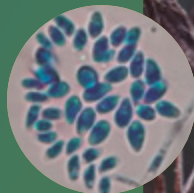
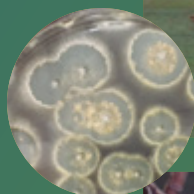
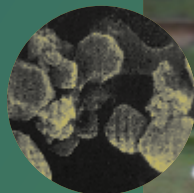
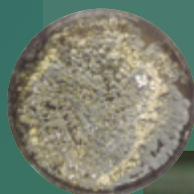


# Manejo de plagas para una palmicultura sostenible en Colombia

*Elaeis guineensis*  
e híbrido OxG







# Manejo de plagas para una palmicultura sostenible en Colombia

*Elaeis guineensis* e híbrido OxG

# Manejo de plagas para una palmicultura sostenible en Colombia *Elaeis guineensis* e híbrido O×G

Publicación del Centro de Investigación en Palma de Aceite, Cenipalma,  
con el apoyo del Fondo de Fomento Palmero, administrado por Fedepalma.

Director General  
Alexandre Patrick Cooman

Director de Investigación  
Hernán Mauricio Romero Angulo

Director de Extensión  
Jorge Alonso Beltrán Giraldo

Editores científicos  
Álex Enrique Bustillo Pardey  
Anuar Morales Rodríguez

Coordinación editorial  
Yolanda Moreno Muñoz

Diseño y diagramación  
Ximena Díaz Ortiz

Corrección de estilo  
Liliana Córdoba

Impresión  
Estudio 45-8

ISBN 978-958-8360-86-7

Calle 98 N.º 70-91, piso 14  
PBX: (57 + 601) 313 8600  
Bogotá, Colombia  
[www.cenipalma.org](http://www.cenipalma.org)

Septiembre de 2023

Los trabajos suscritos por el personal del Centro de Investigación en Palma de Aceite, Cenipalma, forman parte de los estudios realizados por Cenipalma y Fedepalma. Las ideas emitidas por los autores son de su exclusiva responsabilidad y no expresan necesariamente las opiniones de las entidades.



# Contenido

|                            |         |
|----------------------------|---------|
| Índice de figuras y tablas | pág. 12 |
| Autores                    | pág. 38 |
| Agradecimientos            | pág. 40 |
| Prefacio                   | pág. 41 |
| Introducción               | pág. 43 |

## SECCIÓN 1

### MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS EN ECOSISTEMAS AGRÍCOLAS

**PÁG. 49**

#### Capítulo 1.

|                                                           |         |
|-----------------------------------------------------------|---------|
| La comunicación en insectos y la respuesta de las plantas | pág. 50 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                              |         |

#### Capítulo 2.

|                                                       |         |
|-------------------------------------------------------|---------|
| Conceptos básicos sobre el manejo integrado de plagas | pág. 60 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                          |         |

#### Capítulo 3.

|                                                                             |         |
|-----------------------------------------------------------------------------|---------|
| La racionalidad del manejo integrado de plagas (MIP)<br>y su implementación | pág. 62 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                                |         |

#### Capítulo 4.

|                                                                                   |         |
|-----------------------------------------------------------------------------------|---------|
| El manejo integrado de plagas (MIP) y la integración<br>con el manejo de cultivos | pág. 68 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                                      |         |

#### Capítulo 5.

|                                                                   |         |
|-------------------------------------------------------------------|---------|
| Nematodos para el control de insectos plaga de la palma de aceite | pág. 74 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                      |         |

#### Capítulo 6.

|                                                              |         |
|--------------------------------------------------------------|---------|
| Enfermedades virales en insectos plaga de la palma de aceite | pág. 83 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                 |         |

|                                                                                       |                 |
|---------------------------------------------------------------------------------------|-----------------|
| Capítulo 7.                                                                           |                 |
| Enfermedades en insectos causadas por hongos entomopatógenos                          | pág. 89         |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                                          |                 |
| Capítulo 8.                                                                           |                 |
| Hongos entomopatógenos utilizados para el control                                     | pág. 99         |
| de insectos plaga de la palma de aceite                                               |                 |
| Leidy Johanna Contreras Arias y Álex Enrique Bustillo Pardey                          |                 |
| Capítulo 9.                                                                           |                 |
| Aplicación de la bioeconomía para la evaluación de estrategias para                   | pág. 108        |
| el control de insectos plaga. El caso de la palma de aceite en Colombia               |                 |
| Mauricio Mosquera Montoya y Elizabeth Ruiz Álvarez                                    |                 |
| Capítulo 10.                                                                          |                 |
| Prácticas agronómicas y su impacto en el manejo integrado                             | pág. 125        |
| de insectos plaga de la palma de aceite                                               |                 |
| Nolver Atanacio Arias Arias y Jorge Alonso Beltrán Giraldo                            |                 |
| Referencias bibliográficas                                                            | pág. 140        |
| <b>SECCIÓN 2</b>                                                                      |                 |
| <b>INSECTOS POLINIZADORES DE LA PALMA DE ACEITE</b>                                   | <b>PÁG. 152</b> |
| Capítulo 11.                                                                          |                 |
| <i>Elaeidobius kamerunicus</i> (Faust, 1898)                                          | pág. 155        |
| Luis Guillermo Montes Bazurto, Álex Enrique Bustillo Pardey y Anuar Morales Rodríguez |                 |
| Capítulo 12.                                                                          |                 |
| <i>Elaeidobius subvittatus</i> (Faust, 1898)                                          | pág. 158        |
| Luis Guillermo Montes Bazurto, Álex Enrique Bustillo Pardey y Anuar Morales Rodríguez |                 |
| Capítulo 13.                                                                          |                 |
| <i>Mystrops costaricensis</i> Gillogy, 1968                                           | pág. 159        |
| Luis Guillermo Montes Bazurto, Álex Enrique Bustillo Pardey y Anuar Morales Rodríguez |                 |
| Referencias bibliográficas                                                            | pág. 160        |
| <b>SECCIÓN 3</b>                                                                      |                 |
| <b>INSECTOS DEFOLIADORES DE LA PALMA DE ACEITE</b>                                    | <b>PÁG. 162</b> |
| Capítulo 14.                                                                          |                 |
| La hormiga arriera, <i>Atta cephalotes</i> (L., 1758)                                 | pág. 163        |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                                          |                 |

|                                                                                                  |          |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 15.                                                                                     |          |
| <i>Automeris liberia</i> (Cramer, 1780)                                                          | pág. 172 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre |          |
| Capítulo 16.                                                                                     |          |
| <i>Brassolis sophorae luridus</i> Stichel, 1902                                                  | pág. 177 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                                                     |          |
| Capítulo 17.                                                                                     |          |
| La langosta gigante, <i>Eutropidacris cristata</i> (L. 1758)                                     | pág. 184 |
| Carlos Andrés Sendoya Corrales y Álex Enrique Bustillo Pardey                                    |          |
| Capítulo 18.                                                                                     |          |
| El gusano indio, <i>Dirphia peruvianus</i> Bouvier, 1924                                         | pág. 188 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey y Miriam Rosero Guerrero                                            |          |
| Capítulo 19.                                                                                     |          |
| El cucarrón negro, <i>Leucothyreus femoratus</i> Burmeister, 1844                                | pág. 193 |
| Álex E. Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre      |          |
| Capítulo 20.                                                                                     |          |
| El gusano cuernito, <i>Loxotoma elegans</i> Zeller, 1854                                         | pág. 198 |
| Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Álex Enrique Bustillo Pardey                                   |          |
| Capítulo 21.                                                                                     |          |
| El gusano pollo, <i>Megalopyge albicollis</i> (Walker, 1855)                                     | pág. 204 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre |          |
| Capítulo 22.                                                                                     |          |
| La mota de algodón, <i>Mesoscia pusilla</i> (Stoll, 1782)                                        | pág. 207 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre |          |
| Capítulo 23.                                                                                     |          |
| <i>Norape argyrorrhoea</i> Hübner, 1825                                                          | pág. 210 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre |          |
| Capítulo 24.                                                                                     |          |
| El gusano canasta, <i>Oiketicus kirbyi</i> Lands Guilding, 1827                                  | pág. 213 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                                                     |          |
| Capítulo 25.                                                                                     |          |
| El gusano cabrito, <i>Opsiphanes cassina</i> C. & R. Felder, 1862                                | pág. 219 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Jesús Arvey Matabachoy Solarte y José Luis Pastrana Sánchez        |          |

---

|                                                                                                                         |          |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 26.                                                                                                            |          |
| <i>Opsiphanes invirae</i> (Hübner, 1808)                                                                                | pág. 233 |
| Carlos Enrique Barrios Trilleras, Álex Enrique Bustillo Pardey, José Luis Pastrana Sánchez<br>y Anuar Morales Rodríguez |          |

|                                                           |          |
|-----------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 27.                                              |          |
| El gusano cabezón, <i>Saliana severus</i> (Mabille, 1895) | pág. 236 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                              |          |

|                                                                              |          |
|------------------------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 28.                                                                 |          |
| El gusano cuernito menor, <i>Stenoma impressella</i> (Busck, 1914)           | pág. 239 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Carlos Andrés Sendoya y Carlos Enrique Barrios |          |

|                            |          |
|----------------------------|----------|
| Referencias bibliográficas | pág. 247 |
|----------------------------|----------|

## SECCIÓN 4

### INSECTOS DEFOLIADORES DE LA FAMILIA LIMACODIDAE

PÁG. 254

|                                                           |          |
|-----------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 29.                                              |          |
| El gusano monturita, <i>Acharia apicalis</i> (Dyar, 1900) | pág. 256 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                              |          |

|                                                                                                                                     |          |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 30.                                                                                                                        |          |
| El gusano sibine, <i>Acharia fusca</i> (Stoll, 1780)                                                                                | pág. 260 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre, Jorge Alberto Aldana de la Torre<br>y Carlos Andrés Sendoya Corrales |          |

|                                                                                                  |          |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 31.                                                                                     |          |
| El gusano episibine, <i>Acharia intensa</i> (Dyar, 1905)                                         | pág. 265 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre |          |

|                                                     |          |
|-----------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 32.                                        |          |
| El gusano nesea, <i>Acharia nesea</i> (Stoll, 1780) | pág. 268 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                        |          |

|                                                                                                  |          |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 33.                                                                                     |          |
| El gusano pálido, <i>Acharia pallescens</i> (Dognin, 1901)                                       | pág. 271 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre |          |

|                                                       |          |
|-------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 34.                                          |          |
| El gusano euclea, <i>Euclea diversa</i> (Druce, 1887) | pág. 273 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                          |          |

---

|                                     |          |
|-------------------------------------|----------|
| Capítulo 35.                        |          |
| <i>Euclea cippus</i> (Cramer, 1775) | pág. 275 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey        |          |

|                                      |          |
|--------------------------------------|----------|
| Capítulo 36.                         |          |
| <i>Euclea cuspostriga</i> Dyar, 1906 | pág. 277 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey         |          |

|                                   |          |
|-----------------------------------|----------|
| Capítulo 37.                      |          |
| <i>Euclea plugma</i> (Sepp, 1848) | pág. 278 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey      |          |

|                                                                                                  |          |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 38.                                                                                     |          |
| El gusano darna, <i>Euprosterina elaea</i> (Druce, 1887)                                         | pág. 280 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre |          |

|                                                                                                  |          |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 39.                                                                                     |          |
| El gusano natada, <i>Natada subpectinata</i> Dyar, 1905                                          | pág. 287 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre |          |

|                                                                 |          |
|-----------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 40.                                                    |          |
| <i>Natada pucara</i> Dognin, 1893                               | pág. 291 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey y Jorge Alberto Aldana de la Torre |          |

|                                     |          |
|-------------------------------------|----------|
| Capítulo 41.                        |          |
| <i>Natada michorta</i> , Dyar, 1912 | pág. 293 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey        |          |

|                                                             |          |
|-------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 42.                                                |          |
| El gusano araña, <i>Phobetron hipparchia</i> (Cramer, 1777) | pág. 294 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                |          |

|                                                        |          |
|--------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 43.                                           |          |
| <i>Talima straminea</i> (Schaus, 1892)                 | pág. 298 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey y Jesús Arvey Matabanchoy |          |

|                            |          |
|----------------------------|----------|
| Referencias bibliográficas | pág. 301 |
|----------------------------|----------|

## SECCIÓN 5

### INSECTOS Y ÁCAROS CHUPADORES

PÁG. 306

|                                                                      |          |
|----------------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 44.                                                         |          |
| El ácaro de la palma de aceite, <i>Retracrus elaeis</i> Keifer, 1975 | pág. 307 |
| Carlos Enrique Barrios Trilleras y Álex Enrique Bustillo Pardey      |          |

---

|                                                                                                                                                      |          |
|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 45.                                                                                                                                         |          |
| La arañita roja de dos manchas, <i>Tetranychus mexicanus</i> (McGregor, 1920)                                                                        | pág. 312 |
| Carlos Enrique Barrios Trilleras y Álex Enrique Bustillo Pardey                                                                                      |          |
| Capítulo 46.                                                                                                                                         |          |
| La arañita roja, <i>Oligonychus yotheri</i> (McGregor, 1914)                                                                                         | pág. 314 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey y Carlos Enrique Barrios Trilleras                                                                                      |          |
| Capítulo 47.                                                                                                                                         |          |
| La escama del cocotero, <i>Aspidiotus destructor</i> Signoret, 1869                                                                                  | pág. 318 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                                                                                                         |          |
| Capítulo 48.                                                                                                                                         |          |
| El pulgón de la palma, <i>Cerataphis brasiliensis</i> (Hempel, 1901)                                                                                 | pág. 322 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                                                                                                         |          |
| Capítulo 49.                                                                                                                                         |          |
| <i>Crypticeria multicastrices</i> Kondo y Unruh, 2009                                                                                                | pág. 325 |
| Takumasa Kondo y Álex Enrique Bustillo Pardey                                                                                                        |          |
| Capítulo 50.                                                                                                                                         |          |
| La escama de raíces, <i>Cryptostigma rhizophilum</i> Kondo, 2010                                                                                     | pág. 329 |
| Takumasa Kondo y Álex Enrique Bustillo Pardey                                                                                                        |          |
| Capítulo 51.                                                                                                                                         |          |
| El saltahojas de la palma, <i>Haplaxius crudus</i> (van Duzee, 1907)                                                                                 | pág. 331 |
| Ivette Johana Beltrán Aldana, Natalia Julieth Castillo Villarraga, Miriam Rosero Guerrero,<br>Álex Enrique Bustillo Pardey y Anuar Morales Rodríguez |          |
| Capítulo 52.                                                                                                                                         |          |
| La chinche de encaje, <i>Leptopharsa gibbicarina</i> Froeschner, 1976                                                                                | pág. 340 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Carlos Enrique Barrios Trilleras,<br>Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre                |          |
| Capítulo 53.                                                                                                                                         |          |
| El piojo blanco de la palma, <i>Pinaspis strachani</i> (Cooley, 1899)                                                                                | pág. 347 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey                                                                                                                         |          |
| Capítulo 54.                                                                                                                                         |          |
| La escama blanca del cocotero, <i>Pseudoparlatoria bennetti</i> (Williams, 1969)                                                                     | pág. 350 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Luis Guillermo Montes Bazurto y Demian Takumasa Kondo                                                                  |          |



## Capítulo 55.

La chinche de encaje, *Stragulotingis bicincta* (Monte, 1946)

pág. 355

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre

## Referencias bibliográficas

pág. 359

## SECCIÓN 6

### INSECTOS QUE AFECTAN FRUTOS, ESTÍPITES Y RAÍCES

PÁG. 368

## Capítulo 56.

El barrenador de frutos de la palma de aceite, *Caphys bilineata* (Stoll, 1781)      pág. 369

Carlos Enrique Barrios Trilleras, Álex Enrique Bustillo Pardey y Anuar Morales Rodríguez

## Capítulo 57.

La chisa, *Cyclocephala amazona* (Linnaeus, 1767)      pág. 372

Carlos Andrés Sendoya Corrales y Álex Enrique Bustillo Pardey

## Capítulo 58.

El raspador del fruto de la palma de aceite,      pág. 375

*Demotispa neivai* (Bondar, 1940)

Luis Guillermo Montes Bazurto, Álex Enrique Bustillo Pardey y Anuar Morales Rodríguez

## Capítulo 59.

El gusano tornillo, *Eupalamides guyanensis* (Houlber, 1917)      pág. 380

Rosa Cecilia Aldana de la Torre, Álex Enrique Bustillo Pardey y Jorge Alberto Aldana de la Torre

## Capítulo 60.

El picudo rayado, *Metamasius hemipterus sericeus* (Olivier)      pág. 387

Álex Enrique Bustillo Pardey

## Capítulo 61.

El picudo negro, *Rhynchophorus palmarum* (L., 1758)      pág. 390

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre

y Jorge Alberto Aldana de la Torre

## Capítulo 62.

El barrenador de raíces de la palma, *Sagalassa valida* (Walker, 1856)      pág. 402

Álex Enrique Bustillo Pardey, Jesús Arvey Matabanchoy Solarte,

Carlos Andrés Sendoya Corrales y José Luis Pastrana Sánchez

## Capítulo 63.

El torito, *Strategus aloeus* (L., 1758)      pág. 412

Álex Enrique Bustillo Pardey, Jorge Alberto Aldana de la Torre

y Rosa Cecilia Aldana de la Torre

## SECCIÓN 7

### INSECTOS RASPADORES Y MINADORES FOLIARES DE LA PALMA DE ACEITE

PÁG. 428

#### Capítulo 64.

El gusano gelatina de la palma, *Acraga ochracea* (Walker, 1855) pág. 429

Álex Enrique Bustillo Pardey y Carlos Andrés Sendoya Corrales

#### Capítulo 65.

El cogollero de la palma, *Alurnus humeralis* Rosenberg, 1898 pág. 432

Álex Enrique Bustillo Pardey y Rosa Cecilia Aldana de la Torre

#### Capítulo 66.

*Antaeotricha phaeoneura* (Meyrick, 1913) pág. 436

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre

y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Capítulo 67.

El raspador de la flecha de la palma, *Cephaloleia vagelineata* Piceus, 1926 pág. 439

Álex Enrique Bustillo Pardey, Carlos Enrique Barrios Trilleras

y Natalia Julieth Castillo Villarraga

#### Capítulo 68.

*Cephaloleia depressa* Baly, 1858 pág. 445

Álex Enrique Bustillo Pardey, Carlos Enrique Barrios Trilleras,

Jorge Alberto Aldana de la Torre y Rosa Aldana de la Torre

#### Capítulo 69.

El cucarroncito aplanado, *Delocrania cossyphoides* pág. 447

Guérin-Ménéville, 1844

Álex Enrique Bustillo Pardey, Carlos Andrés Sendoya Corrales y Jesús Arvey Matabanchoy Solarte

#### Capítulo 70.

*Durrantia flaccescens* Meyrick, 1925 pág. 450

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Capítulo 71.

El minador de las hojas, *Hispoleptis subfasciata* Piceus, 1938 pág. 454

Álex Enrique Bustillo Pardey, Jorge Alberto Aldana de la Torre,

Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jesús Arvey Matabanchoy

|                                                                                                     |          |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 72.                                                                                        |          |
| <i>Spaethiella tristis</i> (Boheman, 1850)                                                          | pág. 459 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre<br>y Jorge Alberto Aldana de la Torre |          |

|                                                                 |          |
|-----------------------------------------------------------------|----------|
| Capítulo 73.                                                    |          |
| <i>Struthocelis semiotarsa</i> (Meyrick, 1916)                  | pág. 462 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey y Jorge Alberto Aldana de la Torre |          |

|                                           |          |
|-------------------------------------------|----------|
| Capítulo 74.                              |          |
| <i>Tiquadra circumdata</i> (Zeller, 1877) | pág. 464 |
| Álex Enrique Bustillo Pardey              |          |

|                            |          |
|----------------------------|----------|
| Referencias bibliográficas | pág. 466 |
|----------------------------|----------|

|                                                                                                |                 |
|------------------------------------------------------------------------------------------------|-----------------|
| <b>SECCIÓN 8</b>                                                                               |                 |
| <b>GESTIÓN INTEGRAL PARA EL MANEJO DE INSECTOS<br/>PLAGA EN LA PALMA DE ACEITE EN COLOMBIA</b> | <b>PÁG. 470</b> |

Julián Fernando Becerra-Encinales, Juan Pablo Tovar Molano,  
Diana Yanneth Navarrete Girón, Pedro Alexander Pérez Rojas,  
Ángela Lucero Neira Segura, Leidy Carolina Morales Ipuz  
y Jorge Alonso Beltrán Giraldo

|                            |          |
|----------------------------|----------|
| Referencias bibliográficas | pág. 491 |
|----------------------------|----------|

|                                                                       |                 |
|-----------------------------------------------------------------------|-----------------|
| <b>SECCIÓN 9</b>                                                      |                 |
| <b>PERSPECTIVAS HACIA UNA PALMICULTURA<br/>SOSTENIBLE EN COLOMBIA</b> | <b>PÁG. 493</b> |

|                            |          |
|----------------------------|----------|
| Referencias bibliográficas | pág. 498 |
|----------------------------|----------|

|                                           |                 |
|-------------------------------------------|-----------------|
| <b>SECCIÓN 9</b>                          |                 |
| <b>GLOSARIO DE TÉRMINOS ENTOMOLÓGICOS</b> | <b>PÁG. 499</b> |

|              |          |
|--------------|----------|
| Bibliografía | pág. 513 |
|--------------|----------|

---

# Índice de figuras y tablas

**Tabla 1.** Lista de 28 capítulos sobre insectos plaga adicionados en relación con el *Manual de plagas de la palma de aceite en Colombia 4a ed.*, de 2010 | **47**

**Tabla 2.** Registro de 17 correcciones en los nombres científicos de insectos plaga de la palma de aceite | **48**

## SECCIÓN 1

### MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS EN ECOSISTEMAS AGRÍCOLAS

#### Capítulo 1.

**Figura 1.** Trampa de luz negra, de longitudes de onda muy cortas cercanas a la ultravioleta, a la que muchos insectos nocturnos son atraídos | **50**

**Figura 2.** La feromona de agregación “Trimedlure” atrae los machos de la mosca del Mediterráneo (*Ceratitis capitata*), plaga de frutales | **52**

**Figura 3.** a) Trampa con atrayente para controlar la polilla del manzano. b) *Cydia pomonella* | **53**

**Figura 4.** Representación de la liberación de compuestos volátiles de las plantas, en respuesta a la alimentación de los insectos, mediada por un elicitor, como volicitina, que se produce por las secreciones orales de insectos. Los semioquímicos volátiles son utilizados por avispidas parasitoides, para localizar sus huéspedes | **56**

#### Capítulo 5.

**Figura 1.** Juveniles infectivos de nematodos vistos a través del microscopio de luz | **75**

**Figura 2.** Electromicroscopía de juvenil infectivo de *Heterorhabditis* sp., que muestra el primordio de diente (d) queratinizado, que posee el nematodo para penetrar el cuerpo del insecto. En recuadro, detalle del diente | **76**

**Figura 3.** Bacteria mutualista presente en el intestino de nematodos entomopatógenos, *Xenorhabdus* para *Steinernema* spp. y *Photorhabdus* para *Heterorhabditis* spp. | **76**

**Figura 4.** Larvas de *Galleria mellonella* infectadas por nematodos a) por *Steinernema* y b) por *Heterorhabditis* | **77**

**Figura 5.** Larva de *Cephaloleia vagelineata* infectada por *Heterorhabditis* sp. código CPHsp1402. Se observa la tonalidad rojiza de la larva *Heterorhabditis* sp. | 79

**Tabla 1.** Mortalidad acumulada de adultos de *Rhynchophorus palmarum* a causa de la infección por especies y aislamientos de nematodos entomopatógenos | 79

**Figura 6.** Larva de primer instar de *Rhynchophorus palmarum* infectada por *Heterorhabditis* sp. código Gua31. Se muestran los juveniles infectivos del nematodo que emergen de su cuerpo | 80

**Tabla 2.** Mortalidad de larvas de *Rhynchophorus palmarum*, de diferentes edades, causada por varias especies de nematodos entomopatógenos (100 JI/larva). Las casillas sin información indican que no se evaluó el nematodo | 80

**Figura 7.** Ninfa de *Haplaxius crudus* infectada por el nematodo *Heterorhabditis* sp. código CPHsp1301 | 81

**Figura 8.** Larva de *Sagalassa valida* infectada por el nematodo *Heterorhabditis* sp. código CPHsp1301 | 81

**Figura 9.** Nematodos entomopatógenos almacenados en espumas de poliuretano en bolsas de plástico, para su entrega por parte del laboratorio Productos Biológicos Perkins Ltda. | 82

Capítulo 6.

**Tabla 1.** Registro de enfermedades virales en insectos plaga de la palma de aceite | 86

**Figura 1.** a) Micrografía electrónica de cuerpos de oclusión del virus de *Norape argyrorrhoea* (P: cuerpo de oclusión; Barra: 1 µm). b) Micrografía electrónica de un corte seccional de un cuerpo de oclusión de *N. argyrorrhoea* (Barra: 1 µm; V: viriones mostrando las puntas de los viriones) | 86

**Figura 2.** Microfotografía con microscopio electrónico de transmisión de partículas virales en larvas de *Dirphia peruvianus* Bouvier | 86

**Figura 3.** Microfotografía con microscopio electrónico de transmisión de partículas virales en larvas de *Acharia fusca* Stoll | 86

**Figura 4.** Microfotografía con microscopio electrónico de transmisión de partículas virales en larvas de *Euclea diversa* Druce | 87

**Figura 5.** Larvas de plagas de la palma de aceite con signos de infección por una enfermedad viral. a) *Opsiphanes cassina*. b) *Dirphia peruvianus*. c) *Automeris liberia*. d) *Euprosterna elaea*. e) *E. elaea*, otra fisonomía | 87

Capítulo 7.

**Figura 1.** Infección por un hongo y su penetración en el cuerpo de un insecto | 89

**Figura 2.** Adulto de *Cephaloleia vagelineata* infectado por el hongo *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa0604 | 93

**Figura 3.** Adulto de *Demotispia neivai* infectado por el hongo *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa1502 | 94

**Figura 4.** Adulto de *Haplaxius crudus* posado en un foliolo de palma de aceite, infectado por el hongo *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa1309 | 95

**Figura 5.** Adulto de *Leptopharsa gibbicarina* posado en el envés de un foliolo de palma de aceite, infectado por el hongo *Purpureocillium lilacinum* cepa CPPI0601 | 95

**Figura 6.** Adulto de *Rhynchophorus palmarum* infectado por el hongo *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa1104 | 96

**Figura 7.** Larvas de *Stenoma impressella* infectadas por el hongo *Cordyceps cateniannullata* a) en

palma. b) En el laboratorio, el hongo cubre todo el cuerpo de la larva | 97

**Figura 8.** Larva en el suelo de *Strategus aloeus* infectada por el hongo *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa1306 | 98

## Capítulo 8.

**Figura 1.** Características macroscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa1309. Colonias en medio SDA (Sabouraud Dextrosa Agar): a) anverso; b) reverso. c) Adulto de *Haplaxius crudus* infectado | 100

**Figura 2.** Características microscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa1309. a) Células conidiogénicas (fiálides) que forman una capa densa (himenio). b) Conidióforo ramificado en forma de candelabro. c) Engrosamiento de las fiálides, puntas romas de células conidiogénicas. d) Conidias adheridas lateralmente | 100

**Figura 3.** Características macroscópicas de la cepa *Metarhizium annisopliae* CPMa1502. Colonias en medio SDA: a) anverso; b) reverso. c) Adulto de *Demotissa neivai* infectado | 101

**Figura 4.** Características microscópicas de la cepa *Metarhizium annisopliae* CPMa1502. a) Conidióforo ramificado de longitud variable. b) Conidióforos individuales ampliamente ramificados. c) Células conidiogénicas, conidias septadas formando cadenas. d) Conidias adheridas lateralmente | 101

**Figura 5.** Características macroscópicas de la cepa *Cordyceps cateniannulata* CPIsp1201. Colonias en medio SDA: a) anverso; b) reverso. c) Larva de *Stenoma impressella* infectada | 102

**Figura 6.** Características microscópicas de la cepa *Cordyceps cateniannulata* CPIsp1201. a) Conidias cilíndricas a elipsoidales, fiálide en forma de matraz con porción basal inflada. b) Fiálides elipsoidales con cuello largo.

c) Cadenas de conidias formando un bucle. d) Cadenas conidiales imbricadas | 102

**Figura 7.** Características macroscópicas de la cepa *Purpureocillium lilacinum* CPP10601. Colonias en medio PDA (papa dextrosa agar): a) anverso; b) reverso. c) Adulto de *Leptopharsa gibbicarina* infectado | 103

**Figura 8.** Características microscópicas de la cepa *Purpureocillium lilacinum* CPP10601. a) Conidióforos con fiálides agrupados densamente. b) Hifas vegetativas. c) Fiálides y conidias. d) Fiálides cilíndricas y conidias que forman cabezuelas | 104

**Figura 9.** Características macroscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa0604. Colonias en medio SDA: a) anverso; b) reverso. c) Adulto de *Cephaloleia vagelineata* infectado | 105

**Figura 10.** Características microscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa0604. a) Conidióforo ramificado de longitud variable. b) Conidióforos individuales ampliamente ramificados. c) Células conidiogénicas, conidias septadas que forman cadenas. d) Conidias adheridas lateralmente | 105

**Figura 11.** Características macroscópicas de la cepa *Beauveria bassiana* CPBb0404. Colonias en medio SDA: a) anverso; b) reverso. c) Larva de *Stenoma impressella* infectada | 106

**Figura 12.** Características microscópicas de la cepa *Beauveria bassiana* CPBb0404. a) Hifas ramificadas, hialinas y septadas. b) Grupos de células conidiogénicas. c) Raquis en forma de zigzag. d) Conidias globosas, subglobosas o ampliamente elipsoidales | 106

**Figura 13.** Características macroscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa1107. Colonias en medio PDA: a) anverso; b) reverso. c) Ninfa de tercer instar de *Haplaxius crudus* infectada | 107

**Figura 14.** Características microscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa1107. a) Conidióforo ramificado de longitud variable. b) Conidióforos individuales ampliamente ramificados. c) Células conidiogénicas, conidias septadas que forman cadenas. d) Conidias adheridas lateralmente | 107

## Capítulo 9.

**Figura 1.** Lotes evaluados en la documentación de la práctica de control de *S. valida* | 118

**Figura 2.** Producción por lote con actualización de 12 meses | 119

**Tabla 1.** Datos usados para la estimación de costos de manejo de la ML en las parcelas de validación | 122

**Tabla 2.** Costos de manejo de la ML por hectárea en la parcela de validación de Hacienda La Cabaña | 122

## Capítulo 10.

**Figura 1.** Plantación de palma de aceite con franjas de protección en fuentes hídricas y áreas de conservación | 126

**Figura 2.** En los primeros años del cultivo, se pueden presentar defoliaciones ocasionadas

por *Leucothyreus femoratus*, en lotes con alta presencia de gramíneas | 128

**Figura 3.** Contraste de cobertura predominante en cultivo joven, a) gramíneas y b) leguminosas de hoja ancha | 129

**Figura 4.** Cultivos de palma de aceite adulta con a) diversidad de especies arbustivas y b) coberturas de leguminosas y otras arvenses de hoja ancha | 130

**Figura 5.** Establecimiento de plantas nectaríferas en bordes de lotes para la atracción de fauna benéfica | 131

**Figura 6.** *Canavalia brasiliensis*, especie útil para el manejo de hormigas cortadoras en lotes de palma de aceite | 132

**Figura 7.** Adición de biomasa al plato de la palma. a) Ubicación de hojas de poda alrededor de la palma y b) racimos vacíos. | 133

**Figura 8.** Sistema de renovación con tumbado y apilado. No es recomendable por favorecer sitios de reproducción de *Strategus aloeus* | 137

**Figura 9.** Sistemas de renovación con a) tumbado y picado de estípites y b) tumbado y pulverizado | 138

## SECCIÓN 2

### INSECTOS POLINIZADORES DE LA PALMA DE ACEITE

**Figura 1.** Inflorescencias de la palma de aceite a) femenina y b) masculina | 153

**Figura 2.** Adulto de *Grasidius hybridus*, polinizador encontrado en palmas híbridas OxG en la Zona Suroccidental palmera de Colombia | 154

## Capítulo 11.

**Figura 1.** Adultos de *Elaeidobius kamerunicus*. a) Hembra. b) Macho. c) Macho y hembra juntos para comparar tamaño | 155

**Figura 2.** Huevo de *Elaeidobius kamerunicus* depositado en la inflorescencia masculina de la palma de aceite | 156

**Figura 3.** *Elaeidobius kamerunicus* en a) inflorescencias masculinas y b) espiguilla | 156

ción, que los diferencian de *Elaeidobius kamerunicus* | 158

## Capítulo 12.

**Figura 1.** Adultos de *Elaeidobius subvittatus*, polinizador de la palma de aceite. Se observan sus características morfológicas y de colora-

## Capítulo 13.

**Figura 1.** Adulto de *Mystrops costaricensis*, polinizador de la palma de aceite en Colombia | 159

### SECCIÓN 3

### INSECTOS DEFOLIADORES DE LA PALMA DE ACEITE

## Capítulo 14.

**Figura 1.** Defoliación causada por la hormiga arriera *Atta cephalotes* a una plantación de palma de aceite | 164

**Figura 2.** Reina de *Atta cephalotes* en su cámara real, atendida por hormigas jardineras de la colonia | 164

**Figura 3.** Cortadoras de *Atta cephalotes* defoliando un árbol de guanábana | 165

**Figura 4.** Sendero que construyen y por el que transitan las hormigas arrieras *Atta cephalotes* | 165

**Figura 5.** Jardineras de *Atta cephalotes* cuidando el hongo simbiótico *Leucocoprinus gonglyliphorus* | 165

**Figura 6.** Soldado encargado de la defensa del hormiguero de *Atta cephalotes* | 166

**Figura 7.** Muerte de adultos alados de *Atta cephalotes*, después de la emergencia para el vuelo nupcial | 166

**Figura 8.** Sitios de entrada de las hormigas arrieras hacia el hormiguero | 166

**Figura 9.** Hormiga obrera de *Atta cephalotes* haciendo el corte semiesférico del follaje de un hospedero favorito | 167

**Figura 10.** Hormigas cortadoras de *Atta cephalotes* transportando hojas de plantas al hormiguero | 167

**Figura 11.** Cámara de la reina de *Atta cephalotes*, donde cultiva el hongo con el follaje colectado por las obreras, para alimentar con este a todos los miembros de la colonia | 167

**Figura 12.** Hormiguero de unos 15 años, donde, una vez excavado, se encontraron 35 cámaras | 168

**Figura 13.** Hormiguero de varios años de desarrollo, con múltiples puntos de ingreso y salida | 168

**Figura 14.** Ilustración de la estructura de un nido de *Atta cephalotes*, que muestra su desarrollo a través del tiempo | 168

**Figura 15.** Hormigas obreras de *Atta cephalotes*. Sobre la hoja va una que hace de escolta para evitar la presencia de enemigos que quieran ingresar a la colonia, al viajar en las hojas | 169

## Capítulo 15.

**Figura 1.** La característica principal del adulto de *Automeris liberia* son las figuras en forma de ojos en las alas posteriores, con las que intimidan a sus posibles depredadores | 172



**Figura 2.** Huevos de *Automeris liberia* depositados por el adulto en el envés del foliolo de la palma de aceite, en hileras dobles de seis huevos | 173

**Figura 3.** Larvas de *Automeris liberia* alimentándose del foliolo de la palma de aceite. a) Larva de segundo instar. b) Larva de último instar | 173

**Figura 4.** Pupa de *Automeris liberia*. a) Pupario elaborado por la larva de último instar. b) Pupa bien desarrollada con el pupario abierto, para observar sus características | 174

**Figura 5.** Larvas de *Automeris liberia* depredadas por la chinche *Alcaeorrhynchus grandis* | 174

**Figura 6.** Larva de *Automeris liberia* parasitada por *Cotesia congregata* (Say) | 175

**Figura 7.** Larva de *Automeris liberia* parasitada por una mosca Tachinidae, que deposita un huevo sobre su cuerpo. La larvita que surge la penetra, se desarrolla en su interior y emerge cuando *A. liberia* se transforma en pupa | 175

**Figura 8.** Larva de *Automeris liberia* infectada por el hongo *Metarhizium anisopliae*, el cual, al esporular le da una cobertura total de color verde | 176

**Figura 9.** Larva de *Automeris liberia* en posición colgante, característica de una infección viral. Este es un virus de polidédrico nuclear, que causa epizootias en las poblaciones de esta plaga | 176

**Figura 10.** Defoliación en una plantación de la Zona Oriental, causada por *Automeris liberia* en un lote de palmas jóvenes | 176

## Capítulo 16.

**Figura 1.** Adulto de *Brassolis sophorae luridus* en el que se aprecian sus características de venación en sus alas anteriores y posteriores | 178

**Figura 2.** Adultos de *Brassolis sophorae luridus* a) en reposo sobre los foliolos y b) el pedúnculo de una hoja de palma de aceite | 178

**Figura 3.** Huevos de *Brassolis sophorae luridus* depositados por la hembra a) en la base peciolar y b) sobre el envés de un foliolo de la palma | 179

**Figura 4.** Larvas de *Brassolis sophorae luridus*, que muestran sus características morfológicas y su hábito de agregación en grandes proporciones | 179

**Figura 5.** Larvas de *Brassolis sophorae luridus* a) Inicios de la formación del agrupamiento de las hojas que conforma el nido o albergue en la parte alta del follaje de la palma de aceite. b) Nido ya formado | 180

**Figura 6.** Larvas de *Brassolis sophorae luridus*. a) Forma como se acomodan en el nido, que construyen con las hojas de la palma. b) Larvas que dejaron el nido para salir a alimentarse de los foliolos | 180

**Figura 7.** Pupas de *Brassolis sophorae luridus*. a) En una base peciolar. b) Adherida a un foliolo de la palma de aceite | 181

**Figura 8.** Parasitoides de larva-pupa de *Brassolis sophorae luridus*. a) Adulto de una mosca de la familia Tachinidae acercándose a una larva. b) Adulto de una mosca Tachinidae, que emerge de una pupa | 182

**Figura 9.** Larvas de *Brassolis sophorae luridus* infectadas por el hongo *Beauveria bassiana* | 182

**Figura 10.** Palma de aceite con defoliación por *Brassolis sophorae luridus* en las partes más altas de la palma y en las hojas más jóvenes | 182

**Figura 11.** Modelo de jaula que se puede utilizar para la captura de pupas de *Brassolis sophorae luridus* en el campo | 183

## Capítulo 17.

**Figura 1.** *Eutropidacris cristata* en plantas hospederas. a) Adulto en cultivo de yuca. b) Adulto en plátano. c) Ninfa consumiendo kudzú. d) Ninfa alimentándose de palma de aceite | 184

**Figura 2.** Adulto de *Eutropidacris cristata* alimentándose en hojas de la palma de aceite | 185

**Figura 3.** Ninfa de *Eutropidacris cristata* en hojas de la palma de aceite | 185

**Figura 4.** Ninfas de *Eutropidacris cristata* defoliando la palma de aceite | 186

**Figura 5.** Daño ocasionado por *Eutropidacris cristata* a la palma de aceite. a) Consumo foliar. b) Defoliación total de la planta | 186

## Capítulo 18.

**Figura 1.** Adultos de *Dirphia peruvianus* en una palma de aceite. a) En un foliolo. b) En la base peciolar de una hoja | 189

**Figura 2.** Masa de huevos de *Dirphia peruvianus*. a) Depositados por el adulto en los foliolos de la palma. b) Huevos en eclosión de los que se pueden visualizar las larvas de primer instar | 189

**Figura 3.** Larvas en los últimos estados de desarrollo de *Dirphia peruvianus*. Se observan las características de sus setas en el dorso | 189

**Figura 4.** Larvas de *Dirphia peruvianus* en foliolos de la palma de aceite, que demuestran su hábito gregario | 190

**Figura 5.** Larva de *Dirphia peruvianus* parasitada por *Cotesia glomerata* (L.). Se observa la emergencia de un adulto de esta especie | 190

**Figura 6.** *Dirphia peruvianus* infectada por un hongo del género *Isaria*. a) Larva que eviden-

cia el crecimiento del micelio. b) Aspecto de la pupa atacada por el hongo *Isaria* sp | 191

**Figura 7.** Larvas de *Dirphia peruvianus* infectadas por un nucleopolyedrovirus, nativo en sus poblaciones. a) Larvas agregadas contaminadas por el virus. b) Larva colgada del último par de pseudopatas, típico en las que son infectadas por virus | 191

**Figura 8.** Defoliación ocasionada por larvas de *Dirphia peruvianus* en una plantación de palma de aceite en la Zona Oriental | 191

## Capítulo 19.

**Figura 1.** Adulto de *Leucothyreus femoratus* sobre una hoja de palma de aceite | 194

**Figura 2.** Larva de *Leucothyreus femoratus* en el suelo de las plantaciones, donde se alimenta de las raíces, preferencialmente de gramíneas | 194

**Figura 3.** *Leucothyreus femoratus*. a) Prepupa y b) pupas en el suelo de una plantación de palma de aceite | 195

**Tabla 1.** Ciclo de vida de *Leucothyreus femoratus* (IC = intervalo de confianza) | 195

**Figura 4.** Enemigos de *Leucothyreus femoratus*. a) Carabidae depredando una larva. b) Larva infectada por *Metarhizium anisopliae* sp. c) Larva con un parasitoide sobre su cuerpo. | 196

**Figura 5.** Daño característico en los foliolos de la hoja de la palma de aceite, causado por adultos de *Leucothyreus femoratus*. Se observan los cortes irregulares que realiza para alimentarse | 197

**Figura 6.** Defoliación producida por *Leucothyreus femoratus*. a) Lote con palmas jóvenes y coberturas de gramíneas y b) la defoliación por sus adultos | 197

## Capítulo 20.

**Figura 1.** Adultos de *Loxotoma elegans* posados en un foliolo de palma de aceite y en una arvense. Se observan las dos máculas negras sobre el dorso de su ala anterior, que caracterizan la especie | 199

**Figura 2.** *Loxotoma elegans*. a) Huevo en el haz de un foliolo de palma. b) Larva iniciando el daño con el raspado de la epidermis del foliolo | 199

**Figura 3.** Larvas de *Loxotoma elegans* dejando la cápsula protectora para alimentarse de los foliolos de la palma de aceite | 200

**Figura 4.** *Loxotoma elegans*. a) Enrollamiento del foliolo de la palma, realizado por la larva de último instar, para entrar en prepupa. b) Pupa tipo obtecta | 200

**Figura 5.** Huevo de *Loxotoma elegans* parasitado por una avispa *Trichogramma* sp. Se reconoce por su color negro | 201

**Figura 6.** Araña depredando un adulto de *Loxotoma elegans* | 201

**Figura 7.** Avispa de la familia Vespidae depredando una larva de *Loxotoma elegans* | 201

**Figura 8.** Larva de *Loxotoma elegans* en su cápsula, infectada por el hongo *Cordyceps* sp. | 202

**Figura 9.** Daño realizado por las larvas de *Loxotoma elegans* al consumir los foliolos de la palma de aceite | 203

**Figura 10.** Aspecto del daño causado por las larvas de *Loxotoma elegans* a una palma de aceite | 203

## Capítulo 21.

**Figura 1.** Adultos de *Megalopyge albicollis* con las coloraciones que los caracterizan | 204

**Figura 2.** Larva de *Megalopyge albicollis* con su característica apariencia de un pollo, debido a la presencia de una masa de setas urticantes en su dorso | 205

**Figura 3.** Capullo que conforma la larva de último instar de *Megalopyge albicollis*, para pasar al estado de pupa en su interior | 205

## Capítulo 22.

**Figura 1.** Adultos de *Mesoscia pusilla* el que se aprecia los detalles de sus alas | 207

**Figura 2.** Huevos de *Mesoscia pusilla* cubiertos con setas y sedas del cuerpo del adulto | 207

**Figura 3.** Larvas de primeros instares de *Mesoscia pusilla* | 208

**Figura 4.** Larva de *Mesoscia pusilla* en los últimos instares, preparándose para formar el capullo pupal | 208

**Figura 5.** Capullo pupal de *Mesoscia pusilla*. Lo construye el último instar larval con los pelos y restos de las mudas de su cuerpo, donde permanece la pupa hasta la emergencia del adulto | 208

## Capítulo 23.

**Figura 1.** El adulto de *Norape argyrorrhoea* es una polilla totalmente blanca. En el tórax muestra un mechón de setas | 210

**Figura 2.** Larva de *Norape argyrorrhoea* dañando al foliolo de la palma mediante raspaduras a su epidermis | 211

**Figura 3.** Ninfas de *Podisus brevispinus* depredando larvas de *Norape argyrorrhoea* | 211

## Capítulo 24.

**Figura 1.** Los huevos de *Oiketicus kirbyi* son de forma cónica y tienen aristas redondeadas | 214

**Figura 2.** Inmediatamente las larvas de primer instar logran aterrizar en el follaje de las plantas, se disponen a recubrirse con residuos de lo que encuentren a su alrededor, formando una cobertura que luego llega a ser la canasta que llevarán durante toda su vida | 214

**Figura 3.** Apariencia de la canasta o cesta de *Oiketicus kirbyi*, que varía de acuerdo con la vegetación que consume. En esta se mantienen sus estados de larva y pupa. La hembra nunca la deja | 215

**Figura 4.** *Oiketicus kirbyi*. a) La pupa del macho muestra vestigios de cabeza, alas y segmentos abdominales. b) La pupa de la hembra permanece en el interior de la canasta, sin evidenciar ningún vestigio de alas, antenas o patas | 216

**Figura 5.** Adultos de *Oiketicus kirbyi*. a) Arriba, hembra adulta larviforme; abajo, la exuvia de la pupa de donde emergió el adulto. En este estado nunca sale de la canasta. b) Macho que posee alas, antenas y patas funcionales | 216

**Figura 6.** Hembra adulta de *Oiketicus kirbyi* cargada de huevos, para depositarlos en la exuvia de su pupa después de su cópula con el adulto macho | 217

**Figura 7.** Masa de huevos depositada por la hembra de *Oiketicus kirbyi* en la exuvia de su pupa | 217

**Figura 8.** Larvas de primer instar recién emergidas del huevo. Se descuelgan a través de hilos de seda que generan y luego son transportadas hasta llegar a la parte foliar de las plantas | 217

## Capítulo 25.

**Figura 1.** Adultos de *Opsiphanes cassina* en los que se aprecian las características distintivas del sexo: a) hembra; b) macho | 220

**Figura 2.** Adultos de *Opsiphanes cassina*. a) Posado sobre la base peduncular de una palma de aceite. b) Posado en el envés de una hoja de palma, en lugares oscuros | 221

**Figura 3.** Secuencia en el desarrollo de los huevos de *Opsiphanes cassina* alineados en el envés de los folíolos, cerca del raquis de la hoja de la palma de aceite. a) Huevos blancos recién depositados. b) Detalles de los huevos con desarrollo larval. c) Una sola postura que muestra diferentes estados de desarrollo del embrión en el huevo | 221

**Figura 4.** Larvas de *Opsiphanes cassina*. a) De segundo instar. b) De quinto instar posada a lo largo de la vena central de un folíolo de palma de aceite | 222

**Figura 5.** Formación de la pupa de *Opsiphanes cassina*. a) Larva entrando al estado de prepupa. b) Pupa acabada de formarse, que se distingue por el color verde que adquiere de la larva | 222

**Figura 6.** Pupas de *Opsiphanes cassina* adheridas al follaje de la palma con ayuda de su cremaster. a) Pupa tomando una coloración oscura a medida que llega el momento de la emergencia del adulto. b) Restos de la pupa con el adulto, justo después de su emergencia | 223

**Figura 7.** Ciclo de vida de *Opsiphanes cassina*, realizado bajo condiciones de la Estación Experimental La Providencia, Tumaco | 223

**Figura 8.** *Opsiphanes cassina*. a) Los cinco instares en orden de edades, mostrando características morfológicas que los diferencian. b) Cápsulas de la cabeza de los instares I, II, III y IV; el V queda en la pupa | 224

**Figura 9.** Parasitoides de huevos de *Opsiphanes cassina*. a) Adulto de *Trichogramma* sp. b) Adulto de *Anastatus* sp. parasitando un huevo recién ovipositado | 224

**Figura 10.** Adulto de *Telenomus* sp. emergiendo de un huevo parasitado de *Opsiphanes cassina*. Se observa el color negruzco de los huevos | 225

**Figura 11.** Larvas de *Opsiphanes cassina* parasitadas por la avispa *Cotesia glomerata*. Se muestran diversos aspectos de las larvas, de las cuales emergen las larvitas del parasitoide para empupar externamente | 225

**Figura 12.** Mosca *Tachinidae*, parasitoide importante de larvas. El adulto emerge en el estado de pupa de *Opsiphanes cassina* | 226

**Figura 13.** a) Pupa de *Opsiphanes cassina* parasitada por *Conura* sp. b) Detalles de la morfología de *Spilochalcis nigrifrons* | 226

**Figura 14.** Pupa de *Opsiphanes cassina* depredada por ninfas de la chinche *Alcaeorrhynchus grandis* | 226

**Figura 15.** Adultos de *Opsiphanes cassina* depredados por a) una araña de la familia Sparassida y por b) una chinche del género *Arilus* | 227

**Figura 16.** Larvas de *Opsiphanes cassina* infectadas por hongos entomopatógenos. a) Larva infectada por *Isaria* sp. b) Larva contaminada por *Metarhizium anisopliae* | 227

**Figura 17.** Larvas de último instar de *Opsiphanes cassina* infectadas por un virus poliédrico nuclear, que se encuentra en las poblaciones de este defoliador. Se observan síntomas de la enfermedad en las larvas en diferentes estados de infección | 228

**Figura 18.** Defoliación en una plantación de palma de aceite en la Zona Suroccidental, causada por *Opsiphanes cassina* | 228

**Figura 19.** Trampa para captura de adultos de *Opsiphanes cassina*, conformada por una bolsa de plástico a la que se introduce mela-

za y material en fermentación, que se utiliza para monitorear su presencia en las plantaciones | 229

**Figura 20.** Larvas de *Opsiphanes cassina* infectadas por *Bacillus thuringiensis* a) de segundo instar, b) de tercer instar. Esta bacteria es mucho más eficaz en larvas de los primeros instares | 231

**Figura 21.** Modelo de jaula de emergencia, en donde se pueden depositar las pupas colectadas en el campo, para que sus enemigos, avispidas y moscas, puedan completar su desarrollo y emerger a través de orificios pequeños hechos en la malla | 232

## Capítulo 26.

**Figura 1.** Adultos de *Opsiphanes invirae* que evidencian las características distintivas de su sexo. a) Hembra. b) Macho | 233

**Figura 2.** Adulto de *Opsiphanes invirae* en estado de reposo en el interior de los folíolos de la palma de aceite | 234

**Figura 3.** Huevos de *Opsiphanes invirae*. a) Recién depositados por la hembra. b) Huevos después de tres días de maduración | 234

**Figura 4.** Larva de V instar de *Opsiphanes invirae* que presenta los detalles de sus líneas longitudinales que la diferencian de *O. cassina* | 235

**Figura 5.** Pupa de *Opsiphanes invirae* en formación, suspendida de la rama de una planta. A veces se observa empupando en diferentes arvenses | 235

## Capítulo 27.

**Figura 1.** Adulto de *Saliana severus* en el que se aprecia el color y las manchas blancas en las celdas del ala anterior | 236

**Figura 2.** Larvas de *Saliana severus* con cambios en la coloración de la cabeza y en el cuerpo, a medida que transcurre su desarrollo | 237

**Figura 3.** Larva de último instar de *Saliana severus* que manifiesta cambios en la coloración de su cuerpo y puntos verdes sobre el dorso, en el fondo de un color amarillo blancuzco. La cabeza es rojiza y en su centro tiene una mácula negra | 237

**Figura 4.** Larva de primeros instares de *Saliana severus* infectada por el hongo entomopatógeno *Isaria* sp., que cubre totalmente su cuerpo | 238

## Capítulo 28.

**Figura 1.** Adultos de *Stenoma impressella* posados en foliolos de palma de aceite | 240

**Figura 2.** Huevo de *Stenoma impressella* depositado por la hembra en forma solitaria sobre el haz del foliolo de la palma | 240

**Figura 3.** Larvas de *Stenoma impressella* en diferentes estados de desarrollo | 240

**Figura 4.** Estructura en forma de cuerno que fabrica la larva de *Stenoma impressella*, para protegerse de sus enemigos | 241

**Figura 5.** *Rhysipolis* sp. parasitoide de larvas de *Stenoma impressella*. a) Detalle de las pupas del parasitoide dentro del cuerno. b) Adulto de *Rhysipolis* sp. | 242

**Figura 6.** Parasitoides de *Stenoma impressella*. a) Adulto de *Brachymeria* sp. parasitoide de pupas. b) Adulto de Colotrechninae parasitoide de larvas | 242

**Figura 7.** Hormigas del género *Crematogaster* depredando *Stenoma impressella*. a) sobre larva y b) sobre adulto. Estas hormigas son las depredadoras más eficientes de esta plaga en la Zona Central palmera de Colombia | 243

**Figura 8.** Depredadores de *Stenoma impressella*. a) Adulto de una araña de la familia Areneae. b) Araña depredando una larva en el cuerno donde se resguarda | 243

**Figura 9.** Depredadores de *Stenoma impressella*. a) Larva de un *Dermartera* depredando una larva en el cuerno donde se alberga. b) Detalles de la larva | 244

**Figura 10.** Depredadores de *Stenoma impressella*. a) Avispa de la familia Vespidae depredando una larva dentro del cuerno. b) Adulto de una chinche *Reduviidae* | 244

**Figura 11.** Adulto y larva de un Chrysopidae, depredador de huevos y larvas de primeros instares de *Stenoma impressella* | 244

**Figura 12.** Enemigos naturales de *Stenoma impressella*. a) Larva parasitada por el hongo *Isaria* sp. b) Otra totalmente cubierta por el micelio del hongo con su color blanco característico | 245

**Figura 13.** Daño en palma de aceite ocasionado por las larvas de *Stenoma impressella* | 245

## SECCIÓN 4

### INSECTOS DEFOLIADORES DE LA FAMILIA LIMACODIDAE

## Capítulo 29.

**Figura 1.** Larva de *Acharia apicalis* en sus últimos instares, sobre una hoja de palma de aceite en plantaciones de Tumaco | 257

**Figura 2.** Pupa de *Acharia apicalis*. Se observa la cobertura que hace la larva antes de empupar, para protegerla | 258

**Figura 3.** Larva de *Acharia apicalis* parasitada por *Cotesia congregata* | 258

## Capítulo 30.

**Figura 1.** *Acharia fusca*. a) Masa de huevos recién ovipositados. b) Grupo de larvas de primer instar, raspando el follaje de una palma de aceite para alimentarse | 260

**Figura 2.** Larvas de *Acharia fusca* de: a) segundo instar y b) tercer instar. Se observa su carácter gregario y su colocación, para consumir una hoja de la palma de aceite | 261

**Figura 3.** Larvas de *Acharia fusca* de: a) cuarto instar y b) quinto instar. Se observa cómo va cambiando la coloración en el cuerpo a medida que se desarrollan | 261

**Figura 4.** Pupa de *Acharia fusca* de forma ovalada, cubierta con hilos sedosos urticantes | 262

**Figura 5.** Larva de *Acharia fusca* parasitada por *Cotesia* sp. (Say) | 262

**Figura 6.** Ninfas de *Alcaeorrhynchus grandis* depredando larvas de *Acharia fusca* | 263

**Figura 7.** Larva de *Acharia fusca* infectada por un virus del tipo densovirus. Se observa el cambio de color de su integumento | 263

**Figura 8.** Defoliación producida por *Acharia fusca* en una plantación de palma de aceite en la Zona Central | 264

## Capítulo 31.

**Figura 1.** Adulto de *Acharia intensa* suspendido del follaje solamente con ayuda de sus patas | 265

**Figura 2.** Huevos de *Acharia intensa* depositados en forma masiva, en el envés de las hojas de la palma de aceite | 266

**Figura 3.** Larvas de primer instar de *Acharia intensa* | 266

**Figura 4.** Larva de *Acharia intensa* en sus últimos instares. En su morfología se observan los colores que la identifican en la parte cefálica y anal | 266

**Figura 5.** Pupa de *Acharia intensa* que se caracteriza por su estructura ovalada y la cobertura con pelos urticantes | 266

**Figura 6.** Pupas de *Casinarina* sp. parasitoide de *Acharia intensa* de IV y V estadio larval | 267

**Figura 7.** *Casinarina* sp. parasitoide de larvas de *Acharia intensa*, entre el cuarto y quinto instar | 267

**Figura 8.** Ninfas de la chinche *Alcaeorrhynchus grandis* depredando una larva de *Acharia intensa* | 267

## Capítulo 32.

**Figura 1.** Larvas de *Acharia nesea* entre el quinto y sexto instar. Se observa el color del cuerpo y la banda blanca con cuernos cónicos provistos de setas urticantes | 269

**Figura 2.** Adulto de *Acharia nesea* que presenta un abdomen robusto, patas gruesas y un color marrón oscuro a negro | 269

## Capítulo 33.

**Figura 1.** Larvas de primeros instares de *Acharia pallescens* ocasionando un daño de raspado sobre el envés de la lámina foliar de la palma de aceite | 271

**Figura 2.** Larvas de *Acharia pallescens* que evidencian la variación en la tonalidad del color verde en el cuerpo del insecto y su forma cuadrangular en el dorso | 272

**Figura 3.** Pupas de *Acharia pallescens* localizadas en forma gregaria en las bases peciolares de la palma de aceite | 272

**Figura 4.** Defoliación ocasionada por *Acharia pallescens* en una plantación palmera | 272

## Capítulo 34.

**Figura 1.** Adulto de *Euclea diversa* con sus patas gruesas y color marrón brillante | 273

**Figura 2.** Larva de *Euclea diversa* con la característica mancha en forma de ocho en su dorso | 274

## Capítulo 35.

**Figura 1.** Larvas de primer instar recién emergidas de una postura masiva de la hembra de *Euclea cippus*, depositada en el envés de un foliolo de palma de aceite. Se observan las exuvias de los huevos | 275

**Figura 2.** Larva de último instar de *Euclea cippus*. En la mancha marrón del dorso se observan los detalles y las estructuras en forma de conos que se presentan pareadas | 276

## Capítulo 36.

**Figura 1.** Larvas de *Euclea cuspostriga* en las que se aprecian los detalles morfológicos de su parte dorsal y su variación de color | 277

## Capítulo 37.

**Figura 1.** Adulto de *Euclea plugma* | 278

## Capítulo 38.

**Figura 1.** Adulto de *Euprosterna elaea* en reposo, cogiendo de un foliolo | 281

**Figura 2.** Detalle aumentado de un huevo de *Euprosterna elaea* en el envés de un foliolo de palma de aceite | 281

**Figura 3.** Raspaduras en la epidermis de foliolos ocasionadas por larvas de primeros instares de *Euprosterna elaea* | 281

**Figura 4.** Larvas de *Euprosterna elaea*. a) Inician el consumo raspando la epidermis de los foliolos. b) Más desarrolladas consumen toda la lámina foliar de la palma de aceite | 282

**Figura 5.** Larvas de últimos instares de *Euprosterna elaea* próximas a empupar. Se observan las manchas en su dorso, características de esta especie | 282

**Figura 6.** Capullos en el suelo de una plantación de palma de aceite, que contienen la pupa de *Euprosterna elaea* en su interior | 283

**Figura 7.** Larva de *Euprosterna elaea* parasitada por *Cotesia* sp. (L.) | 283

**Figura 8.** *Fornicia clathrata* parasitoide de larvas de *Euprosterna elaea* | 283

**Figura 9.** Chinche *Alcaeorrhynchus grandis* depredando un adulto de *Podisus* sp. | 283

**Figura 10.** Larvas de *Euprosterna elaea* con infección a) inicial y b) total, mostrando la esporulación de un hongo del género *Isaria* sobre su cuerpo | 284

**Figura 11.** Daño severo por Pestalotiopsis en una plantación en Colombia, inducida por larvas de *Euprosterna elaea* que defolian la palma | 285

**Figura 12.** Larvas de *Euprosterna elaea* en distintos estados de infección, causada por un virus poliédrico nuclear que se presenta en las plantaciones | 286



## Capítulo 39.

**Figura 1.** Adulto de *Natada subpectinata* posado en un foliolo de palma de aceite | 287

**Figura 2.** Huevo de *Natada subpectinata* depositado individualmente en el envés de la hoja de la palma de aceite. a) Apariencia a simple vista; b) imagen aumentada | 288

**Figura 3.** Larva de *Natada subpectinata*. Se destaca la mancha dorsal blanca, característica de esta especie | 288

**Figura 4.** Larvas de diferentes instares de *Natada subpectinata* | 288

**Figura 5.** Capullos pupales de *Natada subpectinata* localizados en el suelo cerca de la palma | 288

**Figura 6.** a) Larvas de cuarto instar de *Natada subpectinata*, con signos de parasitismo por un Braconidae no identificado. b) Adulto del Braconidae | 289

**Figura 7.** *Natada subpectinata*. a) *Barycerus dubiosus*, parasitoide de pupas. b) Adulto de *B. dubiosus* alimentándose en una arvense nectarífera | 289

**Figura 8.** Chalcididae, parasitoide de larva y pupa de *Natada subpectinata* | 289

**Figura 9.** Depredadores de *Natada subpectinata*. a) Araña de la familia Salticidae depredando un adulto. b) *Podysus* sp. depredando una larva | 289

**Figura 10.** Larvas de *Natada subpectinata* infectadas por un virus. Se observa el cambio en su aspecto y coloración a medida que avanza la enfermedad | 289

**Figura 11.** *Natada subpectinata*. a) Raspado realizado por larvas de primeros instares. b) Cor-

te de la lámina foliar ocasionado por larvas mayores | 290

**Figura 12.** Defoliación causada por larvas de *Natada subpectinata* en una plantación de palma de aceite | 290

## Capítulo 40.

**Figura 1.** Larva de *Natada pucara* | 291

## Capítulo 41.

**Figura 1.** Adulto de *Natada michorta* | 293

**Figura 2.** Larva de *Natada michorta* | 293

## Capítulo 42.

**Figura 1.** Larvas del gusano araña, *Phobetreron hipparchia*, en sus primeros instares, en una plantación de palma de aceite. Se observa la variabilidad en el color | 295

**Figura 2.** Larvas de últimos instares del gusano araña. Se muestra el cambio en su morfología a través del tiempo de desarrollo | 295

**Figura 3.** Larva de *Phobetreron hipparchia* que ha perdido dos de sus patas, sin que esto afecte su movilidad y actividad | 296

**Figura 4.** Capullo de apariencia globosa de *Phobetreron hipparchia* conformado por la larva del último instar con residuos de su cuerpo y pelos urticantes, ubicado sobre los folíolos de la palma. La pupa se encuentra en su interior | 296

**Figura 5.** Adulto de *Phobetreron hipparchia* posado en una hoja sin extender sus alas. Se observa la particularidad de sus antenas y la coloración de su cuerpo | 296

**Figura 6.** Daño producido por larvas de *Phobetreron hipparchia* en una plantación de palma de

aceite en Urabá, Colombia. a) Raspaduras en las hojas. b) Corte en el follaje | 297

## Capítulo 43.

**Figura 1.** Adulto de *Talima ingenour* encontrado en Buenaventura, Colombia | 298

## SECCIÓN 5 INSECTOS Y ÁCAROS CHUPADORES

## Capítulo 44.

**Figura 1** *Retracrus elaeis* en el envés de un foliolo de una palma de aceite. Su apariencia se debe a que cubre su cuerpo con una capa cerosa blanca. a) Adulto visto bajo un estereoscopio. b) Imagen del adulto usando una mayor resolución | 308

**Figura 2.** Apariencia de un adulto de *Retracrus elaeis* en un montaje en laminilla, en la que se observa la forma característica de su cuerpo y el hecho de que la familia Eriophyidae solo posee dos pares de patas | 308

**Tabla 1.** Ciclo de vida de *Retracrus elaeis* bajo condiciones de laboratorio (28 °C, 80 % H.R.) | 309

**Figura 3.** Ácaro *Phytoseiidae*, *Amblyseius* sp., depredador de *Retracrus elaeis* | 309

**Figura 4.** Aspectos de palmas de aceite con anaranjamiento producido por una alta infestación de *Retracrus elaeis* | 310

**Figura 5.** *Retracrus elaeis* alimentándose en foliolos de la palma de aceite. Se observan puntos blancos que son los cuerpos del ácaro, cubiertos por una capa cerosa. Como resultado de este daño se presentan manchas de color marrón y puntos negros oleosos, y el follaje adquiere una tonalidad anaranjada general | 311

**Figura 2.** *Talima straminea*. a) Larva de último instar colectada en una plantación de palma de aceite. b) Larva consumiendo el foliolo de una palma en Tumaco | 299

**Figura 3.** Capullo formado por la larva antes de empupar; en su interior se encuentra la pupa | 299

## Capítulo 45.

**Figura 1.** Adulto de *Tetranychus mexicanus* | 312

## Capítulo 46.

**Figura 1.** Colonia de *Oligonychus yotheri* en el envés de una hoja de palma de aceite | 315

**Figura 2.** Adultos de la arañita roja, *Oligonychus yotheri*, en el envés de una hoja | 315

**Figura 3.** Huevos de *Oligonychus yotheri* depositados por una hembra en el envés de una hoja de palma | 315

**Figura 4.** Larva de *Oligonychus yotheri* caracterizada por poseer tres pares de patas en contraposición de los cuatro que tienen las ninfas | 315

**Figura 5.** Aspecto de una hoja de palma infestada con una alta población de la arañita roja, *Oligonychus yotheri* | 316

**Figura 6.** *Phytoseiulus* sp., depredador de otros ácaros, como *Oligonychus yotheri* | 317

## Capítulo 47.

**Figura 1.** Hembras de *Aspidiotus destructor* en un fruto de palma de aceite. a) Sobre la epider-

mis del fruto se observan las escamas circulares de color verde amarillo, con ninfas pequeñas fuera del escudo. b) Fruto con hembras de *A. destructor* depredadas por una larva blanca de un *Coccinellidae* | 319

**Figura 2.** Detalles de escamas de hembras de *Aspidiotus destructor* sobre un fruto de palma de aceite. a) Adultos hembras con su característico escudo transparente que cubre su cuerpo, y a su alrededor están los huevos. b) Ninfas diminutas por fuera del escudo de la hembra adulta | 319

**Figura 3.** Morfología de una hembra de *Aspidiotus destructor*. a) Cuerpo sin el escudo de una hembra madura. b) Detalles del pigidio | 320

### Capítulo 48.

**Figura 1.** Apariencia de ninfas de *Cerataphis brasiliensis* en una hoja de palma de aceite en Tumaco, Colombia | 323

**Figura 2.** Adultos de *Cerataphis brasiliensis* en la hoja de una palma de aceite en Tumaco, Colombia | 323

**Figura 3.** Detalle de *Cerataphis brasiliensis* en el envés de una hoja de palma de aceite en Tumaco, Colombia | 323

### Capítulo 49.

**Figura 1.** Huevos, ninfas y adultos de *Crypticerya multicatrides* en el envés de un foliolo de una palma | 326

**Figura 2.** Ninfas de *Crypticerya multicatrides* en el envés de una hoja, atendidas por hormigas que las protegen y viven de sus exudados azucarados | 327

**Figura 3.** *Crypticerya multicatrides*. a) Ninfas y un adulto en el envés de una hoja, con hormigas en una unión mutualista (municipio de Palmi-

ra). b) Detalles de la morfología de un adulto posado sobre un foliolo de palma de aceite (Zona Suroccidental) | 327

### Capítulo 50.

**Figura 1.** *Cryptostigma rhizophilum*. a) Hembra adulta joven. b) Adulto más maduro en raíz del híbrido de palma de aceite OxG (*E. oleifera* x *E. guineensis*) en Tumaco | 330

**Figura 2.** Morfología cuticular de *Cryptostigma rhizophilum* Kondo, con detalles de características importantes alrededor del dibujo principal. Medio cuerpo dorsal al lado izquierdo; medio cuerpo ventral al lado derecho | 330

### Capítulo 51.

**Figura 1.** Huevos de *Haplaxius crudus* a) recién ovipositados, b) próximos a emerger | 333

**Figura 2.** Ninfas de *Haplaxius crudus*. a) Primer instar, b) segundo instar, c) tercer instar, d) cuarto instar, e) quinto instar | 334

**Figura 3.** Adultos de *Haplaxius crudus* | 335

**Tabla 1.** Ciclo de vida de *Haplaxius crudus* | 335

**Figura 4.** Palma de aceite con los signos de marchitez letal | 336

**Figura 5.** Necrosis en las puntas de las brácteas de las inflorescencias, causada por ML | 336

**Figura 6.** Efecto de la marchitez letal en los frutos de la palma. a) Desprendimiento de frutos en racimos inmaduros. b) Corona de los racimos con necrosis en la base de los frutos | 336

**Figura 7.** Infección de hojas de la palma de aceite por ML. a) Foliolos con signos de necrosamiento que se inicia en su extremo apical. b) Hojas con necrosamiento avanzado | 336

**Figura 8.** *Haplaxius crudus*. a) Ninfa y b) adulto infectados por *Heterorhabditis* sp. | 337

**Figura 9.** Infección y esporulación de *Metarhizium anisopliae* sobre a) ninfa y b) adulto de *Haplaxius crudus* | 337

**Figura 10.** *Haplaxius crudus*. a) Trampa pegajosa amarilla para atraer y atrapar adultos. b) Adulto capturado en la trampa | 338

**Figura 11.** Jameo en el follaje, para detectar y capturar adultos de *Haplaxius crudus* en palma de aceite | 338

## Capítulo 52.

**Figura 1.** *Leptopharsa gibbicularina*. a) Adulto sobre un foliolo de palma de aceite. b) Vista aumentada con detalles de su morfología | 340

**Figura 2.** Adultos de *Leptopharsa gibbicularina* en posición de cópula | 341

**Figura 3.** Ninfas de *Leptopharsa gibbicularina*. a) En el envés de un foliolo de palma de aceite. b) Grupo de ninfas con adultos | 341

**Figura 4.** Daños causados por *Leptopharsa gibbicularina* al alimentarse con su aparato bucal chupador en los foliolos de la palma de aceite. a) Lesión puntual en los foliolos. b) Las manchas coalescen y la palma reduce su actividad fotosintética. c) Daño generalizado en una palma a causa de una alta infestación | 342

**Figura 5.** Adultos de *Leptopharsa gibbicularina* infectados por el hongo entomopatógeno *Purpureocillium lilacinum*. a) Vista normal. b) Vista aumentada. Este hongo se produce comercialmente y está disponible para ser utilizado en el control de la chinche de encaje | 343

**Figura 6.** Adultos de la hormiga *Crematogaster*, enemigo depredador de *Leptopharsa gibbicularina*, en una plantación de palma de aceite | 344

**Figura 7.** Plantas nectaríferas que contribuyen a mantener los insectos benéficos en las plantaciones, hospederos naturales de la hormiga depredadora *Crematogaster*. a) Uvito. b) Bajagua | 345

## Capítulo 53.

**Figura 1.** Apariencia de racimos de frutos de palma de aceite altamente infestados con *Pinaspis strachani* | 348

**Figura 2.** Frutos de palma de aceite con infestación inicial de *Pinaspis strachani*. a) Pupas blancas de los machos con el cuerpo alargada o tricarinado (tres crestas y dos surcos). b) Vista ampliada: en la parte superior se observan dos hembras de color grisáceo con coberturas concéntricas de sus mudas acumuladas | 348

**Figura 3.** Detalles de la morfología externa (prosoma, postsoma y pigidio) de una hembra adulta de *Pinaspis strachani* | 349

**Figura 4.** *Pinaspis strachani*. a) Frutos de palma de aceite con altas infestaciones de pupas del macho. b) Microfotografía que muestra detalles morfológicos de los machos | 349

## Capítulo 54.

**Figura 1.** Plantación de palma de aceite en la Zona Central de Colombia infestada por la escama blanca *Pseudoparlatoria bennetti* | 351

**Figura 2.** Apariencia de una infestación de *Pseudoparlatoria bennetti* en el envés de la hoja de una palma de aceite | 351

**Figura 3.** Hembras adultas de *Pseudoparlatoria bennetti* alineadas en el envés de una hoja de palma de aceite | 352

**Figura 4.** Apariencia de las hembras adultas de *Pseudoparlatoria bennetti* fuera de la capa de cera que las cubre | 352

**Figura 5.** Huevos de *Pseudoparlatoria bennetti* en una colonia de adultos, cuando se remueve la capa cerosa | 352

**Figura 6.** Ninfas de primer instar de *Pseudoparlatoria bennetti* | 352

**Figura 7.** Aspecto de una hoja de palma de aceite infestada con la escama blanca, *Pseudoparlatoria bennetti* | 353

**Figura 8.** Depredador Coccinellidae de *Pseudoparlatoria bennetti*. a) Pupa en formación del depredador. b) Pupa del depredador de coloración rojiza | 353

**Figura 9.** Adultos de coccinélidos depredando una población de *Pseudoparlatoria bennetti*, en plantaciones de palma de aceite. a) Se reconocen por su cuerpo rojo y ovalado. b) Pupas del depredador en bases peciolares | 354

## Capítulo 55.

**Figura 1.** Adultos de *Stragulotingis bicincta*. a) Adultos sobre un foliolo de palma. b) Detalles morfológicos de sus alas, por las que surge el apelativo de chinche de encaje | 356

**Figura 2.** Huevos de *Stragulotingis bicincta* depositados en grupos en el envés de los foliolos | 356

**Figura 3.** Ninfas de *Stragulotingis bicincta* que se mantienen y desplazan en grupo | 356

**Figura 4.** Adultos de *Stragulotingis bicincta* en la base de los foliolos, cuidando a su progenie | 356

**Figura 5.** Daño ocasionado por *Stragulotingis bicincta* al raspar la epidermis del foliolo de la palma, para alimentarse de su savia | 357

**Figura 6.** Como consecuencia de las heridas ocasionadas por ninfas y adultos de *Stragulotingis bicincta* al raspar la epidermis de la hoja, se desarrolla la Pestalotiopsis | 358

## SECCIÓN 6

### INSECTOS QUE AFECTAN FRUTOS, ESTÍPITES Y RAÍCES

## Capítulo 56.

**Figura 1.** Adulto de *Caphys bilineata* sobre un foliolo de híbrido Coari x La Mé | 370

**Figura 2.** Larva de *Caphys bilineata* barrenando un fruto de híbrido Coari x La Mé | 370

**Figura 3.** Daño externo en un fruto de híbrido Coari x La Mé causado por *Caphys bilineata* | 370

**Figura 4.** Magnitud del daño interno ocasionado por *Caphys bilineata* en un fruto del híbrido Coari x La Mé, obtenido mediante polinización artificial (ANA) | 371

## Capítulo 57.

**Figura 1.** Adulto de *Cyclocephala amazona*. En el dorso se observan las máculas características de la especie | 373

**Figura 2.** Inflorescencia femenina de palma de aceite a) en antesis, b) lóbulo estigmático de la flor femenina | 373

**Figura 3.** Adulto de *Cyclocephala amazona* alimentándose del estigma de la flor femenina en antesis | 374

**Figura 4.** Inflorescencia femenina de palma de aceite. a) Lóbulo estigmático completo.

b) Lóbulo sin un estigma, daño ocasionado por *Cyclocephala amazona* | 374

## Capítulo 58.

**Figura 1.** Adulto del raspador de frutos *Demotisa neivai* en el que se aprecian las características morfológicas de la parte dorsal | 375

**Figura 2.** Huevo de *Demotisa neivai* depositado por la hembra sobre frutos del racimo de la palma de aceite | 376

**Figura 3.** Larvas de *Demotisa neivai*. a) Instar I. b) Instar II. c) Instar III. d) Instar IV. e) Instar V | 376

**Figura 4.** Pupas de *Demotisa neivai* sobre un fruto de palma de aceite, con el color marrón oscuro que las caracteriza | 377

**Figura 5.** *Demotisa neivai*. a) Larva y b) adulto infectados por el hongo *Metarhizium anisopliae*. Presentan una coloración verde, signo de la esporulación del hongo | 378

**Figura 6.** Larvas de *Demotisa neivai* infectadas por los nematodos *Steinernema* sp. y *Heterorhabditis* sp. a) una coloración amarillosa que *Steinernema* confiere a la larva y b) el color rojizo atribuido a *Heterorhabditis* | 378

**Figura 7.** Racimos afectados por el raspador de frutos *Demotisa neivai*. a) *Elaeis guineensis*. b) Híbrido interespecífico *Elaeis oleifera* x *Elaeis guineensis* | 379

## Capítulo 59.

**Figura 1.** Adultos de *Eupalamides guyanensis*, que evidencian las características que los distinguen. a) Vista dorsal. b) Vista ventral | 381

**Figura 2.** Adulto de *Eupalamides guyanensis* posado en la base peciolar de una palma de aceite | 381

**Figura 3.** Huevo de *Eupalamides guyanensis* depositado por una hembra en las bases peciolares de la palma de aceite | 381

**Figura 4.** Larva de *Eupalamides guyanensis* barrenando el estípite de la palma de aceite | 382

**Figura 5.** Larva de *Eupalamides guyanensis* que permite apreciar la morfología que la caracteriza, como es su cuerpo anudado | 382

**Figura 6.** Pupa de *Eupalamides guyanensis* en las axilas de las bases peciolares de una palma de aceite | 382

**Figura 7.** Ciclo de vida de *Eupalamides guyanensis* en palma de aceite, Zona Oriental | 383

**Figura 8.** Daño ocasionado por larvas de *Eupalamides guyanensis* en estípite. a) En el corte transversal se observan los orificios del barrenador. b) En el corte longitudinal se aprecian las galerías que realiza | 383

**Figura 9.** Daños causados por *Eupalamides guyanensis* en palma de aceite. a) En racimos. b) En inflorescencias | 384

**Figura 10.** Apariencia general de palmas de aceite infestadas por larvas de *Eupalamides guyanensis* | 384

**Figura 11.** Daño característico de *Eupalamides guyanensis* en el estípite de la palma de aceite | 385

**Figura 12.** Poda en palma de aceite para mitigar el daño de *Eupalamides guyanensis*, en las plantaciones infestadas | 385

**Figura 13.** Huevos de *Eupalamides guyanensis* parasitados por *Ooencyrtus* sp. a) Huevos con el parasitoide en desarrollo en su interior. b) Huevo con orificios dejados por las avispa al final de su desarrollo interno, para ir en busca de nuevos hospederos | 386

## Capítulo 60.

**Figura 1.** Larva del picudo rayado, *Metamasius hemipterus sericeus*, en un tallo de caña de azúcar | 388

**Figura 2.** Pupario del picudo rayado | 388

**Figura 3.** Adulto del picudo rayado | 388

**Figura 4.** Adultos de *Metamasius hemipterus sericeus* infectados por el hongo *Metarhizium anisopliae* | 389

## Capítulo 61.

**Figura 1.** Adulto de *Rhynchophorus palmarum* en una base peciolar de una palma de aceite. Resalta su color negro, tamaño y corpulencia | 391

**Figura 2.** Palmas de aceite infectadas con anillo rojo. En la copa se observa la emisión de hojas cortas | 391

**Figura 3.** Palma de aceite infectada con la pudrición del cogollo | 391

**Figura 4.** Adultos de *Rhynchophorus palmarum*. a) Hembra. b) Macho. La proboscis del macho presenta setas, que están ausentes en las hembras | 392

**Figura 5.** *Rhynchophorus palmarum*. a) Hembra ovipositando en la base peciolar. b) Vista aumentada de los huevos recién depositados | 393

**Figura 6.** Larvas de *Rhynchophorus palmarum* causando daño en la base peciolar de una palma de aceite. a) Larva en estadios iniciales. b) Larva en el último instar. | 393

**Figura 7.** Larvas de *Rhynchophorus palmarum* en estado de prepupa. a) Larva iniciando la preparación del capullo para empupar. b) Larva

dentro del capullo, empezando la formación de la pupa | 394

**Figura 8.** *Rhynchophorus palmarum*. a) Capullo elaborado por el último instar larval. b) Pupa en posición ventral en la que muestra sus apéndices, una vez que se removió el capullo | 394

**Tabla 1.** Ciclo de vida de *Rhynchophorus palmarum*, Zona Suroccidental palmera de Colombia | 395

**Figura 9.** Difusor de plástico que contiene la feromona Rhynchophorol, que se usa en las trampas para capturar adultos de *Rhynchophorus palmarum*. Producto distribuido por Tecnopalma | 395

**Figura 10.** *Rhynchophorus palmarum*. a) Daño en la base del estípite de una palma de aceite ocasionado por la larva. b) Base peciolar de una palma, que presenta evidencias de barrenaduras hechas por larvas del picudo negro | 396

**Figura 11.** Daño en inflorescencias de la palma de aceite, causada por a) adultos y b) larvas de *Rhynchophorus palmarum* | 397

**Figura 12.** Anillo rojo. a) Nematodo *Bursaphelenchus cocophilus* agente causal de la enfermedad en la palma de aceite. b) Corte transversal del estípite de una palma enferma | 397

**Figura 13.** Adulto de *Rhynchophorus palmarum* infectado con el hongo *Metarhizium anisopliae* | 398

**Figura 14.** Componentes de la trampa para la captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum*. a) Tarro de plástico con capacidad de 20 litros, con ventanas laterales y cubierta de lona, para que los adultos trepen hacia las ventanas. b) Tarro con corte longitudinal para mostrar la disposición de su contenido. c) Atrayente vegetal. d) Feromona Rhynchophorol para atraer los adultos de *R. palmarum* | 399

**Figura 15.** Máquina excavadora realizando el picado de los estípites de palmas de aceite infectadas con PC | 401

**Figura 16.** Erradicación mecánica con una máquina que tumba la palma infectada por PC e inmediatamente pica el estípite | 401

## Capítulo 62.

**Figura 1.** Adulto de *Sagalassa valida* posado sobre un foliolo de palma de aceite | 403

**Figura 2.** Huevos de *Sagalassa valida* en el envés de una hoja de una arvense | 403

**Figura 3.** Larvas de últimos instares barrenando a) raíces primarias y b) raíces secundarias de la palma de aceite | 404

**Figura 4.** Pupas de *Sagalassa valida* recién formadas. a) Apariencia dorsal. b) Imagen aumentada de la parte ventral con sus apéndices visibles | 404

**Figura 5.** Ciclo de vida de *Sagalassa valida* en la Zona Suroccidental, desarrollado bajo estas condiciones:  $25,3 \pm 0,6$  °C, HR  $67,6 \pm 9,6$  % | 405

**Tabla 1.** Arvenses que frecuenta *Sagalassa valida* en dos zonas palmeras de Colombia | 405

**Figura 6.** Fluctuación poblacional del adulto de *Sagalassa valida* en dos plantaciones de palma de aceite en Colombia. a) Zona Central (Campo Experimental Palmar de la Vizcaína). b) Zona Suroccidental (Palmeiras) | 406

**Figura 7.** Araña en el plato de una palma infectada con *Sagalassa valida*, buscando huevos y larvas de primer instar para depredarlas | 407

**Figura 8.** Dos arañas diferentes de la familia Araneae depredando adultos de *Sagalassa va-*

*lida*, que estaban reposando sobre arvenses en una plantación de palma de aceite en la Zona Suroccidental | 407

**Figura 9.** Libélula de la familia Coenagrionidae depredando un adulto de *Sagalassa valida*, posado en arvenses en la Zona Suroccidental | 407

**Figura 10.** Hormigas depredadoras de huevos y larvas de *Sagalassa valida* en la Zona Suroccidental. a) *Odontomachus brunneus*. b) *Ectatomma ruidum*. c) *Neoponera villosa*. d) *Formicidae* | 407

**Figura 11.** Plantación de palma de aceite en la Zona Suroccidental, contigua a un área boscosa, en la que se encuentran palmas infestadas con *Sagalassa valida* | 408

**Figura 12.** Volcamiento de una palma de aceite provocado por el daño de *S. valida* | 408

**Figura 13.** *Sagalassa valida*. a) Calicata hecha para analizar las raíces de una palma. b) Aspecto de una raíz con daño fresco, ocasionado por el barrenado de la larva | 409

**Figura 14.** Producción acumulada de racimos de fruta fresca a través del tiempo. Los resultados muestran que, con la aplicación conjunta de coberturas con tusas y nematodos, se logra la mayor producción en las dos zonas | 410

**Figura 15.** Coberturas en el plato de la palma con hojas y tusas, recomendables para minimizar el daño de *Sagalassa valida* | 411

**Figura 16.** Apariencia de larvas de *Sagalassa valida* infectadas con el nematodo | 411

## Capítulo 63.

**Figura 1.** Adultos de *Strategus aloeus*. a) Macho. b) Hembra | 413



**Figura 2.** *Strategus aloeus*. a) Entrada a túneles o galerías hechos por el adulto macho. b) Adulto emitiendo feromona con la que atrae a la hembra. c) Adultos copulando | 413

**Figura 3.** Huevos de *Strategus aloeus* depositados en el suelo por la hembra | 414

**Figura 4.** *Strategus aloeus*. a) Larva del tercer instar alimentándose de extractos de estípites. b) Larva en el suelo consumiendo material vegetal en descomposición. c) Larva entrando al estado de prepupa | 414

**Figura 5.** Desarrollo de *Strategus aloeus*. a) Plantación de la Zona Central con residuos de estípites dispersos en un lote para siembra con palma de aceite. b) Larvas encontradas al remover estas coberturas | 415

**Figura 6.** Características de la pupa de *Strategus aloeus* tipo exarata. a) Vista lateral. b) Vista ventral | 415

**Figura 7.** Muestra polimórfica de machos de *Strategus aloeus*. Se observan diferencias en los cuernos y en el tamaño | 416

**Figura 8.** *Phileurus didymus*. a) Pupa dentro de un recinto hecho para su protección. b) Adulto depredando una larva de *Strategus aloeus* | 417

**Figura 9.** Coleópteros de la familia Histeridae depredando una larva de *Strategus aloeus* | 417

**Figura 10.** Larva de *Strategus aloeus* infectada por el hongo *Metarhizium anisopliae* | 417

**Figura 11.** Sintomatología externa del ataque de *Strategus aloeus* | 418

**Figura 12.** Orificios en la base de una palma joven, indicadores de la presencia de un adulto macho de *Strategus aloeus* | 418

**Figura 13.** Renovación en plantaciones de palma de aceite, donde dejan los estípites en pie, en los cuales insectos, como *Rhynchophorus palmarum* y *Strategus aloeus*, se siguen reproduciendo | 419

**Figura 14.** Erradicación de palma de aceite. a) Eliminación de estípites viejos con una retroexcavadora. b) Cortes de los estípites en tajadas de no más de 10 cm de grosor, procurando que no queden apiladas | 420

## SECCIÓN 7

### INSECTOS RASPADORES Y MINADORES FOLIARES DE LA PALMA DE ACEITE

#### Capítulo 64.

**Figura 1.** Larvas de *Acraga ochracea* en una hoja de palma de aceite. a) En sus primeros estadios. b) Con desarrollo intermedio. c) Terminando su desarrollo larval | 430

**Figura 2.** La larva de *Acraga ochracea* en su último instar entra en prepupa y hace una cobertura en el sitio donde va a empupar con secreciones bucales serosas | 430

**Figura 3.** Pupa del gusano gelatina, *Acraga ochracea*, en un foliolo de palma de aceite | 430

**Figura 4.** Adulto de *Acraga ochracea* sobre un foliolo de palma de aceite | 431

**Figura 5.** Ninfas de *Alcaeorrhynchus grandis* depredando larvas de *Acraga ochracea* en una plantación de palma de aceite | 431

## Capítulo 65.

**Figura 1.** Adultos de *Alurnus humeralis*. a) Características morfológicas de una hembra. b) Pareja copulando en el follaje de la palma de aceite | 432

**Figura 2.** Huevos de *Alurnus humeralis* depositados por la hembra en el envés de un foliolo, de forma paralela a la nervadura central | 433

**Figura 3.** Larvas de diferentes instares de *Alurnus humeralis*. Se observa cómo cambia su aspecto y coloración a medida que se desarrollan | 433

**Figura 4.** Pupas de *Alurnus humeralis* mostrando la parte dorsal y sus estructuras morfológicas en el reverso | 434

**Figura 5.** Daño ocasionado por las larvas de *Alurnus humeralis* al follaje de las hojas jóvenes de una palma de aceite | 435

**Figura 6.** Daño realizado por *Alurnus humeralis* en a) la flecha y b) en una hoja de la palma de aceite | 435

## Capítulo 66.

**Figura 1.** Adulto de *Antaeotricha phaeoneura* posado sobre un foliolo de palma de aceite | 436

**Figura 2.** Larvas de *Antaeotricha phaeoneura*. Se observa la morfología externa que caracteriza esta especie. a) Larva de instares iniciales. b) Larva de último instar | 437

**Figura 3.** Pupa de *Antaeotricha phaeoneura* | 437

**Figura 4.** *Antaeotricha phaeoneura*. a) Daño inicial y b) daño generalizado realizado por larvas en una plantación de palma de aceite en la Zona Suroccidental palmera de Colombia | 438

**Figura 5.** *Antaeotricha phaeoneura*. a) Larva infectada por un hongo entomopatógeno *Isaria* sp. b) *Brachymeria* sp. (Chalcididae) parasitoide de pupas | 438

## Capítulo 67.

**Figura 1.** Adulto de *Cephaloleia vagelineata* posado en una hoja de palma de aceite | 440

**Figura 2.** *Cephaloleia vagelineata*. a) Adultos en cópula. b) Vista aumentada de un huevo en la flecha de una hoja de palma de aceite; mide solo 2,4 mm | 440

**Figura 3.** Larva de *Cephaloleia vagelineata* alimentándose en la base peciolar de una flecha de palma de aceite, en la Zona Norte | 441

**Figura 4.** Pupa de *Cephaloleia vagelineata* localizada sobre la base peciolar de una palma de aceite en la Zona Norte | 441

**Tabla 1.** Ciclo de vida y medidas morfométricas de *Cephaloleia vagelineata*, bajo condiciones de laboratorio (28 °C, 80 % HR) | 442

**Figura 5.** Adultos de *Cephaloleia vagelineata* copulando en una flecha de palma de aceite | 442

**Figura 6.** Aspecto de una hoja con daño generalizado provocado por *Cephaloleia vagelineata* cuando esta abre | 443

**Figura 7.** Adulto de *Cephaloleia vagelineata* infectado con el entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* | 443

**Figura 8.** Larvas de *Cephaloleia vagelineata* infectadas con el nematodo *Heterorhabditis* sp., código CPHsp1402. A medida que avanza su desarrollo interno en la larva, toma una coloración rojiza debido a la invasión de su bacteria mutualística | 444

## Capítulo 68.

**Figura 1.** Diferencias morfológicas de a) *Cephaloleia depressa* y b) *Cephaloleia vagelineata* | 446

**Figura 2.** Características morfológicas de *Cephaloleia depressa* en su parte: a) dorsal y b) pleural. Especímenes colectadas en la Zona Oriental palmera de Colombia | 446

**Figura 3.** Adulto de *Cephaloleia depressa* en la flecha de una palma de aceite | 446

**Figura 4.** Daños de *Cephaloleia depressa* en foliolos del paquete de flechas, donde se puede presentar la Pestalotiopsis | 446

## Capítulo 69.

**Figura 1.** Adultos de *Delocrania cossyphoides* sobre un foliolo de palma de aceite, en los que se observa la variación en su color y ornamentos | 447

**Figura 2.** Larva de *Delocrania cossyphoides* raspando la epidermis de un foliolo de palma de aceite para su alimentación | 448

**Figura 3.** Adulto de *Delocrania cossyphoides*, que se alimenta raspando la epidermis de un foliolo de palma de aceite | 448

**Figura 4.** Daño severo a foliolos de una hoja de palma de aceite, ocasionado por altas poblaciones de *Delocrania cossyphoides* | 449

**Figura 5.** Larva de *Delocrania cossyphoides* depredada por una chinche | 449

## Capítulo 70.

**Figura 1.** Adulto de *Durrantia flaccescens* posado sobre una hoja en el que pueden verse detalles de la parte dorsal de sus alas anteriores | 451

**Figura 2.** Larvas de *Durrantia flaccescens* cubiertas con una seda que fabrican con su boca para refugiarse, mientras raspan la epidermis de un foliolo de palma de aceite para alimentarse | 451

**Figura 3.** Larva de último instar de *Durrantia flaccescens*. Se observa la morfología típica de esta especie | 452

**Figura 4.** Sedal reforzado que elabora la larva de *Durrantia flaccescens* de último instar, para pasar al estado de pupa en su interior | 452

**Figura 5.** Daño realizado por el raspado de las larvas de *Durrantia flaccescens*, y el desarrollo posterior de la Pestalotiopsis | 453

**Figura 6.** Daño ocasionado por las larvas de *Durrantia flaccescens*, que se produce por el raspado a la epidermis de las hojas de la palma de aceite | 453

## Capítulo 71.

**Figura 1.** *Hispoleptis subfasciata*. a) Adulto colectado en la Zona Oriental palmera de Colombia, en el que se observa la coloración característica del insecto en el campo. b) Especímenes preservados en una colección, en posición dorsal y lateral, en la que se aprecia su cuerpo muy aplanado, propio de un minador de hojas | 455

**Figura 2.** Adultos de *Hispoleptis elaeidis* Aslam. a) Individuo colectado en palma de aceite de híbridos OxG, en la Zona Suroccidental. b) Especímenes mantenidos en una colección, cuyas máculas en el dorso los diferencian de *H. subfasciata* | 455

**Figura 3.** Huevos de *Hispoleptis subfasciata* cubiertos por la hembra con residuos encontrados en el follaje de la palma | 456

**Figura 4.** Larva de último instar de *Hispoleptis subfasciata*, que evidencia las características de su cuerpo anillado, y su cabeza esclerotizada y retraída en el primer segmento torácico | 456

**Figura 5.** Pupas de dos especies de *Hispoleptis* a) *Hispoleptis elaeidis*, b) *Hispoleptis subfasciata* sobre una hoja de palma de aceite marchita | 456

**Figura 6.** Detalles de una parte del foliolo de una hoja de palma de aceite, minada por la larva de *Hispoleptis subfasciata* | 457

**Figura 7.** Daño ocasionado por adultos de *Hispoleptis subfasciata* en hojas de palma de aceite | 458

## Capítulo 72.

**Figura 1.** Adultos de *Spaethiella tristis* sobre un foliolo de palma de aceite, alimentándose al raspar el parénquima | 459

**Figura 2.** Larvas de *Spaethiella tristis* en el nido de hilazas que elaboran con sus excretas, como protección contra los enemigos naturales. a) Nido descubierto. b) Larvas cubiertas alimentándose de la epidermis de la hoja | 460

**Figura 3.** Pupa de *Spaethiella tristis* en proceso de completar su desarrollo en el nido que hacen las larvas con sus excretas | 460

**Figura 4.** Daño ocasionado por la larva de *Spaethiella tristis* al raspar la epidermis del foliolo | 461

## Capítulo 73.

**Figura 1.** Adulto de *Struthocelis semiotarsa* | 462

**Figura 2.** Larva madura de *Struthocelis semiotarsa* en el envés de una hoja | 462

**Figura 3.** *Struthocelis semiotarsa*. a) Daño ocasionado por la larva en un foliolo de palma de aceite. b) Larva con una cubierta sedosa que fabrica encima de su cuerpo | 463

## Capítulo 74.

**Figura 1.** Detalles del adulto de *Tiquadra circumdata* | 464

**Figura 2.** Adultos de *Tiquadra circumdata* posados en un árbol de una plantación de palma de aceite | 465

## SECCIÓN 8

### GESTIÓN INTEGRAL PARA EL MANEJO DE INSECTOS PLAGA EN LA PALMA DE ACEITE EN COLOMBIA

**Figura 1.** a) Sesión del Comité Asesor Agronómico de la Zona Oriental para la definición de principios básicos de manejo fitosanitario. b) Visita de campo para el análisis de escenarios en la Zona Oriental | 473

**Figura 2.** Sesión de desarrollo del componente teórico en el marco del programa de fortalecimiento de personal fitosanitario en la Zona Oriental | 475

**Figura 3.** Sesión del componente práctico vinculado al fortalecimiento del personal fitosanitario | 476

**Figura 4.** Auxiliar de sanidad realizando la evaluación práctica de monitoreo de plagas

dentro del programa de fortalecimiento del personal fitosanitario | 476

**Figura 5.** Entrega de certificados al personal fitosanitario que completó el programa de fortalecimiento en la Zona Oriental | 476

**Figura 6.** Distribución de *Eupalamides* spp. en plantaciones visitadas de la Zona Oriental, durante el censo fitosanitario 2022 del Convenio de Colaboración Empresarial para Asuntos Fitosanitarios | 478

**Figura 7.** Encuentro con productor de la Zona Suroccidental en el marco de la campaña de comunicación del riesgo “De la mano contra *Sagilassa valida*” | 479

**Figura 8.** Megaforo fitosanitario en la Zona Norte, 2019 | 480

**Figura 9.** Esquema de monitoreo y control de *Rhynchophorus palmarum* | 482

**Figura 10.** Formato de diagnóstico inicial para caracterizar el estado actual de las trampas en las plantaciones | 482

**Figura 11.** Productores de palma de aceite elaborando trampas para *Rhynchophorus palmarum* durante una capacitación en la Zona Central | 483

**Figura 12.** Ejemplo de red de trampas para monitoreo a nivel veredal. a) Mapa con las trampas iniciales. b) Mapa con la red propuesta e instalada | 483

**Figura 13.** Avance del establecimiento de la red regional de monitoreo por medio de trampas para la captura de *R. palmarum*, en la Zona Central palmera colombiana | 484

**Figura 14.** Sesión de concertación de los principios básicos de manejo de *Sagilassa valida*, Mesa de Sanidad Vegetal de la Zona Suroccidental | 486

**Tabla 1.** Insectos plaga y enfermedades de control oficial en el cultivo de la palma de aceite en Colombia | 489

# Autores

Álex Enrique Bustillo Pardey

Ingeniero Agrónomo, M. Sc., *Ph. D.*, Cenipalma, Investigador Emérito. Dirección de Investigación. Correo: abustillo@cenipalma.org

Ángela Lucero Neira Segura

Comunicadora Social. Asesora de Comunicación del Riesgo Fitosanitario. Programa de Manejo Fitosanitario. Dirección de Extensión  
Correo: palmasana@cenipalma.org

Anuar Morales Rodríguez

Biólogo, M. Sc., *Ph. D.*, Cenipalma, Líder de Entomología, Coordinador del Programa de Plagas y Enfermedades. Dirección de Investigación. Correo: amorales@cenipalma.org

Carlos Andrés Sendoya Corrales

Ingeniero Agrónomo, Cenipalma, Área de Entomología, Asistente de Investigación II (hasta diciembre de 2019). Correo: casendoyac198@gmail.com

Carlos Enrique Barrios Trilleras

Ingeniero Agrónomo, Cenipalma, Área de Entomología, Asistente de Investigación I. Correo: cbarrios@cenipalma.org

Diana Yanneth Navarrete Girón

Microbióloga Industrial, M.Sc. Coordinadora Regional de Manejo Fitosanitario, Zona Central. Dirección de Extensión. Correo: dnavarrete@cenipalma.org

Elizabeth Ruiz Álvarez

Ingeniera Agrónoma, M. Sc., Cenipalma, Economía Agrícola y Biometría, Investigadora Asociada II. Correo: eruiz@cenipalma.org

Ivette Johana Beltrán Aldana

Ingeniera Agrónoma, Cenipalma, Área de Entomología, Auxiliar de Investigación II. Correo: ibeltran@cenipalma.org

Jesús Arvey Matabanchoy Solarte

Ingeniero Agrónomo, Cenipalma, Área de Entomología, Auxiliar de Investigación I (hasta diciembre de 2019). Correo: jmatas\_15@hotmail.com

Jorge Alberto Aldana de la Torre

Biólogo, Aceites Manuelita, Supervisor sanidad de la palma. Correo: jaldana@aceitesmanuelita.com

Jorge Alonso Beltrán Giraldo

Ingeniero Agrónomo, Cenipalma, Director de Extensión. Correo: jbeltran@cenipalma.org

José Luis Pastrana Sánchez

Ingeniero Agrónomo, Cenipalma, Área de Entomología, Auxiliar de Investigación II.  
Correo: jpastrana@cenipalma.org

Juan Pablo Tovar Molano

Ingeniero Agrónomo, M.Sc. Coordinador Regional de Manejo Fitosanitario,  
Zona Oriental. Dirección de Extensión. Correo: jptovar@cenipalma.org

Julián Fernando Becerra-Encinales

Ingeniero Agrónomo, M.Sc., candidato a doctor en Gestión de la Innovación Tecnológica  
Coordinador Nacional de Manejo Fitosanitario. Dirección de Extensión  
Correo: jbecerra@cenipalma.org

Leidy Carolina Morales Ipuz

Ingeniera Agrónoma, M.Sc. Analista de Extensión. Dirección de Extensión  
Correo: lmorales@cenipalma.org

Leidy Johanna Contreras Arias

Ingeniera de Producción Biotecnológica, Cenipalma, Área de Entomología,  
Auxiliar de Investigación II. Correo: ljcontreras@cenipalma.org

Luis Guillermo Montes Bazurto

Ingeniero Agrónomo, Cenipalma, Área de Entomología, Asistente de Investigación I.  
Correo: lmontes@cenipalma.org

Mauricio Mosquera Montoya

Economista, *Ph. D.*, Cenipalma, Investigador Titular, Coordinador de la Unidad  
de Validación. Correo: mmosquera@cenipalma.org

Miriam Rosero Guerrero

Ingeniera Agrónoma, M. Sc., Cenipalma, Área de Entomología,  
Asistente de Investigación II. Correo: mrosero@cenipalma.org

Natalia Julieth Castillo Villarraga

Ingeniera Agrónoma, Cenipalma, Área de Entomología, Auxiliar de Investigación II.  
Correo: ncastillo@cenipalma.org

Nolver Atanacio Arias Arias

Ingeniero Agrónomo, *Ph. D.*, Cenipalma, Investigador Titular, Coordinador  
del Programa de Agronomía. Correo: narias@cenipalma.org

Pedro Alexander Pérez Rojas

Ingeniero Agrónomo, M.Sc. Coordinador Regional de Manejo Fitosanitario,  
Zona Norte. Dirección de Extensión. Correo: pperez@cenipalma.org

Rosa Cecilia Aldana de la Torre

Bióloga, Cenipalma, Área de Entomología, Asistente de Investigación I.  
Correo: raldana@cenipalma.org

Takumasa (Demian) Kondo

Ingeniero Agrónomo, M. Sc. *Ph. D.*, Científico Senior, Agrosavia, Estación Experimental,  
Palmira, Colombia. Correo: takumasa.kondo@gmail.com

# Agradecimientos

Al ser la investigación un trabajo cooperativo que se desarrolla en equipo, los editores expresan sus más sinceros agradecimientos a los autores de los diferentes capítulos que contribuyeron a la elaboración de este libro. Igualmente, agradecen al personal técnico, científico y administrativo de las diferentes plantaciones de palma de aceite del país que hicieron posible la investigación y validación de la mayoría de la información aquí publicada. También, expresan su agradecimiento al Fondo de Fomento Palmero, administrado por Fedepalma, y a Cenipalma por la financiación de la investigación y los costos de producción de esta importante publicación.



# Prefacio

En el año 2021, Cenipalma celebró sus 30 años de existencia y labores. En este tiempo, el Centro de Investigación ha transitado por varias etapas, siempre con la claridad de generar valor al palmicultor colombiano con aportes en ciencia y tecnología, promoviendo la innovación empresarial, y contribuyendo al desarrollo sostenible y competitividad de la agroindustria de la palma de aceite en Colombia. Es así como se logró consolidar un grupo de investigación en insectos plaga, el cual, desde 2012 a 2020, fue liderado por el dr. Álex Bustillo Pardey, en respuesta a la necesidad sentida del sector de contar con herramientas de manejo integrado y control biológico para las múltiples plagas que atacan el cultivo; y a partir de este año, por el dr. Anuar Morales Rodríguez.

Nuestro país, inicialmente se vio muy afectado por la marchitez sorpresiva (MS), la marchitez letal (ML) y la pudrición del cogollo (PC), entre otras enfermedades. Esto, desde finales de los años 60 y principios de los 70, de manera simultánea con el auge de la agroindustria palmera en Colombia. Seis décadas más tarde, la pudrición del cogollo sigue siendo una gran amenaza, objeto de investigaciones desde diferentes especialidades científicas y tema de muchos debates técnicos, así como la causa de pérdidas económicas para los palmicultores. Por otro lado, numerosas plantaciones se ven afectadas de manera significativa por artrópodos plaga, bien sea de forma directa mediante defoliación, daño a raíces o frutos, o por vectores de agentes causales de enfermedades importantes. Por ejemplo, el picudo negro, *Rhynchophorus palmarum*, insecto voraz que puede causar la muerte de la palma de aceite por daño al meristemo apical, como parte de la problemática de la PC.

El panorama de los insectos plaga es muy amplio; su manejo es complejo para el palmicultor, y la temática resulta de gran interés y fascinación para los entomólogos investigadores. Ellos no solo se han empeñado en identificar los diferentes insectos, sino que han avanzado en el desarrollo de estudios profundos para conocer los ciclos de vida y la biología de especies priorizadas, analizando también las interacciones planta-insecto y los procedimientos de control biológico. En la medida en la que se fueron conociendo de forma más profunda los entornos de las plantaciones, igualmente se fueron descubriendo estos mecanismos y las pautas para potenciarlos.

Esta obra comprende y resume dichas investigaciones realizadas por Cenipalma, direccionadas hacia el manejo integrado de los insectos plaga de la palma de aceite, con énfasis en su control biológico. La tendencia mundial está encaminada a disminuir cada vez más el impacto ambiental de la producción agrícola, salvaguardando así mismo la seguridad e inocuidad alimentaria. Por esta razón, desde sus inicios, las investigaciones en plagas del sector han tenido como prioridad el desarrollo de mecanismos de manejo biológico

de las plagas insectiles, con el uso de hongos, bacterias, virus y nematodos, que permitan disminuir o excluir el empleo de productos químicos que pueden afectar la fauna benéfica de parasitoides, depredadores y, no menos importante, de los polinizadores de la palma de aceite. Al establecer los equilibrios biológicos con la introducción de estos enemigos naturales, se eliminan los peligros de contaminación ambiental y la generación de resistencia de las plagas a productos de síntesis química.

Este libro comprende conceptos básicos sobre el manejo integrado de las plagas, el desarrollo de controladores biológicos, el mantenimiento de la fauna benéfica apoyada en el buen uso de las plantas arvenses, el análisis económico para evaluar las estrategias de manejo de las diferentes plagas y la forma como muchas prácticas agronómicas apropiadas pueden impactar en la reducción de afectaciones por plagas en el cultivo de la palma de aceite. Se resalta la necesidad de tener presente el manejo integrado de plagas como elemento fundamental en el manejo integrado del cultivo.

Un especial reconocimiento a los editores y coautores de esta obra, los doctores Álex Bustillo Pardey y Anuar Morales Rodríguez, por su compromiso y amplia generosidad al compartir todos sus conocimientos. También es pertinente reconocer el valioso aporte del dr. Bustillo, quien es Agrónomo de la Universidad Nacional de Colombia, Máster de la Universidad de Wisconsin y doctor en Entomología de la Universidad de Florida. Se unió al equipo de Cenipalma en 2012, después de una destacada trayectoria en el ICA y en los sectores cafetero y de caña de azúcar. Ha sido galardonado, entre otros, con el Gran Premio Vida y Obra en la Categoría de Ciencias Agrícolas 2014, y reconocido como Investigador Emérito por Colciencias. Para Cenipalma y para el sector palmero es un orgullo seguir contando con su contribución en calidad de Investigador Emérito.

Espero que esta obra sea una referencia para los investigadores y técnicos, un aporte significativo a la ciencia entomológica y al mejoramiento del manejo integrado de plagas y, por ende, a la sostenibilidad de nuestro cultivo.

**Alexandre Patrick Cooman**

Director General de Cenipalma

# Introducción

Colombia es un país muy biodiverso. Es el segundo más rico en especies del mundo después de Brasil, que tiene una superficie siete veces mayor. En promedio, una de cada 10 especies de fauna y flora del planeta habita en Colombia. La flora es la primera gran riqueza, ya que posee entre 45.000 y 55.000 especies de plantas, de las que aproximadamente la tercera parte son endémicas.

La palma de aceite *Elaeis guineensis* (Jacq.), es la oleaginosa de mayor productividad en el mundo. Fue introducida al país en 1945 por la United Fruit Company. Las plantaciones iniciaron en 1957, en la zona bananera del Departamento del Magdalena. Este cultivo, es una actividad con muchas prospecciones, al ser Colombia el cuarto productor de aceite de palma a nivel mundial y el primero en América.

***El aceite de palma.*** La palma de aceite es un cultivo tropical que sirve para la extracción de aceite. Su importancia se explica por el rendimiento del cultivo, ya que su producción es de seis a 10 veces más grande que la de otros. El aceite vegetal es el de menor costo del mundo, lo que lo convierte en el preferido en la cocina por millones de personas.

Dada su gran versatilidad, es ingrediente en muchos productos alimenticios y procesados, como aceites comestibles, alimentos concentrados, cosméticos, pinturas, jabones, detergentes, tintas de impresión, velas, biocombustible y muchos otros usos menores. Impulsada por la demanda, la producción de aceite de palma se ha incrementado a nivel mundial y se prevé que siga aumentando, pues es el más importante cuando se mide tanto en términos de producción como de su relevancia para el comercio. En la actualidad, en Colombia se producen anualmente cerca de 1.7 millones de toneladas de aceite de palma crudo: la mitad es para el mercado interno y la otra para exportación.

***Efectos en la salud.*** Otro aspecto importante tiene que ver con sus efectos en la salud y nutrición humana. Es la fuente natural más rica de vitamina E, un antioxidante que protege el cerebro y el corazón. Contribuye a mantener la salud cardiovascular y es libre de grasas trans, ayudando a prevenir el cáncer y enfermedades crónicas como el Alzheimer (Fedepalma, 2018).

***Plantaciones de palma de aceite.*** Para el 2022, se estimó el área plantada en Colombia, en cerca de 580.000 hectáreas. Se han establecido dentro de la frontera agrícola; o sea, en territorios en los que se puede sembrar, evitando la tala indiscriminada de bosques y la afectación de la biodiversidad. Muchas están en tierras cultivables, antes ocupadas por otros cultivos, y no en reservas forestales, como ha ocurrido en países asiáticos en donde la expansión llega hasta ellas.

Las plantaciones de palma de aceite en Colombia están localizadas en cuatro regiones palmeras que corresponden a las zonas Norte, Central, Oriental y Suroccidental, ubicadas en 155 municipios de 20 departamentos (Fedepalma, 2023). A nivel internacional muestra una imagen aceptada, ya que desarrolla planes y tecnologías para proteger el medioambiente, generando competitividad.

El sector palmicultor, liderado por la Federación Nacional de Cultivadores de Palma de Aceite, Fedepalma, tiene como objetivo central lograr una palmicultura a nivel nacional que sea sostenible. La sostenibilidad es el resultado de actividades y logros que se direccionan hacia el desarrollo en lo social, lo ambiental y lo económico. El componente social hace referencia a la equidad y a un mejor entendimiento de la interdependencia de las comunidades humanas. Lo ambiental tiene que ver con la preservación del capital ecológico del entorno a futuro. Lo económico se relaciona con el crecimiento financiero sostenido, que genere el incremento del ingreso y no aplique a políticas de corto plazo que conduzcan a un empobrecimiento en el largo plazo.

La agroindustria en Colombia es única en sus programas para lograr la sostenibilidad. Se diferencia de otros sectores y países productores, debido a que evidencia una actitud responsable hacia la biodiversidad, el medioambiente y las comunidades de las zonas palmeras. Estudios de las universidades de Puerto Rico y de Duke en Estados Unidos, indican que no hay relación entre la expansión de la palma de aceite y la desaparición de los bosques vírgenes del país.

**Sostenibilidad social.** El cultivo nacional de la palma de aceite es reconocido por su alto nivel de empleo y formalidad. En 2022, generó alrededor de 191.000 puestos de trabajo entre directos e indirectos. Según estadísticas de Fedepalma (2018), el 82 % de los trabajadores del sector cuentan con una vinculación formal, lo que contrasta totalmente con la alta informalidad del empleo rural en Colombia, que según informe del Observatorio Laboral de la Universidad del Rosario es del 82 %.

El sector palmero colombiano es ejemplo en materia de negocios inclusivos: alrededor de 5.000 pequeños productores de palma de aceite, representan más del 75 % del total. Buena parte de ellos pertenecen a 125 alianzas estratégicas, en las que confluyen productores medianos y grandes. Dichas estrategias, referentes para otros sectores, han servido para que mejoren su calidad de vida, al incrementar sus ingresos y su autoestima; sus organizaciones se ven fortalecidas al avanzar en su capacidad de negociación con las grandes empresas palmeras. Estas últimas, a su vez, logran una mayor utilización de su capacidad instalada, tienen acceso a los incentivos financieros otorgados por el Estado y desarrollan nuevas líneas de negocios (Mesa, 2018).

**Sostenibilidad económica.** El modelo de negocio de los palmicultores, no solo contempla la parte económica y financiera, sino que incluye la ambiental y la social, que aunque podrían verse como un sobre costo, se ha demostrado que finalmente redundan en

aumentos en la productividad y en la competitividad. Para que esto sea más eficiente, es muy importante incrementar la productividad, tanto en términos del rendimiento del cultivo en la producción de aceite, como en la parte laboral.

Colombia presenta un gran potencial para expandir no solo el cultivo de la palma de aceite, sino muchas otras actividades agrícolas. De acuerdo con el Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, la superficie terrestre es de 114 millones de hectáreas, de las que 63.2 millones están cubiertas por bosques naturales y cerca de 40 millones tienen potencial de uso agropecuario. Según el Ministerio, de esta última cifra, alrededor de ocho millones de hectáreas (20 % de la frontera agrícola), cuentan con áreas cultivadas. Entre 2012 y 2018, Fedepalma mantuvo un proyecto denominado “Paisaje Palmero Biodiverso”, cofinanciado por el Fondo Mundial para la Naturaleza, el Instituto Alexander von Humboldt y Ceni-palma. Este estableció lineamientos para la identificación y el manejo de áreas con alto valor de conservación en regiones palmeras; la planificación y el diseño de proyectos palmeros en armonía con su entorno natural; y la adopción de buenas prácticas con enfoque agroecológico, entre otros (Fedepalma, 2018).

***Ecosistemas agroforestales.*** La palma de aceite es un ecosistema agroforestal ya que es perenne. Una plantación puede alcanzar edades entre 25 y 30 años. En estos ecosistemas, los organismos interactúan y tienen muchas asociaciones, cuyos efectos los llevan a mantener el equilibrio y la regulación natural de sus poblaciones. Esta condición es muy diferente a los sistemas denominados monocultivos, que constan de una sola especie, las áreas donde se desarrollan se conservan libres de otras vegetaciones, y su duración en el campo normalmente es de alrededor de seis meses. Las especies semestrales, sembradas para la producción de un alimento o un bien en particular para los humanos, se someten a una carga excesiva de agroquímicos, con el fin de evitar daños de plagas que reduzcan su producción.

El uso indebido e indiscriminado de insecticidas o fungicidas químicos, en cualquier ecosistema agrícola, hace que se altere el equilibrio biológico, se destruya la fauna benéfica y las plagas se tornen cíclicas desarrollando resistencia a los mismos. Esto, con perjuicio también para los habitantes de estas áreas. Otra situación secundaria, pero muy importante, es que surgen nuevas plagas. Al eliminar sus controladores biológicos, se incrementan sus poblaciones y se convierten en un problema adicional, además de afectar a los polinizadores.

Estudios realizados con plagas de cultivos agroforestales como el de la palma de aceite, han develado la gran importancia de mantener un equilibrio biológico, basado en la conservación de la fauna y el soporte de vegetación que sirve de refugio y alimentación para la población de fauna benéfica. Por otra parte, el ecosistema palmero ofrece muchos microorganismos como virus, bacterias, hongos, nematodos, que se pueden aislar y estudiar para desarrollar productos comerciales, a partir de la detección, en este caso, de insectos plaga que se encuentren infectados en el campo. Algo similar se hace a través de la producción masiva y liberación de especies de depredadores y parasitoides de los

principales insectos plaga que lo afectan. Cosa imposible de llevar a cabo en los denominados monocultivos.

Los ecosistemas de la palma de aceite en Colombia son muy diversos, y es posible manejarlos apropiadamente, aprovechando la abundancia de la biodiversidad de fauna silvestre y biológica, para lograr así una sostenibilidad económica, social y ambiental de su explotación. Por otra parte, los palmeros del país son conscientes que deben alcanzar certificaciones internacionales como la de la Mesa Redonda de Aceite de Palma Sostenible (RSPO por su sigla en inglés), para comercializar su producción. Dichas certificaciones están basadas en actividades de manejo integrado de plagas y enfermedades, y responsabilidades con la salud, la conservación de los recursos naturales renovables y la biodiversidad, algo que no se logra en ecosistemas de monocultivos semestrales.

Otros criterios a tener presente se relacionan con el favorecimiento de la supervivencia e incremento de organismos benéficos dentro de las plantaciones, con un buen número de plantas nectaríferas. Estas son especies vegetales que secretan una solución azucarada (néctar) a través de pelos, nectarios extraflorales, polen o exudados de heridas, esenciales para el sustento de insectos parasitoides y depredadores que mantienen bajo control los insectos plaga de la palma de aceite.

La presente obra compila información muy importante y pertinente sobre la presencia de insectos plaga en la palma de aceite en Colombia, generada desde el inicio de la palmicultura, a través de expertos franceses que llegaron al país como consultores, inversionistas, investigadores o asistentes técnicos. Como resultado de sus logros científicos y experiencias en el manejo de las plantaciones, se fueron edificando las bases para llevar a cabo un cultivo que pudiera ser viable económicamente. Sin embargo, la situación para el control de insectos plaga ha cambiado con respecto a las décadas de los 60 y 70 del siglo pasado, cuando en una forma simplista, este se enfocaba en el empleo de todo tipo de insecticidas de síntesis. En la actualidad, esas moléculas biocidas y sus formulaciones han sido retiradas de los mercados de plaguicidas, por los graves efectos que ocasionan al medioambiente, a las fuentes de agua y a los seres vivos incluyendo el hombre.

Para mitigar y ofrecer recompensas al no uso de estos agroquímicos, se han establecido estrategias para favorecer a los agricultores que respetan el medioambiente, la fauna y la vida silvestre, como la RSPO, creada en 2004, que reúne a diversos actores de la cadena de valor del aceite de palma y grupos interesados. Su fin es desarrollar e implementar estándares globales para la producción de aceite de palma con criterios de sostenibilidad económica, social y ambiental, permitiendo al palmicultor certificado, que acceda a un mercado preferencial.

Este libro presenta la investigación realizada por Cenipalma en los últimos 15 años, enfocando el control y manejo de las plagas hacia el respeto por la biodiversidad. Esta se refleja a través de información sobre las poblaciones de organismos benéficos y su

sostenibilidad, que encuentran refugio y alimento en las plantas nativas y nectaríferas. Por otra parte, fomenta el desarrollo de entomopatógenos para el control de insectos plaga que afectan la palma de aceite, y resalta la necesidad de tener presente el manejo integrado de las plagas (MIP) unido con un manejo integrado del cultivo (MIC).

Es un esfuerzo del gremio, encabezado por Fedepalma y Cenipalma, para divulgar el estado del conocimiento sobre los problemas de insectos plaga en Colombia, y las recomendaciones de manejo para lograr la sostenibilidad social, ambiental y económica de los palmicultores.

Las estadísticas del libro indican el registro de 28 nuevas plagas, que no se habían tenido en cuenta en textos anteriores (Tabla 1). Además, se hacen correcciones a la taxonomía de 17 insectos plaga previamente inventariada (Tabla 2).

**Tabla 1.** Lista de 28 capítulos sobre insectos plaga adicionados en relación con el *Manual de plagas* de 2010\* |

| Polinizadores                                       |                                                              |
|-----------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------|
| Capítulo 11. <i>Elaeidobius kamerunicus</i> Faust   |                                                              |
| Capítulo 12. <i>Elaeidobius subvittatus</i> (Faust) |                                                              |
| Capítulo 13. <i>Mystrops costaricensis</i> Gillogly |                                                              |
| Plagas                                              |                                                              |
| Capítulo 17. <i>Eutropidacris cristata</i> (L.)     | Capítulo 46. <i>Olygonychus yotheri</i> McGregor             |
| Capítulo 23. <i>Norape argyrorrhoea</i> Hübner      | Capítulo 47. <i>Aspidiotus destructor</i> Signoret           |
| Capítulo 26. <i>Opsiphanes invirae</i> Hübner       | Capítulo 48. <i>Cerataphis brasiliensis</i> (Hempel)         |
| Capítulo 27. <i>Saliana severus</i> (Mabille)       | Capítulo 49. <i>Crypticerya multicatrices</i> Kondo y Unruh  |
| Capítulo 29. <i>Acharya apicalis</i> Dyar           | Capítulo 50. <i>Cryptostigma rhizophylum</i> Kondo           |
| Capítulo 31. <i>Acharya intensa</i> (Dyar)          | Capítulo 53. <i>Pinnaspis strachani</i> (Cooley)             |
| Capítulo 33. <i>Acharya pallescent</i> Stoll        | Capítulo 54. <i>Pseudoparlatoria bennetti</i> (Williams)     |
| Capítulo 35. <i>Euclea cippus</i> (Cramer)          | Capítulo 56. <i>Caphys bilineata</i> Stoll                   |
| Capítulo 36. <i>Euclea cuspostriga</i> Dyar         | Capítulo 57. <i>Cyclocephala amazona</i> (L.)                |
| Capítulo 37. <i>Euclea plugma</i> (Sepp)            | Capítulo 60. <i>Metamasius hemipterus sericeus</i> (Olivier) |
| Capítulo 41. <i>Natada michorta</i> Dyar            | Capítulo 68. <i>Cephaloleia depressa</i> Baly                |
| Capítulo 42. <i>Phobetrion hipparchia</i> (Cramer)  | Capítulo 74. <i>Tiquadra circumdata</i> (Zeller)             |
| Capítulo 43. <i>Talima straminea</i> (Schaus)       |                                                              |

\* Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). *Manual de plagas de la palma de aceite en Colombia* (4ª ed.). Bogotá, Colombia: Cenipalma – SENA.

**Tabla 2.** Registro de 17 correcciones en los nombres científicos de especies plaga de la palma de aceite |

| Corrección taxonómica                       | Antes                                 |
|---------------------------------------------|---------------------------------------|
| <i>Acharia apicalis</i> (Dyar)              | <i>Sibine megasomoides</i> Walker     |
| <i>Acharia fusca</i> (Stoll)                | <i>Sibine fusca</i> Stoll             |
| <i>Acharia intensa</i> (Dyar)               | <i>Episibine</i> sp.                  |
| <i>Acharia nesea</i> (Stoll)                | <i>Sibine nesea</i> Stoll             |
| <i>Acharia pallescens</i> (Stoll)           | <i>Sibine pallescens</i> Stoll        |
| <i>Antaeotricha phaeoneura</i> Meyrick      | <i>Antaeotricha</i> sp.               |
| <i>Brassolis sophorae luridus</i> , Stichel | <i>Brassolis sophorae</i> L.          |
| <i>Dirphia peruvianus</i> Bouvier           | <i>Dirphia gragatus</i> (Bouvier)     |
| <i>Durrantia flaccescens</i> (Busck)        | <i>Durrantia pos. arcanella</i> Busck |
| <i>Euclea cuspostriga</i> Dyar              | <i>Euclea cupostriga</i> Dyar         |
| <i>Eupalamides guyanensis</i> (Houlber)     | <i>Cyparissius daedalus</i> Cramer    |
| <i>Euprosterina elaea</i> (Dyar)            | <i>Euprosterina elaeasa</i> Dyar      |
| <i>Mesoscia pusilla</i> Stoll               | <i>Mesocia pusilla</i> Stoll          |
| <i>Haplaxius crudus</i> (van Duzee)         | <i>Myndus crudus</i> van Duzee        |
| <i>Norape argyrorrhoea</i> Hübner           | <i>Norape argyrrhonia</i> Hübner      |
| <i>Stenoma impressella</i> (Busck)          | <i>Stenoma cecropia</i> Meyrick       |
| <i>Stragulotingis bicincta</i> (Froeschner) | <i>Pleseobyrsa bicincta</i> Monte     |

“La palma de aceite en Colombia es única y diferenciada”

**Álex Enrique Bustillo Pardey**  
Investigador Emérito, Cenipalma

## Referencias bibliográficas

Fedepalma. (2018). Oil palm in Colombia. Bogotá, Colombia.

Fedepalma. (2023). Informe de Gestión Fedepalma 2022. Bogotá, Colombia.

Mesa, J. (2018). La agroindustria de la palma de aceite en Colombia: comprometida con la sostenibilidad. *Palmas*, 39 (3), 148 – 151.



# SECCIÓN 1

## Manejo integrado de plagas en ecosistemas agrícolas

### Introducción

Esta sección muestra las tendencias actuales del control de plagas en una forma integrada, cuya principal función es el manejo del cultivo y el efecto de prácticas agronómicas, culturales y físicas, sobre las poblaciones de insectos plaga. Inicialmente, se expone algo muy importante a tener en cuenta en cualquier programa de manejo integrado de plagas (MIP): la comunicación entre insectos, cómo las plantas reaccionan a su ataque y cómo todos estos mensajes ponen en alerta a los enemigos parasitoides y depredadores de las plagas. También, se describen los conceptos del MIP y los temas específicos sobre los métodos de control, que se pueden integrar y ser compatibles con el manejo del cultivo. De esta manera, se reducen en forma eficiente las poblaciones de insectos dañinos, teniendo presente la sostenibilidad ambiental, social y económica de los agroecosistemas, donde se ubican las plantaciones de la palma de aceite en Colombia.

## Capítulo 1.

# La comunicación en insectos y la respuesta de las plantas

Álex Enrique Bustillo Pardey

### Introducción

Los insectos utilizan diferentes mecanismos para comunicarse entre sí, o para enviar o recibir mensajes de otros organismos, entre los que se incluyen las plantas con las cuales cohabitan. Esto suele ocurrir por receptores que permiten discriminar los estímulos visuales en función de su contenido espectral, por los sonidos mediante la adaptación de órganos que los emiten y los reciben, o por la emisión y recepción de sustancias químicas producidas por individuos de su misma especie o de otras. Esta última es la más desarrollada, y en años recientes ha sido objeto de muchas investigaciones por las repercusiones que se pueden derivar en el manejo de insectos plaga.

La comunicación a través de la visión es usada en el control de numerosos insectos plaga, al aprovechar trampas de luz negra para capturarlos y así reducir sus poblaciones, o simplemente para monitorear su presencia y abundancia (Figura 1). Este hecho se basa en que muchos adultos de insectos con hábitos nocturnos, en general, son capaces de detectar luces de longitudes de onda muy cortas, cercanas a la ultravioleta, y alcanzan el pico en 365 nm que representa una luz denominada negra. Por lo tanto, al emplearla, ellos responden dirigiéndose al sitio donde se origina (Bustillo-Pardey, 1989).

Otro grupo de insectos ha desarrollado estructuras o hábitos que les permiten producir



**Figura 1.** Trampa de luz negra, de longitudes de onda muy cortas cercanas a la ultravioleta, a la que muchos insectos nocturnos son atraídos. Foto: A. Bustillo |

sonidos que son perceptibles por individuos de su misma especie, y en muchos casos los usan para localizar a su pareja con fines de reproducción. Los detectan a través de sensilas en los pelos o por órganos timpales, y los emiten ayudados por aparatos estridulatorios y por membranas vibratorias. Es muy particular el sonido de las chicharras, así como el de los grillos, durante algunas épocas del año. Sobre estos últimos, los investigadores han podido sintetizar su canto y relacionarlo con la especie y con mensajes que emiten a sus congéneres (Flint, & Doane, 1996).

Sin embargo, la comunicación mediada por sustancias químicas, es la más importante por

las connotaciones que tiene para el manejo de muchas plagas agrícolas, a estos compuestos se les ha acuñado el término semioquímicos, del griego *semeon* que significa señal. Bajo esta denominación se consideran todas las sustancias químicas que sirven de intermediarias en las interacciones entre organismos. Se pueden subdividir de acuerdo con el tipo de interacciones; si son interespecíficas se denominan aleloquímicos, y si son intraespecíficas reciben el nombre de feromonas. Los primeros provocan reacciones en individuos de una especie diferente a la que los origina. Están divididos en varios grupos dependiendo de la respuesta del receptor: si es adaptativamente favorable al emisor, pero no para el receptor, son alomonas, si es al contrario son kairomonas, o si lo es tanto para el emisor como para el receptor son sinomonas (Jones & Lewis, 1981).

Las feromonas, término del griego *phereum* que significa llevar y *horman* estimular, las libera un miembro de una especie para causar una respuesta en otro de su mismo grupo (Jones & Lewis, 1981). Se clasifican teniendo en cuenta la acción intermediada. Es así como puede hacerse referencia a las feromonas de alarma, de agregación, de seguimiento, de determinación de castas o sexual. Las de alarma son usadas para defensa y protección, y son comunes en hormigas, abejas y áfidos. Las de agregación se utilizan para llamar a otros congéneres a un sitio apropiado para alimentación o para albergue. Las de seguimiento se basan en un rastro químico detectable por los otros miembros de la especie, para que puedan localizar los sitios de alimentación, frecuente en insectos sociales especialmente hormigas y termitas. Las de determinación de castas permiten a la reina de la colmena, decidir cuál será el destino de su progenie. Las sexuales sirven para atraer al sexo opuesto y juegan un papel importante en la cópula, siendo de particular

interés en el estudio de insectos plaga bajo esquemas de manejo integrado de plagas (MIP) (Jones & Lewis, 1981).

El concepto de MIP, se basa en reconocer que para el control de plagas no hay un solo enfoque que ofrezca una solución universal, y que la mejor protección del cultivo está en una fusión de varias tácticas y prácticas, que tienen asiento en principios ecológicos sensatos. Las feromonas son un componente comúnmente usado en muchos programas de MIP (Dent, 1993).

La primera indicación de la presencia de atraeyentes en insectos la propuso, en 1837, el zoólogo alemán C. T. von Siebold. Pero fue solo en 1890, que el naturalista francés J. H. Fabre demostró que las hembras de una polilla denominada *great peacock moth*, *Saturnia pyri* (Denis et Schiffmüller, 1775) atraían a los machos, aunque suponía que esto no ocurría a grandes distancias. En 1900, Mayer llevó a cabo experimentos sencillos para probar la mediación de sustancias en la atracción de *Callosamia promethea* (Drury), encontrando que estas eran producidas en estructuras glandulares presentes en el abdomen de las hembras (Matthews & Matthews, 1978).

El primer aislamiento e identificación de la feromona de un insecto, se hizo con la polilla del gusano de seda, *Bombix mori* L., en 1959 por científicos alemanes. Desde entonces, miles de feromonas se han identificado. Actualmente, se tiene una visión mucho más clara de las posibilidades y limitaciones asociadas con el uso de feromonas de insectos en programas de MIP. Los dos usos principales son para la detección y monitoreo de poblaciones, y para la alteración del apareamiento. Dichos usos sacan ventaja del hecho que, para la mayoría de insectos plaga, las feromonas sexuales son piezas clave en la reproducción (Matthews & Matthews, 1978).

## Producción de olores y quimiorrecepción

Estudios sobre muchas especies de insectos han demostrado que las sustancias químicas no solo provienen del abdomen, sino también de la cabeza y el tórax, y son almacenadas en glándulas exocrinas. Su recepción se produce en células llamadas sensilas, que están rodeadas por estructuras características como pelos, cerdas, placas y hendiduras, presentes en la epidermis del insecto (Matthews & Matthews, 1978).

La detección y las pruebas de estos compuestos químicos se hacen por medio de respuestas electrofisiológicas, que consisten en la inserción de receptores que actúan como diminutos electrodos en las antenas de un insecto, para lo cual no se requiere que esté vivo, solo que las antenas se hayan tomado del insecto en un periodo de tiempo corto antes del análisis. El estímulo se realiza directamente sobre la antena, que se conecta a un osciloscopio. Al estimular el insecto se producen electroantenogramas que se pueden registrar. Así es posible asociar la actividad de los compuestos producidos en insectos

cuando se trata de elaborarlos comercialmente para el manejo de sus poblaciones en el campo.

**Características de las feromonas.** Las feromonas sexuales se usan para comunicarse y copular. Se emiten en muy bajas concentraciones y son compuestos orgánicos volátiles, VOC (*volatile organic compounds*) que se dispersan en el aire. Los insectos las detectan a grandes distancias, lo que les causa cambios inmediatos en su comportamiento. Son específicas a especies y no son tóxicas (Figura 2). En la mayoría de los casos, los machos son los que responden a feromonas sexuales producidas por las hembras. Sin embargo, en varias especies de Lepidoptera de hábito diurno son los machos los que producen la feromona sexual para atraer hembras congéneres. Igualmente, en algunos Coleoptera, son los machos los que producen una feromona que sirve de agregación y atrae ambos sexos (Dent, 1993; Flint & Doane, 1996; Wang *et al.*, 2014).

## Enfoques sobre el uso de feromonas en MIP

Las feromonas son de gran utilidad en programas de manejo integrado de plagas. La principal función de las sexuales es atraer



**Figura 2.** La feromona de agregación “Trimedlure” atrae los machos de la mosca del Mediterráneo (*Ceratitis capitata*), plaga de muchos frutales. Fotos: A. Bustillo |

los insectos a las trampas para su detección y determinación de su distribución espacial y temporal (Flint & Doane, 1996; Jones & Lewis, 1981).

Para la diseminación de las feromonas en los cultivos se han diseñado diferentes dispositivos, como: fibras huecas de plástico de polivinilo, que las emiten por los extremos; fibras huecas selladas, que consisten en bolsas de un plástico que permiten la difusión por las paredes, y flecos de plástico laminado que la diseminan por las paredes y los bordes expuestos. Normalmente, estos cebos están ligados a una estructura que hace las veces de una trampa, para que los insectos que se aproximan puedan ser capturados. La mayoría de las feromonas sexuales de los insectos están constituidas por varios compuestos, mezclados en proporciones específicas, que en algunos casos pueden ser costosas de fabricar (Dent, 1993; Jones & Lewis, 1981).

La información de la captura es muy útil para tomar decisiones sobre medidas de control, hacer seguimiento de poblaciones, eliminar los adultos que se capturan. También se puede utilizar la técnica de confusión, que consiste en impregnar el atrayente con un tóxico para matar el insecto que es atraído. Se considera que es mejor un insecto muerto que uno confundido (Flint & Doane, 1996) (Figura 3).

El enfoque de la técnica de confusión se ha utilizado masivamente en muchas partes del mundo, para tratar de controlar o erradicar plagas de gran importancia económica para la agricultura, como el picudo del algodonero, *Anthonomus grandis* Boheman; el gusano rosado de la bellota del algodón, *Pectinophora gossypiella* (Saunders); la polilla del manzano, *Cydia pomonella* (L.); el gusano cogollero del tomate, *Keiferia lycopersicella* (Busk); el barrenador del maíz, *Ostrinia nubilalis* (Hübner), y la mosca del Mediterráneo, *Ceratitis capitata* Wied., (Flint & Doane, 1996).

## Productos naturales -metabolitos secundarios- en plantas

Las plantas producen una gran variedad de compuestos orgánicos, que no se encuentran involucrados directamente en procesos primarios metabólicos de crecimiento y desarrollo. El papel que desempeñan estos productos naturales o metabolitos secundarios en las plantas se está analizando desde el punto de vista de su contexto analítico. Parece que funcionan en la defensa contra los depredadores y los patógenos, y en proveer ventajas reproductivas como atrayentes de polinizadores y en la diseminación de semillas. También pueden actuar creando ventajas competitivas, como venenos para especies rivales (Dietrich *et al.*, 1999).

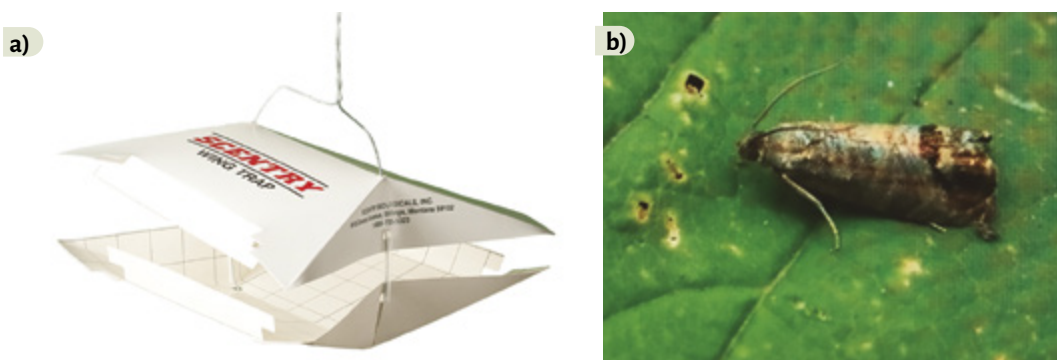


Figura 3. a) Trampa con atrayente para controlar la polilla del manzano. b) *Cydia pomonella* |

La mayoría de los productos naturales vegetales se pueden clasificar en tres grandes grupos: terpenoides, alcaloides y compuestos fenólicos (Paré & Tumlinson, 1999). Entre los terpenoides existen más de 25 mil estructuras, que se derivan del precursor isopentenil difosfato denominado isopreno, formado por cinco unidades de carbono que son sintetizadas vía acetato/mevalonato o gliceraldehído 3-fosfato/piruvato. Muchos terpenoides de plantas son tóxicos e inhiben la alimentación de herbívoros, o actúan como atrayentes de varios insectos (Jones & Lewis, 1981).

Entre los alcaloides hay cerca de 12 mil compuestos que se sintetizan principalmente de los aminoácidos. Contienen nitrógeno, por lo que protegen a las plantas de una gran variedad de animales herbívoros, y muchos ejecutan actividades farmacológicas importantes (Loughrin *et al.*, 1994).

Los compuestos fenólicos (aproximadamente ocho mil), que se sintetizan primariamente de productos de la vía metabólica del ácido shikímico, cumplen varios papeles importantes en las plantas. Son precursores de taninos, ligninas y flavonoides, que sirven como defensa contra herbívoros y patógenos. Además, las ligninas confieren fortaleza a la pared celular, y muchos pigmentos flavonoides son atrayentes para los polinizadores y la dispersión de las semillas. Algunos compuestos fenólicos tienen actividad alelopática lo que influye adversamente en el crecimiento de vegetación vecina (Walling, 2000).

A través del transcurso de la evolución, las plantas han desarrollado defensas contra herbívoros y el ataque de microorganismos. Las que mejor se defienden y son más competitivas han generado más progenie. Así, estos metabolitos ecológicamente útiles se

han establecido ampliamente en el reino vegetal. Las presiones de los herbívoros y patógenos, y una constante competencia continúan la selección por nuevos productos naturales. En especies cultivadas, sin embargo, tales defensas químicas a menudo han sido artificialmente seleccionadas (Turlings *et al.*, 1990; Walling, 2000).

Los resultados de los estudios sobre la bioquímica de los productos naturales de las plantas tienen muchas aplicaciones prácticas. Los enfoques biotecnológicos pueden aumentar selectivamente las cantidades de los compuestos de defensa en plantas cultivadas y, por lo tanto, reducir la necesidad de utilizar plaguicidas muy costosos y potencialmente tóxicos (Paré & Tumlinson, 1998, 1999).

***Atracción de insectos a las plantas.*** El estudio de las propiedades de defensa de las plantas empezó a finales de 1800, pero no fue sino después de mucho tiempo, que otros investigadores se dedicaron a este campo de estudio. En esa época se indicó que estas sustancias del metabolismo secundario, aunque sin conocerse su función metabólica, estaban presentes en muchas plantas si no en todas. Así se inició la búsqueda por determinar su función. La meta fue establecer si los compuestos o sustancias químicas desempeñaban un papel meramente metabólico o si eran verdaderamente sustancias defensivas, con una actividad ecológica para la planta (Paré & Tumlinson, 1999).

Por otra parte, se ha encontrado que muchas plantas también producen una mezcla de compuestos volátiles en las hojas, como en el caso del algodón, que resultan importantes en la orientación de insectos hacia ellas. Estos productos permiten que el insecto encuentre refugio, oviposite y se alimente de la planta. Son principalmente monoterpenos, de natu-



raleza lipofílica y derivados de la condensación del ácido mevalónico. Dichos odorantes son principalmente secreciones glandulares, que pueden actuar como atrayentes, inhibidores y estimulantes de la oviposición. En la planta de algodón se han hallado principalmente monoterpenos, como pineno, mircenolimoneno y ocimeno, que permiten a insectos, como *Popilia japonica*, Newman y *A. grandis*, ubicarla (Shahida *et al.*, 2001).

**Defensas de las plantas.** Uno de los muchos mecanismos de defensa conocidos es el uso de sustancias químicas volátiles, que atraen o repelen ciertas especies de insectos. Aunque esta estrategia puede parecer contraproducente, en efecto atrae solo a aquellos que depredan los organismos que son dañinos a la planta. Además de proveer protección, es una fuente de alimento para el insecto que depreda sobre el herbívoro (Turlings *et al.*, 1990).

Los compuestos orgánicos volátiles poseen una estructura química que les permite evaporarse fácilmente. Una vez allí, dan señales a los depredadores de los herbívoros sobre su existencia y resguardan a la misma planta. Los VOC más frecuentemente caracterizados son los compuestos de la familia de los terpenoides y el indol, un producto de la vía sintética del ácido shikímico. Varias especies agrícolas han mostrado poseer las vías de defensa responsables de estos compuestos, entre las que se incluyen el maíz, el algodón, el frijol y la col de Bruselas (Paré & Tumlinson, 1999).

Turlings *et al.* (1990) presentaron resultados de un experimento conducido en maíz, en el que se encontró que los compuestos VOC de la clase terpenoides e indol eran los atrayentes principales (Hübner). En este caso en particular, los insectos herbívoros eran las larvas de *Spodoptera exigua* (Hübner) que dañan la mazorca

del maíz. Después del ataque se incrementó la liberación de volátiles en el aire que atraían a *Cotesia marginiventris* (Cresson), que combatió a las larvas del cogollero del maíz.

En un segundo experimento conducido por Paré y Tumlinson (1997, 1998), se determinó que los VOC constituían una estrategia defensiva en el algodón. En la misma forma en la que ocurría la liberación de volátiles en las plántulas de maíz, sucedía en las de algodón. De nuevo se utilizó *S. exigua* para atacar; sin embargo, los investigadores encontraron que los compuestos volátiles eran producidos por la planta como resultado del daño del insecto. Este estudio demostró por primera vez la biosíntesis de metabolitos secundarios y ayudó a comprobar el papel dinámico que desempeñan las plantas, no solamente con los herbívoros, sino también con sus enemigos naturales (Paré & Tumlinson, 1999).

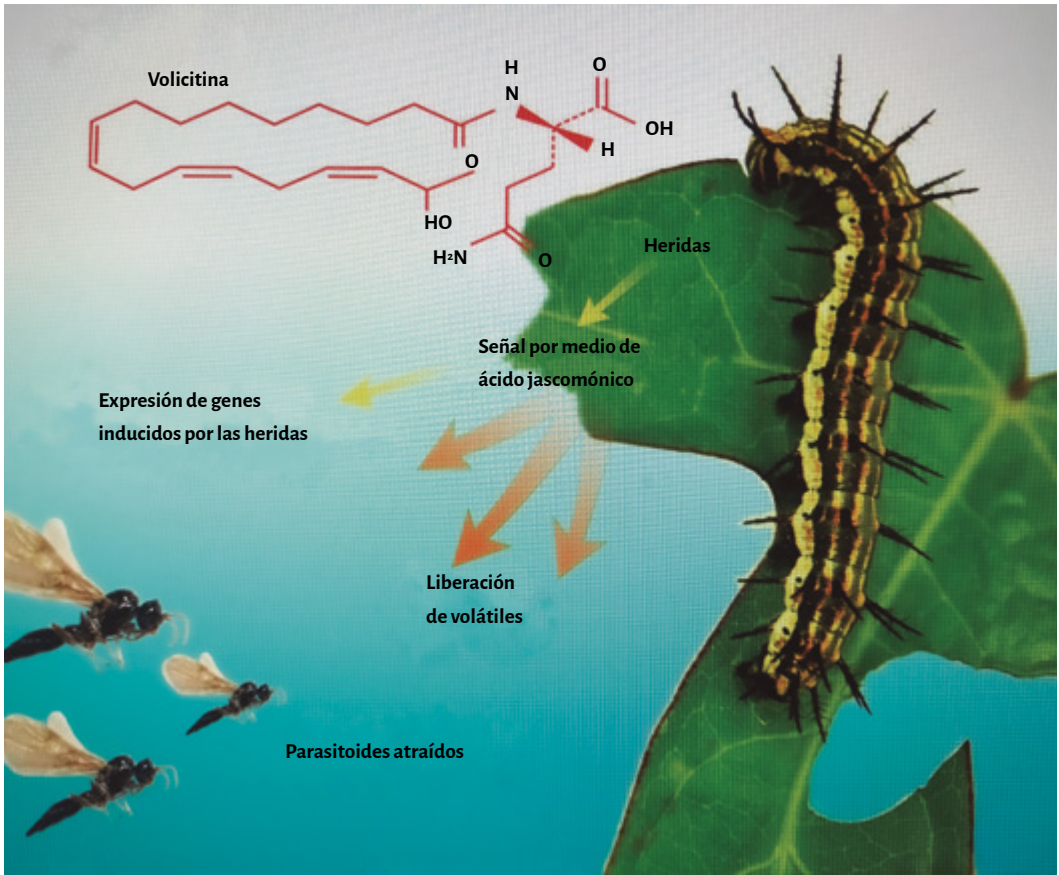
En los experimentos mencionados, los principales VOC que las plantas liberaron fueron los terpenoides y derivados de indol. Los primeros son considerados una de las clases de compuestos naturales más complejos e importantes. Estas estructuras se encuentran en una gran gama de organismos; en todos los que se han buscado, se han detectado (Loughrin *et al.*, 1994). Es interesante el hecho de que los terpenoides se pueden usar en productos comerciales, ya que los compuestos de esta clase de bajo peso molecular tienen propiedades de fragancia. La subclase especial de terpenoides volátiles (conformados por los monoterpenos y los sesquiterpenos) actúa como atrayente de insectos.

Recientemente, se encontró en plantas de maíz atacadas por larvas de *S. exigua* un elicitor o iniciador de volátiles, el cual se ha denominado volicitina y corresponde al N- (17-hidroxisilenoil)-L-glutamina. Este componente es clave

para que la planta reconozca que está siendo atacada por un herbívoro. Al analizar químicamente la secreción oral del insecto, en el momento de alimentarse de la mazorca de maíz, se estableció que la porción de ácidos grasos de volicitina se deriva de la planta; mientras que la reacción de 17-hidroxilación y la conjugación con glutamina se lleva a cabo por la larva, al usar la glutamina originada en el insecto. Irónicamente, estos insectos catalizan modificaciones químicas al ácido linoleico, críticas para la actividad biológica que promueve la liberación de los compuestos volátiles de la planta, los cuales, a su vez, atraen a los enemigos de la larva (Frey *et al.*, 2000) (Figura 4).

Algo similar a lo anterior encontraron Albörn *et al.* (2003) con el gusano cachón del tabaco, *Manduca sexta* (L.). Los componentes de la regurgitación de este insecto, incitan a la liberación de volátiles en la planta para su defensa, identificados como: N-linolenil-L-glutamina (18:3-GLN) y N-linolenil-L-ácido glutámico (18:3-GLU). También se ha registrado el mismo comportamiento en ecosistemas forestales, donde el ataque de un defoliador provoca en la planta la emisión de volátiles que son captados por parasitoides benéficos que acuden en su defensa.

Igualmente, se ha hallado que cuando un insecto ataca una planta, la señal de peligro se



**Figura 4.** Representación de la liberación de compuestos volátiles de las plantas, en respuesta a la alimentación de los insectos, mediada por un elicitador, como volicitina, que se produce por las secreciones orales de insectos. Los semioquímicos volátiles son utilizados por avispidas parasitoides, para localizar sus huéspedes |



transmite al resto de la misma; o sea, que es sistémica (Mattiacci *et al.*, 2001). En estudios con larvas de *Pieris brassicae* (L.), que consumían hojas de la parte baja de plantas *Brassica oleracea* var. *gemmifera*, se determinó que este proceso estimulaba la liberación de volátiles en las hojas de la parte alta, que atrajeron al parasitoide *Cotesia glomerata* (L.). La emisión se inicia luego de al menos tres días en los que los herbívoros permanecen alimentándose en las hojas bajas. Una vez el ataque termina, la señal sistémica se emite por un máximo de un día más (Mattiacci *et al.*, 1994).

Los componentes de la mezcla de terpenos volátiles liberados por la planta de algodón varía notablemente a través del fotoperiodo. Algunos se emiten en cantidades 10 veces superior durante la fotofase que en la escotofase. Otros se liberan continuamente, sin un patrón especial, durante todo el tiempo que las plantas están sometidas al ataque del insecto (Loughrin *et al.*, 1994).

Las respuestas de las plantas a la agresión de herbívoros son complejas. Los genes activados están correlacionados con el modo de alimentación y el grado de daño al tejido en el sitio de alimentación. Sin embargo, insectos como áfidos y moscas blancas, que se nutren del floema y producen pequeños daños al follaje de las plantas, son percibidos por las plantas como patógenos. Estas activan el ácido salicílico (AS) y el jasmónico (AJ), que dependen de la ruta metabólica del etileno (Walling, 2000).

El ácido salicílico induce la floración e inhibe la toma de K<sup>+</sup> y P<sup>+</sup> y, la síntesis de etileno. Probablemente es un antagonista del ácido jasmónico. El AS estimula la respuesta sistémica adquirida (RSA) y puede mover a grandes distancias el componente de una señal a través de la vía de transducción. Induce las proteínas de defensa

en las plantas tales como: beta-1,3-glucanasa, y glutatión S-transferasa, relacionadas con patogénesis. También participa en la RSA y en las respuestas hipersensitivas (HR) localizadas, e incentiva vías de respiración alternas (Dietrich *et al.*, 1999).

## Vía metabólica del ácido shikímico y del ácido jasmónico

La vía metabólica del ácido shikímico es la base de la síntesis de proteínas. Además, está directamente relacionada con el crecimiento y la sanidad de las plantas. Se ha demostrado que produce fenilalanina a través de la enzima EPSP sintetasa (Mattiacci *et al.*, 2001).

El ácido fosfoenolpirúvico, creado durante la glicólisis, se combina con D-eritosa-4fosfato, un producto de la vía metabólica de la pentosa fosfato, para iniciar la formación del ácido shikímico. Este, a través de dicha vía, continúa produciendo triptófano, tirosina y fenilalanina. La vía metabólica del ácido shikímico no existe en el reino animal y es por esto que estos tres aminoácidos deben ser consumidos en la dieta de los animales, al ser ingredientes esenciales para la síntesis de proteínas. Se ha encontrado una enzima clave que usa la fenilalanina para sintetizar metabolitos secundarios: la fenilalanina amonio-liasa (PAL), activa en la vía metabólica de la fenilpropanoide. Esta vía es una extensión de la del ácido shikímico. Así, en presencia de grandes concentraciones de PAL más fenilalanina, se producen más metabolitos secundarios (Paré & Tumlinson, 1999).

La vía del fenilpropanoide, que se inicia con la producción de fenilalanina de la vía metabólica del ácido shikímico y que usa la PAL, orienta varias reacciones para generar ácido cinámico, que es el punto de partida de muchos metaboli-

tos secundarios y que produce taninos, flavonoides, ligninas y compuestos fenólicos. El aumento de la PAL se ha correlacionado en plantas de tabaco, con un incremento en la resistencia a virus, bacterias, hongos e insectos herbívoros (Paré & Tumlinson, 1997).

Una molécula que inicia la señal para activar el gen que produce la PAL es el ácido jasmónico (AJ). Este se origina a través de la peroxidación de los ácidos grasos del ácido linolénico. El ácido linolénico libre se genera en el plasma de la membrana de una célula de la planta que ha sido inducida por la sistemina, hormona producida en respuesta a la depredación de un herbívoro. Esta reacción depende, en conjunto, del daño físico que sufre la planta y de las secreciones orales del herbívoro (Mattiacci *et al.*, 2001).

Las plantas producen dos formas de ácido jasmónico. El soluble se usa como una defensa directa a herbívoros, mediante la activación de los genes para la producción de la PAL, la cual cataliza metabolitos secundarios que incluyen proteínas inhibidoras. Estas disminuyen los beneficios nutricionales a los herbívoros que se alimentan de la planta. El volátil, conocido como metil jasmonato (MeJA), es una defensa indirecta. Se ha encontrado que estimula la producción de AJ en las plantas a su alrededor, aunque ellas no estén siendo atacadas por herbívoros (Paré & Tumlinson, 1998; Mattiacci *et al.*, 2001).

## Protección en los insectos herbívoros para evadir enemigos

Las interacciones entre plantas y herbívoros proveen ejemplos muy bien estudiados de coevolución, pero poco se conoce acerca de cómo estas interacciones son influenciadas por un tercer nivel trófico. Un estudio desarrollado por

De Moraes y Mescher (2004) demostró que las larvas de *Chloridea subflexa* (Guenée) reducen su vulnerabilidad a enemigos naturales, a través de la adaptación de un hecho muy notable y previamente desconocido de su planta huésped *Physalis angulata*. Los frutos de esta no tienen ácido linoleico (AL) que es requerido por la mayoría de los insectos para su desarrollo.

Al sobreponerse a esta deficiencia nutricional, las larvas de *C. subflexa* obtienen varias ventajas. Primero, ganan acceso a una fuente de alimento casi exclusiva: se ha demostrado que las larvas de una especie muy cercana, la *Chloridea virescens* (F.), no pueden desarrollarse en los frutos de *P. angulata*, a menos que este sea tratado con AL. Segundo, se reduce su vulnerabilidad a los enemigos naturales: el AL es un componente clave de la volicitina, un elicitor de señales de defensas volátiles de las plantas. Se comprobó que la volicitina no se encuentra en las secreciones orales de las larvas que se alimentan de los frutos y, que los perfiles de los volátiles producidos por las plantas de las cuales el insecto consumió sus frutos, difieren de aquellos inducidos por alimentación de las hojas o de frutos tratados con AL, lo que hace que los primeros sean mucho menos atractivos a las hembras del parasitoide *Cardiochiles nigriceps*, Viereck. Finalmente, los herbívoros se tornan nutricionalmente no aptos, como hospederos a enemigos que requieren del AL para su propio desarrollo. Otro hecho demostrado fue que larvas de *C. nigriceps* no se desarrollan en las larvas del herbívoro, pero sí en aquellas que se alimentan de frutos tratados con AL. Así, las larvas de *C. subflexa* no solo se sobreponen a las serias deficiencias en su dieta, sino que reducen su vulnerabilidad a enemigos naturales, a través de una forma de encubrimiento bioquímico o criptobioquímica (Turlings *et al.*, 1990).

## Posibilidades de desarrollos comerciales

El entendimiento de las respuestas de las defensas inducidas y el mecanismo para controlar estas vías metabólicas permiten desarrollar estrategias novedosas, para ser utilizadas en escenarios agronómicos. El primer ejemplo de un producto comercial para la protección de un cultivo, que actúa induciendo una vía de respuesta de defensa endógena, está compuesto por Acibenzolar-S-Metil. Este reduce el nivel de infección en las plantas al activar la respuesta sistémica adquirida (Dietrich *et al.*, 1999). También se ha detectado que el benzo-tiadiazol (BTH) incita la RSA y se comercializa contra enfermedades de plantas; por ejemplo, en trigo, para controlar el mildeo polvoso.

Para evaluar aplicaciones de ácido jasmónico en varios cultivos se han llevado a cabo experimentos que buscan inducir la acumulación de defensas en la planta, y así reducir el ataque de los herbívoros en el campo (Karban *et al.*, 2000). Por otra parte, avances en la bioquímica y genética molecular para la síntesis de terpenos hacen posible pensar en la producción de plantas transgénicas que los liberen, para atraer los enemigos de los herbívoros (Degenhardt *et al.*, 2003).

## Conclusiones

Los insectos han desarrollado mecanismos muy sofisticados para la comunicación interespecífica e intraespecífica, y así lograr ventajas adaptativas para su supervivencia. La

mediada por sustancias químicas denominadas semioquímicos es la más desarrollada y la que recibe mayor atención de los investigadores actualmente. Las plantas, a su vez, también han generado sistemas que las benefician, para sobreponerse del ataque de herbívoros, mediante la emisión de mensajes que atraen a otros insectos benéficos, enemigos de estos.

El mecanismo funciona así: los insectos detectan a grandes distancias las plantas que son fuente de su alimento, gracias a los volátiles que estas emiten, y a cortos trechos se orientan por su visión. Una vez los insectos expulsan sus secreciones orales cuando se alimentan, la planta produce compuestos que envían señales a las células, para que se active la hormona sistémica, la cual incita la producción del ácido linolénico. Este, por peroxidación de sus ácidos grasos, genera el ácido jasmónico, el cual acciona el gen que produce la enzima fenilalanina amonio-liasa (PAL), que inicia la síntesis de los metabolitos secundarios.

Recientemente se han encontrado evidencias de otra defensa indirecta de las plantas, la cual consiste en la producción de un análogo del ácido jasmónico: el metil jasmonato. Cuando este se libera, envía señales a plantas vecinas advirtiéndolas sobre el ataque de insectos, y así logra que inicien la generación del ácido jasmónico. Los volátiles producidos se diseminan en el aire, para que sean captados por los enemigos del herbívoro, los cuales son capaces de discriminar de qué planta provienen y qué insecto la está atacando. Una vez en la planta, se dirigen a su presa ayudados por las kairomonas, que surgen especialmente de las heces de la plaga.

## Capítulo 2.

# Conceptos básicos sobre el manejo integrado de plagas

Álex Enrique Bustillo Pardey

Con el fin de unificar criterios, es importante definir y aclarar ciertos términos de uso corriente en las actividades de manejo integrado de plagas, y que son utilizados por muchos autores reconocidos (Falcon, 1973; Dent, 1991; Bustillo-Pardey, 1983; Cardona, 1999; NAC, 1969; Rabb & Guthrie, 1970; Huffaker, 1971; Burges, 1981; De Bach, 1964; Kaya & Stock, 1997).

**Ecosistema.** Es el sistema en un área, en el que interactúan todos los organismos vivos (animales y plantas) y su ambiente no viviente (suelo, clima, refugio). Su estudio se denomina Ecología.

**Agroecosistema.** Son ecosistemas agrícolas, que se caracterizan porque están hechos y manejados por el hombre. Puede definirse como una unidad compuesta por un complejo total de organismos, en una zona de cultivo, junto con todo el medioambiente condicionante y, además, modificado por las diversas actividades de índole agrícola, industrial, recreacional y social del hombre. Son muy variables en relación con su estabilidad, complejidad y tamaño. Se encuentran normalmente en un proceso de evolución por la intervención permanente del ser humano, debido a los cambios en los sistemas de cultivo, las variedades cultivadas o la forma de controlar los insectos plaga. Por lo tanto, es muy difícil establecer con precisión los límites cuando estos son muy complejos y albergan plagas migratorias.

**Comunidad.** Es la parte viviente del ecosistema; por ejemplo, para el caso de los insectos, la comunidad la conforman todos los insectos y las plantas que existen en una determinada área (Posada, 1975).

**Población.** Se define como un grupo de individuos de la misma especie que ocupa un área de tamaño definido, la cual tiene todos los requisitos necesarios para que esos organismos puedan vivir (Posada, 1975).

**Medioambiente.** Conjunto de componentes físicos, químicos y biológicos externos con los que interactúan los seres vivos. El crecimiento de una población está supeditado a su potencial biótico y a la resistencia ambiental.

**Potencial biótico.** Se refiere a la habilidad de un organismo para reproducirse, la cual es sorprendente en algunos insectos, y aumentar su población en ausencia de todos los controles. Esta situación nunca se encuentra en la naturaleza, pero debido a que la potencialidad siempre existe si alguno de los controles se remueve, la población insectil toma ventaja y puede resultar en un brote.

**Resistencia ambiental.** Está compuesta por todos aquellos factores del medioambiente que tienden a reducir la población de un organismo. Dichos factores se dividen en dos grupos: abióticos y bióticos. Los abióticos o

físicos comprenden el clima, el suelo, el aire, el espacio y la luz; los bióticos incluyen los depredadores, los parasitoides y los patógenos.

**Dinámica poblacional.** Es la rama de la ecología que investiga las causas de los cambios en las poblaciones y los mecanismos del control natural de estas (Milne, 1962).

**Tablas de vida.** Es una presentación sistemática de la mortalidad y supervivencia en una población. La de un insecto se debe realizar durante varios años en un mismo sitio, con el fin de aumentar el entendimiento de su dinámica y al mismo tiempo revelar los periodos más oportunos para el manejo de la plaga, para así determinar las tasas de supervivencia (Harcourt, 1969).

**Índice de umbral económico.** Es la densidad de la población del insecto a la que se deben realizar medidas de control, para prevenir que alcance el nivel de daño económico (Stern, 1973). En otras palabras, el umbral económico es el punto en el que la densidad de insectos (o plagas) presentes está apenas por debajo del límite en el que el costo y el daño hecho en el valor del cultivo igualan el costo del tratamiento.

**Nivel de daño económico.** Es la densidad más baja de la población de una plaga que causaría un daño económico, que justifica los costos de las medidas de control. Este nivel cambia de acuerdo con el cultivo, el área y la variación del precio de los insumos y de la mano de obra (Stern, 1973).

**Posición general de equilibrio.** Es el promedio de la densidad de una población, durante un periodo en ausencia de cambios permanentes del medioambiente (Álvarez, 1975).

**Muestreo.** Debido a la naturaleza de las poblaciones de los insectos plaga, es necesario recurrir al uso de herramientas estadísticas, como el muestreo, con el fin de caracterizar las poblaciones e intentar modelar matemáticamente su comportamiento para realizar predicciones. Está basado en la matemática para obtener una información de las variables de una plaga objeto de estudio, como son su productividad, daño ocasionado, densidad de población productiva, etc. El muestreo por índices poblacionales consiste en estimar la población por productos o efectos de los insectos, y no contándolos directamente. Los productos pueden ser restos de mudas, heces o refugios, y los efectos son fundamentalmente los daños que producen a las plantas.

## Capítulo 3.

# La racionalidad del manejo integrado de plagas (MIP) y su implementación

Álex Enrique Bustillo Pardey

### Introducción

Esta sección presenta las tendencias actuales del control de plagas en una forma integrada, cuya principal función es el manejo del cultivo y el efecto de prácticas agronómicas, culturales, físicas y herramientas de control sobre las poblaciones de insectos plaga. Inicialmente se describen estos conceptos y luego se presentan secciones específicas acerca de los principales métodos que se pueden incluir en el manejo del cultivo, para reducir de manera eficiente los insectos dañinos, teniendo presente la sostenibilidad del agroecosistema.

Los insecticidas de síntesis conforman el grupo de productos utilizados para el control químico de insectos plaga y forman parte de una de las estrategias que se emplean para la represión de poblaciones dentro de un programa MIP. Estos compuestos se denominan comúnmente plaguicidas. El éxito del control químico, o por lo menos de la aplicación de insecticidas en el manejo de las plagas, está supeditado a los criterios que se tengan para decidir: el tipo de producto que se va a usar, la forma de aplicarlo y el momento u oportunidad para ejecutar el tratamiento. Estas decisiones exigen conocimientos sobre las características de los plaguicidas, los equipos de aplicación, las plagas y la planta cultivada. También se debe tener en cuenta las prácticas culturales, las condiciones climáticas y económicas del cultivo y del agricultor, y las características sociales del medio (Andrews & Quezada, 1989; Barrons, 1981).

### El desarrollo de los insecticidas

A comienzos del siglo pasado se aplicó por primera vez un producto químico sobre extensiones relativamente grandes. Se trató del verde de París, un insecticida inorgánico empleado contra *Leptinotarsa decemlineata* Say, plaga de la papa en los Estados Unidos. Luego se desarrollaron otros, como el arseniato de calcio, para controlar insectos masticadores, y productos derivados de plantas como la nicotina y la rotenona, para insectos picadores-chupadores. Esta situación perduró sin mayores cambios hasta inicios de la Segunda Guerra Mundial (Forgash, 1984; Cisneros, 1974).

El desarrollo de los insecticidas modernos en la agricultura se inició después de terminada la Segunda Guerra Mundial. El descubrimiento de la acción insecticida del DDT (dicloro difenil tricloroetano) en 1939 y del HCH (hexaclorociclohexano), conocido anteriormente como BHC (hexacloruro de benceno) en 1941, permitió su uso para combatir insectos vectores de enfermedades que afectaban a las tropas aliadas. Rápidamente su empleo se extendió al control de plagas agrícolas. Al grupo de los insecticidas clorados pronto se unió el de los fosforados; posteriormente, los carbamatos y, más recientemente, los piretroides. Con anterioridad a esta época, solo se conocían unos pocos compuestos de origen mineral y vegetal, para combatir las plagas de los cultivos (Casi-da & Quistad, 1988).

En la actualidad se cuenta con una gran cantidad de compuestos insecticidas y otros plaguicidas con características toxicológicas, físicas y químicas muy diversas. Miles de nuevos productos se investigan anualmente y algunos de ellos se incorporan al mercado después de muchos años de experimentación. Entre los países productores de insecticidas más importantes están: Estados Unidos, Alemania, Japón, Rusia, Suiza, Italia, Holanda y, recientemente, China e India (Dent, 1995; Fairchild, 1978; Jepson, 2000).

Los insecticidas son valiosos por sus rápidos efectos en la represión de las plagas y por su facilidad de manejo. Se considera que su uso ha desempeñado un papel esencial en el incremento de la productividad agrícola en las últimas décadas, sobre todo en los países más tecnificados. Las primeras aplicaciones de plaguicidas modernos fueron tan espectaculares, que se cifraron muchas esperanzas en la posibilidad de erradicar las principales plagas. Desafortunadamente, después de varias décadas de aquellos resultados se pudo comprobar que los problemas no han desaparecido y, por el contrario, en muchos casos se han agravado. La utilización de los insecticidas trajo consigo fenómenos nuevos, no previstos, como el desarrollo de resistencia a estos, y la aparición de nuevas plagas por la destrucción simultánea de sus enemigos naturales (March, 1959; Moorefield, 1959; Oudejans, 1982).

**La pérdida de eficacia.** El surgimiento de nuevos insectos plaga, la contaminación del medioambiente, la destrucción de la fauna benéfica y silvestre, y los peligros de intoxicación son fenómenos comunes ligados al uso de insecticidas. A pesar de todo ello, la agricultura moderna difícilmente podría mantener altos rendimientos sin la aplicación razonable de estos productos. Muchos de los problemas citados se han derivado del mal empleo y su uso

excesivo. Aún hoy en día mucha gente, incluyendo agricultores y profesionales poco informados, creen que el control de las plagas por medio de insecticidas de síntesis química es algo simple y basta con seguir las instrucciones de los envases o, lo que es peor, consideran que “si poco es bueno, mucho es mejor”. De esta manera, aumentan dosis innecesariamente o mezclan productos sin ninguna racionalidad, para estar seguros de no fallar con el tratamiento (Cisneros, 1974; Young, 1986).

## **Efecto de los insecticidas de síntesis química en el ecosistema agrícola**

Desde el punto de vista ecológico, el insecticida es una sustancia tóxica que el hombre introduce al ecosistema agrícola, afectando a todos sus organismos y, en particular, a los animales. La intensidad del efecto varía según las características del producto, el grado de susceptibilidad de las especies fitófagas y benéficas presentes, la formulación y la dosis, la forma en la que es administrado, la clase de cultivo y las condiciones climáticas prevalecientes durante las aplicaciones. Es normal que los efectos se extiendan más allá de los límites del campo en que es usado, pues los insecticidas son fácilmente llevados por el viento y el agua (Tait & Napompeth, 1987).

**Efecto de los insecticidas sobre la entomofauna benéfica.** Normalmente, los insectos benéficos son más susceptibles que las especies fitófagas, por lo que sus poblaciones se ven afectadas más drásticamente por las aplicaciones de insecticidas. La destrucción de los controladores biológicos produce dos situaciones: una es la rápida resurgencia de la plaga que causa el problema y motiva su control, y la otra es la aparición de nuevos insectos plaga (Rabb & Guthrie, 1970; Mareida *et al.*, 2003).



**La resurgencia.** Se debe a la eliminación de los enemigos biológicos de la plaga, los cuales, aunque no estaban en proporción satisfactoria para mantenerla en niveles bajos, de alguna manera ejercían cierto grado de control. Una vez desaparecido el efecto del insecticida, la plaga, libre de sus enemigos biológicos, se incrementa rápidamente hasta alcanzar mayores poblaciones que las anteriores.

**La aparición de nuevas plagas.** Es consecuencia de la eliminación de los enemigos biológicos de las otras especies fitófagas, a las que conservaban en niveles bajos. Sin este control natural, las poblaciones de insectos que antes no tenían importancia económica, aumentan y alcanzan niveles de plaga.

## Resistencia a los insecticidas

Cuando se utilizan insecticidas en forma indiscriminada, las primeras aplicaciones provocan altas mortalidades en las plagas y solo unos pocos individuos, que reúnen características especiales, pueden subsistir. Estos se seleccionan con las continuas aplicaciones y terminan formando una generación distinta, capaz de sobrevivir a los tratamientos. Así se desarrollan las poblaciones resistentes a los insecticidas. El incremento de las dosis hace que la selección sea más severa y se generen niveles de resistencia más elevados (Forgash, 1984; Geoghion & Taylor, 1986; Dent, 1991).

**Contaminación ambiental.** Las aplicaciones de insecticidas contribuyen a la contaminación del medioambiente, con el agravante de que son productos de gran actividad biológica. Las mayores dosis y los menores intervalos entre aplicaciones, y entre la última y el momento de la cosecha pueden generar residuos tóxicos en los productos cultivados. Así mismo, incrementan los riesgos de intoxicaciones

directas y elevan los costos del control fitosanitario (Cisneros, 1974; Brown, 1959).

## Características de los insecticidas

Cada insecticida presenta características toxicológicas, químicas y físicas propias, que determinan su eficacia contra las plagas. Al mismo tiempo, tienen efecto sobre los insectos benéficos, las plantas, los animales silvestres y las personas. Las propiedades químicas y físicas determinan su estabilidad, persistencia en el medioambiente, compatibilidad y la forma como se preparan las formulaciones comerciales.

## Toxicidad para los insectos

Para que un insecticida cause la muerte de un insecto debe lesionar un sistema vital de su organismo. Así, por ejemplo, las piretrinas, la nicotina, los insecticidas orgánicos sintéticos fosforados, carbamatos y piretroides afectan el sistema nervioso; los tiocianatos, el aparato respiratorio; los arsenicales destruyen la pared intestinal, y los insecticidas clorados orgánicos dañan procesos en la sinapsis y en el axón de la neurona. Otros insecticidas modernos afectan los procesos de muda o de quitinización del integumento (Brown, 1959).

**Grado de toxicidad.** El grado de toxicidad de un insecticida contra una población de insectos se conoce como dosis letal media o  $DL_{50}$ , que es la cantidad requerida para causar la muerte del 50 % de un grupo representativo. La  $DL_{50}$  puede expresarse, por ejemplo, 15 microgramos por larva o por insecto adulto o, en forma más precisa, en la cantidad de insecticida por unidad de peso del insecto. Así, se dice que la  $DL_{50}$  del parathion para la cucaracha americana (*Periplaneta americana*)



na L.) es de 1,2 µg/g de peso vivo del adulto (Fairchild, 1978; NACA, 1969).

***Espectro de acción de un insecticida.*** No todas las especies de insectos son igualmente susceptibles a la aplicación de un plaguicida. Estas diferencias ocurren porque, debido a algún mecanismo, el producto no llega a acumularse en el cuerpo del insecto en cantidades suficientes para ser letal. El mecanismo puede consistir en diferencias en la velocidad de absorción del insecticida, a reacciones enzimáticas que descomponen el producto o que este es eliminado fácilmente (Maredia *et al.*, 2003; NAC, 1968).

También se presentan diferencias de susceptibilidad entre individuos de una misma población y, sobre todo, entre los diversos estados de desarrollo. Especies muy próximas pueden tener grados de susceptibilidad diferentes. En general, *Heliothis virescens* (Fabricius) es menos sensible a los insecticidas que *H. zea* (Boddie). Ciertos productos son efectivos contra un gran número de especies plaga, mientras que otros solo lo son contra un grupo relativamente pequeño, generalmente de especies relacionadas entre sí. Los primeros se denominan insecticidas de amplio espectro o politóxicos, y los segundos, específicos, selectivos u oligotóxicos. Ejemplos de insecticidas de amplio espectro son DDT, BHC, parathion, carbofuran y cipermetrina. Entre los específicos están: pirimicarb, especialmente efectivo contra áfidos; mirex, particularmente eficiente contra las hormigas, y buprofezin con efectos larvicidas persistentes contra cochinillas, cochinillas harinosas y moscas blancas. Hay muchos casos de compuestos cuyos espectros pueden considerarse intermedios; así como hay numerosas excepciones para las generalizaciones de los insecticidas específicos y de amplio espectro (Cisneros, 1974; Rabb & Guthrie, 1970; Oudejans, 1982).

El DDT, ya totalmente fuera del mercado, fue un insecticida de amplio espectro. Sin embargo, se demostró que era inefectivo contra langostas, grillos, cochinillas, algunos coleópteros y la mayoría de los áfidos (aunque pudo controlar el de la arveja, *Macrosiphum pisi* (Kaltenbach)). El parathion se usó contra muchas especies de cochinillas, incluyendo *Coccus pseudomagnoliarum* (Kuwana), pero era ineficiente contra *Coccus hesperidum* L. Aldicarb sirve contra insectos picadores-chupadores del algodonero; pero, en general, no controla larvas de lepidópteros, aunque ha resultado efectivo contra larvas de *Bucculatrix*, pequeño lepidóptero perforador de la hoja del algodonero (Herrera, 1958; Bennelt, 1957; Beingolea, 1958). Se puede deducir por lo expuesto que las generalidades sobre el efecto de los productos insecticidas constituyen una orientación útil; pero, en última instancia, la eficacia contra una plaga determinada solo puede establecerse con certeza mediante la experimentación. Endrín, carbaryl y aminocarb, por ejemplo, son eficaces contra numerosas larvas de lepidópteros y los tres productos controlan larvas de *Anticarsia gemmatilis* Hübner, de la familia Noctuidae. Sin embargo, el efecto del carbaryl es muy limitado contra *Spodoptera eridania* (Cramer), que pertenece a esta misma familia, comparado con los otros dos productos.

***El umbral de acción.*** Es el nivel de infestación de plagas o las condiciones ambientales en las que se convertirán en una amenaza económica. No es necesario matar todas las plagas conocidas en un campo, a menos que sus densidades de población estén alcanzando un nivel de daño económico. Las densidades de población de ciertas plagas; es decir, patógenos fúngicos o bacterianos, son difíciles de monitorear. Así, conocer la relación entre las condiciones ambientales y el desarrollo de

la plaga, podría ser otra forma de determinar el umbral de acción. Por ejemplo, para controlar la Sigatoka amarilla *Mycosphaerella musicola* en Australia se recomienda a los productores de banano que recorten el exceso de hojas si más del 15 % muestra síntomas visibles durante la temporada de lluvias; pero solo si es más del 30 % en la estación seca (en el Estado de Queensland, 2003).

**La identificación y el monitoreo apropiados y precisos de las plagas.** Son esenciales para tomar decisiones de manejo. Junto con la determinación del umbral de acción, estos aspectos evitan la posibilidad de un uso innecesario de plaguicidas, lo que puede reducir los costos para los productores. Más importante aún, disminuir la cantidad de pesticidas innecesarios minimiza el desarrollo de resistencia, un dilema común de la rutina de los pesticidas.

**La aplicación repetida de los plaguicidas.** Se ha convertido en una práctica regular e indispensable en un ciclo agrícola, en parte, debido al fracaso de los remedios naturales recomendados. Una forma escalonada en la rutina de pesticidas es cuando la eliminación eficaz de una población de plagas objetivo permite que prospere otra población resistente, lo que hace que el agricultor tenga que usar otros plaguicidas para eliminar la nueva plaga.

**La prevención.** Debe ser la primera línea de defensa en el MIP. Se puede lograr mediante la cuarentena al plantar material totalmente sano; realizar el saneamiento del campo; eliminar los residuos de cultivos enfermos; usar herramientas y equipos aseados; procurar que el ambiente sea menos propicio para las plagas y patógenos, por medio del espaciamiento de las hileras o recorte de las hojas; seleccionar variedades resistentes a plagas o instituir una secuencia de rotación de cultivos.

Una vez que la plaga alcanza el umbral económico y la prevención ya no es eficaz, el siguiente paso lógico en el MIP es identificar medidas de control eficientes. La integración de múltiples enfoques que presentan un bajo riesgo para los seres humanos y el medioambiente debería ser la estrategia de manejo preferida. La aplicación de plaguicidas no específicos debe utilizarse como último recurso. Ejemplos de métodos menos riesgosos incluyen el uso de feromonas, para interrumpir el apareamiento o atrapar insectos, y plantar cultivos de cobertura que liberen compuestos tóxicos, con el fin de suprimir organismos parásitos de las plantas.

El MIP es un proceso que se puede utilizar para resolver problemas de todo tipo de plagas y manejarlas en cualquier lugar: áreas urbanas, agrícolas y silvestres o naturales. Un enfoque de MIP comprende medidas preventivas y correctivas encaminadas a evitar que las plagas causen daños importantes, con un riesgo o peligro mínimo para los seres humanos y los componentes deseables de su entorno. Es una estrategia flexible y dinámica, que debe actualizarse periódicamente a medida que se recibe información de los resultados de las prácticas de gestión. Los programas de MIP tienen el historial de reducir significativamente los riesgos relacionados con los plaguicidas, al tiempo que mejoran la calidad, la salud y el bienestar del medioambiente.

Algunos de los beneficios de un enfoque de manejo integrado son:

- Promueve estructuras sanas y plantas saludables.
- Impulsa alternativas sostenibles de manejo de plagas con productos biológicos.
- Reduce el riesgo ambiental asociado con el manejo de plagas, al fomentar la adopción

de tácticas de control más benignas desde el punto de vista ecológico.

- Disminuye el potencial de contaminación del aire y del agua subterránea.
- Protege especies no objetivo, mediante la reducción del impacto de las actividades de manejo de plagas.
- Minimiza la necesidad de pesticidas, gracias al uso de varios métodos de manejo de plagas.
- Elimina problemas relacionados con los residuos de plaguicidas.
- Reduce o suprime las restricciones del intervalo de reingreso.
- Disminuye la exposición de los trabajadores, inquilinos y público a los plaguicidas.
- Mantiene o aumenta la rentabilidad de un programa de manejo de plagas.

La adopción de estrategias de MIP proporciona beneficios económicos, debido al desarrollo sostenido, mayor productividad y reducción de daños por plagas. Las opciones que puede ofrecer hacen que la dependencia exclusiva de los pesticidas sintéticos sea cosa del pasado. A largo plazo, a todos les favorece un entorno más saludable. Su objetivo es minimizar los impactos adversos del control de plagas en la salud humana, el medioambiente y los organismos no objetivo, mientras se manejan de manera efectiva.

El MIP es un programa basado en el ecosistema, que se enfoca hacia la prevención de plagas o su daño a largo plazo, a través de una combinación de técnicas, como el control biológico, manipulación del hábitat, prácticas culturales y/o uso de variedades resistentes.

## Capítulo 4.

# El manejo integrado de plagas (MIP) y la integración con el manejo de cultivos

Álex Enrique Bustillo Pardey

El manejo integrado de plagas, como se indicó anteriormente, se basa en el uso inteligente de varios métodos de control, tendientes a disminuir al máximo los insecticidas de síntesis y a incrementar los agentes biológicos, para proteger la fauna benéfica existente en el agroecosistema. Los métodos de control que se deben tener en cuenta en un MIP son (Dent, 1991; NAC, 1969; Falcon, 1973; Cardona, 1999):

1. **Control natural.** Permite y fomenta al máximo los enemigos naturales que normalmente afectan un insecto plaga.
2. **Control biológico.** Se relaciona con la liberación de parasitoides y depredadores para el control de un determinado insecto plaga. Se incluyen también aplicaciones de formulaciones de bacterias, hongos, virus y nematodos entomopatógenos. Esta práctica se debe hacer de forma muy coordinada, con el fin de que otros métodos de control no interfieran con su ejecución y eficacia.
3. **Control químico.** Consiste en el uso de insecticidas de síntesis química, para reprimir los insectos plaga solo en casos necesarios, cuando este alcance los índices de umbral de daño económico, y no exista otra forma rápida y eficiente de impedir el perjuicio al cultivo. Deben ser selectivos y utilizarse en dosis bajas, con el fin de controlar el insecto plaga objetivo con el menor efecto en la fauna benéfica. De esta forma se ocasiona el menor impacto posible al agroecosistema.
4. **Control cultural.** Se basa principalmente en una buena preparación del terreno, destrucción de malezas, rotación de cultivos, periodos cortos de siembra en una región y uso de variedades resistentes o tolerantes a los diferentes insectos plaga, siempre y cuando sea posible obtenerlas.
5. **Control físico.** Se refiere a métodos mecánicos para remover o destruir un insecto plaga. Normalmente son costosos y poco utilizados; sin embargo, en cultivos de café se ha validado el uso de aspiradoras mecánicas, para recoger del suelo los frutos infestados por broca. En el cultivo de la palma de aceite se puede utilizar un punzón para el control de larvas y pupas de *Eupalamides guyanensis* (Aldana-De la Torre et al., 2019).
6. **Control legal.** Los programas de manejo integrado deben basarse en medidas gubernamentales coercitivas, que garanticen su empleo en toda la región. Un ejemplo de esto es la Resolución N.º 4170 de 2014, que expidió el ICA mediante la cual se declaran las plagas de control oficial en el cultivo de palma de aceite en el territorio nacional y se establecen las medidas fitosanitarias para su manejo y control. Esta medida se puso al día con la Resolución N.º 092771 de 2021, por medio de la cual se actualizaron las plagas declaradas de control oficial y las medidas fitosanitarias en los cultivos de palma de aceite en el territorio nacional. Igualmente, se han emitido otras para

cultivos diferentes. Además, se requiere un control del Gobierno en la calidad de los insumos, cuarentenas, vedas, movimientos de material vegetativo y destrucción de socas.

## Clases de plagas en los cultivos

El término plaga se refiere a aquellos insectos u otros organismos, como ácaros, arañas, babosas o pájaros, que dañan o compiten con el hombre por el alimento o los bienes que estos intentan producir. El daño que ocasionan puede variar, desde pequeñas manchas que deterioran la calidad de un producto hasta la pérdida total del cultivo. Las medidas para reducir el impacto de las plagas en los sistemas agrícolas cambian de acuerdo con su comportamiento, forma de ataque y su respuesta a las condiciones creadas por el hombre (Saunders *et al.*, 1998).

Las plagas en los cultivos se pueden agrupar en seis clases, según su proceder y las actividades que se deben desarrollar para evitar su daño (Saunders *et al.*, 1998; Cardona, 1999).

**Plagas endémicas.** Son muy constantes, se registran año tras año en los cultivos y se espera que causen algún daño económico. Muestran poca fluctuación en sus poblaciones de un año a otro. Cuentan con una fauna benéfica que normalmente es insuficiente, lo que les permite alcanzar poblaciones a niveles que causan pérdida económica. Por lo general, se requiere tomar medidas para su control. En Colombia se pueden citar los casos de *Spodoptera frugiperda* (Smith) en maíz, *Anthonomus grandis* Boheman en algodón, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) en frijol y *Rhynchophorus palmarum* en palma de aceite.

**Plagas esporádicas.** Se registran normalmente en un nivel muy bajo o pasan inadvertidas, pero

son capaces de incrementar sus poblaciones repentinamente, como respuesta a condiciones ambientales que les son favorables. En cafetales ocurre con la arañita roja, *Oligonychus yotheri* (McGregor) y el minador de las hojas del café, *Leucoptera coffeella* (Guérin-Ménéville) durante épocas de sequía. En plantaciones de palma de aceite sucede con varias especies, como *Loxotoma elegans* Zeller, *Retracrus elaeis* Keifer, *Acharia nesea* (Stoll) y *Acharia fusca* (Stoll).

**Plagas inducidas.** Son aquellas que el hombre genera como consecuencia de un manejo inapropiado de sus cultivos. Algunos ejemplos de estas son los brotes de defoliadores geométridos del género *Oxydia* Guenée en cafetales del Quindío, y de los Limacodidae en plantaciones de palma de aceite, debido al control químico realizado contra *Opsiphanes cassina* Falder y *Brassolis sophorae* (L.).

**Plagas de irrupción.** Se originan en cultivos vecinos o en otros huéspedes silvestres y pueden moverse a cultivos aledaños e invadirlos. Las acometidas son generalmente de corta duración, locales y tienden a ocurrir en la misma época del año. Algunos ejemplos son los gusanos ejército, que a veces arremeten contra cultivos de leguminosas, yuca y maíz, y que actúan como trozadores o defoliadores: *Mocis latipes* (Guenée), *Erinnyis ello* L., *Anticarsia gemmatilis* (Hübner), *S. frugiperda* (Smith) y *Agrotis ipsilon* (Hufnagel)). En palma de aceite se presenta con frecuencia la invasión de langostas, como *Tropidacris cristata* (L.).

**Plagas clave.** Son aquellas especies que se consideran las más importantes, y que su mal manejo puede generar otros problemas en el cultivo afectado. Aparecen todos los años en poblaciones que amenazan con pérdidas económicas. En palma de aceite son varias las especies clave, siendo las más importantes *Strategus aloeus* (L.),

*Leptopharsa gibbicularina* Froeschner, *O. cassina* Felder, *Stenoma impressella* (Busck), *Demotispia neivai* (Bondar) y *Sagalassa valida* (Walker).

**Plagas vectoras.** Se caracterizan porque en la mayoría de los casos no hacen un daño evidente a la planta, debido a que se presentan en bajas poblaciones, pero tienen la capacidad de transmitirle patógenos que causan enfermedades. Son muy importantes cuando están presentes simultáneamente con el patógeno que transfieren. En estos casos, la única manera eficaz de evitar pérdidas es sembrando variedades resistentes al vector o a la enfermedad. También se puede ayudar al control con la eliminación de huéspedes alternos y la rotación de cultivos. En esta categoría se encuentran muchas especies de Aphididae, Cica-dellidae y Cixiidae. En la palma de aceite, *Halplaxius crudus* (van Duzee) se considera como el posible vector del patógeno que ocasiona la enfermedad denominada marchitez letal.

## Manejo integrado del cultivo

El enfoque del MIP no solo debe contemplar la factibilidad de controlar la plaga, sino también ampliarse al manejo del cultivo, para lograr una producción satisfactoria. El fin de los agricultores no es vigilar plagas, sino producir competitivamente sus productos. Aun así, existen muchas prácticas agronómicas que pueden implementar en su cultivo, que evitan el incremento de las poblaciones de plagas. Algunas de estas se enumeran a continuación (Saunders *et al.*, 1998; NAC, 1969; Rabb & Guthrie, 1970; Hill, 1975; Bustillo-Pardey, 2002).

1. La siembra temprana y simultánea de un cultivo sobre una gran extensión de área permite un desarrollo apropiado antes de que se presenten poblaciones de insectos, que alcancen niveles críticos y que lo afecten se-

riamente si el ataque ocurre cuando tienen un menor desarrollo fisiológico. Esto puede suceder con *Contarinia sorghicola* (Coquillett) en el sorgo y *S. aloeus* en palma de aceite.

2. Las coberturas vegetales no solo protegen al suelo de la erosión, sino que son albergue de la fauna benéfica que ataca a sus principales insectos plaga. En palma de aceite se recomienda a los palmicultores incluir en sus plantaciones plantas arvenses de la zona, que puedan proporcionar refugio y alimentación a depredadores y parasitoides de los principales insectos plaga de la palma.
3. Para la sanidad en los campos cultivados, es preciso retirar los residuos de cultivos, huéspedes alternos y malezas que puedan alojar poblaciones de insectos.
4. La labranza o buena preparación del suelo puede destruir las poblaciones de insectos de la tierra, como chisas y trozadores, al exponer sus larvas a los depredadores. En el Valle del Cauca es muy común la caza de estas larvas por parte de garzas en cultivos de maíz, sorgo, algodón, etc. En la palma de aceite es vital la adecuación del suelo antes de la siembra, mediante la nivelación y acondicionamiento de los drenajes, con lo cual, a futuro, permite un manejo más apropiado de la pudrición del cogollo y de las poblaciones de *R. palmarum* y *S. aloeus*.
5. La cosecha oportuna reduce el tiempo en el que las partes más valiosas de una siembra están expuestas a la acometida de las plagas. Esto es importante en cultivos de granos, que son atacados por pájaros o plagas que se manifiestan cuando esta se almace-na; también con los cultivos de tubérculos, los cuales quedan expuestos a insectos del suelo. En el caso de la palma de aceite, la oportuna cosecha de los racimos evita el daño ocasionado por *Caphys bilineata* (Stoll) y *Pinna sp. strachani* (Cooley).

6. El uso de variedades resistentes o tolerantes al insecto plaga o la enfermedad son la mejor forma de controlar enfermedades transmitidas por insectos.
7. Para el fomento de la fauna benéfica, puede ser útil mantener nectaríferas en los cultivos, ya que proporcionan refugio y alimento a los enemigos naturales de una plaga. En estos casos, si se usan insecticidas de síntesis química, es importante hacer aplicaciones localizadas y dirigidas solo a la planta afectada, para minimizar el efecto dañino sobre los enemigos naturales. Al realizar estas aspersiones, se logra una mayor supervivencia de la fauna benéfica. Para el control de muchos insectos plaga que afectan las plantaciones de palma de aceite, es vital el fomento y la siembra de plantas nectaríferas desde la planeación del cultivo.
8. Erradicar las plantas altamente infestadas, pues, de no hacerlo, ocasionarían mayores pérdidas. Este es el caso de la eliminación de palmas de aceite afectadas por la marchitez letal y por la pudrición del cogollo cuando estas se mantienen en grados de severidad avanzados y sin evidencias de recuperación.

## Recomendaciones para un buen uso de plaguicidas

Para lograr un mayor beneficio al utilizar cualquier tipo de plaguicida, es importante tener en cuenta las siguientes recomendaciones:

1. Conocer las épocas críticas o estados de desarrollo en los cuales los insectos plaga son más vulnerables a la aplicación de un insecticida.
2. Emplear la información sobre los umbrales de daño económico, basados en la investigación realizada para este propósito.
3. Utilizar el insecticida apropiado para la especie de insecto que se va a controlar, y

evitar productos de amplio espectro. Los sistémicos son menos dañinos para los insectos benéficos, pero se debe tener en cuenta el periodo de carencia, especialmente en cultivos donde el follaje o los frutos son para el consumo humano. Para productos de exportación, es importante conocer la información sobre los plaguicidas permitidos.

4. Aplicar la dosis recomendada por la casa comercial y/o técnico, y no hacer mezclas de insecticidas, ya que esto puede generar resistencia de los insectos plaga a los productos utilizados. Esta situación se ha vivido en palma de aceite con la chinche de encaje, *L. gibbicarina*.
5. En cuanto sea posible, aplicar insecticida en forma localizada en los focos, para reducir el costo del control y preservar parte de la fauna benéfica. No se debe esperar a que las poblaciones de insectos se incrementen para utilizar los insecticidas, ya que habrá una mayor población de la fauna benéfica que se puede afectar.
6. Mantener los equipos de aspersión en buen estado de funcionamiento, calibrados y con las boquillas de descarga adecuadas. Por otra parte, es preciso que los operarios cuenten con la indumentaria y tomen las medidas necesarias para la aplicación de estos insecticidas. En el caso de aplicaciones aéreas, se debe tener la capacidad de intervenir en la forma como debe hacerse la aspersión, para lograr la mayor eficacia posible en el control de la plaga.

## Aplicación de controladores biológicos

En relación con la aplicación y la forma de realizar el control, se pueden diferenciar dos estrategias básicas: inoculación con finalidad preventiva e inundación con misión curativa.



La inoculación se usa cuando el enemigo natural persiste por buen tiempo. Las liberaciones se hacen al inicio del cultivo o en el momento en el que se observe incremento de la población del insecto plaga, con el fin de colonizar el área y mantener las poblaciones bajo control. Es posible que se requiera reintroducciones periódicas. Esta estrategia tiene mucha relación con un control a largo plazo, especialmente en cultivos perennes o cuando la densidad poblacional de este alcanza rápidamente niveles de daño económico.

La inundación consiste en liberaciones masivas de los enemigos nativos o introducidos, para la reducción de la población del insecto plaga a corto plazo.

## El control biológico con entomopatógenos e insectos

El control biológico puede desempeñar un papel muy importante en un programa de MIP. Para eso es indispensable conocer muy bien el insecto que se pretende controlar y el agente biológico que se va a utilizar. Las formulaciones de entomopatógenos basadas en bacterias, nematodos, hongos y virus se pueden emplear con un enfoque de control a largo o corto plazo. El de largo plazo se usa cuando las plantas afectadas por un insecto plaga pueden soportar un nivel de daño alto, o con aquellas plantas que su valor económico es relativamente bajo. Esta estrategia se ha implementado con éxito mediante el uso de hongos, como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*; bacterias de la especie *Bacillus thuringiensis*; nematodos de los géneros *Heterorhabditis* y *Steinernema*, y virus del género baculovirus, en cultivos perennes y forestales, palma de aceite, frutales y pastos. En los casos en los que el patógeno se encuentra en el agroecosistema en forma natural, al aplicarlo se logra una mayor eficacia en menor tiempo (Bustillo-Pardey, 2014; Tanada & Kaya, 1993; Huffaker, 1971; Burges & Hussey, 1971).

El control a corto plazo es más apropiado contra insectos que atacan plantas con un valor económico alto o que no pueden soportar niveles de daño muy elevados. Bajo estas circunstancias, el agente de control biológico se aplica como si fuera un insecticida químico y, por lo general, se deben hacer varias asperisiones. Las formulaciones de *B. thuringiensis* se han usado contra lepidópteros en cultivos de hortalizas y defoliadores en forestales y palma de aceite (Bustillo-Pardey, 1979; Burges, 1981; Tanada & Kaya, 1993).

## Factores que determinan la eficacia de un entomopatógeno

**Dosis.** Existe un mínimo de unidades infectivas de los entomopatógenos que se requieren para iniciar la infección en un insecto. Para estos organismos también se aplican los conceptos de dosis letal, 50 y 90 ( $DL_{50}$  y  $DL_{90}$ ), igual que para los insecticidas de síntesis química. Antes de aplicar cualquier agente de control biológico es necesario conocer la información básica del insecto plaga; por ejemplo, estado de desarrollo más susceptible, hábitos del insecto y dinámica poblacional. Esta información permitirá determinar cuándo y dónde se deben hacer las aplicaciones. Igualmente, del entomopatógeno se debe conocer la viabilidad, eficacia, concentración y pureza del formulado. Finalmente, es fundamental la calibración correcta de los equipos y la capacitación del personal (Tanada & Kaya, 1993; Burges, 1981).

**Tiempo de aplicación.** La escogencia del momento adecuado de aplicación es fundamental para el éxito del control. Si los insectos no están en el estado de desarrollo en el que son susceptibles al entomopatógeno o si las condiciones climáticas no son las indicadas para la sobrevivencia del biocontrolador, el control no será efectivo. La temperatura, las condiciones de luz



ultravioleta (a la que los entomopatógenos son muy sensibles) y la humedad son otros factores que se deben considerar.

**Cubrimiento.** Es indispensable lograr un buen cubrimiento de la aspersión del producto biológico, ya que la mayoría de patógenos deben ser ingeridos o estar cerca o en contacto con la cutícula de los insectos.

**pH.** Cuando se asperja un producto biológico en una suspensión acuosa, el agua debe tener un pH cercano a 7; en caso contrario, puede perder su viabilidad.

**Compatibilidad.** Es importante tener en cuenta la compatibilidad del biocontrolador con otros mecanismos, como son las aplicaciones de insecticidas y fungicidas de síntesis química, la liberación de parasitoides o algunas prácticas de manejo cultural, para que no interfieran con su eficacia y permanencia en el agroecosistema.

**Resistencia.** Es posible que los insectos presenten diferentes grados de susceptibilidad hacia un biocontrolador y, en algunos casos, se ha observado el desarrollo de resistencia. Esto último se ha comprobado con *B. thuringiensis* y con baculovirus. Sin embargo, existe predisposición y variabilidad genética dentro de una población de insectos, que pueden determinar su capacidad para adaptarse a una estrategia de control o no (Tanada & Kaya, 1993).

## Control biológico de insectos plaga con parasitoides y depredadores

Existen tres estrategias básicas de aplicación del control biológico con parasitoides

y depredadores: introducción, incremento y conservación (De Bach, 1964; Huffaker, 1971; Dent, 1991; Van Drieche & Bellos, 1996; Saunders *et al.*, 1998).

**La introducción.** Consiste en la búsqueda, la importación y el establecimiento de enemigos naturales desde el lugar de origen del insecto plaga, ya que no se encuentran en el sitio donde ocurre el problema de infestación. Para lograr su introducción se debe: 1) realizar una exploración de estos en el lugar de origen de la plaga; 2) identificar la(s) especie(s) encontrada(s), estudiar su biología, hábitos y procedimientos para su producción masiva en el laboratorio; 3) establecer los huéspedes que pueden atacar, y 4) mantenerlos en cuarentena, en el sitio de importación de los insectos introducidos, para evitar que lleven hiperparásitos o sean portadores de microorganismos indeseables.

**El incremento.** Radica en aumentar artificialmente la población de enemigos naturales, para lograr un mayor efecto y disminuir de esta manera los insectos plaga. Esta estrategia se utiliza cuando el control natural está ausente o sus niveles de población son muy bajos para ser eficaces.

**Conservación.** Se basa en mantener la fauna benéfica con el manejo del medioambiente, mediante la creación de condiciones para la supervivencia y la permanencia de los agentes biocontroladores. Para esto se deben identificar y remediar las prácticas que suprimen los enemigos de las plagas, como es la aplicación indiscriminada de insecticidas. Por lo tanto, se recomienda utilizar aquellos de baja toxicidad, y reducir la dosis y la frecuencia de las aplicaciones.

## Capítulo 5.

# Nematodos para el control de insectos plaga de la palma de aceite

Álex Enrique Bustillo Pardey

### Introducción

Como alternativa al uso de insecticidas químicos, toma importancia la implementación del control biológico aumentativo (Collier & Van Steenwyk, 2004), entendido como la liberación constante de enemigos naturales producidos masivamente, con el objetivo de aumentar las poblaciones en campo o invernadero y así mantener los insectos plaga por debajo del nivel de daño económico.

Un aspecto importante en la utilización de este control lo determina la procedencia del enemigo natural. Se deben considerar implicaciones de adaptabilidad, eficiencia, especificidad y facilidad para su producción masiva. Por lo tanto, es preciso caracterizar a los enemigos naturales y medir su potencial controlador antes de introducir especies foráneas. Investigaciones en todo el mundo ponen en evidencia el uso potencial de los nematodos entomopatógenos como agentes de control biológico (Kaya *et al.*, 2006), al presentar ventajas como: gran capacidad de adaptación a nuevos ambientes y a condiciones adversas, resistencia a productos químicos, alta especificidad a insectos, compatibilidad con otros entomopatógenos e inocuidad al medioambiente y a mamíferos (López, 2008). Estos atributos los hacen compatibles con el manejo integrado de plagas (MIP), en programas de control biológico aumentativo (Lacey *et al.*, 2001).

### Características de los nematodos entomopatógenos

Los nematodos que atacan insectos, en general, presentan características y comportamientos que los hacen diferentes a otros organismos. Solo se registra que infectan insectos y no afectan plantas, ni organismos superiores. Una gran proporción de ellos tienen el suelo como hábitat, lo que los hace ideales para contrarrestar plagas de insectos con el mismo hábitat. Pueden sobrevivir en el suelo sin alimentarse por varios meses hasta localizar un hospedero. Igualmente son muy prolíficos: una larva de un insecto infectada puede producir entre 60.000 y 100.000 nematodos, según el tamaño del estado infectado. Los nematodos se diseminan fácilmente si encuentran un buen número de insectos en el suelo. Se ha comprobado que los abonos utilizados en la fertilización de los cultivos no los afectan; además, resisten el efecto de muchos insecticidas químicos (Strong, 2002).

Los nematodos entomopatógenos (NEP) son organismos muy pequeños, que presentan una forma filamentosa similar a gusanitos diminutos, que requieren el uso de microscopios para una observación detallada. La literatura registra una abundancia de especies presentes en los ecosistemas agrícolas y que evidencian un gran potencial para el control de muchas plagas, especialmente en sitios donde se cultiva palma de aceite, afectada por plagas de hábitos terrestres (Figura 1) (Bustillo-Pardey, 2014a).



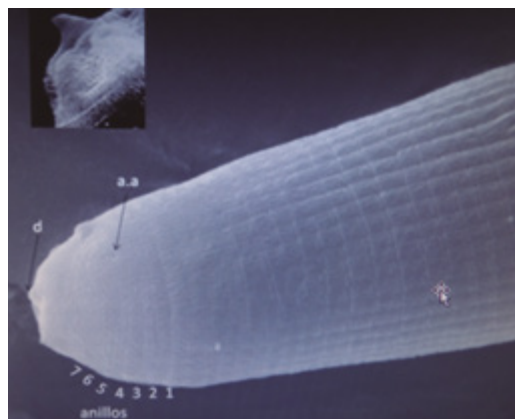
**Figura 1.** Juveniles infectivos de nematodos vistos a través del microscopio de luz. Foto: M. Rosero |

## Biología y ecología de los nematodos entomopatógenos

Las especies de *Heterorhabditis* sp. infectan insectos y se desarrollan en su interior, donde pasan por tres estadios juveniles. El tercero de ellos, denominado juvenil infectivo (JI), sale del insecto a buscar nuevos hospederos, para continuar su ciclo de vida. La ventaja de este estadio es que puede sobrevivir fuera del hospedero (López, 2008). Los JI son los estadios que, en el proceso de comercialización para su uso en el control de insectos, se entregan a los agricultores. Los JI no se alimentan y son más resistentes que otros estadios a las condiciones ambientales. Llevan la bacteria mutualística en su tracto

intestinal. Al localizar el insecto huésped, los JI de *Heterorhabditis* sp. lo penetran a través de sus aberturas naturales (boca, espiráculos, ano) o integumento del cuerpo, gracias a un diente que poseen en su estructura bucal. Una vez adentro, el nematodo libera su bacteria mutualística, *Photorhabdus* sp., lo que causa una septicemia (infección) en el insecto, el cual muere al cabo de 24 a 48 horas (Strong, 2002) (Figura 2).

La bacteria *Photorhabdus* produce una condición propicia para el desarrollo del nematodo en el insecto atacado. Al cabo de unos 15 días de la infección, como resultado de la reproducción del nematodo, pueden emerger del insecto miles de JI. Cuando los nematodos



**Figura 2.** Electromicroscopía de juvenil infectivo de *Heterorhabditis* sp., que muestra el primordio de diente (d) queratinizado, que posee el nematodo para penetrar el cuerpo del insecto. En recuadro, detalle del diente. Foto: Cenicaña, microscopio electrónico Universidad del Valle |

se aplican en el cultivo para el control de una plaga, logran buscar e infectar más insectos. Esto significa una mayor reproducción y dispersión en la zona, lo que permite su adaptación y persistencia en el ecosistema. Los JI de las especies de *Heterorhabditis* (CPHsp1301 y CPHsp1302) tienen una alta capacidad de búsqueda y preferencia por insectos que habitan en el suelo, como son los insectos plaga de la palma de aceite: *Sagilassa valida* Walker, *Strategus aloeus* L., *Rhynchophorus palmarum* L., *Haplaxius crudus* (Van Duzee), *Leucothyreus femoratus* Burmeister y otras especies (Bustillo-Pardey, 2014a).

Estos nematodos pueden infectar muchas especies de insectos de los órdenes Lepidoptera, Hemiptera, Coleoptera y Diptera. En su desarrollo biológico se caracterizan porque presentan un estadio juvenil infectivo (JI). Los NEP del género *Steinernema*, al entrar en contacto con un insecto, son capaces de penetrarlo a través de la boca, espiráculos y ano (Bustillo-Pardey *et al.*, 2011, Rosero *et al.*, 2012).

Los nematodos se alimentan, desarrollan y se reproducen dentro de estos tejidos degra-

dados por las bacterias. Los insectos muertos por la acción de este complejo nematodo-bacteria cambian su tono original y toman diferentes coloraciones. Para el caso de *Steinernema* sp., los insectos infectados se tornan de amarillo a pardo oscuro, debido a que su bacteria es una especie de *Xenorhabdus*. Si se trata de *Heterorhabditis* sp., adquieren una coloración rojiza que imparte una bacteria del género *Photorhabdus* (Boemare, 2002; Forst y Clarke, 2002) (Figura 3).



**Figura 3.** Bacteria mutualista presente en el intestino de nematodos entomopatógenos, *Xenorhabdus* para *Steinernema* spp. y *Photorhabdus* para *Heterorhabditis* spp. Foto: Bustillo-Pardey *et al.*, 2011 |

## Producción masiva de nematodos entomopatógenos

Como resultado de estudios realizados en varios centros de investigación en Colombia (Cenicafé, Cenicaña y Cenipalma), se han obtenido especies nativas, especialmente de los géneros *Steinernema* y *Heterorhabditis*, para determinar su potencial en el control de insectos, principalmente en cultivos de palma de aceite, café y caña de azúcar (Sáenz, 2005; López, 2008; Bustillo-Pardey *et al.*, 2011; Rosero *et al.*, 2012; Moreno *et al.*, 2012). Estos procesos de producción de nematodos se han realizado a través de crías masivas de *Galleria*



*mellonella* L., que se infestan con especies de *Steinernema* y *Heterorhabditis* (Figura 4).

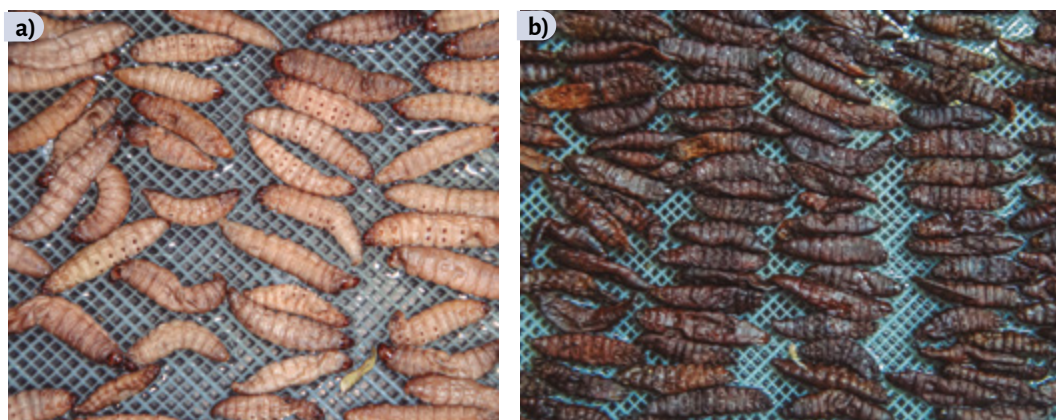
Varias especies de estos nematodos se producen masivamente en laboratorios de Estados Unidos, Alemania y Holanda (Ehlers *et al.*, 2005), pero los costos de adquisición no permiten su uso en la agricultura colombiana. Además, no son de origen neotropical, por lo que no se adaptan a nuestro entorno, y su introducción y uso en el país tienen muchas regulaciones legales.

Los NEP son patógenos facultativos, condición que permite su desarrollo y reproducción en medios artificiales. En Colombia, los avances en su producción mediante procesos fermentativos *in vitro* son incipientes. Los trabajos reportados son escasos y se han desarrollado a nivel experimental (Moreno *et al.*, 2012). Por lo tanto, lo que se persigue es establecer un proceso *in vitro* de producción masiva de nematodos entomopatógenos nativos de las especies de *Heterorhabditis* spp., en un medio de cultivo sólido, que se ajuste a un modelo de innovación incremental.

**Producción de nematodos en medios sólidos.** La producción masiva de NEP *in vitro*

en medio de cultivo sólido es una tecnología intermedia entre el sistema tradicional *in vivo* y el cultivo *in vitro* en medio líquido. Esta permite obtener mayores rendimientos que los logrados en la producción *in vivo*. Además, los niveles requeridos de capital para el inicio y de experiencia son menores comparados con la tecnología de cultivo en líquido.

El ciclo de vida de *Heterorhabditis* spp. (CPHsp1301) se estableció en un medio formulado con hígado de pollo 10 % p/v, aceite de maíz 2,0 % v/v y agar nutritivo 2,3 % p/v. La inoculación de los medios se realizó en cabina de flujo laminar y se incubó durante 24 horas a 150 rpm y 30 °C. Después de 48 horas, se adicionó una suspensión de 100 JI por caja Petri en un volumen de 50 µl de agua destilada estéril. A partir de ese momento, los medios se mantuvieron a temperatura ambiente (24 ± 2 °C, HR: 60 %), hasta obtener nuevamente los JI. Se observó que el ciclo de vida de *Heterorhabditis* sp. (CPHsp1301) es más corto en el medio sólido, el cual tardó entre 8 y 9 días. La emergencia de JI inició el día 9 y culminó el día 14 (Pinchao *et al.*, 2018).



**Figura 4.** Larvas de *Galleria mellonella* infectadas por nematodos a) por *Steinernema* y b) por *Heterorhabditis*. Foto: A. Bustillo |

Las condiciones evaluadas en los cultivos sólidos evidenciaron que es posible producir JI viables en periodos cortos de tiempo (8 días). El medio de cultivo formulado con hígado permitió expresar el mayor potencial reproductivo, con lo que se pudo escalar la producción a unidades de 1 litro de capacidad, con rendimientos de 3.500.000 JI por unidad. Los ciclos de producción continua *in vitro* no afectan la virulencia de los JI; en contraste, se disminuye un poco el potencial reproductivo. Se sugiere que el inoculó inicial del nematodo se produzca *in vivo* (Pinchao *et al.*, 2018).

Los estudios de escalamiento de la producción masiva de nematodos usando medios sólidos muestran ventajas importantes en comparación con la producción *in vivo* en la que se utilizaron larvas de *G. mellonella*. Este proceso ha sido adoptado por el laboratorio Productos Biológicos Perkins Ltda., para suministrar grandes cantidades de nematodos tanto para investigación como para agricultores, que requieren de estos para el control de sus insectos plaga en el campo.

## Recuperación de nematodos del suelo

Una forma de obtener los nematodos es a través de muestras de suelo (donde normalmente se encuentran), y llevarlas a un laboratorio para ponerlas en contacto con larvas de insectos como *G. mellonella*, que sirven de cebos, y recuperar los que se encuentren en la muestra (Zimmermann, 1986). Esto se hace con el fin de estudiarlos y reproducirlos masivamente, para utilizarlos en programas de control de insectos.

En las zonas palmeras de Colombia hay presencia de insectos plaga que habitan el suelo, o cumplen una parte de su ciclo de vida en él, y que causan daños de importancia económica al cultivo. Debido a esto, se planearon recono-

cimientos en plantaciones de palma de aceite, en los que se empleó la metodología del insecto trampa para obtener NEP del suelo, por medio de larvas de *G. mellonella* (Bedding & Arkhust, 1975). La finalidad era evaluar su eficacia en el control de insectos plaga presentes allí, como *S. valida*, *Strategus aloeus*, *Leucothyreus femoratus*, *Cephaloleia vagelineata*, *Rhynchophorus palmarum* y *Haplaxius crudus*. Resultados de esta investigación evidenciaron muestras positivas con la presencia de nematodos, todos pertenecientes al género *Heterorhabditis*, nativos de las plantaciones. De un total de 665 muestras, solo se encontraron nematodos en 34, lo que representa un 5,1 %, información que concuerda con lo hallado por otros investigadores (Bustillo-Pardey, 2014b; Rosero *et al.*, 2021).

## Nematodos en el control de insectos plaga de la palma de aceite

El control biológico de las plagas con nematodos se debe orientar a la inducción de epizootias sobre los insectos o a la estrategia de la introducción, con el fin de que se establezca en las zonas seleccionadas con un ambiente que favorezca el incremento de sus poblaciones y el control de los insectos plaga. Con esto se pretende disminuir la dependencia a los plaguicidas, que causan problemas de resistencia en los insectos, destrucción de la fauna benéfica, y contaminación a las aguas y a las comunidades que habitan el entorno. Nematodos nativos, previamente recuperados de plantaciones de palma de aceite en Colombia, se utilizaron para evaluar su eficacia contra las plagas que se relacionan a continuación.

***Cephaloleia vagelineata*.** Resultados de investigaciones que usaron estos nematodos indican que la especie *Heterorhabditis* sp. (CPHsp1402) es promisoría para el control de larvas de *C. va-*

*gelineata*, plaga de la palma de aceite, especialmente en la Zona Norte de Colombia. Evaluaciones en plantaciones mostraron una eficacia alta, con niveles del 80 % de mortalidad (Barrios & Bustillo-Pardey, 2014) (Figura 5).



**Figura 5.** Larva de *Cephaloleia vagelineata* infectada por *Heterorhabditis* código CPHsp1402. Se observa la tonalidad rojiza de la larva *Heterorhabditis* sp. Foto: C. Barrios |

***Rhynchophorus palmarum*.** Los experimentos con larvas y adultos se colectaron en plantaciones. En los bioensayos se evaluaron cuatro dosis: 100 JI, 1.000 JI, 5.000 JI y 10.000 JI/insecto, y cada una se aplicó en 100 µl de agua estéril/

insecto. Los resultados sobre eficacia mostraron que la más alta mortalidad se presentó con *H. bacteriophora* (70,8 %), al aplicar 10.000 JI. Las especies evaluadas del género *Steinernema* causaron mortalidades muy bajas, inferiores al 21 % (Tabla 1).

En los análisis de virulencia de NEP sobre larvas de diferentes edades se encontró que *Heterorhabditis bacteriophora* y *Heterorhabditis* sp. (CCGUA31) ocasionaron las mortalidades más altas (Figura 6). En larvas de 70 días de edad se evaluó *Heterorhabditis* sp. (CPHsp1301), lo que originó parasitismos del 70 %. Los resultados mostraron una relación inversa entre la mortalidad causada por las especies de nematodos y la edad de las larvas de *R. palmarum*, la cual es menor a medida que aumenta aquella, con excepción de *H. bacteriophora*, que ocasionó mortalidades de alrededor del 70 % en todas las edades evaluadas (Bustillo-Pardey, 2014a) (Tabla 2).

***Haploxius crudus*.** En investigaciones para elegir un nematodo para su control, a través de estudios de patogenicidad, virulencia, dosificación y evaluaciones de campo, se seleccionó por su

**Tabla 1.** Mortalidad acumulada de adultos de *Rhynchophorus palmarum*, a causa de la infección por especies y aislamientos de nematodos entomopatógenos \*Repetición del ensayo en el tiempo |

| Especies de entomonematodos          | Mortalidad acumulada de adultos de <i>R. palmarum</i> (%) |       |        |       |        |        |
|--------------------------------------|-----------------------------------------------------------|-------|--------|-------|--------|--------|
|                                      | Dosis (JI/insecto)                                        |       |        |       |        |        |
|                                      | 100                                                       | 1.000 | 1.000* | 5.000 | 5.000* | 10.000 |
| <i>Steinernema websteri</i>          | 0,0                                                       | 0,0   | 0,0    | 0,0   | 8,3    | 4,2    |
| <i>Steinernema colombiense</i>       | 0,0                                                       | 3,3   | 0,0    | 0,0   | 12,5   | 20,8   |
| <i>Steinernema feltiae</i>           | 0,0                                                       | 3,3   | 4,2    | 0,0   | 4,2    | 8,3    |
| <i>Steinernema</i> sp2               | 0,0                                                       | 0,0   | 0,0    | 0,0   | 8,3    | 16,7   |
| <i>Steinernema</i> sp1               | 0,0                                                       | 0,0   | 0,0    | 0,0   | 4,2    | 4,2    |
| <i>Heterorhabditis bacteriophora</i> | 0,0                                                       | 0,0   | 8,3    | 41,7  | 58,3   | 70,8   |
| <i>Heterorhabditis</i> sp. (CCGUA31) | 0,0                                                       | 0,0   | 12,5   | 20,8  | 37,5   | 66,7   |



**Figura 6.** Larva de primer instar de *Rhynchophorus palmarum* infectada por *Heterorhabditis* sp. código Gua31. Se muestran los juveniles infectivos del nematodo que emergen de su cuerpo. Foto: A. Bustillo |

**Tabla 2.** Mortalidad de larvas de *Rhynchophorus palmarum*, de diferentes edades, causada por varias especies de nematodos entomopatógenos (100 JI/larva). Las casillas sin información indican que no se evaluó el nematodo |

| Especies de entomonematodos            | Mortalidad acumulada de larvas de <i>R. palmarum</i> (%) |      |      |      |
|----------------------------------------|----------------------------------------------------------|------|------|------|
|                                        | Edad larvas (días)                                       |      |      |      |
|                                        | 20                                                       | 45   | 70   | 140  |
| <i>Heterorhabditis bacteriophora</i>   | 71,4                                                     | 75,0 | 70,0 | 75,0 |
| <i>Heterorhabditis</i> sp. (CCGUA31)   | 85,7                                                     | 62,5 | 60,0 | 62,5 |
| <i>Heterorhabditis</i> sp. (CPHsp1301) | -                                                        | -    | 70,0 | -    |
| <i>Steinernema feltiae</i>             | 85,7                                                     | 50,0 | -    | 25,0 |
| <i>Steinernema</i> sp1                 | 57,1                                                     | 37,0 | -    | 12,5 |
| <i>Steinernema</i> sp2                 | 42,9                                                     | 37,0 | -    | 25,0 |
| <i>Steinernema websteri</i>            | 71,4                                                     | 25,0 | -    | 12,5 |
| <i>Steinernema colombiense</i>         | 42,9                                                     | 25,0 | -    | 0,0  |

eficacia el codificado como *Heterorhabditis* sp. (CPHsp1301), administrado en dosis de  $5 \times 10^{10}$  JI/ha. Su aplicación se dirigió al suelo para el control de ninfas de *H. crudus*, localizadas en la base de las gramíneas de una plantación de palma de

aceite. Durante las evaluaciones del experimento también se observaron adultos muertos por la acción de los nematodos (Figura 7). Esto demuestra que este tiene un potencial de control total de *H. crudus* al infectarlos cuando las ninfas llegan





**Figura 7.** Ninfa de *Haplaxius crudus* infectada por el nematodo *Heterorhabditis* sp. código CPHsp1301.  
Foto: M. Rosero |

al estado adulto y cuando las hembras adultas visitan de nuevo las gramíneas para ovipositar. Los resultados indicaron que *Heterorhabditis* sp. (CPHsp1301) es un entomopatógeno promisorio y se recomienda incorporarlo en un programa de manejo integrado de este insecto (Rosero & Bustillo-Pardey, 2019).

***Sagalassa valida*.** Para el control de poblaciones de larvas que se encuentran en el suelo y en las raíces de la palma se recomienda la aplicación del nematodo *Heterorhabditis* sp., aislado en la Zona Suroccidental de Colombia e identificado con el código CPHsp1301. Se asperjó en dosis de 500.000 JI/palma en cada semestre de un solo año, con la finalidad de introducirlos a las áreas infestadas con *S. valida*. La aplicación se dirigió al plato en un radio de 1,5 m, libre de coberturas. Es necesario que los equipos de aspersión y los operarios se calibren previamente, para aplicar la dosis de manera correcta.

## Preparación y aplicación de nematodos en plantaciones agrícolas

Es importante preparar adecuadamente la mezcla para asperjar los nematodos. Para un equipo de espalda Royal Cándor, con capacidad de 20 litros y boquilla de alta descarga (RC 350B101X, 300 cc/minuto), se debe contar con un regulador de presión de vacío y, para facilitar el paso de los nematodos entomopatógenos, se tiene que retirar el filtro de la boquilla. Con el fin de que los nematodos no se decanten en la suspensión de agua de la preparación para la aspersión, se debe utilizar el vizcosante carboxy methyl celulosa (CMC) a una concentración del 0,3 %. Se adicionan 1,5 gramos/litro de agua y un catalizador trietanolamina (TEA) en proporción de 0,2 ml/litro de agua, que se usa para llenar el tanque de la aspersora (Bustillo-Pardey, 2013).

Las aspersiones de nematodos se tienen que realizar durante periodos lluviosos, y así permitir su movilidad en el perfil del suelo, para que pueda llegar adonde se encuentran las larvas de *S. valida*. El control de *S. valida* se complementa con coberturas de tusa y hojas en el plato de la palma creando una barrera, ya que los huevos que son depositados allí quedan expuestos a una gran depredación de hormigas, arañas y otros depredadores (Bustillo-Pardey, 2013) (Figura 8).



**Figura 8.** Larva de *Sagalassa valida* infectada por el nematodo *Heterorhabditis* sp. código CPHsp1301.  
Foto: C. Sendoya |

## Presentación y conservación de los nematodos

Los nematodos se comercializan en una espuma de poliuretano de 13 cm de ancho x 14 cm de largo y 2 cm de espesor, que contiene 8 millones de juveniles infectivos. Se recomienda mantenerlos en un lugar fresco, bajo sombra y utilizarlos tan pronto como sean recibidos del proveedor o no más de 30 días después (Figura 9).



**Figura 9.** Nematodos entomopatógenos almacenados en espumas de poliuretano en bolsas de plástico, para su entrega por parte del laboratorio Productos Biológicos Perkins Ltda. Foto: A. Bustillo |

## Capítulo 6.

# Enfermedades virales en insectos plaga de la palma de aceite

Álex Enrique Bustillo Pardey

### Introducción

La palma de aceite *Elaeis guineensis* es afectada por muchos problemas ocasionados por insectos plaga defoliadores en Colombia, especialmente de las familias Limacodidae, Megalopygidae, Nymphalidae, Oecophoridae y Stenomidae, que causan defoliaciones de importancia económica al cultivo. Sin embargo, sus poblaciones son afectadas por enemigos naturales, en particular, parasitoides, depredadores y microorganismos, como hongos, bacterias y virus. Estos últimos desempeñan un papel muy importante en la reducción de las poblaciones de estos insectos plaga.

El problema en algunas plantaciones de palma de aceite radica en que los enemigos de los insectos plaga solo aparecen con un efecto positivo sobre sus poblaciones cuando estos ya han hecho un daño importante al cultivo. Esto se debe principalmente al uso indiscriminado de insecticidas de síntesis química y la ausencia de refugio para la fauna benéfica. Una alternativa para mantener el equilibrio biológico es acudir a los virus, los cuales se pueden detectar tempranamente en las plantaciones a través de la sintomatología de las larvas. Esto permite colectarlos y desarrollar procesos para incrementar el material viral que esté disponible, y usarlos en ataques incipientes de estas plagas, para evitar su crecimiento poblacional.

Los virus entomopatógenos son organismos que generalmente se han utilizado para el control de plagas muy dañinas, sobre todo los del grupo de los lepidópteros. Suelen ser muy virulentos y no son nocivos para plantas ni humanos. Se conocen más de 1.000 especies capaces de causar enfermedades a insectos y ácaros.

### La familia Baculoviridae

La mayor parte de los virus infectivos que afectan insectos pertenecen a la familia Baculoviridae. Los baculovirus poseen un genoma con ADN de doble cadena de ácido nucleico, por lo que se incluyen en el Grupo I de la Clasificación de Baltimore para los virus. El genoma es circular, con un tamaño de 80-180 kpb. Se caracterizan por albergar dicha información genética en un cápsido, recubierto de envoltura viral y estructuralmente definido por una simetría cilíndrica con una dimensión (con envoltura) de 40-110 por 200-400 nm, y también por ensamblar los viriones maduros en el núcleo como compartimento celular (Caballero *et al.*, 2001).

Los análisis filogenéticos para la clasificación de los Baculoviridae se basan en la comparación de las secuencias de los genes más conservados de los baculovirus poliedrina y granulina, y de los genes lef-8 y lef-9 (factores de expresión tardíos). En el octavo reporte del Comité Internacional de Taxonomía de Virus (ICTV, por su sigla en inglés), la familia se

dividió en dos grandes grupos: los nucleopoliedrovirus (NPV) y los granulovirus (GV). Los NPV se han aislado de hospederos, como lepidópteros, y otros órdenes, como dípteros e himenópteros; mientras que los GV solo han sido aislados de Lepidoptera (Gómez & Villamizar, 2013). Debido a la disponibilidad de secuencias completas de genomas y de sus análisis filogenéticos, se ha propuesto una nueva clasificación en la que se reconocen cuatro grandes grupos: los alfabaculovirus (NPV de lepidópteros), los betabaculovirus (GV de lepidópteros), los gammabaculovirus (NPV de himenópteros) y los deltabaculovirus (NPV de dípteros) (Jehle *et al.*, 2006).

Los nucleopoliedrovirus producen estructuras en forma de poliedro, que pueden contener múltiples viriones y nucleocápsidos. Los granulovirus generalmente contienen un único virión por cuerpo de inclusión, son más pequeños que los NPV y tienen estructura y composición definida. El nucleocápsido es un cápsido proteico, que contiene ADN y otras proteínas, y su función es transportar la información genética del virus en forma compacta hasta la célula hospedera. Su tamaño oscila entre 30 y 66 nm de ancho, y 250 y 300 nm de largo (Caballero *et al.*, 2001).

El virión es el principal elemento infeccioso de los baculovirus, tanto en la dispersión del virus entre los individuos de una población, como entre los órganos y tejidos de un mismo hospedero. El virus logra su desarrollo cuando el nucleocápsido adquiere, en un momento determinado de la replicación del virus, una envoltura o membrana que tiene una estructura trilaminar típica (Caballero *et al.*, 2001). Los viriones se distinguen extracelularmente de dos formas, a pesar de contener el mismo genoma. Su diferencia principal radica en su estructura y composición (lípidos, ácidos grasos y proteínas de membrana) (Miller, 1997),

lo que es un indicio de las diversas funciones que cumplen en el ciclo biológico de los baculovirus. Los viriones, derivados de cuerpos de inclusión (ODV), que están envueltos en una matriz proteica sintetizada de novo, son responsables de que el virus sobreviva en el medioambiente y se transmita de insecto a insecto. Los brotados (BV), compuestos por un solo virión envuelto con una membrana plasmática, se encargan de la transmisión del virus a otros tejidos de la larva (Del Rincón & Ibarra, 2011).

Los granulovirus (GV) sintetizan al final del proceso de infección grandes cantidades de granulina, una proteína que se cristaliza formando una matriz o cuerpo de inclusión (CI) con apariencia de gránulo (Caballero *et al.*, 2001). Los GV generalmente forman cuerpos de inclusión ovocilíndricos, cuyo tamaño varía dependiendo del aislamiento en un rango de 120 a 300 nm de ancho por 300 a 500 nm de largo. Durante la morfogénesis de los CI queda incluido generalmente un virión, lo que les permite conservar su capacidad infecciosa fuera del hospedero. En casos raros, los gránulos contienen más de un virión (Cory *et al.*, 2005). Los CI son insolubles en agua, y resistentes a la putrefacción y desintegración por agentes químicos; también a tratamientos físicos como la congelación, desecación o liofilización, todas características que les confieren persistencia en el medio. En cambio, son solubles en soluciones alcalinas, como las que se dan en el tubo digestivo de algunos insectos (pH 9-11), lo que facilita la liberación de los viriones para que puedan iniciar una infección (Caballero *et al.*, 2001).

Al igual que muchos otros virus, la gran mayoría de las cepas de los baculovirus presenta un reducido espectro de hospederos. Esta cualidad implica que las diversas cepas pueden utilizarse como bioinsecticidas contra muchas especies,

sin afectar a las plantas, a los vertebrados, incluyendo al hombre, y a los insectos benéficos que son parasitoides y depredadores de los insectos plaga (Caballero *et al.*, 2001). Hasta la fecha, la mayoría de los baculovirus se ha aislado principalmente de los órdenes Lepidoptera e Hymenoptera y, en menor número, de Diptera, Coleoptera, Orthoptera, Hemiptera, Neuroptera y Trichoptera (Okuno *et al.*, 2003). En estos, su capacidad de infección generalmente se limita a una única familia y a muy pocas especies. La característica más importante de los baculovirus es la formación de cuerpos de inclusión proteicos que los hace estables durante largos periodos de tiempo, para proteger al virus de la radiación ultravioleta y la desecación; además, facilita su aplicación mediante pulverizaciones convencionales. Por todas estas peculiaridades, se han empleado a nivel mundial para el control de diferentes plagas de importancia agrícola, con resultados exitosos (Falcon, 1976).

## Infección en insectos

Para que en un insecto se produzca una infección viral, este debe consumir el virus que se encuentra presente en el sustrato vegetal del cual se alimenta. Al llegar el virus a su tracto digestivo, lo invade a través del intestino y se reproduce en los órganos internos ocasionando trastornos fisiológicos. El insecto deja de comer, se reducen sus movimientos y luego sobreviene la muerte en un tiempo que puede estar entre tres y ocho días. Normalmente, las larvas infectadas toman coloraciones blanquecinas y aspecto granular, que más tarde, por la invasión de bacterias, se tornan oscuras. Las larvas en el campo aparecen colgadas del ápice de las ramas, de las plantas o las hojas; el contenido de su cuerpo se licua y escapa, para luego deposi-

tarse en el sustrato donde esté el insecto, con lo cual los poliedros de los virus quedan expuestos al medio y a otros insectos para su infección.

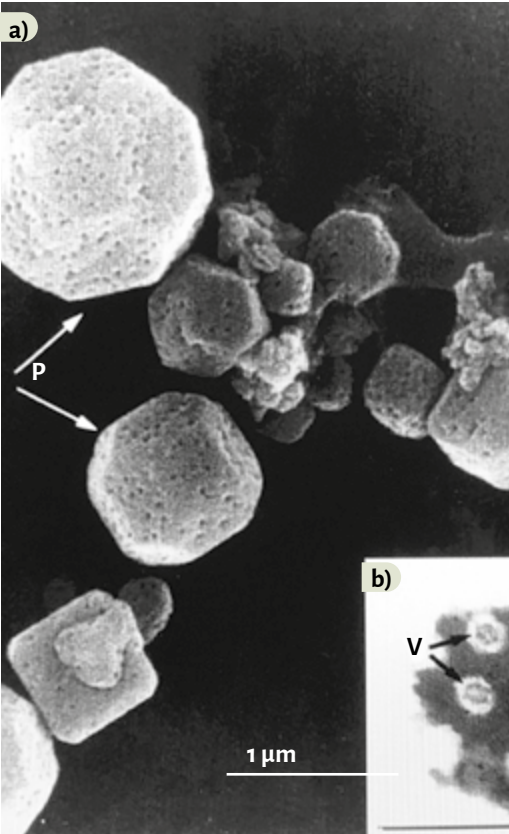
En Colombia, con las colectas en campo de larvas infectadas con virus o la reproducción del virus en sus insectos hospederos, ha sido posible utilizarlos en aspersiones en plantaciones de palma de aceite, para así detener el crecimiento de poblaciones, especialmente de defoliadores como *Opsiphanes cassina*, *Stenoma impressella*, *Dirphia peruvianus* y varias especies de *Acharya* (antes *Sibine*) (Reyes, 1991).

Una relación de enfermedades virales en insectos plaga de la palma, basados en sintomatología de las larvas, se presenta en la Tabla 1. Existe una falencia en estudios y pocos registros de enfermedades virales, especialmente de especies defoliadoras de la palma de aceite (Meynadier *et al.*, 1977; Desmier *et al.*, 1988; Pedraza *et al.*, 1989). Uno de los primeros hallazgos fue el virus de la densonucleosis de *Acharya fusca* en la Zona Central (Genty & Mariau, 1975). Otro estudio independiente se realizó con la detección de un Cypovirus en larvas *Norape argyrorrhoea* Hübner, 1825, provenientes de Perú, registrado por Zeddham *et al.* (2003) (Figura 1). Cenipalma, en colaboración con Agrosavia, adelantó un proyecto para coleccionar material en las plantaciones de insectos con síntomas virales, su aislamiento, visualización al microscopio electrónico y descripción de virus provenientes de diversas regiones palmeras. Avances de esta investigación indican la presencia de cuatro morfologías de virus aún no identificadas, pertenecientes a especies de Limacodidae: *Dirphia peruvianus*, *Acharya fusca*, *Acharya nesea* y *Euclea diversa* (Figuras 2 a 5).

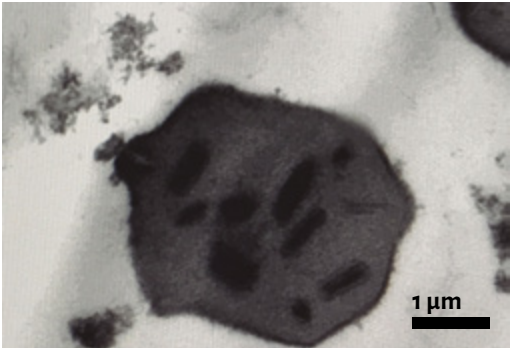


**Tabla 1.** Registro de enfermedades virales en insectos plaga de la palma de aceite |

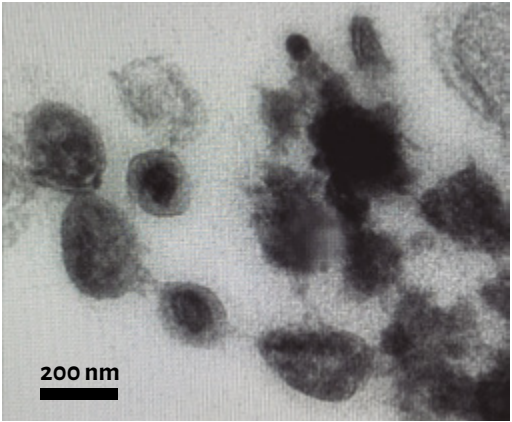
| ESPECIE                                   | ORDEN: FAMILIA             | INFECCIÓN VIRAL                    |
|-------------------------------------------|----------------------------|------------------------------------|
| <i>Achardia apicalis</i> Dyar             | Lepidoptera: Limacodidae   | ¿Virus poliedrosis citoplasmática? |
| <i>Achardia fusca</i> Stoll               | Lepidoptera: Limacodidae   | Virus densonucleosis               |
| <i>Achardia pallescens</i> Stoll          | Lepidoptera: Limacodidae   | Virus granulosis                   |
| <i>Automeris liberia</i> Cramer           | Lepidoptera: Saturniidae   | Virus poliedrosis nuclear          |
| <i>Brassolis sophorae luridus</i> Stichel | Lepidoptera: Nymphalidae   | ¿Virus?                            |
| <i>Dirphia peruvianus</i> Bouvier         | Lepidoptera: Saturniidae   | ¿Cypovirus?                        |
| <i>Euprosteria elaea</i> Dyar             | Lepidoptera: Limacodidae   | Virus poliedrosis nuclear          |
| <i>Natada pucara</i> Dognin               | Lepidoptera: Limacodidae   | Virus poliedrosis nuclear          |
| <i>Natada subpectinata</i> Dyar           | Lepidoptera: Limacodidae   | ¿Virus?                            |
| <i>Opsiphanes cassina</i> Felder          | Lepidoptera: Brassolidae   | Virus poliedrosis nuclear          |
| <i>Phobetron hipparchia</i> Cramer        | Lepidoptera: Limacodidae   | Virus                              |
| <i>Stenoma impressella</i> (Busck)        | Lepidoptera: Stenomidae    | Virus                              |
| <i>Mesoscia pusilla</i> Stoll             | Lepidoptera: Megalopygidae | Virus                              |
| <i>Norape argyrorrhoea</i> Hübner         | Lepidoptera: Megalopygidae | Reoviridae                         |



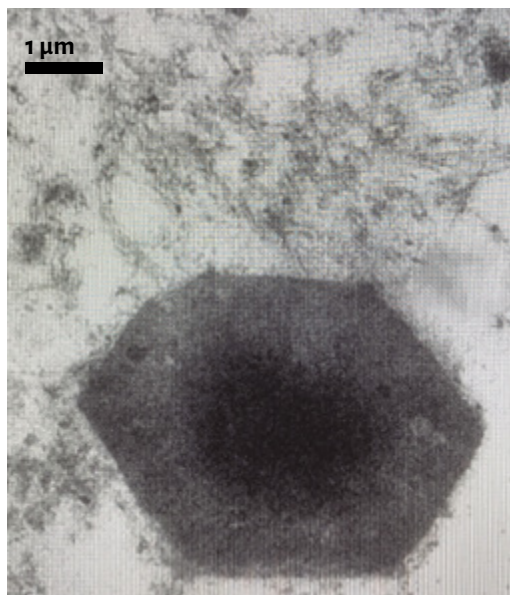
**Figura 1.** a) Micrografía electrónica de cuerpos de oclusión del virus de *Norape argyrorrhoea* (P: cuerpo de oclusión; Barra: 1 µm). b) Micrografía electrónica de un corte seccional de un cuerpo de oclusión de *N. argyrorrhoea* (Barra: 1 µm; V: viriones mostrando las puntas de los viriones). Foto: Zeddarn et al., 2003 |



**Figura 2.** Microfotografía con microscopio electrónico de transmisión de partículas virales en larvas de *Dirphia peruvianus* Bouvier. Foto: G. Barrera, Agrosavia |



**Figura 3.** Microfotografía con microscopio electrónico de transmisión de partículas virales en larvas de *Achardia fusca* Stoll. Foto: G. Barrera, Agrosavia |

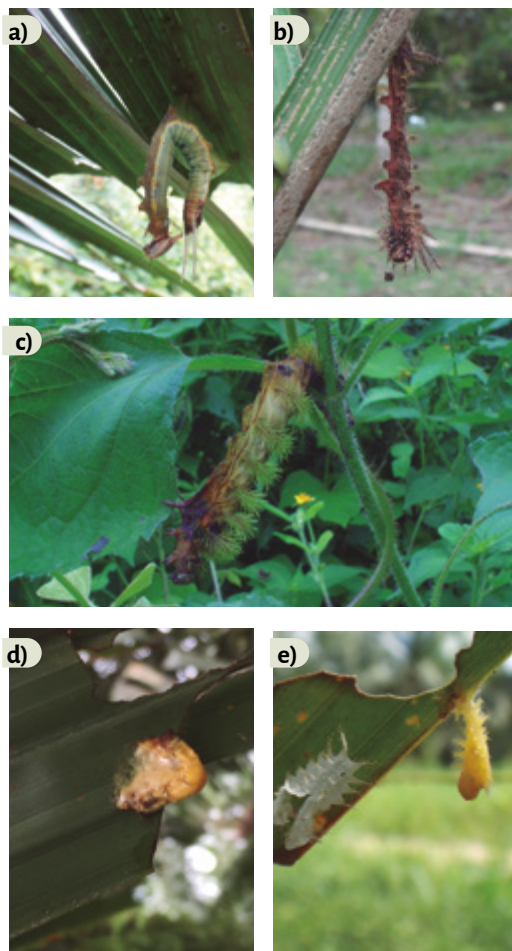


**Figura 4.** Microfotografía con microscopio electrónico de transmisión de partículas virales en larvas de *Euclea diversa* Druce. Foto: G. Barrera, Agrosavia |

## Recuperación de virus en larvas enfermas en plantaciones

**Características de larvas enfermas.** En general las larvas de lepidópteros defoliadores en diferentes cultivos como forestales, frutales y palmas, son afectadas por enfermedades virales. Las larvas enfermas muestran movimientos lentos, coloración blanquecina, parálisis, e integumento frágil, que finalmente se fracciona derramando la hemolinfa que contiene las partículas virales en los sitios donde encuentran (Figura 5).

**Colección de larvas enfermas.** Las larvas enfermas con las características señaladas, se deben coleccionar en el campo con mucho cuidado, antes de que derramen su contenido viral. Es importante depositarlas en un recipiente con agua pura y asegurarse de que queden cubiertas. Luego, procesarlas lo más pronto posible o si se requiere guardarlas, se deben almacenar bajo refrigeración a 7 °C.



**Figura 5.** Larvas de plagas de la palma de aceite con signos de infección por una enfermedad viral. **a)** *Opsiphanes cassina*. **b)** *Dirphia peruvianus*. **c)** *Automeris liberia*. **d)** *Euprosterna elaea*. **e)** *E. elaea*, otra fisonomía. Fotos: Cenipalma |

**Procesamiento.** Consiste en la desintegración de los tejidos infectados, que se hace macerando las larvas en un recipiente con un poco de agua potable. Lo más práctico, cuando se trata de muchas larvas, es someterlas a desintegración con la ayuda de una licuadora. El material obtenido en esta forma se debe filtrar a través de una malla de tela con orificios pequeños, para eliminar las partes más grandes del integumento del insecto. Los residuos pequeños, en donde deben estar las partículas virales, se almacenan bajo condiciones de refrigeración.

Si se tiene acceso a una centrífuga, se lleva a 5.000 rpm para precipitar el contenido. Si esto no es posible, el contenido viral se deja en el frasco de dos a tres días para su decantación en una nevera a 8 °C, y se elimina la parte superior clara que no contiene ningún residuo viral.

Cuando se requiera usarlo en campo, el momento oportuno para aplicar el virus es cuando se detecte la presencia de larvas pequeñas en desarrollo, para lo cual se diluye en agua para su aspersión.

Al cabo de unos 8 a 10 días posteriores a la aplicación, es importante organizar brigadas de operarios para que colecten larvas con síntomas de infección viral e iniciar todo el proceso de nuevo. Así se mantiene un remanente del virus, listo para infectar futuras poblaciones de la plaga que se quiere controlar. Aquí es importante aclarar que estos virus son muy específicos y se deben guardar bajo refrigeración, identificándolos con el nombre del insecto plaga y el lugar de colección.

***Incremento del inóculo viral.*** Otra forma de obtener el incremento del material viral es utilizando una casa de malla o umbráculo con

palmas pequeñas, para criar la misma especie de insecto que se va a controlar en el campo. A estas palmas infestadas con larvas se les asperja el virus que permanece bajo refrigeración, y así se acrecienta el inóculo viral de interés.

## **Secuencia de pasos para tener en cuenta**

- Colectar las larvas enfermas en el campo antes de que hayan derramado su contenido interno, con ayuda de pinzas suaves, y depositarlas en un frasco con agua destilada, estéril, que las cubra.
- Transportarlas al laboratorio lo más pronto posible.
- Licuar las larvas enfermas y filtrar a través de una tela fina.
- Centrifugar a 5.000 rpm si es posible.
- Volver a filtrar.
- Guardar el contenido en una nevera y dejar sedimentar.
- Resuspender el virus en agua.
- Mantener el virus guardado en una nevera.



## Capítulo 7.

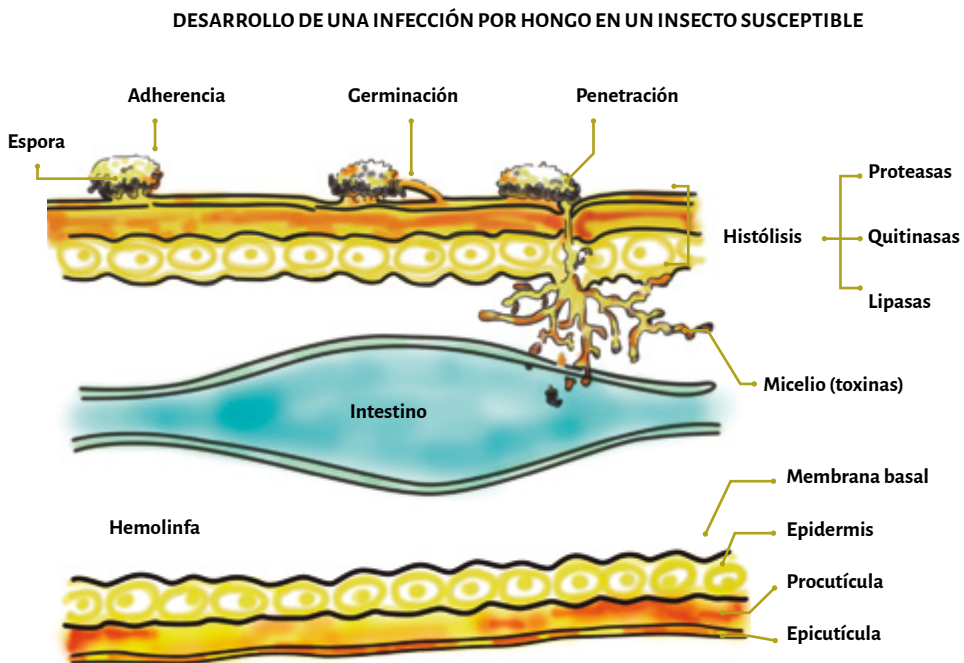
# Enfermedades en insectos causadas por hongos entomopatógenos

Álex Enrique Bustillo Pardey

### Introducción

Los hongos entomopatógenos son un grupo amplio de microorganismos, que proveen múltiples servicios a los sistemas agroecológicos. Entre esos está la capacidad de regular las plagas para mantenerlas en niveles adecuados. Generalmente, se seleccionan los que en ecosistemas agrícolas se encuentran infectando insectos que, como plagas, causan pérdidas económicas y son de interés para el agricultor. Para que la infección ocurra, las esporas primero deben adherirse al cuerpo del insecto

plaga. Luego, según las condiciones de temperatura y humedad que predominen, las conidias germinan sobre el integumento del insecto y, a través de procesos enzimáticos y mecánicos, ingresan en el interior de su cuerpo. Esto lo hacen normalmente en los espacios entre tórax y abdomen, cabeza y tórax, y pliegues en las patas. Todas estas regiones son partes blandas, que los hongos usan para penetrar en el insecto y así colonizar distintos órganos. Con frecuencia se ve que su acción es más visible sobre los estados ninfales o larvales (Bustillo-Pardey, 2013) (Figura 1).



**Figura 1.** Infección por un hongo y su penetración en el cuerpo de un insecto. Ilustración: A. Bustillo |

Durante el proceso de infección, el hongo produce toxinas que afectan, en principio, el sistema muscular y excretor del insecto. En este punto se pueden evidenciar los síntomas iniciales de la infección, ya que los individuos cambian su conducta habitual al suspender su alimentación y reproducción. De igual manera, se alteran los mecanismos de defensa y permiten que siga avanzando el ciclo de la enfermedad. Debido a la acción de las toxinas, el insecto muere colonizado casi en su totalidad por el hongo, inclusive, en su exterior, produce nuevas conidias que se dispersan en el ambiente. Así se da inicio nuevamente al ciclo si son adecuadas las condiciones ambientales, y se extiende a otras poblaciones que se presenten en el ecosistema agrícola.

Para que los hongos entomopatógenos (HEP) se puedan utilizar en el control biológico de plagas, es necesario cumplir al principio requisitos que son muy importantes. Uno de ellos es que sean inocuos a los seres humanos. Esto asegura su manipulación sin riesgo alguno. Así mismo, dicha inocuidad se debe extender en especial a los insectos benéficos, aliados en el control de la plaga, como son los parasitoides y los depredadores. Este punto se cumple, ya que actúan con selectividad y especificidad, características muy asociadas a la inocuidad. Los hongos parasitan solo a una especie o un grupo de especies muy relacionadas, sin afectar, por lo general, los enemigos de la plaga seleccionada (Bustillo-Pardey, 2014).

Los HEP tienen también la habilidad de multiplicarse y dispersarse en el medioambiente, a través de insectos parasitados que van contagiando al resto de la población de estas plagas. Son inofensivos para cualquier tipo de cultivo y compatibles con las prácticas comunes de manejo, especialmente en plantaciones perennes. Además, su uso, producción artesanal y

almacenamiento son sencillos, características que los convierten en una opción muy apropiada para el control biológico de insectos plaga. En consecuencia, con estos planteamientos, en este capítulo, se relaciona la colección de hongos entomopatógenos de insectos plaga de la palma de aceite, resultados sobre estudios de los principales hongos que la afectan, y recomendaciones para llevar a cabo una experimentación con HEP (Bustillo-Pardey, 2013).

## Colección de hongos entomopatógenos

El Laboratorio de Microorganismos Entomopatógenos de Cenipalma (LAMEC) cuenta con un banco de cepas de hongos entomopatógenos, aislados de artrópodos asociados al cultivo de la palma de aceite en Colombia. Tiene 246 conservados a -20 °C, con el objetivo de seleccionar las especies más adecuadas y eficaces para el control de plagas. La investigación requiere preservar y almacenar el material biológico de interés, puro y debidamente identificado, para garantizar la idoneidad y reproducibilidad en la experimentación (Pinzón *et al.*, 2009). Debido a la variabilidad intraespecífica que se presenta entre los diferentes aislamientos, se hace necesario establecer las características morfológicas de las cepas, que permitan la diferenciación entre ellas, así como las particularidades fisiológicas, de gran utilidad para propósitos de investigación y producción masiva (Contreras & Bustillo-Pardey, 2018).

El objetivo de este laboratorio es la identificación morfológica de las cepas empleadas en los experimentos para la evaluación de su eficacia en el control de insectos plaga de la palma de aceite. Por otra parte, se establecen las condiciones de su crecimiento, especialmente de *Metarhizium anisopliae*, *Cordyceps* spp., *Purpureocillium lilacinum* y *Beauveria bassiana*, elegidas

por su virulencia sobre insectos plaga del cultivo, y de las que se requiere una producción masiva (Contreras & Bustillo-Pardey, 2019).

De los 239 aislamientos de HEP obtenidos de insectos plaga de las zonas palmeras colombianas, con los que cuenta el laboratorio, seis son de *Purpureocillium lilacinum*, 47 de *Beauveria bassiana*, 113 de *Metarhizium* spp., de *Metarhizium rileyi*, 51 de *Cordyceps* spp., 22 de *Cordyceps fumosorosea*, de *Lecanicillium lecanii*. El 47 % proviene de la Zona Central; el 34 %, de la Oriental; el 11 %, de la Norte; el 7 %, de la Suroccidental y del 1 % se desconoce la zona de procedencia.

Igualmente, se adelantan investigaciones de evaluación de hongos para el control de muchos insectos plaga, especialmente: *Cephaloleia vagelineata*, *Demotispis neivai*, *Haplaxius crudus*, *Loxotoma elegans*, *Opsiphanes cassina*, *Rhynchophorus palmarum*, *Strategus aloeus* y *Stenoma impressella*.

## Selección y desarrollo de productos basados en hongos entomopatógenos

El proceso de lograr un entomopatógeno basado en hongos, que se pueda utilizar para el control de insectos plaga en ecosistemas agroforestales, como el de la palma de aceite, se considera muy viable. Esto se debe a que la biodiversidad de fauna silvestre y de organismos benéficos en estos ecosistemas es abundante, el uso de productos basados en hongos entomopatógenos reduce la necesidad de usar insecticidas de síntesis química, lo cual, a su vez, redundará en la protección de este ecosistema.

**Obtención de cepas de hongos entomopatógenos.** La recolección se puede hacer buscando sobre el follaje de las palmas individuos de los insectos plaga, que presenten signos de infección por el entomopatógeno. Si se tienen

insectos con hábitos terrestres, se pueden lograr HEP mediante la estrategia del insecto cebo, en este caso, *Galleria mellonella*, que sirve para colocarlo en la muestra del suelo con el fin de que se infecte con el patógeno. Normalmente, bajo estas condiciones, se han aislado cepas de *Metarhizium anisopliae*, *Purpureocillium (Paecilomyces) lilacinum* y *Beauveria* spp. Esto se debe a que hay insectos con hábitos alimentarios en las raíces de las plantas, o que el micelio y estructuras reproductivas del hongo se depositan en el suelo, por la acción de las lluvias, o también, que insectos infectados en la parte aérea mueren y caen al suelo.

**Reactivación de los hongos en insectos.** Los aislamientos de hongos entomopatógenos se deben reactivar sobre el insecto blanco (en estudio) antes de iniciar las pruebas de patogenicidad y virulencia. Para esta reactivación se recomienda condiciones de laboratorio con el fin de minimizar contaminación y reducir el número de pases en medio artificial en el reaislamiento, una concentración alta de conidias recientemente producidas y usar insectos preferiblemente provenientes de colonias.

**Cría de insectos en laboratorio.** Paralelo a estas actividades se tiene que desarrollar un sistema de cría del insecto que se va a estudiar en laboratorio o invernadero, el cual asegure su supervivencia y viabilidad durante un bioensayo. No se deben utilizar insectos colectados en campo, ya que se desconoce su edad, viabilidad y las infecciones que puedan traer, lo que crea muchos errores experimentales.

**Desarrollo del bioensayo.** Se requiere establecer una metodología para llevar a cabo los bioensayos. La metodología debe asegurar que la única razón por la cual los insectos mueran sean los tratamientos; por ello, siempre se debe incluir un testigo absoluto y que la mortalidad

en los insectos tratados se deba al hongo en estudio. Los parámetros para tener en cuenta son: disponibilidad de insectos sanos y criados en laboratorio; duración del bioensayo; condiciones apropiadas de humedad y temperatura en el sitio (normalmente se procura que la humedad sea superior al 85 %, para dar oportunidad al hongo a que se exprese en el insecto); identidad específica del patógeno que se empleará, y concentración, pureza, viabilidad y reactivación de las cepas que se van a utilizar sobre el insecto en estudio. Se debe establecer una concentración para la preparación del inóculo (por lo general es  $1 \times 10^7$  esporas/ml), y determinar el tiempo de contacto del insecto y el patógeno. Normalmente, la suspensión del hongo se aplica directamente sobre el cuerpo del insecto.

**Diseño experimental.** Las unidades de observación para los bioensayos deben estar conformadas por un solo individuo en el sustrato de alimentación. La unidad experimental se configura con un número de unidades de observación, que pueden estar entre 10 a 30, dependiendo del coeficiente de variación que se obtenga durante el desarrollo de un bioensayo. La cantidad de repeticiones está supeditada al coeficiente de variación que presente.

**Patogenicidad de las cepas.** El bioensayo en laboratorio solo permite determinar si una cepa o especie de hongo es capaz de matar a un insecto o no; es decir, aquí solo se establece si es patogénico o no al utilizar una cantidad fija de conidias que entren en contacto con un insecto. Este paso facilita la selección de los mejores (normalmente aquellos que causan mortalidades superiores al 80 %, ojalá 100 %), para avanzar hacia una prueba bajo condiciones controladas de invernadero.

**Virulencia bajo condiciones controladas.** El paso siguiente es probar bajo condiciones más

reales de invernadero o controladas de campo, la virulencia o el grado de patogenicidad. Al utilizar una dosis fija (cantidad de producto/área o sustrato o insecto) o variaciones en las dosis, se pueden establecer las más virulentas y viables de uso, desde el punto de vista de la relación costo/beneficio.

**Control de calidad.** Para todos los ensayos, se deben hacer pruebas de control de calidad del hongo entomopatógeno que se va a evaluar. Estas pruebas corresponden a las características de concentración, pureza y germinabilidad del hongo que se están aplicando, bien sea un producto comercial o en desarrollo.

**Evaluación de productos comerciales.** Cuando se trata de productos comerciales de entomopatógenos para someterlos a investigación, la casa productora debe proporcionar información sobre el control de calidad y certificar la especie, viabilidad, pureza y cantidad de conidias por gramo o cc de producto. La información sobre el control de calidad debe corresponder a cada lote de producción, tener una fecha reciente de elaboración y que el producto haya permanecido almacenado en frío. No se recomienda, bajo el esquema del bioensayo en laboratorio, evaluar productos comerciales a los que se les adicionan coadyuvantes, ya que estos pueden tener efecto sobre el insecto y enmascarar el resultado real del hongo. Si hay interés en el producto, lo que se puede hacer es aislar la cepa y reactivarla sobre la plaga en estudio. Luego, incrementar este inóculo o realizar un convenio para que laboratorios certificados lo produzcan.

**Criterios de selección de las cepas.** En las evaluaciones de la virulencia de los hongos en laboratorio o en invernadero, se considera que, para la selección de las cepas, estas de-

ben causar mortalidades altas (> 80 %), con la esperanza de que puedan realizar un control aceptable sobre el insecto plaga, al asperjarlas bajo condiciones de campo. Allí, mortalidades superiores al 50 % se asumen como buenas, dadas las capacidades que tienen de reproducirse y diseminarse en el agroecosistema donde se utilizan, lo que se constituye así en un factor de letalidad permanente en las poblaciones de insectos para los cuales se aplica.

## Control de insectos plaga de la palma de aceite con hongos entomopatógenos

En Cenipalma se desarrollan varios proyectos para lograr formulaciones de hongos, dirigidas al control de plagas de importancia económica en las plantaciones de palma de aceite. A continuación, se presentan resultados de estudios sobre la eficacia de cepas de hongos, que han sido seleccionadas a través de investigaciones en laboratorio, para establecer su patogenicidad y virulencia en umbráculos o casas de malla. Posteriormente, se asperjan bajo condiciones naturales de las plantaciones comerciales, para al final someter los resultados a validación.

***Cephaloleia vagelineata*.** Conocida comúnmente como el raspador de la flecha de la palma de aceite, es una plaga de importancia económica en Colombia en las zonas Central (Tibú) y Norte (María La Baja y Magdalena). Su control se realiza mediante la aspersión de insecticidas químicos de amplio espectro; sin embargo, el uso inadecuado de estos puede afectar la entomofauna benéfica, incluyendo los insectos polinizadores. Debido a esto, se decidió evaluar la patogenicidad y virulencia de hongos. Los resultados indicaron que todos fueron patogénicos a adultos de *C. vagelineata* y se seleccionaron las cepas de *M. anisopliae* codifica-

das como CPMa1211, CPMa1305, CPMa1308, CPMa1310, CPMa1311, CPMa1401, CPMa0604 y CPMa1505. En la evaluación de virulencia bajo condiciones de umbráculo se encontraron diferencias significativas entre las cepas y se escogieron las CPMa0604, CPMa1308 y CPMa1211, por ser las más virulentas. Para el análisis bajo condiciones de plantación se eligió un lote que históricamente ha presentado altas poblaciones de *C. vagelineata*. Mediante la prueba de diferentes dosis, se determinó que el hongo *M. anisopliae* cepa CPMa0604 a  $7,5 \times 10^{12}$  conidias/ha causó una mortalidad del 50 % de los adultos, nivel que se considera apropiado para este insecto plaga, debido a que tiene una fauna benéfica que se protege, al omitir las aplicaciones de insecticidas reemplazándolas con este hongo (Barrios *et al.*, 2016b) (Figura 2).



**Figura 2.** Adulto de *Cephaloleia vagelineata* infectado por el hongo *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa0604. Foto: A. Bustillo |

***Demotispa neivai*.** Es muy importante debido a que, al afectar el fruto, causa una disminución en la cantidad de aceite producido por la palma. Con el fin de buscar una alternativa para su control, se evaluaron 50 cepas de hongos entomopatógenos para establecer su



eficacia contra *D. neivai*. La prueba de patogenicidad se realizó en laboratorio sobre adultos y larvas. Los hongos se prepararon usando suspensiones que contenían  $1 \times 10^7$  conidias/ml. De las 50 cepas evaluadas, 28 fueron patogénicas, siendo la CPMa1502 y CeMa9236 las que causaron mayor mortalidad sobre adultos y larvas. Estas se seleccionaron para evaluaciones bajo condiciones de plantación. La virulencia se evaluó al aplicar los hongos a racimos infestados naturalmente en dosis de  $1 \times 10^{13}$  conidias/ha. Se encontró que la cepa CPMa1502 provocó la mayor mortalidad de larvas (87,7 %). En el segundo experimento ( $5 \times 10^{12}$ ;  $7,5 \times 10^{12}$  y  $1 \times 10^{13}$  conidias/ha) no se evidenciaron divergencias estadísticas significativas entre las dosis. Los experimentos en campo se realizaron utilizando  $1 \times 10^{13}$  conidias/ha en 23 palmas, y luego en 511 con  $5 \times 10^{12}$  conidias/ha. La mortalidad de larvas causada por la cepa CPMa1502 fue mayor al 62,0 % en las dos evaluaciones. Se concluye que esta cepa de *M. anisopliae* asperjada en dosis de  $5 \times 10^2$  co-

nidias/ha es eficaz para el control de *D. neivai* (Montes *et al.*, 2020) (Figura 3).

***Haplaxius crudus*.** Se evaluó la eficacia de 10 cepas nativas de *M. anisopliae* para el control de adultos. Inicialmente, se seleccionaron estas cepas por patogenicidad bajo condiciones de laboratorio, utilizando adultos provenientes de una cría masiva de este insecto. Los experimentos de virulencia se realizaron bajo condiciones de campo con adultos de *H. crudus* colocados sobre los foliolos de la palma de aceite y cubiertos con una manga entomológica. Posteriormente, se evaluaron en laboratorio la tasa de crecimiento y la producción de conidias de las cepas más virulentas. Finalmente, la cepa de *M. anisopliae* más patogénica se sometió a un estudio de dosis ( $1 \times 10^{12}$ ;  $5 \times 10^{12}$  y  $1 \times 10^{13}$  conidias/ha). Se eligió la cepa CPMa1309, por presentar mortalidades superiores a 90 % y mayor producción de conidias ( $4,95 \times 10^7$  conidias/ml). El hongo *M. anisopliae* cepa CPMa1309 es una alternativa biológica



**Figura 3.** Adulto de *Demotispa neivai* infectado por el hongo *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa1502. Foto: L. Montes |

para el control de adultos de *H. crudus* (Figura 4) (Rosero *et al.*, 2014). Otros estudios para seleccionar un hongo eficaz para el control de ninfas de *H. crudus* demostraron que la cepa de *M. anisopliae* CPMa1107, en dosis de  $1 \times 10^{13}$  conidias/ha, realiza un manejo eficiente de estas en las plantaciones (Rosero *et al.*, 2020).



**Figura 4.** Adulto de *Haplaxius crudus* posado en un foliolo de palma de aceite, infectado por el hongo *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa1309. Foto: A. Bustillo |

***Leptopharsa gibbicarina*.** Conocida como la chinche de encaje, es un insecto de importancia económica en plantaciones de las zonas Central y Norte, debido a su relación con la Pestalotiopsis, que causa defoliación en la palma de aceite. El uso continuo de insecticidas puede generar resistencia del insecto a estos, por lo que se decidió determinar la eficacia de hongos entomopatógenos, como una alternativa biológica para el control de *L. gibbicarina*. Estudios iniciales permitieron elegir los hongos: *Isaria fumosorosea* (CPIf1001), *Purpureocillium lilacinum* (CPPl0601) y *Beauveria bassiana* (CPBb0404), por patogenicidad y virulencia sobre ninfas y adultos de *L. gibbicarina*. La mayor mortalidad de adultos la causaron *P. lilacinum* (100 %) y *B. bassiana* (92,9 %), que fueron estadísticamente diferentes ( $P$

$= 0,05$ ) de *I. fumosorosea* (74,4 %). La mortalidad causada por *P. lilacinum*, *B. bassiana* e *I. fumosorosea* fue superior a 90 % al utilizar  $1 \times 10^{13}$  conidias/ha, para lo cual no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre dosis y hongos evaluados. Esto permitió seleccionar a *P. lilacinum* e *I. fumosorosea*. Los estudios indican que los hongos entomopatógenos *P. lilacinum* (CPPl0601), *B. bassiana* (CPBb0404) e *I. fumosorosea* (CPIf1001) son virulentos a adultos de *L. gibbicarina*. Sin embargo, *P. lilacinum* fue el más eficaz en dosis de  $1 \times 10^{13}$  conidias/ha, pues provocó mortalidades del 80 % en la evaluación de campo. Esta cepa se recomienda usarla en un plan de manejo integrado para el control de *L. gibbicarina* (Bustillo-Pardey *et al.*, 2014; Barrios *et al.*, 2014; 2016a) (Figura 5).



**Figura 5.** Adulto de *Leptopharsa gibbicarina* posado en el envés de un foliolo de palma de aceite, infectado por el hongo *Purpureocillium lilacinum* cepa CPPl0601. Foto: C. Barrios |

***Rhynchophorus palmarum*.** En Colombia, las poblaciones del picudo de la palma se incrementaron en el pasado, debido a una gran disponibilidad de tejidos para su reproducción, como resultado de la enfermedad pudrición del cogollo (PC) y la erradicación incorrecta de plantas. Este insecto, por otro lado, es el vector del nematodo causante del



anillo rojo. Por tal motivo, se investigó para encontrar hongos que contribuyeran con la regulación de sus poblaciones. Se evaluaron *B. bassiana* y *M. anisopliae*, que pueden infectar adultos y larvas de *R. palmarum*. Inicialmente, se analizó la patogenicidad de 24 cepas de *M. anisopliae* y *B. bassiana* sobre adultos. Posteriormente, las que causaron mayor mortalidad se evaluaron sobre el estado larval. Los resultados indicaron que las cepas de *M. anisopliae* más patogénicas fueron CPMa1105, CPMa1104 y CPMa1001, las cuales ocasionaron mortalidades del 87, 83 y 80 % sobre adultos, y 27, 36 y 45 % sobre larvas, respectivamente (Alvarado *et al.*, 2013) (Figura 6).

***Stenoma impressella*.** Es uno de los defoliadores más importantes en el cultivo de palma de

aceite en Colombia. Con el fin de encontrar hongos para su control biológico, se evaluaron dos cepas de *Isaria* sp. (CPIsp1201 y IPIsp1201) y tres de *B. bassiana* (CPBb0502, CPBb0411 y CPBb0404) sobre larvas de *S. impressella*. Las cinco fueron patogénicas. Las cepas CPIsp1201 e IPIsp1201 causaron las mayores mortalidades, en experimentos de dos bioensayos de virulencia con dosis de  $5 \times 10^{13}$  conidias/ha. En el primero se infestaron hojas de palmas con larvas de una cría de *S. impressella* bajo condiciones de umbráculo; y en el segundo se utilizaron hojas infestadas naturalmente en campo. En umbráculo, estas dos cepas no fueron estadísticamente diferentes, al lograr mortalidades de 92,0 y 93,3 %; en campo, la mayor tasa la causó la CPIsp1201 (92,0 %). No se encontraron diferencias significativas entre las cepas y

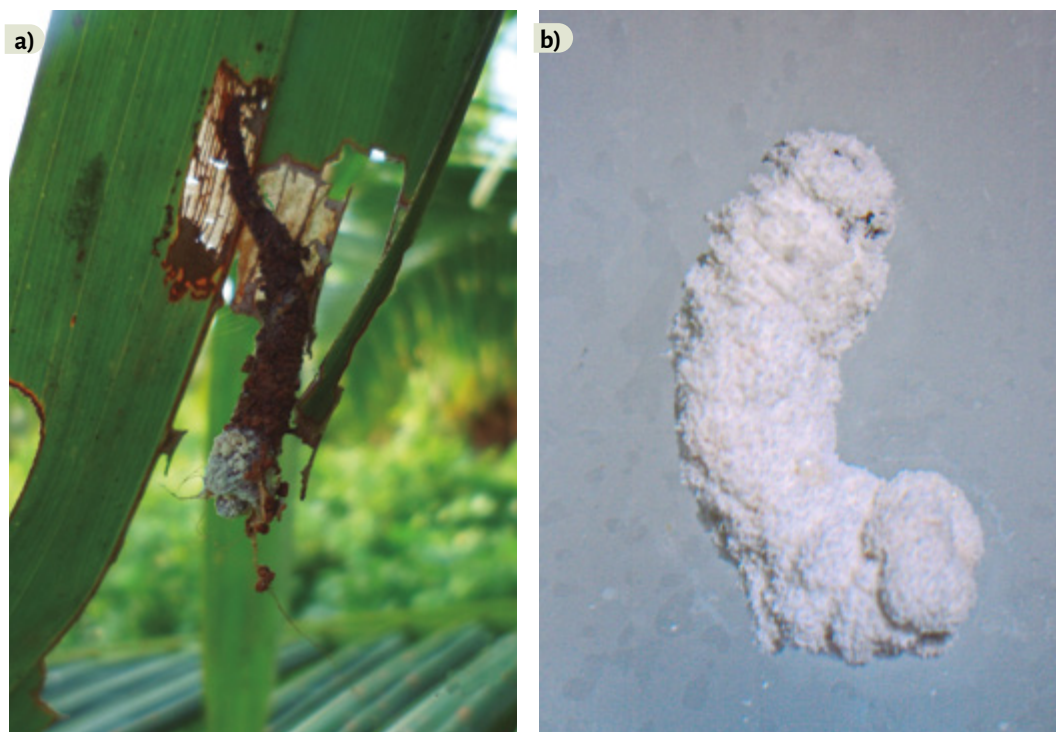


**Figura 6.** Adulto de *Rhynchophorus palmarum* infectado por el hongo *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa1104. Foto: A. Bustillo |

tampoco entre las tres dosis empleadas:  $5 \times 10^{12}$ ,  $1 \times 10^{13}$  y  $1,5 \times 10^{13}$  conidias/ha de cada una. Para la evaluación en una plantación, se asperjaron las dos cepas en 126 palmas que tenían una infestación natural de larvas de *S. impressella*, en la dosis de  $1 \times 10^{13}$  conidias/ha. Los resultados indicaron que la mortalidad varió entre 70,5 y 79,5 %, lo que evidenció que se trataba de la misma cepa del hongo. Por lo tanto, la CPIsp1201 se recomienda para su control. Esta cepa de *Isaria* sp. fue identificada posteriormente con la ayuda de técnicas moleculares, como *Cordyceps cateniannulata* (Montes *et al.*, 2020) (Figura 7).

***Strategus aloeus*.** Las plantaciones de palma de aceite, que se encuentran en actividades de erradicación para su renovación por plantas jóvenes, se ven afectadas por *S. aloeus*, insecto que es atraído por palmas cu-

yas edades oscilan entre 1 y 3 años. La erradicación se debe hacer picando el estípite en trozos no más gruesos de 10 cm y esparciendo los residuos. Estos se deben asperjar con *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa1306, cuya eficacia fue evaluada para este propósito. Al impregnar los residuos con el hongo, se logra que las larvas se infecten al emerger de las posturas de las hembras adultas. Cuando se inicie la emergencia o llegada de adultos machos a las palmas jóvenes recién plantadas, es necesario hacer monitoreos semanales, para identificar las que tengan orificios en el suelo que indican la presencia de *Strategus*. Estos se deben asperjar en su interior con el hongo, para infectar el adulto o adultos que estén en su interior o lleguen posteriormente. Si se tiene una formulación de la cepa CPMa1306 a  $5 \times 10^{12}$  esporas/gramo, se debe preparar una concentración en proporción



**Figura 7.** Larvas de *Stenoma impressella* infectadas por el hongo *Cordyceps cateniannulata* a) en palma. b) En el laboratorio, el hongo cubre todo el cuerpo de la larva. Foto: C. Sendoya |

de 8 gramos del hongo en 50 cc de agua, y aplicar en los orificios que realiza el adulto cerca del plato de la palma (Bustillo-Pardey, 2014) (Figura 8).



**Figura 8.** Larva en el suelo de *Strategus aloeus* infectada por el hongo *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa1306. Foto: A. Bustillo |

## Capítulo 8.

# Hongos entomopatógenos utilizados para el control de insectos plaga de la palma de aceite

Leidy Johanna Contreras Arias y Álex Enrique Bustillo Pardey

## Introducción

La colección de hongos entomopatógenos de Cenipalma, a junio de 2021, posee 246 aislamientos obtenidos de insectos plaga infectados, los cuales se han colectado en plantaciones de palma de aceite. De estas cepas o aislamientos, que se conservan en el laboratorio de entomopatógenos de Cenipalma bajo un código que los identifica, se han realizado evaluaciones tanto en laboratorio como en condiciones de campo, para su selección en el control de plagas de importancia económica del cultivo de la palma de aceite en Colombia. En este capítulo se presentan las descripciones macroscópicas y microscópicas de algunas de las cepas analizadas: las cepas CPPI0601 y CPBb0404, utilizadas en experimentos con *Leptopharsa gibbicarina* Froeschner 1976; las cepas CPMa1309 y CPMa1107 contra *Haplaxius crudus* (Van Duzee, 1907); la cepa CPIsp1201 contra *Stenoma impressella* Busck, 1914; la cepa CPMa1502 contra *Demotisa neivai* (Bondar, 1940), y la cepa CPMa0604 para el control de *Cephaloleia vagelineata* Pic, 1926.

### 1. *Metarhizium* sp. código CPMa1309

#### Localidad de origen:

San Carlos de Guaroa (Meta)

#### Hospedero original:

*Haplaxius crudus*

**Descripción macroscópica.** Colonias circulares con borde regular. Inicialmente presentan un aspecto algodonoso de tono blanco y con el tiempo se vuelve polvoriento y de color verde oliva claro (Pantone 415), debido a la abundante esporulación; el centro de la colonia es amarilla (Pantone 460) (Figura 1a), así como el margen micelial después de la esporulación. El reverso se torna de color amarillo a pardo (Pantone 465c) (Figura 1b). El color de las esporas es verde oliva (Pantone 415). No hay pigmentación al medio de cultivo. El micelio logra cubrir el cuerpo del huésped infectado (Figura 1c).

**Descripción microscópica.** Hifas septadas, ramificadas, hialinas; conidióforos individuales ampliamente ramificados y de longitud variable (Figura 2a), densamente entrelazados en forma de empalizada (Figura 2b), formados por métulas con fiálides, a menudo se agregan en esporodoquios. Fiálides alargados, cilíndricos, ligeramente constreñidos con ápices redondeados a cónicos, cuello discreto o ausente, hialino, de paredes lisas (Figura 2c). Conidias aseptadas, largos, cilíndricos a elipsoidales, en ocasiones presentan un ligero estrechamiento central, forman cadenas muy largas y adherentes lateralmente (Figura 2d).

#### Producción de conidias:

$6,3 \times 10^8$  con/cm<sup>2</sup>

#### Tasa de crecimiento radial:

11,5 mm/día



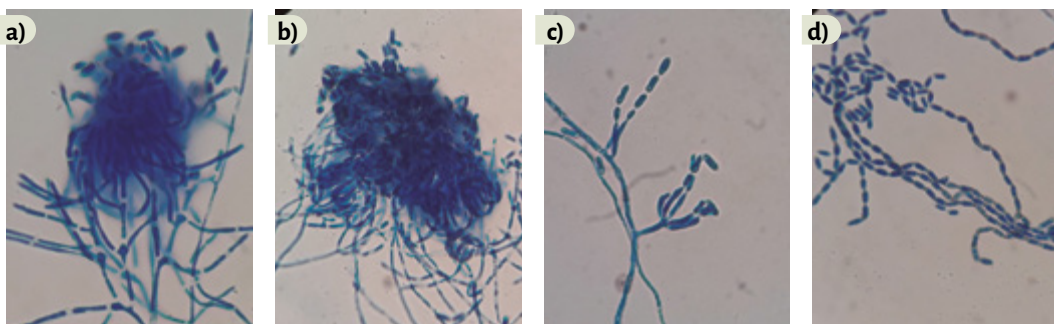
### Tamaño de conidias:

Diámetro mayor ( $\mu\text{m}$ ): 5,02-8,51 (6,40)

Diámetro menor ( $\mu\text{m}$ ): 1,56-2,95 (2,20)



**Figura 1.** Características macroscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa1309. Colonias en medio SDA (Sabouraud Dextrosa Agar): **a)** anverso; **b)** reverso. **c)** Adulto de *Haplaxius crudus* infectado. Fotos: **a)** y **b)**, L. Contreras; **c)**, M. Rosero |



**Figura 2.** Características microscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa1309. **a)** Células conidiogénicas (fiálides) que forman una capa densa (himenio). **b)** Conidióforo ramificado en forma de candelabro. **c)** Engrosamiento de las fiálides, puntas romas de células conidiogénicas. **d)** Conidias adheridas lateralmente. Fotos: L. Contreras |

## 2. *Metarhizium anisopliae* cepa CPMa1502

### Localidad de origen:

San Vicente de Chucurí (Santander)

### Hospedero original:

*Demotispia neivai*

### Hospedero evaluado:

*Demotispia neivai*

**Descripción macroscópica.** Colonias circulares con borde regular. Inicialmente presentan aspecto flocoso de color blanco y con el

tiempo se torna polvoriento y de tono verde oliva (Pantone 415). Debido a la abundante esporulación, el centro de la colonia sin esta es de color amarillo (Pantone 460) (Figura 3a). El reverso se torna de color amarillo a pardo (Pantone 465 C) (Figura 3b). El color de las esporas es verde oliva (Pantone 415). No hay pigmentación al medio de cultivo. El micelio a menudo cubre al huésped afectado (Figura 3c).

**Descripción microscópica.** Hifas septadas, ramificadas, hialinas. Conidióforos individuales ampliamente ramificados y de longitud variable (Figura 4a), densamente entrelazados en forma de empalizada (Figura 4b), formados

por métulas con fiálides, a menudo se agregan en esporodocios. Fiálides alargados cilíndricos, ligeramente constreñidos con ápices redondeados a cónicos, cuello discreto o ausente, hialino, de paredes lisas (Figura 4c). Conidias aseptadas, largas, cilíndricas a elipsoidales, en ocasiones presentan un ligero estrechamiento central, forman cadenas muy largas y adherentes lateralmente (Figura 4d).

#### **Producción de conidias:**

$5,3 \times 10^8$  con/cm<sup>2</sup>

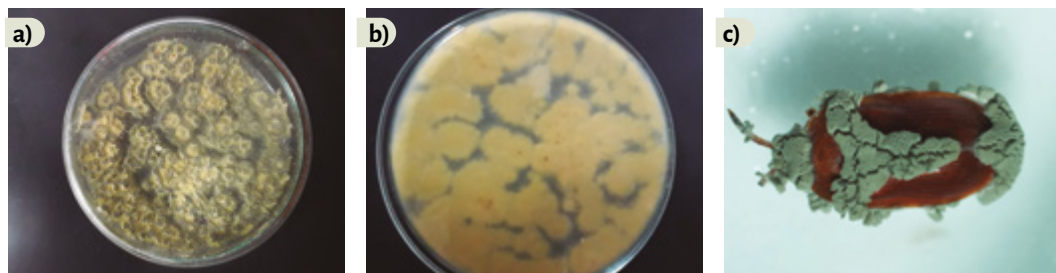
#### **Tasa de crecimiento radial:**

10,2 mm/día

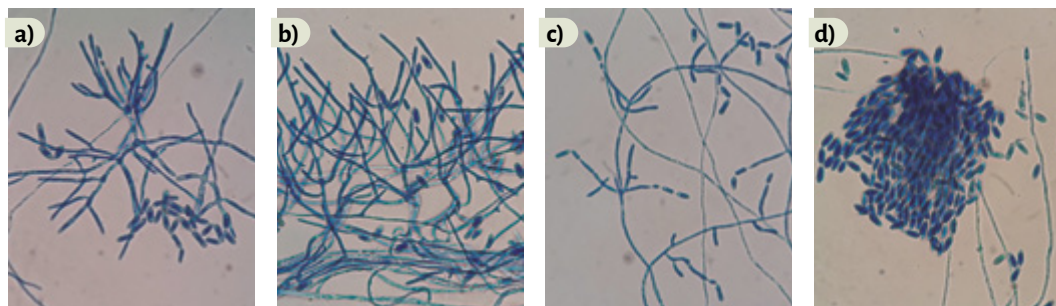
#### **Tamaño de conidias:**

Diámetro mayor (μm): 5,75-7,89 (6,68)

Diámetro menor (μm): 2,07-3,59 (2,81)



**Figura 3.** Características macroscópicas de la cepa *Metarhizium annisopliae* CPMa1502. Colonias en medio SDA: a) anverso; b) reverso. c) Adulto de *Demotropa neivai* infectado. Fotos: a) y b), L. Contreras; c), L. Montes |



**Figura 4.** Características microscópicas de la cepa *Metarhizium annisopliae* CPMa1502. a) Conidióforo ramificado de longitud variable. b) Conidióforos individuales ampliamente ramificados. c) Células conidiogénicas, conidias septadas formando cadenas. d) Conidias adheridas lateralmente. Fotos: L. Contreras |

### **3. *Cordyceps cateniannulata* código CPIsp1201**

#### **Localidad de origen:**

San Vicente de Chucurí (Santander)

#### **Hospedero original:**

*Stenoma impressella*

#### **Hospedero evaluado:**

*Stenoma impressella*

**Descripción macroscópica.** Colonias de forma irregular. Presentan elevación convexa, margen entero, aspecto flocoso a pulverulento de color blanco (Figura 5a); en ocasiones produce sinemas. El reverso es de color blanco a amarillo claro (Pantone 1205 C) (Figura 5b). No hay pigmentación al medio de cultivo. El micelio blanco a menudo cubre al huésped afectado (Figura 5c).

**Descripción microscópica.** Conidióforos cortos, derivados principalmente de las hifas aéreas. Las fiálides tienen forma de matraz, con una porción basal inflada globosa o elipsoidal, y un cuello largo y delgado (Figura 6a). Las conidias son ovales, cilíndricas a elipsoidales, dispuestas en cadenas basipétalas (Figura 6b). Las cadenas de conidias a menudo tienen una curva irregular y algunas veces forman un bucle (Figura 6c). La etapa temprana de la estructura conidiogénica de este hongo se parece a la de

*Beauveria*, pero se distingue por la formación de cadenas conidiales imbricadas (Figura 6d).

**Producción de conidias:**

2,17x10<sup>8</sup> con/cm<sup>2</sup>

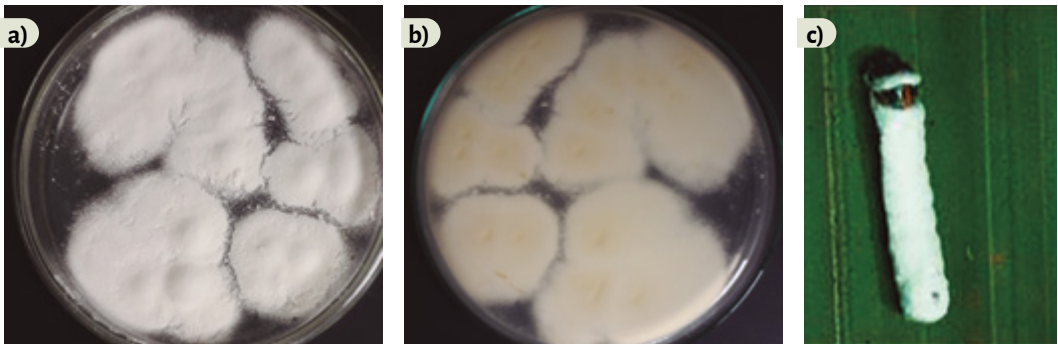
**Tasa de crecimiento radial:**

9,61 mm/día

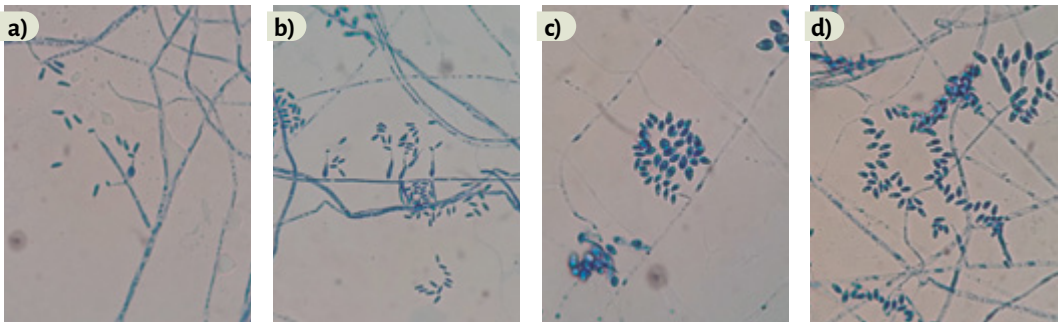
**Tamaño de conidias:**

Diámetro mayor (μm): 2,49-5,88 (3,97)

Diámetro menor (μm): 1,01-2,56 (1,78)



**Figura 5.** Características macroscópicas de la cepa *Cordyceps cateniannulata* CPIsp1201. Colonias en medio SDA: a) anverso; b) reverso. c) Larva de *Stenoma impressella* infectada. Fotos: a) y b), L. Contreras; c), L. Montes |



**Figura 6.** Características microscópicas de la cepa *Cordyceps cateniannulata* CPIsp1201. a) Conidias cilíndricas a elipsoidales, fiálide en forma de matraz con porción basal inflada. b) Fiálides elipsoidales con cuello largo. c) Cadenas de conidias formando un bucle. d) Cadenas conidiales imbricadas. Fotos: L. Contreras |



## 4. *Purpureocillium lilacinum* cepa CPPI0601

### **Localidad de origen:**

Meseta de San Rafael (Santander)

### **Hospedero original:**

Desconocido

### **Hospedero evaluado:**

*Leptopharsa gibbicularina*

**Descripción macroscópica.** Colonias circulares con áreas centrales elevadas, margen entero y anillos radiales, apariencia aterciopelada. Inicialmente son de color blanco, desarrollando lentamente tonos purpúreos pálidos o violáceo de color pardo claro con la producción de conidias (Pantone 436C) (Figura 7a). Al principio, el reverso es incoloro, pero con el tiempo toma coloración marrón oscuro (Pantone 2325C) (Figura 7b). El micelio púrpura a menudo cubre al huésped afectado (Figura 7c).

**Descripción microscópica.** Los conidióforos son erectos de 400-600  $\mu\text{m}$  de longitud, que surgen de hifas inmersas en el sustrato; lisos a rugosos,

varían de tamaño y complejidad (Figura 8a). Ramificados en estructuras más grandes que consisten típicamente en verticilos parciales o completos de métulas, que surgen en dos o más niveles (nodos) debajo de los grupos terminales, en texturas más pequeñas que consisten comúnmente en un solo vértice de métulas. Métulas cortas de 5,0 o 6,0  $\mu\text{m}$ , ocasionalmente de 8,0  $\mu\text{m}$  de longitud; los esterigmas en su mayoría de 5,0 a 6,0  $\mu\text{m}$  de largo se reducen abruptamente a un tubo delgado. Hifas vegetativas de paredes lisas, hialinas, septadas (Figura 8b). Conidias elipsoidales a fusiformes con puntas apiculadas, de pared lisa a ligeramente rugosa en cadenas divergentes, hialinos violáceos en masa (Figura 8c). Desarrolla un sinanamorfo similar a *Acremonium*, con fiálides cilíndricas y conidias formando cabezuelas (Figura 8d). Clamidosporas ausentes.

### **Producción de conidias:**

$8,3 \times 10^8$  con/cm<sup>2</sup>

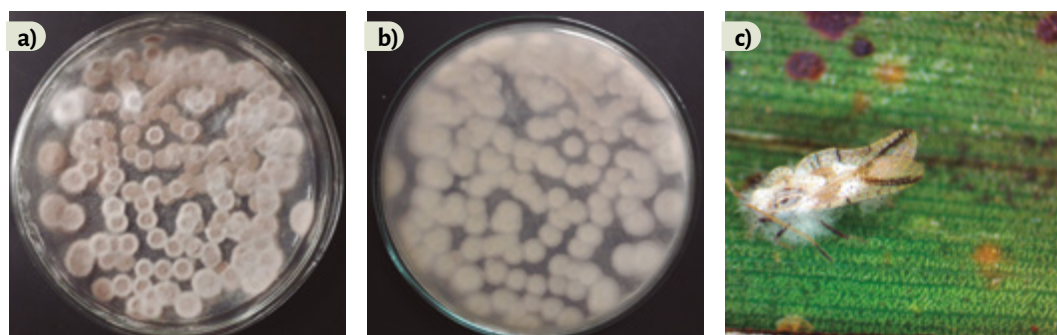
### **Tasa de crecimiento radial:**

11,3 mm/día

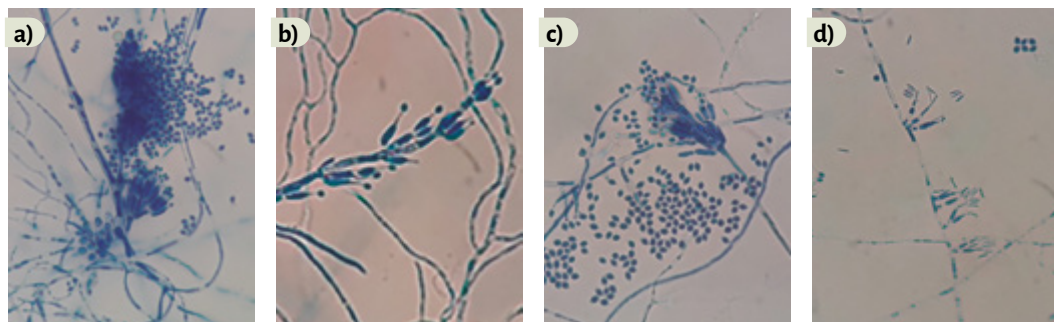
### **Tamaño de conidias:**

Diámetro mayor ( $\mu\text{m}$ ): 2,51- 3,71 (3,14)

Diámetro menor ( $\mu\text{m}$ ): 1,67- 2,51 (2,13)



**Figura 7.** Características macroscópicas de la cepa *Purpureocillium lilacinum* CPPI0601. Colonias en medio PDA (papa dextrosa agar): **a)** anverso; **b)** reverso. **c)** Adulto de *Leptopharsa gibbicularina* infectado. Fotos: **a)** y **b)**, L. Contreras; **c)**, C. Barrios |



**Figura 8.** Características microscópicas de la cepa *Purpureocillium lilacinum* CPPI0601. **a)** Conidióforos con fiálides agrupados densamente. **b)** Hifas vegetativas. **c)** Fiálides y conidias. **d)** Fiálides cilíndricas y conidias que forman cabezuelas. Fotos: L. Contreras |

## 5. *Metarhizium* sp. código CPMa0604

### *Localidad de origen:*

Barrancabermeja (Santander)

### *Hospedero original:*

*Demotispa neivai*

### *Hospedero evaluado:*

*Cephaloleia vagelineata*

**Descripción macroscópica.** Colonias circulares con borde regular. Inicialmente presentan aspecto flocoso de color blanco, después se torna amarillo verdoso (Pantone 2300C), y con el tiempo, polvoriento y verde oscuro (Pantone 5615C) debido a la abundante esporulación (Figura 9a). El reverso de la colonia es de color amarillo naranja a ocre (Pantone 724 C) (Figura 9b), y no hay pigmentación al medio de cultivo. El micelio a menudo cubre el huésped afectado (Figura 9c).

**Descripción microscópica.** Hifas septadas, ramificadas, hialinas. Conidióforos individuales ampliamente ramificados y de longitud variable (Figura 10a), densamente entrelazados en forma de empalizada (Figura 10b), formados por métulas con fiálides; a menudo se agregan en esporodoquios. Fiálides alargados cilíndricos, ligeramente constreñidos con ápices redondeados a cónicos, cuello discreto o ausente, hialino, de paredes lisas (Figura 10c). Conidias aseptadas, largas, cilíndricas a elipsoidales; en ocasiones presentan un ligero estrechamiento central y forman cadenas muy largas y adherentes lateralmente (Figura 10d).

### *Producción de conidias:*

$2,7 \times 10^8$  con/cm<sup>2</sup>

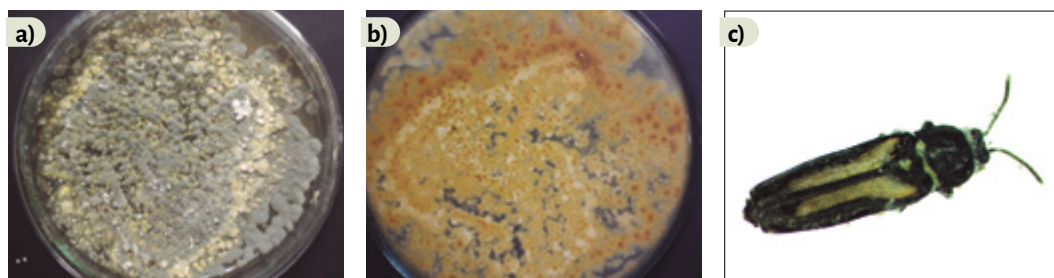
### *Tasa de crecimiento radial:*

7,4 mm/día

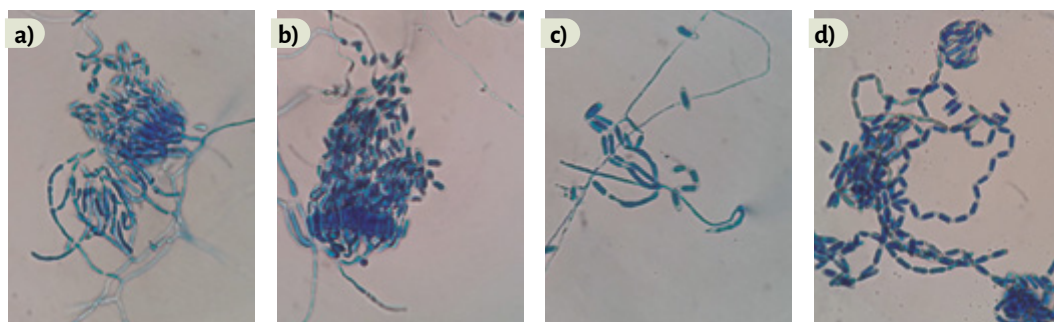
### *Tamaño de conidias:*

Diámetro mayor (μm): 6,45-8,9 (7,36)

Diámetro menor (μm): 1,99-3,17 (2,70)



**Figura 9.** Características macroscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa0604. Colonias en medio SDA: **a)** anverso; **b)** reverso. **c)** Adulto de *Cephaleia vagelineata* infectado. Fotos: **a)** y **b)**, L. Contreras; **c)**, C. Barrios |



**Figura 10.** Características microscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa0604. **a)** Conidióforo ramificado de longitud variable. **b)** Conidióforos individuales ampliamente ramificados. **c)** Células conidiogénicas, conidias septadas que forman cadenas. **d)** Conidias adheridas lateralmente. Fotos: L. Contreras |

## 6. *Beauveria bassiana* cepa CPBb0404

### *Localidad de origen:*

San Andrés de Tumaco (Nariño)

### *Hospedero original:*

*Stenoma impressella*

### *Hospedero evaluado:*

*Leptopharsa gibbicularina*

**Descripción macroscópica.** Aspecto de la colonia en medio SDA, inicialmente de apariencia flocosa, aterciopelada a polvorienta, micelio y esporas de color blanco (Figura 11a). El revés es de color amarillo claro en el centro (Pantone 1215C) y blanco alrededor (Figura 11b). No se observa pigmentación al medio; en pocas oca-

siones forma sinemas. El micelio blanco a menudo cubre al huésped afectado (Figura 11c).

**Descripción microscópica.** Hifas ramificadas, hialinas, septadas y de paredes lisas (Figura 12a). Células conidiogénicas con bases globosas, hinchadas, subesféricas o ampuliformes de 3-6  $\mu\text{m}$  de ancho. Solitarias, pero usualmente en grupos densos de cinco o más (Figura 12b), con un raquis estrecho similar a una clavija, que a menudo se alarga en forma de zigzag (denticulado) (Figura 12c) hasta de 25  $\mu\text{m}$  de largo y 1  $\mu\text{m}$  de ancho. Conidias globosas, subglobosas o ampliamente elipsoides; a veces con una base apiculada, hialinos, septados de paredes delgadas y lisas (Figura 12d). Clamidosporas ausentes.

### Producción de conidias:

$6,9 \times 10^8$  con/cm<sup>2</sup>

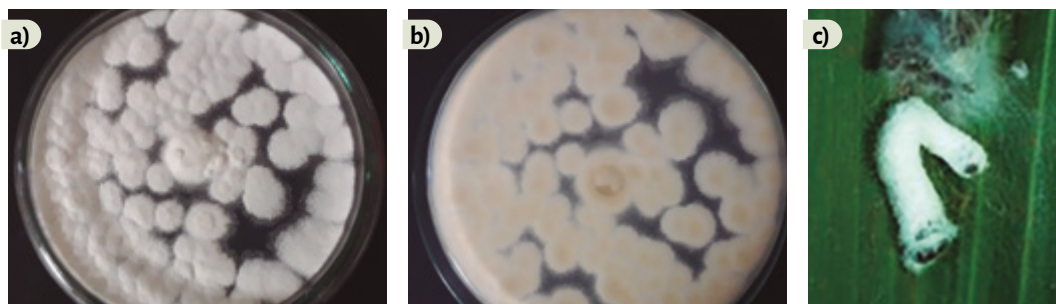
### Tasa de crecimiento radial:

2,2 mm/día

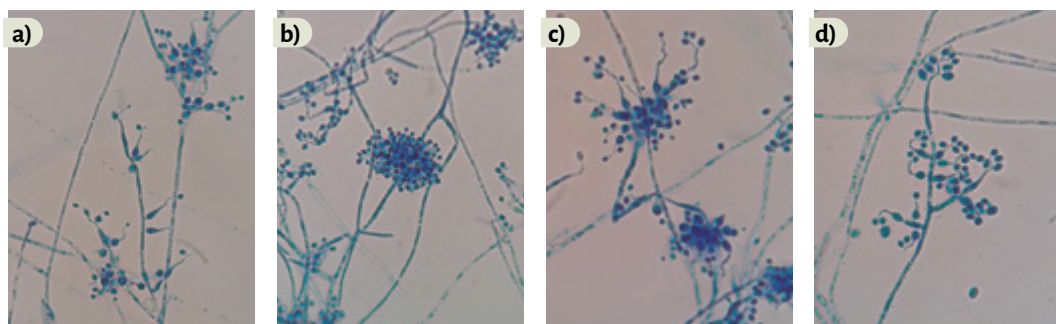
### Tamaño de conidias:

Diámetro mayor (μm): 1,76–3,92 (2,74)

Diámetro menor (μm): 1,35–2,53 (1,95)



**Figura 11.** Características macroscópicas de la cepa *Beauveria bassiana* CPBb0404. Colonias en medio SDA: a) anverso; b) reverso. c) Larva de *Stenoma impressella* infectada. Fotos: a) y b), L. Contreras; c), L. Montes |



**Figura 12.** Características microscópicas de la cepa *Beauveria bassiana* CPBb0404. a) Hifas ramificadas, hialinas y septadas. b) Grupos de células conidiogénicas. c) Raquis en forma de zigzag. d) Conidias globosas, subglobosas o ampliamente elipsoidales. Fotos: L. Contreras |

## 7. *Metarhizium* sp. código CPMa1107

### Localidad de origen:

Cumaral (Meta)

### Hospedero original:

*Leucothyreus femoratus*

### Hospedero evaluado:

*Haplaxius crudus*

**Descripción macroscópica.** Colonias circulares con borde regular. Inicialmente presentan aspecto flocoso de color blanco, después se torna amarillo verdoso (Pantone 2300C) y, con el tiempo, polvoriento y verde oscuro (Pantone 5615C) debido a la abundante esporulación (Figura 13a). El reverso de la colonia se torna de amarillo naranja a ocre (Pantone 724 C) (Figura 13b); no hay pigmentación al medio de cultivo. El micelio a menudo cubre al huésped afectado (Figura 13c).



**Descripción microscópica.** Hifas septadas, ramificadas, hialinas. Conidióforos individuales ampliamente ramificados y de longitud variable (Figura 14a), densamente entrelazados en forma de empalizada (Figura 14b), formados por méticas con fiáldes; a menudo se agregan en esporodocios. Fiáldes alargados cilíndricos, ligeramente constreñidos con ápices redondeados a cónicos, cuello discreto o ausente, hialino, de paredes lisas (Figura 14c). Conidias septadas, largas, cilíndricas a elipsoidales; en ocasiones

presentan un ligero estrechamiento central; forman cadenas muy largas y adherentes lateralmente (Figura 14d).

**Producción de conidias:**

$1,2 \times 10^8$  con/cm<sup>2</sup>

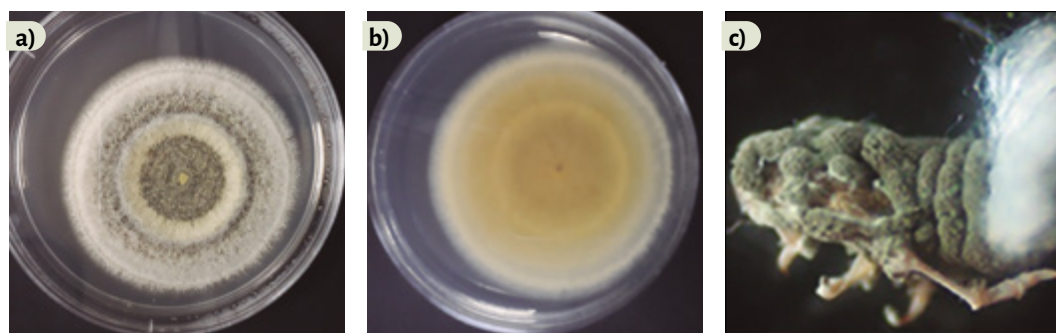
**Tasa de crecimiento radial:**

10,4 mm/día

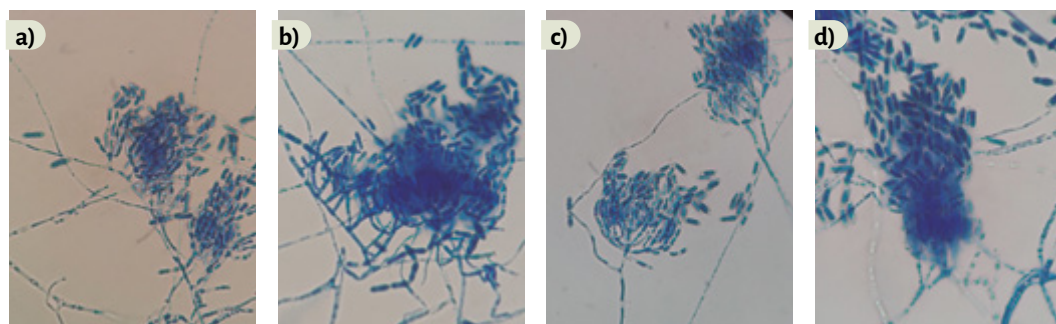
**Tamaño de conidias:**

Diámetro mayor (μm): 6,44-10,81 (7,87)

Diámetro menor (μm): 1,61-3,50 (2,4)



**Figura 13.** Características macroscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa1107. Colonias en medio PDA: a) anverso; b) reverso. c) Ninfas de tercer instar de *Haplaxius crudus* infectada. Fotos: a) y b) L. Contreras; c) J. Matabanchoy |



**Figura 14.** Características microscópicas de la cepa *Metarhizium* sp. CPMa1107. a) Conidióforo ramificado de longitud variable. b) Conidióforos individuales ampliamente ramificados. c) Células conidiogénicas, conidias septadas que forman cadenas. d) Conidias adheridas lateralmente. Fotos: L. Contreras |

## Capítulo 9.

# Aplicación de la bioeconomía para la evaluación de estrategias para el control de insectos plaga.

## El caso de la palma de aceite en Colombia

Mauricio Mosquera Montoya y Elizabeth Ruiz Álvarez

### Introducción

En la literatura sobre manejo de plagas, la mayor proporción de la información se relaciona con la biología de los insectos, específicamente lo que tiene que ver con su taxonomía, ciclo de vida, hábitos de crecimiento y mecanismos de daño. Estos estudios son fundamentales para dar a conocer las especies que pueden llegar a representar una amenaza para los cultivos, el nivel de daño que ocasionan, así como sus enemigos naturales (Bustillo-Pardey, 2014); siempre con el objetivo de implementar estrategias de manejo acordes con los estados de crecimiento y a las circunstancias en las cuales los insectos son más vulnerables a las tácticas que se pongan en práctica. De la misma manera, se realizan investigaciones para conocer las características ecosistémicas que favorecen el control de los insectos, de tal forma que se puedan aprovechar las poblaciones de fauna benéfica (Bustillo-Pardey, 2014). Así mismo es copiosa la literatura concerniente a las estrategias de manejo utilizadas para reducir las poblaciones de insectos plaga. De estas se destacan el control mediante insecticidas de síntesis química, el uso de enemigos naturales (depredadores naturales, nematodos, bacterias, hongos, virus, entre otros) (Sendoya & Bustillo-Pardey, 2016), el mecánico (Epanchin-Niell, 2017) y los métodos culturales que emplean sustancias atrayentes para detectar la presencia de insectos (Moya *et al.*, 2015). Menos frecuente, en comparación con las temáticas recién mencionadas, es encontrar literatura que evalúe la rentabilidad de las estrategias para el control de las plagas.

En el caso de la agroindustria de la palma de aceite de Colombia, el trabajo del Área de Entomología de Cenipalma ha permitido que los cultivadores conozcan aquellas plagas que atacan a los cultivos de palma plantados en estas latitudes (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010). Aquí vale la pena destacar que este trabajo no puede comprarse en el mercado internacional, por la sencilla razón de que las plagas que se desarrollan en las plantaciones de Colombia son propias de sus condiciones agroecológicas (Bustillo-Pardey, 2014). Por ende, corresponden a especies que probablemente no representan un dolor de cabeza para cultivadores de palma de aceite del Sudeste Asiático, ni mucho menos para otras siembras en climas templados. Si bien la labor en entomología comparte metodologías propias de dicha disciplina, está lejos de tener productos universales cuyos resultados se puedan conseguir en el mercado. Aun si existen ofertas de un producto o tecnología provenientes del exterior, que se considere eficaz en el control de plagas, esa eficacia debe ser evaluada en los paisajes palmeros nacionales. Por eso, es muy pertinente la apuesta que ha hecho y continúa haciendo el sector palmicultor colombiano, a través de su Fondo de Fomento Palmero, al suministrar recursos a Cenipalma, para la investigación relacionada con el control de plagas de la palma de aceite.

Una de las principales características del trabajo desarrollado por Cenipalma en el manejo de plagas, y que es cierto para temáticas agronómicas en general y en particular, es que se realiza en plantaciones comerciales

de palma de aceite. A pesar de que Cenipalma se fundó en 1991 y el Área de Entomología nació con ella, solo hasta 2004 tuvo su primer campo experimental, el Palmar de la Vizcaína. Eso quiere decir que, durante más de 13 años, la labor se adelantó en plantaciones de Colombia, y a finales de 2020 sigue siendo la norma. Este hecho ha representado una oportunidad para los entomólogos, ya que sus trabajos se llevan a cabo directamente en condiciones de campo. Ello no solo permite que el personal de las plantaciones se familiarice con los resultados obtenidos en sus propios predios, sino que además impone la necesidad de probar que las tecnologías de control de plagas que se generan o se adaptan deben ser viables desde el punto de vista económico.

Adicionalmente, Cenipalma cuenta con una Unidad de Validación que trabaja en dos frentes. El primero es probar los mejores tratamientos que resultan de los procesos de investigación a nivel comercial en diferentes zonas agroecológicas de la palmicultura nacional. El segundo, documentar las experiencias de plantaciones que arrojan resultados promisorios. Dichos resultados se llevan a foros en los que se comparte el conocimiento, como lo son la Reunión Técnica Nacional y, en menor escala, los comités asesores en investigación de agronomía (locales y regionales), que están conformados por profesionales de las empresas de la agroindustria colombiana de la palma de aceite.

La investigación en plantaciones comerciales, la validación de resultados de investigación a escala comercial y la documentación de prácticas promisorias tienen dos factores en común: los resultados que se entregan a la Unidad de Extensión de Cenipalma han probado su eficacia en predios del usuario final, y estos llevan una evaluación a escala comercial de su viabilidad económica.

Este capítulo se centra en la evaluación económica de las estrategias de control de plagas y de enfermedades, que son transmitidas por insectos vectores. Inicialmente, se presenta una revisión de la literatura atinente a la estimación de tácticas, en la que se describen someramente los enfoques que se han abordado a nivel teórico. El objetivo es que el lector se relacione con literatura relevante al respecto. Luego, se exponen dos experiencias que permiten entender el trabajo que realiza Cenipalma de la mano con los palmicultores. Una de ellas es la validación de una estrategia propuesta para el control de la marchitez letal (ML), que a la fecha se tiene certeza de que es una enfermedad transmitida por insectos vectores (Arango *et al.*, 2011), y que ha generado alto impacto en la sostenibilidad económica de las plantaciones de los Llanos Orientales. Y otra es la documentación de una práctica de manejo de un insecto barrenador de raíces, *Saghalassa valida* Walker que, si bien afectaba plantaciones de cultivos *Elaeis guineensis*, actualmente representa una amenaza mucho más seria en híbrido, *Elaeis guineensis* x *Elaeis oleífera* (OxG). De hecho, tuvo en jaque a la Zona Suroccidental palmera de Colombia durante varios años.

## **Análisis económico de estrategias de control de plagas**

### ***El problema que se enfrenta***

La mayoría de los estudios de plagas en la literatura que se ocupan de cultivos perennes evalúan las reducciones que ocasionan en el rendimiento y/o los daños económicos. Poco se ha investigado sobre marcos conceptuales, que faciliten la toma de decisiones a los productores, para elegir estrategias de manejo cuando se presenta la infestación de sus cultivos por insectos plaga o enfermedades (Mosquera, 2013).

Las estrategias para el control de plagas en cultivos perennes pueden incluir prevención,



exclusión, erradicación, protección y tratamiento de plantas enfermas, que no son excluyentes entre sí (Ploetz, 2007; Tisdell *et al.*, 2017). La prevención consiste en reducir las posibilidades de introducir el insecto plaga o el patógeno al cultivo, o evitar que estos tengan las condiciones necesarias para su desarrollo. En esta categoría se encuentran estrategias como la selección de tierras para la siembra, el manejo de factores predisponentes, el uso de suelos libres de insectos plaga o patógenos en los viveros, y la siembra de plantas sanas (Ploetz, 2007).

La exclusión consiste en tratar de mantener a los insectos insectos plaga y patógenos fuera de los campos, mediante censos poblacionales o detección temprana de plantas enfermas, uso de semillas certificadas, y desinfección de maquinaria y herramientas. La eliminación de plantas enfermas o erradicación consiste en retirar plantas y tejidos infestados del campo (Ploetz, 2007; Tisdell *et al.*, 2017). Por último, la protección del cultivo y el tratamiento de plantas afectadas incluye una amplia gama de estrategias biológicas, químicas y culturales, como la selección de cultivares resistentes a los problemas que aquejan la planta (Grogan & Mosquera, 2014).

Este capítulo se centra en el análisis económico del control de plagas en cultivos perennes, que involucra los daños que causan enfermedades transmitidas por estas, sobre el rendimiento de los cultivos. A diferencia de los cultivos semestrales, los perennes implican inversiones a largo plazo, que requieren desembolsos de capital de gran cuantía en los estadios iniciales del ciclo de vida del proyecto, incluso antes de que empiecen a dar fruto. En consecuencia, no son fáciles de modificar o restablecer. Complicando las cosas aún más, está el hecho de que las plantas afectadas pueden seguir dando fruto por un tiempo, aunque con rendimientos reducidos y probablemente con menor calidad

(Mosquera, 2015). Por lo tanto, los cultivadores deben decidir si continúan la producción eliminando plantas afectadas por insectos plaga y enfermedades, corriendo el riesgo de sufrir una mayor pérdida por su propagación, o si erradican todo el cultivo para darle paso a uno nuevo (Mosquera *et al.*, 2013).

Si se considera eliminar las plantas enfermas y el insecto plaga, se deben responder preguntas como: 1) ¿cuántas plantas se pueden eliminar para que la operación siga siendo rentable? 2) Después del ataque de un insecto plaga o enfermedad, ¿en qué momento se sabe que se salió de las manos y resulta mejor, desde el punto de vista económico, acabar el proyecto? 3) ¿Es rentable la inversión atinente a implementar la estrategia de control? Un enfoque adecuado para la evaluación económica del manejo de insectos plaga y enfermedades en cultivos perennes debe considerar los factores recién mencionados.

### *Enfoques de manejo de plagas desde la economía*

La economía es una disciplina que ha desarrollado un conjunto de capacidades analíticas, que facilitan la toma de decisiones. El punto de partida es entender la amenaza que imponen las plagas y enfermedades, para después evaluar las estrategias de control. Entre el bagaje de herramientas se destacan: valoraciones económicas, análisis costo-beneficio y modelos que incorporan formalmente el riesgo e incertidumbre (Evans, 2003; Tisdell *et al.*, 2017).

Los modelos para la toma de decisiones sobre el manejo de insectos plaga pueden sintetizarse en cuatro tipos (Mumford & Norton, 1984):

- Umbral de daño económico.
- Basados en la teoría de la decisión.

- Decisiones fundamentadas en conductas aprendidas.
- Optimización.

A continuación, siguiendo la categorización de modelos propuestos por Mumford y Norton (1984), se hace una revisión de los enfoques metodológicos que se proponen en cada categoría para abordar el manejo de insectos plaga y enfermedades.

### **Modelos de umbral de daño económico**

Inició con el concurso de entomólogos de plantas y por esa razón se ajusta más a insectos plaga que a enfermedades. Estos modelos se utilizan a menudo para aquellas que dañan la producción, pero no causan la muerte de la planta. El umbral de daño económico es fundamental para el diseño de programas de manejo integrado de plagas (MIP).

Para su implementación es fundamental el monitoreo de las poblaciones de insectos plaga y el establecimiento de estrategias de control conocidas, que generalmente implica prácticas culturales, aplicaciones de insecticidas biológicos o de síntesis química. Para que estos modelos sean eficaces, en términos de apoyo a las decisiones en lo que concierne al manejo de insectos plaga, es necesario plantear criterios que indiquen la población máxima que se puede tolerar, el umbral de daño económico (Carlson, 1970). El enfoque se basa en la idea de que, si bien todos los niveles de infestación pueden causar daño, no todos los niveles causan pérdida económica. Por lo tanto, los costos asociados a aplicar una medida de control deben ser igual o menor a las pérdidas ocasionadas si no se hace nada (Tisdell *et al.*, 2017).

El principal obstáculo que conlleva este enfoque es la información que se requiere para determinar el umbral. Se necesitan datos precisos

sobre el daño causado por el insecto plaga y conocimiento completo acerca de la eficacia de la estrategia de control. De igual manera, la definición de los umbrales de daño económico representa un desafío dada la compleja dinámica de los ecosistemas y sus respuestas a las prácticas de manejo implementadas (Eiswerth *et al.*, 2016). Por ejemplo, el empleo constante e indiscriminado de plaguicidas de síntesis química suele generar resistencia en los insectos plaga, lo que a su vez afecta la eficacia del tratamiento y el nivel tolerable de la población del insecto (Spreen *et al.*, 2013).

Rosenheim *et al.* (2020) presentan un análisis comparativo del uso de agroquímicos en 90 cultivos de California. Se consideraron los cultivos desde varias perspectivas: valor, insectos plaga asociados, utilización de plaguicidas y tipo de cultivo (anuales y perennes). El estudio se basó en la premisa de que el empleo de plaguicidas es racional si genera mayor beneficio que el costo de utilizarlo y, por lo tanto, incrementa el valor de los cultivos (Grovermann *et al.*, 2017). Metodológicamente se emplearon datos del Departamento de Regulación de Plaguicidas de California, para encontrar las relaciones de causalidad entre uso de plaguicidas y los otros factores mencionados. El resultado arrojó que el valor de la producción es el factor más importante en la utilización de plaguicidas y que su empleo es más intensivo en cultivos amenazados por una mayor cantidad de insectos plaga. No se encontraron diferencias entre cultivos semestrales y perennes (Rosenheim *et al.*, 2020), contrario a lo hallado por Larsen *et al.* (2019), en el sentido de que los perennes suelen ser menos atacados por plagas, porque permiten un mayor equilibrio entre especies.

Finalmente, cabe anotar que dado que los perennes producen fruto por periodos prolongados de tiempo; es decir, durante varias cosechas, no necesariamente observa la reducción de la producción en la siguiente cosecha

después del ataque del insecto plaga. Luego, determinar el umbral puede ser una tarea un poco más complicada para estos sistemas que para los cultivos de corto plazo, porque se debe considerar el rezago del daño sobre la producción con respecto a la población de insectos plaga en el cultivo (Mosquera, 2013).

## **Modelos basados en la Teoría de la Decisión**

Carlson (1970) introdujo la incertidumbre en la literatura de manejo de plagas. Lo hizo asumiendo que los diferentes niveles de población de insectos plaga son eventos, y que la aplicación de plaguicidas para controlarlos son las acciones disponibles del cultivador con el fin de mitigarlos. A cada evento se le asigna una probabilidad de ocurrencia y un costo de control. La probabilidad de cada uno se fija de manera objetiva, basada en la experiencia o en la opinión de expertos. Bajo este enfoque, el objetivo del cultivador es maximizar la utilidad esperada; es decir, escoger la estrategia de control que le brinde el mayor grado de ganancia (Grovermann *et al.*, 2017). Normalmente, la utilidad se expresa en términos de valor y se calcula como la probabilidad multiplicada por el ingreso neto correspondiente a la táctica de control seleccionada. El principal inconveniente es determinar las probabilidades para cada evento, crítica admitida por Carlson (1970) al explicar por qué es poca la aplicabilidad empírica de este enfoque.

## **Modelos de decisión fundamentados en conductas aprendidas**

Estos modelos se originaron a partir de la necesidad de entender por qué el uso de plaguicidas muestra una gran variación entre los agricultores con el mismo cultivo (Mumford & Norton, 1984).

La premisa es que los cultivadores tienden a tomar decisiones de control de insectos plaga

basados únicamente en su experiencia previa y su actitud hacia el riesgo. Esto explica por qué sus determinaciones tienden a permanecer constantes a lo largo del tiempo; es decir, a estandarizarse.

Este enfoque teórico no es muy atractivo para tratar las estrategias de control de insectos plaga y enfermedades en la planta perenne, porque ignora aspectos clave, como la eficacia de las estrategias de control, los niveles de incidencia, la rentabilidad y la naturaleza dinámica de los insectos plaga y las enfermedades.

## **Modelos de optimización**

Los modelos de optimización son el resultado del trabajo conjunto de académicos de diversas disciplinas, como economía agrícola, agronomía, patología vegetal, fisiología vegetal, matemáticas y ecología, entre otras. Aunque el objetivo de cada modelo varía, cada uno intenta desarrollar una estrategia óptima de control de plagas (Chen-Charpentier & Jackson, 2020; Tisdell *et al.*, 2017). Se identificaron cuatro grandes grupos de modelos de optimización, a saber:

- Que evalúan la efectividad de las estrategias de control de insectos plaga y enfermedades.
- De daño, forma reducida.
- De daño, forma estructural.
- Para estrategias de control de especies invasoras.

**Modelos que evalúan la efectividad de las estrategias de control de plagas.** Lichtenberg y Zilberman (1986) estudiaron los aspectos económicos del control de plagas, e indicaron que el rendimiento potencial y la reducción del daño eran los principales elementos para la construcción de un modelo de optimización. El rendimiento potencial se define como la producción máxima que se puede obtener en ausencia de ataques de insectos plaga y enfermedades. En consecuencia, las estrategias de

control deben enfocarse en disminuir el daño causado por las plagas.

Al modelar el control de plagas es importante tener en cuenta el desarrollo de la tolerancia o resistencia de las plagas a algunos plaguicidas. Por ello es fundamental el concepto de reducción del daño, ya que aborda una paradoja: los cultivadores suelen incrementar las dosis de plaguicidas cuando observan que disminuye su eficacia. Si un modelo de optimización ignora este hecho, y solo tiene en cuenta la cantidad para aplicar, tendrá una mínima capacidad para explicar este comportamiento e incluso abre la posibilidad de recomendar un aumento en la administración de plaguicidas en situaciones en las que ya hay sobreutilización de estos (Lichtenberg & Zilberman, 1986).

El concepto de reducción del daño es muy útil. Un ejemplo de este enfoque fue presentado por Brown *et al.* (2002), para el estudio de enfermedades en plantas perennes transmitidas por insectos vectores. Su trabajo tenía el objetivo de comparar la eficacia de dos estrategias de control de insectos vectores de la bacteria *Xylella fastidiosa*, agente causante de la enfermedad de Pierce (PD, por su sigla en inglés) en viñedos de California. La primera consistió en eliminar de las zonas ribereñas las plantas que albergan a los vectores que transmiten la bacteria. La segunda radicó en colocar una barrera entre los viñedos. Su principal contribución a la literatura fue la introducción de una función de migración de insectos, que a su vez es una función de la distancia y la eficacia de la barrera; es decir, su capacidad de reducción del daño.

Saminathan *et al.* (2019) estudiaron el manejo de *Rhynchophorus ferrugineus* Oliver, 1790, insecto plaga que destruye cultivos de coco, mediante el uso de feromonas. Los resultados arrojaron que, en las parcelas en las cuales se utilizó, el porcentaje de capturas fue 21,7 % superior, lo que se reflejó en una disminución del daño cau-

sado por el insecto, medida desde el punto de vista económico. El ingreso neto en las parcelas en las que se usó la feromona fue 30 % mayor. La relación beneficio/costo fue de 3,28 en las tratadas, y de 2,85 en las no tratadas (15 % superior en las parcelas con tratamiento).

Estos modelos también permiten determinar la efectividad de estrategias de manejo que se aplican de manera simultánea. Por ejemplo, Blackwood *et al.* (2012) usaron un modelo bioeconómico para determinar los efectos sinérgicos de aplicar múltiples estrategias de control de *Lymantria dispar* (L., 1758), teniendo en cuenta la dinámica de la especie y los costos de las diferentes medidas de control. Encontraron que, al combinar la aplicación de plaguicidas y técnicas para la interrupción del apareamiento, se obtiene una mejor rentabilidad que la implementación de cada estrategia por separado (Blackwood *et al.*, 2012).

**Modelos para evaluar estrategias de control de especies invasivas.** Sharov y Liebhold (1998) estudiaron la polilla gitana en los bosques del noreste de los Estados Unidos. Las estrategias de manejo para este insecto invasor han incluido combinaciones de cuarentena, detección y erradicación, y zonas de barrera. Sin embargo, el modelo se centró únicamente en la de barreras. Las evaluaciones incluyeron información espacio-temporal de la presencia de la polilla y estimaciones del valor presente neto para determinar el costo-beneficio de diferentes configuraciones de las barreras (Sharov & Liebhold, 1998).

Epanchin-Niell (2017) presenta una revisión de literatura acerca de modelos bioeconómicos, cuyo objetivo es el manejo de recursos en la eventualidad de que se presente un brote de una plaga invasora. Esto se ha constituido en una amenaza cada vez más evidente, en la medida en la que los flujos de comercio se han incrementado con la globalización. Entre los

enfoques estudiados se destacan: 1) análisis costo-beneficio, el cual se emplea para determinar si la implementación de una estrategia de control es costo eficiente; 2) análisis de retorno de la inversión: prioriza la asignación de recursos, proponiendo modelos de optimización orientados a determinar la estrategia de control que maximiza el beneficio económico. Entre las intervenciones sujetas a estos análisis se mencionan: reducir la tasa de crecimiento de la plaga invasora, su erradicación y la mitigación del daño causado.

**Modelos con una función de daño de forma reducida.** La literatura sobre el manejo de plagas tiende a vincular sistemas biológicos y económicos a través de la función de daño, que relaciona la pérdida de rendimiento del cultivo con la población de plagas. En otras palabras, existe un parámetro conocido que vincula la población de plagas y los daños económicos, y se considera estable en el tiempo. Estos modelos se han utilizado para evaluar los efectos sobre el bienestar del consumidor, ocasionados por ataques de plagas y enfermedades que, por la vía de la reducción de la oferta, afectan los precios y, por ende, la demanda (Alamo *et al.*, 2007; Jetter *et al.*, 2000).

En un trabajo más reciente, Oliveira *et al.* (2014) estudiaron las pérdidas provocadas por plagas en los principales cultivos de Brasil. El método empleado fue la valoración del porcentaje de daño causado al rendimiento de los cultivos, con respecto al rendimiento potencial. Las pérdidas económicas se estimaron multiplicando la pérdida ocasionada por las plagas, por el precio de mercado pagado por la producción de cada cultivo. Los resultados arrojaron que las pérdidas económicas para los 35 cultivos evaluados oscilaron entre 2 % y 43 %, y las que causaron los insectos plaga fueron del orden de USD 14,7 billones, equivalentes al 7,7 % del valor de la producción agrícola (Oliveira *et al.*, 2014).

**Modelos con una función de daño de forma estructural.** Con el fin de incorporar la dimensión del tiempo a los modelos de función de daño reducido, los estudiosos desarrollaron modelos con lo que se denomina función de daño estructural, que trata la dinámica poblacional de las plagas como una variable endógena del mismo.

Un ejemplo de este tipo de trabajos es el de Marsh *et al.* (2000), quienes consideraron la relación entre vector, patógeno y cultivo. Para validar su modelo teórico, utilizaron datos correspondientes al virus *Potato leafroll* (PLRV), su insecto vector y producción de papa para el estado de Washington. El punto de partida era una estrategia de control del vector que, aunque efectiva, cada vez requería mayor aplicación de insecticidas. No solo desarrollaron resistencia a estos, sino que también los controladores naturales eran eliminados con los insecticidas, lo que planteaba preocupación de los consumidores. Este modelo maximizó el beneficio neto, eligiendo el número de aplicaciones de plaguicidas. Los resultados mostraron que era óptimo reducir su administración.

Otro ejemplo es el de Cobourn *et al.* (2008), quienes construyeron un modelo para el estudio de los huertos de olivos amenazados por la mosca de la aceituna. Este especificaba el daño de la fruta en un momento y lugar, como función de variables climáticas, de características de la fruta que atraen al insecto y de prácticas de manejo. Al incluir dimensiones de espacio y tiempo, los responsables de la toma de decisiones podrían considerar las tasas de daño por sitio y momento, en lugar de obtener una cifra acumulada para todo el cultivo. Estos modelos posibilitan un uso más racional de plaguicidas. En efecto, el principal resultado fue que las aplicaciones de plaguicidas no eran necesarias por un periodo de dos meses (Cobourn *et al.*, 2008).

Por su parte, Fuller *et al.* (2011) plantearon un modelo económico para estudiar el caso de la enfermedad de Pierce (PD), la cual afecta a los cultivos de uva, transmitida por varias especies del insecto conocido como *sharpshooters* que se alimentan de las plantas de la vid. Este trabajo involucró la dimensión espacial de la diseminación del insecto en cultivos perennes, con el fin de considerar el efecto de las decisiones de manejo del vector y de la enfermedad, a nivel individual y colectivo. Se trataba de estudiar el beneficio de la cooperación entre productores cercanos, incluyendo las externalidades asociadas a las decisiones del individuo. Se emplearon tres escenarios: 1) productor aislado; 2) dos productores, uno controla y el otro no, y 3) un planificador externo que maximiza el beneficio de los dos productores al considerar la dinámica espacio temporal del insecto. Los resultados sugieren que la acción coordinada entre productores genera el mayor beneficio para ellos (Fuller *et al.*, 2011).

Mosquera *et al.* (2015) plantearon un modelo económico para la toma de decisiones en el escenario de cultivos de aguacate atacados por la enfermedad Laurel wilt (LW), para la que no se había encontrado estrategia de control según Ploetz *et al.* (2011). La afección es transmitida por el insecto *Xyleborus glabratus* Eichhoff, 1877, infectado con el hongo *Raffaelea lauricola*. En este trabajo interactuaron un modelo biológico de diseminación de la enfermedad (Gompertz) con uno de ingreso neto del cultivo, en el que se asume que, en la medida en que se infestan los árboles con LW, se pierde la producción correspondiente. Adicionalmente, se consideró la edad del cultivo al inicio de la enfermedad. Los resultados ayudan a determinar el momento en el que un cultivo de aguacate deja de ser rentable por causa de los árboles que se han eliminado en razón al Laurel wilt.

Chen-Charpentier y Jackson (2020) presentaron un modelo de optimización para evaluar estrategias de control para una enfermedad viral (que ataca a las plantas de un cultivo), transmitida por un vector. Los autores plantearon un modelo dinámico, cuyo objetivo era minimizar el costo de producción para una plantación en la que, a través del control del vector, se logra disminuir la incidencia de una enfermedad y reducir el costo de tratarla. Este trabajo consideró dos estrategias de manejo de la enfermedad: usar insecticidas de síntesis química y favorecer el establecimiento de especies depredadoras. Desde el punto de vista metodológico, se incluyeron funciones que describen las interacciones entre vectores, depredadores y número de plantas infectadas. El principal resultado consistió en la necesidad de combinar las alternativas de manejo, para minimizar el costo total del control de la enfermedad.

### ***Reflexiones finales acerca de los diferentes enfoques de evaluación económica de las estrategias de control***

Los análisis económicos de plagas y enfermedades en plantas perennes abordan dos ámbitos: cultivo y mercados. Esta revisión le dio preponderancia a la evaluación económica de estrategias orientadas a mitigar la enfermedad a nivel de cultivo. En este orden de ideas, se identificaron cuatro tipos de modelos en la literatura, para tomar decisiones económicas sobre el manejo de plagas:

- 1) De umbral económico.
- 2) Basados en la teoría de la decisión.
- 3) De decisión fundamentado en conductas aprendidas.
- 4) De optimización.

Los modelos de umbral son normas de decisión que consisten en utilizar una estrategia específica de control de plagas, principalmente aplicación de pesticidas, una vez que su población alcanza cierto nivel. Se supone que la eliminación de la plaga del campo no es necesaria si el cultivo es rentable, y que la intervención solo está justificada si el costo marginal de la estrategia de control es menor que el daño económico causado por el aumento marginal de la población de plagas. Cuando se utilizaron modelos de umbral para optimizar la toma de decisiones en plantas perennes, se encontró que carecían de dinámicas inherentes a la infestación de plagas y trataban su población como exógena. Dado que los perennes tienen una vida útil prolongada, es posible que daños actuales tengan efecto sobre el ciclo productivo de la planta. Estos elementos muestran que determinar un umbral resulta más complicado para cultivos perennes que para los de corto plazo.

Los modelos basados en la teoría de la decisión consideran posibles eventos de infestación de plagas y estrategias de control para cada uno. Adicionalmente, les asignan una probabilidad de ocurrencia basada en realizaciones pasadas u opiniones de expertos. Se supone que, para cada combinación de tácticas de control y población de plagas, hay una utilidad conocida (a menudo se interpreta como el beneficio neto). Estos modelos, producen estrategias de manejo recomendadas, que maximizan la ganancia esperada por el cultivador. A pesar de introducir incertidumbre, la necesidad de determinar la función de utilidad para los productores y asignar probabilidades a posibles eventos ha obstaculizado su aplicación empírica.

El objetivo principal de los modelos de decisión, basados en conductas aprendidas, es precisar por qué las estrategias de control

de plagas de los productores suelen mantenerse constantes a lo largo del tiempo. Sus hallazgos indican que, a menudo, las estrategias de control se relacionan con la experiencia del cultivador; es decir, asumen que los productores evitan los costos de la toma de decisiones de control de plagas al confiar en la experiencia pasada. Los modelos conductuales carecen de muchas características que influyen en el control de enfermedades en las plantas perennes, incluida la eficacia de la estrategia de control; incidencia y severidad del ataque; rentabilidad y naturaleza dinámica de las plagas y enfermedades en estas plantas.

Por último, se consideraron los modelos de optimización que se clasifican en cuatro categorías: 1) los que evalúan la efectividad de las estrategias de control de plagas; 2) para estrategias de control de especies invasoras; 3) con función de daño de forma reducida; 4) con función de daño de forma estructural.

Los modelos que evalúan la efectividad de las estrategias de control de plagas incluyen dos conceptos que son de crucial importancia a la hora de modelar la gestión de plagas, la producción potencial y la reducción del daño. Las funciones de este último relacionan sistemas biológicos y conceptos económicos. Los modelos de especies invasoras incorporan dimensiones temporales y espaciales de la plaga en estudio, para evaluar las mejores estrategias para reducir su impacto. Por su parte, los modelos con función de daño reducida suponen que la pérdida de rendimiento del cultivo depende de poblaciones de plagas que se tratan como exógenas; en tanto que los de daño estructural incorporan la dinámica de las plagas al tratar sus poblaciones como endógenas (información sobre las tasas de propagación y variables que las determinan).



# Manejo de plagas a escala comercial: aplicación a la agroindustria colombiana de la palma de aceite

A continuación, se presentan dos estudios realizados por Cenipalma, para probar estrategias de control a escala comercial en dos plagas con alto impacto económico en cultivos de palma de aceite en Colombia.

El trabajo de *Sagalassa valida* Walker, 1735, (*S. valida*) es una documentación de la experiencia de control cultural de este insecto plaga, que llevaron a cabo en la plantación Palmeiras S.A. (Nariño, Colombia). Representa la puesta en práctica de una estrategia que ha generado un control muy exitoso y sostenible desde el punto de vista ambiental, ya que prácticamente se redujo a cero el uso de insecticidas. Dado que esta plaga es barrenadora de raíces, monitorearla no es fácil; por lo tanto, se tomó la decisión de evaluar el daño por el efecto que causa en la producción.

El segundo caso corresponde a la marchitez letal, enfermedad de la que se sabe es transmitida por insectos vectores, pero de la que aún se desconoce el agente causante. Este trabajo corresponde a la validación a escala comercial de una estrategia de manejo, consensuada entre investigadores de Cenipalma y los administradores de las plantaciones de los Llanos Orientales que asisten al Comité Asesor en Agronomía de la Zona Oriental. Se evaluaron los costos de la estrategia en un periodo de tres años, en una parcela de validación que se implementó en la plantación Hacienda La Cabaña (Meta, Colombia).

## Evaluación económica del control cultural de *Sagalassa valida*

### Introducción

El lepidóptero *S. valida* es posiblemente la plaga más importante en palma de aceite de la costa Pacífica de Colombia y Ecuador. Su daño se localiza en las raíces de la palma, y si no se detecta de forma temprana, el problema se evidencia cuando la planta ya presenta una situación crítica de mal nutrición. En el peor de los casos, debido a la falta de raíces, las palmas pierden su anclaje en el suelo y se produce su volcamiento (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

El daño de *S. valida* es ocasionado en su estado larval. Las larvas se alimentan de las raíces de la palma, lo que causa su muerte. Como consecuencia del ataque, en palmas jóvenes se presentan problemas con el anclaje, además de un desarrollo fisiológico lento, clorosis generalizada, emisión prolongada de inflorescencias masculinas y en casos severos puede causar su muerte. Además, reducción en el tamaño y peso de los racimos. En palmas adultas, aparte de los síntomas ya mencionados, es evidente la disminución en la producción de racimos (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

Se ha observado que el daño por *S. valida* parece tener un mayor impacto en híbridos OxG, siendo una limitante a su producción. Tradicionalmente, el manejo de esta plaga en cultivares *E. guineensis* se realizaba en plantaciones jóvenes menores a los cuatro años, y en adultas no era necesario hacer un control; sin embargo, esto no ocurre en los materiales híbridos, en los que los estragos por la plaga se evidencian, inclusive, en palmas mayores a los siete años.

Aunado a lo anterior, debido a que ataca las raíces, una vez que estas han sido afectadas, no pueden desarrollar correctamente el proceso de toma de agua y de nutrientes. Así, se generan condiciones de estrés en la palma y caída en la producción. En la Zona Suroccidental, a *S. valida* se le suman otros factores que han limitado la productividad de los cultivos y, en consecuencia, la solvencia económica de muchas plantaciones. Por esto se hacía imprescindible proveer soluciones de manera inmediata y, en lo posible, que fueran sostenibles.

El manejo de la plaga tradicionalmente se ha realizado de dos formas. Una corresponde a la aplicación de insecticidas, que normalmente poseen altos niveles de toxicidad y residualidad, y debido a la regulación ambiental y a que la plaga ha desarrollado resistencia a estos, no constituye una alternativa sostenible para su control. La otra se basa en el uso de barreras físicas, siendo los residuos de las plantas extractoras de aceite (especialmente tusa y fibra) los materiales predilectos para emplear en los platos de las palmas dada su disponibilidad. También se han utilizado otros residuos orgánicos con buenos resultados (cascarilla de arroz y gallinaza), y barreras físicas inorgánicas como ruanas de polietileno y de telas no tejidas.

Este trabajo persiguió dos objetivos. El primero consistió en identificar el impacto del ataque de la plaga en la producción de materiales híbridos en la Zona Suroccidental. El segundo, validar económicamente la práctica de disposición sobre el plato de las hojas retiradas de la misma palma, en los procesos de poda y cosecha, como una alternativa sostenible para generar una barrera a la oviposición de los adultos de *S. valida*. Adicionalmente, la materia orgánica de estas hojas incentiva la recuperación del sistema radical, la proliferación de nuevas raíces, retención de la humedad y se constituye en fuente de nutrientes.

### Metodología de la documentación

El estudio lo desarrollaron profesionales de Palmeiras S.A., quienes han sido abanderados en la tarea de determinar el impacto de *S. valida* en la producción del híbrido OxG. Se seleccionaron tres lotes, en donde se consignaron registros del número y peso de racimos producidos mensualmente (Corredor *et al.*, 2016). Los lotes tenían los mismos cultivares (Coari x La Mé), y compartían condiciones edafoclimáticas similares. Sin embargo, estuvieron expuestos a diferentes niveles de infestación de *S. valida*. Algunas características de estos se presentan en la Figura 1.

| Lote F6-46                                                                                      | Lote RP64                                                         | Lote 12-14                                                        |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------|
| Sembrado en tierras dedicadas a una actividad agrícola diferente al cultivo de palma de aceite. | Lote de renovación de <i>E. guineensis</i> con <i>S. valida</i> . | Lote de renovación de <i>E. guineensis</i> con <i>S. valida</i> . |
| Sin <i>S. valida</i> inicialmente.                                                              | Tratamiento a partir de 23 meses de cultivo.                      | Tratamiento a partir de 41 meses de cultivo.                      |

Figura 1. Lotes evaluados en la documentación de la práctica de control de *S. valida* |

Se registró, en cada uno, la cantidad de racimos y su peso durante 70 meses (seis años). El análisis de estos datos permitió generar información con la que se pudo identificar el impacto del ataque de la plaga en el rendimiento del cultivo.

## Resultados de la documentación de la práctica cultural para el control de *Sagalassa valida*

**Impacto de *Sagalassa valida* en los rendimientos del cultivo.** El lote F6-46 no fue afectado por el barrenador en sus primeras etapas de desarrollo en campo e inició producción 30 meses después de su establecimiento. En los 21 meses iniciales de cosecha llegó a producir 14 toneladas de RFF por hectárea al año. En el mes 70 después de plantado se presentó un incremento en la población de *S. valida*. En ese entonces, su rendimiento acumulado anual era de 22,3 t RFF/ha. A partir de este momento, se establecieron las medidas de manejo del barrenador; sin embargo, la producción alcanzó a caer 12 %. El resultado de la estrategia de control de *S. valida* arrojó sus frutos después de un año. Durante los últimos 12 meses de evaluación logró recuperar la productividad perdida con rendimientos de 24,2 t RFF/ha/año (Figura 2).

En el lote RP64, a los 23 meses después de instalado el cultivo, se evidenció la presencia del barrenador y se inició su control. Al igual que en el caso anterior, la recuperación de la productividad ocurrió después de un año de implementar la estrategia de control (disposición de hoja en los platos). Al comparar el rendimiento del lote RP64 con el de los lotes sanos, se evidenció que estuvo 50 % por debajo de lo esperado. Es muy importante destacar que, durante los últimos 12 meses de 2015, alcanzó una productividad acumulada anual de 30,7 t RFF/ha (Figura 2).

Finalmente, el lote 12-14 con *S. valida* no fue intervenido de manera oportuna; de hecho, el control se implementó a partir del mes 43. Cabe anotar que, para los últimos 12 meses, el lote alcanzó una productividad acumulada anual de 14 t RFF/ha. Este caso enseña dos lecciones. La primera es que el rezago en la productividad por causa de la *S. valida*, llegó a ser del 83 % con respecto a los lotes sanos; esta cifra da una idea del daño económico que causa la plaga en estudio. La segunda es que, a mayor afectación del cultivo por la plaga, más difícil es recuperar la senda de la productividad.

**Impacto económico de *S. valida*.** El lote RP64 produjo racimos de fruta a un costo de \$ 203/kg

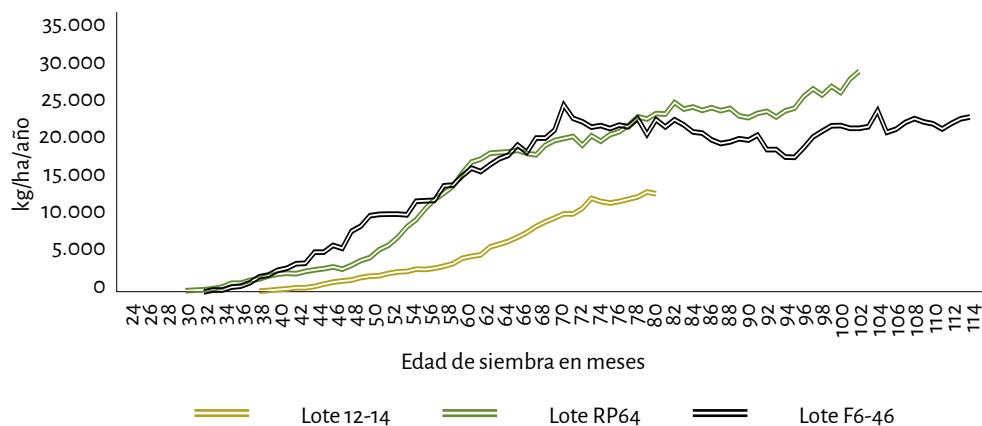


Figura 2. Producción por lote con actualización de 12 meses |

RFF (pesos 2019); mientras que el 12-14 lo hizo a \$ 370/kg RFF (pesos 2019). Es decir, controlar *S. valida* hace que el negocio del cultivo de materiales OxG (Coari x La Mé) tenga un costo de producción 45 % más bajo, que cuando la plaga no se controla. Lo anterior se traduce en que el negocio es viable si hay control de *S. valida*, e inviable si no lo hay.

### Conclusiones manejo *Sagalassa valida*

El ataque de *S. valida* impactó la producción de los lotes estudiados entre 15 % y 83 % (disminución de las t RFF/ha). La magnitud del daño dependió de la oportunidad en iniciar el tratamiento; es decir, del nivel de infestación de la plaga en cuestión en el momento en el que se implementó la estrategia de control. Así mismo, fue evidente que la táctica arrojó sus frutos después de un año de haber empezado; es decir, no deben esperarse respuestas inmediatas. Sin embargo, una vez establecida la barrera de hojas y con la proliferación de nuevas raíces, no fue necesario volver a hacer uso de insecticidas para el control de *S. valida*.

La aplicación de las barreras físicas para el control de *S. valida* tuvo un efecto en el rendimiento del cultivo. Estas prácticas incrementan la actividad biológica de los suelos, contribuyen con la disminución de la compactación de los suelos en el plato y aumentan la eficiencia de la fertilización.

En lo que concierne al impacto económico de *S. valida* en los cultivares híbridos OxG (Coari x La Mé), se estimó que, en los lotes en los que se controló, el costo unitario fue de \$ 203/kg RFF (pesos de 2019); mientras, el costo del lote más afectado, cuya productividad cayó en 83 %, llegó a ser de \$ 370/kg RFF (pesos de 2019). En otras palabras, no controlar *S. valida* puede comprometer la viabilidad del negocio (Corredor *et al.*, 2018).

## Validación de resultados de investigación: estrategia para el control de la marchitez letal

### Introducción a la validación del control de la ML

La marchitez letal es una enfermedad endémica de la palma de aceite, que se registró por primera vez en la Zona Oriental colombiana en 1994, en plantaciones ubicadas en el Bajo Upía (límites entre los departamentos de Meta y Casanare). Ya desde la década pasada se avizoraba que la ML se convertiría en la principal amenaza fitosanitaria para la sostenibilidad del cultivo de esa región (Rocha *et al.*, 2007).

Los avances sobre la investigación para el manejo de la enfermedad se enfocaron en conocer el agente causal, la sintomatología y su comportamiento epidemiológico. Respecto a la identificación del agente causal, Rocha *et al.* (2007) descartaron a *Fusarium*, bacterias y *Phytophomas*. Se destaca que Álvarez y Mejía (2006) registraron asociaciones de la ML con la presencia de fitoplasmas; sin embargo, la investigación en este sentido se mantiene en curso. En cuanto a los síntomas, hay un secamiento generalizado de las hojas, que inicia en sus puntas y bordes. Igualmente, se evidencia una momificación de los frutos del racimo y pudrición de las raíces. La enfermedad provoca la muerte de la palma en cuestión de semanas (Rocha *et al.*, 2007).

Finalmente, respecto a la epidemiología, se destaca que se presenta de manera agregada en los lotes; por lo tanto, hay una alta probabilidad de contagio entre palmas, y sugiere la presencia de un insecto vector asociado a la transmisión del patógeno (Arango *et al.*, 2012).

## Estrategia de control de la ML evaluada mediante parcela de validación

Rocha *et al.* (2007) sugirieron manejar la enfermedad con base en el diagnóstico oportuno, eliminación de palmas afectadas, implementación de buenas prácticas agronómicas y reducción de la presencia de gramíneas. De otra parte, Arango *et al.* (2012) registraron disminución del progreso de la incidencia de la ML, mediante el manejo de gramíneas y el control de adultos de *Haplaxius crudus* (*Mynodus crudus*), aplicando dos insecticidas de síntesis química (Imidacloprid y Carbosulfan). Finalmente, Rairán *et al.* (2015) recomendaron la siembra de coberturas de leguminosa para evitar el desarrollo de gramíneas, la detección temprana, la eliminación oportuna de palmas y la aplicación de insecticida a un área de contención. Estas actividades mostraron resultados positivos en el control de la enfermedad. En 2019, el Comité Asesor Agronómico de la Zona Oriental y los comités locales facilitados por Cenipalma actualizaron los principios básicos de manejo de la ML (Cenipalma, 2020; Ruiz *et al.*, 2020), que se resumen en los siguientes puntos:

- 1) Detección temprana y eliminación oportuna de palmas enfermas.
- 2) Delimitación de las áreas infectadas.
- 3) Control del insecto vector.
- 4) Identificación de los niveles de susceptibilidad del cultivar.
- 5) Aplicación de buenas prácticas agronómicas.
- 6) Enfoque de manejo regional.

Con base en lo anterior, se sugirió que cada plantación realice las prácticas de control que se ajusten a sus condiciones particulares. Aquí

se presenta la experiencia de una parcela de validación establecida en la Hacienda La Cabaña (Meta, Colombia), en la que se realizaron las prácticas mencionadas. Durante tres años, se hizo seguimiento a la incidencia de la enfermedad, para garantizar que la implementación de la estrategia de control se ajustara a los principios sugeridos para el manejo de la ML, y se llevara un registro de los costos de las prácticas de manejo.

## Aspectos metodológicos para la validación de la estrategia de control de la ML

En la plantación Hacienda La Cabaña, se seleccionó un lote para realizar la validación de las prácticas de manejo de la ML. Este estaba plantado con un cultivar Deli x La Mé en 2007, área de 13,9 ha y una incidencia acumulada de la ML del 0,71 % al iniciar la parcela. Adicionalmente, se llevó a cabo el registro de costos durante tres años.

Los valores de manejo de la ML se estimaron a partir de los datos proporcionados por el Director de Sanidad de la plantación. El instrumento de recolección de la información consideraba las prácticas recomendadas y las preguntas incluyeron datos sobre personal empleado, rendimiento de la mano de obra, frecuencias de las labores, tarifas pagadas, insumos utilizados (cantidades y precios), además de herramientas y maquinaria usadas (vida útil, dedicación al control de la ML, costos de mantenimiento y operación) (Tabla 1). A partir de los datos recopilados, se estimaron los costos de detección y erradicación de palmas enfermas, y aplicación de insecticidas para el control de *Haplaxius crudus*. Adicionalmente, se utilizaron los registros del número de palmas enfermas con la ML mensualmente.

Tabla 1. Datos usados para la estimación de costos de manejo de la ML en las parcelas de validación |

| Práctica                  | Tipo de dato                         | Dato            |
|---------------------------|--------------------------------------|-----------------|
| Censos                    | Frecuencia                           | Semanal         |
|                           | Mano de obra (\$ / ha)               | 2.575           |
|                           | Rendimientos (ha /día)               | 24              |
| A.I.* dosel               | Equipo                               | Tractor + Jacto |
|                           | Frecuencia                           | Quincenal**     |
|                           | Rendimientos (ha/día)                | 18              |
|                           | Mano de obra (\$ /ha)                | 3.404           |
|                           | Dosis de Imidacloprid (L/ ha)        | 0,2             |
|                           | Costo del Imidacloprid (\$/l)        | 72.730          |
|                           | Dosis de Carbosulfan (L/ ha)         | 0,4             |
|                           | Costo del Carbosulfan (\$/l)         | 51.896          |
| Erradicación              | Mano de obra + motosierra (\$/palma) | 25.970          |
| A. I.* área de contención | Área de aplicación (ha)              | 3               |
|                           | Mano de obra + insecticida           | 63.100          |

\* Aplicación de insecticida. \*\*Temporada seca: noviembre, diciembre, enero y febrero.

Resultados de la validación de la estrategia de control de la ML

**Costos por hectárea.** Se calcularon basados en la información técnica y económica descrita previamente, y se sintetizaron en la Tabla 2.

**Erradicaciones y aplicación de insecticida al área de contención.** Dependieron del número de casos. Se estimaron los asociados a la erradicación y a la aplicación de insecticidas en tres hectáreas alrededor de la palma erradicada. En la parcela, el costo de erradicación

correspondió a tres casos en los tres años, y totalizó \$ 5.626/ha.

**Aplicaciones de insecticida a la vegetación acompañante.** Estas fueron dirigidas a las gramíneas, en donde los insectos vectores se establecen. Se realizaron cuatro aplicaciones durante el primer año de validación. El total para los tres años fue de \$ 84.225/ha.

**Aplicaciones de insecticida al dosel.** Este costo ascendió a \$ 223.255/ha durante los tres años que duró la parcela de validación.

Tabla 2. Costos de manejo de la ML por hectárea en la parcela de validación de Hacienda La Cabaña |

|                                      | Año 1   | Año 2   | Año 3   |
|--------------------------------------|---------|---------|---------|
| Censos                               | 133.917 | 133.917 | 133.917 |
| Erradicaciones                       | 3.751   | 1.875   | 0       |
| Insecticida a vegetación acompañante | 84.225  | 0       | 0       |
| Insecticida al dosel                 | 180.187 | 43.068  | 0       |
| Bienes de capital                    | 152.635 | 19.836  | 0       |
| Total año                            | 554.715 | 198.696 | 133.917 |

**Bienes de capital.** Corresponde al uso de la bomba Jacto y del tractor durante la aplicación de insecticidas.

**Censos.** Se realizaron censos semanales. Para el periodo de tres años, el costo ascendió a \$ 401.751/ha.

**Costo total.** Durante el primer año, el costo de manejo de la ML ascendió a \$ 554.715. En el segundo, este valor se redujo en 64 % y en el tercero se presentó una reducción de 32,6 % con respecto al costo del segundo año.

### **Conclusiones acerca de la estrategia de control de la ML en Hacienda La Cabaña**

La disminución progresiva de los costos de control de la ML se explica porque en el segundo año se redujeron los casos de la enfermedad; por ende, las medidas que se asocian a la existencia de estos. A saber, la erradicación de palmas y la aplicación de insecticidas se pudieron hacer focalizadas, y se intervinieron tres hectáreas. Durante el tercer año de la validación, no se presentó ningún caso de la enfermedad, motivo por el cual los costos se limitan a los censos orientados a monitorear su presencia.

El manejo de la ML en este cultivar permitió evidenciar que el plan de choque propuesto, si bien presenta costos elevados una vez se implementa, con el tiempo y al disminuir la incidencia de la enfermedad, se puede ver reducido. Sin embargo, debe destacarse que esto es cierto porque los cultivares Deli x La Mé suelen presentar resistencia al desarrollo de la ML; es decir, buena parte del éxito obtenido con esta parcela de validación obedece al cultivar sembrado. Bien es sabido que otros cruzamientos suelen ser más susceptibles al ataque de la ML y, en esos casos, la recomendación es erradicar la plantación, ya que después de cierto nivel

de incidencia, la operación deja de ser rentable.

## **Comentarios finales**

En este capítulo se presentó una síntesis de los diferentes enfoques utilizados para el estudio de la eficiencia económica de las estrategias de control de plagas y de enfermedades que se transmiten por un insecto vector. Como se evidencia, hay un portafolio de métodos que sirven para llevar a cabo este tipo de evaluaciones, y su aplicación depende, en buena medida, de los datos disponibles y del propósito por el cual se realiza la labor investigativa. Los trabajos versan desde las decisiones de un productor individual acerca de una estrategia de control conocida, pasando por comparaciones entre tácticas de manejo alternativas, y llegando incluso a temas tan complejos, como el rédito que deja la cooperación entre productores para enfrentar un enemigo común. El objetivo era presentar alguna literatura relevante, para que las personas interesadas puedan recurrir a textos que se ajusten a sus necesidades.

En este orden de ideas y en criterio de los autores, los modelos más completos son aquellos en los que el comportamiento de la población de la plaga se determina de manera endógena y no se toma como un dato externo (modelos de optimización con función de daño estructural). Naturalmente, dichos modelos también encarnan un mayor grado de complejidad y exigen gran capacidad de cómputo, para obtener soluciones óptimas. Estas corresponden al máximo del beneficio, que suele medirse en términos de ingreso neto.

Así mismo, se resalta que la estrategia de investigación llevada a cabo por Cenipalma en torno al control de plagas tiene varios rasgos



muy particulares; entre ellos, el hecho de que los trabajos se desarrollen directamente en plantaciones de palma de aceite, lo que constituye un claro gana-gana. Con esto se acerca a las empresas palmeras a la dinámica de la investigación, y por esta vía lograr la innovación. Por otro lado, a los investigadores les impone el reto de que las soluciones que se ofrecen deben ser costo-eficientes.

Se destaca que Cenipalma cuenta con una Unidad de Validación, que evalúa, a nivel de plantaciones comerciales, los mejores tratamientos resultantes de la investigación, con respecto a los que normalmente lleva a cabo el palmicultor a escala comercial. Esto permite dilucidar la ventaja (o desventaja) del tratamiento propuesto en términos de eficacia y de eficiencia económica. Cabe anotar que, entre los propósitos de los centros de investigación, no es frecuente la conexión entre los resultados

de la investigación biológica y su aplicación a escala comercial (caso control de la ML).

Finalmente, contar con instancias en las cuales se socializan experiencias exitosas de control de plagas (comités asesores en investigación y eventos como la Reunión Técnica Nacional) permite la detección de prácticas promisorias que se pueden documentar, con el fin de difundir este conocimiento a toda la comunidad palmera. La ventaja es que las evaluaciones de dichas prácticas son realizadas por un equipo imparcial, en el sentido de que se limita a la aplicación de metodologías para la medición de eficacia, costos y beneficio económico de su adopción. Esto es un reconocimiento del sector palmero colombiano, como aquel en el que las innovaciones y propuestas vienen en ambos sentidos, desde los palmicultores hacia su centro de investigación y desde este hacia los palmicultores (caso *Saghalassa valida*).

## Capítulo 10.

# Prácticas agronómicas y su impacto en el manejo integrado de insectos plaga de la palma de aceite

Nolver Atanacio Arias Arias y Jorge Alonso Beltrán Giraldo

### Introducción

El manejo integrado de artrópodos plaga involucra la incorporación de prácticas culturales y agronómicas, que impacten de manera negativa sus poblaciones y que resulten en la reducción de la aplicación de insecticidas de síntesis química para su control; igualmente, disminuye el impacto ambiental, el impacto en la salud de las personas involucradas en la producción del cultivo y disminuye los costos de producción. En el caso de la palma de aceite, existe una amplia probabilidad de implementar prácticas agroecológicas por la estructura misma del cultivo, la cual permite la asociación con alrededor de 200 especies de plantas (Cantuca *et al.*, 2001) y la no remoción del suelo por más de 25 años, lo que se asemeja a condiciones agroforestales y contribuye al equilibrio biológico (Dislich *et al.*, 2017). Se parte entonces de la necesidad de mantener este equilibrio, en medio de la amplia diversidad de las condiciones en las que se desarrolla el cultivo.

El manejo agroecológico implica involucrar todas las prácticas que contribuyan a la sostenibilidad de la actividad agroindustrial. En primer lugar, este manejo empieza con el diseño de las plantaciones, al tener en cuenta zonas que garanticen la conservación de especies nativas (flora y fauna en sus dimensiones macro y micro). En segundo lugar, las prácticas de uso de cobertura vegetal que procuren la reducción de especies indeseadas, y la promoción y establecimiento de aquellas que favorezcan el equilibrio biológico, la protección

del suelo y la nutrición del cultivo. En tercer lugar, la implementación de prácticas culturales dirigidas al incremento de la biomasa en el suelo y el reciclaje de nutrientes, así como también el manejo del área foliar y de la cosecha, que impacte las poblaciones de artrópodos plaga y las condiciones microclimáticas en el interior de las áreas cultivadas.

En cuarto lugar, las actividades de manejo nutricional requieren especial consideración, teniendo en cuenta que impactan tanto el desarrollo de las especies de artrópodos plaga en cuanto a su fisiología y ciclos de vida, como también los mecanismos de defensa de la planta y la atracción que representa especialmente para las especies de insectos defoliadores. En este punto, son determinantes las fuentes, las dosis y el equilibrio en las relaciones de los nutrientes aportados. Por último, es importante considerar las prácticas que, en el momento de la renovación del cultivo, contribuyen a la reducción de las poblaciones de insectos plaga, al limitar las condiciones adecuadas para la propagación de estas, y que impactan igualmente el establecimiento de la cobertura vegetal y el reciclaje de nutrientes.

Con base en los cinco puntos expuestos, en este capítulo se presentan los resultados de investigaciones realizadas, y consideraciones sobre la importancia de la implementación de estas prácticas en el manejo agroecológico del cultivo y en la sostenibilidad de la agroindustria. Tiene por objetivo contribuir a la argumentación para la implementación de un manejo cada vez

más amigable con el medioambiente y la diferenciación de la palma de aceite de Colombia como sinónimo de sostenibilidad.

## Diseño de la plantación

El desarrollo de plantaciones sostenibles inicia con el conocimiento de los factores físicos, bióticos y sociales presentes en el área donde se ubican o ubicarán las plantaciones, ya que se convierte en la línea base para no deteriorar, sino mejorar estas condiciones. Si bien, al intervenir las tierras se generan alteraciones, en el caso de Colombia, con la implementación de los cultivos de palma de aceite, existe una alta posibilidad de mejorar las condiciones biofísicas y sociales, teniendo en cuenta las áreas en las que se ha expandido el cultivo. Para lograr este objetivo, y contemplando el impacto que el diseño de la plantación tiene en la biodiversidad y el manejo de insectos plaga, es necesario considerar tres componentes: la permanencia de áreas de alto valor de conservación (AVC), la densidad óptima de siembra, y la conservación de espacios que permitan la siembra y conservación de plantas arvenses y nectaríferas, para el establecimiento de la fauna benéfica.

Las áreas de AVC corresponden tanto a áreas privilegiadas para el desarrollo de fauna y flora, como también a zonas alrededor de las fuentes de agua corriente o de poca movilidad. Estas áreas cumplen su función como reserva de biodiversidad (Gray, 2014) y son el origen de potenciales controladores de insectos plaga, especialmente coleópteros. La existencia de las áreas de AVC, además, favorecen el equilibrio de la fauna existente en las zonas y evita que algunas especies de roedores puedan llegar a convertirse en plagas para el cultivo, como ha sucedido en el Sudeste Asiático. Las zonas de desborde de ríos y quebradas, y los humedales

asociados son áreas de AVC que no deberían intervenir. Igualmente, son sitios de visita de especies migratorias, que también contribuyen con el balance de la biodiversidad.

**Conservación de franjas.** La conservación de franjas de vegetación alrededor de los cuerpos de agua igualmente colabora al mantenimiento y fomento de la biodiversidad, el equilibrio hídrico y la prevención de inundaciones. Su magnitud mínima está alrededor de 30 metros y en ellas debería prevalecer la presencia de plantas nativas. Es importante considerar que, en función de la vegetación de estas franjas, en algunos casos lo más recomendable es no establecer palmas cercanas, ya que el sombrío que generan afecta el desarrollo vegetativo y productivo, e incrementa la posibilidad de ataque de insectos plaga y enfermedades como la marchitez sorpresiva. Por lo tanto, la mejor opción es utilizar las áreas continuas a las franjas para el trazado de vías, caminos de inspección del cultivo o para el establecimiento de plantas nectaríferas (Figura 1).



**Figura 1.** Plantación de palma de aceite con franjas de protección en fuentes hídricas y áreas de conservación |

**Densidad de siembra.** Con relación a la densidad de siembra, además de enfocarse en la obtención de los más altos rendimientos desde épocas tempranas del cultivo, se debe considerar desde el punto de vista del manejo agro-

ecológico de los insectos plaga, que permita la llegada de suficiente radiación a la superficie del suelo, y que no genere condiciones microclimáticas que favorezcan parámetros poblacionales de los artrópodos y microorganismos plaga del cultivo.

Aunque para las etapas tempranas del cultivo es posible establecer densidades cercanas a 200 palmas/ha (Latif *et al.*, 2003; Mohamed *et al.*, 2008), en general, para los cultivos adultos de *Elaeis guineensis*, por su impacto en los rendimientos y sanidad, las densidades más frecuentemente utilizadas se encuentran entre 118 a 148 palmas/ha. Para los cultivares de híbridos interespecíficos OxG (*Elaeis oleifera* x *Elaeis guineensis*) en etapas tempranas, podría estar alrededor de 143 palmas/ha, mientras que en adultas debería estar en 118 palmas/ha.

Altas densidades en etapas adultas impactan de manera directa la diversidad de plantas que pueden desarrollarse como arvenses asociadas al cultivo aumenta la escorrentía, afecta negativamente el equilibrio hidrológico e incrementa los procesos de erosión y la contaminación relacionada por pérdidas de nutrientes hacia las fuentes de agua.

Por otra parte, altas densidades de siembra inciden en el aumento de la humedad relativa y la disminución de la temperatura, lo que impacta el desarrollo de enfermedades como la Pestalotiopsis. Además, existe un efecto indirecto: la dificultad para la movilización de equipos empleados en la aplicación de plaguicidas en las plantaciones.

## Plantaciones sostenibles

Por último, el diseño involucra la previsión de áreas para el establecimiento de especies que favorecen la diversidad de fauna benéfica. Es-

tas se ubican generalmente en los bordes de los lotes, y coinciden con sitios vecinos a vías de acceso, carreteras y/o drenajes, en los que la mayor radiación facilita el crecimiento de las plantas nectaríferas, de las cuales se hará referencia más adelante. Aunque normalmente estas áreas no requieren inversiones adicionales, sí es necesario generar una cultura de conservación, por la función que desempeñan en cuanto al manejo agroecológico de los insectos plaga. Por otra parte, aunque no es común el uso de áreas ampliadas en el interior de los lotes, esta es una práctica que debería fomentarse para incrementar la biodiversidad de fauna y flora.

Con base en la argumentación expuesta, la recomendación general es planear el establecimiento del cultivo teniendo en consideración los impactos que tendrá en la sostenibilidad, y lo que representa el manejo agroecológico de los insectos plaga en la agroindustria de la palma de aceite

**Drenajes.** En general, los cultivos de palma se han establecido en terrenos dedicados a la ganadería y que no han sido adecuados previamente; es decir, no se han corregido accidentes topográficos para evitar que en los bajos o depresiones se acumule agua de riego o de lluvias. En los periodos húmedos, es común observar aguas estancadas dentro de los campos del cultivo y, en algunos casos, se establecen niveles freáticos colgados, recargados por la precipitación. Durante los meses lluviosos, se exceden los requerimientos hídricos de la palma y es normal observar problemas por exceso de humedad (Torres, 2014), que generan pudrición de raíces. Las investigaciones de Cenipalma promueven la contención y control de la diseminación de la pudrición del cogollo (PC), ya que se ha demostrado que el agente causante de la enfermedad se dispersa en las

aguas contaminadas que transportan las estructuras reproductivas de *Phytophthora palmivora*. Por esta razón, es importante evacuar adecuadamente los excesos de humedad de los cultivos de palma de aceite. Los drenajes superficiales permitieron una disminución entre un 20-30 % de la PC. Cuando no se realizan las mejores prácticas de manejo agronómico de manera oportuna, se incrementan los casos nuevos de palmas afectadas por la PC y, en su defecto, crecen las poblaciones de insectos adultos de *Rhynchophorus palmarum*, al ser atraídos por los compuestos volátiles que generan las palmas enfermas. Una vez que los insectos llegan a las plantas enfermas, se reproducen, desarrollan su ciclo de vida y le causan la muerte al alimentarse del meristemo y/o punto de crecimiento. Es muy importante tenerlo monitoreado y controlado, a través de una red de trampeo regional. Sumado a lo anterior, *R. palmarum* es el vector del nematodo llamado *Bursaphelenchus cocophilus*, agente causante del anillo rojo, enfermedad letal de la palma de aceite.

## Cobertura vegetal

La palma de aceite, por el diseño del cultivo y la arquitectura de la planta, permite la asociación con una amplia diversidad de plantas, en un número cercano a 200 especies distintas para algunas zonas palmeras de Colombia, como la Suroccidental (Cantuca *et al.*, 2001). Bajo este escenario, sin desconocer los beneficios que estas plantas tengan en términos de conservación de la humedad, la reducción de la escorrentía y la erosión (Sahat *et al.*, 2016) y el reciclaje de nutrientes (Ruiz & Molina, 2014; Ashton-butt *et al.*, 2018; Hood *et al.*, 2019) es necesario, desde el punto de vista del manejo de plagas, considerar las ventajas y desventajas de dos grandes grupos: las gramíneas o plantas de hoja angosta, y las de hoja ancha con crecimiento voluble o arbustivo (Figura 2).

**Plantas de hoja angosta o gramíneas.** Si bien las gramíneas actúan como eficientes protectoras del suelo, también es cierto que compiten de manera efectiva por los nutrientes



**Figura 2.** En los primeros años del cultivo, se pueden presentar defoliaciones ocasionadas por *Leucothyreus femoratus*, en lotes con alta presencia de gramíneas. Foto: N. Arias |

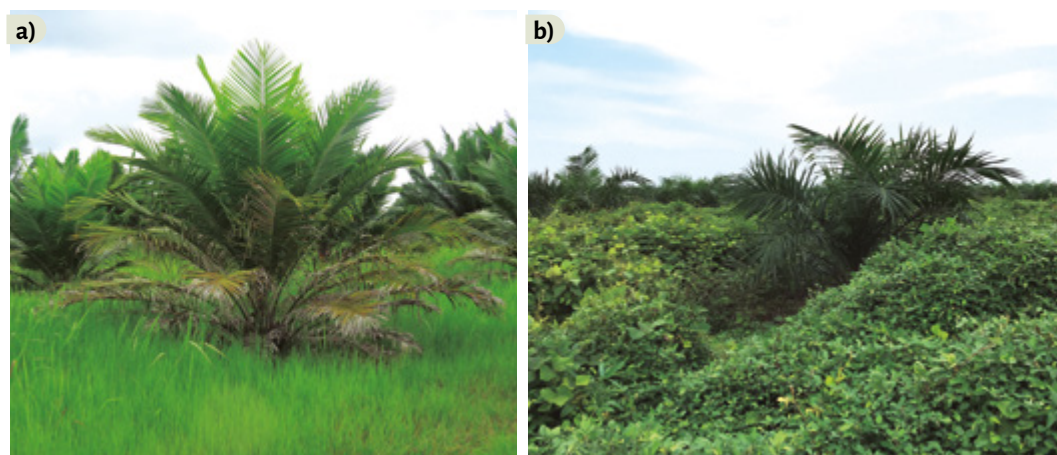


del mismo, además de convertirse en refugio y sitio de reproducción de insectos defoliadores y/o chupadores, que actúan como vectores de enfermedades letales al cultivo. Así, la recomendación general para los cultivos de palma de aceite es reducir al mínimo la presencia de gramíneas. A continuación, se presentan algunos ejemplos relacionados (Figura 3a).

En los primeros años de cultivo, uno de los insectos plaga defoliadores es *Leucothyreus femoratus* Burmeister, 1944. En estado larval, se alimenta de las raíces de las gramíneas y, por lo tanto, su población se ve favorecida por la existencia de estas en las áreas de siembra. El adulto de este insecto de hábitos nocturnos se alimenta de los folíolos de la palma y puede llegar a causar defoliaciones superiores al 15 % (Martínez *et al.*, 2000; 2013), lo que impacta de manera negativa el inicio de la producción. Si bien se cuenta con métodos de control dirigidos a las poblaciones de adultos y larvas, tanto con insecticidas químicos como biológicos, la práctica de reemplazar las gramíneas por otras especies de cobertura afecta directamente la reducción del área foliar afectada.

*Haplaxius crudus* es un insecto de hábito chupador, que es considerado el vector del agente causal de la enfermedad conocida como marchitez letal (Arango *et al.*, 2015; Arango *et al.*, 2011; Bustillo-Pardey *et al.*, 2016; Sierra *et al.*, 2014). Este desarrolla parte de su ciclo de vida en las gramíneas asociadas con el cultivo, especialmente en aquellas que presentan macollas. En estado adulto migra y se alimenta de las palmas, y al visitar las enfermas y posteriormente las sanas, desempeña el papel de vector. Por lo tanto, una práctica recomendable es la implementación de estrategias para la reducción de las gramíneas y, de manera consecuente, las poblaciones del insecto. Si bien es posible el uso de herbicidas, lo más recomendable es reemplazarlas con otras especies de hoja ancha, incluyendo las leguminosas de cobertura (Figura 3 b).

**Marchitez sorpresiva (MS).** Es una enfermedad asociada con insectos vectores que tienen como agente causal a protozoarios flagelados (Arango *et al.*, 2011; Asipuela-Haro *et al.*, 2017). Estos microorganismos se encuentran en plantas nativas tanto alrededor como en el interior



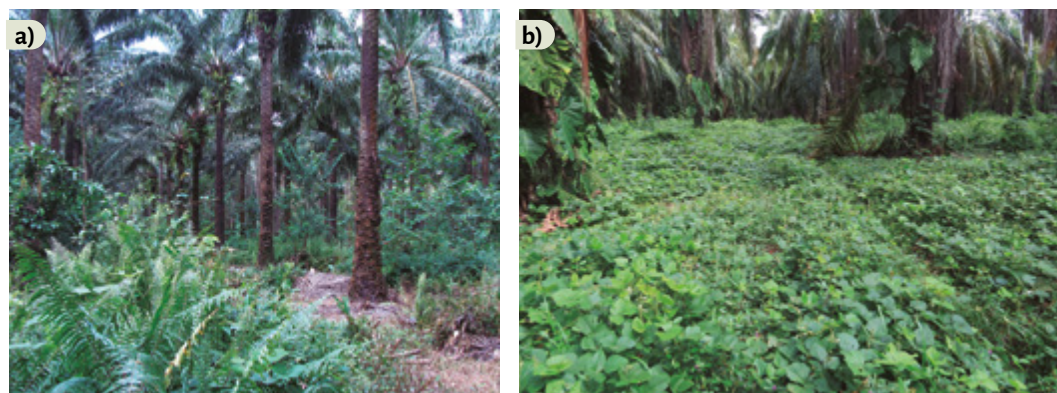
**Figura 3.** Contraste de cobertura predominante en cultivo joven, a) gramíneas y b) leguminosas de hoja ancha. Fotos: N. Arias |

de los cultivos, y se convierten en reservorios naturales que pueden llegar a la palma con la ayuda de insectos conocidos comúnmente como chinches (Hemiptera: Pentatomidae) (Asipuela-Haro *et al.*, 2017). Los insectos vectores visitan plantas de la familia de las euforbiáceas y también a los llamados guarumos, que contienen los protozoarios. Al ser atraídos por las inflorescencias de la palma, ocurre el proceso de infección. Si bien este tipo de insectos no se reproduce directamente en las gramíneas, se ha encontrado asociación entre la presencia de estas y el mayor número de palmas enfermas, especialmente en las etapas tempranas del cultivo, en las que la mayor radiación que llega al suelo es propicia para su desarrollo, disminuyendo en la medida en que el cultivo incrementa el área foliar. Adicionalmente, en el interior y en el borde de los lotes es necesario reducir las plantas que son reservorio del agente causante de la marchitez sorpresiva.

**Plantas de hoja ancha.** De estas especies, las leguminosas sobresalen como las plantas que se asocian al cultivo de la palma, por los beneficios que aportan en términos de protección del suelo, reciclaje de nutrientes, fijación biológica de nitrógeno, aporte de biomasa e incremento

de la materia orgánica del suelo, con sus efectos en la diversidad biológica y la sanidad de las palmas. Sin embargo, en el manejo agroecológico de los insectos plaga se promueve el incremento del mayor número de especies vegetales, que incluyen también las arbustivas dentro de las que se encuentran las llamadas plantas nectaríferas (Figura 4a).

Teniendo en cuenta las áreas en las cuales se ha establecido la palma de aceite en Colombia, generalmente ha sido en zonas ya intervenidas y con tradición de pastizales. La práctica de siembra de leguminosas de cobertura busca reemplazar rápidamente las gramíneas, las cuales, por efecto del sombrío generado, pierden vigor y terminan desapareciendo. Esto es particularmente importante para los primeros años del cultivo en los que las condiciones en su interior son más favorables para las gramíneas. Al bajar el porcentaje de estas en los lotes, se disminuyen los sitios de reproducción de las plagas anteriormente mencionadas y la posibilidad de que afecten al cultivo. Luego, en la medida en que el sombrío reduce el porcentaje de leguminosas, empiezan a aparecer otras especies vegetales que es necesario incentivar para incrementar la biodiversidad (Figura 4b).



**Figura 4.** Cultivos de palma de aceite adulta con **a)** diversidad de especies arbustivas y **b)** coberturas de leguminosas y otras arvenses de hoja ancha. Fotos: N. Arias |



**Leguminosas.** También impiden el libre vuelo de algunos insectos plaga de la palma como *Coelaenomenodera lameensis* (Johnson *et al.*, 2011) y generan condiciones microclimáticas, que favorecen el desarrollo de microorganismos controladores de insectos plaga, tales como hongos y bacterias. En los primeros años del cultivo, las palmas pueden ser atacadas por insectos que barren el bulbo y ocasionan su muerte. Especies como *Oryctes rhinoceros* y *Strategus aloeus* en su estado larval se ven afectadas por hongos entomopatógenos, que son más eficaces cuando predominan coberturas de hoja ancha que afectan la movilidad de estos insectos, lo que permite que las esporas del hongo se depositen más fácilmente sobre el cuerpo de estas plagas, como se ha documentado en larvas de *O. rhinoceros* (Mohamed *et al.*, 2008; Chung, 2012).

**Plantas nectaríferas.** Estas plantas, generalmente arbustivas, cumplen varias funciones: el mejoramiento y conservación de la fertilidad física, química y biológica del suelo, y ofrecen alimento y refugio a especies de artrópodos benéficos que contribuyen a la regulación de poblaciones de insectos considerados como insectos plaga en el cultivo (Harjotedjo *et al.*, 2013; Norman & Basri, 2010). Las plantas nectaríferas poseen unos órganos llamados

nectarios extraflorales, que secretan sustancias azucaradas fuente de energía para una amplia gama de artrópodos (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010; Bustillo-Pardey *et al.*, 2016) (Figura 5).

Asociadas al cultivo de la palma de aceite, se han encontrado más de 30 especies distintas de plantas nectaríferas que sostienen una gran diversidad de insectos benéficos, que a su vez tienen un amplio efecto sobre insectos plaga con hábito defoliador. Especies como la bajagua (*Cassia reticulata*), por sus tallos huecos y secamiento estacional, se convierte en sitio privilegiado para la reproducción de hormigas del género *Crematogaster*, estudiadas por su acción controladora sobre algunas plagas como la chinche de encaje *L. gibbicarina* (Guzmán *et al.*, 1997). Es pertinente mencionar que las plantas arbustivas se convierten en puentes efectivos que facilitan el transporte de este tipo de hormigas hacia las palmas, las cuales ejercen su acción depredadora (Cenipalma, 2016).

Igualmente, es necesario considerar que, al existir diversidad de plantas en los lotes y las áreas circundantes, habrá diferentes fuentes de alimento para especies defoliadoras, como las hormigas del género *Atta*. Aun cuando en algunas ocasiones se efectúan controles a es-



**Figura 5.** Establecimiento de plantas nectaríferas en bordes de lotes para la atracción de fauna benéfica.  
Fotos: N. Arias |

tas por su efecto defoliador en las palmas, la probabilidad de que se conviertan en insecto plaga se reduce en la medida en que se incrementa la diversidad de especies vegetales. Además, es recomendable el establecimiento de algunas leguminosas como *Canavalia brasiliensis* (Figura 6) alrededor de las áreas detectadas con hormigueros y en bordes de lotes. El forrajeo de esta especie tiene un efecto nocivo sobre las poblaciones de hormigas y contribuye a su regulación.

Con base en lo expuesto, el manejo agroecológico de insectos plaga implica la promoción de diversidad de especies de plantas en el interior de los cultivos, empezando por las nativas, y establecer las llamadas nectaríferas, especialmente en el borde de lotes y en las áreas en las que existan espacios vacíos que permitan su proliferación. Esto implica la generación de una conciencia sobre la importancia de la



**Figura 6.** *Canavalia brasiliensis*, especie útil para el manejo de hormigas cortadoras en lotes de palma de aceite. Foto: N. Arias |

protección y fomento de la flora y fauna asociada, que involucra también la reducción del empleo de insecticidas y herbicidas que pueden llegar a ser necesarios en algún momento y para áreas foco, pero con un uso limitado.

## Manejo de biomasa en la poda, cosecha y otras prácticas del cultivo

El manejo de la biomasa generada con las hojas de poda y cosecha contribuyen con el control agroecológico de los insectos plaga de tres formas: actúa como barrera física, incrementa sus enemigos naturales y reduce sus poblaciones al ser expuestos a enemigos y alejados del área foliar donde podrían ocasionar daño.

***Sagalassa valida*.** Con respecto a la generación de barreras físicas, uno de los casos más ilustrativos es el manejo del barrenador de raíces de la palma, *Sagalassa valida*. El adulto pone sus huevos en las áreas cercanas al estípite y, una vez las larvas eclosionan, buscan raíces finas para alimentarse. Al colocar biomasa, alrededor de la palma, como hojas, racimos vacíos, biomasa de otras agroindustrias e, incluso, residuos del corte de arvenses, se dificulta la oviposición de las mariposas. Además, se incrementan los enemigos naturales depredadores de huevos y de larvas en instares tempranos, lo que termina afectando las poblaciones de *S. valida* y se reduce el daño causado a las raíces (Figura 7).

**Biomasa.** Una de las funciones importantes de la biomasa, además de contribuir con el mejoramiento de la química y física del suelo, es el incremento de la diversidad biológica tanto de macro como microorganismos, que ayudan a su vez a la regulación de las poblaciones de insectos plaga. Este efecto ha



**Figura 7.** Adición de biomasa al plato de la palma. a) Ubicación de hojas de poda alrededor de la palma y b) racimos vacíos. Fotos: N. Arias |

sido documentado para el aporte de biomasa, proveniente de racimos vacíos (tusa), y el establecimiento de leguminosas de cobertura. Con base en estas consideraciones, el incremento de la materia orgánica del suelo a través de reciclaje de la biomasa, el aporte de fuentes externas al cultivo, el establecimiento de diversidad de arvenses y leguminosas contribuye al equilibrio de las poblaciones de artrópodos y a la reducción de su potencialidad como plagas de importancia para el cultivo. Así mismo, la tusa alrededor del plato aporta potasio (K) que ayuda con la mitigación de insectos plaga y microorganismos patógenos en las hojas de los cultivos, especialmente al encontrarse en balance con el nitrógeno (Marschner, 2011).

El efecto de la tusa en la microbiología del suelo fue el aumento significativo de grupos

funcionales (benéficos) en la rizosfera de palmas que la recibieron. Se conoce que muchos microorganismos, como por ejemplo las bacterias promotoras del crecimiento vegetal, producen, entre otros compuestos, hormonas de crecimiento radicular (Ancupa, 2009).

Por otra parte, una práctica que contribuye a la regulación y manejo más efectivo de los microorganismos e insectos plaga es el mantenimiento de un índice de área foliar (IAF) adecuado al cultivar y a la edad de siembra de la palma. Este se relaciona con el vigor de las palmas y con el número de hojas apropiado, el cual se asocia a su vez con la periodicidad de las podas y el criterio de corte de hoja en el momento de la cosecha.

**La poda de la palma.** Con respecto a la poda luego del cuarto año de siembra en campo, la periodicidad de ejecución no debería ser superior a un año. Entre los efectos del exceso de hojas están: creación de refugios de insectos plaga en hojas con baja actividad fotosintética; dificultad para la aplicación de aspersiones biológicas o químicas y su acción en los artrópodos plaga, y la generación de microclimas (humedad relativa y temperatura) que, en general, favorecen la fecundidad y tasa de reproducción de algunos insectos defoliadores, como *Stenoma impressella*. Además, en caso de existencia de *L. gibbicarina*, al cortar las hojas y colocarlas en el suelo, son más susceptibles al ataque de enemigos naturales y se les dificulta su proceso migratorio hacia las hojas más jóvenes.

**Índice de área foliar.** En general, para la palma de aceite adulta se acepta un IAF entre 5 y 6 (Breure, 2010), y un número de hojas de 32. Con adecuado vigor y manejo, son suficientes para alcanzar altos rendimientos y contribuir al manejo agroecológico de los insectos plaga,

lo que impacta también la radiación que puede llegar al suelo, y la proliferación de diversidad de especies vegetales y fauna asociada con el cultivo.

**Oportunidad para realizar la cosecha.** Este es otro aspecto para considerar, en relación con la reducción del ataque de insectos como la polilla de los racimos, *Tirathaba mundella*, insecto de importancia en el Sudeste Asiático. De acuerdo con Ming *et al.* (2016), la práctica de ablación y corte de racimos afectados, en conjunto con mejores prácticas agronómicas, contribuye con el manejo de la plaga. En Colombia, *Eupalamides guyanensis* es atraído por los racimos e inflorescencias de la palma, para luego penetrarlos hasta llegar al estípite y barrenarlo, lo que puede ocasionar la muerte de la palma (Aldana-De la Torre *et al.*, 2019). Se encontró también que la ejecución semanal de ciclos de cosecha en lugar de quincenal, representó la reducción en la afectación de racimos del 4 al 20 % (Aldana-De la Torre *et al.*, 2004). Es así como en regiones de Colombia, como los Llanos Orientales, en las que se ha registrado la presencia y ataque de *E. guyanensis*, la práctica agronómica más recomendable es realizar ciclos de cosecha semanales. Además de impactar en la reducción del tamaño que alcanzan las larvas del insecto plaga, se disminuye la pérdida de frutos y mejora la calidad de los frutos cosechados.

## Manejo de la nutrición

El manejo adecuado de la nutrición de los cultivos influye tanto en los rendimientos como en la susceptibilidad de las palmas frente al ataque de insectos plaga y enfermedades. En el caso de la palma de aceite, hay evidencias sobre el efecto positivo del manejo nutricional en enfermedades como la pudrición del cogollo (PC) y la marchitez vascular. De igual forma, existen algunas relaciones

entre la nutrición y la severidad del daño ocasionado por algunos artrópodos plaga. Sin embargo, es necesario considerar los mecanismos asociados con estas relaciones, que tienen que ver principalmente con la reducción de la atracción de los artrópodos hacia las plantas (Chen *et al.*, 2008), el cambio en las concentraciones de compuestos y metabolitos que alteran la dieta, y variaciones en la tasa de reproducción de los artrópodos plaga (Rostami *et al.*, 2012; Shah & Thomas, 2018).

Los nutrientes que con frecuencia se relacionan con el mayor o menor ataque de artrópodos plagas son el nitrógeno (N), el potasio (K), el calcio (Ca), el azufre (S) y el boro (B). Pero también es necesario considerar el balance (Ali *et al.*, 2013) y las relaciones entre nutrientes, especialmente N/K, Ca/K, Ca/B y N/P.

El nitrógeno, en general, se asocia con el incremento de la acometida de artrópodos plaga (Patel *et al.*, 2015), que a su vez se sustenta en mecanismos tales como la reducción de la resistencia de la pared celular, el aumento de la ingesta (Melling *et al.*, 2008; Bala *et al.*, 2018), la preferencia (Chen *et al.*, 2008) y la tasa de reproducción de los insectos.

Al contrario del nitrógeno, el potasio se vincula normalmente con la reducción del ataque de plagas a los cultivos (Jyothi *et al.*, 2019). En condiciones de deficiencia de este elemento, se incrementa la acumulación de compuestos de bajo peso molecular como aminoácidos, nitratos y azúcares solubles, que facilitan la digestión de los insectos (Shah, 2017). El fósforo se asocia con el descenso de las poblaciones de insectos plaga, a través de la estimulación de la producción de compuestos fenólicos que interfieren con la digestión, reducen la tasa de crecimiento y bloquean las enzimas relacionadas con la división celular. Terminan afec-

tando la fecundidad (Rashid *et al.*, 2016) y la supervivencia (Bala *et al.*, 2018).

Con relación a los nutrientes secundarios: calcio, magnesio, azufre y los micronutrientes, los efectos se relacionan con la acumulación de compuestos orgánicos tipo alcaloides y glucósidos, que tienen un efecto de antibiosis en los insectos plaga. Debido a las bajas concentraciones de estos nutrientes, es necesario considerar el balance y la necesidad efectiva de aplicación para las condiciones de la palma de aceite en Colombia. En el caso del boro, los mínimos contenidos en el tejido foliar se vinculan con mayor ataque de insectos plaga, que se explican por la reducción de la producción de polifenoles relacionados con la cianamida (Marschnehr, 2011). Estos compuestos están involucrados en la resistencia contra insectos plaga.

En la palma de aceite se ha avanzado en el estudio de las relaciones entre la nutrición con potasio y el ataque de ácaros, especialmente *Retracrus elaeis*. Estos ocasionan pérdida de área foliar y reducción de parámetros vegetativos, como el índice de área foliar (Rojas *et al.*, 2015). En investigaciones realizadas por Ramos *et al.* (2019), se encontraron correlaciones negativas entre los contenidos de potasio y cloro, y las poblaciones del ácaro. Con el K se logra también la disminución del anaranjamiento foliar, asociado con las deficiencias de este nutriente, a la vez que se incrementan los rendimientos inicialmente por el peso de los racimos. Así mismo las aplicaciones edáficas de azufre para aumentar los niveles en el tejido foliar y de azufre coloidal al follaje se relacionan con la reducción de las poblaciones del ácaro (Barrios-Trilleras *et al.*, 1975).

Con respecto a los ácaros, además es necesario considerar la capacidad de algunos cul-

tivares de tomar el potasio con mayor facilidad, ya que en estos es menos frecuente la sintomatología relacionada con la presencia del artrópodo y las deficiencias de K. El comportamiento diferencial de los insectos plaga con respecto a los cultivares también fue reportado por Coffi *et al.* (2013) relacionado con el ataque de *Coelaenomenodera lameensis*, Berti & Mariau, 2000 (Coleoptera: Chrysomelidae) que fue más alto en cruces de Yobocué en comparación con otros de origen La Mé, Yangambi y Deli. Asociaciones similares igualmente han sido registradas por Oteyami *et al.* (2019), en cruzamientos (Mangenot x La Mé) x Deli, (San Alberto x Yangambi) x Yangambi, (Panamá x La Mé) x Deli y (Montería x La Mé) x Deli.

El manejo integrado de los ácaros en la palma de aceite involucra la aplicación de dosis suficientes de K, S y B, teniendo en cuenta el manejo diferencial por el origen de los cultivares. Para lograr la suficiencia de K, es necesario considerar la interacción nitrógeno/potasio y nitrógeno/fósforo. En el caso de N/K, el incremento de la relación afecta el grosor y resistencia de la membrana celular, y facilita el proceso de entrada de patógenos (McMahon, 2012).

Otro insecto plaga de relevancia en la palma de aceite es la chinche de encaje *Leptopharsa gibbicarina*, que se relaciona con factores nutricionales y la incidencia de la Pestalotiopsis. El insecto succiona la savia de la hoja de la palma y abre una entrada para los hongos que producen el secamiento del follaje de la palma. Investigaciones realizadas en la Zona Central de Colombia (Motta *et al.*, 2004) encontraron que el mayor secamiento se vinculó con la reducción de los niveles de potasio (< 0,9 %), el aumento del calcio (> 0,65 %) y la relación (Ca + Mg)/K mayor a 1,05. También se determi-



nó que el balance de bases en el tejido foliar presentó la mejor correlación con respecto a la reducción de la severidad de la enfermedad.

Lo expuesto sobre la nutrición y la Pestalotiopsis ilustra uno de los principios del manejo agroecológico de las plagas, el cual involucra considerar el daño directo o indirecto de estas, más allá del número de individuos presentes en la planta o cultivo, y que conlleva a la tolerancia de ciertos niveles de poblaciones. De acuerdo con esto y aplicable para los complejos (insecto-patógeno) que ocasionan defoliación en el cultivo, la primera premisa para decidir intervenir las poblaciones de *L. gibbicularina* es la evaluación de la defoliación asociada con la Pestalotiopsis y, en segundo lugar, la revisión de las relaciones de nutrientes en el tejido foliar, que puedan llegar a mitigar esta defoliación en la que las relaciones de los cationes (Ca, Mg y K) es importante.

En resumen, con base en la información disponible, la recomendación general es procurar la nutrición adecuada del cultivo (Arias & Beltrán, 2010); el mantenimiento del balance de bases en el que el potasio, al ser el nutriente más demandado por la palma y el catión más deficiente en los suelos palmeros, merece especial atención, así como las relaciones entre el potasio y los contenidos de nitrógeno y fósforo. También se debe evitar los excesos de nitrógeno por sus efectos directos en la fisiología de las palmas y en los ciclos de vida de los artrópodos plaga.

## Manejo de la renovación del cultivo

La ejecución del método adecuado de renovación es el punto de inicio para el manejo integrado de plagas en la nueva siembra, y es conveniente la consideración de aspectos eco-

nómicos y técnicos. Los métodos de renovación son diversos y han ido evolucionando en la búsqueda del mejor equilibrio entre costos y beneficios técnicos y económicos. Se destacan los métodos de *underplanting* o siembra intercalada, inyección de insecticidas y tumbado y picado de estípites (con modificaciones). Todos, con efectos variables en términos de aporte de biomasa, reciclaje de nutrientes e impacto en la producción. En este capítulo, se presentan los impactos en cuanto a las poblaciones de artrópodos plaga y su incidencia en la nueva siembra.

El sistema de *underplanting*; es decir, sembrar las nuevas palmas aun con la presencia de las palmas viejas, tiene múltiples desventajas y desbordan el aparente beneficio de continuar cosechando las palmas adultas. El desarrollo de las plantas no es el adecuado y se retrasa el inicio de la producción. Con relación a los insectos plaga, que normalmente afectan los cultivos adultos, se incrementa la posibilidad de que ataquen de manera temprana la nueva siembra. Tal es caso de defoliadores como *Euprosteria elaeasa*, *Euclea diversa*, *Acharya* spp, *Stenoma impressella* y *Opsiphanes cassina*, entre otros. También es frecuente la acometida de insectos chupadores como *Leptopharsa gibbicularina*. Así, bajo este sistema de renovación existe transferencia directa de las plagas del viejo cultivo a la nueva siembra. Esto, sin dejar de mencionar la mayor probabilidad de ataque de microorganismos patógenos relacionados con las pudriciones de estípites.

Además, en el *underplanting*, la forma más frecuentemente usada para eliminar las palmas viejas es la inyección de herbicidas, lo que convierte a los estípites en reservorio de artrópodos plaga. Con base en lo expuesto, desde el punto de vista de manejo agroecológico de los insectos plaga, no se recomienda la implemen-

tación del *underplanting* como estrategia para la renovación de cultivo.

El sistema de inyección de herbicidas como método de erradicación para posterior siembra de las palmas, aparte de las dificultades relacionadas con la implementación de posibles rediseños de siembras, drenajes o mejoramiento del suelo, la descomposición parcial de los estípites crea nichos ideales para la reproducción de insectos plaga, entre los que se destacan *Rhynchophorus palmarum* y *Strategus aloeus* (Ávila et al., 2014). Con respecto a *R. palmarum*, los compuestos volátiles emitidos por las palmas en su proceso de descomposición resultan atrayentes como sitios de reproducción y, al final, inciden en el incremento de sus poblaciones. Aunque no es frecuente el ataque de *R. palmarum* a las palmas jóvenes, cuando sus poblaciones son altas pueden llegar a afectar los tejidos aún sin descomponer, especialmente en el cogollo, inflorescencias y racimos. Esto sin dejar de mencionar la capacidad de *R. palmarum* de transmitir el nematodo causante de la enfermedad conocida como anillo rojo.

Por otra parte, el proceso lento de la degradación de los estípites, el cual podría ser superior a cuatro años, aumenta de manera significativa las poblaciones de *S. aloeus* y, con esto, la afectación y muerte de las palmas jóvenes. En su estado adulto, este insecto realiza galerías al pie de la palma nueva con el propósito de generar espacio para la cópula con las hembras y puede afectar el bulbo. Bajo el sistema de inyección, la incidencia de palmas atacadas por *S. aloeus* suele ser del 100 % y con reincidencias (se han encontrado hasta 13 galerías por palma). Los altos costos de manejo, asociados con la necesidad de censar en intervalos no mayores a cuatro días, superan ampliamente la inversión que representa un mejor

sistema de renovación. Las palmas enfermas evidencian retrasos en el desarrollo, mayor posibilidad de afectación por pudriciones basales del estípite e incluso la muerte a causa del daño al meristemo.

Desde el punto de vista del manejo agroecológico de los insectos plaga, no se recomienda la implementación del sistema de renovación por inyección de herbicidas. A pesar del bajo costo, el favorecimiento de las poblaciones de *R. palmarum* y *S. aloeus* son razones para descartarlo, teniendo en cuenta el impacto que tienen en la nueva siembra.

Finalmente, con respecto a los sistemas de renovación, la remoción mecánica de estípites con sus diferentes modificaciones: tumbado-enfilado, tumbado-apilado, tumbado-picado, picado y esparcido, y pulverizado, cumplen en diferente grado con los objetivos de procurar el reciclaje efectivo de los nutrientes contenidos en la biomasa, y que esta no se convierta en nicho apropiado para la reproducción de los insectos plaga.

Los sistemas de tumbado-enfilado y tumbado-apilado (Figura 8), desde el punto de vista



**Figura 8.** Sistema de renovación con tumbado y apilado. No es recomendable por favorecer sitios de reproducción de *Strategus aloeus*. Foto: N. Arias |



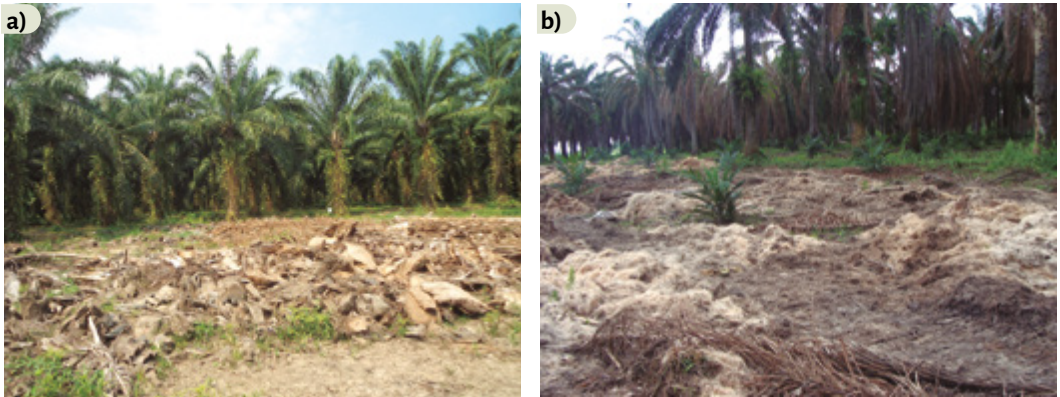
de manejo de insectos plaga, no son recomendables. Al quedar el estípite entero en contacto con el suelo y, posteriormente, ser tapado por las plantas de cobertura, puede llegar a tardar más de cuatro años en descomponerse, lo que podría convertirse en reservorio para larvas y pupas de *S. aloeus* y *R. palmarum*. Se han encontrado hasta 200 larvas de *S. aloeus* por metro lineal de estípite en estas condiciones. Así, una práctica frecuente es la aceleración del proceso de descomposición mediante el uso de maquinaria pesada, que contribuye con el fraccionamiento de los estípites, a esparcir los residuos y al control mecánico de larvas y pupas. Es conveniente mencionar que, con este sistema de renovación, el reciclaje de los nutrientes en los residuos es ineficiente.

Por otra parte, el tratamiento de los estípites con cortes mecánicos (picado y pulverizado), resulta ser el más recomendable desde el punto de vista del manejo preventivo de insectos plaga y el reciclaje de nutrientes (Haron *et al.*, 2000; Khalid *et al.*, 1999). En todo caso, es necesario considerar dos variables: el grosor de las fracciones o trozos de estípite generados y el grado de dispersión de estos en el área de cultivo. Con relación al grosor, lo indicado es que este no sea superior a 15 cen-

tímetros (Bustillo-Pardey *et al.*, 2016), ya que valores superiores permiten que *R. palmarum* y *S. aloeus* completen su ciclo larval, al contar con alimento por el tiempo requerido para el mismo. Así mismo, a pesar de que el grosor sea el apropiado, cuando estos se encuentran apilados generan las condiciones de descomposición adecuadas para el desarrollo de larvas de los insectos mencionados (Figura 9).

Si bien el sistema de pulverizado en pie de los estípites resultaría ser eficiente, desde el punto de vista del reciclaje de nutrientes no lo es, ya que la rápida descomposición de los residuos resulta en pérdidas por lixiviación y escorrentía (Khalid *et al.*, 2010). Además, el bajo rendimiento de esta labor y los costos asociados no son los más adecuados para la sostenibilidad de la agroindustria.

Con base en la información disponible, en cuanto a los sistemas de renovación, bajo la consideración del mejor aprovechamiento de los residuos, el mayor ingreso económico (Ernawati *et al.*, 2019) y el menor impacto por insectos plaga en la nueva siembra, lo más recomendable es el tumbado, picado y esparcido de los estípites. Sin embargo, una vez se industrialice la técnica de carbonización de los estí-



**Figura 9.** Sistemas de renovación con **a)** tumbado y picado de estípites y **b)** tumbado y pulverizado. Fotos: N. Arias |

pites y su incorporación al suelo, pasaría a ser la mejor de las opciones.

## Conclusiones

El manejo agronómico adecuado, con particular énfasis en el suelo y la nutrición, se traduce en plantas vigorosas, de alto rendimiento y fortalecidas en sus sistemas de defensa frente al ataque de insectos plaga y enfermedades.

En cuanto a la nutrición, el balance de nutrientes tiene mayor impacto en la resistencia de las plantas frente a los insectos plaga, con especial relación a los cationes en el tejido foliar y las sinergias con el nitrógeno y el potasio.

El diseño de la plantación y las prácticas de manejo del cultivo deben enfocarse en el incremento de la biodiversidad y evitar condiciones adecuadas para la proliferación de artrópodos plaga. Esto incluye las mejores prácticas en el momento de la renovación.

# Referencias bibliográficas

## Capítulo 1

- Alborn, H. T., Brennan, M. M., & Tumlinson, J. H. (2003). Differential activity and degradation of plant volatile elicitors present in the regurgitate of tobacco hornworm (*Manduca sexta*) larvae. *Journal of Chemical Ecology*, 29(6), 1357-1372.
- Bustillo-Pardey, A. E. (1989). El uso de trampas de luz en el manejo de poblaciones de insectos. *Actualidades ICA*, 3(35), 1-8.
- De Moraes, C. M., & Mescher, M. C. (2004). Biochemical crypsis in the avoidance of natural enemies by an insect herbivore. *PNAS*, 101(24), 8993-8997.
- Degenhardt, J., Gershenzon, J., Baldwin, I. T., & Kessler, A. (2003). Attracting friends to feast on foes: engineering terpene emission to make crop plants more attractive to herbivore enemies. *Current Opinion of Biotechnology*, 14(2), 169-176.
- Dent, D. (1993). Integrated insect pest management. In: *Insect Pest Management* (pp. 439-533). Wallingford, UK: CAB International.
- Dietrich, R. A., Lawton, K., Friedrich, L., Cade, R., Willits, M., & Maleck, K. (1999). Induced plant defence responses: scientific and commercial development possibilities. *Novartis Found Symposium*, 223, 205-216.
- Frey, M., Stettner, C., Paré, P. W., Schmelz, E. A., Tumlinson, J. H., & Gierl, A. (2000). An herbivore elicitor activates the gene for indole emission in maize. *PNAS*, 97(26), 14801-14806.
- Flint, H., & Doane, C. C. (1996). Understanding semiochemicals with emphasis on Insect sex pheromones in integrated pest management programs. In: E. B. Radcliffe & W. D. Hutchison (Eds.). *Radcliffe's IPM World Textbook*. <http://ipmworld.umn.edu>
- Jones, D. A., & Lewis, W. J. (1981). *Semiochemicals: their role in pest control*. Nordlund (Ed.). New York: John Wiley & Sons.
- Karban, R., Baldwin, I. T., Baxter, K. J., Laue, G., & Felton, G. W. (2000). Communication between plants: induced resistance in wild tobacco plants following clipping of neighboring sagebrush. *Oecologia*, 125, 66-71.
- Loughrin, J. H., Manukian, A., Heath, R. R., Turlings, T. C., & Tumlinson, J. H. (1994). Diurnal cycle of emission of induced volatile terpenoids by herbivore-injured cotton plants. *PNAS*, 91(25), 11836-11840.
- Matthews, R. W., & Matthews, J. R. (1978). *Insect behavior*. New York: John Wiley & Sons.
- Mattiacci, L., Dicke, M., & Posthumus, M. A. (1994). Induction of parasitoid attracting synomone in brussels sprouts plants by feeding of *Pieris brassicae* larvae: role of mechanical damage and herbivore elicitor. *Journal of Chemical Ecology*, 20, 2229-2247.
- Mattiacci, L., Rocca, B. A., Scascighini, N., D'alessandro, M., Hern, A., & Dorn, S. (2001). Systemically induced plant volatiles emitted at the time of "danger". *Journal of Chemical Ecology*, 27, 2233-2252.

- Paré, P. W., & Tumlinson, J. H. (1997). *De novo* biosynthesis of volatiles induced by insect herbivory in cotton plants. *Plant Physiology*, 114, 1161-1167.
- Paré, P. W., & Tumlinson, J. H. (1998). Cotton volatiles synthesized and released distal to the site of insect damage. *Phytochemistry*, 47(4), 521-526.
- Paré, P. W., & Tumlinson, J. H. (1999). Plant volatiles as a defense against insect herbivores. *Plant Physiology*, 121, 325-332.
- Shahida Perveen, S., Qaisrani, T. M., Siddiqui, F., Perveen, R., & Naqvi, S. H. M. (2001). Cotton plant volatiles and insects behavior. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 4(5), 554-558.
- Turlings, T. C., Tumlinson, J. H., & Lewis, W. J. (1990). Exploitation of herbivore-induced plant odors by host-seeking parasitic wasps. *Science*, 250, 1251-1253.
- Walling, L. L. (2000). The myriad plant responses to herbivores. *Journal of Plant Growth Regulation*, 19(2), 195-216.
- Wang, H.-L.; Brattström, O.; Brakefield, P. M.; Francke, W.; Löfstedt, C. Identification and Biosynthesis of Novel Male Specific Esters in the Wings of the Tropical Butterfly, *Bicyclus Martius* Sanaos. *J. Chem. Ecol.* 2014 40(6), 549–559. <https://doi.org/10.1007/S10886-014-0452-Y>.

## Capítulo 2

- Álvarez, J. A. (1975). Sistemas integrados de manejo de plagas. Curso control integrado de plagas. Ibagué, Colombia: ICA Regional 6.
- Burges, H. D. (1981). *Microbial control of pest and plant diseases 1970-1980*. London: Academic Press.
- Bustillo-Pardey, A. E. (1983). El concepto del control integrado. En: *Curso internacional intensivo de manejo integrado de plagas en cultivos de algodón, caña de azúcar, yuca y soya* (pp. 33-44). Palmira, Colombia: FAO - ICA.
- Cardona, C. (1999). Entomología económica y manejo de plagas. Palmira: Universidad Nacional de Colombia, Facultad Ciencias Agropecuarias.
- De Bach, P. (Ed.). (1964). El alcance del control biológico. En: *Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas*. México: Compañía Editorial Continental.
- Dent, D. (1991). *Insect pest management*. Wallingford, UK: CAB International.
- Falcon, L. A. (1973). Biological factor that affects the success of microbial insecticides: Development of integrated control. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 217, 173–186.
- Harcourt, D. G. (1969). The development and use of life tables in the study of natural insect populations. *Annual Review Entomology*, 14, 175-196.
- Huffaker, C. B. (1971). Biological control. Proceeding of AAAS Symposium on Biological Control. Boston, Massachusetts.
- Kaya, H. K., & Stock, S. P. (1997). Techniques of insect nematology. In: Lawrence Lacey (Ed.), *Manual of techniques in insect pathology*. San Diego: Biological Techniques Series, Academic Press.
- Milne, A. (1962). On a theory of natural control of insect population. *Journal of Theoretical Biology*, 3, 19–50.
- NAC, National Academy of Sciences. (1969). *Principles of plant and animal pest control: Insect pest management and control*. Washington, D. C.
- Posada, O. L. (1975). Dinámica de poblaciones. En: *Curso control integrado de plagas* (pp. 34–52). Colombia: ICA regional Ibagué.
- Rabb, R., L. & Guthrie, F. E. (1970). Concepts of pest management. Proceedings of a conference held at North Carolina State University at Raleigh. 242 p.
- Stern, V. M. (1973). Economic thresholds. *Annual Review of Entomology*, 18, 259–280.

## Capítulo 3

- Andrews, K. L., & Quezada, J. R. (1989). *Manejo integrado de plagas insectiles en la agricultura: Estado actual y futuro*. Honduras: Departamento de Protección Vegetal, Escuela Agrícola Panamericana "El Zamorano".
- Barrons, K. C. (1981). *Are pesticides really necessary?* Illinois: Regnery Gateway.
- Beingolea, Ó. (1958). Resistencia de los insectos a los insecticidas, con ejemplos en el Perú. *Revista Peruana de Entomología Agrícola*, 1(1), 51-58.
- Bennelt, S. A. (1957). The behavior of systemic insecticides applied to plants. *Annual Review Entomology*, 279-296.
- Brown, A. W. A. (1959). Inheritance of insecticide resistance and tolerances. Symp. Research Progress on Insect Resistance. *Miscellaneous Publication of the Entomological Society of America*, 20-26.
- Casida, J. E., & Quistad, G. B. (1988). Golden age of insecticide research: past, present and future. *Annual Review of Entomology*, 43, 1-16.
- Cisneros V., F. (1974). *Principios de control de plagas*. Parte II. Lima, Perú: Departamento de Sanidad Vegetal, Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Dent, D. (1991). *Insect pest management*. Wallingford, UK: CAB International.
- Dent, D. (1995). *Integrated pest management*. London: Chapman & Hall.
- Fairchild, E. J. (1978). *Agriculture and pesticides. A handbook of the toxic effects*. London: Castle House.
- Forgash, A. J. (1984). History, evolution and consequences of insecticide resistance. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 22, 178-186.
- Georghlon, G. P., & Taylor, C. E. (1986). Factors influencing the evolution of resistance. In: *Pesticide resistance, strategies and tactics for management*. Washington D.C.: National Academic Press.
- Herrera, J. (1958). Resistencia de ciertas plagas del algodónero a los insecticidas orgánicos en el Valle de Cañete. *Revista Peruana de Entomología Agrícola*, 1 (1), 47-51.
- Jepson, P. C. (2000). Pesticides and IPM: Concepts and reality. In: G.G. Kennedy & T. B. Sutton (Ed.), *Emerging technologies for integrated pest management. Concepts, research, and implementation* (pp. 307-322). St. Paul, Minnesota: APS Press.
- March, R. B. (1959). Resistance to organophosphorus insecticides. Symp. Research Progress on Insect Resistance. *Miscellaneous Publication of the Entomological Society of America*.
- Maredia, K. M., Dakouo, D., & Mota, D. (2003). *Integrated pest management in the global arena*. Wallingford, UK: Cabi Publishing.
- Moorefield, H. H. (1959). Insect resistance to the carbamate insecticides. Symp. Research Progress on Insect Resistance. *Miscellaneous Publication of the Entomological Society of America*, 145-152.
- NAC, National Academy of Sciences. (1968). Principles of plant and animal pest control. Effects of pesticides on fruit and vegetable physiology. Washington D.C.
- NACA, National Agricultural Chemicals Association. (1969). Official F.D.A. Tolerance. *News and Pesticide Review*, 27(3), 31.
- Oudejans, J. H. (1982). *Agro-pesticides: Their management and application*. Bangkok, Thailand: Economic and Social Commission for Asia and the Pacific.
- Rabb, R. L., & Guthrie, F. E. (1970). Concepts of pest management. Proceedings of a conference held at North Carolina State Univ. at Raleigh.
- Tait, J., & Napompeth, B. (1987). *Management of pests and pesticides. Farmer's perceptions and practices*. London: Westview Press.
- Young, B. W. (1986.) The need for a greater understanding in the application of pesticides. *Outlook on Agriculture*, 15, 80-87.

## Capítulo 4

- Aldana-De la Torre, R. C., Bustillo-Pardey, A. E., & Barrios, J. G. (2019). *Eupalamides guyanensis*, enemigo silencioso. XV Reunión Técnica Nacional, Bucaramanga, Colombia.
- Burges, H. D. (1981). *Microbial control of pest and plant diseases 1970-1980*. London: Academic Press.
- Burges, H. D., & Hussey, N. W. (1971.) *Microbial control of insects and mites*. London: Academic Press.
- Bustillo-Pardey, A. E. (1979). ¿Qué causa los brotes de *Glena bisulca*? Recomendaciones sobre su manejo. En: Seminario sobre plagas forestales en Colombia. SOCOLEN, Seccional Antioquia.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2002). El manejo de cafetales y su relación con el control de la broca del café en Colombia. *Boletín Técnico Cenicafé*, 24, 40.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2014). Desarrollo de un programa de manejo integrado de plagas con énfasis en el control biológico en palma de aceite en Colombia. 41 Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, SOCOLEN. Memorias, 78-87.
- Cardona, C. (1999). *Entomología económica y manejo de plagas*. Palmira: Universidad Nacional de Colombia, Facultad Ciencias Agropecuarias.
- De Bach, P. (Ed.) (1964). El alcance del control biológico. En: *Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas*. México: Compañía Editorial Continental.
- Dent, D. (1991). *Insect pest management*. Wallingford, UK: CAB International.
- Falcon, L. A. (1973). Biological factor that affects the success of microbial insecticides: Development of integrated control. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 217, 173–186.
- Hill, D. S. (1975). *Agricultural insect pests of the tropics and their control*. London: Cambridge University Press.
- Huffaker, C. B. (1971). Biological control. Proc. AAAS Symposium on Biological Control. Boston, Massachusetts: Plenum Press.
- NAC, National Academy of Sciences. (1969). *Principles of plant and animal pest control: Insect pest management and control*. Washington, D. C.
- Rabb, R. L., & Guthrie, F. E. (1970). Concepts of pest management. Proceedings of a conference held at North Carolina State University at Raleigh.
- Saunders, J. L., Coto, D. T., & King, A. B. S. (1998). Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central (2ª ed.). *Manual Técnico*, 29.
- Tanada, Y., & Kaya, H. (1993). *Insect pathology*. San Diego: Academic Press.
- Van Drieche, R. G., & Bellos, T. S. (1996). *Biological control*. USA: Chapman & Hall.

## Capítulo 5

- Barrios-Trilleras, C. E., & Bustillo-Pardey, A. E. (2014). Biología de la chinche de encaje *Leptopharsa gibbicarina* y su control con hongos entomopatógenos. *Ceniavances*, 180.
- Bedding, R. & Arkhurst, R. J. (1975). A Simple technique for the detection of the parasitic Rhabditid nematode in soil. *Nematologica*, 21, 109-110.
- Boemare, N. (2002). Biology, Taxonomy and Systematics of *Photorhabdus* and *Xenorhabdus*. In: R. Gaugler (Ed), *Entomopathogenic nematology*. Wallingford: Cabi Publishing.
- Bustillo-Pardey, A. E.; Rosero-Guerrero, M.; Moreno, C. A; López, J. C. & Castro, U. (2011). Nematodos para el control del salivazo de la caña de azúcar, *Aeneolamia varia* (F.) (Hemiptera: Cercopidae). Cali, Cenicafé 12p. (Serie Divulgativa No. 15).



- Bustillo-Pardey, A. E. (2013). Biología, comportamiento y enemigos de *Sagalassa valida*. Presentación Cenipalma, Reunión Comité Agronómico, Zona Suroccidental. Informe avances investigaciones, Tumaco.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2014a). Nematodos entomopatógenos y sus posibilidades para el control de plagas de la palma de aceite. *Palmas*, 35(2), 53-58.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2014b). Los nematodos entomopatógenos en el control de plagas de la palma de aceite. Taller: Nematodos entomopatógenos para el control de plagas en la agricultura. Palmira, Colombia: Cenicafé.
- Collier, T., & Van Steenwyk, R. (2004). A critical evaluation of augmentative biological control. *Biological Control*, 31, 245-256.
- Ehlers, R. U., Grewall, P., & Shapiro-ILan, D. S. (Eds.) (2005). Mass production. In: *Nematodes as biocontrol agents*. Wallingford: CABI Publishing.
- Forst, S., & Clarke, D. (2002). Bacteria–Nematode Symbiosis. In: R. Gaugler (Ed.), *Entomopathogenic nematology* (pp. 57-77). Wallingford: Cabi Publishing.
- Kaya, H. K., Aguilera, M. M., Alumai, A., Ho Yul Choo, De La Torre, M., Fodor, A., & Ehlers, R.U. (2006). Status of entomopathogenic nematodes and their symbiotic bacteria from selected countries or regions of the world. *Biological Control*, 38, 134-155.
- Lacey, L. A., Frutos, R., Kaya, H. K., & Vail, P. (2001). Insect Pathogens as Biological Control Agents: Do They Have a Future? *Biological Control*, 21, 230–248.
- López, J. C. (2008). Nematodos para el control de insectos plagas. En: A. E. Bustillo-Pardey (Ed.), *Los insectos y su manejo en la caficultura colombiana*. Chinchiná, Colombia: FNC - Cenicafé. 150-183.
- Moreno, C. A., Bustillo-Pardey, A. E., López, J. C., Castro, U., & Ramírez, G. D. (2012). Virulencia de nematodos entomopatógenos para el control del salivazo *Aeneolamia varia* (Hemiptera: Cercopidae) en caña de azúcar. *Revista Colombiana de Entomología*, 38(2), 260-265.
- Pinchao, E. C., Jiménez, J., & Jiménez, M. (2018). Informe: Producción masiva del nematodo entomopatógeno nativo *Heterorhabditis* sp., (Tumaco) mediante cultivo *in vitro* en medio sólido. Palmira, Colombia: Productos Biológicos Perkins Ltda.
- Rosero, M., Contreras, L. J. & Morales, A. (2021). Nematodos entomopatógenos en agroecosistemas palmeros de Colombia y su potencial uso en el control de insectos plaga de la palma de aceite. XVII Reunión Técnica Nacional de Palma de Aceite. Modalidad virtual. Bogotá, Colombia.
- Rosero-Guerrero, M.; Bustillo-Pardey, A. E.; López, J. C.; Castro, U., & Gómez, E. D. (2012). Eficacia de entomonematodos para controlar estados de *Aeneolamia varia* (Hemiptera: Cercopidae) bajo condiciones de invernadero. *Revista Colombiana de Entomología*, 38(2), 266-273.
- Rosero-Guerrero, M., & Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Selection of Entomopathogenic Nematodes to Control Nymphs of *Haplaxius crudus* (Van Duzee) (Hemiptera: Cixiidae). *American Journal of Entomology*, 3(1), 24-29. Doi: 10.11648/j.aje.20190301.14
- Sáenz, A. (2005). Importancia de los nematodos entomopatógenos para el control biológico de plagas en palma de aceite. *Palmas*, 26(2), 41-57.
- Strong, D. R. (2002). Populations of entomopathogenic nematodes in food webs. In: R. Gaugler (Ed.), *Entomopathogenic nematology* (pp. 225-240). Wallingford: Cabi Publishing.
- Zimmermann, G. (1986). The “Galleria bait method” for detection of entomopathogenic fungi in soil. *Journal Applied Entomology*, 102, 213–215.

## Capítulo 6

- Caballero, P., López, M., & Williams, T. (2001). *Los Baculovirus y sus aplicaciones como bioinsecticidas en el control biológico de plagas*. España: Editorial M. V. Phytoma.

- Cory, J. S., Green, B. M., Paul, R. K., & Hunter-Fujita, F. (2005). Genotypic and phenotypic diversity of a *Baculovirus* population within an individual insect host. *Journal of Invertebrate Pathology*, 89, 101–11.
- Del Rincón, M., & Ibarra, J. (2011). Entomopathogenic viruses. In: N. Rosas (Ed.), *Biological Control of Insect Pests* (pp.29-64). Houston: Studium Press Llc.
- Desmier de Chenon, R., Mariau, D., Montsarrat P., Fediere, G., & Sipayung, A. (1988). Recherches sur les agentes entomopathogènes d'origine virale chez les lépidoptères défoliateurs virale du palmier a huile et du cocotier. *Oléagineux*, 43(3), 107-117.
- Falcon, L. A. (1976). Problems associated with the use of arthropod viruses in pest control. *Annual Review of Entomology*, 21, 305-324.
- Genty, P., & Maiau, D. (1975). Utilisation d'un germe entomopathogène dans la lutte contre *Sibine fusca* Stoll. (Limacodidae). *Oléagineux*, 30(8-9), 349-354.
- Gómez J., Villamizar, L. (2013). *Baculovirus*: Hospederos y especificidad. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 15(2), 143-148.
- Jehle, J. A., Lange, M., Wang, H., Hu, Z., Wang, Y. & Hauschild, R. (2006). Molecular identification and phylogenetic analysis of baculoviruses from Lepidoptera. *Virology*, 346(1), 180-193.
- Meynadier, G., Amargier, A., & Genty, Ph. (1977). A virus disease of Densonucleosis type in the Lepidoptera *Sibine fusca* Stoll. *Oléagineux*, 32(8-9), 360–361.
- Miller, L. K. (1997). *The Viruses: The baculoviruses*. Nueva York: Plenum Press.
- Okuno, S., Takatsuka, J., Nakai, M., Ototake, S., Masui, A. & Kunimi, Y. (2003). Viral-enhancing activity of various stilbene-derived brighteners for a *Spodoptera litura* (Lepidoptera: Noctuidae) nucleopolyhedrovirus. *Biological Control*, 26(2), 146-152.
- Pedraza, J., Luque, E., & Franco, P. N. (1989). Aislamiento, identificación y caracterización de un virus en larvas de *Euprosterna laeasa* Dyar. (Lepidoptera: Limacodidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 15(2), 21-27.
- Reyes, A. (1991). Manejo eficiente de la sanidad en plantaciones de palma de aceite. *Palmas Especial*, 12, 57-67.
- Zeddarn, J. L., Arroyo, J., Rodríguez, J. L., Ravallec, M., Candiotti, E. (2003). A cypovirus from the South American oil-palm pest *Norape argyrorrhoea* and its potential as a microbial control agent. *BioControl*, 48, 101-112.

## Capítulo 7

- Alvarado, H. L., Montes-Bazurto, L. G., Gomes De Olivera, H., Bustillo-Pardey, A. E., & Mesa, E. (2013). Patogenicidad de cepas de *Metarhizium anisopliae* (L.) y *Beauveria bassiana* sobre *Rhynchophorus palmarum*. *Palmas*, 34(2), 11-20.
- Barrios-Trilleras, C. E., & Bustillo-Pardey, A. E. (2014). Biología de la chinche de encaje *Leptopharsa gibbicarina* y su control con hongos entomopatógenos. *Cenivances*, 180.
- Barrios-Trilleras, C. E., Bustillo-Pardey, A. E., Ocampo, K. L., Reina, M. A., & Alvarado, H. L. (2016a). Eficacia de hongos entomopatógenos en el control de *Leptopharsa gibbicarina* (Hemiptera: Tingidae) en palma de aceite. *Revista Colombiana de Entomología*, 42(1), 22-27.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2013). Use of entomopathogenic fungi to control agricultural insect pests in Colombia. Fungal Entomopathogens in Agriculture. A Symposium: on present and future applications, Palmira, Colombia.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2014). Manejo de insectos plagas de la palma de aceite con énfasis en el control biológico y su relación con el cambio climático. *Palmas*, 35(4), 66-77.
- Bustillo-Pardey, A. E., Barrios-Trilleras, C. E., Cuchimba, M. S., & Ocampo, K. L. (2014). Biology of lacewing bug *Leptopharsa gibbicarina* and selection of fungal entomopathogens to control its populations in oil palm plantations in Colombia. Memories: The 5th Quadrennial International Oil Palm Conference IOPC, Indonesia.

- Contreras, L. J., & Bustillo-Pardey, A. E. (2018). Colección de microorganismos entomopatógenos asociados a la palma de aceite en Colombia. XIX Conferencia Internacional sobre Palma de Aceite, Cartagena, Colombia.
- Contreras, L. J., & Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Caracterización morfológica de cepas de hongos entomopatógenos de *Beauveria bassiana*, *Cordyceps* spp., *Metarhizium* spp. y *Purpureocillium lilacinum*. XV Reunión Técnica Nacional de Palma de Aceite, Bucaramanga, Colombia.
- Montes-Bazurto, L. G., Bustillo-Pardey, A. E., & Medina, H. C. (2020). *Cordyceps cateniannulata*, a novel entomopathogenic fungus to control *Stenoma impressella* Busck (Lepidoptera: Elachistidae) in Colombia. *Journal of Applied Entomology*. <https://doi.org/10.1111/jen.12818>
- Pinzón, Y. A., Bustamante, S. L., & Buitrago, G. (2009). Evaluación de métodos para la conservación de hongos fitopatógenos del ñame (*Dioscorea* sp.). *Revista Colombiana de Biotecnología*, 11(2), 8–18.
- Rosero-Guerrero, M., Matabanchoy, J. A., & Bustillo-Pardey, A. E. (2014). Evaluación de hongos y nematodos para el control de *Haplaxius crudus* vector de la Marchitez letal (ML) de la palma de aceite en Colombia. *Ceniavances*, 179.
- Rosero-Guerrero, M., Bustillo-Pardey, A.E., Morales-Rodríguez, A. (2020). Efficacy of *Metarhizium anisopliae* to control adults of *Haplaxius crudus* (Van Duzee) (Hemiptera: Cixiidae), vector of lethal wilt disease of oil palm in Colombia. *International Journal of Tropical Insect Science*, 41, 503-509. <https://doi.org/10.1007/s42690-020-00234-4>

## Capítulo 9

- Alamo, C., Evans, E., Bruguera, A., & Nalampang, S. (2007). Economic Impact and Trade Implications of the Introduction of Black Sigatoka (*Mycosphaerella fijiensis*) into Puerto Rico. *Journal of Agricultural and Applied Economics*, 39(s1), 5–17. <https://doi.org/10.1017/S107407080002890X>
- Aldana-De la Torre, R., Aldana-De la Torre, J., Calvache, H., & Franco, P. (2010). Manual de plagas de la palma de aceite en Colombia. Bogotá: Cenipalma.
- Álvarez, E., & Mejía, J. F. (2006). DNA sequence analysis of the 16S rRNA region of phytoplasma associated with lethal wilt in oil palm. *Fitopatología Colombiana*, 29(1), 39–44.
- Arango, M., Ospina, C., & Martínez, G. (2012). Manejo de la Marchitez letal en palma de aceite en zonas de alta incidencia. *Palmas*, 33(4), 29–40.
- Arango, M., Ospina, C., Sierra, L., & Martínez, G. (2011). *Myndus crudus*: vector del agente causante de la Marchitez letal en palma de aceite en Colombia. *Palmas*, 32 (2), 13–23.
- Blackwood, J., Berec, L., Yamanaka, T., Epanchin-Niell, R., Hastings, A., & Liebhold, A. (2012). Bioeconomic synergy between tactics for insect eradication in the presence of Allee effects. *Proceedings of Biological Sciences / The Royal Society*, 279, 2807–2815. <https://doi.org/10.1098/rspb.2012.0255>
- Brown, C., Lynch, L., & Zilberman, D. (2002). The Economics of Controlling Insect-Transmitted Plant Diseases. *American Journal of Agricultural Economics*, 84(2), 279–291. <https://doi.org/10.1111/1467-8276.00297>
- Bustillo-Pardey, A. (2014). Manejo de insectos-plaga de la palma de aceite con énfasis en el control biológico y su relación con el cambio climático. *Palmas*, 35(4), 66–77.
- Carlson, G. A. (1970). A Decision Theoretic Approach to Crop Disease Prediction and Control. *American Journal of Agricultural Economics*, 52(2), 216–223. <https://doi.org/10.2307/1237492>
- Cenipalma. (2020). Guía de bolsillo: Principios básicos para el manejo de Marchitez letal (ML) de la palma de aceite. Convenio Cenipalma-ICA (Ed.).
- Chen-Charpentier, B. M., & Jackson, M. (2020). Direct and indirect optimal control applied to plant virus propagation with seasonality and delays. *Journal of Computational and Applied Mathematics*, 380, 112983. <https://doi.org/10.1016/j.cam.2020.112983>

- Cobourn, K., Goodhue, R., Williams, J., & Zalom, F. (2008). Pests and Agricultural Commodity Losses: Evaluating Alternative Approaches to Damage Function Estimation. *Research in Agricultural & Applied Economist*. <https://doi.org/10.22004/ag.econ.271508>
- Corredor, J., Mosquera, M., Fontanilla, C., & Ruiz, E. (2016). *Sagalassa valida* Walker y el paradigma de los platos limpios. *Palmas*, 37(4), 123–131.
- Corredor, J., Ruiz, E., & Mosquera, M. (2018). Impacto económico de la *Sagalassa valida* en cultivos con cruzamientos OxG. *El Palmicultor*, 554, 14–15.
- Eiswerth, M., Epanchin-Niell, R., Rollins, K., Taylor, M. H. (2016). Economic Modeling and the Management of Exotic Annual Bromus Species: Accounting for Ecosystem Dynamics, Ecological Thresholds, and Spatial Interdependencies BT. In: M. J. Germino, J. C. Chambers, & C. S. Brown (Eds.), *Exotic Brome-Grasses in Arid and Semiarid Ecosystems of the Western US* (pp. 429-456). Springer International Publishing. [https://doi.org/10.1007/978-3-319-24930-8\\_15](https://doi.org/10.1007/978-3-319-24930-8_15)
- Epanchin-Niell, R. S. (2017). Economics of invasive species policy and management. *Biological Invasions*, 19(11), 3333–3354. <https://doi.org/10.1007/s10530-017-1406-4>
- Evans, E. A. (2003). Economic Dimensions of Invasive Species. *Choices*, 18(2), 5–9.
- Fuller, K., Alston, J., & Sanchirico, J. (2011). Spatial Externalities and Vector-Borne Plant Diseases: Pierce's Disease and the Blue-Green Sharpshooter in the Napa Valley. *Agricultural & Applied Economics Association*, 31.
- Grogan, K. A., & Mosquera, M. (2014). The Effects and Value of a Resistant Perennial Variety: An Application to Pudrición del Cogollo Disease. *American Journal of Agricultural Economics*, 97(1), 260–281. <https://doi.org/10.1093/ajae/aau074>
- Grovermann, C., Schreinemachers, P., Riwthong, S., & Berger, T. (2017). 'Smart' policies to reduce pesticide use and avoid income trade-offs: An agent-based model applied to Thai agriculture. *Ecological Economics*, 132, 91–103. <https://doi.org/10.1016/j.ecolecon.2016.09.031>
- Jetter, K., Sumner, D., & Civerolo, E. (2000). Ex ante Economics of Exotic Disease Policy: Citrus Canker in California. Paper presented at USDA-Integrating Risk Assessment and Economics for Regulatory Decisions, Washington D.C.
- Larsen, A. E., Patton, M., & Martin, E. A. (2019). High highs and low lows: Elucidating striking seasonal variability in pesticide use and its environmental implications. *Science of The Total Environment*, 651, 828–837. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.09.206>
- Lichtenberg, E., & Zilberman, D. (1986). The Econometrics of Damage Control: Why Specification Matters. *American Journal of Agricultural Economics*, 68(2): 261–273. <https://doi.org/10.2307/1241427>
- Marsh, T. L., Huffaker, R. G., & Long, G. E. (2000). Optimal Control of Vector-Virus-Plant Interactions: The Case of Potato Leafroll Virus Net Necrosis. *American Journal of Agricultural Economics*, 82(3), 556–569.
- Mosquera, M. (2013). Three Essays on the Economics of Disease Management in Perennial Crops A Framework for Determining the Period when an Orchard (Plantation) is No Longer Profitable after an Outbreak. Thesis, University of Florida.
- Mosquera, M. (2015). “Ordeño” de lotes enfermos con la PC: ¿vale la pena ? *El Palmicultor*, 526, 18–20.
- Mosquera, M., Evans, E. A., & Ploetz, R. (2015). Assessing the Profitability of Avocado Production in South Florida in the Presence of Laurel Wilt. *Theoretical Economics Letters*, 05(02), 343–356. <https://doi.org/10.4236/tel.2015.52040>
- Mosquera, M., Grogan, K., Evans, E., & Spreen, T. (2013). A Framework for Determining the Period When a Perennial Crop Is No Longer Profitable after a Disease Outbreak. *Theoretical Economics Letters*, 3(3), 171–181. <https://doi.org/10.4236/tel.2013.33029>

- Moya, O., Aldana-De la Torre, R., & Bustillo-Pardey, A. (2015). Eficacia de trampas para capturar *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Dryophthoridae) en plantaciones de palma de aceite. *Revista Colombiana de Entomología*, 41(1), 18–23.
- Mumford, J. D., & Norton, G. A. (1984). Economics of Decision Making in Pest Management. *Annual Review of Entomology*, 29(1), 157–174. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.29.010184.001105>
- Oliveira, C. M., Auad, A. M., Mendes, S. M., & Frizzas, M. R. (2014). Crop losses and the economic impact of insect pests on Brazilian agriculture. *Crop Protection*, 56, 50–54. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2013.10.022>
- Ploetz, R. C. (2007). Diseases of Tropical Perennial Crops: Challenging Problems in Diverse Environments. *Plant Disease*, 91(6), 644–663. <https://doi.org/10.1094/PDIS-91-6-0644>
- Ploetz, R. C., Pérez, J. M., Smith, J. A., Hughes, M., Dreaden, T. J., Inch, S. A., & Fu, Y. (2011). Responses of avocado to laurel wilt, caused by *Raffaelea lauricola*. *Plant Pathology*, 61(4), 1–8. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2011.02564.x>
- Rairán, N., Beltrán, J. A., & Arango, M. (2015). Tecnologías para el manejo de la Marchitez letal de la palma de aceite validadas en la Zona Oriental de Colombia. *Palmas*, 36(1), 55–62.
- Rocha, P. J., Gutiérrez, D. F., Mosquera, M., & Tovar, J. P. (2007). Marchitez letal en palma de aceite. *Boletín Técnico*, 22.
- Rosenheim, J. A., Cass, B. N., Kahl, H., & Steinmann, K. P. (2020). Variation in pesticide use across crops in California agriculture: Economic and ecological drivers. *Science of The Total Environment*, 733, 138683. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.138683>
- Ruiz, E., Tovar, J., Ospina, C., Rojas, L., Hernández, D., Rosero, G., Hernández, M., Mosquera, M. (2020). Costos asociados a las prácticas básicas para el manejo de la Marchitez letal (ML) de la palma de aceite en plantaciones del Bajo Upía. *Palmas*, 41(3), en proceso de impresión.
- Saminathan, V. R., Mathiyalagan, S., & Geetha, K. (2019). Pheromone traps: An effective tool to manage rhinoceros beetle and red palm weevil in coconut ecosystem. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 8(4), 137–139.
- Sendoya, C., & Bustillo-Pardey, A. (2016). Enemigos naturales de *Stenoma cecropia* (Lepidoptera: Elachistidae) en palma de aceite, en el suroccidente de Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 42(2), 146–154.
- Sharov, A. A., & Liebhold, A. M. (1998). Bioeconomics of Managing the Spread of Exotic Pest Species with Barrier Zones. *Ecological Applications*, 8(3), 833–845. <https://doi.org/10.2307/2641270>
- Spreen, T. H., Mosquera, M., Grogan, K. A., & Evans, E. A. (2013). Análisis económico de las enfermedades en plantas perennes. *Palmas*, 34(Edición Especial-Tomo I), 135–145.
- Tisdell, C. A., Adamson, D., & Auld, B. (2017). The Economics of Alternative Pest Management Strategies. In: M. Coll & E. Wajnberg (Ed), *Environmental Pest Management* (pp. 55–76). John Wiley & Sons Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781119255574.ch3>

## Capítulo 10

- Aldana-De la Torre, R., Aldana-De la Torre, J., Calvache, H., & Franco, P. (2010). *Plagas de la palma aceitera en Colombia (Vol. 1)*. Bogotá, Colombia: Cenipalma.
- Aldana-De la Torre, R. C., Bustillo-Pardey, A. E., & Barrios, J. G. (2019). *Eupalamides guyanensis*, enemigo silencioso. XV Reunión Técnica Nacional, Bucaramanga, Colombia.
- Aldana-De la Torre, R., Calvache, H., & Higuera, O. (2004). Manejo integrado de *Cyprissius daedalus* Cramer en los Llanos Orientales. *Palmas*, 25, 249–258.
- Ancupa. (2009). Importancia de la aplicación de raquis en el manejo de la corona del cultivo de palma aceitera: su efecto en la absorción del potasio. *Boletín Técnico*, 4, 12.

- Arango, J., Beltrán, J. A., & Rairán, N. (2015). Validation of technological strategies for Lethal Wilt Treatment in Oil Palm Crops from the Colombian Eastern Plains. *Palmas*, 36(1), 55–62.
- Arango, C. M. (2011). Epidemiological and etiological considerations on the sudden wilt disease of the oil palm in the north zone in Colombia. *Palmas*, 32(1), 35–44.
- Arango, M., Ospina, C., Sierra, L. J., & Martínez, G. (2011). *Myndus crudus*: vector del agente causante de la Marchitez letal en palma aceitera en Colombia. *Palmas*, 32(2), 13–25.
- Arango, M., Pineda, B., Martínez, G., & Villegas, B. (2011). Consideraciones epidemiológicas y etiológicas de la marchitez sorpresiva en palma de aceite en la Zona Norte de Colombia. *Revista Palmas*, 32(1), 35–44. <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/view/1588>
- Arias, N., & Beltran, J. (2010). *Diseño y evaluación del programa de manejo nutricional en palma aceitera* (Primera). Bogotá, Colombia: Cenipalma.
- Ashton-butt, A., Aryawan, A. A. K., Hood, A. S. C., Naim, M., Purnomo, D., Wahyuningsih, R., ... & Snaddon, J. L. (2018). Understory Vegetation in Oil Palm Plantations Benefits Soil Biodiversity and Decomposition Rates. *Frontiers in Plant Science*, 1, 1–13. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00010>
- Asipuela-Haro, R., Torres, Á., & Martínez, M. A. (2017). Transmisión de la enfermedad Marchitez sorpresiva en palma aceitera por *Lincus curvatus* Campos & Amp; Roell y *Macropygium reticulare* Fabricius (Hemiptera: Pentatomidae). *Protección Vegetal*, 32(2), 1–9.
- Ávila, R., Bayona, C., Rincón, A., & Romero, H. (2014). Effect of replanting systems on populations of *Strategus aloecus* (L.) and *Rhynchophorus palmarum* (L.) associated with the oil palm O×G interspecific hybrid (*Elaeis oleifera* × *Elaeis guineensis*) in Southwestern Colombia. *Agronomía Colombiana*, 32(2), 224–231.
- Bala, K., Sood, A., Pathania, V., & Thakur, S. (2018). Effect of plant nutrition in insect pest management: A review. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 7(4), 2737–2742.
- Barrios-Trilleras, C.E.; Bustillo-Pardey, A. E.; Morales-Rodriguez, A. (En Prensa). Biología y dinámica poblacional de *Retracrus elaeis* Keifer, 1975 (Acari: Eriophyidae) en palma de aceite en el caribe colombiano. *Palmas*.
- Breure, C. J. (2010). Rate of leaf expansion: A criterion for identifying oil palm (*Elaeis guineensis* Jacq.) types suitable for planting at high densities. *NJAS - Wageningen Journal of Life Sciences*, 57(2), 141–147.
- Bustillo-Pardey, A., Sarria, G., Aldana, R. C., & Arango, M. (2016). Guía de bolsillo para el reconocimiento y manejo de las principales enfermedades e insectos plaga en el cultivo de la palma aceitera. Bogotá, Colombia: Cenipalma.
- Cantuca, S., Quevedo, E., Peña, E. A., & Checa, O. (2001). Reconocimiento taxonómico de plantas asociadas con la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en plantaciones de la Zona de Tumaco. *Palmas*, 22(1), 27–37.
- Cenipalma. (2016). Mejores prácticas agroindustriales del cultivo de la palma aceitera en Colombia. Bogotá, Colombia: Cenipalma.
- Chen, Y., Ruberson, J. R., & Olson, D. M. (2008). Nitrogen fertilization rate affects feeding, larval performance, and oviposition preference of the beet armyworm, *Spodoptera exigua*, on cotton. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 126(3), 244–255.
- Chung, G. F. (2012). Effect of Pests and Diseases on Oil Palm Yield. In: L. Oi-Ming, C.P. Tan, & C. C. Akoh (Eds.), *Palm Oil: Production, Processing, Characterization, and Uses* (First, pp. 163–210). London: Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-0-9818936-9-3.50009-5>
- Coffi, A., Philippe, R., & Glitho, I. (2013). Fluctuations in Natural Populations of the Leaf Miner (*Coelaenomenodera lameensis*) in Relation to Different Origins of Oil Palm (*Elaeis* sp.) in South Benin. *American Journal of Plant Sciences*, 4, 1846–1852.
- Dislich, C., Keyel, A. C., Salecker, J., Kisel, Y., Meyer, K. M., Auliya, M., & Wiegand, K. (2017). A review of the ecosystem functions in oil palm plantations, using forests as a reference system. *Biological Reviews*, 92(3), 1539–1569.

- Ernawati, H. D., Suandi, S., Yanita, M., & Qoirina, N. (2019). The impact of replanting oil palm plantations on the farming income of the Sungai Bahar community in Muaro Jambi Regency. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 336(1). <https://doi.org/10.1088/1755-1315/336/1/012003>
- Gray, C. (2014). *Riparian reserves in oil palm plantations: biodiversity, ecological processes and ecosystem services*. University of Oxford.
- Guzmán, L., Calvache, H., Aldana-De la Torre, J., & Méndez, A. (1997). Manejo de *Leptopharsa gibbicarina* Froeschner (Hemiptera: Tingidae) con la hormiga *Crematogaster* sp. en una plantación de palma aceitera. *Palmas*, 18(4), 19–26.
- Harjotedjo, S., Sahari, B., & Palgoenadi, B. (2013). Management of Oil Palm Pests and Diseases in Indonesia : Learning from the Past, Adapting for the Future Management of Oil Palm Pests and Diseases in Indonesia. In: *Proceedings of 5 th MPOB-IOPRI International seminar Kuala Lumpur* (pp. 254–264).
- Haron, K., Zakaria, Z., & Anderson, J. (2000). Nutrient Cycling in an oil palm plantation The effects of residue management practice during replanting on dry matter and nutrient uptake of young palm. *Journal of Oil Palm Research*, 12(2), 29–37.
- Hood, A. S. C., Argyawan, A. A. K., Advento, A. D., Purnomo, D., Wahyuningsih, R., Luke, S. H., ... & Naim, M. (2019). Understory Vegetation in Oil Palm Plantations. *Frontiers in Forests and Global Change*, 2, 1–12. <https://doi.org/10.3389/ffgc.2019.00051>
- Johnson, R., Owusu, E., & Yawson, G. (2011). Review of the economic importance and sustainable management of the oil palm leaf miner *Coelaenomenodera lameensis* Berti and Mariau (Coleoptera: Chrysomelidae). *Trends in Entomology*, 7(7), 89–99.
- Jyothi, T., Hebsur, N., & Chandravanshi, P. (2019). Effect of Graded Levels of NPK Fertilizers on Pests Incidence in Bt Cotton in Alfisol. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 8(6), 602–616.
- Khalid, H., Zin, Z., & Anderson, J. (1999). Mineralization of soil organic carbon and nitrogen in relation to residue management following of an oil palm plantation. *Journal of Oil Palm Research*, 11(2), 72–88.
- Khalid, H., Weng, C. K., & Tarmizi, A. (2010). Reciclaje de nutrientes y manejo de residuos durante la resiembra de palma aceitera en Malasia. *Palmas*, 31(Especial), 234–254.
- Latif, J., Noor, M. M., Dolmat, N. T., & Din, A. K. (2003). Economics of Higher Planting Density in Oil Palm Plantations. *Oil Palm Industry Economic Journal*, 3(2), 32–39.
- Marschner, H. (2011). Relationship between mineral nutrition and Plant Diseases and Pests. In: *Mineral nutrition of higher plants* (Second ed.). Academic press.
- Martínez, L., Aldana-De la Torre, J., Calvache, H., & Vilianueva, A. (2000). Biología de *Leucothyreus* sp. (Coleoptera:Scarabaeidae), defoliador de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.), en San Vicente de Chucurí (Santander). *Palmas*, 21(1), 212–220.
- Martínez, L. C., Plata-Rueda, A., Zancunio, J. C., & Serrao, J. E. (2013). *Leucothyreus femoratus* (Coleoptera: Scarabaeidae): Feeding and Behavioral Activities as an oil palm defoliator. *Florida Entomologist*, 96(1), 55–63.
- McMahon, P. (2012). Effect of Nutrition and Soil Function on Pathogens of Tropical Tree Crops. In: C. Cumugan (Ed.), *Plant Pathology* (p. 362). RijeKa, Croatia. [http://cdn.intechopen.com/pdfs/34847/InTech-Effect\\_of\\_nutrition\\_and\\_soil\\_function\\_on\\_pathogens\\_of\\_tropical\\_tree\\_crops.pdf](http://cdn.intechopen.com/pdfs/34847/InTech-Effect_of_nutrition_and_soil_function_on_pathogens_of_tropical_tree_crops.pdf)
- Melling, L., Chua, K., & Lim, K. (2008). Managing peat soils under oil palm. <https://toolsfortransformation.net/wp-content/uploads/2017/01/Melling-et-al.-Managing-Peat-Soils-Under-Oil-Palm.pdf>.
- Ming, S., Fah, J., & Ahmad, K. (2016). Field ablation as cultural control for bunch moth *Tirathaba mundella* infestation in young mature oil palm. *Journal of Oil Palm Research*, 28(4), 463–470.
- Mohamed, A., Tang, M., Loong, S., & Syed Shahar, S. (2008). Variable density plantings for oil palms (*Elaeis guineensis*) in Peninsular Malaysia. *Journal of Oil Palm Research*, (SPEC. ISS.), 61–90.



- Motta, D., Arias, N., Munévar, F., Aldana-De la Torre, J., Rairán, N., Córdoba, H., & Calvache, H. (2004). Relación entre la nutrición del cultivo y la incidencia de la pestalotiopsis de la palma aceitera en las zonas Norte y Central de Colombia. *Palmas*, 25(Especial, Tomo II), 179–185.
- Norman, K. & Basri, M. W. (2010). Interactions of the bagworm *Pteroma pendula* (Lepidoptera: Psychidae), and its natural enemies in an oil palm plantation in Perak. *Journal of Oil Palm Research*, 22, 758–764.
- Oteyami, M., Zannou, E. T., & Coffi, A. (2019). Evaluation of palm trees hybrids (inter specific backcross BC1) *E. oleifera* x *E. guineensis* for their sensitivity to the attacks of the leaf miner. *Advances in Agriculture and Environmental Science*, 2(1), 1–6.
- Patel, C. K., Bharpoda, T. M., Zala, M. B., & Shah, K. D. (2015). Impact of plant spacing and nitrogenous fertilizer on incidence of sucking pests in Bt cotton. *International Journal of Plant Protection*, 8(1), 34–40.
- Ramos, Y., Ibaqué, D., Arias, N., & Alzate, O. (2019). Relación entre el anaranjamiento foliar y la presencia del ácaro del fronde (*Retracrus elaeis*) y su manejo con aspersiones de azufre en el cultivo de la palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.). *Palmas*, 40(4), 161–169.
- Rashid, M. M., Jahan, M., & Islam, K. S. (2016). Response of Adult Brown Planthopper *Nilaparvata lugens* ( Stål ) to Rice Nutrient Management. *Neotropical Entomology*, 45, 588-596. <https://doi.org/10.1007/s13744-016-0401-2>
- Rojas, J., Cayón, G., & Torres, J. (2015). Efecto de la deficiencia de potasio sobre parámetros foliares de palma aceitera. *Palmas*, 36(4), 31–37.
- Rostami, M., Zamani, A., Goldasteh, S., Shoushtari, R., & Kheradmand, K. (2012). Influence of nitrogen fertilization on biology of *Aphis gossypii* (Hemiptera: Aphididae) reared on *Chrysanthemum indicum* (Asteraceae). *Journal of Plant Protection Research*, 52(1), 118–121.
- Ruiz, E., & Molina, D. (2014). Uso de coberturas leguminosas en palma aceitera y otros cultivos perennes. *Palmas*, 35(1), 53–64.
- Sahat, S., Yusop, Z., Askari, M., & Ziegler, A. D. (2016). Estimation of soil erosion rates in oil palm plantation with different land cover. *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering*, 136(1). <https://doi.org/10.1088/1757-899X/136/1/012086>
- Shah, T. H. (2017). Plant nutrients and insects development. *International Journal of Entomology Research*, 2(6), 54–57.
- Shah, T. H., & Thomas, M. (2018). Survival of kusmi lac insect (*Kerria lacca* Kerr) on nutrient managed *Zizyphus mauritiana*. *Indian Journal of Entomology*, 80 (1), 56. <https://doi.org/10.5958/0974-8172.2018.00012.3>
- Sierra, L. J., Bustillo-Pardey, A., Rosero, G., Gutiérrez, H., & Martínez, J. (2014). Plantas hospederas del vector de la Marchitez letal, *Haplaxius crudus*, en plantaciones de palma aceitera. *Ceniavances*, 1(177), 1–4.
- Torres, J. (2014). Principios básicos para identificar problemas de drenaje en el cultivo de la palma. *Boletín Técnico*, 34.

# SECCIÓN 2

## Insectos polinizadores de la palma de aceite

### Introducción

Luis Guillermo Montes Bazurto, Álex Enrique Bustillo Pardey  
y Anuar Morales Rodríguez

La palma de aceite *Elaeis guineensis* es una planta alógama y monoica, lo que obliga a que haya una polinización cruzada (Forero *et al.*, 2012), que se caracteriza por ser de tipo anemófila o entomófila. Esta última es la principal para el cultivo de la palma (Hormaza *et al.*, 2010; Syed, 1979). Los factores que la afectan son la viabilidad y germinabilidad del polen, el número de inflorescencias masculinas en antesis y la abundancia de insectos polinizadores.

***Inflorescencias en palma de aceite y polinización.*** Las inflorescencias en la palma de aceite se desarrollan en las axilas de las hojas, una por cada hoja, y emergen en sucesión, en ciclos alternos (Hormaza *et al.*, 2010) (Figura 1).

La diferenciación sexual de la inflorescencia ocurre 24 meses en promedio antes de la antesis. Las condiciones de estrés hídrico o fisiológico y la poda excesiva o severas defoliaciones favorecen las inflorescencias masculinas (Jones, 1997). Así mismo, la abundan-



**Figura 1.** Inflorescencias de la palma de aceite a) femenina y b) masculina. Fotos: L. Montes |

cia o déficit de lluvias en este mismo periodo influyen en el número de inflorescencias masculinas en antesis (Montes *et al.*, 2018).

Los insectos polinizadores son atraídos a las inflorescencias debido a compuestos volátiles que liberan en el estado de antesis. Inician su llegada a las inflorescencias masculinas al comienzo en bajas cantidades (primer día), alcanzan su máximo en la antesis total y declinan en su finalización. En las inflorescencias femeninas, su llegada ocurre en enjambres intermitentes, que se ausentan durante la noche y después de fuertes lluvias (Syed, 1982).

Los polinizadores visitan las inflorescencias masculinas en busca de su principal fuente de alimento: el polen que contiene almidón. Durante la antesis pueden llegar entre 2.000 y 3.000 adultos por inflorescencia, los cuales tienen su mayor actividad en las partes de las espiguillas que ya se encuentren en ese estado (Tandon *et al.*, 2001).

Las inflorescencias femeninas en antesis atraen un número aproximado de polinizadores de

2.500 por día. Al emitir volátiles orgánicos similares a las inflorescencias de las masculinas en antesis, hacen que los insectos lleguen transportando los granos de polen en sus cuerpos y se produzca la polinización. La llegada a las inflorescencias femeninas empieza alrededor de las 7 horas y se prolongan hasta las 15, con un periodo de mayor actividad entre las 11 y las 12, para las condiciones de India (Tandon *et al.*, 2001).

Entre los insectos polinizadores de mayor importancia de la palma de aceite *E. guineensis* se encuentran seis especies del género *Elaeidobius* (Henderson, 1986). Sin embargo, *E. kamerunicus* (Faust, 1898) es la especie que transporta la mayor cantidad de polen, específicamente los machos que pueden llevar en promedio 235 granos, mientras que las hembras, solo 56 (Syed, 1979).

En Colombia, estudios realizados previamente a la introducción y liberación de *E. kamerunicus* en 1985 se encontraron las siguientes especies de insectos asociados a inflorescencias masculinas de *Elaeis guineensis*: *Elaeidobius subvittatus* (Faust, 1898), *Mystrops costaricensis*

(Gillogly, 1968), *Cyclocephala discolor* (Herdst, 1972), *Cyclocephala amazona* (L, 1767), *Coproporus tachyporinus* (Sharp, 1863), *Orthoperus minutissimus* (Matthews, 1899), *Ahasverus* sp. (Murray, 1864), *Smicrips exilis*, *Thrips* sp. y *Aenigmatirum* sp. De estas, las más importantes, debido a su cantidad, fueron *M. costaricensis* y *E. subvittatus* en proporción entre ellas de 28:1, la más alta en todas las regiones palmeras de Colombia. En la Zona Oriental, en donde se hizo la misma investigación, se encontró que la proporción era inversa de 1:13 y se determinó que fue el único territorio del país en donde se encontraron mayores poblaciones de *E. subvittatus* (Mondragón & Roa, 1985).

En las inflorescencias masculinas de *E. oleifera* x *E. melanococca* se hallaron las mismas especies de insectos, pero en menor proporción, excepto *C. amazona*, *C. discolor* y *Thrips* sp. En el híbrido OxG, la más común fue *Orthoperus* sp. Los lotes evaluados de *E. oleifera* e híbrido estaban cerca de extensiones considerables de *E. guineensis* (Mondragón & Roa, 1985).

En inflorescencias femeninas de *E. guineensis* se registraron: *E. subvittatus*, *M. costaricensis*, *Orthoperus* sp., *Coproporus* sp., *Ahasverus* sp., *C. discolor* y *Smicrips* sp. En las de *E. oleifera* solo se encontró *E. subvittatus*, y en las del híbrido OxG, *E. subvittatus*, *Orthoperus* sp. y *Coproporus*

sp., en menores proporciones que en las palmas *E. guineensis* (Mondragón & Roa, 1985).

*Grasidius hybridus* (Coleoptera: Curculionidae) es una nueva especie descrita por O' Brien *et al.* (2004) de especímenes colectados en Ecuador. En este país se registra su presencia en todas las plantaciones de palmas híbridas (Ponce, 2016). Hace unos pocos años se detectó en racimos de *E. oleifera* x *Elaeis guineensis*, comúnmente referidas como OxG, en plantaciones de la Zona Suroccidental palmera de Colombia. Allí se han plantado cerca de 23.000 ha de palma, en reemplazo de las existentes de *E. guineensis* abatidas por la enfermedad de la pudrición del cogollo. Se desconoce información sobre la biología y ecología de *G. hybridus*, y su impacto como polinizador de los híbridos en Colombia (Figura 2).



**Figura 2.** Adulto de *Grasidius hybridus* polinizador, encontrado en palmas híbridas OxG en la Zona Suroccidental palmera de Colombia. Foto: P. Ponce |

## Capítulo 11.

### *Elaeidobius kamerunicus* (Faust, 1898)

Luis Guillermo Montes Bazurto, Álex Enrique Bustillo Pardey  
y Anuar Morales Rodríguez

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Curculionidae: *Elaeidobius kamerunicus*.

#### Antecedentes

Se considera el polinizador más eficaz de la palma de aceite (Syed, 1982). Es un huésped específico de esta, pues no se registra en ninguna otra palma. Fue introducido en Malasia en 1981, y su presencia y establecimiento resultó muy importante en el incremento de la producción del cultivo, en todos los países asiáticos a donde se llevó. Con este polinizador se logra un aumento en la formación del fruto y en el peso promedio de los racimos (Dhileepan, 1989).

Los adultos de *E. kamerunicus* se agrupan en las inflorescencias masculinas desde el primer hasta el quinto día de antesis. La población de gorgojos se incrementa a medida que avanza la antesis y alcanza los niveles más altos el tercer día (Syed, 1982).

Lo mismo ocurre con su capacidad de transportar polen: aumenta con el día de antesis y llega

al máximo del tercer al quinto día. Esta capacidad es significativamente más alta en el macho que en la hembra, lo que se debe parcialmente a su mayor área corporal. La población de este polinizador es significativamente variable durante los meses, la cual es más alta en junio y julio (Ponnamma, 2000).

#### Descripción y hábitos

*Elaeidobius kamerunicus* fue introducido a Colombia en mayo de 1984, de especímenes adultos traídos desde Malasia y cuarentenados en las instalaciones del ICA en Bogotá. Luego, los sobrevivientes se enviaron a la Estación Experimental La Libertad, en los Llanos Orientales, desde donde se inició la distribución a las plantaciones de palma de aceite (Syed, 1986).

Los adultos son de color negro, el tamaño de los machos es de 3,2 mm y el de las hembras, 2,7 mm. Los machos poseen cerdas en las márgenes de los élitros, y en dos prominencias en la parte anterior de los mismos (Figura 1).



**Figura 1.** Adultos de *Elaeidobius kamerunicus*. a) Hembra. b) Macho. c) Macho y hembra juntos para comparar tamaño. Fotos: C. Sendoya |



En promedio, una hembra oviposita  $57,6 \pm 8,3$  huevos durante toda su vida, lo que equivale a 1,6 huevos por día (Figura 2). El porcentaje de eclosión de las posturas de *E. kamerunicus* es de 97,8 %. La duración aproximada: de huevo a pupa es de 14,3 días, la longevidad de los adultos es de 37,3 días para los machos y 39,3 días para las hembras. La expectativa de vida de huevo a adulto es de 59,2 días. Todas estas variables se determinaron en condiciones de laboratorio, con temperatura media de  $27,4 \pm 0,7$  °C y una humedad relativa de  $75,2 \pm 2,5$  (Tuo *et al.*, 2011).



**Figura 2.** Huevo de *Elaeidobius kamerunicus* depositado en la inflorescencia masculina de la palma de aceite. Foto: C. Sendoya |

La población de *E. kamerunicus* en una inflorescencia masculina en antesis puede variar entre 397 y 12.870 adultos, y el rango más usual está entre 2.000 y 3.000 (Figura 3). La fluctuación se ve afectada por condiciones de altas temperaturas, sequías, enemigos naturales y la disponibilidad de inflorescencias masculinas para su reproducción (Syed & Saleh, 1987). Durante periodos de lluvias mínimas se registra una baja presencia de *E. kamerunicus*, de acuerdo con estudios rea-



**Figura 3.** *Elaeidobius kamerunicus* en a) inflorescencias masculinas y b) espiguilla. Fotos: A. Bustillo |

lizados en India y Colombia (Dhileepan, 1994; Montes *et al.*, 2018).

En investigaciones llevadas a cabo en Tumaco, Colombia, se estableció que las poblaciones de *E. kamerunicus* varían entre 9.606 y 156.753 insectos por inflorescencia masculina, con el 75 % de sus flores en antesis. Poblaciones de más de 55.000 individuos por inflorescencia afectan negativamente la viabilidad del polen, debido a los daños morfológicos que sufre por la competencia por alimento (Sánchez *et al.*, 2004).

En otro estudio adelantado en plantaciones de Venezuela, en el que se consideró un área de 975 cm<sup>2</sup> para una inflorescencia femenina, y se basó en las capturas registradas en trampas de 120 cm<sup>2</sup>, se determinó que 31.318 individuos de *E. kamerunicus* la visitaron en un solo día de antesis. El periodo de tiempo de máxima actividad ocurre entre las 10:30 a. m. y las 11:00 a. m. (Prada *et al.*, 1998).

En investigaciones en plantaciones del Sudeste Asiático, África y Centroamérica se estableció que los principales factores de mortalidad del polinizador son la disminución en la cantidad de inflorescencias masculinas, el clima desfavorable y un nematodo parasitoide que lo afecta, especialmente en África y el Sudeste Asiático. Este nematodo fue identificado como *Elaeolenchus parthenonema* (Nematoda: Sphaerulariidae), que penetra el cuerpo del adulto, se alimenta de su hemolinfa y le produce esterilidad e inhabilidad para volar (Caudwell *et al.*, 2005).



## Capítulo 12.

### *Elaeidobius subvittatus* (Faust, 1898)

Luis Guillermo Montes Bazurto, Álex Enrique Bustillo Pardey  
y Anuar Morales Rodríguez

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Curculionidae: *Elaeidobius subvittatus*

#### Descripción y hábitos

Este polinizador del género *Elaeidobius* probablemente llegó al continente por el noreste de Brasil desde donde colonizó la gran mayoría de América tropical. El adulto mide 2,2 mm de largo y 1,1 mm de ancho, su cuerpo es convexo de color amarillo con franjas longitudinales oscuras en la zona central de los élitros, y tiene dos bandas oscuras en el área apical central del pronoto (Genty, 1985) (Figura 1).

La duración del ciclo de vida es de 19 días. El huevo demora en eclosionar dos días, la larva dura 14 días y la pupa, tres días. La longevidad del adulto es de cinco a ocho días. *E. subvittatus* oviposita sobre las anteras o sobre el tubo de las anteras de la flor masculina. La larva se alimenta del ápice del tubo hasta llegar al perianto, y luego continúa con otra flor, generalmente en el segundo y tercer instar. Este hábito de la larva y el lugar de postura es el mismo que el de *E. kamerunicus*, por lo que se puede presentar

una competencia por alimento entre las larvas de los dos polinizadores (Zenner de Polanía, 1985). El adulto es el único que se alimenta de polen (Genty, 1985).

El periodo de mayor actividad de los adultos en inflorescencias femeninas está en horas cercanas al mediodía (Mondragón & Roa, 1985), igual a lo registrado por Genty (1985), quien caracteriza a *E. subvittatus* como un insecto de hábito diurno. Según Prada *et al.* (1998), este periodo está entre las 9:30 a. m., y las 10:00 a. m.

En Colombia, uno de los factores de mortalidad de larvas de *E. subvittatus* son microorganismos entomopatógenos, observados en larvas durante la cosecha de racimos de fruta, en las zonas Suroccidental y Central. Los patógenos aislados de las larvas muertas fueron *Streptococcus* sp., un microorganismo asociado a la flora intestinal de los polinizadores, y especies de *Fusarium* sp. y *Bacillus* sp., pero no *Bacillus thuringiensis* (Zenner de Polanía, 1985). Por otra parte, es afectado por un depredador, la larva de una mosca (Diptera: Cecidomyiidae), la hemolinfa de larvas de *E. subvittatus* hasta dejarlas secas (Zenner de Polanía, 1985).



**Figura 1.** Adultos de *Elaeidobius subvittatus*, polinizador de la palma de aceite. Se observan sus características morfológicas y de coloración, que los diferencian de *Elaeidobius kamerunicus*. Foto: C. Sendoya |

## Capítulo 13.

### *Mystrops costaricensis* Gillogly, 1968

Luis Guillermo Montes Bazurto, Álex Enrique Bustillo Pardey  
y Anuar Morales Rodríguez

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Nitidulidae: *Mystrops costaricensis orientalis*

#### Descripción

Este insecto fue descrito inicialmente por Gillogly en 1968 sobre un material de Costa Rica. El *M. costaricensis* encontrado en plantaciones de la Zona Central tiene algunas diferencias morfológicas a nivel de genitalia masculina, que permiten separar esta especie de la descrita inicialmente por Gillogly (Genty, 1985).

La especie *M. costaricensis*, debido a las diferencias morfológicas que presenta, se dividió en tres subespecies: *M. costaricensis costaricensis* que se encuentra en Centroamérica; *M. costaricensis orientalis*, en el interior de Colombia, y *M. costaricensis pacificus*, en la costa Pacífica (Caudwell, 2002).

La subespecie *pacificus* de *M. costaricensis* tiene mayor actividad que la subespecie *orientalis*, con un registro de siete a ocho horas y mayor eficiencia de polinización en épocas de lluvias; mientras que *orientalis* registró una actividad de dos horas y una baja eficiencia de polinización en época de lluvias (Mariau & Genty, 1988).

El adulto de *M. costaricensis* mide 1,5 mm de largo y 0,8 mm de ancho, es oblongo y fuertemente convexo. Presenta dimorfismo sexual; en las hembras, el ápice de los élitros es marcado por una terminación en V, y en los machos es ligeramente redondeado (Genty, 1985) (Figura 1). Su ciclo de vida es de 10 días de huevo a emer-



**Figura 1.** Adulto de *Mystrops costaricensis*, polinizador de la palma de aceite en Colombia. Foto: J. Pastrana |

gencia del adulto, con una duración de dos días en huevo, cinco días en estado larva, y tres días en pupa. La longevidad del adulto es de cinco días. Los estados larvales y el adulto se alimentan de flores masculinas y polen. El mayor número de larvas se registra entre los dos y cuatro días después de la antesis. En su último instar, las larvas se desplazan hacia los extremos de las espiguillas y se dejan caer al suelo o a las bases peciolares en donde se transforman en pupa (Genty, 1985).

El hábito del polinizador es diurno (Genty, 1985; Mondragón & Roa, 1985; Syed, 1982). Las temporadas secas son favorables para su desarrollo, aunque se ve limitado por altas temperaturas (Genty, 1985).

En estudios realizados en Tumaco, Colombia, se determinó que poblaciones superiores a 4.000 *M. costaricensis* por inflorescencia masculina afectan la viabilidad de los granos de polen, debido a los daños morfológicos que presentan por la competencia por alimento (Sánchez *et al.*, 2004).

## Referencias bibliográficas

- Forero, D., Hormaza, P., Moreno, L. P., & Ruiz, R. (2012). *Generalidades sobre la morfología y fenología de la palma de aceite*, H. M. Romero (Ed.). Colombia: Cenipalma.
- Henderson, A. (1986). A review of pollination studies in the Palmae. *The Botanical Review*, 52(3), 221–259.
- Hormaza, P., Forero, D., Ruiz, R., & Romero, H. M. (2010). Fenología de la palma de aceite africana (*Elaeis guineensis* Jacq.) y del híbrido interespecífico (*Elaeis oleifera* x *Elaeis guineensis*). Bogotá, Colombia: Colciencias – Cenipalma.
- Jones, L. H. (1997). The effects of leaf pruning and other stresses on sex determination in the oil palm and their representation by a computer simulation. *Journal of Theoretical Biology*, 187(2), 241–260.
- Mondragón, V., & Roa, J. (1985). Censo de entomofauna nativa asociada con inflorescencias masculinas y femeninas y análisis de polinización en palma africana (*Elaeis guineensis* Jacq.), palma americana (*Elaeis melanococca*) e híbrido interespecífico (*E. guineensis* x *E. melanococca*) en Colombia. *Palmas*, 6(1), 43–69.
- Montes-Bazurto, L. G., Sánchez, L. Á., Prada, F., Daza, E. S., Bustillo-Pardey, A. E., & Romero, H. M. (2018). Relationships between Inflorescences and Pollinators and Their Effects on Bunch Components in *Elaeis guineensis*, in Colombia. *Journal of Entomological Science*, 53(4), 554–568.
- O'Brien, C. W., Beserra, M. P., & Couturier, G. (2004). Taxonomy of *Couturieri*, new genus and *Grasidius*, genus new to South America, palm flower weevils in the Derelomini (Coleoptera, Curculionidae). *Revue Française d'Entomologie*, 26(4), 145–156.
- Ponce, P. (2016). Biología de insectos polinizadores en palma aceitera y sus híbridos interespecíficos (*Elaeis oleifera* x *Elaeis guineensis*). *Palmas*, 37 (Especial Tomo I), 281–284.
- Syed, R. A. (1979). Studies on oil palm pollination by insects. *Bulletin of Entomological Research*, 69(2), 213–224.
- Syed, R. A. (1982). Insect pollination of oil palm: Feasibility of introducing *Elaeidobius* spp. into Malaysia. In: E. Pushparajah & Chew Poh Soon (Eds.), *The Oil Palm in Agriculture in the Eighties - Vol. 1* (pp. 263–289). Kuala Lumpur: The Incorporated Society of Planters.
- Tandon, R., Manohara, T. N., Nijalingappa, B. H. M., & Shivanna, K. R. (2001). Pollination and pollen-pistil interaction in oil palm, *Elaeis guineensis*. *Annals of Botany*, 87(6), 831–838.

## Capítulo 11

- Caudwell, R., Hunt, D., Reid, A., Mensah, B. A., & Chinchilla, C. (2005). Polinización por insectos en palma de aceite: Una comparación de la viabilidad y sostenibilidad a largo plazo de *Elaeidobius kamerunicus* en Papúa Nueva Guinea, Indonesia, Costa Rica y Ghana. *Palmas*, 26(1), 29–47.
- Dhileepan, K. (1989). Pollination potential of introduced weevil, *Elaeidobius kamerunicus* in oil palm (*Elaeis guineensis* Jacq.) plantations. *Journal of Agricultural Science*, 59(8), 517–521.

- Dhileepan, K. (1994). Variation in populations of the introduced pollinating weevil (*Elaeidobius kamerunicus*) (Coleoptera: Curculionidae) and its impact on fruitset of oil palm (*Elaeis guineensis*) in India. *Bulletin of Entomological Research*, 84(4), 477–485.
- Montes-Bazurto, L. G., Sánchez, L. Á., Prada, F., Daza, E. S., Bustillo-Pardey, A. E., & Romero, H. M. (2018). Relationships between inflorescences and pollinators and their effects on bunch components in *Elaeis guineensis*, in Colombia. *Journal of Entomological Science*, 53(4), 554–568.
- Ponnamma, K. N. (2000). Variación diurna en la población de *Elaeidobius kamerunicus* en las inflorescencias masculinas de palma de aceite, en antesis. *Palmas*, 21(3), 35–38.
- Prada, M., Molina, D., Villarroel, D., Barrios, R., & Díaz, A. (1998). Efectividad de dos especies del género *Elaeidobius* (Coleoptera: Curculionidae) como polinizadores en palma aceitera. *Bioagro*, 10(1), 3–10.
- Sánchez, E., Salamanca, J. C., Calvache, H., Ortiz, L., & Rivera, D. (2004). Evaluación de poblaciones de polinizadores y su relación con la formación de racimos en la zona de Tumaco, Colombia. *Palmas*, 25(Especial, Tomo II), 84–92.
- Syed, R. (1986). Factibilidad de la introducción de *Elaeidobius kamerunicus* en Colombia. *Palmas*, 7(1), 11–15.
- Syed, R. A. & Saleh, A. (1987). Population of *Elaeidobius kamerunicus* Faust. in relation to fruitset. International Oil Palm/Palm Oil Conference Proceeding, 528–534.
- Tuo, Y., Koua, H. K., & Hala, N. (2011). Biology of *Elaeidobius kamerunicus* and *Elaeidobius plagiat* (Coleoptera: Curculionidae) main pollinators of oil palm in west Africa. *European Journal of Scientific Research*, 49(3), 426–432.

## Capítulo 12

- Genty, P. (1985). Polinización entomófila de la palma africana en América tropical. *Palmas*, 6(3), 90–101.
- Mondragón, V., & Roa, J. (1985). Censo de entomofauna nativa asociada con inflorescencias masculinas y femeninas y análisis de polinización en palma africana (*Elaeis guineensis* Jacq.), palma americana (*Elaeis melanococca*) e híbrido interespecífico (*E. guineensis* x *E. melanococca*) en Colombia. *Palmas*, 6(1), 43–69.
- Prada, M., Molina, D., Villarroel, D., Barrios, R., & Díaz, A. (1998). Efectividad de dos especies del género *Elaeidobius* (Coleoptera: Curculionidae) como polinizadores en palma aceitera. *Bioagro*, 10(1), 3–10.
- Zenner de Polanía, I. (1985). Estudio inicial de las poblaciones larvales de *Elaeidobius subvittatus* en Colombia. *Palmas*, 6 (3), 85–90.

## Capítulo 13

- Caudwell, R. (2002). Polinización con insectos en palma de aceite: ¿Es el momento para evaluar la viabilidad a largo plazo y la sostenibilidad de *Elaeidobius kamerunicus*. *Palmas*, 23(1), 17–25.
- Genty, P. (1985). Polinización entomófila de la palma africana en América tropical. *Palmas*, 6(3), 90–101.
- Mariau, D., & Genty, P. (1988). Contribución de IRHO al estudio de los insectos polinizadores de la palma de aceite en África, América del Sur e Indonesia. *Palmas*, 9(1), 33–38.
- Mondragón, V., & Roa, J. (1985). Censo de entomofauna nativa asociada con inflorescencias masculinas y femeninas y análisis de polinización en palma africana (*Elaeis guineensis* Jacq.), palma americana (*Elaeis melanococca*) e híbrido interespecífico (*E. guineensis* x *E. melanococca*) en Colombia. *Palmas*, 6(1), 43–69.
- Sánchez, E., Salamanca, J. C., Calvache, H., Ortiz, L., & Rivera, D. (2004). Evaluación de poblaciones de polinizadores y su relación con la formación de racimos en la zona de Tumaco, Colombia. *Palmas*, 25(Especial, Tomo II), 84–92.
- Syed, R. A. (1982.) Insect pollination of oil palm: feasibility of introducing *Elaeidobius* spp. into Malaysia. *The Oil Palm in the Eighties*, 1, 263–289.

# SECCIÓN 3

## Insectos defoliadores de la palma de aceite

### Introducción

Los ecosistemas perennes como el de la palma de aceite se asemejan a los forestales que tienen problemas similares de defoliadores. Sin embargo, en estos existe una regulación natural de sus poblaciones por una fauna benéfica variada y muchas veces abundante, que mantiene bajo control estas plagas cuando el ecosistema no es intervenido con plaguicidas. En este capítulo se describe un gran número de insectos que causan defoliación a la palma, debido a los malos manejos que se realizan para controlar sus poblaciones, al hacer un uso inadecuado e indiscriminado de insecticidas químicos. Esto conduce a una alteración e inestabilidad biológica del ecosistema, debido a que se elimina la fauna benéfica. Igualmente, las plagas se tornan más resistentes a los insecticidas y surgen otras que no se presentaban con anterioridad, lo que se convierte en un problema adicional.

En los ecosistemas denominados agroforestales se han desarrollado los mejores ejemplos de control biológico exitoso, al incrementar los enemigos naturales, como parasitoides de huevos, larvas y pupas, y la proliferación de enfermedades causadas por hongos, virus y bacterias. Un buen conocimiento y manejo de las plagas denominadas defoliadores conduce a prevenir el surgimiento de otras. Es preciso mantener las plantaciones en un buen estado fitosanitario, a través de actividades culturales y biológicas que protejan la fauna de organismos benéficos e incentiven su proliferación, ayudadas también de la implementación de las mejores prácticas agronómicas, recomendadas por Fedepalma y Cenipalma. En esta sección se hace una descripción de las principales plagas defoliadoras de la palma y se dan recomendaciones sobre su manejo. En otra sección se presentan los defoliadores de la familia Limacodidae.

## Capítulo 14.

# La hormiga arriera, *Atta cephalotes* (L., 1758)

Álex Enrique Bustillo Pardey

### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Hymenoptera: Formicidae: Myrmicinae: Attini: *Atta cephalotes*.

### Nombre común

Hormiga arriera, hormiga arriera roja, hormiga cortadora, bachaco.

### Sinónimos

*Atta cephalotes integrator* Forel, 1904

*Atta cephalotes isthmicola* Weber, 1941

*Atta cephalotes oaxaquensis* Gonçalves, 1942

*Atta cephalotes opaca* Forel, 1904

*Atta cephalotes polita* Emery, 1905

*Atta lutea* Forel, 1893

*Atta visitatrix* Emery, 1892

*Formica cephalotes*, L., 1758

*Formica fervens* Drury, 1782

*Formica grossa* Fabricius, 1787

*Formica migratoria* De Geer, 1773

*Formica cephalotes* L., 1758

### Distribución geográfica

Esta especie neotropical se registra en gran parte de Latinoamérica: México, Guatemala, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Cuba, Argentina, Bolivia, Brasil, Ecuador, Guyana, Guayana Francesa, Perú, Surinam, Trinidad y Tobago, y Venezuela. En Colombia está distribuida en todo el país, desde Santa Marta y el Parque Tayrona (Magdalena) hasta el sur en Leticia (Amazonas) (Fernández *et al.*, 2015; Mackay & Mackay, 1986; Bustillo-Pardey, 2013).

### Plantas hospederas

*Atta cephalotes* en Colombia causa serias defoliaciones a numerosos cultivos, entre otros: almendro, cedro, cítricos, café, eucalipto, guamo, maíz, mango, nogal, palmas, pino pátula, yuca y diversos ornamentales (Posada, 1989; Gallego & Vélez, 1992; Gallego, 1946). Se presenta irregularmente defoliando plantaciones de palma de aceite, y es posible que en una plantación seleccione otros cultivares, como frutales, que les sean más apetecibles (Figura 1).

### Antecedentes

El género *Atta* pertenece a la subfamilia Myrmicinae y, junto con *Acromyrmex*, conforman las atinas cortadoras de hojas que se agrupan en la tribu Attini (Fernández *et al.*, 2015). *Atta* es uno de los géneros más especiales de hormigas, con colonias que pueden exceder el millón de individuos. Son grandes, con reinas que alcanzan, sin incluir sus alas, unos 2,5 cm de longitud. Este género lo integran cerca de una docena de especies.

En Colombia se presentan cuatro especies de hormigas en el género *Atta*: *A. cephalotes* (L., 1758), *A. colombica* (Guérin-Meneville, 1844), *A. laevigata* (F. Smith, 1858) y *A. sexdens* (L.) (Mackay & Mackay, 1986). Sin embargo, *A. cephalotes* es la más importante, por tener la más amplia distribución en los bosques y regiones agrícolas (Fernández *et al.*, 2015) y por





**Figura 1.** Defoliación causada por la hormiga arriera *Atta cephalotes* a una plantación de palma de aceite.  
Fotos: C. Sendoya |

las defoliaciones que inflige a muchos cultivos agroforestales (Madrigal, 2003). En las plantaciones palmeras, con frecuencia se encuentran nidos de hormiga arriera, que hacen necesario controlar sus poblaciones anticipadamente.

Esta no es una plaga directa de la palma de aceite, ya que no es una de sus plantas preferidas y, solo en ocasiones, en las zonas palmeras, la presencia de sus hormigueros constituyen una amenaza de defoliación que puede afectar la producción. En estos casos se justifica el control de sus hormigueros, ya que se trata de evitar pérdidas que puedan surgir por el daño que ocasionan.

## Descripción y biología

Las hormigas arrieras presentan metamorfosis completa; es decir, pasan por los estados de huevo, larva, pupa y adulto. Su comportamiento y biología ha sido estudiado por muchos autores (Jaffe & Howse, 1979; Wilson, 1986; Jaffe & Vilela, 1989).

*Atta cephalotes* es una especie eusocial, que se caracteriza por la formación de colonias con

individuos morfológicamente diferentes, clasificados en castas, de acuerdo con la función que desempeñan en su sociedad. Las castas que componen un hormiguero son la reina, hembras y machos alados, obreras (cortadores, jardineras) y soldados.

## Las castas de la hormiga arriera

**La reina.** Tiene como función la multiplicación de la colonia. Puede vivir hasta 15 años, durante los cuales pone aproximadamente un millón de huevos por año (Figura 2), que darán origen a



**Figura 2.** Reina de *Atta cephalotes* en su cámara real, atendida por hormigas jardineras de la colonia.  
Foto: L. Constantino |

obreras estériles (cortadoras y jardineras). Solo en un corto periodo del año, produce huevos de los que surgirán hembras y machos fértiles alados, los cuales se encargarán de la fundación de nuevas colonias.

**Las obreras.** Son hembras infértiles y constituyen la mayor proporción del hormiguero. Son las responsables de la alimentación y el cuidado de toda la colonia. En esta casta se presentan grupos de individuos que realizan labores muy específicas, como las obreras cortadoras que salen de la colonia, buscan, cortan y cargan el material vegetal (Figura 3). Posteriormente lo conducen a través de un sendero que reconocen y siguen, porque depositan sobre el camino para su orientación (Figura 4). Luego están las jardineras, de menor tamaño, que se encargan de recibir este material vegetal, tritararlo y organizarlo en la cámara de la reina (a la que cuidan), y de mantener el hongo simbiótico (Figura 5).



**Figura 3.** Cortadoras de *Atta cephalotes* defoliando un árbol de guanábana. Foto: A. Bustillo |



**Figura 4.** Sendero que construyen y por el que transitan las hormigas arrieras *Atta cephalotes*. Foto: A. Bustillo |



**Figura 5.** Jardineras de *Atta cephalotes* cuidando el hongo simbiótico *Leucocoprinus gonglylophorus*. Foto: L. Constantino |



**Los soldados.** Son la última casta en aparecer en el hormiguero al cabo de seis meses de su iniciación. Se caracterizan por su cabeza de gran tamaño y estar armados con mandíbulas grandes y fuertes (Figura 6). Tienen como función especial defender la colonia y pueden vivir aproximadamente dos años.

**Formación de los hormigueros.** Las reinas vírgenes reproductivas son responsables de la formación de nuevos hormigueros. Los machos y hembras alados y reproductivos emergen simultáneamente, y dejan la colonia en lo que se conoce como el vuelo nupcial. Las hembras pueden copular de tres a cinco veces. Este vuelo ocurre en las épocas de invierno entre abril y mayo, y octubre y noviembre, en horas crepusculares (Madrigal & Yepes, 1997). Se reconoce por el gran número de individuos que participan y por la abundancia de machos que mueren al terminar el vuelo (Figura 7).

Las reinas vírgenes dejan el hormiguero llevando una semilla del hongo en su cámara infra-bucal, debajo de la apertura del esófago y cerca de la base del labio. Después de copular, la reina fundadora va al suelo, se deshace de sus alas e inicia el establecimiento de su propio



**Figura 7.** Muerte de adultos alados de *Atta cephalotes*, después de la emergencia para el vuelo nupcial. Foto: F. Cifuentes |

hormiguero. Una vez encuentra un sitio disponible, excava un pequeño túnel de unos 10 cm de profundidad, que termina en una cámara donde la reina regurgita el inóculo del hongo, acompañado de saliva. Allí coloca sus huevos y excrementos, donde inicia un jardín para cultivar el hongo. Los huevos que deposita son de dos tipos: unos fértiles que darán origen a las primeras obreras, y otros infértiles, pero más grandes, que servirán de alimento a la reina y a las primeras larvas. El hormiguero se reconoce por sus orificios de entrada, los cuales forman pequeños montículos de tierra (Figura 8).



**Figura 6.** Soldado encargado de la defensa del hormiguero de *Atta cephalotes*. Foto: L. Constantino |



**Figura 8.** Sitios de entrada de las hormigas arrieras hacia el hormiguero. Foto: L. Constantino |

Al cabo del tercer mes aparecen las primeras obreras cortadoras y cargadoras, que salen al exterior en masa y suben a los árboles o plantas; colocan sus mandíbulas en el follaje y, al girar sobre sí, cortan secciones curvas muy características que identifican su daño (Figura 9). En horas de poco sol o en la noche se pueden ver las filas de hormigas por senderos bien delimitados, llevando en sus mandíbulas los pedazos de hojas (Figura 10).



**Figura 9.** Hormiga obrera de *Atta cephalotes* haciendo el corte semiesférico del follaje de un hospedero favorito. Foto: L. Constantino |



**Figura 10.** Hormigas cortadoras de *Atta cephalotes* transportando hojas de plantas al hormiguero. Foto: L. Constantino |

El material vegetal lo trasladan al hormiguero, donde las jardineras lo recogen, trituran y lo llevan a la cámara, para formar una especie de colcha o esponja donde cultivan el hongo *Leucocoprinus gonglyliphorus* (Figura 11). Las hormigas dependen de este hongo para alimentarse y, a su vez, el hongo necesita de las hormigas para vivir y crecer (Quinlan & Cherrett, 1979).



**Figura 11.** Cámara de la reina de *Atta cephalotes*, donde cultiva el hongo con el follaje colectado por las obreras, para alimentar con este a todos los miembros de la colonia. Foto: J. C. García |

El cultivo del hongo se hace en un tejido de hojas masticadas, humedecido con saliva y desechos fecales, que degrada el material vegetal. El hongo depende de los cuidados de la hormiga; en ausencia de esta, sería invadido por otros hongos. Recientemente, a través de información molecular y observaciones sobre la fructificación de este hongo, se encontró que es el micelio vegetativo de un basidiomiceto *Leucocoprinus gonglyliphorus* (Agaricaceae) y que ha sido erróneamente identificado como *Attamyces bromatificus* Kreisel. Su crecimiento en los hormigueros semeja esponjas; el micelio forma unas células o hifas hinchadas llamados gongilidios, con reservas alimenticias que las hormigas ingieren (Mohali, 1998).

**El nido del hormiguero.** Las hormigas *A. cephalotes* son muy buenas excavadoras. Durante los primeros seis a siete meses, la profundidad del nido formado con apenas una cámara es de 20 a 30 cm (primer nivel). Al cabo de ocho meses, cuando ya está completamente llena, la reina abre una nueva interconectada con la primera, y la profundiza de 1 a 3 m (segundo nivel), donde construye otras en los tres primeros años y, así sucesivamente, hasta lograr una profundidad de 4 a 6 m (tercer nivel) (Figura 12).

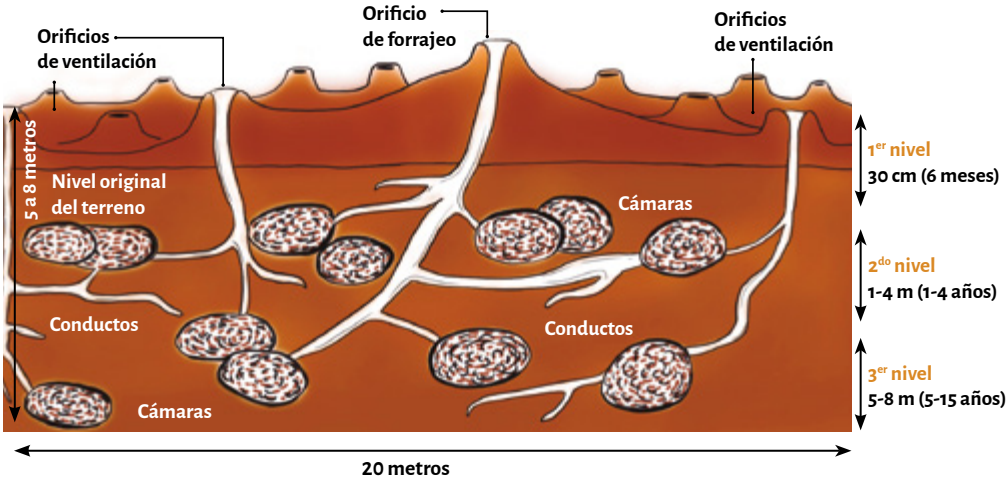


**Figura 12.** Hormiguero de unos 15 años, donde, una vez excavado, se encontraron 35 cámaras. Foto: J. C. García |

Se estima que para alcanzar su máximo desarrollo, un hormiguero tarda aproximadamente entre 10 y 15 años, y para entonces abarcaría una superficie de más de 200 m<sup>2</sup> y una profundidad mayor a 5 m (Figura 13). La entrada principal tiene hasta 9 cm de ancho (Wilson, 1986; Wetterer, 1990; Wheat 1981). Los nidos son perennes y pueden durar más de 50 años (Zayas, 1982). Teniendo en cuenta la edad y profundidad de un hormiguero, la Figura 14 ilustra la estructura de su evolución a través del tiempo (Constantino, 2008 b).



**Figura 13.** Hormiguero de varios años de desarrollo, con múltiples puntos de ingreso y salida. Foto: A. Bustillo |



**Figura 14.** Ilustración de la estructura de un nido de *Atta cephalotes*, que muestra su desarrollo a través del tiempo. Tomado de Cenicafé, Constantino, 2009 |



## Impacto económico

Las hormigas arrieras son plagas limitantes de la producción agrícola en toda la región Andina de Colombia, que causan en muchos casos la defoliación total de las plantas, con efectos directos en la reducción de la productividad. En cultivos de palma de aceite se pueden presentar defoliaciones severas, si no se cuenta con un sistema permanente de vigilancia, para monitorear periódicamente la presencia de hormigueros dentro de la plantación y fuera de ella.

## Enemigos naturales

En Costa Rica, se ha encontrado que *A. cephalotes* es atacada por el parasitoide *Neodohrniphora curvinervis* (Malloch, 1914) (Diptera: Phoridae), que es una mosca que coloca los huevos en su cuerpo, cuando las obreras salen a forrajear en el día. Para protegerse de este enemigo, la hormiga ha desarrollado un cambio en su comportamiento evitando salir durante el día. Solo individuos muy pequeños de su casta, que no son atacados por este parasitoide, lo hacen y se convierten en escoltas de las cortadoras, para no permitir la llegada

de estas mosquitas al hormiguero (Figura 15). Este comportamiento puede explicar las aseveraciones que se hacen sobre las actividades de la hormiga en horas nocturnas (Orr, 1992).

Por otra parte, se indica que cuando las obreras jardineras son jóvenes, se dedican al cultivo de hongos; pero al madurar cambian de tarea, y se hacen llevar sobre los trozos de hojas que las hormigas acarreadoras portan. Su tarea es evitarles que sean atacadas por las moscas que las parasitan, cuando están imposibilitadas para defenderse.

## Manejo de poblaciones de las hormigas arrieras

Para lograr un manejo eficiente de *A. cephalotes*, es necesario tener presente estas estrategias:

- El conocimiento de la distribución espacial de los hormigueros es un elemento técnico que debería considerarse, con el fin de actuar en el manejo de este insecto plaga.
- Proteger las plantas contra el daño de las hormigas usando barreras mecánicas.



**Figura 15.** Hormigas obreras de *Atta cephalotes*. Sobre la hoja va una que hace de escolta para evitar la presencia de enemigos que quieran ingresar a la colonia, al viajar en las hojas. Fotos: L. Constantino |



- Encontrar los hormigueros incipientes y destruirlos por medios físicos o mecánicos.
- Aprovechar el comportamiento de las hormigas de coleccionar materiales, para que lleven adentro del hormiguero cebos con insecticidas, fungicidas o antagonistas que causen detrimento a la colonia.
- Para que el control de la hormiga arriera sea exitoso en una región, hay que hacerlo en una forma participativa con la comunidad, implementando un manejo integrado que incluya varias estrategias, como son el control manual, mecánico, cultural, biológico y químico (Constantino & Bonilla, 2004). Los pasos que se deben seguir son los siguientes:

**Identificación de los hormigueros.** Inicialmente se deben localizar los hormigueros, luego se desyerban y limpian para contabilizar el número de bocas de cada nido. Es importante ubicar la entrada principal de forrajeo activa, y marcarla con una estaca. La medición de los hormigueros (m<sup>2</sup>) es fundamental para determinar el tipo de control más adecuado y calcular la cantidad de producto necesario para este fin. Los hormigueros se pueden clasificar de acuerdo con su tamaño. Se sugiere realizar un croquis del terreno para ubicarlos y facilitar las labores de control.

**Control manual.** Cuando se observen nidos pequeños dentro de los primeros tres meses de formación, su destrucción manual y de la reina se hace mediante excavación con una pala, debido a que la cámara se encuentra a solo 20 o 30 cm de profundidad. Es preciso tener en cuenta que estos hormigueros se inician después de los vuelos nupciales, durante las lluvias de marzo y abril, y octubre y noviembre (Constantino, 2008b).

**Control etológico.** Conocer la época del vuelo nupcial es fundamental para iniciar el control oportuno de hormigueros. Este comportamiento se da durante dos épocas al año, que generalmente coinciden con el inicio de las lluvias, en el que las hormigas salen masivamente de los nidos para aparearse, emigrar y formar nuevos nidos (Constantino, 2008a). Este evento se puede aprovechar para capturar las reinas, mediante el uso de trampas con lámparas de luz negra.

**Cebo biológico.** Se basa en la inclusión de un hongo antagonista que, al ser llevado por las hormigas a su nido, pueda ser depositado en la cámara de la reina, contaminar el hongo simbionte y destruirlo. Al cesar el crecimiento de este hongo, la colonia se debilita, ya que no tienen alimento y finalmente colapsa. Este tratamiento es efectivo, no es contaminante, pero sus resultados no se ven inmediatamente (Ortiz *et al.*, 1999; López *et al.*, 1999; Constantino & Bonilla, 2004; Bustillo-Pardey, 2002).

La preparación del cebo con hongos, como *Metarhizium anisopliae* o *Trichoderma lignorum*, se realiza de la siguiente manera:

### **Ingredientes del cebo:**

- 500 g de salvado de avena, trigo, maíz u otro portador.
- 1 litro de jugo de naranja, usado como atrayente.
- 20 g de una formulación comercial del hongo *Metarhizium anisopliae* o *Trichoderma lignorum*, que tenga una concentración de  $1 \times 10^{10}$  esporas por gramo.

Se agrega el salvado poco a poco sobre un platón o balde de plástico, se mezcla con la formulación

del hongo en polvo. Se adiciona lentamente el jugo de naranja para que se impregne al salvado. Debido a que el jugo es pegajoso, actúa como adherente para las esporas del hongo que se añaden por espolvoreo. Todo el preparado se incorpora bien usando guantes.

Para un nido pequeño, de una a cuatro bocas, se colocan 50 g de cebo en montículos ubicados a 30 cm de la boca de forrajeo y a un lado del camino. La aplicación debe hacerse en época de verano y con suelo seco; en caso contrario, se debe proteger de la humedad. Es preciso no tocar con las manos el cebo durante la preparación ni su aplicación en campo, para evitar que las hormigas detecten el olor y lo rechacen.

***Formicidas en polvo.*** Se utilizan formulaciones comerciales contra hormigas. Para nidos pequeños y medianos se emplea la insufladora, con el fin de que el producto penetre hasta las

cámaras. Esto se debe realizar cuando el suelo esté seco, hasta unos 30 cm de profundidad. Se recomienda aplicar entre 30 a 50 g/m<sup>2</sup> de hormiguero, y no es aconsejable hacerlo sobre los caminos o las bocas, porque el control es ineficaz (Madrigal & Yepes, 1997).

***Cebo tóxico.*** Para este control se usa afrecho de trigo, avena o maíz y jugo de naranja, con un insecticida cuyo ingrediente activo sea fipronil. Al igual que los cebos con hongos entomopatógenos, estos se deben aplicar con guantes y sobre el suelo seco.

El cebo se debe aplicar a unos 10 o 15 cm de distancia de las bocas de entrada de los nidos, en cantidades de 8 a 10 g/m<sup>2</sup>. Existe una restricción en el uso de los cebos tóxicos con productos a base de insecticidas químicos, y es que no se pueden administrar en los canales de riego o cerca de ellos (Gutiérrez, 2011).

## Capítulo 15.

### *Automeris liberia* (Cramer, 1780)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera.  
Bombycoidea: Saturniidae: Hemileucinae:  
*Automeris liberia*.

#### Nombre común

Gusano pelo de indio

#### Distribución geográfica

México, Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú, Guyana y Brasil (Genty *et al.*, 1978; Walker, 1855). Esta especie se encuentra en una gran variedad de hábitats forestales, a altitudes entre 200 y 1.500 m.

#### Plantas hospederas

*Automeris liberia* (Cramer, 1780) solo se ha registrado afectando palmas de aceite, especialmente *Elaeis guineensis*. En áreas forestales no explotadas, se alimenta de especies de árboles de los géneros: *Salix*, *Quercus* y *Gleditsia* (Barrows, 2011).

#### Antecedentes

*Automeris* (Cramer, 1780) es un género de la familia Saturniidae, subfamilia Hemileucinae, y está compuesto por cerca de 260 especies descritas. Su distribución es neotropical. Son de hábitos nocturnos y se sienten atraídos por la luz. Una de sus características principales son las manchas en las alas posteriores con aspecto de ojos, llamadas ocelos, que advierten a los depredadores que se trata de una polilla peligrosa, no comestible. Mien-

tras está en reposo se asemeja a una hoja seca, con lo cual pasa inadvertida. Cuando un depredador se acerca para devorarla, al tocarla abre sus alas exponiendo los ocelos para ahuyentarlo.

#### Descripción y biología

**Adultos.** El macho es una polilla que mide entre 70 y 90 mm de envergadura alar, y la hembra, entre 90 y 100 mm. Cuando los adultos están en reposo, las alas anteriores cubren las posteriores. Presentan dimorfismo sexual: los machos tienen una antena bipectinada, y las hembras la tienen filiforme. Las alas delanteras de la hembra son de color marrón y las traseras, naranja; en el macho, las delanteras son amarillas y las posteriores, naranja (Aldana-De la Torre *et al.*, 2017). En las alas traseras de la hembra hay dos ocelos, que son ojos falsos de color blanco y negro; en el macho estos son más pequeños y menos redondos (Figura 1).



**Figura 1.** La característica principal del adulto de *Automeris liberia* son las figuras en forma de ojos en las alas posteriores, con las que intimidan a sus posibles depredadores. Foto: J. Aldana |

Los ocelos indican que el adulto de *A. liberia* usa el mimetismo batesiano para engañar depredadores; siendo inofensivos, exhiben características de un organismo nocivo. Si se les molesta, se posan instantáneamente en el suelo, y exponen sus alas traseras para revelar las manchas oculares. Luego, arquean su abdomen y se estremecen violentamente, sacudiendo las alas traseras en una serie de movimientos rítmicos para llamar la atención sobre sus manchas, que parecen ojos de un animal. Las aves probablemente reaccionan de una manera similar y, en muchos casos, pueden estar tan asustadas que las polillas escapen de ser depredadas.

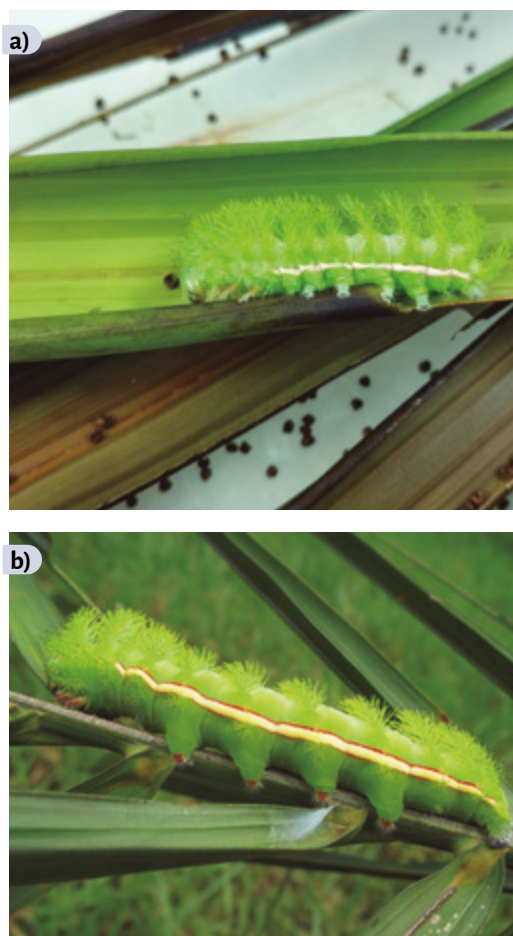
**Huevos.** Son oblongos, de color blanco brillante, con un corion endurecido. La hembra los deposita en grupos en un solo plano, en el envés de la hoja, dispuestos en dos filas conformadas por 12 huevos (Aldana-De la Torre *et al.*, 2017) (Figura 2).



**Figura 2.** Huevos de *Automeris liberia* depositados por el adulto en el envés del foliolo de la palma de aceite, en hileras dobles de seis huevos. Foto: J. Aldana |

**Larvas.** Las completamente desarrolladas miden entre 70 y 80 mm, son de color verde brillante, marcadas lateralmente con guiones o rayas de color blanco, bordeadas con dos

líneas blancas y naranjas en su parte lateral. A lo largo de su dorso presentan penachos de espinas urticantes, y el cuerpo está lleno de setas. En sus primeros instares son gregarias, pero a medida que se desarrollan se dispersan y permanecen solas. Se encuentran en el envés de foliolos, en todos los niveles de la palma (Aldana-De la Torre *et al.*, 2017) (Figura 3).



**Figura 3.** Larvas de *Automeris liberia* alimentándose del foliolo de la palma de aceite. **a)** Larva de segundo instar. **b)** Larva de último instar. Fotos: J. Pastrana y J. Aldana |

**Pupas.** En el último instar, las larvas se ubican en las bases peciolares por debajo de la corona de la palma y se cubren con un pupario, que construyen con residuos vegetales donde em-

pupan. La pupa es del tipo obtecta y de un color marrón oscuro. Para ver su estructura hay que separar el pupario previamente instalado por la larva (Figura 4).

## Monitoreo

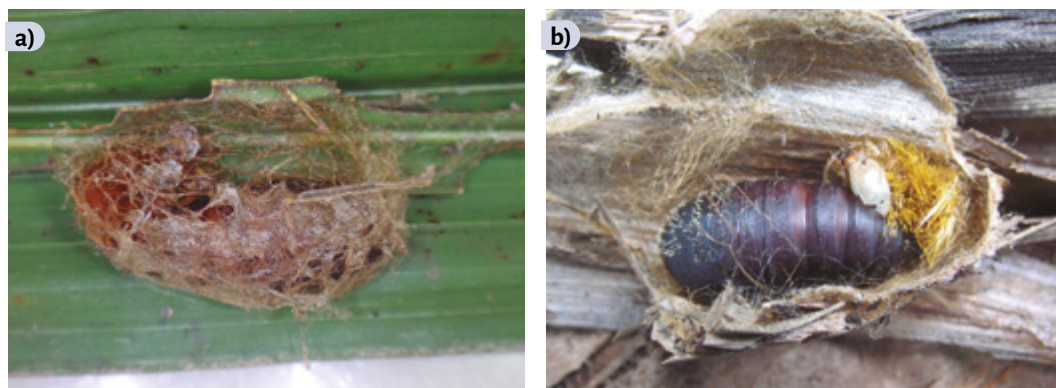
Los ataques son generalmente localizados; por ello, se deben buscar las larvas en los folíolos de la punta de la hoja.

## Enemigos naturales

Las poblaciones de *A. liberia* son afectadas por un gran número de enemigos de los grupos de depredadores, parasitoides, hongos

entomopatógenos y enfermedades virales. La chinche *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas, 1851) es un depredador muy común de sus larvas en plantaciones de palma de aceite (Figura 5).

En relación con parasitoides, los instares iniciales de *A. liberia* son atacados por *Cotesia congregata* (Say, 1836) (Braconidae). El adulto de este insecto inserta con su ovipositor sus huevos en el cuerpo de larvas pequeñas y, debido a que son poliembriónicas, desarrolla muchas de sus larvas en el interior de *A. liberia*. Cuando estas emergen para empupar, se hacen visibles en el campo como muchos cocones blancos cubriendo el cuerpo de la plaga (Figura 6).



**Figura 4.** Pupa de *Automeris liberia*. **a)** Pupario elaborado por la larva de último instar. **b)** Pupa bien desarrollada con el pupario abierto, para observar sus características. Fotos: C. Sendoya y J. Aldana |



**Figura 5.** Larvas de *Automeris liberia* depredadas por la chinche *Alcaeorrhynchus grandis*. Fotos: J. Aldana |





**Figura 6.** Larva de *Automeris liberia* parasitada por *Cotesia congregata* (Say). Foto: C. Sendoya |

El control que ejercen las moscas Tachinidae sobre *A. liberia* es muy importante, ya que se posan sobre larvas próximas a empupar y depositan un huevo sobre su dorso. De este surge una larva que penetra el integumento de *A. liberia* y se desarrolla en su interior, consumiendo sus órganos. Sin embargo, permite que llegue al estado de pupa y de ahí emerge el adulto de la mosca, para continuar sus ataques a otras larvas que encuentre disponibles (Figura 7).

También se ha observado un buen control natural del hongo *Metarhizium anisopliae* sobre larvas de *A. liberia*. En el campo se reconocen porque se muestran totalmente cubiertas por el hongo, el cual, al esporular les da una coloración verde (Figura 8).

El factor de control más importante de *A. liberia* es un virus del tipo de núcleo poliedrosis, que cuando se presenta puede diezmar sus poblaciones, ya que es capaz de afectar larvas en todos sus instares, beneficiándose del hábito gregario de la plaga (Figura 9).



**Figura 7.** Larva de *Automeris liberia* parasitada por una mosca Tachinidae, que deposita un huevo sobre su cuerpo. La larvita que surge, la penetra, se desarrolla en su interior y emerge cuando *A. liberia* se transforma en pupa. Foto: R. Aldana |





**Figura 8.** Larva de *Automeris liberia* infectada por el hongo *Metarhizium anisopliae*, el cual, al esporular le da una cobertura total de color verde. Foto: J. Aldana |



**Figura 9.** Larva de *Automeris liberia* en posición colgante, característica de una infección viral. Este es un virus de poliédrico nuclear, que causa epizootias en las poblaciones de esta plaga. Foto: J. Aldana |

## Daño

Las larvas suelen causar defoliaciones de consideración, ya que una sola llega a consumir alrededor de 1.000 cm<sup>2</sup> de hoja, equivalentes a aproximadamente cuatro folíolos, y se presenta en cultivos jóvenes entre 1 y 3 años (Genty *et al.*, 1978) (Figura 10).



**Figura 10.** Defoliación en una plantación de la Zona Oriental, causada por *Automeris liberia* en un lote de palmas jóvenes. Foto: R. Aldana |

## Manejo de sus poblaciones

Debido a la gran fauna benéfica que presenta *A. liberia* en las plantaciones de palma de aceite en Colombia, sus ataques no suelen ocasionar daños de consideración. En algunos casos, se han observado defoliaciones severas en palmas jóvenes, debido a que el hábitat no favorece la presencia y permanencia de la entomofauna benéfica que la acompaña, al no existir una vegetación nativa y con arvenses apropiadas para su mantenimiento. Se debe evitar al máximo, la intervención de estos brotes con insecticidas químicos.

## Capítulo 16.

### *Brassolis sophorae luridus* Stichel, 1902

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera: Papilionoidea: Nymphalidae: Brassolini: *Brassolis sophorae luridus*.

#### Nombre común

Gusano listado cabezón, gusano de la palma.

#### Sinónimos

*Papilio sophorae* Linnaeus, 1758

*Brassolis sophorae romani* Bryk, 1953

#### Distribución geográfica

Venezuela, Trinidad y Tobago, Guyana, Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia, Brasil y Argentina. En Colombia se encuentra en las zonas palmeras Norte, Central, Oriental y Suoccidental. Se desconoce si es la misma subespecie *B. sophorae luridus* (L., 1758).

#### Plantas hospederas

*Brassolis sophorae* muestra preferencia por plantas pertenecientes a la familia Arecaceae: *Copernicia prunifera*, *Elaeis guineensis*, *Dypsis lutescens* y *Roystonea oleracea* (Contreras, 2012). También se ha observado en Colombia, en cultivos de plátano (*Musa sapientum* L.), banano (*Musa paradisiaca* L.) y cocotero (*Cocos nucifera*) (Posada, 1989).

#### Antecedentes

A través de registros de la Colección Nacional de Insectos de Agrosavia en Bogotá,

existen especímenes de *Brassolis* colectados en plantaciones de palma de aceite de la Zona Norte, identificados por taxónomos del Departamento de Agricultura de Estados Unidos (USDA, por su sigla en inglés) como *Brassolis sophorae luridus* Stichel (Posada, 1989). Presente en todo el territorio colombiano donde se cultiva palma de aceite, fue erigida como una subespecie de *B. sophorae* por el taxónomo C. Roger Bristow, en una revisión reciente del género *Brassolis* de Ecuador y Colombia (Bristow, 2018). El material tipo de la subespecie *luridus* corresponde al colectado en la Zona Oriental. En el mapa de distribución de especies de *Brassolis*, Bristow solo relaciona *Brassolis sophorae luridus* en Colombia.

**Subespecies de *Brassolis sophorae*.** Tiene siete subespecies, todas registradas en países suramericanos. Aparentemente su presencia individual se circunscribe a ciertos países, como se observa en el siguiente listado:

- *Brassolis sophorae sophorae* (América)
- *Brassolis sophorae ardens* Stichel, 1903 (Perú y Ecuador)
- *Brassolis sophorae dinizi* d'Almeida, 1956 (Brasil, Paraíba)
- *Brassolis sophorae laurentii* Stichel, 1925 (Brasil, Minas Gerais)
- *Brassolis sophorae luridus* Stichel, 1902 (Colombia)
- *Brassolis sophorae vulpeculus* Stichel, 1902 (Paraguay)
- *Brassolis sophorae philomela* Stichel, 1925 (Ecuador)

## Descripción general

Una descripción detallada de la morfología de todos los estados de *B. sophorae* la presenta Yasmín Yuniray Contreras Peña, en un documento de su tesis de doctorado realizada en Maracay, Venezuela (Contreras, 2012).

**Adultos.** Son mariposas grandes y vistosas con dimorfismo sexual. Los machos son de menor tamaño que las hembras, tienen una envergadura alar entre 70 a 80 mm, mientras que en la hembra es de 90 a 105 mm. Las alas son de color amarillo y marrón con visos de color violeta; las alas anteriores tienen una banda de color amarillo que las atraviesa, desde el margen costal hasta el ángulo apical. Por el envés, estas tienen un punto negro cerca del ángulo apical, mientras que las alas posteriores poseen tres puntos claros muy visibles. El adulto es de hábitos crepusculares, con gran capacidad de vuelo. Presenta protandria, que es la emergencia de los machos antes que las hembras, una estrategia fisiológica de apareamiento para maximizar el número de los machos, o una manera de minimizar la mortalidad prereproductiva en las hembras (Carvalho *et al.*, 1998; Contreras, 2012). Los adultos viven en promedio 11 días (Figura 1).



**Figura 1.** Adulto de *Brassolis sophorae luridus* en el que se aprecian sus características de venación en sus alas anteriores y posteriores. Foto: J. Aldana |

El vuelo de los adultos en condiciones de campo es rápido e irregular y casi siempre muy alto, con el que logran alcanzar las copas de las palmas. Los adultos de *B. sophorae* inician su actividad de vuelo de 5 p. m. a 7 p. m, primero los machos que las hembras, pero estas permanecen más tiempo activas (Zanetti *et al.*, 1996) (Figura 2).

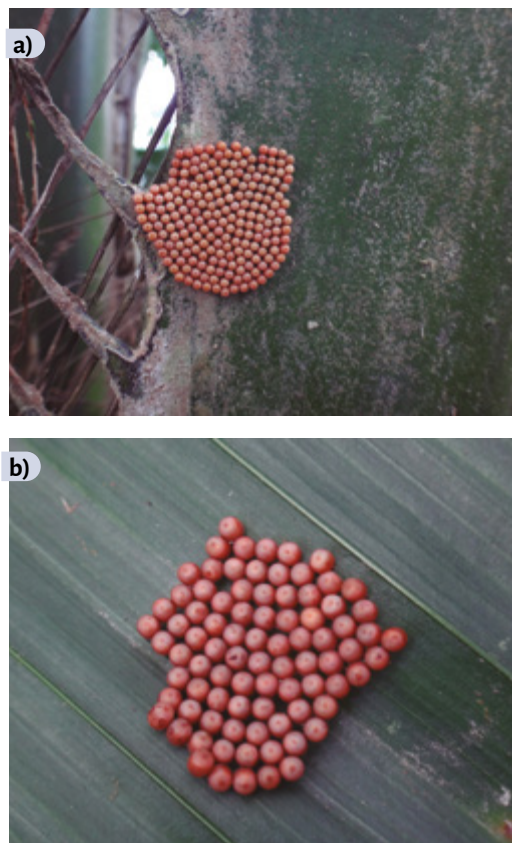


**Figura 2.** Adultos de *Brassolis sophorae luridus* a) en reposo sobre los foliolos y b) el pedúnculo de una hoja de palma de aceite. Fotos: J. Matabanchoy |

**Huevos.** Son de consistencia dura y tienen forma esférica. La hembra los deposita en el envés de las hojas de palma, en grupos muy numerosos que pueden llegar a 150 huevos en un solo plano. Cuando están recién depositados son de color rosado claro y, a medida que avanza su desarrollo, toman un color gris oscuro, debido a que la cápsula cefálica de la



larva se desarrolla internamente. El tiempo promedio de incubación es de 27,7 días, la cual presenta una variación en la viabilidad entre 84,7 y 97,6 %, lo que confiere una alta supervivencia (Contreras, 2012) (Figura 3).



**Figura 3.** Huevos de *Brassolis sophorae luridus* depositados por la hembra **a)** en la base peciolar y **b)** sobre el envés de un foliolo de la palma. Fotos: J. Matabanchoy |

**Larvas.** Una vez desarrolladas pueden medir entre 8 y 9 cm. Son de color marrón claro, poseen líneas longitudinales blancas y marrón oscuro distribuidas uniformemente; la parte ventral es rojiza. La cápsula cefálica es grande y esclerotizada de color vinotinto. Son de hábito gregario, se alimentan en la noche y, durante el día, permanecen ocultas dentro de nidos, que construyen uniendo los foliolos con hilos de seda producidos por sus glándulas

salivares. En cada nido se pueden acomodar entre 800 a 1.000 larvas (Figura 4). En la noche salen para alimentarse con la defoliación de las palmas. Se pueden encontrar en hojas en diferentes niveles de la planta (Díaz *et al.*, 2000) (Figura 5).



**Figura 4.** Larvas de *Brassolis sophorae luridus*, que muestran sus características morfológicas y su hábito de agregación en grandes proporciones. Fotos: J. Matabanchoy |



**Figura 5.** Larvas de *Brassolis sophorae luridus*. **a)** Inicios de la formación del agrupamiento de las hojas que conforma el nido o albergue en la parte alta del follaje de la palma de aceite. **b)** Nido ya formado. Fotos: J. Aldana y J. Matabanchoy |

Zanetti *et al.* (1999) describen el comportamiento de las larvas en su salida diaria del nido cuando van en búsqueda de su alimento. Para esto, existe en el grupo una larva que se ubica al frente y lo guía, depositando un hilo de seda en zigzag mediante movimientos oscilatorios con

la cabeza, marcando el rastro que las demás siguen. Sin embargo, hay otras larvas que toman la iniciativa y se desplazan en diferentes direcciones, formando un sendero de muchos hilos desde el nido al lugar de alimentación, el cual siguen para retornar a su refugio (Figura 6).



**Figura 6.** Larvas de *Brassolis sophorae luridus*. **a)** Forma como se acomodan en el nido, que construyen con las hojas de la palma. **b)** Larvas que dejaron el nido para salir a alimentarse de los folíolos. Fotos: J. Matabanchoy |



El desarrollo de la larva pasa por siete instares, que toman un tiempo promedio de 120,6 días. La duración de cada uno es como sigue: I, 14 días; II, 11; III, 13,2; IV, 14,4; V, 17,1; VI, 26,7 y VII, 24,2 días (Contreras, 2012).

**Pupas.** Son convexas, con rayas longitudinales de color morado y amarillo claro, tienen bandas longitudinales amarillo pálido. Generalmente se localizan sobre bases peciolares de las hojas, el estípite o algunas malezas. La emergencia del adulto ocurre en promedio a los 18 días después de formada la pupa (Contreras, 2012) (Figura 7).

**Ciclo de vida.** Realizado en un laboratorio con condiciones de 26,3 °C y 65 % promedio de humedad relativa, tuvo una duración de huevo a muerte del adulto de 177 días. Estas condiciones del estudio permiten extrapolar la información a condiciones de plantaciones de palma de aceite en Colombia (Contreras, 2012). De acuerdo con esto, se puede inferir que en una plantación donde se detecte inicialmente la presencia de esta plaga, al menos se espera que se presenten dos ciclos de población por año. Por lo tanto, tan pronto se haga su detección, aun con poblaciones muy bajas, se deben realizar todas las

actividades manuales de control, ya que, en un tiempo corto de cinco a seis meses, habrá una colectividad que está creciendo y puede causar daños considerables a la plantación.

## Enemigos naturales

Los diversos estados de *B. sophorae* son atacados por varios controladores biológicos. Los huevos son parasitados por *Telenomus* sp., *Telenomus nigrocoxalis* Ashmead, 1894 (Hymenoptera: Scelionidae) y *Ooencyrtus* sp. (Hymenoptera: Encyrtidae). La larva lo es por *Perilampus* sp. (Hymenoptera: Perilampidae) y *Winthemia* sp. (Diptera: Tachinidae) (Figura 8). La pupa es parasitada por una avispa *Spilochalcis* sp. (Hymenoptera: Chalcididae) (Zenner de Polanía & Posada, 1992). En relación con entomopatógenos, se presentan infecciones en el campo por el hongo *Beauveria bassiana* (Figura 9).

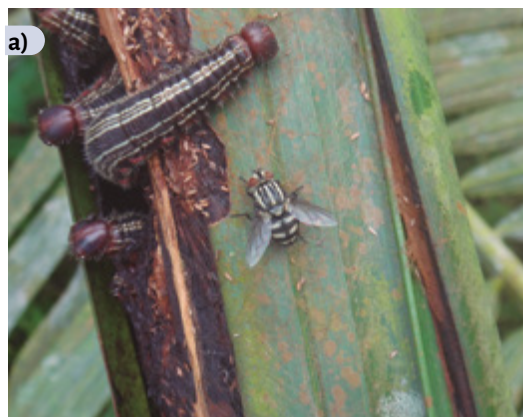
## Daño

Las larvas, que son de hábitos gregarios en el primer instar, causan daño al roer superficialmente la hoja de la palma. En los instares subsiguientes, el daño continúa en los folíolos por el haz o el envés, prefiriendo hojas en las



**Figura 7.** Pupas de *Brassolis sophorae luridus*. a) En una base peciolar. b) Adherida a un folíolo de palma de aceite. Fotos: J. Matabanchoy |





**Figura 8.** Parasitoides de larva-pupa de *Brassolis sophorae luridus*. **a)** Adulto de una mosca de la familia Tachinidae acercándose a una larva. **b)** Adulto de una mosca Tachinidae, que emerge de una pupa. Fotos: J. Matabanchoy |



**Figura 9.** Larvas de *Brassolis sophorae luridus* infectadas por el hongo *Beauveria bassiana*. Foto: J. Aldana |

que estos se encuentran totalmente expandidos, destruyéndole la estructura parenquimática mas no la venal; por ello, la hoja queda esqueletizada. Una larva puede consumir de 500 a 600 cm<sup>2</sup> de área foliar e inicia el ataque en palmas jóvenes sin importar el nivel de la hoja, logrando defoliarla en pocos días. Un nido contiene en promedio 180 larvas, y uno solo por palma puede deshojarla completamente (Genty *et al.*, 1978; Contreras, 2012) (Figura 10).



**Figura 10.** Palma de aceite con defoliación por *Brassolis sophorae luridus* en las partes más altas de la palma y en las hojas más jóvenes. Foto: J. Matabanchoy |

## Monitoreo

Las hojas son usadas por las larvas de *O. sophorae*, no solo como alimento sino para mejorar las condiciones de protección, mediante la construcción de un nido o refugio. La manera de reconocer su presencia en las palmas es a través de la huella o hilaza que hacen con la seda, la cual dejan sobre el tronco al salir en la noche a alimentarse. Además, por la existencia de excrementos en forma de pélets en la base de la palma.

## Manejo de sus poblaciones

El comportamiento característico de agregación formando nidos es apropiado para prevenir el incremento de poblaciones de *B. sophorae luridus* en plantaciones comerciales. La evaluación y colecta periódica de estos nidos, con la ayuda de postes de poda, es un método importante de control físico, recomendado para aquellas áreas donde la especie está presente. Los nidos pueden ser destruidos, pero una alternativa es colgarlos en jaulas de cría dentro del área, para que los enemigos naturales puedan emerger de las larvas y atacar otras que se encuentren dispersas en la plantación (Zenner de Polanía & Posada, 1992).

Es importante observar las larvas colectadas, para ver si presentan síntomas de enfermedades virales. Si se detecta alguna, se deben procesar inmediatamente las larvas y luego iniciar un programa de dispersión del virus en la plantación, lo que sin duda hará colapsar sus poblaciones, logrando un control total de la plaga.

Otra actividad para reducir las poblaciones de *B. sophorae luridus* es la recolección manual de pupas en jaulas y localizarlas en las plantaciones (Figura 11). De esta manera, los parasitoides y depredadores se puedan desarrollar ahí, para luego escapar por orificios de la malla hacia la plantación de nuevo y así incrementar la fauna benéfica.

Otra alternativa de manejo es el uso de una formulación del hongo *Beauveria bassiana*, de cepas obtenidas en campo de larvas enfermas, con el propósito de aplicarlo y lograr producir epizootias que afecten considerablemente las poblaciones de *B. sophorae luridus*. También es viable la aplicación de formulaciones comerciales de *Bacillus thuringiensis* que tengan los genes Cry, apropiados para esta plaga.



**Figura 11.** Modelo de jaula que se puede utilizar para la captura de pupas de *Brassolis sophorae luridus* en el campo. Foto: A. Bustillo |

## Capítulo 17.

### La langosta gigante, *Eutropidacris cristata* (L. 1758)

Carlos Andrés Sendoya Corrales y Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Orthoptera: Romaleidae:  
Tropidacrinini: *Eutropidacris cristata*.

#### Nombre común

Langosta gigante, langosta roja.

#### Sinónimos

*Acridium latreillei* (Perty, 1832)  
*Eutropidacris cristata* (Linnaeus, 1758)  
*Gryllus cristatus* (Linnaeus, 1758)  
*Lophacris cristata* (Linnaeus, 1758)  
*Tropidacris collaris* (Stoll, 1813)  
*Tropidacris latreillei* (Perty, 1832)  
*Tropidacris princeps* Stal, 1873  
*Tropidacris rex* Scudder & S.H., 1869

#### Distribución geográfica

La langosta *Eutropidacris cristata* es una plaga polífaga ampliamente distribuida en la región neotropical, desde México hasta el

Amazonas. Existen registros de su presencia en Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Guatemala, Guayana Francesa, Honduras, México, Nicaragua, Paraguay, Panamá, Perú, República Dominicana, Trinidad y Tobago, y Venezuela (Carbonell, 1986; Duranton *et al.*, 1987). En Colombia se ha detectado en los departamentos de Antioquia, Bolívar, Caldas, Chocó, Cundinamarca, La Guajira, Meta y Sucre (Carbonell, 1986; Barrientos, 2003; Assis *et al.*, 2005). También se ha registrado en el cultivo de palma de aceite, causando defoliaciones en San Pablo y Simití (Bolívar), San Alberto (Cesar), Barrancabermeja y Meseta de San Rafael (Santander).

#### Plantas hospederas

Cultivos forestales (pino y roble), café, caña de azúcar, cebada, cítricos, maíz, mango, palma de coco, palma de aceite, plátano, sorgo, trigo, yuca (Carbonell, 1986) y kudzu (Figura 1).



**Figura 1.** *Eutropidacris cristata* en plantas hospederas. **a)** Adulto en cultivo de yuca. **b)** Adulto en plátano. **c)** Ninfra consumiendo kudzu. **d)** Ninfra alimentándose de palma de aceite. Fotos: C. Sendoya |



## Antecedentes

Este es el primer registro que se realiza en Colombia de *Eutropidacris cristata* afectando el cultivo de palma de aceite. No es común encontrarla en plantaciones, ya que aparece temporalmente en épocas secas y en cultivos de palma de aceite adenaños a bosques. Esto puede deberse a que es una especie muy polífaga y migratoria. Se localiza en algunos sectores de la plantación, consumen el follaje realizando defoliaciones muy notorias, pero después de un tiempo en las zonas palmeras, desaparece continuando su migración.

Tiene una amplia gama de hospedantes. Rara vez causa daños graves en cultivos adultos de palma de aceite; sin embargo, en cultivos jóvenes o recién sembrados puede ser un problema, debido a la defoliación que ocasiona. Además, estos pueden ser importantes en huertos de cítricos, hortalizas y vegetación paisajística que bordean los hábitats naturales.

## Descripción, biología y ecología

**Adultos.** Son de color verde marrón, con puntos blancos a los lados del pronoto y del fémur de las patas traseras. Sus alas posteriores son carmesí moteado, con manchas azul negruzco (Figura 2). La hembra tiene 14,5 cm de longitud desde la cabeza hasta la punta de las alas, y 25 cm de envergadura alar; alcanza un peso de casi 30 g. El macho es un poco más pequeño. Son buenos voladores y viven en bosques húmedos del Neotrópico.

**Ninfas.** Presentan el abdomen amarillo con franjas transversales de color negro. Las patas tienen una coloración rojiza, y la cabeza es roja con los ojos y el aparato bucal negros (Figura 3). Este insecto es de hábitos gregarios. Durante el día (entre 8:00 a. m. y 5:00 p. m.) se resguardan

en pequeños grupos y se alimentan de los brotes frescos de las especies vegetales acompañantes del cultivo de palma de aceite.



**Figura 2.** Adulto de *Eutropidacris cristata* alimentándose en hojas de la palma de aceite. Foto: C. Sendoya |



**Figura 3.** Ninfa de *Eutropidacris cristata* en hojas de palma de aceite. Foto: C. Sendoya |

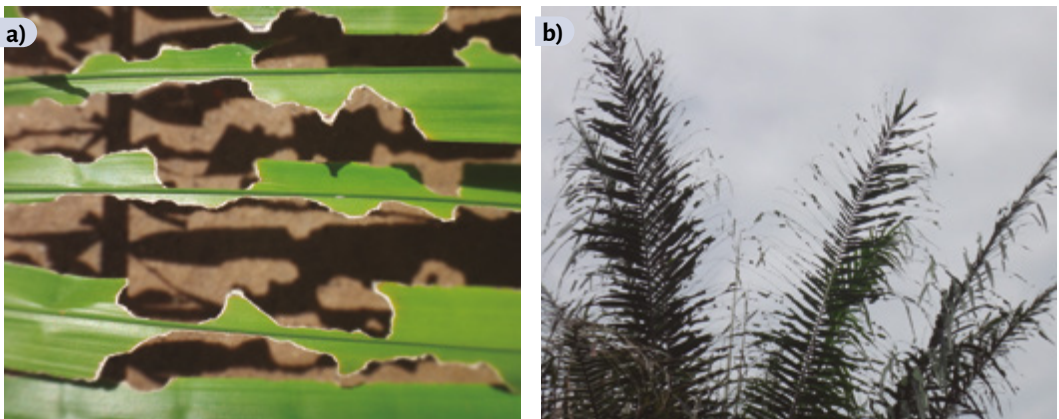
Después de las 5:00 p. m., los adultos y las ninfas más desarrolladas suben a la palma para alimentarse del follaje (Figura 4). La cópula sucede al inicio de la época de lluvias en la zona que habitan. Durante esta, el macho monta a la hembra; luego ella baja a ovipositar en el suelo, cubriendo los huevos con el material que barre con su abdomen, y así protegerlos de depredadores. *Eutropidacris cristata* tiene una generación al año y se puede encontrar en todos sus estados de desarrollo en el campo (Duranton *et al.*, 1987).

## Daño

Su ataque y presencia dentro del cultivo de palma de aceite se inicia en época seca hasta su final. Frecuenta zonas sin humedad, descubiertas y lotes que colindan con áreas boscosas. Normalmente, *E. cristata* causa daños a palmas que se encuentran cerca o que limitan con otros cultivos. Las ninfas y los adultos consumen la lámina foliar de las hojas más tiernas. En poblaciones altas alcanzan a defoliar toda la planta (Figura 5). Las palmas más afectadas por estos insectos son aquellas que se encuentran en el borde de los lotes.



**Figura 4.** Ninfas de *Eutropidacris cristata* defoliando la palma de aceite. Fotos: C. Sendoya |



**Figura 5.** Daño ocasionado por *Eutropidacris cristata* a la palma de aceite. a) Consumo foliar. b) Defoliación total de la planta. Fotos: C. Sendoya |

## Manejo de sus poblaciones

El daño generalmente es localizado y se puede manejar de manera efectiva, con un enfoque de manejo integrado de plagas (MIP). Los insecticidas son relativamente ineficaces y no se recomiendan, ya que después de un tiempo desaparecen siguiendo su actividad migratoria. Cuando se justifica el control, la recolección manual del insecto con ayuda de una red entomológica es efectiva a bajas densidades. En plantaciones donde se ha presentado este insecto plaga no han realizado prácticas de manejo, pues solo aparecen en épocas secas del año y en sitios puntuales de algún lote, causando defoliación. Después de un corto tiempo de alimentación, estas langostas desaparecen para continuar su vuelo migratorio.



## Capítulo 18.

# El gusano indio, *Dirphia peruvianus* Bouvier 1924

Álex Enrique Bustillo Pardey y Miriam Rosero Guerrero

### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Bombycoidea: Saturniidae: Hemileucinae:  
*Dirphia peruvianus*.

### Nombre común

Gusano indio

### Distribución geográfica

En Colombia se presenta en todas las zonas productoras de palma de aceite, pero especialmente en las Central y Oriental.

### Plantas hospederas

Solo se conoce que es insecto plaga en palma de aceite (Posada, 1989).

### Antecedentes

*Dirphia peruvianus* es una especie descrita por el entomólogo francés Eugene Louis Bouvier en 1924. Especímenes de *D. peruvianus* se encuentran en Colombia, en la Colección Taxonómica Nacional de Insectos de Agrosavia, que perteneció al ICA. Estos fueron identificados por especialistas del Smithsonian Institute, en Washington, colectados en plantaciones de palma de aceite de la Zona Norte, por la investigadora Ingeborg Zenner (Posada, 1989). Se considera que la clasificación como *Dirphia gragatus* es errónea (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010), y se debe mantener el nombre *D. peruvianus* como lo consideraba Calvache (1995).

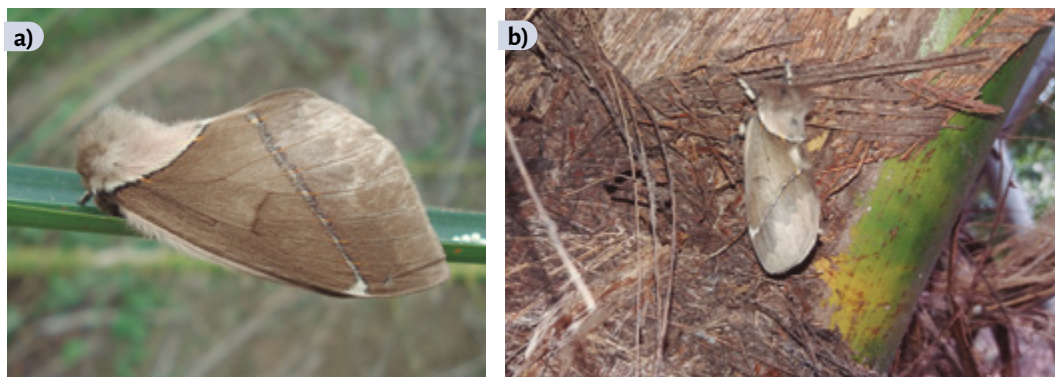
Las especies del género *Dirphia*, al igual que otros de la subfamilia Hemileucinae, presentan penachos urticantes que causan reacciones alérgicas (Couppié *et al.*, 1998; Hossler, 2010). Sin embargo, en Colombia no existen casos clínicos o afecciones relacionados con estas especies, pero es recomendable no exponerse a las setas de su cuerpo.

### Descripción y biología

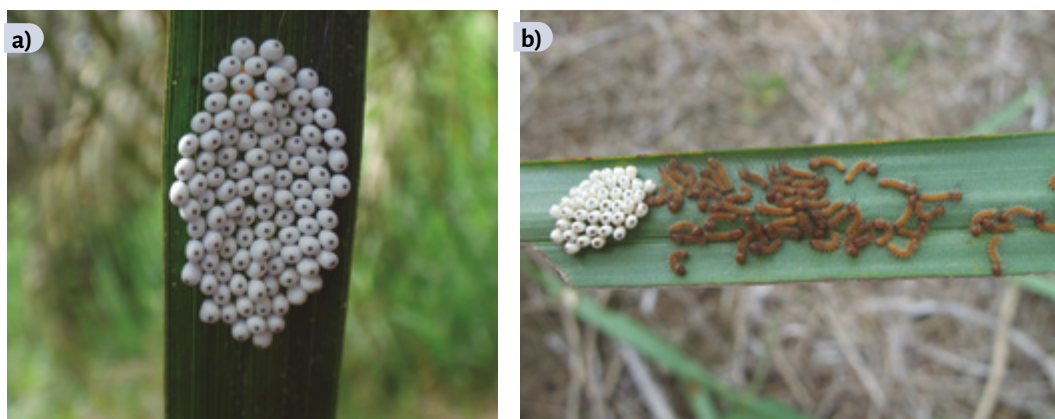
**Adultos.** El macho tiene de 60 a 63 mm de envergadura y la hembra alcanza hasta 75 mm. De color marrón claro, presentan una línea oblicua oscura que divide las alas anteriores. Tienen un comportamiento defensivo particular, encorvan el abdomen cuando son molestados o atacados, y fingen estar muertos (catalepsia) doblando las alas verticalmente. También secretan dos gotas de un líquido repulsivo de color verde esmeralda por detrás de la cabeza (Figura 1) (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

**Huevos.** Son bastante duros y gruesos, oblongos, de color blanco brillante. El área micropilar es de color blanco con puntos negros. Se ponen en grupos de 60 a 120 individuos en un solo plano. Su consistencia los hace poco apetecidos por los parasitoides (Reyes & Cruz, 1986; Genty *et al.*, 1978) (Figura 2).

**Larvas.** De gran tamaño, alcanzan 50 mm de longitud. Están cubiertas de largas espinas urticantes, particularmente en el tórax y en los últimos segmentos abdominales (Figura 3).



**Figura 1.** Adultos de *Dirphia peruvianus* en una palma de aceite. **a)** En un foliolo. **b)** En la base peciolar de una hoja. Fotos: J. Aldana y M. Rosero |



**Figura 2.** Masa de huevos de *Dirphia peruvianus*. **a)** Depositados por el adulto en los foliolos de la palma. **b)** Huevos en eclosión de los que se pueden visualizar las larvas de primer instar. Fotos: C. Sendoya y J. Aldana |



**Figura 3.** Larvas en los últimos estados de desarrollo de *Dirphia peruvianus*. Se observan las características de sus setas en el dorso. Fotos: M. Rosero y J. Aldana |

Son de color marrón oscuro, de hábito gregario y bastante voraces. Viven en colonias de 20 a 100 larvas, localizadas en el envés de las hojas, preferiblemente en palmas jóvenes (de dos a cinco años) (Figura 4) (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).



**Figura 4.** Larvas de *Dirphia peruvianus* en foliolos de la palma de aceite, que demuestran su hábito gregario. Fotos: M. Rosero y N. Castillo |

**Pupas.** Se forman regularmente en el suelo, cerca al estípite de las palmas, a unos 10 cm de profundidad (Reyes & Cruz, 1986; Genty *et al.*, 1978).

## Enemigos naturales

La larva de *D. peruvianus* es parasitada por la avispa *Cotesia* sp. (L.) (Hymenoptera: Braconidae) (Figura 5), y también es afectada por hongos entomopatógenos del género *Isaria*, en

el estado larval y de pupa (Figura 6). Sin embargo, el factor clave de control en las poblaciones de larvas son las infecciones ocasionadas por un virus de tipo nucleopolyedrovirus, que aún no se ha estudiado y establecido su lugar entre los *Alphabaculovirus*. Este ocasiona el total colapso de las poblaciones de *D. peruvianus*, al cabo de la tercera generación en la plantación, como se pudo analizar en un brote en la Zona Oriental palmera de Colombia. La presencia del virus se ve favorecida por el hábito de ser muy gregario en el estado larval, y si una sola larva adquiere el virus, todas las demás se contaminan (Figura 7).



**Figura 5.** Larva de *Dirphia peruvianus* parasitada por *Cotesia glomerata* (L.). Se observa la emergencia de un adulto de esta especie. Foto: C. Sendoya |





**Figura 6.** *Dirphia peruvianus* infectada por un hongo del género *Isaria*. **a)** Larva que evidencia el crecimiento del micelio. **b)** Aspecto de la pupa atacada por el hongo *Isaria* sp. Fotos: M. Rosero |



**Figura 7.** Larvas de *Dirphia peruvianus* infectadas por un nucleopolyedrovirus, nativo en sus poblaciones. **a)** Larvas agregadas contaminadas por el virus. **b)** Larva colgada del último par de pseudopatas, típico en las que son infectadas por virus. Fotos: C. Sendoya y M. Rosero |

## Daño

Rara vez se presentan niveles altos de poblaciones, pero la agresividad de este insecto se da por su voracidad y hábito gregario. Una larva puede consumir 400 a 600 cm<sup>2</sup> de la lámina foliar en palma joven (Reyes & Cruz, 1986; Genty et al., 1978) (Figura 8).

## Monitoreo

La población es muy localizada. Se pueden detectar los focos al observar las colonias



**Figura 8.** Defoliación ocasionada por larvas de *Dirphia peruvianus* en una plantación de palma de aceite en la Zona Oriental. Foto: J. Aldana |

de larvas y las posturas de color blanco en el follaje de la palma. Para determinar sus poblaciones, se cuantifica el número de colonias de huevos o larvas por planta (Reyes & Cruz, 1986).

## Manejo de sus poblaciones

Para establecer un programa de control de este insecto es importante iniciar con la colecta de larvas enfermas por el virus, en los sitios iniciales donde se registra su presencia. Una vez logrado esto, se procede a macerarlas, extraer el virus y devolver el inóculo al campo, realizando aspersiones dirigidas a los sitios donde se encuentran las colonias de *D. peruvianus*.

Por otro lado, se debe fomentar el incremento de la fauna benéfica, recogiendo los huevos, larvas y pupas en la plantación, y depositándolos en canastas de anejo que no permitan el escape de la plaga, pero sí la de los insectos benéficos. Otro recurso puede ser el uso de formulaciones de *Bacillus thuringiensis*, que han demostrado ser eficaces en el control de *D. peruvianus* (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

## Capítulo 19.

### El cucarrón negro, *Leucothyreus femoratus* Burmeister, 1844

Álex E. Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Polyphaga: Scarabaeidae Rutelinae: Geniati-  
ni: *Leucothyreus femoratus*.

#### Nombre común

Leucotirio, cucarrón negro.

#### Sinónimos

No sinonimia conocida.

#### Distribución geográfica

Este insecto se encuentra en México, Centroamérica, Venezuela, Guyana, Surinam, norte de Brasil, Ecuador, Colombia y Perú (Morón *et al.*, 1997). Es común en zonas con una amplia distribución altitudinal, que va desde el nivel del mar hasta los 1.500 m con predominio en clima cálido, y en regiones agrícolas de temperatura media hasta los 1.800 m s. n. m. (Pardo *et al.*, 2003; Restrepo & López, 2000). En Colombia se registra en plantaciones de palma de aceite del Magdalena Medio, sur del Cesar y en los Llanos Orientales, así como en las zonas Central y Suroccidental palmeras.

#### Plantas hospederas

*Leucothyreus femoratus* es un insecto plaga de la palma de aceite, cuyo adulto ocasiona defoliaciones y en el estado de larva, se alimenta de las raíces de las gramíneas presentes en las plantaciones.

#### Antecedentes

En cultivos jóvenes, el defoliador *L. femoratus* se ha convertido en un problema generalizado en las zonas palmeras de Colombia. Su importancia radica en sus hábitos, asociado con la presencia de gramíneas en las plantaciones de palma de aceite. Esto se debe a que sus larvas son rizófagas, mientras que los adultos son defoliadores. En ocasiones se observan adultos consumiendo plantas de hoja ancha como kudzu, mucuna y *Cassia reticulata*, pero no se reproducen en estas. Se han encontrado altas poblaciones de larvas que se alimentan de raíces de *Asystasia intrusa* y también de materia orgánica, como residuos de estípites en estado de descomposición (Aldana-De la Torre & Bustillo-Pardey, 2015).

#### Descripción, biología y hábitos

**Adultos.** Son coleópteros de color negro, patas de color pardo oscuro y longitud de 15 mm. Los machos son un poco más pequeños que las hembras (Neita & Gaigl, 2008). Los adultos son defoliadores de plantas cultivadas, como la palma de aceite, y pastizales, como *Brachiaria*, *Paspalum* y *Pennisetum*. Durante el día permanecen bajo el suelo enterrados entre 5 y 7 cm, para protegerse de las altas temperaturas y baja humedad. Tienen actividad nocturna entre las 7 p. m. y las 4 a. m., alcanzando su pico hacia las 11 p. m., tiempo en el cual ocurre el mayor número de cópulas, mientras la hembra se alimenta (Martínez *et al.*, 2001) (Figura 1).



**Huevos.** La hembra los oviposita individualmente, generalmente un huevo diario en el suelo, cerca al sistema radical de gramíneas y ciperáceas, como *Imperata cylindrica* (vendeaguja), *Cyperus diffusus* y pasto comino. Tienen forma ovalada, son lisos y de color blanco (Pardo *et al.*, 2006).

**Larvas.** Tienen cuerpo pequeño, pero robusto; pasan por tres instares y en el III alcanzan una longitud dorsal de 18 a 21 mm. El ancho en la base del abdomen es de 4,5 mm; el color de su cuerpo es crema claro y está cubierto con abundantes setas largas y cortas. La cabeza es parda con un lustre moderado y pigmentado; el clípeo es amarillo. Las patas son largas y esbeltas con setas esparcidas. Las larvas de *L. femoratus* son rizófagas; en los Llanos Orientales se han observado alimentándose de raíces de gramíneas principalmente *Hypameria ruffa* (yaraqua o puntero), *Paspalum* sp. (maciega), *Imperata cylindrica*, *Homolepsis aturensis* y *Panicum laxum*. En estas es posible encontrar entre 4 y 15 larvas/m<sup>2</sup> (Pardo *et al.*, 2006; Martínez *et al.*, 2001) (Figura 2).

**Pupa.** Las larvas de último instar entran en prepupa y organizan un sitio en el suelo para empupar. La pupa es del tipo exarata. Su cuerpo es ovalado, robusto, de color amarillo claro, finamente pubescente y de 14 a 16 mm de longitud. Permanece rodeada por la exuvia de la larva (Pardo *et al.*, 2006) (Figura 3).

## Ciclo y parámetros de vida

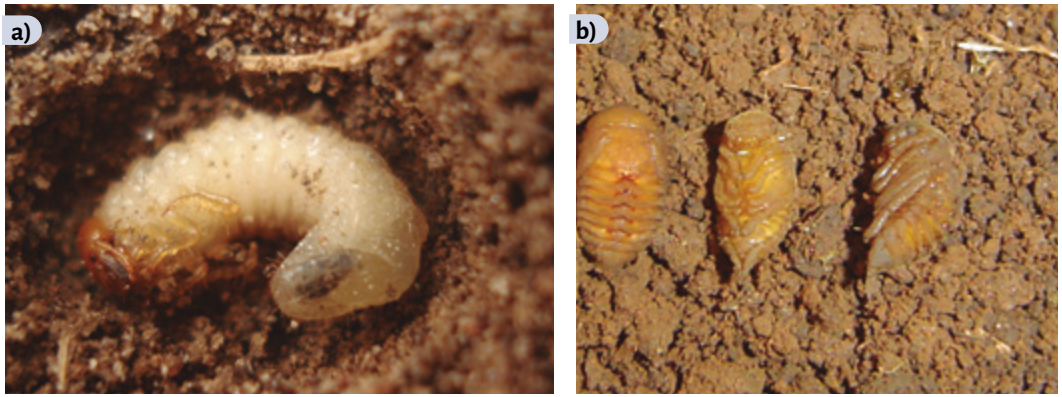
El defoliador *L. femoratus* cumple su ciclo de vida de huevo a adulto en 171,5 días: el periodo de incubación del huevo es de 8,6 días; el estado larval pasa por tres instares con una duración de 108,4 días, el de pupa demora 8,5 días y la longevidad promedio de los adultos es de 46 días. Las hembras ovipositan en promedio 52



**Figura 1.** Adulto de *Leucothyreus femoratus* sobre una hoja de palma de aceite. Foto: J. Aldana |



**Figura 2.** Larva de *Leucothyreus femoratus* en el suelo de las plantaciones, donde se alimenta de las raíces, preferencialmente de gramíneas. Foto: J. Aldana |



**Figura 3.** *Leucothyreus femoratus*. a) Prepupa y b) pupas en el suelo de una plantación de palma de aceite.  
Fotos: J. Aldana |

huevo (Aldana-De la Torre & Bustillo-Pardey, 2015). La tabla de vida muestra que la mayor tasa de mortalidad (qx) se presenta en el III instar (qx= 0,37) y en el II instar (qx= 0,27), mientras que la menor fue en el estado de huevo (qx= 0,03). La tasa reproductiva neta se estimó en 9,9, mostrando que *L. femoratus* tiene una buena capacidad reproductiva (Aldana-De la Torre & Bustillo-Pardey, 2015) (Tabla 1).

### Enemigos naturales

En los Llanos Orientales se registró un hongo del género *Metarhizium* que infecta larvas. Este hongo es común infestando insectos en el suelo. Se han identificado varias especies de co-

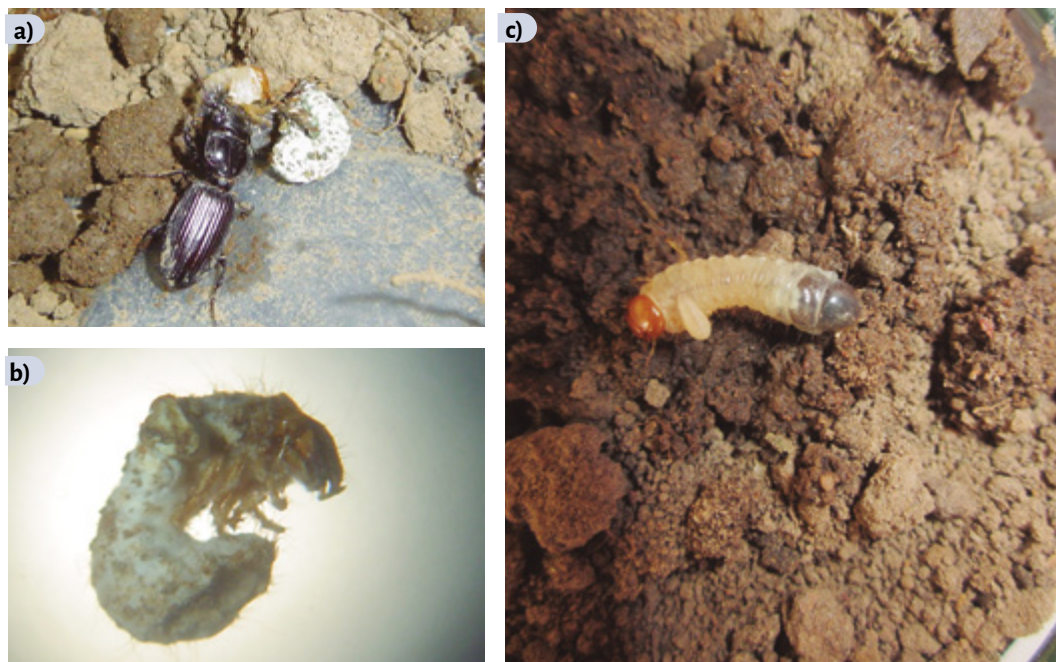
leópteros de las familias Cicindellidae y Carabidae, y hormigas de los géneros *Pachycondyla*, *Pheidole* y *Solenopsis*, depredando larvas de *L. femoratus* (Figura 4).

### Control biológico

Bajo condiciones de umbráculo, localizado en una plantación de palma de aceite, se observó que nematodos del género *Heterorhabditis*, cepa CPHsp1301, ocasionaron mayor mortalidad en el III instar de *L. femoratus*, con un porcentaje del 86 %, seguida de la cepa CPHsp 1302 con el 71 %, mientras la cepa *Steinernema* sp. 1, (JCLO241) controló el 52,6 % de las larvas. Las larvas afectadas

**Tabla 1.** Ciclo de vida de *Leucothyreus femoratus* (IC = intervalo de confianza) |

| Estado de desarrollo | N.o  | Duración (días) ± IC |
|----------------------|------|----------------------|
| Huevo                | 280  | 8,6 ± 0,06           |
| I instar             | 272  | 13,0 ± 0,07          |
| II instar            | 231  | 25,8 ± 0,17          |
| III instar           | 173  | 69,6 ± 0,19          |
| Larva                | ---- | 108,4 ± 0,21         |
| Pupa                 | 110  | 8,5 ± 0,10           |
| Adulto               | 92   | 46,0 ± 0,69          |
| TOTAL                |      | 171,5 ± 0,83         |



**Figura 4.** Enemigos de *Leucothyreus femoratus*. **a)** Carabidae depredando una larva. **b)** Larva infectada por *Metarhizium anisopliae* sp. **c)** Larva con un parasitoide sobre su cuerpo. Fotos: R. Aldana |

por los nematodos del género *Heterorhabditis* presentan una coloración rosada, y estos se pueden observar en el interior de su cuerpo. En condiciones controladas de campo, la dosis de 1.000 JI/cm<sup>2</sup> de *Heterorhabditis* CPHsp 1302 causó la mayor mortalidad de *L. femoratus*, con el 74,4 %.

## Daño

*Leucothyreus femoratus* es una plaga importante en plantaciones de palma de aceite. El adulto, de hábitos nocturnos, ataca cualquier nivel foliar de la palma. Evaluaciones realizadas bajo condiciones controladas mostraron que cuatro individuos alimentándose sobre la hoja 1, durante un periodo de dos meses, consumieron el 10 % de su área foliar. Esta defoliación se incrementa con el tiempo, y puede alcanzar porcentajes entre el 40 y el 70 % hacia el nivel medio de la palma (Martínez *et al.*, 2001).

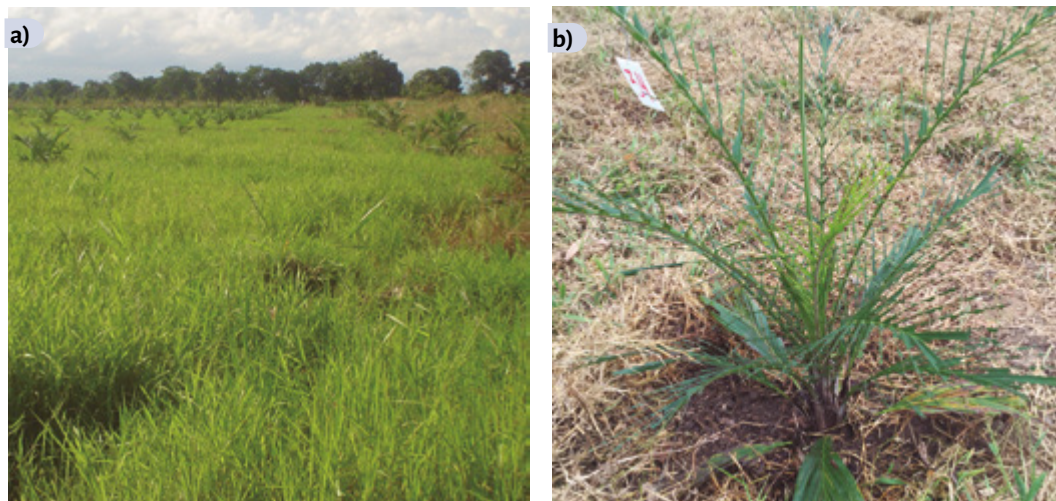
En muchas ocasiones, el daño causado por *L. femoratus* se confunde con el de las hormigas arrieras. Sin embargo, la principal característica que lo identifica es la irregularidad de sus cortes; además, el área consumida se presenta en forma de cuadros o rectángulos en el borde de los foliolos (Figura 5).

La presencia del insecto generalmente está asociada a lotes o plantaciones, cuyas áreas están cubiertas de vendeaguja y abundantes gramíneas invasoras. En estos existe el riesgo de que ocurran defoliaciones severas en plantaciones jóvenes (Figura 6). Para el muestreo más detallado del insecto se debe hacer una calicata de 75 x 50 cm y 5 cm de profundidad, a 1,50 m del estípite donde se presenten gramíneas, y contabilizar larvas, pupas y adultos. Esto permite conocer el estado de desarrollo que predomina en el lote, para realizar prácticas de control.





**Figura 5.** Daño característico en los foliolos de la hoja de la palma de aceite, causado por adultos de *Leucothyreus femoratus*. Se observan los cortes irregulares que realiza para alimentarse. Fotos: J. Aldana |



**Figura 6.** Defoliación producida por *Leucothyreus femoratus*. **a)** Lote con palmas jóvenes y coberturas de gramíneas y **b)** la defoliación por sus adultos. Fotos: J. Aldana y A. Bustillo |

## Manejo de sus poblaciones

Para reducir el impacto de *L. femoratus* es preciso conocer en las plantaciones los sitios donde se alimentan sus larvas, ya que estas no se manifiestan en las palmas, sino en el sistema radicular de las gramíneas y arvenses. Un con-

trol eficiente consiste en reducir las gramíneas en los sitios donde se observe el daño ocasionado por los adultos de *L. femoratus*. El paso de un rastrillo, especialmente en los bordes de los lotes, o en su defecto el uso de herbicidas selectivos para gramíneas, ayuda a disminuir el impacto de este insecto plaga.

## Capítulo 20.

### El gusano cuernito, *Loxotoma elegans* Zeller, 1854

Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Gelechioidea: Depressariidae: *Loxotoma elegans*.

#### Nombre común

Gusano cuernito mayor

#### Distribución geográfica

Se encuentra en Guatemala, Honduras, Panamá, Colombia, Venezuela, Trinidad y Tobago, Guayana Francesa, Brasil (Amazonas) y Bolivia. En Colombia se ha registrado únicamente en la Zona Oriental, especialmente en los departamentos del Casanare, Vichada y Meta (García *et al.*, 1994).

#### Plantas hospederas

Los registros indican que solo se presenta como plaga de la palma de aceite *Elaeis guineensis* y de los híbridos interespecíficos OxG.

#### Antecedentes

*Loxotoma elegans* afecta grandes extensiones de la palma de aceite, causando defoliaciones severas en todas las edades del cultivo. Particularmente, se encuentra restringida a la Zona Oriental palmera de Colombia. Sin embargo, tiene una gran similitud morfológica y de hábitos de vida con la especie *Stenoma impressella* (Burk, 1914).

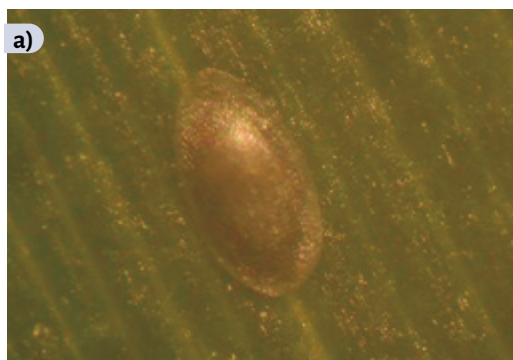
#### Descripción y biología

**Adultos.** Son unas polillas cuya envergadura alar es de 30 a 36 mm para los machos, y de 34 a 40 mm para las hembras. Las alas anteriores son de color amarillo ocre, con una fina banda transversal marrón hacia la parte apical. Tienen una mancha oscura hacia la zona media, en el margen externo del ala (Figura 1). Las alas posteriores son de color salmón. Las hembras presentan en sus patas espinas más largas que las de los machos. Su abdomen es más abultado y tienen unas escamas blancas en la parte ventral y dorsal. En los machos el abdomen es más delgado, con el extremo distal recubierto con un mechón de setas a manera de brocha (García *et al.*, 1994). El adulto es de hábitos nocturnos e inicia su actividad después de las 6:00 p. m., siendo mayor en horas de la madrugada. En estado de reposo descansa sobre las alas anteriores. Tienen fototropismo positivo.

**Huevos.** La hembra pone los huevos en forma individual en el haz de los folíolos, preferiblemente en hojas del tercio superior, cerca de la nervadura central sin insertarlos en el tejido foliar. Son aplanados, de forma ovalada; el corión es esculpido y muestran una apariencia martillada en su superficie. Miden 1,25 a 1,5 mm de largo y 0,5 a 0,6 mm de ancho. Recién ovipositados son de color blanco lechoso, luego pasa a amarillo pálido y naranja cuando se aproxima su eclosión (García *et al.*, 1994). La fertilidad de los huevos es del 90 % (Figura 2a).



**Figura 1.** Adultos de *Loxotoma elegans* posados en un foliolo de palma de aceite y en una arvensa. Se observan las dos máculas negras sobre el dorso de su ala anterior, que caracterizan la especie. Fotos: R. Aldana y J. Aldana |



**Figura 2.** *Loxotoma elegans*. **a)** Huevo en el haz de un foliolo de palma. **b)** Larva iniciando el daño con el raspado de la epidermis del foliolo. Fotos: R. Aldana |

**Larvas.** El estado larval pasa por 12 instares. Completamente desarrollada alcanza entre 35 y 40 mm. Su color inicial es amarillo pálido y posee abundantes setas sobre todo el cuerpo; luego van apareciendo unos puntos a manera de cuadro sobre cada segmento abdominal, los cuales se hacen más evidentes en el V y VI instar larval. Finalmente, el color de su cuerpo se asemeja al tejido foliar consumido. La cápsula cefálica y el protórax son de color marrón oscuro. La larva recién emergida perfora el foliolo para localizarse en el envés, cerca de la nervadura central, donde inicia la construcción del cuerno de protección. En su primer instar la hace con seda que ella misma pro-

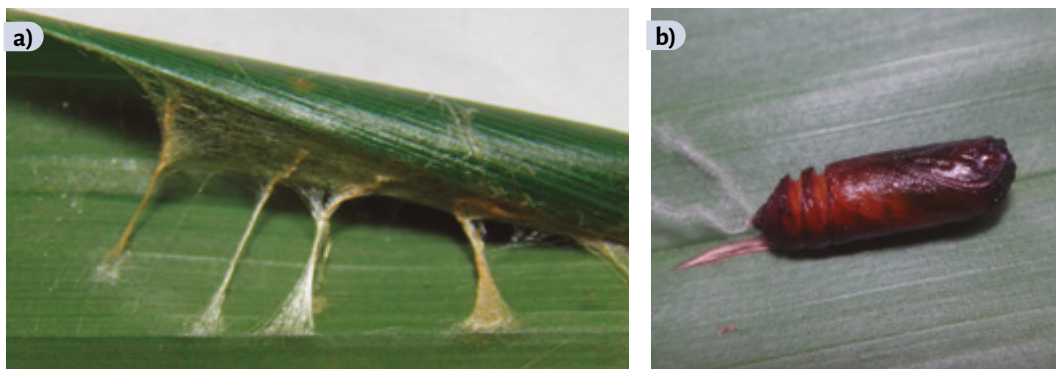
duce; luego construye una definitiva con sus excrementos. El cuerno tiene la forma de un cono curvo o recto, y su interior está cubierto de seda. La larva teje una red desde el orificio de entrada hacia el exterior, delimitando el área en donde se alimenta y creando así su sistema de protección (Figura 3) (Aldana-De la Torre *et al.* 2018).

**Pupas.** Son de tipo obtecta. Al inicio son de color verde claro, pasan rápidamente a naranja intenso y, finalmente, a marrón oscuro. La longitud media es de 12,2 mm para machos y de 14 mm para hembras (García *et al.*, 1994) (Figura 4).





**Figura 3.** Larvas de *Loxotoma elegans* dejando la cápsula protectora para alimentarse de los foliolos de la palma de aceite. Fotos: J. Aldana |



**Figura 4.** *Loxotoma elegans*. **a)** Enrollamiento del foliolo de la palma, realizado por la larva de último instar, para entrar en prepupa. **b)** Pupa tipo obtecta. Fotos: R. Aldana |

## Ciclo de vida

El ciclo de vida y la estimación de los parámetros reproductivos de *L. elegans* se llevó a cabo en una plantación de palma de aceite, en la que se presentaron las siguientes condiciones:  $27,9 \pm 1,5$  °C y  $72 \pm 4$  % de humedad relativa. El desarrollo de los estadios tuvo una duración así: la incubación del huevo tomó  $6,0 \pm 0,6$  días; el estado de larva  $69,8 \pm 6,4$  días pasando por 12 instares, y la pupa  $14,7 \pm 1,5$  días para que emergiera el adulto. La longevidad de los adultos fue de  $7,5 \pm 2,5$  días; sin embargo, las hembras viven más que los machos. Las hembras ovipositaron en promedio por postura  $95 \pm 10$  huevos/

hembra y, en total, hasta 387 huevos, con una viabilidad del 97,1 %. La tasa de mortalidad específica (qx) fue mayor en los instares XI (0,09) y XII (0,16), y la supervivencia (lx) del 0,6 %. El ciclo completo de huevo a adulto demoró  $90,5 \pm 8,5$  días en promedio (Aldana-De la Torre *et al.*, 2018).

## Enemigos naturales

En estudios realizados en la Zona Oriental palmera de Colombia se observó una gran diversidad de controladores biológicos, que afectan los diferentes estados de desarrollo de *L. elegans*. Las avispas de *Trichogramma* sp. Wes-

twood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) parasitan los huevos (Figura 5). Las larvas son atacadas por varias especies, como *Rhysipolis* sp. Foerster, *Cotesia* sp. Cameron (Hymenoptera: Braconidae) y *Casinaria* sp. Holmgren (Hymenoptera: Ichneumonidae). Entre los parasitoides de pupas están *Brachymeria* spp. Westwood (Hymenoptera: Chalcididae) y una especie de Tachinidae no identificada que realiza un control importante.

Entre los depredadores fue común encontrar las chinches *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas, 1851) y *Podisus* spp. Herrich-Schaeffer (Hemiptera: Pentatomidae), las cuales afectan larvas y pupas. Otros enemigos naturales ocasionales los constituyeron arañas de la

familia Araneae, que depredan adultos (Figura 6). Avispas como *Polistes erythrocephalus* (Latreille, 1813) y *Polybia* spp. Richards (Hymenoptera: Vespidae) (Figura 7), y las hormigas *Crematogaster* sp. Lund y *Azteca* sp. Forel (Hymenoptera: Formicidae) son depredadores importantes. Estos controladores biológicos son atraídos hacia las plantas nectaríferas *Urena trilobata*, *U. lobata*, *Triumfetta lappula*, *Hiptis capitata*, *Croton trinitatis*, *Cassia tora*, *Cassia reticulata* y *Crotalaria* sp. De ahí la gran importancia de contar con este tipo de plantas, para el mantenimiento de la fauna benéfica. También se detectó la presencia de hongos entomopatógenos, como *Beauveria bassiana* y *Cordyceps* sp. sobre larvas de *L. elegans* (Figura 8).



**Figura 5.** Huevo de *Loxotoma elegans* parasitado por una avispa *Trichogramma* sp. Se reconoce por su color negro. Foto: J. Aldana |



**Figura 6.** Araña depredando un adulto de *Loxotoma elegans*. Foto: J. Aldana |



**Figura 7.** Avispa de la familia Vespidae depredando una larva de *Loxotoma elegans*. Foto: J. Aldana |



**Figura 8.** Larva de *Loxotoma elegans* en su cápsula, infectada por el hongo *Cordyceps* sp. Foto: A. Bustillo |

El efecto ejercido por los controladores es variable de una plantación a otra. Normalmente se presentan epizootias naturales de *Cordyceps* sp., depredación ejercida por avispas (50 %), parasitismo de huevos (70 %), o la sumatoria de depredación por arañas, carábidos y avispas hasta de un 45 %, y parasitismo de un 50 %. De tal manera que, durante el ciclo de vida, se alcanza hasta un 95 % de control natural. La información registrada en plantaciones de la Zona Oriental indica que estos controladores son muy importantes en la regulación de la población de *L. elegans* (Aldana-De la Torre & Bustillo-Pardey, 2016b).

## **Daño**

Inicialmente, esta plaga llega a unas pocas palmas en los bordes de los lotes y afecta los

niveles foliares inferiores. En la medida en la que pasa de una generación a otra se van formando focos hasta colonizar todo el lote y pueden alcanzar los niveles foliares 17 y 9 causando fuertes defoliaciones.

El daño ocasionado por las larvas de *L. elegans* es característico, se alimentan principalmente de la parte apical de la hoja y junto a la nervadura central de los folíolos. Los primeros siete estadios ocasionan roeduras en la epidermis y en el parénquima foliar; posteriormente, consumen la lámina foliar.

En el estado de larva consume en promedio 99,2 cm<sup>2</sup> del área foliar. El mayor consumo ocurre después del VIII instar e incrementa exponencialmente hasta los 97,4 cm<sup>2</sup>. Sin embargo, hay que resaltar que es el XII instar





**Figura 9.** Daño realizado por las larvas de *Loxotoma elegans* al consumir los foliolos de la palma de aceite.  
Foto: R. Aldana |

el que consume la mayor área foliar con un 67 cm<sup>2</sup>, equivalente al 68 % del total del área foliar consumida por una larva (Aldana-De la Torre *et al.*, 2016a) (Figura 9).

## Monitoreo

La revisión permanente y oportuna de esta plaga es una actividad fundamental para su manejo, con el fin de detectar posibles focos iniciales (Figura 10).

## Manejo de sus poblaciones

La siembra y mantenimiento de plantas necaríferas en el borde de los lotes contribuye eficientemente a la regulación natural de insectos plaga. La planta pata de tórtola *Croton trinitatis*, por ejemplo, alberga varios parasitoides de esta plaga. La aspersión de hongos entomopatógenos constituye una buena práctica de control de las poblaciones de *L. elegans*, cuando, a través de

ella, se induce alguna epizootia. La aplicación de *Bacillus thuringiensis* en los focos iniciales es una excelente opción.



**Figura 10.** Aspecto del daño causado por las larvas de *Loxotoma elegans* a una palma de aceite.  
Foto: R. Aldana |

## Capítulo 21.

### El gusano pollo, *Megalopyge albicollis* (Walker, 1855)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta:  
Lepidoptera: Megalopygidae:  
Megalopyginae: *Megalopyge albicollis*.

#### Nombre común

Gusano pollo

#### Sinónimos

*Gasina albicollis* Walker, 1855  
*Megalopyge grandis* Kirby, 1892

#### Distribución geográfica

Este insecto se registra en Guatemala, Honduras, Costa Rica, Panamá, Surinam, Brasil, Colombia, Ecuador y Perú.

#### Plantas hospederas

Es una plaga en plantaciones de palma de aceite, pero su presencia es ocasional. Igualmente, se ha reportado en otros cultivos como cacao, guayaba y en diversas palmáceas (Gentry *et al.*, 1978).

#### Descripción y biología

**Adulto.** Son polillas robustas, cubiertas con una densa capa de pubescencia. De su color resalta el gris, marrón, un poco de negro y blanco. El abdomen es corto y grueso, y las antenas, delgadas. Las hembras depositan los huevos en el envés del foliolo, de manera que forman un arco. El macho mide de 34 a 36 mm, y la hembra, de 42 a 49 mm. Viven menos de una semana (Figura 1).



**Figura 1.** Adultos de *Megalopyge albicollis* con las coloraciones que los caracterizan. Fotos: J. Aldana y Adrian Hoskins |

**Huevos.** Tienen un tamaño de 1,65 mm de largo por 0,85 mm de ancho; son casi cilíndricos con las extremidades redondeadas. Los pone la hembra, separados los unos de los otros, dirigidos hacia un mismo centro. Se observan ligeramente envueltos y cubiertos con escamas de la hembra. Cada postura consta de por lo menos 70 huevos. La emergencia de las larvas ocurre al cabo de 13 días (Bourquin, 1941).

**Larvas.** Son gregarias durante los primeros instares (pasa en total por nueve); solo consumen la epidermis y, en la medida en la que se desarrollan, ingieren la lámina foliar. Su cuerpo está cubierto de muchas setas largas y urticantes, que le dan un aspecto lanudo, de color marrón. En los remates de sus setas guarda el veneno, que causa irritación al entrar en contacto con ella. Los pelos tienen los extremos oscuros, los cuales al reunirse en la parte dorsal, forman una franja marrón en forma de cresta. En último instar mide entre 43 y 45 mm de longitud, y su estado larval dura entre 69 a 81 días (Figura 2).



**Figura 2.** Larva de *Megalopyge albicollis* con su característica apariencia de un pollo, debido a la presencia de una masa de setas urticantes en su dorso.  
Foto: J. Pastrana |

**El capullo.** La larva en su último instar se ubica sobre las bases peciolares y utiliza su pelaje para construir el capullo, que es de un tejido sedoso entreverado con los pelos que deja en su última muda. Es de color gris claro y parece imitar la forma de una babosa. Tiene 53,8 mm por 21,1 mm de ancho y 27,7 mm de alto; la base es elíptica y el perfil, longitudinal. En cada una de sus extremidades se observan de cuatro a ocho agujeros circulares de 1 mm de diámetro, que sirven para la ventilación. En el interior de este envoltorio, en una capa sedosa y muy vaporosa, se encuentra la pupa completamente formada (Bourquin, 1941).

**Pupas.** Tienen 22,3 mm por 9,1 mm. Las pterotecas (cubiertas externas de las alas en el estado de pupa) bajan hasta 13,3 mm del vértice de la cabeza. El color general es ámbar pálido, con el abdomen más claro. La cabeza es ámbar rojizo brillante y los ojos, negros. Los segmentos del abdomen son muy marcados. Los estigmas no parecen cerrados del todo; sus bordes en relieve están ribeteados de pardo oscuro (Bourquin, 1941). La pupa demora 21 días para la emergencia del adulto. El ciclo total de huevo a adulto es de 102 a 115 días (Figura 3).



**Figura 3.** Capullo que conforma la larva de último instar de *Megalopyge albicollis*, para pasar al estado de pupa en su interior. Foto: J. Aldana |



## Enemigos naturales

*Megalopyge albicollis* tiene enemigos importantes que regulan sus poblaciones de varias especies de benéficos pertenecientes a las familias Tachinidae, Chalcididae e Ichneumonidae (Genty *et al.*, 1978).

## Daño

Las larvas se localizan en todos los niveles y, de acuerdo con su tamaño, pueden consumir una superficie de 450 cm<sup>2</sup>. Esta especie es poco frecuente en palma de aceite; pero si se presenta, debido a su gran fecundidad, debe ser vigilada para evitar defoliaciones (Reyes & Cruz, 1986).

## Manejo de sus poblaciones

No se conoce en detalle la fauna benéfica que mantenga a *M. albicollis* en situación de equilibrio, sin representar una amenaza para el cultivo. Por lo tanto, no se debe abusar de insecticidas nocivos que afecten dicha fauna, y es conveniente propiciar su mantenimiento mediante la siembra y conservación de plantas nectaríferas y productoras de polen para su supervivencia.

## Capítulo 22.

### La mota de algodón, *Mesoscia pusilla* (Stoll, 1782)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Zygaenoidea: Megalopygidae: *Mesoscia pusilla*.

#### Nombre común

Mota de algodón

#### Sinónimo

*Phalaena pusilla* Stoll, 1782

#### Distribución geográfica

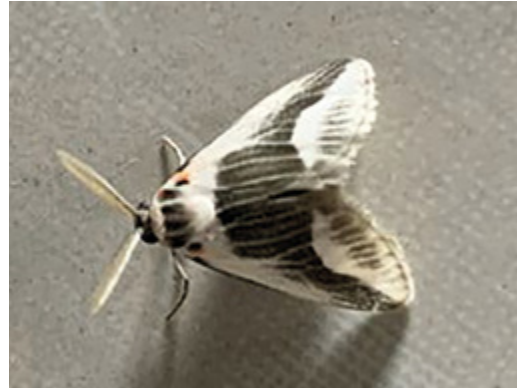
Se registra en Guayana Francesa, Colombia, Ecuador y Perú. Con frecuencia se encuentra sobre palma de aceite, en asocio con otros géneros, como *Natada*, *Phobetron* y *Acraga* (Genty *et al.*, 1978).

#### Plantas hospederas

El hospedero conocido es la palma de aceite.

#### Descripción y biología

**Adultos.** El macho mide entre 19 y 25 mm, y la hembra, de 28 a 36 mm de longitud. Las alas anteriores tienen una coloración marrón, atravesadas por dos bandas blancas; las posteriores son pardas con una zona central crema. Su cuerpo es pardo con dos líneas blancas. El adulto tiene una vida muy corta de no más de siete días. El ciclo completo de *M. pusilla* demora en promedio 69 días (Genty *et al.*, 1978) (Figura 1).



**Figura 1.** Adulto de *Mesoscia pusilla* en el que se aprecia los detalles de sus alas. Foto: <https://www.gbif.org/es/species/1751743>

**Huevos.** La hembra deposita los huevos en el envés de los folíolos de la palma, en líneas paralelas y cubiertos por pelos blancos. Les toma alrededor de 10 días para eclosionar (Figura 2).



**Figura 2.** Huevos de *Mesoscia pusilla* cubiertos con setas y sedas del cuerpo del adulto. Foto: J. Aldana |

**Larvas.** Después de cada muda dejan una exuvia blanca en forma de pelota. Pasan por ocho instares larvales y pueden alcanzar una longitud de 20 a 30 mm (Figura 3). Se caracterizan por su abundante vellosidad blanca, que le da el aspecto de una mota de algodón. El estado larval tarda en promedio 44 días (Figura 4).

**Pupas.** Se pueden encontrar en el suelo al pie de las palmas y, a veces, en la base de los folíolos. Están constituidas por un tejido anaranjado y miden de 10 a 13 mm. Toma 15 días en promedio para que el adulto emerja (Figura 5).



**Figura 3.** Larvas de primeros instares de *Mesoscia pusilla*. Fotos: J. Aldana y A. Bustillo |



**Figura 4.** Larva de *Mesoscia pusilla* en los últimos instares, preparándose para formar el capullo pupal. Fotos: J. Aldana |



**Figura 5.** Capullo pupal de *Mesoscia pusilla*. Lo construye el último instar larval con los pelos y restos de las mudas de su cuerpo, donde permanece la pupa hasta la emergencia del adulto. Foto: J. Matabanchoy |

## **Daño**

La defoliación es causada por las larvas que viven en forma individual y, aunque generalmente sus poblaciones no son altas, ocasionan severas defoliaciones debido a su voracidad (Genty *et al.*, 1978).

## **Manejo de sus poblaciones**

Su presencia es frecuente en las plantaciones de palma de aceite, pero es posible que, en ecosistemas donde se protege la fauna benéfica, esta no le permita incrementar sus poblaciones y no cause daño económico. Así, la protección de la fauna benéfica con coberturas adecuadas y plantas nectaríferas pueden mantener sus poblaciones en niveles bajos.

## Capítulo 23.

### *Norape argyrorrhoea* Hübner, 1825

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Lepidoptera:  
Megalopygidae: *Norape argyrorrhoea*.

#### Nombre común

Norape

#### Sinónimos

*Sulychra argentea* Butler, 1878

*Carama pura* Butler, 1878

*Norape pruinosa* Berg, 1882

*Carama butleri* Baker, 1887

*Trosia euthula* Dyar, 1910

#### Distribución geográfica

*Norape argyrorrhoea* se encuentra en Argentina, Brasil, Colombia, Costa Rica, Guyana, Trinidad y Tobago, México, Panamá, Paraguay, Perú y Venezuela.\*

#### Plantas hospederas

Solo se tiene información de que es plaga de la palma de aceite.

#### Antecedentes

Es una plaga de importancia económica en Perú, en donde ha causado serias defoliaciones en plantaciones de Palmas del Espino, contabilizando en algunos casos más de mil larvas

por hoja. Sin embargo, se ha detectado un control natural con un virus que, al utilizarlo sobre estas poblaciones, ha ocasionado reducciones hasta del 99 % (Vera, 2000; Zeddiam *et al.*, 2003). Los registros en Colombia en las zonas palmeras indican que está presente; por lo tanto, es importante conocer cómo se ha realizado el manejo de sus poblaciones, para que la plaga no cause daños importantes.

#### Descripción y biología

**Adultos.** Tienen una envergadura alar de 24 mm en los machos y 30 mm en las hembras. Son blancos y su cuerpo está cubierto con abundantes pelos. Los ojos son negros y las antenas plumosas bipectinadas marrón (Figura 1).



**Figura 1.** El adulto de *Norape argyrorrhoea* es una polilla totalmente blanca. En el tórax muestra un mechón de setas. Foto: J. Aldana |

\* [https://en.wikipedia.org/wiki/Norape\\_argyrorrhoea](https://en.wikipedia.org/wiki/Norape_argyrorrhoea)



**Huevos.** Una hembra puede ovipositar entre 100 a 150 huevos. De estos emergen larvas que se localizan en el envés de los folíolos y luego se dispersan.

**Larvas.** Pasan por nueve instares. Se caracterizan por tener setas largas y puntos de color marrón, que muestran un doble dibujo de color crema en forma de Y en el cuarto y quinto segmento abdominal. Al finalizar su desarrollo permanecen en el envés de las hojas, especialmente entre los niveles 3 y 17. En el último instar se dejan caer y empupan al pie de las palmas a poca profundidad en el suelo (Genty *et al.*, 1978) (Figura 2).



**Figura 2.** Larva de *Norape argyrorrhoea* dañando al folíolo de la palma mediante raspaduras a su epidermis. Foto: R. Aldana |

## Ciclo de vida

Estudios realizados en Perú indican que es de 87 días. Después de ocho días de incubación, las larvas emergen de los huevos. De los instares por los que pasa, cada uno de los primeros seis tienen una duración de cinco días; los instares VII y VIII demoran siete días, y el último instar IX lo completan en ocho días.

El estado de prepupa dura ocho días y el adulto emerge al cabo de 14 días, para sobrevivir solo cinco días (Zeddarn *et al.*, 2003).

## Enemigos naturales

En las plantaciones de Palmas del Espino en Perú se han registrado al menos ocho especies diferentes de controladores biológicos, pertenecientes a las familias Braconidae, Eulophidae y Tachinidae, los cuales atacan huevos y larvas de *N. argyrorrhoea* (Zeddarn *et al.*, 2003). Probablemente también estén presentes en plantaciones de Colombia y mantienen sus poblaciones por debajo de niveles que no causan daños económicos; sin embargo, solo se han registrado ninfas del género *Podisus* Herrich-Schaeffer que depredan larvas de *N. argyrorrhoea* (Figura 3).



**Figura 3.** Ninfas de *Podisus brevispinus* depredando larvas de *Norape argyrorrhoea*. Fotos: R. Aldana |

## Daño

*Norape argyrorrhoea* es un defoliador importante en plantaciones de palma de aceite en Perú. Tiene un hábito alimenticio diferente a otros defoliadores, ya que consume el parénquima de los folíolos por el haz y el envés, raspando únicamente la epidermis durante gran parte de su ciclo larval. Esto favorece el desarrollo de la Pestalotiopsis, debido a que los hongos responsables de esta (*Pestalotiopsis* sp., *Curvularia* sp., *Pestalotia* sp.) encuentran múltiples entradas (Genty *et al.*, 1978). Su estrecha relación con la enfermedad, la convierten en una de las plagas de mayor interés económico en Perú, y se espera que no ocurra lo mismo en Colombia, donde su presencia es ocasional.

## Manejo de sus poblaciones

La información aquí consignada permite que los palmicultores puedan conocer el insecto y estar alerta sobre su presencia en las plantaciones del país, para detectarla a tiempo y analizar la fauna benéfica presente. Así, no se incurriría en prácticas de control que conlleven a agravar la situación. Es importante analizar las poblaciones de las larvas que pueden presentar virosis y, en esta situación, proceder a utilizar el patógeno para su control, como se ha empleado en Perú (Zeddám *et al.*, 2003). Por otra parte, el uso de coberturas naturales biodiversas y el mantenimiento de plantas nectaríferas propias de las zonas palmeras sin duda permiten el sostenimiento de la fauna benéfica que regula las poblaciones de este insecto plaga.

## Capítulo 24.

### El gusano canasta, *Oiketicus kirbyi* Lands Guilding, 1927

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Lepidoptera:

Oiketicinae: Psychidae: *Oiketicus kirbyi*.

#### Nombre común

Gusano canasta, gusano cesta, oiketicus.

#### Sinónimos

*Oiketicus platenses*

*Oeceticus [sic] fulgurator* Herrich-Schäffer, 1856

*Oiketicus poeyi* Lucas, 1857

*Psyche (Oiketicus) gigantea* Zeller, 1871

*Oiketicus orizavae* Schaus, 1901

*Oiketicus sinaloanus* Vázquez, 1942

*Oiketicus ochoterenai* Vázquez, 1942

*Oiketicus fasciculatus* Vázquez, 1942

#### Distribución geográfica

Se encuentra distribuido en el Neotrópico en México, Honduras, Costa Rica, Panamá, Antillas, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana, Perú, Surinam y Venezuela.

#### Plantas hospederas

En Colombia se ha observado a *O. kirbyi* haciendo daño a Acacia (*Acacia* spp.), aguacate (*Persea americana*), almendrón (*Bertholletia excelsa*), banano (*Musa paradisiaca*), cacao (*Theobroma cacao*), ciprés (*Cupressus* spp.), cocotero (*Cocos nucifera*), cítricos (*Citrus* spp.), eucaliptos (*Eucalyptus* spp.), guamo (*Inga edulis*), palma de aceite (*Elaeis guineensis*), pino pá-

tula (*Pinus patula*), plátano (*Musa balbisiana*), vid (*Vitis* spp.) y algunos ornamentales (Bustillo-Pardey, 1973; García, 1987; Ponce *et al.*, 1979; Posada, 1989).

#### Antecedentes

La familia Psychidae comprende 240 géneros y 1.350 especies descritas. Sin embargo, en Colombia se conocen solo unas pocas especies. Esta familia agrupa una serie de insectos muy característicos por la canasta o envoltura que cubre la larva. Estas envolturas están formadas por porciones de seda que secreta el insecto y pedazos de material vegetal. Las larvas empupan en las canastas. Las hembras adultas nunca salen de allí y depositan dentro los huevos; tienen forma de gusano sin patas, ni alas. Los machos emergen de las canastas, son alados y con patas, y buscan las hembras para copular (Sankaran & Syed, 1972).

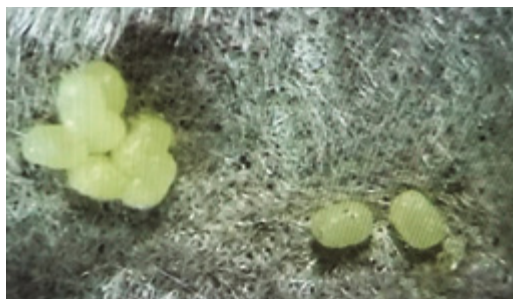
Las especies de insectos plaga de *E. guineensis* en el Neotrópico son diferentes a las que se encuentran en otras zonas palmeras, como en Indonesia y Malasia. Aunque no se evidencian las mismas en ambos sitios, sí se presentan especies alopatricas. En estos países del Sudeste Asiático hay registros de varios defoliadores de la familia Psychidae, especialmente *Mahasena corbetti* Tams, *Metisa plana* Walker y *Cremastopsyche pendula* Joannis, que son las de mayor importancia económica (Sankaran & Syed, 1972).

En Malasia, *M. corbetti* es también una plaga relevante para el cocotero; mientras que *M. plana* y *C. pendula* causan daños en plantaciones de palma de aceite. Sin embargo, se registran muchos controladores biológicos que reducen sus poblaciones a niveles que no causan daños económicos, siempre y cuando no se haga uso de insecticidas residuales de amplio espectro para su control (Wood, 1966). Esta misma situación se vive en las zonas palmeras de Colombia, donde *O. kirbyi* tiene una gran gama de controladores biológicos, por lo que se debe restringir el empleo de insecticidas de síntesis química.

## Descripción y biología

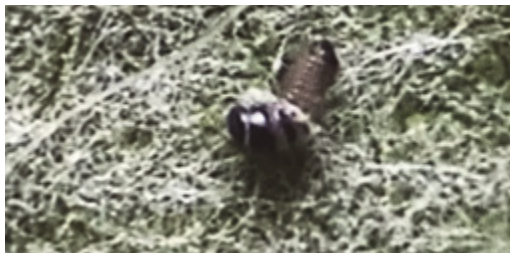
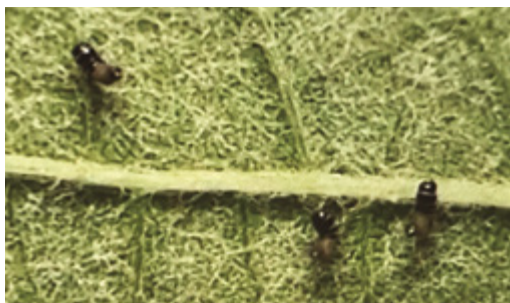
Los estudios sobre biología y ecología de *O. kirbyi* se han realizado en muchos países del Neotrópico, de los cuales se extracta a continuación la información generada (Campos *et al.*, 1982; Chinchilla, 1989; García, 1987; Ponce *et al.*, 1979; Uceda, 2018; Villanueva & Ávila, 1987).

**Huevos.** Tienen forma cilíndrica y sus aristas son redondeadas. Miden 1,00 mm de largo por 0,65 mm de ancho. Al principio tienen un color amarillo pálido, y luego se torna más oscuro a medida que se desarrolla la larva. El periodo de incubación varía entre 25 a 30 días (Figura 1).



**Figura 1.** Los huevos de *Oiketicus kirbyi* son de forma cónica y tienen aristas redondeadas. Foto tomada del video Uceda, 2018 |

**Larvas.** Al emerger son pequeñas y se alimentan de las hojas de la planta huésped. A las pocas horas emiten por sus glándulas labiales un largo filamento sedoso, descolgándose de las ramas superiores que, ayudadas por el viento, se diseminan a ramas inferiores o al suelo, desde donde se dirigen a otros árboles y arbustos cercanos a los que trepan. Este procedimiento lo repiten en distintas etapas de su desarrollo inicial. A partir de las 24 horas de vida comienzan a tejer un capullo, formado con restos de vegetales leñosos, los cuales adhiere con finos hilos de seda que producen. Para comer y desplazarse solo asoman su cabeza (Figura 2).



**Figura 2.** Inmediatamente las larvas de primer instar logran aterrizar en el follaje de las plantas se disponen a recubrirse con residuos de lo que encuentren a su alrededor, conformando una cobertura que luego llega a ser la canasta que llevarán durante toda su vida. Fotos tomadas del video Uceda, 2018 |



La canasta crece al desarrollarse la larva hasta alcanzar entre 50 y 60 mm de largo. En sus primeras etapas es cónica, pero al final adquiere una forma ovalada alargada (Figura 3). Su color generalmente es gris claro, el mismo que en los últimos instares tiene la larva con manchas negras en todo su cuerpo. La cabeza está quitinizada, con mandíbulas fuertes para cortar el follaje. El tórax presenta tres pares de patas desarrolladas para sus desplazamientos a grandes distancias. El abdomen exhibe ocho segmentos y cuatro pares de pseudopatas. La parte anal es marrón oscuro quitinizado, con un par de pseudopatas (Figura 3).

Durante su vida como larva se alimentan vorazmente de día y de noche, con lo que causa estragos en las hojas y brotes de las plantas atacadas. En la canasta, el insecto pasa por todo su estado larval y de pupa.

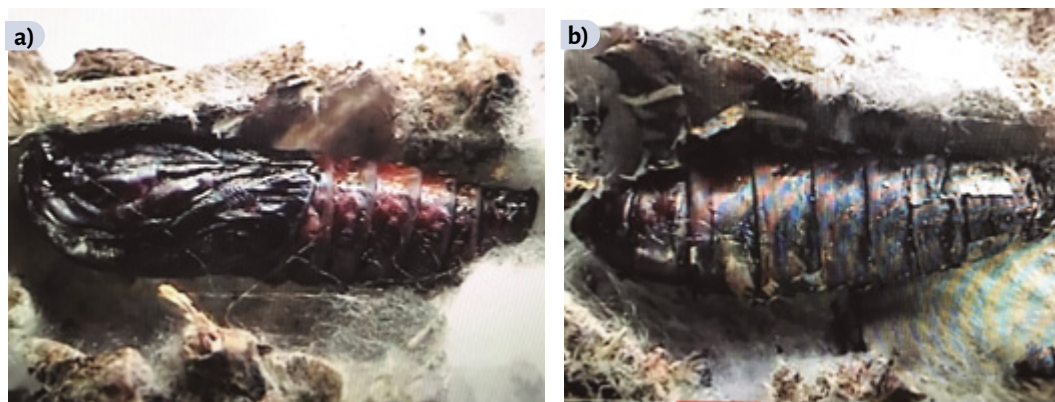
Además, se desplaza llevando siempre su canasta. El estado larval demora entre 145 y 185 días para las hembras, y de 140 a 151 días para los machos. Las larvas de estos pasan por ocho instares, mientras que las hembras lo hacen por nueve.

**Pupas.** La que dará origen a la hembra se forma dentro del cesto y se ubica normalmente en la parte terminal de la hoja. Es de color marrón rojizo, tiene ambas extremidades redondeadas, apariencia segmentada y sin señales externas de patas y antenas. Mide entre 25 y 41 mm. En la pupa de los machos, la extremidad posterior es puntiaguda y encorvada hacia la parte ventral, exhibe las señales que originarán las estructuras externas del insecto. Su color es marrón oscuro y mide entre 21 y 31 mm de longitud. El periodo pupal toma de 36 a 40 días (Figura 4).



**Figura 3.** Apariencia de la canasta o cesta de *Oiketicus kirbyi*, que varía de acuerdo con la vegetación que consume. En esta se mantienen sus estados de larva y pupa. La hembra nunca la deja. Fotos: R. Aldana |





**Figura 4.** *Oiketicus kirbyi*. **a)** La pupa del macho muestra vestigios de cabeza, alas y segmentos abdominales. **b)** La pupa de la hembra permanece en el interior de la canasta, sin evidenciar ningún vestigio de alas, antenas o patas. Foto tomada del video Uceda, 2018 |

**Adultos.** Presentan dimorfismo sexual, ya que la hembra es larviforme, con una cabeza reducida, sin alas y aparato bucal atrofiado; en cambio, el macho posee alas, patas y un aparato bucal que no es funcional. Las hembras permanecen toda su vida dentro del estuche larval, tienen un color gris claro con manchas oscuras, sin alas, pueden medir entre 45 y 65 mm de largo. Los machos son de color pardo con zonas claras y oscuras, y miden cerca de 30 mm. Tienen hábitos nocturnos, son atraídos por la luz, poseen alas cortas con expansión alar entre 32 y 52 mm. Sus alas presentan una estrecha y densa capa de pelos. Vuelan tanto de día como

de noche en busca de la canasta que lleva una hembra y, al localizarla, introduce su abdomen. Después de esto muere. Su duración como adulto es de tres a cuatro días (Figura 5).

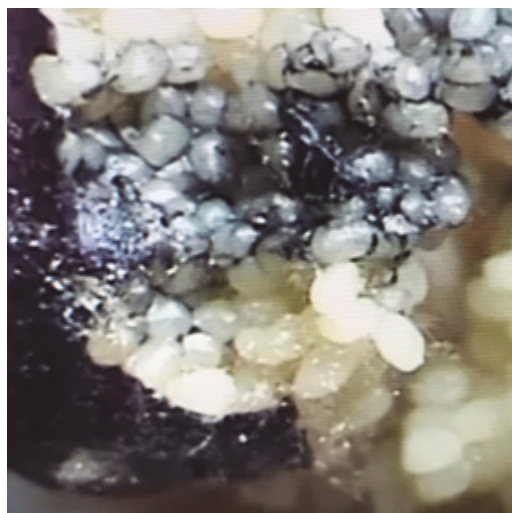
La hembra fecundada bloquea todos los orificios del canasto, pone sus huevos en una forma ordenada dentro de su canasto sobre la exuvia pupal, lo que le permite poner una gran cantidad (Figura 6). El canasto contiene unos 800 huevos en promedio, pero usualmente alcanzan hasta 1.500, aunque se han registrado posturas hasta de 6.000 (Figura 7). Tienen una viabilidad alta, lo que permite que una



**Figura 5.** Adultos de *Oiketicus kirbyi*. **a)** Arriba, hembra adulta larviforme; abajo, la exuvia de la pupa de donde emergió el adulto. En este estado nunca sale de la canasta. **b)** Macho que posee alas, antenas y patas funcionales. Foto tomada del video Uceda, 2018 |



**Figura 6.** Hembra adulta de *Oiketicus kirbyi* cargada de huevos, para depositarlos en la exuvia de su pupa después de su cópula con el adulto macho. Foto tomada del video Uceda, 2018 |



**Figura 7.** Masa de huevos depositada por la hembra de *Oiketicus kirbyi* en la exuvia de su pupa. Foto tomada del video Uceda, 2018 |

gran cantidad de larvas de primer instar salgan simultáneamente de estas canastas y, a través de hilos de seda que secretan, se dispersen en las plantaciones ayudadas por corrientes de aire (Figura 8).

En el sur de Brasil, *O. kirbyi* es una plaga importante en plantaciones de eucaliptos, en donde causa defoliaciones severas. En esa zona, bajo una temperatura media de 25 °C



**Figura 8.** Larvas de primer instar recién emergidas del huevo. Se descuelgan a través de hilos de seda que generan y luego son transportadas hasta llegar a la parte foliar de las plantas. Foto tomada del video Uceda, 2018 |

y 70 % de humedad relativa, se estudió el ciclo de vida del insecto que se completó en 224 días. La eclosión de los huevos tomó 43 días, la larva macho, 140, la larva hembra, 151, y la pupa, 38,2. Los adultos no vivieron más de cuatro días (Campos *et al.*, 1987). Esta información indica que, bajo las condiciones de las zonas palmeras en Colombia, el ciclo de vida de *O. kirbyi* puede ser muy similar.

## Daño

Los daños son provocados por las larvas, que en sus primeros instares se alimentan activamente, produciendo raspaduras en la superficie de las hojas y favoreciendo la Pestalotiopsis. A medida que crecen, la defoliación es mayor. Se debe tener en cuenta que su periodo larval es muy largo y que la canasta las protege de muchos enemigos.

La presencia de *O. kirbyi* en palma de aceite en Centroamérica se conoce hace mucho tiempo (Chinchilla, 1989). Este insecto ha ocasionado

defoliaciones muy severas en el sur de Costa Rica y en el norte de Panamá. Los ataques se incrementaron con el tiempo, durante un periodo de unos tres años, cuando el problema se enfrentó con insecticidas químicos. Luego fueron mitigados con aplicaciones de *Bacillus thuringiensis*, para reducir sus poblaciones de 1990 a 1996.

En Colombia ha causado defoliaciones severas en plantaciones de palma de aceite, como lo sucedido en el Cesar entre 1973 y 1985, cuando sus poblaciones alcanzaron niveles de 353 larvas/hoja (Villanueva & Ávila, 1987). En el Valle del Cauca también se produjo un brote grave en cultivos de plátano entre 1975 y 1976, que afectó 150 hectáreas (García, 1987). En estos casos, el uso de *B. thuringiensis* fue una gran ayuda para reducir sus poblaciones y reestablecer la fauna benéfica que tiene este insecto en ecosistemas no disturbados.

## Manejo de sus poblaciones

Las poblaciones de *O. kirbyi* se ven afectadas por un grupo importante de enemigos naturales. Se han encontrado larvas infectadas con *Beauveria bassiana* y posiblemente un virus. Cuando los niveles poblacionales son elevados, el uso de formulaciones comerciales de *Bacillus thuringiensis* es muy eficaz.

También las impactan varios controladores biológicos, que normalmente actúan en los estados iniciales de su desarrollo. Es así como se han identificado las siguientes especies: *Psychidomicro* sp. (Hymenoptera: Scelionidae), *Spilochalcis* sp. (Hymenoptera: Chalcididae), *Iphiaulax* sp. (Hymenoptera: Braconidae), *Brachymeria* sp. (Hymenoptera: Chalcididae). Dentro de los depredadores están las aves y avispa del género *Polistes* (Hymenoptera: Vespidae). Además, se presentan algunos hongos y enfermedades bacteriales. Se estima que el control que realizan en conjunto estos controladores puede llegar a estar entre el 45 y el 83 % de la población de *O. kirbyi*.

Para reducir sus poblaciones, si se detectan a tiempo, la práctica de recolección manual de sus canastas usando ganchos o podando las hojas donde se encuentren puede ser de gran ayuda. Esta práctica, aunque parezca difícil y costosa para las plantaciones, sirve para mantener e incrementar la fauna nativa benéfica de este insecto. Las canastas colectadas se pueden llevar dentro de la plantación a jaulas con paredes de anejo fino, de donde los adultos no puedan escapar, pero los controladores benéficos, al emerger, logren salir y afectar las poblaciones de *O. kirbyi*.

## Capítulo 25.

### El gusano cabrito, *Opsiphanes cassina* C. & R. Felder, 1862

Álex Enrique Bustillo Pardey, Jesús Arvey Matabanchoy Solarte  
y José Luis Pastrana Sánchez

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta:

Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae:

Brassolini: *Opsiphanes: cassina*.

#### Subespecies

*Opsiphanes cassina cassina* (C. Felder &  
R. Felder, 1862)

*Opsiphanes cassina fabricii* (Boisduval, 1870)

*Opsiphanes cassina chiriquensis* (Stichel, 1902)

*Opsiphanes cassina merianae* (Stichel, 1902)

*Opsiphanes cassina notanda* (Stichel, 1904)

*Opsiphanes cassina numatius* (Fruhstorfer, 1912)

*Opsiphanes cassina barkeri* (Bristow, 1991)

*Opsiphanes cassina caliensis* (Bristow, 1991)

*Opsiphanes cassina milesi* (Bristow, 1991)

#### Nombre común

Gusano cabrito de las palmas, mariposa búho  
de banda dividida.

#### Distribución geográfica

*Opsiphanes cassina* es de distribución neotropical. Está presente en toda Centroamérica, y en Suramérica se encuentra en Venezuela, Guyana, Colombia, Ecuador, Perú, Brasil, Bolivia y Paraguay. Se encuentra desde el nivel del mar hasta los 1.400 metros, abarcando especialmente la cuenca del Amazonas. Es más común en áreas de crecimiento secundario. En Colombia habita en todas las zonas palmeras.

#### Plantas hospederas

*Opsiphanes cassina* solo se alimenta de plantas monocotiledóneas y prefiere palmas de la familia Arecaceae, como *Acrocomia vinifera*, *Cocos nucifera* y *Bactris* (DeVries, 1987). En Colombia se encuentra en palma de aceite (híbridos interespecíficos O×G); en cocotero y banano lo registra Posada (1989).

#### Antecedentes

El género *Opsiphanes* lo conforman 13 especies, y *O. cassina* tiene nueve subespecies que, a veces, son difíciles de diferenciar, especialmente en estado larval. En el adulto se pueden ver diferencias relacionadas con la morfología de las alas, en cuanto a la disposición de las bandas que presentan las alas anteriores y posteriores. Generalmente, estas subespecies tienen hábitos que son comunes; por ejemplo, las hembras ponen los huevos solitarios o en grupos, los cuales son redondeados, lisos u ornamentados. Las larvas presentan dos pares de apéndices cefálicos a manera de cuernos y dos apéndices caudales tipo aguja. Además, poseen una glándula reversible protorácica, que produce ácido fórmico que repele a algunos depredadores (Chacón *et al.*, 2007).

*Opsiphanes cassina* es la única especie que aparentemente llega a tolerar épocas de sequía severa, como se ha visto en las tierras bajas de Guanacaste en Costa Rica (DeVries, 1987).



Esta puede ser la razón por la cual en Colombia, en épocas secas en cultivos de palma de aceite, se incrementan sus poblaciones lo que causa defoliaciones severas (Bustillo-Pardey, 2019).

Recientemente, en una plantación sembrada con el cultivar de palma de aceite *Elaeis guineensis* en la Zona Norte palmera del país, se encontró otra especie cercana, identificada como *Opsiphanes invirae* Hübner, 1818, conviviendo con *O. cassina*. Estas dos se pueden separar de acuerdo con las características de las alas: *O. cassina* se caracteriza por tener bandas con una desarticulación en la celda del ala anterior, mientras que en los adultos de *O. invirae* no se aprecia dicha bifurcación (Urretabizcaya *et al.*, 2010).

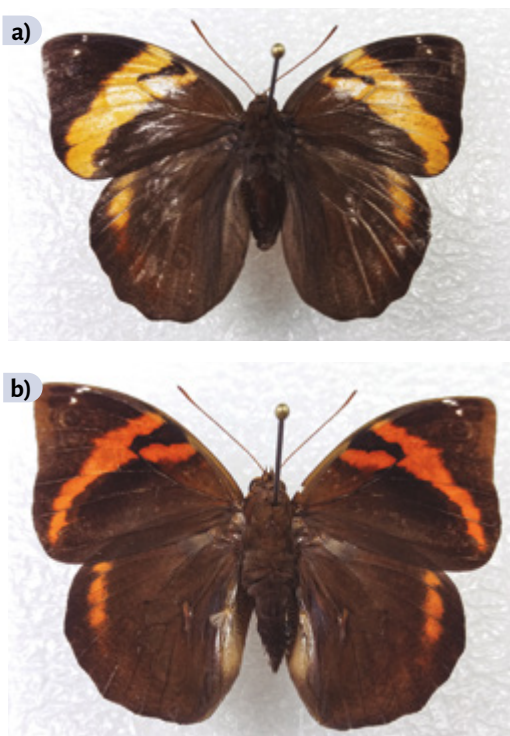
Otras especies de *Opsiphanes* registradas en Colombia, sobre hospederos diferentes a palma de aceite, son: *O. bogotanus* Distant, 1875, encontrado desde Costa Rica hasta Colombia; *O. tamarindi* C. Felder & R. Felder, 1861, desde México hasta la base del Amazonas, y *O. numatius* Fruhstorfer, 1912. En el pasado, estas han sido colectadas en cultivos de plátano (*Musa sapientum* L.) y banano (*Musa paradisiaca* L.) (Posada, 1989).

## Descripción y biología

**Adultos.** El macho tiene una envergadura alar de  $66,6 \pm 7,4$  mm, y la hembra, de  $72,9 \pm 6,6$  mm (Pastrana *et al.*, 2019). Sus alas son de color marrón y presentan bandas de color naranja transversales en el ala anterior, con una bifurcación en su celda (Figura 1). En la parte ventral tienen manchas circulares, una en el ala anterior de color negro con un halo amarillo, y dos en la posterior (una parda con un halo negro y una blanca con dos anillos, uno de color negro y el otro de color pardo claro) (Figuras 1 y 2).

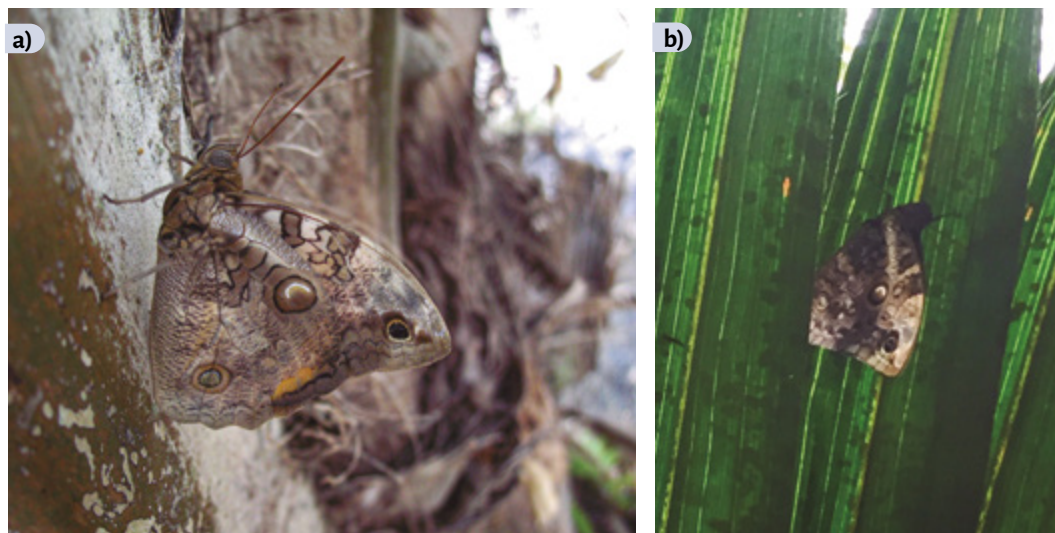
Existe dimorfismo sexual. El macho exhibe penachos andraconiales de color blanco sobre las alas posteriores, y unas aberturas glandulares amarillas en los costados del abdomen, que utiliza para dispersar la feromona de atracción hacia la hembra y la cópula (Howard *et al.*, 2001).

El adulto, durante el día, se encuentra descansando en la parte inferior de las hojas de la palma. Presenta quimiotropismo por sustancias orgánicas en descomposición, frutas en fermentación y excrementos de animales, característica que se ha utilizado para la elaboración de trampas que permitan su captura en campo. Pone los huevos individualmente o en pequeños grupos, alineados sobre el envés de los folíolos y cerca al raquíde de la hoja.



**Figura 1.** Adultos de *Opsiphanes cassina* en los que se aprecian las características distintivas del sexo: a) hembra; b) macho. Fotos: J. Matabanchoy |

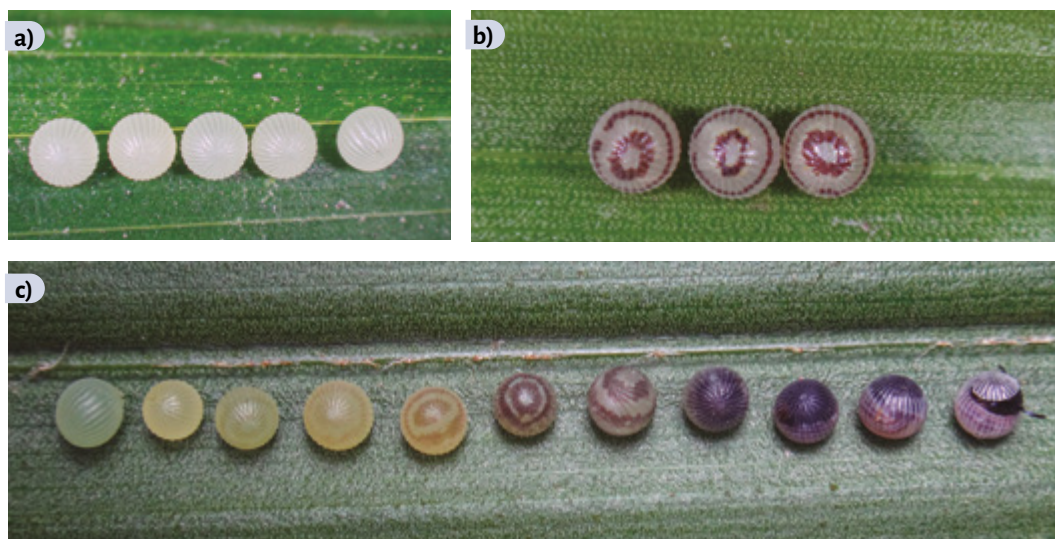




**Figura 2.** Adultos de *Opsiphanes cassina*. **a)** Posado sobre la base peduncular de una palma de aceite. **b)** Posado en el envés de una hoja de palma, en lugares oscuros. Fotos: J. Aldana y A. Bustillo |

**Huevos.** Son esféricos y globosos. Alcanzan hasta 1,3 mm de diámetro; el corion tiene una superficie estriada longitudinalmente y es de color blanco. Conforme maduran, se aprecian tres manchas concéntricas de color

rojo carmín. Los huevos próximos a eclosionar muestran una esfera de color negro, correspondiente a la cápsula cefálica de la larva (Pastrana *et al.*, 2019). La incubación del huevo demora entre 8 y 10 días (Figura 3).



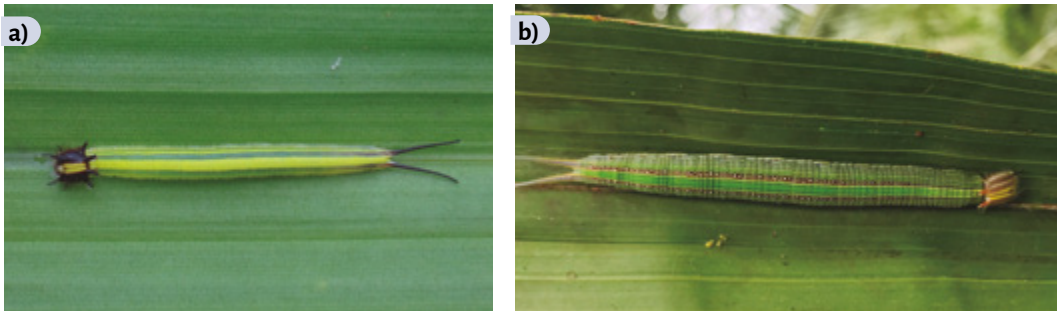
**Figura 3.** Secuencia en el desarrollo de los huevos de *Opsiphanes cassina* alineados en el envés de los foliolos, cerca del raquis de la hoja de la palma de aceite. **a)** Huevos blancos recién depositados. **b)** Detalles de los huevos con desarrollo larval. **c)** Una sola postura que muestra diferentes estados de desarrollo del embrión en el huevo. Fotos: C. Sendoya y J. Matabanchoy |

**Larvas.** Al emerger miden cerca de  $6,4 \pm 0,6$  mm de longitud y, al finalizar su estado larval,  $53,6 \pm 7,4$  mm. Se caracterizan por presentar dos pares de apéndices cefálicos a manera de cuernos, y dos apéndices caudales tipo aguja. Durante el primer instar son de color blanco, con tres franjas longitudinales de color vinotinto. La cápsula cefálica es hirsuta, negra, así como también los apéndices caudales. A medida que se desarrolla, toma una coloración verde, con franjas amarillas, un par en las pleuras y una en el dorso que continúa sobre la cápsula cefálica. A partir del segundo instar, la cabeza tiene cuatro pares de apéndices cefálicos, que presentan cambios de color a medida que cambia de instar. En el último, su color es verde claro,

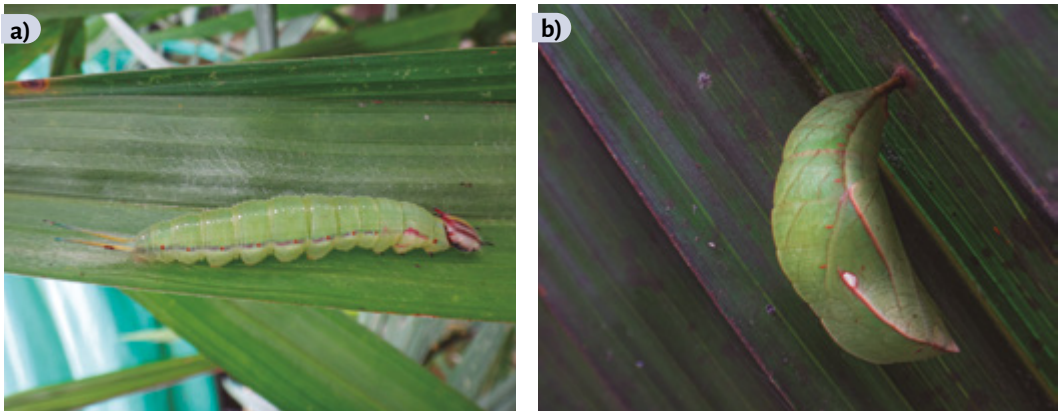
con una banda dorsal longitudinal de color verde pera (Pastrana *et al.*, 2019). El estado larval demora entre 36 y 47 días (Figura 4).

Las larvas recién emergidas se distribuyen en todos los niveles de las hojas, principalmente en el tercio medio y superior de la palma. En su desarrollo pasa por cinco instares, y siempre se ubica en el envés de los folíolos a lo largo de la nervadura central o paralelo a esta.

**Pupas.** Son de tipo obtecta. Tienen un largo de  $27,3 \pm 1$  mm y un ancho de  $12 \pm 0,8$  mm, con los apéndices fuertemente adheridos al cuerpo. Recién formada es de color verde claro y, a medida que su desarrollo avanza, se torna marrón claro (Figura 5). La región lateral presenta una

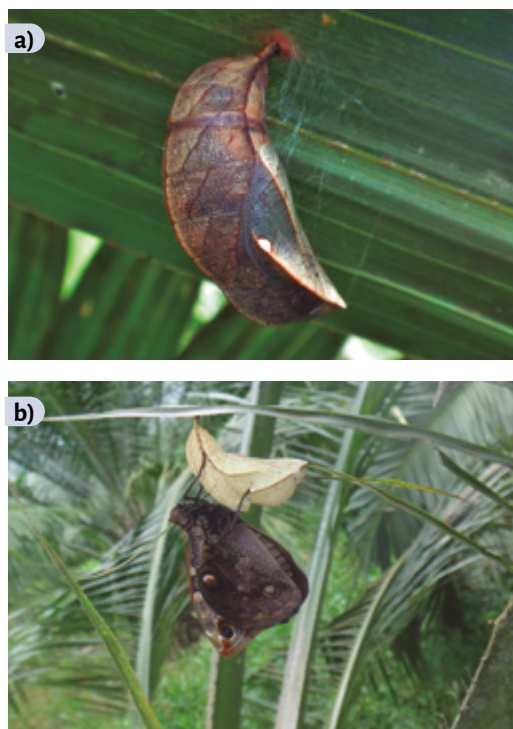


**Figura 4.** Larvas de *Opsiphanes cassina*. **a)** De segundo instar. **b)** De quinto instar posada a lo largo de la vena central de un foliolo de palma de aceite. Fotos: J. Matabanchoy y A. Bustillo |



**Figura 5.** Formación de la pupa de *Opsiphanes cassina*. **a)** Larva entrando al estado de prepupa. **b)** Pupa acabada de formarse, que se distingue por el color verde que adquiere de la larva. Fotos: J. Matabanchoy y A. Bustillo |

mancha dorada circular en cada lado. Las pupas se forman preferiblemente sobre las plantas epífitas, que crecen en el estípite de la palma sobre el envés de los folíolos y bases peciolares o sobre malezas. Se adhiere a estos sustratos por el cremáster o proceso espinoso del extremo final de su cuerpo (Figura 6).



**Figura 6.** Pupas de *Opsiphanes cassina* adheridas al follaje de la palma con ayuda de su cremáster. **a)** Pupa tomando una coloración oscura a medida que llega el momento de la emergencia del adulto. **b)** Restos de la pupa con el adulto, justo después de su emergencia. Fotos: J. Matabanchoy |

## Ciclo de vida

La biología de *O. cassina* ha sido estudiada en Costa Rica y Venezuela (Mexzón & Chinchilla, 2011; Rodríguez *et al.*, 2012), y la información varía de acuerdo con las condiciones del sitio donde se realiza. En Colombia, se estudió en detalle en la Zona Suroccidental palmera, en la Estación Experimental La Providencia

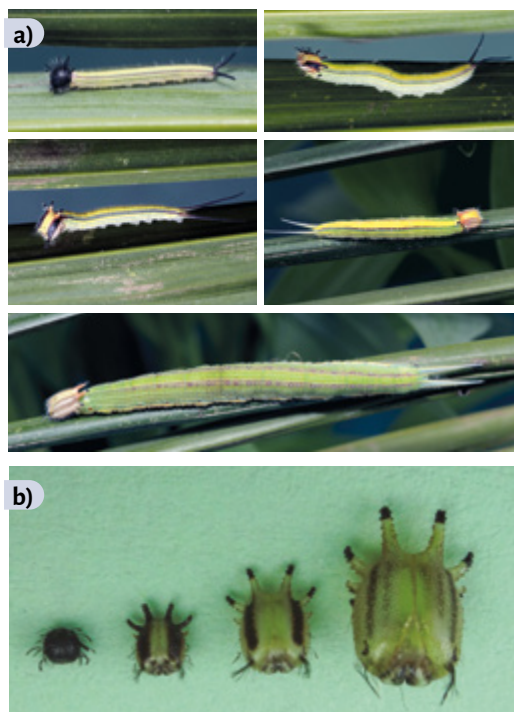
de Cenipalma, bajo condiciones ambientales de la región, en laboratorio ( $24,5 \pm 1,0$  °C y  $68,5 \pm 6,9$  % HR) y en umbráculo ( $25,3 \pm 0,6$  °C y  $67,6 \pm 9,6$  % HR) (Matabanchoy *et al.*, 2018). El ciclo de vida de *O. cassina* fue el siguiente: el 74 % de los huevos eclosionaron y tuvieron un tiempo promedio de incubación de 9,1 días. El estado de larva pasó por cinco instares que tardaron: 7,4 días el primero, 7,2 el segundo, 7,6 el tercero, 8,6 el cuarto y 11,7 el quinto, para un promedio total de 42,5 días. El estado de prepupa tomó 1,9 días, la pupa 12,5 días y el adulto 30,9 días, en promedio. El ciclo total de huevo a muerte del adulto demoró 96,9 días (Matabanchoy *et al.*, 2018) (Figura 7).

Los anteriores resultados indican que este insecto puede tener entre tres y cuatro generaciones por año, si las condiciones de la zona son propicias para su desarrollo (Matabanchoy *et al.*, 2018). La información gráfica sobre los diferentes instares y las cápsulas cefálicas es útil para el personal de campo, pues le permite determinar el estado de desarrollo del insecto en las plantaciones (Figura 8).



**Figura 7.** Ciclo de vida de *Opsiphanes cassina*, realizado bajo condiciones de la Estación Experimental La Providencia, Tumaco. Fotos: J. Matabanchoy |





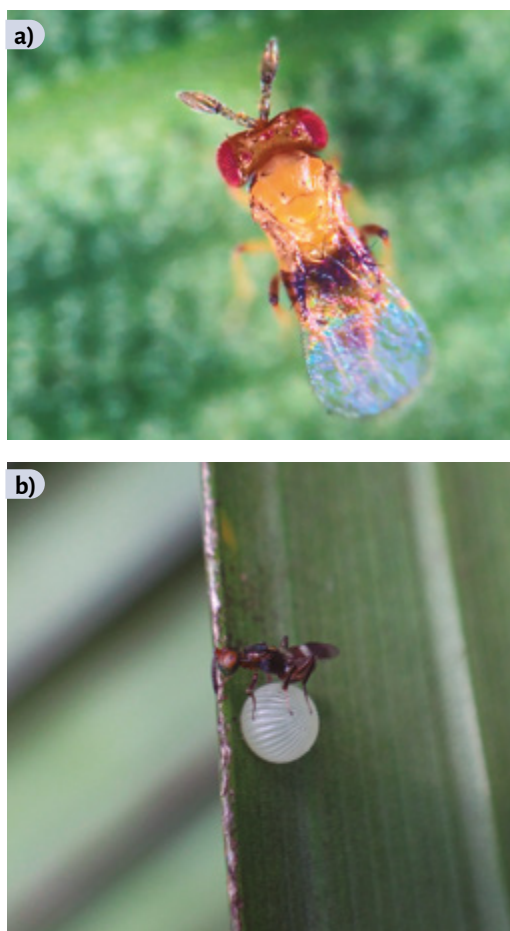
**Figura 8.** *Opsiphanes cassina*. **a)** Los cinco instares en orden de edades, mostrando características morfológicas que los diferencian. **b)** Cápsulas de la cabeza de los instares I, II, III y IV; el V queda en la pupa.

Fotos: **a)** Rosa Aldana de la Torre **c)** J. Matabanchoy |

## Enemigos naturales

Los reconocimientos en las diferentes zonas palmeras de Colombia sobre la fauna benéfica que afecta las poblaciones de *O. cassina* muestran que existe un gran número de enemigos que atacan todos sus estados de desarrollo. Por esta razón, gran parte de sus poblaciones se reducen a partir de la tercera generación, a niveles que no representan peligro para la plantación. Pastrana *et al.* (2019) relacionan la participación de la fauna benéfica en el control de este defoliador, en plantaciones de la Zona Suroccidental palmera del país.

El estado de huevo es parasitado por pequeñas avispas de los géneros *Trichogramma* sp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) y *Anas-*



**Figura 9.** Parasitoides de huevos de *Opsiphanes cassina*. **a)** Adulto de *Trichogramma* sp. **b)** Adulto de *Anastatus* sp. parasitando un huevo recién ovipositado. Fotos: Entoma y J. Pastrana |

*tatus* sp. (Hymenoptera: Eupelmidae) (Figura 9); además de *Telenomus* sp. (Hymenoptera: Scelionidae) (Figura 10).

Las larvas de primeros instares son parasitadas por *Cotesia glomerata* L., 1758 (= *Apanteles glomeratus* L., 1758), (Hymenoptera: Braconidae) (Figura 11). En una sola oviposición, este parasitoide puede poner entre 60 y 100 huevos, que se desarrollan internamente en la larva de *O. cassina* y, antes de que empupe, rompen el integumento de su huésped y forman el pupario



**Figura 10.** Adulto de *Telenomus* sp. emergiendo de un huevo parasitado de *Opsiphanes cassina*. Se observa el color negro de los huevos. Foto: J. Pastrana |



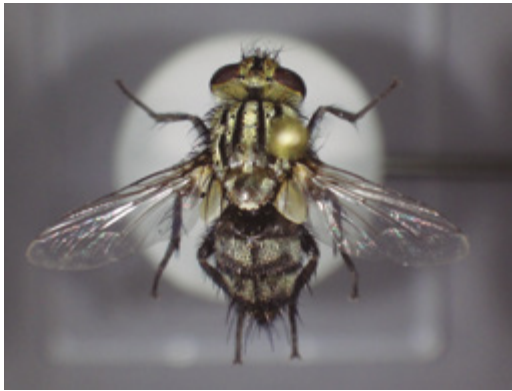
**Figura 11.** Larvas de *Opsiphanes cassina* parasitadas por la avispa *Cotesia glomerata*. Se muestran diversos aspectos de las larvas, de las cuales emergen las larvitas del parasitoide para empupar externamente. Fotos: R. Aldana, A. Bustillo y J. Pastrana |

de color blanco por fuera, cubierto por muchas hilazas blancas. Paralelo a estos ataques, se pueden encontrar algunos casos de parasitismo por parte de insectos del orden Hymenoptera: *Casinarina* sp., *Brachymeria* sp. y *Conura maculata* (Fabricius, 1787).

A las larvas del último instar las parasitan moscas de la familia Tachinidae, que se posan sobre ellas para depositar un huevo, del cual emerge una larva que penetra el cuerpo de *O. cassina* y se alimenta de su contenido interno. Sin embargo, la plaga logra empupar y, en



este estado, la larva de la mosca termina su desarrollo. Luego, abre un agujero y sale para continuar su labor de parasitismo en otros individuos (Figura 12).



**Figura 12.** Mosca *Tachinidae* parasitoide importante de larvas. El adulto emerge en el estado de pupa de *Opsiphanes cassina*. Foto: J. Pastrana |

El estado de pupa tiene varios enemigos parasitoides como *Spilochalcis nigrifrons* (Cameron, 1884) y *Conura* sp., que introducen en ella sus huevos con el ovipositor (Figura 13). Otra especie que hace un daño similar es *Brachymeria* sp. (Hymenoptera: Chalcididae). La pupa además es susceptible de depredación por parte de ninfas de *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas, 1851), que realizan su ataque en forma gregaria. También se puede observar depredación por *Podisus* sp. (Hemiptera: Pentatomidae) (Figura 14).

Los adultos son atacados por arañas y chinches de la familia Reduviidae, que son capaces de capturarlos en el follaje, especialmente cuando empiezan a emerger de la pupa (Figura 15).

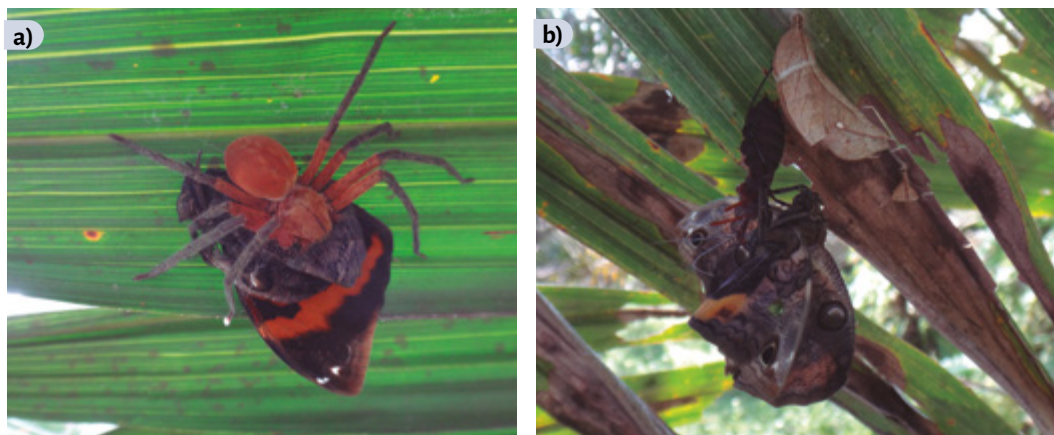
En relación con los entomopatógenos, en los reconocimientos que se realizan en las plantaciones, se pueden observar infecciones en las larvas de *O. cassina* ocasionada por hongos de las especies *Isaria* sp. y *Metarhizium* (Figura 16).



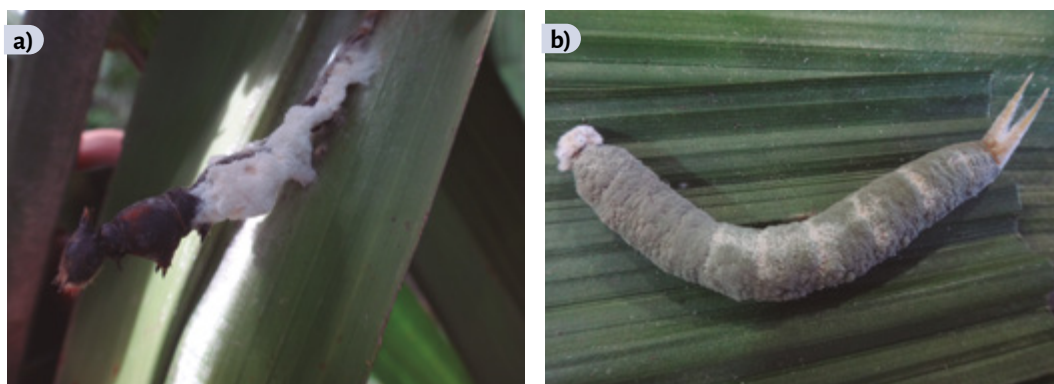
**Figura 13.** a) Pupa de *Opsiphanes cassina* parasitada por *Conura* sp. b) Detalles de la morfología de *Spilochalcis nigrifrons*. Fotos: R. Aldana y J. Aldana |



**Figura 14.** Pupa de *Opsiphanes cassina* depredada por ninfas de la chinche *Alcaeorrhynchus grandis*. Foto: J. Pastrana |



**Figura 15.** Adultos de *Opsiphanes cassina* depredados por **a)** una araña de la familia Sparassida y por **b)** una chinche del género *Arilus*. Fotos: J. Pastrana y C. Sendoya |



**Figura 16.** Larvas de *Opsiphanes cassina* infectadas por hongos entomopatógenos. **a)** Larva infectada por *Isaria* sp. **b)** Larva contaminada por *Metarhizium anisopliae*. Fotos: C. Barrios y C. Sendoya |

Entre las enfermedades en larvas, los virus son los más importantes y constituyen el factor clave en su dinámica poblacional. Causan mortalidades que pueden llevar a este insecto plaga a su aniquilación, sin poder incrementar sus poblaciones durante mucho tiempo, con lo que evitan pérdidas económicas a los palmicultores (Figura 17).

Guarín (2010) realizó estudios en una plantación de palma de aceite en Puerto Wilches, departamento de Santander, sobre aspectos biológicos y ecológicos de *Telenomus* sp. (Hymenoptera: Scelionidae). Encontró que este

parasitoide de huevos de *O. cassina* se alimenta del néctar de arvenses asociadas al cultivo, que poseen flores de color amarillo y verde, especialmente bicho macho (*Cassia tora* L.), bajagua (*Cassia reticulata* Willd) y cordón de fraile (*Hyptis capitata* Jacq.). El 75 % de su parasitismo lo hace preferiblemente sobre huevos ubicados en la sección apical de la hoja, y por cada huevo parasitado emergen entre 10 y 11 adultos en forma escalonada. Guarín (2010) también determinó que puede hacer lo mismo con huevos de otras especies de plagas de la palma, como *Dirphia* sp., *Euprosterna elaeasa* Dyar, 1906, *Mesoscia pusilla* Stoll, 1782,



**Figura 17.** Larvas de último instar de *Opsiphanes cassina* infectadas por un virus poliédrico nuclear, que se encuentra en las poblaciones de este defoliador. Se observan síntomas de la enfermedad en las larvas en diferentes estados de infección. Fotos: J. Matabanchoy |

*Acharya* sp. y *Acraga ochracea* Walker, 1855. Las ventajas de este, además de que no permite el desarrollo del insecto desde el estado de huevo, son las posibilidades y oportunidades de que en las plantaciones se tengan colonias de la avispa, para que, al liberarlas, impacten las poblaciones, no solo de *O. cassina*, sino de otras especies, como se indicó anteriormente. En Colombia se han realizado ensayos muy exitosos de producción masiva de otra especie: *Telenomus alsophilae* Viereck, 1924, para el control de defoliadores en plantaciones de coníferas en Antioquia (Bustillo-Pardey, 1978).

## Daño

Las larvas se alimentan en los diferentes niveles del follaje, mostrando preferencia por la parte superior de la palma. Una sola alcanza a consumir 294,4 cm<sup>2</sup> durante su estado larval (Rodríguez et al., 2012), y llega a dejar solo la nervadura central de cada foliolo (Figura 18).



**Figura 18.** Defoliación en una plantación de palma de aceite en la Zona Suroccidental, causada por *Opsiphanes cassina*. Foto: A. Bustillo |



## Monitoreo

Para establecer la presencia de *O. cassina* en una plantación grande es importante hacer un monitoreo permanente, apoyando las labores del personal encargado de la sanidad de la palma con el uso de las trampas de atracción de adultos. Es ideal tener al menos 2 trampas por hectárea y revisarlas quincenalmente. También resulta necesario capacitar a todos los operarios y trabajadores de la plantación, para que detecten focos y daños mientras se desplazan a sus labores, y que los reporten al personal de sanidad (Figura 19).

Cuando se encuentre alguna evidencia de daño o presencia de adultos o larvas en las palmas es preciso visitar los sitios o focos, y revisar si hay huevos y larvas en las hojas 17 o 25. En esta forma, se puede lograr georreferenciar los lugares y preparar mapas de distribución

espacio-temporal de los sitios infestados con la plaga, para hacerles seguimiento y realizar las prácticas de control apropiadas.

La detección de focos iniciales debe ser permanente. Si estos crecen o se incrementan, urge llevar a cabo las actividades de manejo adecuadas, para no afectar la fauna benéfica de *O. cassina*.

## Controladores biológicos

Para el control de *O. cassina* se presentan muchas oportunidades de realizar actividades con el fin de incrementar sus controladores biológicos, bien sea utilizando los que se obtienen comercialmente o mediante prácticas que se desarrollan en las plantaciones, como se describe a continuación.

La avispa *Telenomus* sp. es una especie que parasita huevos de *O. cassina*, que habita las re-



**Figura 19.** Trampa para captura de adultos de *Opsiaphanes cassina*, conformada por una bolsa de plástico a la que se introduce melaza y material en fermentación, que se utiliza para monitorear su presencia en las plantaciones. Fotos: A. Bustillo |

giones palmeras de Colombia y que no ha sido aún descrita taxonómicamente. Siguiendo experiencias en la cría y reproducción masiva de otra especie, *Telenomus alsophilae*, para el control de geométridos en plantaciones forestales (Bustillo-Pardey & Drooz, 1977; Bustillo-Pardey, 1978), se considera que se puede llevar a cabo un proceso similar en plantaciones de palma de aceite. El proceso se debe iniciar con la colección en campo de huevos parasitados de *O. cassina*, que se distinguen por su color negro antes de emerger los adultos.

Luego se procede a capturar hembras grávidas de *O. cassina*, usando las trampas de bolsas de plástico con materia fermentada que atrae a los adultos. Estas se trasladan a canastas con mallas de tela tupida que contengan palmas jóvenes, en donde puedan ovipositar. Los huevos se retiran y, en otros recipientes, se ponen en contacto con la colonia de avispidas colectadas. Con el fin de mantener los adultos de *Telenomus* sp. vivos por varias semanas, se deben alimentar con agua-miel de abejas al 10 %, impregnando pequeños trozos de algodón de dentistería (Bustillo-Pardey, 1978). Además, deben permanecer en recipientes de vidrio ventilados, y con el alimento en cuartos con temperatura controlada a 25 °C y humedad relativa del 75 %. Esto asegura su supervivencia por largo tiempo.

**Colección de larvas enfermas y preservación del virus de *O. cassina*.** Para obtener material viral de larvas enfermas, almacenarlo y utilizarlo cuando se requiera, se tiene que seguir el siguiente procedimiento:

1. Colectar larvas enfermas en el campo, antes de que hayan derramado su contenido interno, y depositarlas en un frasco con agua comercial que las cubra.
2. Transportarlas al laboratorio lo más pronto posible.

3. Licuarlas y filtrarlas a través de una tela de malla fina, para separar residuos del insecto.
4. Si es posible, centrifugar a 5.000 rpm; de lo contrario, dejar decantar en el recipiente la parte viral durante dos o tres días.
5. Volver a filtrar.
6. Conservar el contenido en una nevera y dejarlo sedimentar.
7. Si se desea guardar en una base sólida, se debe filtrar y descartar la parte líquida.
8. También se puede resuspender el virus en agua, y esta se evapora con el calor de una bombilla eléctrica. Así queda listo para su almacenamiento bajo refrigeración en una nevera a 7 °C por mucho tiempo.

## Manejo de sus poblaciones

En plantaciones con numerosas poblaciones de plagas se ha podido determinar que existen muchas circunstancias que se deben evitar, para que los insectos defoliadores de la palma de aceite no alcancen niveles que conduzcan a pérdidas económicas para los palmicultores.

En la mayoría de estas situaciones se observa la ausencia de coberturas apropiadas y plantas nectaríferas, que son un soporte para la gran fauna benéfica que afecta a insectos plaga, como *O. cassina*. También se realiza una detección tardía de las plagas; en épocas de bajos ingresos, se reduce el personal encargado de mantener la sanidad de la palma y, en algunas plantaciones, no se cuenta con operarios capacitados para la detección de plagas y enfermedades.

La georreferenciación de las palmas en una plantación es importante para conocer la distribución espacio-temporal de las palmas, sus plagas y el historial de actividades en los lotes. Esto hace que sea mucho más fácil conocer en tiempo real cómo está la plantación en rela-



ción con sus plagas, su ubicación y el trabajo realizado, estimando la efectividad de las actividades aplicadas.

Otro punto esencial son las falencias en lo que concierne al conocimiento sobre la tecnología de aspersiones, los equipos apropiados, su uso correcto y la calibración tanto de estos como de los operarios encargados de realizarlas, para controlar los problemas fitosanitarios.

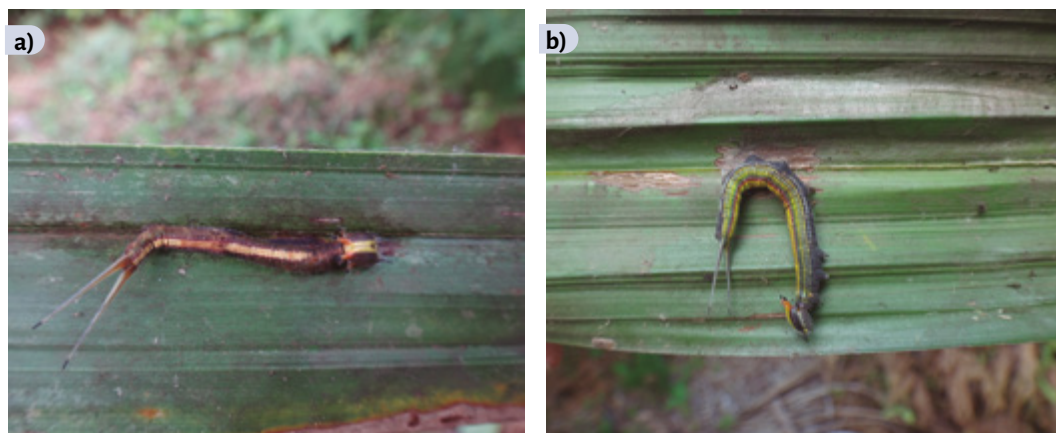
Con frecuencia se utilizan insecticidas de síntesis química de alto impacto en el ecosistema, que reducen o eliminan la fauna benéfica, incluyendo las poblaciones de polinizadores. Además, causan problemas de contaminación ambiental y riesgo para la población en las zonas palmeras. Es importante que en un programa de manejo integrado de un insecto, como *O. cassina*, se restrinja el uso de insecticidas de amplio espectro.

El manejo de *O. cassina* se debe basar en un monitoreo permanente de sus poblaciones, utilizando la trampa conformada por la bolsa de plástico con material en fermentación, que atrae a los adultos para que queden atrapados en ella.

Se tienen que aprovechar los brotes de la plaga, para detectar el virus poliédrico nuclear que afecta las larvas de *O. cassina*.

El *Bacillus thuringiensis* (Bt) es un producto comercial disponible para el control de este insecto plaga. Experimentos de campo indican que entre las formulaciones existentes en el mercado, Xentari y Dipel son los más eficaces debido a los genes Cry que contienen, algo para tener en cuenta si se planea utilizar otros productos. Las larvas infectadas con Bt muestran descomposición interna de sus tejidos y, normalmente, yacen muertas sobre las hojas de la palma (Montes *et al.*, 2017) (Figura 20).

Un complemento importante en el manejo de esta plaga es tratar de fomentar la fauna benéfica, cuidando que no sea afectada por otros controles. Se recomienda estar preparados para tener brigadas que se dediquen a la recolección de pupas, las cuales se pueden llevar a una canasta en el campo, para que cuando los benéficos empiecen a emerger, escapen a través de orificios pequeños en la malla y busquen nuevas pupas para parasitar (Bustillo-Pardey, 2019) (Figura 21).



**Figura 20.** Larvas de *Opsiphanes cassina* infectadas por *Bacillus thuringiensis*. **a)** De segundo instar. **b)** De tercer instar. Esta bacteria es mucho más eficaz en larvas de los primeros instares. Fotos: J. Matabanchoy |



**Figura 21.** Modelo de jaula de emergencia, en donde se pueden depositar las pupas colectadas en el campo, para que sus enemigos, avispitas y moscas, puedan completar su desarrollo y emerger a través de orificios pequeños hechos en la malla. Foto: A. Bustillo |

También en la preservación y aumento de la fauna benéfica, es importante considerar el parasitoide de huevos *Telenomus* sp., que se estima como uno de los enemigos que juega un papel importante, ya que ataca al huevo evitando la presencia de larvas y en consecuencia

el daño a la palma. Diseñar un proceso de cría masiva no es muy difícil, ya que en el pasado se llevó a cabo un programa exitoso en el control de defoliadores forestales, con la especie *Telenomus alsophilae* (Bustillo-Pardey, 1978; Drooz *et al.*, 1977).

## Capítulo 26.

### *Opsiphanes invirae* (Hübner, 1808)

Carlos Enrique Barrios Trilleras, Álex Enrique Bustillo Pardey,  
José Luis Pastrana Sánchez y Anuar Morales Rodríguez

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta:  
Lepidoptera: Nymphalidae: Satyrinae:  
Brassolini: Brassolina: *Opsiphanes invirae*.

#### Nombre común

Gusano cabrito

#### Distribución geográfica

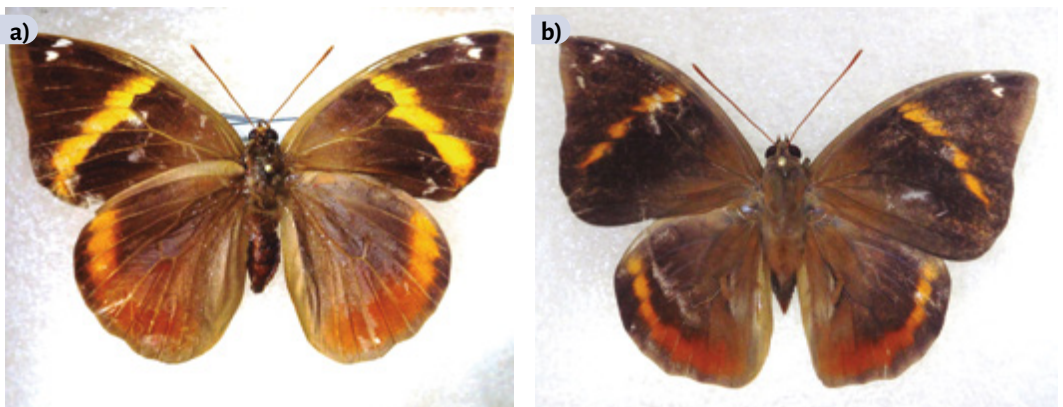
*Opsiphanes invirae* se encuentra en Centroamérica, desde Honduras hasta Panamá. En Suramérica está en el oriente de los Andes de Colombia hasta Paraguay. En Brasil se registra en el estado de Alagoas (Mesquita das Chagas, 2018). La especie habita en la selva tropical primaria y secundaria a altitudes de hasta unos 1.000 m (Hoskins, 2019). En Colombia se presenta en las zonas palmeras Norte y Oriental.

#### Plantas hospederas

La larva se alimenta de una diversidad de palmas de la familia Arecaceae, como palma de aceite (*Elaeis oleifera*), cocotero (*Cocos nucifera* L., *Butia eriospatha* (Mart. ex Drude), *Livistona australis* (R.Br.) Mart., *Livistona rotundifolia* (Lam) Mart., *Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman (Hoskins, 2019; Mesquita das Chagas, 2018). En Colombia se ha registrado en plátano (*Musa sapientum* L.) y en banano (*Musa paradisiaca* L.) (Posada, 1989).

#### Antecedentes

Esta especie de *Opsiphanes* se detectó como una distinta de *O. cassina*, por tener una morfología un poco diferente en las larvas y adultos, aunque su comportamiento es muy similar (Figura 1). En Colombia existen varios registros de



**Figura 1.** Adultos de *Opsiphanes invirae* que evidencian las características distintivas de su sexo. a) Hembra. b) Macho. Fotos: C. Barrios |

*O. invirae* en diversos cultivos, como se indica en la lista de insectos plaga del ICA (Posada, 1989). Aparentemente se presenta hace mucho tiempo en palma de aceite, pero había pasado inadvertida. Todo indica que su importancia en las zonas palmeras es secundaria. Para su control, recientemente se desarrolló una investigación en Brasil, donde se estudiaron los componentes de una feromona de agregación, que sin duda será muy útil para establecer programas de manejo hacia el futuro (Mesquita das Chagas, 2018).

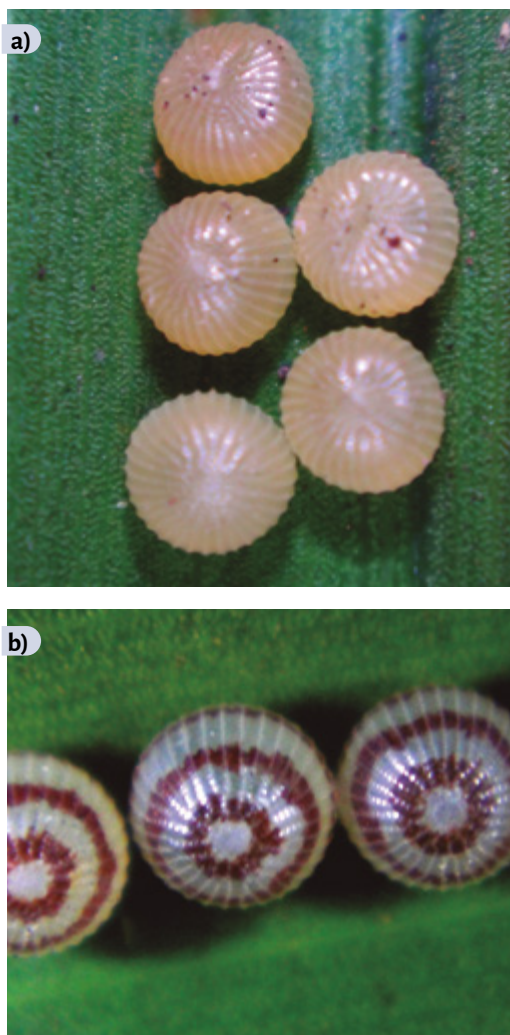
## Descripción y biología

**Adultos.** Sus alas son de color castaño oscuro, con pelos blancos en los extremos y una banda amarillenta transversal en el ala anterior, mientras que en las posteriores aparece un arco ocráceo, que se esfuma hacia el centro. Presenta dimorfismo sexual marcado. Los machos tienen una envergadura alar de  $63,5 \pm 3$  mm, y exhiben mechones de pelos en forma de pincel en el margen dorsal, entre las venas 3A de las alas posteriores, cuya función es emitir feromonas sexuales. En las hembras dicha estructura no existe, y su tamaño es mayor que el de los machos con una envergadura alar de  $74,2 \pm 10$  mm (Pastrana *et al.*, 2020). Los adultos se pueden encontrar alimentándose de frutas en descomposición, en el suelo de las plantaciones, lo que favorece su colecta a través de trampas, iguales a las utilizadas para capturar *O. cassina* (Betancourt *et al.*, 2005) (Figura 2).

**Huevos.** La hembra los deposita en el envés de los folíolos de la palma, normalmente de manera individual. Son esféricos, con el corion estriado, y miden  $1,7 \pm 0,1$  mm de diámetro. Inicialmente son de color crema y, conforme van madurando, se aprecian tres franjas circulares de color rojo (Pastrana *et al.*, 2020). Este estado dura  $7,9 \pm 0,6$  días (Barrios *et al.*, 2020) (Figura 3).



**Figura 2.** Adulto de *Opsiphanes invirae* en estado de reposo en el interior de los folíolos de la palma de aceite. Foto: C. Barrios |



**Figura 3.** Huevos de *Opsiphanes invirae*. a) Recién depositados por la hembra. b) Huevos después de tres días de maduración. Fotos: C. Barrios |



**Larvas.** Este estado dura  $42,5 \pm 5,9$  días, pasa por cinco instares, y consume  $235,7 \pm 22,7$  cm<sup>2</sup> de folíolos/larva (Barrios *et al.*, 2020). En su último instar, es de color amarillo-verdoso con líneas laterales y dorsales verde oscuro y rojizo. La cabeza es prominente de color verde oscuro, y tiene cuatro cuernos cortos rojizos proyectados hacia atrás. Además, presenta dos largos apéndices caudales. Normalmente, se encuentra reposando a lo largo de la nervadura ventral del folíolo. Es de hábitos nocturnos y consume el follaje de noche. Al alcanzar todo su desarrollo, puede medir  $65,5 \pm 7,4$  mm de longitud (Barrios *et al.*, 2020) (Figura 4).



**Figura 4.** Larva de V instar de *Opsiphanes invirae* que presenta los detalles de sus líneas longitudinales que la diferencian de *O. cassina*. Foto: C. Barrios |

**Pupas.** Son de color verde claro, marcadas con manchas doradas en los lados (Pastrana *et al.*, 2020). Se encuentran suspendidas del tejido foliar y de las hojas de epífitas que crecen en las bases peciolares de las palmas (Hoskins, 2019). Duran  $11,7 \pm 1,3$  días y tienen una longitud de  $28 \pm 0,1$  mm y un ancho de  $11,5 \pm 0,9$  mm. (Barrios *et al.*, 2020; Pastrana *et al.*, 2020) (Figura 5).



**Figura 5.** Pupa de *Opsiphanes invirae* en formación, suspendida de la rama de una planta. A veces se observa empupando en diferentes arvenses. Foto: C. Barrios |

## Daño

Las larvas son muy voraces. Una sola puede consumir  $235,7 \pm 22,7$  cm<sup>2</sup> de tejido foliar (Barrios *et al.*, 2020), por lo que infestaciones severas pueden producir defoliaciones considerables.

## Manejo de sus poblaciones

Hasta el momento no se tienen registros de poblaciones de *O. invirae* que causen daño de importancia económica, en plantaciones de palma de aceite en Colombia.



## Capítulo 27.

# El gusano cabezón, *Saliana severus* (Mabille, 1895)

Álex Enrique Bustillo Pardey

### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Hesperiidae: Hesperinae: Calpodini: *Saliana*  
*severus*.

### Nombre común

Gusano cabezón

### Sinónimo

*Proteides severus* Mabille, 1895

### Distribución geográfica

Se encuentra desde México hasta Colombia, así como en Guayana Francesa, Ecuador y Perú (Genty *et al.*, 1978).

### Plantas hospederas

La literatura indica que solo se presenta en palma de aceite. En Colombia se han observado poblaciones muy bajas de larvas, en la Zona Central palmera.

### Antecedentes

*Saliana severus* es una mariposa de la familia Hesperiidae, caracterizada porque sus larvas tienen la cabeza muy prominente, por lo que comúnmente se denominan gusanos cabezones. Esta especie fue descrita por el taxónomo Paul Mabille, en 1895, como *Proteides severus*. Luego fue incluida en el género *Saliana* Evans, 1955, que está compuesto por 20 especies. Su hábitat son zonas selváticas primarias,

donde a menudo se encuentra a lo largo de caminos y claros. Visita flores y también se observa alimentándose de excrementos de aves, posiblemente adquiriendo ingredientes importantes para su supervivencia. Puede ser atraída a trozos húmedos de papel, que se ponen en las hojas, para que se asemejen a los excrementos de aves (Araya, 2020).

### Descripción y biología

**Adultos.** Tienen una envergadura alar de 50 mm. Son de color marrón oscuro con manchas amarillas en el dorso de su ala anterior. El macho es un poco más pequeño que la hembra, muy similar en su apariencia dorsal, pero carece de las dos manchas en su ala posterior. Sus hábitos son diurnos (Figura 1).



**Figura 1.** Adulto de *Saliana severus* en el que se aprecia el color y las manchas blancas en las celdas del ala anterior. Foto: J. Matabanchoy |

**Larvas.** Bien desarrolladas miden entre 45 a 50 mm. Atraviesan por cinco instares y en los primeros su color es verde pálido con bandas

longitudinales amarillo claro y cabeza rojiza. En los últimos instares cambian a un verde claro, y en el último muestran un color blanquizco con puntitos verdes; en el centro de la cabeza presenta una mancha negra (Figura 2).



**Figura 2.** Larvas de *Saliana severus* con cambios en la coloración de la cabeza y en el cuerpo, a medida que transcurre su desarrollo. Fotos: A. Bustillo y J. Mata-banchoy |

La larva, en los primeros instares, se protege con la ayuda de un refugio que construye al doblar un foliolo de la hoja y utilizar hilos de seda muy robustos, que produce en su aparato bucal, con los cuales une un borde con otro. Se mantiene en el envés de las hojas, en la mitad inferior del follaje, únicamente sobre palmas adultas (Figura 3).



**Figura 3.** Larva de último instar de *Saliana severus* que manifiesta cambios en la coloración de su cuerpo y puntos verdes sobre el dorso, en el fondo de un color amarillito blanquizco. La cabeza es rojiza y en su centro tiene una mácula negra. Foto: E. Araya |

**Pupas.** Se forman en el mismo sitio donde están las larvas. Tienen un color verde claro, que luego se torna marrón oscuro cuando se aproxima la emergencia del adulto. Sobre ellas se observa una cubierta de un polvo harinoso blanco.

## Ciclo de vida

*Saliana severus*, de huevo a adulto, tiene una duración de 57 a 65 días. La hembra pone los huevos sobre el envés de la hoja y el tiempo de incubación es de cinco a seis días. Su ciclo larval dura entre 39 y 46 días. Demora 13 días hasta la emergencia del adulto.

## Enemigos naturales

No se tiene información sobre la fauna benéfica que controla este insecto plaga en Colombia. Sin embargo, en el Área de Conservación Gua-

nacaste en Costa Rica, este insecto es atacado en su estado larval por muchas especies de parasitoides de las familias Tachinidae, Braconidae, Ichneumonidae y Eulophidae (Araya, 2020). Recientemente, en la Zona Central palmera de Colombia, se registraron larvas infectadas por un hongo entomopatógeno identificado como *Isaria* sp. Es de anotar que en esta zona se presenta con frecuencia *Stenoma impressella* (Busck, 1914) y que para su control se utilizan formulaciones de una cepa de *Isaria* (Figura 4).

## Daños

La defoliación es causada por larvas solitarias. Es común encontrarlas en plantaciones de palma de aceite, pero no se han registrado

poblaciones altas ni daños de consideración. Una larva puede consumir 200 cm<sup>2</sup> de hoja.

## Manejo de sus poblaciones

*Saliana severus* no es una plaga de importancia económica en plantaciones de palma de aceite. Sin embargo, es importante realizar observaciones sobre su presencia y estar alerta frente a un potencial brote. Es posible que este insecto sea controlado eficazmente por sus enemigos naturales, que no permiten que sus poblaciones se incrementen. Por lo tanto, las prácticas de manejo de la plantación deben procurar el mantenimiento de plantas arvenses y evitar el uso de insecticidas de síntesis química de amplio espectro.



**Figura 4.** Larva de primeros instares de *Saliana severus* infectada por el hongo entomopatógeno *Isaria* sp., que cubre totalmente su cuerpo. Foto: A. Bustillo |

## Capítulo 28.

### El gusano cuernito menor, *Stenoma impressella* (Busck, 1914)

Álex Enrique Bustillo-Pardey, Carlos Andrés Sendoya y Carlos Enrique Barrios

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Gelechioidea: Depressariidae: Stenomatinae:  
*Stenoma impressella*.

#### Nombre común

Gusano cuernito menor

#### Sinónimos

*Gonioterma impressella* Busck, 1914  
*Gonioterma cecropia* Meyrick, 1916  
*Stenoma cecropia* (Meyrick, 1916)

#### Distribución geográfica

Ha sido registrado como plaga de la palma de aceite en Honduras, Costa Rica, Panamá, Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú y Brasil. En Colombia muestra mayor importancia en Tumaco, Puerto Wilches y sur del Cesar.

#### Plantas hospederas

Es una plaga polífaga. Además de *Elaeis guineensis* e híbridos interespecíficos OxG, ataca a *Coffea arabica* (café), *Psidium guajaba* (guayaba), *Theobroma cacao* (cacao), cítricos y árboles forestales (Zenner de Polanía & Posada, 1992).

#### Antecedentes

*Stenoma impressella* es un lepidóptero descrito por August Busck en 1914 y se ha relocalizado en la familia Depressariidae. Revisiones actuales del género y especies ubican a *Stenoma*

*cecropia* como un sinónimo menor de *S. impressella*. Es una plaga polífaga muy importante en las zonas palmeras Suroccidental (Tumaco) y Central (sur del Cesar y Puerto Wilches), debido a las severas defoliaciones que ocasiona y a su estrecha relación con el desarrollo de la enfermedad conocida como Pestalotiopsis. Esto se debe a que los primeros estadios larvales, al alimentarse de los folíolos, raspan la epidermis y crean heridas por donde ingresan los hongos causantes de la Pestalotiopsis, lo que provoca una mayor defoliación de la palma.

#### Descripción y biología

**Adultos.** Los machos miden entre 23 y 25 mm de envergadura alar, mientras las hembras, entre 26 y 30 mm. Sobre el tórax tienen un penacho de escamas negro, muy característico de su especie (Genty *et al.*, 1978). Las alas anteriores son de color marrón y presentan una línea diagonal sobre cada una, de manera que, cuando la mariposa está en reposo, forman una V. Las alas posteriores son rosadas. En el día se posan sobre la maleza y, al ser perturbados, se dispersan volando erráticamente. En horas de la noche son muy móviles y vuelan por encima de las palmas, especialmente a lo largo de linderos y carreteras (Figura 1).

**Huevos.** Son de forma ovalada, ligeramente aplanados, con un diámetro de cerca de 1,0 mm. El corion es transparente y tiene bandas longitudinales y, a medida que avanza el desarrollo, se torna oscuro. La hembra pone los





**Figura 1.** Adultos de *Stenoma impressella* posados en folíolos de palma de aceite. Fotos: J. Aldana y C. Sendoya |

huevos sobre el haz del folíolo, en forma individual. Cuando las poblaciones son muy altas, se pueden encontrar juntos a manera de cadenas. Se localizan en los folíolos muy cerca de la nervadura central o dentro de los bordes de los daños causados por insectos de generaciones anteriores. Eclosionan a los cinco días y las larvas que emergen se trasladan al envés de los folíolos (Figura 2).



**Figura 2.** Huevo de *Stenoma impressella* depositado por la hembra en forma solitaria sobre el haz del folíolo de la palma. Foto: J. Aldana |

**Larvas.** Pueden alcanzar de 18 a 25 mm de longitud. Son de color amarillo con bandas longitudinales vinotinto. Pasan por 8 a 10 instares larvales. En los primeros raspan la epidermis foliar y, con sus excreciones, inician la construcción de una cápsula en forma de cuer-

no, donde se desarrollan, la cual van ampliando con más excreciones a medida que crecen (Figura 3). Este cuerno les sirve de protección durante el estado larval y pupal.



**Figura 3.** Larvas de *Stenoma impressella* en diferentes estados de desarrollo. Fotos: C. Sendoya y L. G. Montes |



Durante sus primeros días, la larva extiende una red de seda hacia el exterior desde el orificio de salida a una distancia igual o superior a la longitud del cuernito. Una vez cerca del límite de la red, sale y delimita una nueva zona de consumo en la superficie. Posee sobre el cuerpo tres pares de macrocerdas táctiles muy desarrolladas, que permanentemente están en contacto con la red de seda de modo que, al percibir la menor vibración, la larva regresa rápidamente a su estuche. La parte interna de la cápsula o cuerno se encuentra revestida de una capa de seda a la que se fija con sus ganchos abdominales. Empupa dentro del mismo cuerno, el cual queda adherido al follaje aun después de la emergencia del adulto (Figura 4).



**Figura 4.** Estructura en forma de cuerno que fabrica la larva de *Stenoma impressella*, para protegerse de sus enemigos. Foto: J. Aldana |

**Pupas.** Se encuentran dentro del cuernito. La crisálida es desnuda, de tipo exarata y coloración amarilla o marrón-rojo brillante, según la madurez. Presenta movilidad parcial del abdomen, con ganchos en los uritos 5, 6, 7 y

9, que se fijan dentro de la cápsula protectora, donde se desarrolla cerca del orificio. Llega a medir de 60 a 80 mm.

## Ciclo de vida

En el estudio del ciclo de vida de *S. impressella*, el huevo tomó  $4,8 \pm 0,8$  días; el estado larval,  $39,9 \pm 2,5$  días, pasando por ocho o nueve instares; el estado de pupa,  $10,4 \pm 2,0$  días, y el adulto,  $3,1 \pm 1,2$  días. La duración total del ciclo de huevo a adulto es de  $58,2 \pm 6,5$  días ( $28\text{ }^{\circ}\text{C}$ ,  $85\text{ \% HR}$ ) (Barrios *et al.*, 2013). Las hembras ovipositaron  $116,5 \pm 97$  huevos. Las larvas de *S. impressella* consumen, en promedio,  $36,7 \pm 12,3\text{ cm}^2$  de hojas. Durante los primeros cuatro instares roen la epidermis de los folíolos y desde el V instar consumen toda la lámina foliar.

## Enemigos naturales

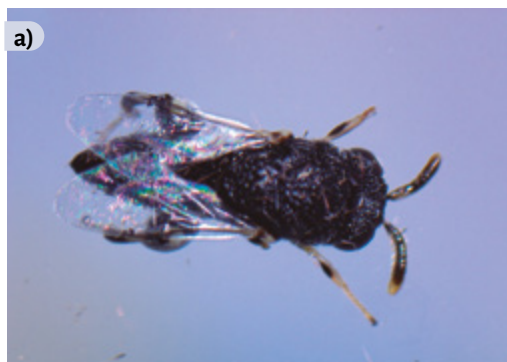
*Stenoma impressella* es atacada por una diversidad de depredadores parasitoides. El huevo es parasitado por *Trichogramma pretiosum* Riley, 1879, en Puerto Wilches (Santander) y en San Alberto (Cesar) (Castillo *et al.*, 2000). En el estado larval se presentan *Rhysipolis* sp. (Hymenoptera: Braconidae) y Colotrechninae (Hymenoptera: Pteromalidae) en Colombia (Figuras 5 y 6b), y *Euphorocera floridensis* Townsend, 1916 (Diptera: Tachinidae) en Brasil, Venezuela y Ecuador (Delvare & Genty, 1992) (Figura 6).

De igual manera, se registran varios parasitoides de pupa, como *Brachymeria* sp., *B. subconica* Boucek, 1992, y *Pseudobrachymeria* sp. (Hymenoptera: Chalcididae) en Ecuador y Colombia, frecuentando plantas como *Solanum hirtum* Vahl., nectarífera presente en plantaciones de palma de aceite (Delvare & Genty, 1992). En Costa Rica, se han encontrado altos porcen-



**Figura 5.** *Rhysipolis* sp. parasitoide de larvas de *Stenoma impressella*. **a)** Detalle de las pupas del parasitoide dentro del cuerno. **b)** Adulto de *Rhysipolis* sp.  
Fotos: C. Sendoya |

tajes de parasitismo en pupas de *S. impressella*, causados por *Trichospilus diatraeae* Cherian & Margabandhu, 1942, y *Margabandhu* (Hymenoptera: Eulophidae) (Mexzón & Chinchilla, 1992) (Figura 7).



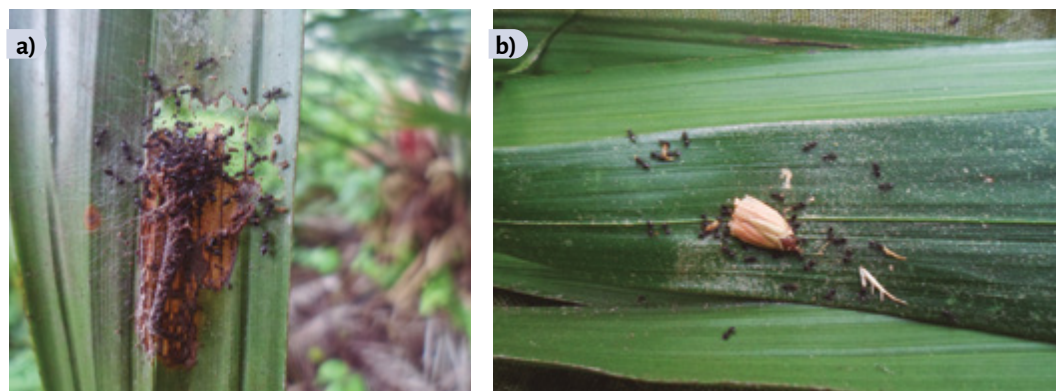
**Figura 6.** Parasitoides de *Stenoma impressella*. **a)** Adulto de *Brachymeria* sp. parasitoide de pupas. **b)** Adulto de Colotrechninae parasitoide de larvas.  
Fotos: C. Sendoya |

En estudios realizados en Colombia se encontró que *Brachymeria* sp. y *Rhysipolis* sp. son los parasitoides más frecuentes (Figuras 5 y 6). Estas especies requieren del néctar de plantas, como *Melanthera aspera*, *Solanum quitoense*, *Emilia sonchifolia*, *Lantana camara*, *Cassia reticulata*, *Stachytarpheta cayennensis* y *Urena lobata*, para su alimentación. También se detectaron larvas de *S. impressella* infectadas por el hongo *Isaria* sp. y el parasitoide de huevos *Telenomus* sp. (Sendoya & Bustillo-Pardey, 2016).

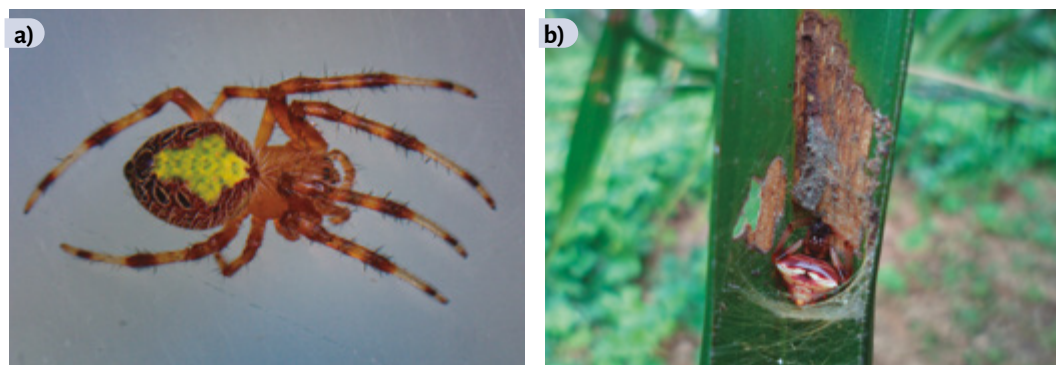
Al estimar el efecto de los controladores biológicos sobre las poblaciones de *S. impressella*, se encontró que la depredación de la hormiga *Crematogaster* sp. sobre larvas de *S. impressella* fue del 44,0 % de la población. El parasitismo causado por *Brachymeria* sp. a las pupas fue del 16,8 %; la mortalidad por *Rhysipolis* sp. sobre larvas fue del 3,5 %, y el efecto de *Isaria* sp. fue mucho menor, al parasitar el 1,5 % de las larvas muestreadas. El efecto combinado de estos controladores biológicos en forma natural puede impactar más del 65 % de la población de *S. impressella*. De ahí la importancia de que las prácticas de manejo en una plantación no afecten estos insectos benéfi-

cos (Sendoya & Bustillo-Pardey, 2016). Un efecto muy importante en la depredación de larvas y adultos lo causa las hormigas del género *Crematogaster*, especialmente en la Zona Central palmera de Colombia (Figura 7).

*Stenoma impressella* es atacada por una diversidad de depredadores. Los más frecuentes son chinches (Reduviidae) y arañas de la familia Araneae (Figura 8). También, larvas del orden Carabidae (Figura 9) y avispas de la familia Vespidae, las cuales depredan larvas de *S. impressella* (Figura 10). Los huevos y larvas de primer instar igualmente pueden ser depredados por insectos de la familia Chrysopidae (Figura 11).

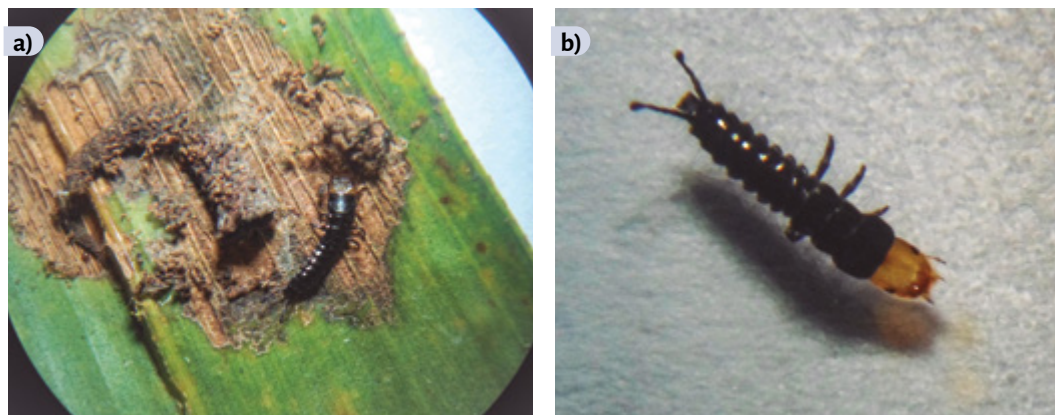


**Figura 7.** Hormigas del género *Crematogaster* depredando *Stenoma impressella*, a) sobre larva y b) sobre adulto. Estas hormigas son los depredadores más eficientes de esta plaga en la Zona Central palmera de Colombia. Fotos: C. Sendoya |

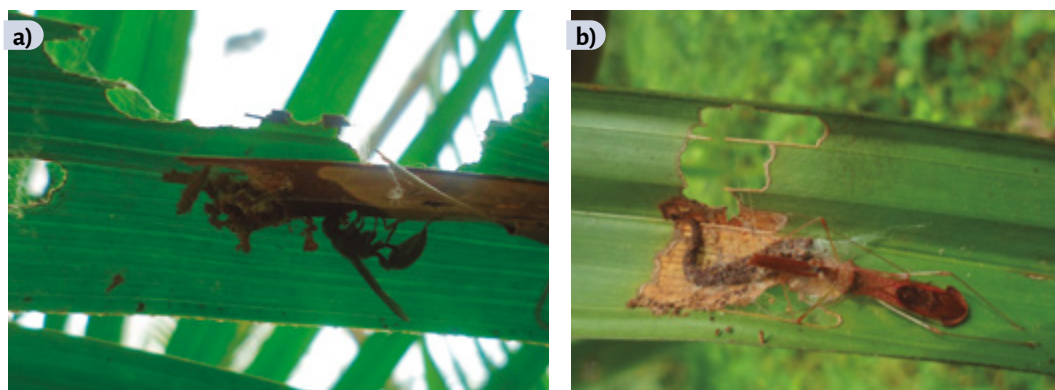


**Figura 8.** Depredadores de *Stenoma impressella*. a) Adulto de una araña de la familia Araneae. b) Araña depredando una larva en el cuerno donde se resguarda. Fotos: C. Sendoya |





**Figura 9.** Depredadores de *Stenoma impressella*. **a)** Larva de un *Dermaptera* depredando una larva en el cuerno donde se alberga. **b)** Detalles de la larva. Fotos: C. Sendoya |



**Figura 10.** Depredadores de *Stenoma impressella*. **a)** Avispa de la familia Vespidae depredando una larva dentro del cuerno. **b)** Adulto de una chinche Reduviidae. Fotos: C. Sendoya |



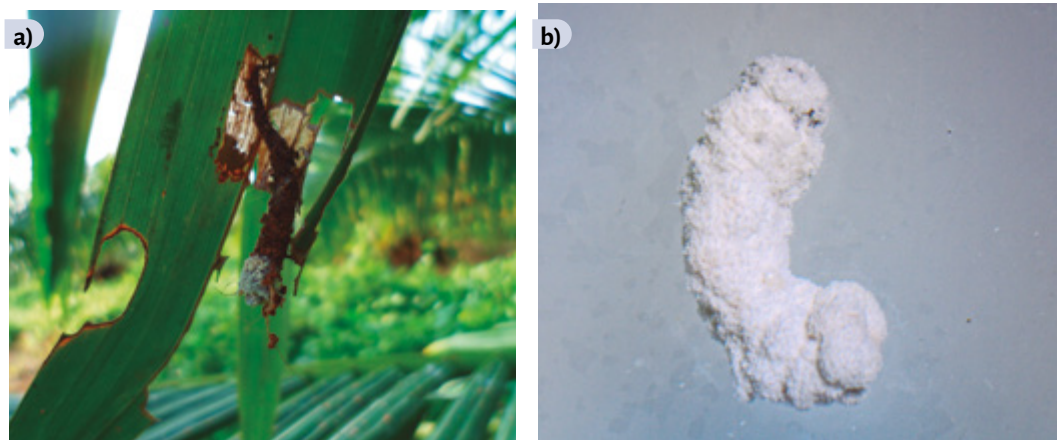
**Figura 11.** Adulto y larva de un Chrysopidae, depredador de huevos y larvas de primeros instares de *Stenoma impressella*. Fotos: C. Sendoya |

Con frecuencia se observan en las plantaciones larvas muertas infectadas con un moho blanco, que pertenece al hongo entomopatógeno *Isaria* sp. (Figura 12).

## Daño

La primera infestación de este insecto *S. Impressella* se localiza en las hojas de los niveles 25 y 33; pero, a medida que avanzan nuevas generaciones, se van ubicando en hojas jóvenes de los niveles 17 y 9. Finalmente, se pueden presentar en todos los niveles y, especialmente,

en el ápice de los foliolos. Los daños son muy característicos, por la presencia de los cuernos pegados a las nervaduras de las hojas, rodeados de zonas secas o recortadas. Estos son causados por las larvas, cuando se alimentan del parénquima foliar próximo a la cápsula donde se desarrollan. Durante los primeros instares, solo lo roen, lo que permite la entrada de hongos. Cada larva puede consumir entre 32 y 60 cm<sup>2</sup> de follaje, ocasionando grandes defoliaciones no solo por su daño directo, sino por facilitar la Pestalotiopsis (Zenner de Polanía & Posada, 1992; Genty *et al.*, 1978) (Figura 13).



**Figura 12.** Enemigos naturales de *Stenoma impressella*. **a)** Larva parasitada por el hongo *Isaria* sp. **b)** Otra totalmente cubierta por el micelio del hongo con su color blanco característico. Fotos: J. Aldana y C. Sendoya |



**Figura 13.** Daño en palma de aceite ocasionado por las larvas de *Stenoma impressella*. Foto: C. Sendoya |



## Monitoreo

La presencia de *S. impressella* se detecta por el daño característico de las larvas que se ubican en la parte apical de la hoja, donde se observan los cuernos de protección que construyen las larvas y que están pegadas a la nervadura central.

La revisión de las poblaciones se realiza por medio de conteos de larvas vivas sobre la hoja 25. Sin embargo, es posible encontrar larvas en los niveles 17 y 9, dependiendo del número de generaciones que hayan transcurrido en el lote o en el cultivo. Cada cuerno o estuche de protección se debe abrir para comprobar la presencia de la larva. Es muy fácil detectar su mortalidad, ya que la red de seda exterior desaparece rápidamente. También es conveniente revisar el daño y la calidad de la estructura del cuerno, lo cual puede ayudar a definir si se trata de un daño nuevo o de una generación anterior (Aldana-De la Torre *et al.* 2010).

## Manejo de sus poblaciones

La recolección manual de hojas con cuernos de *S. impressella*, en zonas de baja infestación, retarda el crecimiento de la población. Igualmente, se debe tener en cuenta que la fertilización adecuada de la palma de aceite, manteniendo el balance entre nitrógeno y potasio, ayuda a reducir la densidad de sus poblaciones. Por otra parte, es necesario que la plantación tenga áreas disponibles para sembrar plantas arvenses y nectaríferas, que contribuyan a proporcionar refugio y alimentación a muchos controladores biológicos (Aldana-De la Torre *et al.* 2010).

No todas las formulaciones comerciales de *Bacillus thuringiensis* son eficaces en el control de larvas de *S. impressella*. Los estudios de Montes *et al.* (2017) permitieron determinar la eficacia de dos formulaciones de *B. thuringiensis*, en dosis de 250 y 500 g/ha, dependiendo de la edad de la palma, cuyas mortalidades pueden llegar a ser superiores al 90 %.

En casos especiales, cuando las poblaciones son muy altas y el problema se ha extendido mucho, se puede aplicar, por vía aérea, insecticidas inhibidores de síntesis de quitina (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

## Referencias bibliográficas

### Capítulo 14

- Bustillo-Pardey, A. E. (2002). Los hongos entomopatógenos en el control de insectos plagas. En: *Memorias Curso Internacional Teórico – Práctico. Sección II. Entomopatógenos de la broca del café*. Chinchiná, Colombia: Cenicafé.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2013). La hormiga arriera *Atta cephalotes* (L.). En: *Insectos plagas y organismos benéficos del cultivo de la caña de azúcar en Colombia* (1 Ed.) (pp. 117–126). Centro de Investigaciones de la Caña de Azúcar de Colombia. ISBN 978-8449-06-7.
- Constantino, L. M. (2008a). La hormiga arriera, *Atta cephalotes* (L.) (Hymenoptera: Formicidae). En: A. E. Bustillo-Pardey (Ed.). *Los insectos y su manejo en la caficultura colombiana* (pp. 323-329). Colombia: Editorial Blanco Ltda.
- Constantino, L. M. (2008b). Hormigas cortadoras de la zona cafetera y su manejo. Seminario Cenicafé, Disciplina de Entomología, 83 láminas.
- Constantino, L. M., & Bonilla, F. (2004). Manejo integrado de la hormiga arriera *Atta cephalotes* (L.). En: *Memorias Curso de Capacitación Teórico - Práctico. Prevención para el control de la hormiga arriera en la zona rural del Municipio de Santiago de Cali*. UMAT, Fundespac, Secretaría de Desarrollo Territorial y Bienestar Social.
- Fernández, F.; Castro-Huertas, V.; Serna, F. (2015). Hormigas cortadoras de hojas de Colombia: *Acromyrmex* & *Atta* (Hymenoptera: Formicidae). Fauna de Colombia, Monografía No.5. Bogotá D.C., Colombia: Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, 350 pp
- Gallego, F. L. (1946). *Atta cephalotes* L. y *A. sexdens* L. Estudios fundamentales. Medellín: Universidad Nacional, Facultad de Agronomía.
- Gallego, F. L., & Vélez, R. (1992). Lista de insectos que afectan los principales cultivos, plantas forestales, animales domésticos y al hombre en Colombia. Medellín, Colombia: Universidad Nacional.
- Gutiérrez, Y. (2011). Programa de control de hormiga arriera *Atta cephalotes*. Documento de trabajo. Florida, Colombia: Incauca, Ingenio Providencia.
- Jaffe, K., & Howse, P. E. (1979). The mass recruitment of the leaf cutting ant, *Atta cephalotes* (L.). *Animal Behavior*, 27(2), 930-939.
- Jaffe, K., & Vilela, E. (1989). On nest densities of the leaf-cutting ant *Atta cephalotes* in tropical primary forest. *Biotropica*, 21(3), 234-236.
- López, E., Romero, M., Ortiz, A. & Ordúz, S. (1999). Primer registro de *Metarhizium anisopliae* infectando reinas de *Atta cephalotes* (Hymenoptera: Formicidae) en Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 25, 49-56.
- Mackay, W., & Mackay, E. (1986). Las hormigas de Colombia: Arrieras del género *Atta* (Hymenoptera - Formicidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 12(1), 23-30.

- Madrigal, A. (2003). *Insectos forestales en Colombia: biología, hábitos, ecología y manejo*. Medellín, Colombia: Editorial Marín Vieco Ltda.
- Madrigal, A., & Yepes, F. (1997). Las hormigas cortadoras de hojas (Hymenoptera: Formicidae). *Cuadernos divulgativos en Entomología*, 3.
- Mohali, S. (1998). Ultrastructural and morphological study of the mutualistic fungus of the ant *Atta cephalotes*. *Revista de Ecología Latinoamericana*, 5(3), 1-6.
- Orr, M. R. (1992). Parasitic flies (Diptera: Phoridae) influence foraging rhythms and caste division of labor in the leaf-cutter ant, *Atta cephalotes* (Hymenoptera: Formicidae). *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 30(6), 395-402.
- Ortiz, A., Madrigal, A., & Ordúz, S. (1999). Evaluación del comportamiento de las hormigas *Atta cephalotes* (Hymenoptera: Formicidae) frente a la contaminación del jardín del hongo con *Trichoderma lignorum*. *Revista Colombiana de Entomología*, 25, 169-177.
- Posada O., L. (1989). Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.
- Quinlan, R. J., & Cherrett, J. M. (1979). The role of fungus in the diet of the leaf - cutting ant, *Atta cephalotes*. *Ecological Entomology*, 4(2), 151-160.
- Wetterer, J. K. (1990). Diel changes in forager size, activity, and load selectivity in a tropical leaf-cutting ant, *Atta cephalotes*. *Ecological Entomology*, 15, 97-104.
- Wheat, G. C. (1981). *El mundo de las hormigas. Cómo viven, trabajan y se comunican las unas con las otras en la colonia*. México: Editorial Novaro.
- Wilson, E. O. (1986). The defining traits of fire ants and leaf cutting ants. In: C. Lofgren and A. K. Van de Meer (Eds.), *Fire ants and leaf-cutting ants: Biology and management*. West view studies in insect biology (pp. 1-9). Boulder, Colorado: Westview Press.
- Zayas, F. (1982). *Entomofauna cubana. Tomo VIII*. La Habana: Editorial Científico-Técnica.

## Capítulo 15

- Aldana-De la Torre, R. C., Bustillo-Pardey, A. E., Barrios-Trilleras, C. E., Matabanchoy, J. A., Beltrán-Aldana, I. J., & Rosero-Guerrero, M. (2017). Reconocimiento de las plagas más frecuentes en la palma aceitera. Guía de bolsillo. Bogotá, Colombia: Cenipalma-Fedepalma – SENA.
- Barrows, E. (2011). *The Animal Behavior Desk Reference: A Dictionary of Animal Behavior, Ecology and Evolution*. Boca Raton, EE. UU.: CRC Press.
- Genty, P., Desmier, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 342-343.
- Walker, F. (1855). List of the specimen of Lepidoptera insects in the collection of British Museum: Lepidoptera: Heterocera.

## Capítulo 16

- Bristow, C. R. (2018). A review of the genus *Brassolis* Fabricius in Colombia and Ecuador with description of two new taxa (Lepidoptera, Nymphalidae). *Zootaxa*, 1806, 47-58.
- Carvalho, C., Queiroz, P., & Ruzszyk, A. (1998). Protandry and female size-fecundity variation in the tropical butterfly *Brassolis sopherae*. *Oecologia*, 116, 98-102.
- Contreras, Y. (2012). Bioecología del gusano de la palma, *Brassolis sopherae* L. (Lepidoptera: Nymphalidae), en Caracas, Venezuela. Tesis Doctoral, Universidad Central de Venezuela, Facultad de Agronomía.

- Díaz, A., González, C., Villalba, V., & Rodríguez, G. (2000). Evaluación de insectos defoliadores y de sus enemigos naturales en plantaciones de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) del oriente de Venezuela. *Palmas*, 21(Especial, Tomo 1), 195-200.
- Genty, P., Desmier, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.
- Posada, L. 1998. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA Bogotá, Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.
- Zanetti, R., Vilela, E., Zanuncio, J. Y., & Moura, J. (1996). Ritmo de atividade diária de vôu de *Brassolis sophorae* (L., 1758) (Lepidoptera: Nymphalidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 40(2), 245-248.
- Zanetti, R., Vilela, E., Zanuncio, J. Y., & Moura, J. (1999). Búsqueda de alimento y marcación de trillo por larvas de *Brassolis sophorae*. *Revista de Biología Tropical*. 47(4), 1035-1038.
- Zenner de Polanía, L., & Posada, F. (1992). Manejo de insectos, plagas y benéficos, de la palma africana. Manual de asistencia Técnica, Instituto Colombiano Agropecuario, ICA.

## Capítulo 17

- Assis, C., Alves, C., & Dias, W. (2005). Gafanhotos do Brasil. 2do. Curso Internacional: Manejo Integrado de la Langosta Centroamericana (*Schistocerca piceifrons*, Walker) y Acridoideos plaga en América Latina. Instituto Tecnológico de Ciudad Victoria, Tamaulipas, México. Memorias, 136-150.
- Barrientos, L. (2003). Orthópteros Plagas de México y Centro América: Guía de Campo. Instituto Tecnológico de Ciudad Victoria, Consejo del Sistema Nacional de Educación Tecnológica (Proyectos 554.01-P y 508.02-P), Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (Proyecto R31575B). México.
- Carbonell, C. (1986). Revision of the Neotropical genus *Tropidacris* (Orthoptera, Acridoidea, Romaleidae, Romaleinae). *Proceedings of Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 138(2), 366-402.
- Durantón, J. F., Launois, M. H., & Lecoq, M. (1987). Guía Prática de luta contra os gafanhotos devastadores no Brazil. Montpellier, France: FAO-Rome, CIRAD-PRIFAS.

## Capítulo 18

- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). *Manual de plagas de la palma de aceite en Colombia* (4ª ed.). Bogotá, Colombia: Cenipalma – SENA.
- Calvache, H. H. (1995). Manejo integrado de plagas de la palma aceitera. *Palmas*, 16(Especial), 255-264.
- Couppié, P., Marty, C., Sainte-Marie, D., & Pradinaud, R. (1998). Poisonous caterpillars in French Guyana. 5 cases. *Annales de Dermatologie et de Venereologie*, 125(8), 489-491.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.
- Hossler, E. (2010). Caterpillars and moths. *Journal of the American Academy of Dermatology*, 62(1), 1-10.
- Posada, L. (1989). Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.
- Reyes, A., & Cruz, M. A. (1986). Principales plagas de la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en América Tropical y su manejo. Conferencia curso de entrenamiento en palma africana. United Brands, Quepos, Costa Rica.

## Capítulo 19

- Aldana-De la Torre, R. C., & Bustillo-Pardey, A. E. (2015). Biología de *Leucothyreus femoratus* en cultivos de palma aceitera y evaluación de nematodos para su control. XVIII Conferencia Internacional sobre Palma de Aceite, Cartagena, Colombia.
- Martínez, L. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Villanueva, A. (2001). Biología de *Leucothyreus* sp. (Coleoptera: Scarabaeidae) defoliador de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.), en San Vicente de Chucurí (Santander). *Palmas*, 21(Especial Tomo 1), 212-220.
- Morón, M. A., Ratcliffe, B., & Deloya, C. (1997). *Atlas de los escarabajos de México. Coleoptera: Lamellicornia (Insecta: Coleoptera)*. México: Instituto de Ecología.
- Neita, J. C., & Gaigl, A. (2008). *Escarabajos de importancia agrícola en Colombia (Coleoptera: Scarabaeidae: Pleurosticti)*. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Agronomía.
- Pardo, L. C., Morón, M. A., & Montoya, J. (2006). Descripción de los estados inmaduros de *Leucothyreus femoratus* Burmeister (Coleoptera: Melolonthidae: Rutelinae: Geniatini) con notas sobre su biología e importancia agrícola en Colombia. *Folia Entomológica Mexicana*, 45(2), 179-193.
- Pardo, L. C., Morón, M. A., Gaigl, A., & Belloti, A. (2003). Los complejos regionales de Melolonthidae (Coleoptera) rizófagos en Colombia. En: A. Aragón, M. A. Morón, & A. Marín (Eds.), *Estudios sobre coleópteros del suelo en América* (pp. 45-63). México: Benemérita Universidad Autónoma de Puebla.
- Restrepo, G. H., & López, A. (2000). *Especies de chisas (Coleoptera: Melolonthidae) de importancia agrícola en Colombia*. Bogotá: Corpoica.

## Capítulo 20

- Aldana-De la Torre, R. C., & Bustillo-Pardey, A. E. (2016a). Biología y parámetros reproductivos de *Loxotoma elegans* defoliador de la palma aceitera. XIII Reunión Técnica Nacional en Palma de Aceite. Medellín, Colombia.
- Aldana-De la Torre, R. C., & Bustillo-Pardey, A. E. (2016b). Reconocimiento de benéficos afectando poblaciones de *Loxotoma elegans*, defoliador de la palma aceitera. XIII Reunión Técnica Nacional en Palma de Aceite, Medellín, Colombia.
- Aldana-De la Torre, R. C.; Bustillo-Pardey, A. E.; Beltrán-Aldana, I. J.; Buriticá-Llanos, A. J.; Pantoja-Paredes, P.A.; Libreros-Benavides, C. C.; Saavedra, C. E.; Lozano Luque, M. (2018). Guía de bolsillo *Loxotoma elegans* y sus enemigos naturales. Cenipalma. 47.
- García, R., Calvache, H., Hernández, M. L., & Motta, D. (1994). Biología del defoliador de la palma aceitera, *Loxotoma elegans* Zeller (Lepidoptera: Stenomidae), en Villanueva (Casanare). *Palmas*, 15(4), 9-15.

## Capítulo 21

- Bourquin, F. (1941). Metamorfosis de *Megalopyge albicollis* Walker 1910 (Lep. Megalopygidae). *Revista de la Sociedad Entomológica de Argentina*, 11(1), 22-31
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 382-383.
- Reyes, A., & Cruz, M. A. (1986). Principales plagas de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en América Tropical, su manejo y control. Conferencia en curso de entrenamiento en palma africana. United Brands, Quepos, Costa Rica.



## Capítulo 22

Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 384- 385.

## Capítulo 23

Genty, P.; Desmier de Chenon, R.; Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma de aceitera en América Latina. *Oleagineux* 33 (7): 325-419.

Vera, J. (2000). Avances preliminares sobre el establecimiento de un programa de Manejo Integrado de Plagas en Palmas del Espino S.A. – Perú. *Palmas*, 21(Especial Tomo 1), 227-233.

Zeddarn, J. L., Arroyo, J., Rodríguez, J. L., Ravallec, M., & Candiotti, E. (2003). A cypovirus from the South American oil-palm pest *Norape argyrorrhoea* and its potential as a microbial control agent. *BioControl*, 48, 101–112.

## Capítulo 24

Bustillo-Pardey, A. E. (1973). Lista preliminar de insectos que atacan los cultivos forestales en Antioquia. *Revista ICA*, 8(1), 81-86.

Campos, J. J., Peres F. E., & Berti F., O. (1987) Biología do bicho do cesto *Oiketicus kirbyi* (Lands –Guilting, 1827) (Lepidoptera, Psychidae) em folhas de *Eucalyptus* spp. *Anais da Escola Superior Agricultura Luiz de Queiroz*, 44, 341-358.

Chinchilla, C. (1989). *Fauna perjudicial en palma aceitera*. Palma Tica. Programa de Investigación en Palma Aceitera (Mimeo).

García, F. (1987). Aspectos biológicos y manejo del gusano canasta *Oiketicus kirbyi*. *Boletín Técnico ICA*, 149, 23.

Ponce, T. I., Peláez, H., & De La Cruz, L. (1979). Estudio biológico del gusano canasta *Oiketicus kirbyi* Lands Guilting (Lepidoptera: Psychidae) en plátano y reconocimiento de sus principales parasitoides. *Acta Agronómica*, 29, 41-46.

Posada, O. L. (1989). Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.

Sankaran, T., & Syed, R. A. (1972). The natural enemies of bagworms on oil palms in Sabah, East Malaysia. *Pacific Insects*, 14(1), 57-71.

Uceda, L. E. (2018). El bicho cesto, *Oiketicus kirbyi*. Video youtube.com. <https://www.youtube.com/watch?v=Pa-PRQH8ND0>.

Villanueva, A., & Ávila, M. (1987.) El gusano canasta *Oiketicus kirbyi* Guild. *Boletín Técnico Fedepalma*, 2, 28.

Wood, B. J. (1966). Annual report for 1963-64. Entomology Section, Chemara Research Station, Oil Palm Division, Layang.

## Capítulo 25

Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Impacto de los insectos defoliadores en la producción de la palma aceitera en Colombia. *Palmas*, 40(4), 151-160.

Bustillo-Pardey, A. E., & Drooz, A. T. (1977). Cooperative establishment of a Virginia (USA) strain of *Telenomus alsophilae* on *Oxydia trychiata* in Colombia. *Journal of Economic Entomology*, 70(6), 767-770.

Bustillo-Pardey, A. E. (1978). Método para la cría masiva del parásito de huevos, *Telenomus alsophilae*. *Revista Colombiana de Entomología*, 4(3-4), 96-104.

- Chacón, I., & Montero, J. J. (2007). *Mariposas de Costa Rica (Orden Lepidoptera)*. San José, Costa Rica: INBIO.
- DeVries, J. P. (1987). *The butterflies of Costa Rica and their natural history*. Princeton University Press.
- Drooz, A. T., Bustillo-Pardey, A. E., Fedde, G. F., & Fedde, V. H. (1977). North American egg parasite successfully controls a different host genus in South America. *Science*, 197, 390-391.
- Guarín, A. (2010). *Biología y ecología de Telenomus sp. (Hymenoptera: Scelionidae) parasitoide de huevos de Opsiphanes cassina Felder (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae)*. Bogotá, Colombia: Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Agronomía.
- Howard, F., Moore, D., Giblin, R., & Abad, R. (2001). *Insects on palms*. Ascot, United Kingdom: CABI Publishing.
- Matabanchoy, J. A., Raigoza, D., & Bustillo-Pardey, A. E. (2018). Biología de *Opsiphanes cassina* (C. & R. Felder) (Lepidoptera: Nymphalidae: Brassolinae), defoliador de la palma aceitera en la Zona Suroccidental palmera de Colombia. XIX Conferencia Internacional sobre Palma de Aceite, Cartagena, Colombia.
- Mexzón, R. G., & Chinchilla, C. M. (2011). *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Nymphalidae), defoliador de la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacquin) en América Central. *ASD Oil Palm Papers*, 36, 14-33.
- Montes-Bazurto, L. G., Vivas, E. M., & Bustillo-Pardey, A. E. (2017). Evaluación de *Bacillus thuringiensis* para el control de *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Nymphalidae) defoliador de palma aceitera. Taller Plagas, Cenipalma.
- Pastrana-Sánchez, J. L., Matabanchoy, J. A., & Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Enemigos naturales de *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Nymphalidae) en la Zona Suroccidental palmera de Colombia. XV Reunión Técnica Nacional de Palma de Aceite, Bucaramanga, Colombia.
- Posada, O. L. (1989). Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.
- Rodríguez, G., Silva, R., Cásares, R., Barrios, R., Díaz, A., & Fariñas, J. (2012). Aspectos bioecológicos del defoliador de la palma aceitera, *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Nymphalidae). *Revista Científica UDO Agrícola*, 12(4), 4-13.
- Urretabizcaya, N., Vasicsek, A., & Saini, E. (2010). *Insectos perjudiciales de importancia agronómica. 1. Lepidópteros*. INTA, Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria.

## Capítulo 26

- Barrios-Trilleras, C. E., Naranjo, K. L., Bustillo-Pardey, A. E., Barrios, J. G., & Morales-Rodríguez, A. (2020). Ciclo de vida, parámetros poblacionales y consumo foliar de *Opsiphanes invirae* (Hübner, 1808) (Lepidoptera: Nymphalidae) en palma de aceite en la Zona Norte palmera. XVI Reunión Técnica Nacional de Palma de Aceite, Bogotá.
- Betancourt, F., Aldana-De la Torre, R. C., Velásquez, F., & Benítez, E. (2005). Evaluación de cinco trampas para la captura de adultos de *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Brassolidae) en la Zona Occidental. *Cenivances*, 13, 1-4.
- Hoskins, A. (2019). Butterflies of the Amazon and Andes Hübner's Owlet. *Opsiphanes invirae* Hübner. In: *Butterflies of the World*. New Holland Publishers.
- Mesquita das Chagas, K. (2018) Estudo do feromônio de *Opsiphanes invirae* (Hübner, 1818) (Lepidoptera; Nymphalidae). Teses da Universidade Federal da Alagoas, Doutor no curso de Biotecnologia.
- Pastrana-Sánchez, J. L., Barrios-Trilleras, C. E., & Morales-Rodríguez, A. (2020). Diferencias morfológicas entre *Opsiphanes cassina* Felder, 1862 y *Opsiphanes invirae* (Hübner, 1808) (Lepidoptera: Nymphalidae), insectos defoliadores de la palma de aceite en Colombia. XVI Reunión Técnica Nacional de Palma de Aceite, Bogotá.
- Posada, O. L. (1989). Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.

## Capítulo 27

Araya, E. (2020). Inventario de mariposas de ACG, Área de Conservación de Guanacaste, Costa Rica.

Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 359-360.

## Capítulo 28

Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. C., Calvache, H. & Franco P. N. (2010). Manual de plagas de la palma de aceite en Colombia (4ª Ed.). Bogotá, Colombia: Cenipalma-SENA.

Barrios-Trilleras, C. E., Aldana-De la Torre, R. C., & Bustillo-Pardey, A. E. (2013). Biología del defoliador de la palma aceitera, *Stenoma cecropia* Meyrick (Lepidoptera: Elachistidae). *Palmas*, 34(3), 13-19.

Castillo, M. S., Aldana-De la Torre, J., Calvache, H., & Grijalva, O. (2000). Evaluación de técnicas de liberación de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para el manejo de *Stenoma cecropia* Meyrick (Lepidoptera: Stenomidae) en el cultivo de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.). *Palmas*, 21(1), 203-211.

Delvare, G., & Genty, P. (1992). Interés de las plantas atractivas para la fauna auxiliar de las plantaciones de palma en América tropical. *Oleagineux*, 47 (10), 551-558.

Genty, P., (1978). Morfología y biología de un defoliador de la palma africana en América latina: *Stenoma cecropia* Meyrick. *Oleagineux*, 33(8-9), 421-427.

Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.

Mexzón, R., & Chinchilla, C. (1992). Entomofauna perjudicial, enemigos naturales y malezas útiles en palma aceitera en América Central. *ASD*, 20(21), 1-7.

Montes-Bazurto, L. G., Vivas, E. M., & Bustillo-Pardey, A. E. (2017). Evaluación de *Bacillus thuringiensis* para el control de *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Nymphalidae) defoliador de palma aceitera. Taller Plagas, Cenipalma.

Sendoya, C. A., & Bustillo-Pardey, A. E. (2016). Enemigos naturales de *Stenoma cecropia* (Lepidoptera: Elachistidae) en palma aceitera, en el suroccidente de Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 42(2), 146-154.

Zenner de Polanía, L., & Posada, F. J. (1992). Manejo de insectos, plagas y benéficos, de la palma africana. *Manual de Asistencia Técnica ICA*, 54.

# SECCIÓN 4

## Insectos defoliadores de la familia Limacodidae

### Introducción

Álex Enrique Bustillo Pardey

La familia de lepidópteros Limacodidae, que tiene como sinónimos a Cochlidiidae, Euclidae y Apodidae, pertenece a la superfamilia Zygaenoidea y sus subfamilias son Chrysopolominae y Limacodinae. Se caracteriza porque sus adultos son mariposas de aspecto raro. Su cuerpo está armado con cuernos cónicos y carnosos denominados escolus, que tienen en su dorso mechones de pelos punzantes muy urticantes que pueden infligir un dolor intenso en quien los toca. Sus larvas están entre los insectos más contrastantes del planeta; por ejemplo, *Phobetron* es de color naranja brillante y tiene protuberancias laterales curvadas extremadamente largas, cada una de las cuales da la impresión de que es una larva individual, en vez de un apéndice del insecto. Las larvas de *Acharia* (anteriormente *Sibine*) son típicamente de color verde brillante; muchas dan la apariencia de tener en el dorso coloraciones que semejan la silla de un caballo, con colores variados.

Los Limacodidae se distribuyen por el mundo, pero la mayoría se encuentra en zonas tropicales. Existen alrededor de mil especies descritas y, probablemente faltan muchas más por estudiar. A menudo las llaman gusanos babosos, debido a que sus pseudopatas torácicas son muy reducidas y solo les sirven de adhesión, pues se desplazan lentamente a través de contracciones, que crean impulsos de movimiento. Su cabeza está siempre cubierta por el protórax.

En su último estadio larval construyen un capullo de seda que endurecen con secreciones de oxalato de calcio, producido en los tubos de Malpighi. Los organizan con una pequeña zona circular de evacuación, formada con la matriz de seda con menos resistencia, para que el adulto la pueda abrir justo antes de su emergencia.

Las polillas adultas tienen abdomen largo y enormes patas gruesas, en forma de dedos. Cuando recién emergen, su apariencia es satina-

da brillante y, a menudo, exhiben ricos tonos rojo púrpura, pero estos tienden a desvanecerse rápidamente a un marrón opaco.

Los Limacodidae muestran cierta preferencia por plantas de la familia Arecaceae, en las que pueden causar defoliaciones severas. Sin embargo, también existe una gran fauna benéfica de depredadores, parasitoides y entomopatógenos, que regulan sus poblaciones y las mantienen en niveles que no ocasionan daños económicos a los cultivos.

Su situación taxonómica es controvertida y a veces confusa. En la literatura se observa que muchos investigadores desconocen la posición taxonómica correcta de algunos géneros. Gran parte de las descripciones se han basado en información morfológica de los adultos de las diferentes especies, pero no se consideran las características de su estado larval para asociarlas con la morfología de sus adultos. Así, surgen confusiones en su identidad y se crean muchas sinonimias al referenciarlas; por ejemplo, la identificación en el estado larval de especies neotropicales del género *Acharia* se ha confundido con especies de distribución neártica, como son *Acharia stimulea* (Clemens) y *Acharia megasomoides* (Walker), para el caso específico de *Acharia apicalis* (Dyar).

Después de los registros y descripciones de especies realizadas en los dos siglos pasados, se han encontrado en esta época muchas nuevas y no se les han asignado los géneros adecuadamente. Esto ha generado dificultades en el reconocimiento de insectos de la familia Limacodidae, especialmente de aquellos que afectan cultivos de interés agrícola.

Anteriormente, la familia Limacodidae se confundió con la Euclidae, por lo que ahora se consideran sinónimos. Sin embargo, ha quedado un gran número de insectos clasificados en el género *Euclea*, que guardaba relación con la denominación de la familia como Euclidae. Algo similar ocurre con los géneros *Sibine* y *Acharia*,

como lo indican Becker y Miller (1988). Ellos, al analizar la identidad de la especie *Sphinx brunus* Cramer (1777), encontraron que su descripción inicial se ubicó en el género *Acharia* por Huebner (1816). Dyar (1927; 1935) no tuvo en cuenta esta información cuando erigió el nuevo género *Sibine*. Lo que queda claro es que el *Acharia* se estableció antes que *Sibine* y, por lo tanto, es un sinónimo senior de *Sibine* Herrich – Schaeffer. Basados en estas aclaraciones, se establecieron los siguientes sinónimos y nuevas combinaciones, correspondientes a especies de Limacodidae registradas hasta el presente.

## Sinónimos de *Acharia*

*Sibine* Herrich-Schaeffer, 1855, n. syn.; *Empretia* Clemens, 1860, n. syn.; *Eupalia* Walker, 1866, n. syn.; *Episibine* Dyar, 1898, n. syn.

## Nuevas combinaciones

*Affinis* (Moeschler, 1883) (*Sibine*) n. comb.; *alicians* (Dyar, 1935) (*Sibine*) n. comb.; *apicalis* (Dyar, 1900) (*Sibine*) n. comb.; *ausa* (Dyar, 1935) (*Sibine*) n. comb.; *fusca* (StoU, 1780) (*Phalaena*) n. comb.; *stimulea* (Clemens, 1860) (*Empretia*) n. comb.; *pallescens* (Dognin, 1901) (*Sibine*) n. comb.; *nesea* (StoU, 1780) (*Phalaena*) n. comb.

En consecuencia, las especies antes registradas en el género *Episibine* y *Sibine* como plagas de la palma de aceite en Colombia, ahora se denominan *Acharia apicalis* (Dyar, 1900), *Acharia fusca* (Stoll, 1780), *Acharia stimulea* (Clemens, 1860) y *Acharia pallescens* (Dognin, 1901). Es de anotar que, de acuerdo con lo expuesto anteriormente, la especie *Acharia stimulea* es de distribución neártica y la similar *Acharia apicalis* es neotropical.

En las siguientes secciones, se presentará una descripción de las especies de Limacodidae que revisten importancia para la palma de aceite, así como se hará alusión a otras que son esporádicas, que están presentes, pero que aún no constituyen una amenaza para este cultivo.



## Capítulo 29.

### El gusano monturita, *Acharia apicalis* (Dyar, 1900)

Alex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Zygaenoidea: Limacodidae: Limacodinae:  
*Acharia apicalis*.

#### Nombre común

Gusano monturita, caballito.

#### Sinónimos

*Acharia megasomoides* (Walker)  
*Acharia stimulea* (Clemens, 1860)  
*Empretia stimulea* Clemens, 1860  
*Limacodes ephippiatus* Harris, 1869  
*Sibine apicalis* Dyar, 1900  
*Sibine ephippiatus* Kirby, 1892  
*Sibine megasomoides* Walker  
*Sibine stimulea* Clemens, 1860

#### Distribución geográfica

Registros sobre *Acharia apicalis* (= *Sibine apicalis*), indican que es de distribución neotropical<sup>1</sup>, al abarcar Centroamérica y Suramérica. Los países donde se ha informado sobre su presencia son: Colombia, Costa Rica, Ecuador, Panamá y Venezuela. En Colombia se ha encontrado en las zonas palmeras, especialmente en la Norte, en Urabá, y en la Suroccidental (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

1 <https://www.discoverlife.org/mp/20m?kind=Acharia+apicalis>

#### Plantas hospederas

Se conoce que es una plaga importante de musáceas en Colombia, especialmente en banana, plátano, heliconias, y palma de aceite y sus híbridos. Es posible que afecte otros cultivos, pero no hay información al respecto (Briceño, 1980; Bustillo-Pardey & Echeverry, 1972).

#### Antecedentes

Debido a la morfología que presenta *Acharia apicalis* en su estado larval, que aparenta en su dorso una silla de cabalgar y de ahí su nombre común de gusano monturita o caballito, esta especie se ha descrito con diferentes nombres, pero es una sola especie. Estas son *Acharia (Sibine) stimulea* y *Acharia (Sibine) megasomoides*, originarias de la región Neártica, aunque *A. apicalis* se distribuye en la neotropical. Si se analizan las fotos publicadas sobre estas, se puede observar que muestran diferencias morfológicas en el estado larval, especialmente en los cuatro cuernos con setas urticantes que tienen sobre la parte dorsal. Los registros de plagas en las publicaciones y en la sinonimia de *A. apicalis* confunden estas tres especies, algo que es importante estudiar y aclarar, ya que se han identificado erróneamente.

#### Descripción y biología

**Huevos.** Son depositados en grupos de 7 a 15, alineados sobre la hoja de la palma de aceite. Recién eclosionados son amarillos, planos y poco

visibles a simple vista. Tienen un periodo de incubación que varía de seis a ocho días.

**Larvas.** Recién emergidas consumen el corion del huevo. Son de hábitos gregarios, pues permanecen agrupadas en el sitio donde nacen. Tienen una longitud de 1,5 mm y son de color amarillo. Las larvas desarrolladas alcanzan de 3 a 4 cm de longitud, son de color verde con una marca circular marrón sobre el dorso, que es circundada por una franja blanca. La Figura 1 da la apariencia de una montura de caballo. La parte cefálica y la trasera son también marrones. Presentan cuatro cuernos con pelos urticantes, dos de ellos están localizados en la parte cefálica y, los otros dos, en los últimos segmentos del abdomen. Poseen patas torácicas pequeñas y carecen de pseudopatas. En su desarrollo larval pasan por nueve instares, con un periodo alimenticio aproximado entre 40 y 50 días (Harrison, 1963; Bustillo-Pardey & Echeverry, 1972) (Figura 1).

**Pupas.** Usualmente estas especies cubren su capullo o cocon con una seda que también es urticante. Las pupas, que son de color marrón oscuro con la superficie lisa, permanecen encerradas en capullos marrón claro con la cáscara dura. El capullo tiene 20 mm de largo por 10 mm de ancho. Las pupas se encuentran adheridas al tallo, sobre las hojas caídas o marchitas de la planta y, en algunos casos, sobre las hojas en las que se alimentó la larva. Este insecto tiene la tendencia a empupar en grupos, por lo que se encuentran numerosos capullos juntos. El estado de pupa toma entre 31 y 36 días (Bustillo-Pardey & Echeverry, 1972) (Figura 2).

**Adultos.** Tienen una longitud de 15 mm, y una extensión alar aproximada de 30 mm para los machos y de 40 mm para las hembras. Son de color marrón oscuro, siendo las alas posteriores más claras que las anteriores. Sobre las alas anteriores presentan puntos amarillos en forma simétrica. Las patas son



**Figura 1.** Larva de *Acharia apicalis* en sus últimos instares, sobre una hoja de palma de aceite en plantaciones de Tumaco. Foto: J. Matabanchoy |



**Figura 2.** Pupa de *Acharia apicalis*. Se observa la cobertura que hace la larva antes de empupar, para protegerla. Foto: [https://www.naturalista.mx/taxa/181039-Acharia/browse\\_photos](https://www.naturalista.mx/taxa/181039-Acharia/browse_photos) |

cortas y robustas. Son polillas poco visibles en el campo, debido a sus hábitos nocturnos y a que se mimetizan fácilmente a causa del color de su cuerpo. Su vuelo es rápido. La hembra puede depositar hasta 300 huevos sobre las hojas durante su vida. Su duración es corta, no supera una semana.

## Daño e importancia económica

El gusano monturita es un defoliador en plantaciones de banano en la región Atlántica de Costa Rica. En Colombia se presentó por primera vez en 1971, en el municipio de Apartadó (Antioquia), y causó defoliaciones en una plantación de banano (Bustillo-Pardey & Echeverry, 1972).

El daño ocasionado en la palma en los tres primeros instares consiste en una raspadura sobre la hoja, que la deja casi transparente hasta perforarla. Las larvas maduras inician el daño en el margen lateral y lo continúan hacia la

nervadura central, consumiendo el follaje. En algunos casos se han encontrado más de 100 larvas por hoja, las cuales ocasionan defoliaciones muy severas.

## Controladores biológicos

Por lo general, cuando se presentan focos de esta plaga, se observan avispas, bacterias, hongos y virus, que atacan sus estados y reducen considerablemente su población. Es común ver parasitismos en larvas por *Cotesia* sp. (Say) y *Casinarina* sp.; depredadores, como *Podisus* sp. y *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas, 1851), y hongos del género *Isaria* (Figura 3). También se presentan larvas muertas por la acción de virus entomopatógenos. Existe la alternativa para controlar las poblaciones que se escapan del control biológico, con la aplicación de *Bacillus*



**Figura 3.** Larva de *Acharia apicalis* parasitada por *Cotesia congregata*. Foto: A. Bustillo |

*thuringiensis* var. *kurstaki*, teniendo en cuenta que la formulación para asperjar contenga los cristales Cry apropiados para el manejo de este insecto plaga. En Colombia y Costa Rica se han logrado buenos resultados con el uso de esta bacteria (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010; Jaramillo *et al.*, 1974).

## Manejo de sus poblaciones

En 2019 se observó en plantaciones de palma de aceite de Urabá, pero la fauna benéfica mantuvo sus poblaciones bajo control. Este insecto se ha registrado también en Ecuador y Costa Rica como plaga de importancia económica en palma de aceite y banano. A la gravedad de su daño se agrega el malestar que la picazón de sus pelos urticantes ocasiona al personal que realiza labores en campo.

Antes de iniciar aplicaciones de insecticidas para el control del gusano monturita, se tiene que hacer una inspección minuciosa de la fauna benéfica que esté presente afectando sus poblaciones; además, asegurarse de contar con coberturas de arvenses de la zona donde se encuentre la plantación, con el fin de que puedan ofrecer alimentación y albergue para la supervivencia de la población de benéficos.

## Capítulo 30.

### El gusano sibine, *Acharia fusca* (Stoll, 1780)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre,  
Jorge Alberto Aldana de la Torre y Carlos Andrés Sendoya Corrales

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Lepidoptera: Zygaenoidae: Limacodidae: Limacodinae: *Acharia fusca*.

#### Nombre común

Sibine

#### Sinónimo

*Sibine fusca* Stoll, 1781

#### Distribución geográfica

*Acharia fusca* tiene distribución neotropical, con registro en países de Centroamérica y Suramérica. Como plaga de la palma de aceite, se ha encontrado en Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guayana Francesa, Surinam y Venezuela (Díaz *et al.*, 2000; Genty *et al.*, 1978; Orellana, 1986; Sosa & Díaz, 2008).

#### Plantas hospederas

Las siguientes palmas y frutales hospedan a *Acharia fusca* en Colombia: *Cocos nucifera*, *Elaeis guineensis*, *Elaeis oleifera*, *Musa paradisiaca*, *Annona muricata* y *Citrus sinensis* (Jiménez, 1980).

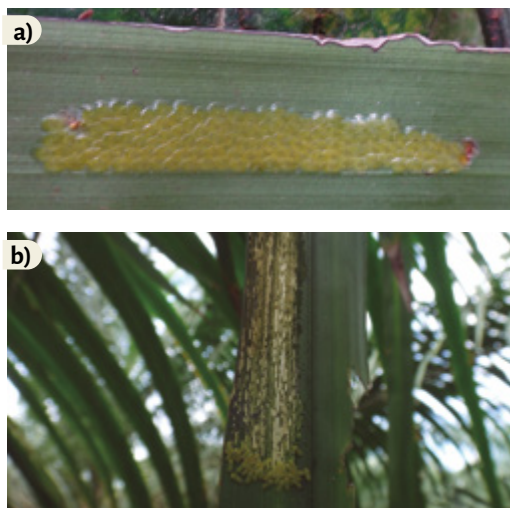
#### Antecedentes

Entre los insectos defoliadores de la familia Limacodidae, *Acharia fusca* es considerada una de las plagas más importantes en palma de aceite. Al ser una especie de hábitos gregarios, sus defoliaciones suelen ser severas. Se pueden presentar aumentos sorpresivos de población

de *A. fusca*, que obedecen a prácticas de manejo inapropiadas. Esto, debido a alteraciones en su fauna benéfica, causada por la aplicación indiscriminada de insecticidas de síntesis química, o la falta de suficientes plantas nativas en el hábitat, que ofrezcan alimento y resguardo a poblaciones de benéficos.

#### Descripción y biología

**Huevos.** Son subelípticos, de consistencia gelatinosa, color amarillo, con un diámetro que oscila entre 2 y 2,5 mm; el corion presenta un trazado reticular bastante fino. El huevo eclosiona al cabo de seis a ocho días. La hembra oviposita alrededor de 49 masas, con un promedio de 34 huevos por cada una (Genty, 1972) (Figura 1).



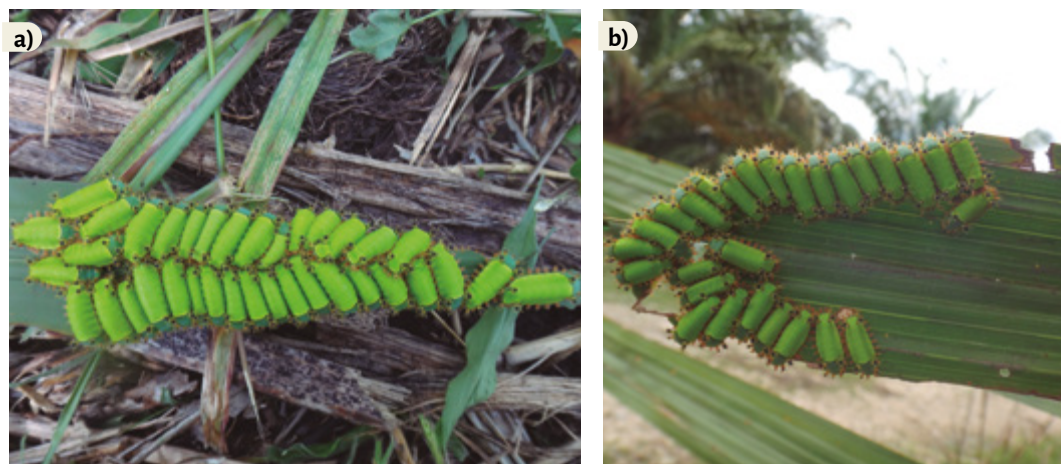
**Figura 1.** *Acharia fusca*. a) Masa de huevos recién ovipositados. b) Grupo de larvas de primer instar, raspando el follaje de una palma de aceite para alimentarse.

Fotos: C. Sendoya |

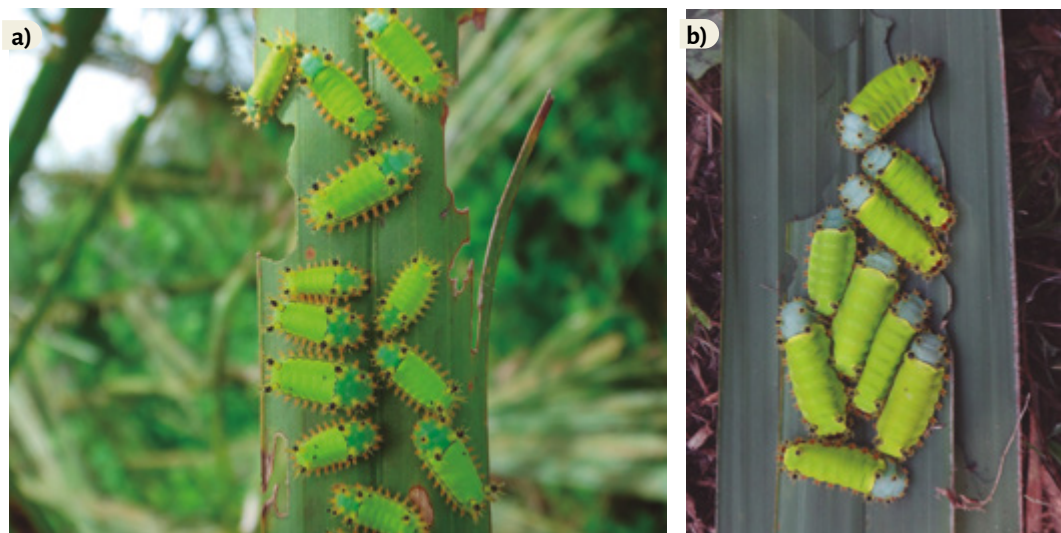


**Larva.** El estado larval de *A. fusca* en sus instares iniciales tiene una coloración amarilla y, en los dos primeros, hace el daño al raspar la lámina foliar. A medida que avanza su desarrollo, en el segundo y tercer instar consumen vorazmente el follaje de la palma, que lo hacen en forma gregaria, pues se mantienen en grupos de muchos insectos. En esta etapa

muestran una ligera coloración azul en la región anterior (Figura 2). En el cuarto y quinto instar se distinguen por esta misma tonalidad en el cefalotórax, y amarillo verdoso en el abdomen. Completamente desarrolladas miden de 27 a 35 mm de longitud. Pasan por nueve instares que demoran entre 40 y 55 días hasta el estado de pupa (Genty, 1972) (Figura 3).



**Figura 2.** Larvas de *Acharia fusca* de: **a)** segundo instar y **b)** tercer instar. Se observa su carácter gregario y su colocación, para consumir una hoja de la palma de aceite. Fotos: C. Sendoya y L. Montes |



**Figura 3.** Larvas de *Acharia fusca* de: **a)** cuarto instar y **b)** quinto instar. Se observa cómo va cambiando la coloración en el cuerpo a medida que se desarrollan. Fotos: A. Bustillo y C. Sendoya |

**Pupas.** Las larvas empupan en la parte interna y externa de las bases peciolares de las hojas de la palma. Elaboran un capullo ovalado marrón, protegido por una acumulación superficial de filamentos sedosos urticantes de color marrón, y con aproximadamente 25 mm de diámetro. Este estado demora entre 32 y 40 días para que emerja el adulto (Figura 4).



**Figura 4.** Pupa de *Acharia fusca* de forma ovalada, cubierta con hilos sedosos urticantes. Foto: C. Sendoya |

**Adultos.** Son de color marrón oscuro y tonalidades rojizas. Las hembras tienen una envergadura alar de 48 a 54 mm, y los machos, de 34 a 38 mm. Las alas anteriores son marrón rojizo y las posteriores más claras. En estado

de reposo, las alas anteriores cubren las posteriores. Son de hábitos nocturnos y durante el día se ubican en el tallo de la palma en sitios sombreados. También se pueden observar suspendidas de un foliolo. La hembra coloca los huevos en grupos, en el envés de las hojas, formando pequeñas masas a manera de escamas de coloración ligeramente amarilla.

## Ciclo de vida

*Acharia fusca* toma de huevo a emergencia de adulto de 78 a 103 días (Genty, 1972).

## Enemigos naturales

En las zonas plantadas con palma de aceite se ha encontrado una fauna benéfica diversa, que realiza un control natural importante al mantener bajo control las poblaciones de *A. fusca*. Entre las especies de benéficos se resaltan: *Cotesia* sp. (Say, 1836), *Casinaria* sp., *Barycerus dubiosus* (Say), *Theronia* sp., *Elasmus maculatus* Howard, 1894, *Toxeumella albipes* Girault, 1913, *Spilochalcis* sp., *Ceratosmicra* sp. y *Palpexorista complicata* (Aldric & Webber) (Genty *et al.*, 1978; Orellana, 1986; Posada & García, 1976) (Figura 5).



**Figura 5.** Larva de *Acharia fusca* parasitada por *Cotesia* sp. (Say). Foto: C. Sendoya |

También se ha registrado un buen número de depredadores, entre los cuales sobresale *Alcaeorrhynchus grandis* (Figura 6). Además, se conoce la presencia de un virus de tipo densonucleoso, que se ha constituido en un controlador muy importante no solo de *A. fusca*, sino de muchos Limacodidae. Cuando aparece se convierte en el factor de mortalidad más importante de estas plagas (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010; Meynadier *et al.*, 1977) (Figura 7).



**Figura 6.** Ninfas de *Alcaeorrhynchus grandis* depredando larvas de *Acharia fusca*. Foto: C. Barrios |

## Daño

*Acharia fusca* se considera una de las plagas de la familia Limacodidae de mayor importancia, por sus apariciones esporádicas y las defoliaciones que causa a las plantaciones de palma de aceite, especialmente en las zonas palmeras Central y Norte de Colombia (Figura 8). Las larvas en sus primeros instares se alimentan de la epidermis de las hojas por el envés, haciendo pequeñas roeduras. A medida que se desarrollan consumen la lámina foliar, hasta dejar solo la nervadura central. Un solo individuo puede consumir 350 cm<sup>2</sup>; o sea, un foliolo y medio, durante los 40 a 55 días que dura en estado de larva (Genty, 1972). Cuando no se detectan oportunamente, causan grandes defoliaciones. Los mayores ataques se presentan durante la época seca.

## Manejo de sus poblaciones

Para su detección se debe tener en cuenta que esta especie es gregaria. Los adultos colocan posturas con muchos huevos, localizados en el tercio medio e inferior de la palma.



**Figura 7.** Larva de *Acharia fusca* infectada por un virus del tipo densonucleosis. Se observa el cambio de color de su integumento. Foto: C. Sendoya |





**Figura 8.** Defoliación producida por *Acharia fusca* en una plantación de palma de aceite en la Zona Central.  
Foto: A. Bustillo |

En relación con el virus de la densonucleosis que fue aislado de *A. fusca* (Meynadier *et al.*, 1977), es importante mantener la actividad de coleccionar larvas enfermas cuando se presentan. Este material se debe procesar, acatando las recomendaciones para la extracción de las larvas infectadas y su preparación, antes de guardarlo bajo refrigeración por un buen tiempo, sin que pierda su virulencia (Bustillo-Pardey, 2019). Con dicho material viral

se han realizado aplicaciones aéreas en plantaciones de palma de aceite y obtenido una buena eficacia en el control de *A. fusca* (Orellana, 1986).

Todas estas actividades deben complementarse con coberturas apropiadas de hoja ancha, y la siembra de plantas nectaríferas y productoras de polen, para favorecer la presencia e incremento de las poblaciones de benéficos.

## Capítulo 31.

### El gusano episibine, *Acharia intensa* (Dyar, 1905)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Zygaenoidea: Limacodidae: Limacodinae:  
*Acharia intensa*.

#### Nombre común

Episibine

#### Sinónimo

*Episibine intensa* Dyar, 1905

#### Distribución geográfica

En Colombia se ha detectado en plantaciones de palma de aceite de la Zona Oriental. En la literatura mundial no se encuentran registros sobre esta especie (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

#### Antecedentes

Esta especie se conocía como *Episibine* sp. (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010), pero realmente pertenece a la especie *Episibine intensa*, descrita por el taxónomo Harrison G. Dyar (Dyar, 1905). Más tarde, en 1983, Becker y Miller justificaron el traslado del género *Episibine* como un sinónimo de *Acharia*. Por lo tanto, crearon una nueva combinación y ahora el nombre aceptado para esta especie es *Acharia intensa* (Becker & Miller, 1988).

#### Descripción y biología

**Adultos.** Los machos son de color marrón oscuro y pueden medir entre 34 y 54 mm de en-

vergadura alar; las hembras son de color pardo claro. Tienen hábitos nocturnos. En el día reposan sobre vegetación seca, suspendidos de una o dos de sus patas anteriores y permanecen ocultos en sitios sombreados (Genty *et al.*, 1978) (Figura 1).



**Figura 1.** Adulto de *Acharia intensa* suspendido del follaje solamente con ayuda de sus patas. Foto: J. Aldana |



**Huevos.** La hembra los pone en grupos, en el envés de las hojas, formando pequeñas masas a manera de escamas. Son aplanados, de coloración ligeramente amarilla y consistencia gelatinosa. Miden aproximadamente 2 mm de longitud y su periodo de incubación es de 7,5 días (Figura 2).

**Larvas.** Son de hábito gregario. Generalmente se ubican en la parte apical de las hojas, cerca del sitio de alimentación. Son muy voraces. En sus primeros instares presentan color amarillo, después del cuarto adquieren su coloración definitiva, que es amarilla en el centro y azul en la parte cefálica y anal. En el último instar miden 34 mm de longitud (Figuras 3 y 4).



**Figura 2.** Huevos de *Acharia intensa* depositados en forma masiva, en el envés de las hojas de la palma de aceite. Foto: J. Aldana |



**Figura 3.** Larvas de primer instar de *Acharia intensa*. Foto: J. Aldana |



**Figura 4.** Larva de *Acharia intensa* en sus últimos instares. En su morfología se observan los colores que la identifican en la parte cefálica y anal. Foto: J. Aldana |

**Pupas.** Las larvas empupan agrupadas en la parte interna y externa de las bases peciolares, formando un capullo de forma ovalada, protegido por una acumulación superficial de pelos urticantes. La larva se introduce en este y allí se transforma en pupa. Este estado demora entre 21 y 30 días, para que emerja el adulto (Genty *et al.*, 1978) (Figura 5).



**Figura 5.** Pupa de *Acharia intensa* que se caracteriza por su estructura ovalada y la cobertura con pelos urticantes. Foto: J. Aldana |

## Daño

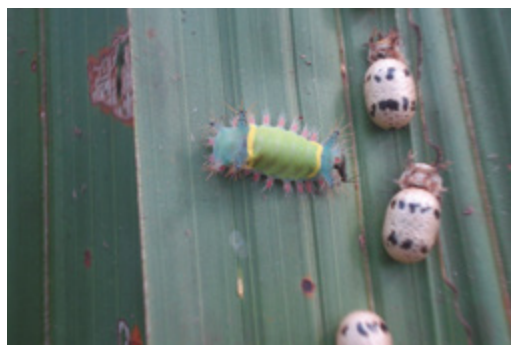
*Acharia intensa* se ha presentado en pocas ocasiones defoliando plantaciones de palma de aceite, en las que ha causado pérdidas económicas. El daño es igual al infringido por otras especies de limacodidos, que inicialmente hacen un raspado en la lámina foliar; luego, las larvas más desarrolladas son capaces de consumirla toda dejando solo la vena central (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

## Manejo de sus poblaciones

Se han registrado varias especies de insectos parasitoides de larvas y pupas pertenecientes al orden Hymenoptera y a las familias Chalcididae, Ichneumonidae y Braconidae. Entre estas se encuentran *Cotesia* sp. (Hymenoptera: Braconidae) (Figura 6), *Casinaría* sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae) (Figura 7), y algunas especies de chinches, como *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas, 1851) (Hemiptera: Pentatomidae) (Figura 8). Además, existe una enfermedad causada por un virus de la densonucleosis, que provoca una alta mortalidad natural en larvas del género *Acharia*. Cuando se presente este virus, se debe aprovechar para incluirlo en un programa de control de *A. intensa*. El manejo de esta plaga tiene que incluir acciones que no afecten la fauna benéfica. Además, se debe fomentar en las plantaciones coberturas con arvenses de las zonas y propiciar las plantas nectaríferas (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).



**Figura 6.** Pupas de *Casinaría* sp. parasitoides de *Acharia intensa* de IV y V estadio larval. Foto: J. Aldana |



**Figura 7.** *Casinaría* sp. parasitoides de larvas de *Acharia intensa*, entre el cuarto y quinto instar. Foto: J. Aldana |



**Figura 8.** Ninfas de la chinche *Alcaeorrhynchus grandis* depredando una larva de *Acharia intensa*. Foto: J. Aldana |

## Capítulo 32.

### El gusano nesea, *Acharia nesea* (Stoll, 1780)

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Lepidoptera: Zygaenoidae: Limacodidae: Limacodinae: *Acharia nesea*.

#### Nombre común

Gusano nesea

#### Sinónimos

*Sibine nesea* Stoll, 1781

*Streblote nesea* (Geyer, 1833)

*Sibine nesea* (Geyer, 1833)

*Nyssia fumosa* Walker, 1855

*Bombyx vidua* Sepp, 1828.

*Phalaena nesea* (Stoll, 1780)

#### Distribución geográfica

*Acharia nesea* se encuentra desde México hasta Perú.

#### Plantas hospederas

En Colombia, *A. nesea* se registra como plaga en los siguientes cultivos agrícolas: aguacate, cacao, coco, plátano, banano y palma de aceite (Posada, 1989), y se encuentra en las cuatro zonas palmeras del país.

#### Antecedentes

*Acharia nesea* tiene como sinónimo próximo a *Sibine nesea*. La razón para que se hayan asignado a las especies de Limacodidae del género *Sibine*, como pertenecientes a *Acharia*, radica en el hecho encontrado por Becker y Miller (1988),

al estudiar la taxonomía para reclasificar el Limacodidae *Sphinx brunnus*. Ellos descubrieron que *Acharia* había sido descrito como género, antes que Dyar (1927) creara el *Sibine*; por lo tanto, este pasó a ser un sinónimo de *Acharia*.

#### Descripción y biología

**Huevos.** Son depositados por la hembra en el envés de las hojas de la palma, en forma masiva. Son de color amarillo, y se tornan más oscuros antes de su eclosión. Este estado toma entre siete a nueve días para que emerjan las larvas.

**Larvas.** Pasan por nueve instares. Completamente desarrolladas alcanzan 34 mm de longitud. Al ser un insecto gregario que vive en colonias de 40 a 100 individuos, se agregan sobre las bases de los foliolos. En los instares iniciales consumen el follaje a través de raspaduras en las hojas y luego la devoran toda. Durante su desarrollo larval aparecen en la parte dorsal de su cuerpo cuatro pares de cuernos: dos en el tórax, uno en el octavo segmento abdominal y el cuarto en la sección anal. Estos cuernos tienen forma cónica y presentan setas urticantes. La cabeza se encuentra invaginada en el protórax (Figura 1).

Hacia los últimos instares, son de color marrón oscuro, con manchas blancas que generalmente forman una línea continua que se extiende a lo largo de su costado y circunda su dorso, lo que produce una imagen similar a



**Figura 1.** Larvas de *Acharia nesea* entre el quinto y sexto instar. Se observa el color del cuerpo y la banda blanca con cuernos cónicos provistos de setas urticantes. Foto: J. Matabanchoy |

una silla. Las pseudopatas, al igual que en otros limacodidos, son reducidas para formar pequeñas estructuras, que no le permiten caminar normalmente. Sin embargo, la larva emite un lubricante sobre el cual se desliza en forma similar a una babosa.

**Pupas.** Las larvas del último instar conforman un albergue con sus setas urticantes, que le dan protección una vez se transforman en pupa. Este tiene un capullo ovalado duro y una escotilla circular con un hilo delgado, que le permita al adulto emerger. Las pupas se encuentran agrupadas y cubiertas por una capa de pelos urticantes. Sus enemigos son los mismos que afectan a *A. fusca*; además, se presenta un hongo del género *Isaria*, que infecta el estado larval.

**Adultos.** Las polillas tienen un abdomen desarrollado en el que albergan muchos huevos, los cuales fertilizan una vez copulan con los machos. Sus patas son gruesas en forma de dedos. Los adultos recién emergidos tienen un aspecto satinado brillante y, a menudo, exhiben tonos rojizos, que tienden a desvanecerse rápidamente y se tornan en un marrón más oscuro y opaco, casi negro (Genty *et al.*, 1978) (Figura 2).



**Figura 2.** Adulto de *Acharia nesea* que presenta un abdomen robusto, patas gruesas y un color marrón oscuro a negro. Foto: <http://insecta.pro/taxonomy/120430> |

## Ciclo de vida

Bajo las condiciones de una plantación de palma de aceite, a una temperatura media de 27 °C, el ciclo de vida de este insecto de huevo a emergencia de adulto, toma entre 80 y 100 días. El huevo eclosiona al cabo de siete a nueve días; la larva pasa por nueve instares que demoran entre 40 y 60 días, y la pupa dura



alrededor de 40 días. Los adultos no viven más de una semana (Genty *et al.*, 1978).

## Enemigos naturales

No se tienen registros sobre la fauna de organismos controladores de *A. nesea*, pero se supone que, al no presentarse casos de altas infestaciones, sus poblaciones se mantienen reguladas por muchos enemigos, como depredadores, parasitoides y virus entomopatógenos. En Costa Rica, en el Área de Conservación Guanacaste, reportan parasitismos no identificados por especies de las familias Ichneumonidae, Tachinidae, Chalcididae y Braconidae, como *Cotesia* sp., y *Casinarina* sp.

## Daño

Como todos los limacodidos, las larvas en sus primeros instares roen el follaje de las hojas de la palma y, a medida que alcanzan un mayor desarrollo, la devoran completamente y el daño es mucho más evidente. Existen registros que estos insectos pueden consumir, durante su estado larval, alrededor de 370 a 410 cm<sup>2</sup> de área foliar. En algunos casos han ocasionado defoliaciones severas, pero localizadas en plantaciones de palma de aceite, aunque sus poblaciones sucumben con el efecto de sus controladores naturales existentes en el ecosistema.

## Manejo de sus poblaciones

Actualmente no se han presentado poblaciones de consideración en las zonas palmeras, que justifiquen un plan de control. Es importante que el manejo de otras plagas se realice bajo los estándares de la sostenibilidad ambiental, con el fin de mantener en equilibrio las poblaciones de *A. nesea*. De esta manera, su fauna benéfica no se afecta por prácticas indebidas en las plantaciones.



## Capítulo 33.

### El gusano pálido, *Acharia pallescens* (Dognin, 1901)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Lepidoptera: Zygaenoidea:  
Limacodidae: Limacodinae: *Acharia pallescens*.

#### Nombre común

Gusano pálido

#### Sinónimo

*Sibine pallescens* Dognin, 1901

#### Distribución geográfica

Solo se conoce su presencia en Colombia, Ecuador y Venezuela.

#### Plantas hospederas

*Acharia pallescens* tiene como hospederos las palmas de cocotero y de aceite de palma (Mariatou, 2000).

#### Antecedentes

Las especies de Limacodidae del género *Episibine* se consideraron como sinónimas de *Acharia*, ya que Becker y Miller (1988), al estudiar la taxonomía para reclasificar el Limacodidae *Sphinx brunnus* (Cramer, 1777), encontraron que *Acharia* había sido descrito como género antes que Dyar (1927) creara el *Episibine*.

#### Descripción y biología

**Adultos.** Son polillas que miden de 30 a 35 mm, su cuerpo es marrón claro, con una banda mediana más oscura.

**Huevos.** El adulto los coloca en el envés de la hoja de la palma en forma masiva. Son de color amarillo claro que se acentúa hacia la eclosión.

**Larvas.** Forman grupos agregados entre 300 y 400 individuos, especialmente en los primeros instares, y causan un daño de raspado al follaje de la palma (Figura 1). Completamente desarrolladas alcanzan una longitud entre 30 y 34 mm. Tienen una coloración verde claro con leves rayas longitudinales amarillas en todo el cuerpo (Figura 2).



**Figura 1.** Larvas de primeros instares de *Acharia pallescens* ocasionando un daño de raspado sobre el envés de la lámina foliar de la palma de aceite. Foto: J. Aldana |



**Figura 2.** Larvas de *Acharia pallescens* que evidencian la variación en la tonalidad del color verde en el cuerpo del insecto y su forma cuadrangular en el dorso.  
Fotos: J. Aldana |

**Pupas.** Las larvas próximas a empupar inician el desarrollo de un capullo tejido con sus pelos urticantes. Allí se introducen para transformarse en una pupa de forma ovalada (Figura 3).



**Figura 3.** Pupas de *Acharia pallescens* localizadas en forma gregaria en las bases peciolares de la palma de aceite. Foto: J. Aldana |

## Daño

La continua alimentación de las larvas, produce una defoliación considerable, que en algunas ocasiones se vuelve visible y se ha registrado en plantaciones de la Zona Oriental en Colombia (Figura 4).



**Figura 4.** Defoliación ocasionada por *Acharia pallescens* en una plantación palmera. Foto: J. Aldana |

## Enemigos naturales

Como enemigos de esta plaga en su estado larval se han reconocido especies de la familia Braconidae *Cotesia* y *Casinaría*, y chinches depredadoras. Entre los entomopatógenos se registra una enfermedad ocasionada por un virus del tipo de la densonucleosis (Genty *et al.*, 1978).

## Manejo de sus poblaciones

Estas plagas ocasionales, que no son endémicas, se caracterizan por tener un buen número de controladores biológicos, como parasitoides, depredadores y entomopatógenos, que mantienen sus poblaciones en niveles que no causan daños económicos. Por lo tanto, el manejo del cultivo debe evitar prácticas de control que afecten toda esta población de benéficos.

## Capítulo 34.

### El gusano euclea, *Euclea diversa* (Druce, 1887)

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Limacodidae: Limacodinae: *Euclea diversa*.

#### Nombre común

Gusano euclea

#### Sinónimo

*Semyra diversa* Druce, 1887 (Dyar, 1891)

#### Distribución geográfica

Su presencia está confirmada en los siguientes países: Colombia, Costa Rica, Ecuador, Guatemala, Honduras, México, Panamá y Perú.

#### Descripción y biología

La investigación sobre *E. diversa* como plaga de la palma de aceite la ofrecen Genty *et al.* (1978) y Reyes & Cruz (1986), de quienes se extracta la siguiente información.

**Adultos.** Son polillas de color pardo anaranjado con zonas oscuras. Sus alas anteriores presentan un grabado a manera de 3 y E, y las alas posteriores son de color pardo. El macho puede medir de 20 a 25 mm de envergadura alar, mientras que las hembras, de 28 a 30 mm. Los adultos son atraídos por la luz (Figura 1).

**Huevos.** Son ovoides, aplanados, transparentes y muy similares a los de *Euprosterna elaeasa*. Son depositados en el envés de los foliolos,

preferiblemente en las hojas de los tercios medio y superior de la palma. Toman entre cuatro y cinco días para eclosionar.



**Figura 1.** Adulto de *Euclea diversa* con sus patas gruesas y color marrón brillante. Tomado de: [https://www.naturalista.mx/taxa/632441-Euclea-diversa/browse\\_photos](https://www.naturalista.mx/taxa/632441-Euclea-diversa/browse_photos) |

**Larvas.** Miden entre 22 y 24 mm de largo. Están provistas de apéndices urticantes. En los primeros instares larvales son amarillo claro; después, cuando alcanzan un tamaño medio, son de color amarillo con dos manchas púrpura a manera de un ocho ubicadas dorsalmente, característica propia de esta especie. En sus estados iniciales roen el parénquima foliar; posteriormente pueden consumir completamente la lámina foliar. Pasan por nueve instares larvales. La duración de este estado varía entre 38 y 56 días (Figura 2).



**Figura 2.** Larva de *Euclea diversa* con la característica mancha en su dorso en forma de ocho. Foto: N. Castillo |

**Pupas.** Empupan sobre el envés de las hojas, cerca de la unión de los foliolos con el raquis. También pueden hacerlo en el suelo, próximo a la palma. Son ovoides del tipo obtecta. Toman entre 19 y 27 días para la emergencia de los adultos. El ciclo de huevo a adulto lo completan de 61 a 88 días.

## Daño

*Euclea diversa* se observa en las plantaciones de palma en bajas poblaciones. Sin embargo, potencialmente puede causar defoliaciones, que llegan a reducir la producción del aceite. Esto puede suceder cuando las prácticas de mane-

jo no tienen en cuenta la preservación de la fauna benéfica, especialmente con la falta de plantas arvenses que la resguarden y el uso indiscriminado de insecticidas químicos.

## Manejo de poblaciones

Es atraído por la luz negra en las trampas para insectos. En un momento dado, las trampas de luz son importantes para monitorear la presencia y abundancia. *Euclea diversa* tiene muchos enemigos naturales, que afectan sus estados de desarrollo. Por lo tanto, es importante que el palmicultor realice un apropiado manejo de plantas nectaríferas y productoras de polen, para mantener e incrementar las poblaciones de los benéficos.

El parasitismo en larvas lo realizan *Pelecystoma* sp. y *Rhogas* sp., pero es más frecuente observar el típico de *Cotesia* sp. (Say, 1836). También se pueden presentar depredadores como *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas) y *Podisus* sp. El estado de pupa es parasitado por *Barycerus dubiosus* Say. Ocasionalmente aparecen larvas infectadas con hongos del género *Isaria*. Si se detectan poblaciones de *E. diversa* que escapen a la acción de sus enemigos naturales, se puede recurrir al control con *Bacillus thuringiensis*.



## Capítulo 35.

### *Euclea cippus* (Cramer, 1775)

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Limacodidae: Limacodinae: *Euclea cippus*.

#### Sinónimo

*Phalaena cippus* Cramer, 1775

#### Distribución geográfica

Solo existen registros de su presencia sobre palma de aceite en Colombia y Venezuela (Sosa & Díaz, 2008).

#### Antecedentes

*Euclea cippus* se presenta ocasionalmente y aún no se ha registrado como importante en palma de aceite. Se identifica por la morfología típica de su estado larval. Una vez detectada su presencia, es importante hacerle seguimiento para monitorear sus actividades y conocer la fauna benéfica que pueda afectar a sus poblaciones (Sosa & Díaz, 2008).

#### Descripción y biología

**Huevos.** La hembra los pone en masa, en el envés de las hojas de la palma. Son amarillos translúcidos y dan origen a larvas de color amarillo, que se mantienen agregadas (Figura 1).

**Larvas.** Los últimos instares se caracterizan por tener una mancha marrón oscura en el dorso, que se extiende desde el tórax hasta el último segmento abdominal. Esta mancha

está delimitada por áreas de color verde pálido, que además presentan un par de líneas rectas que aparentan estar discontinuas. La parte dorsal posee tres pares de tubérculos cónicos desarrollados: un par en el tórax, otro en los primeros segmentos abdominales y el tercero, cerca del octavo segmento abdominal. En la parte intermedia del abdomen se encuentran otros tres pares de tubérculos, menos desarrollados que los anteriores. Todos estos son verdes y dan paso a la mancha de color marrón que toma la apariencia de



**Figura 1.** Larvas de primer instar recién emergidas de una postura masiva de la hembra de *Euclea cippus*, depositada en el envés de un foliolo de palma de aceite. Se observan las exuvias de los huevos. Foto: A. Bustillo |



estructuras icosaédricas conectadas entre sí. La zona colateral de la larva está rodeada de pequeñas setas urticantes de color amarillo. La cabeza, como en otras especies, se encuentra ocluida en el tórax (Figura 2) (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).



**Figura 2.** Larva de último instar de *Euclea cippus*. En la mancha marrón del dorso se observan los detalles y las estructuras en forma de conos que se presentan pareadas. Foto: A. Bustillo |

## Capítulo 36.

### *Euclea cuspostriga* Dyar, 1906

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Limacodidae: Limacodinae: *Euclea cuspostriga*.

#### Descripción y biología

La larva de *E. cuspostriga* es de color amarillo claro, que se torna a un tinte rojizo en el momento de su eclosión. Se caracteriza por tener una mancha roja circundada por una franja azul en el dorso central, que aparenta un ocho formado por dos óvalos que están conectados. Los extremos también presentan figuras con las mismas características en coloración, pero no en su forma. En el dorso tiene dos pares de cuernos con setas urticantes, uno en la parte contigua al tórax y el otro

en el octavo segmento abdominal. Alrededor de todo su cuerpo se observan setas de color verde claro. Todas estas estructuras están provistas de pelos urticantes (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010) (Figura 1).

La presencia de *Euclea cuspostriga* es poco común en las plantaciones de palma de aceite, posiblemente debido a algún control biológico que mantiene sus poblaciones en cantidades no detectables. Aparentemente, su estado larval es comúnmente parasitado por *Cotesia* sp. Es necesario estar pendiente de su dinámica poblacional, para tratar de detenerlo con prácticas que no aleteren la estabilidad del ecosistema de la palma, ni de sus enemigos naturales en caso de que ocurra algún brote.



**Figura 1.** Larvas de *Euclea cuspostriga* en las que se aprecian los detalles morfológicos de su parte dorsal y su variación de color. Fotos: C. Sendoya, N. Castillo y J. Matabanchoy |

## Capítulo 37.

### *Euclea plugma* (Sepp, 1848)

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Limacodidae: Limacodinae: *Euclea plugma*.

#### Sinónimos

*Euclea chirrisquees*, 1901

*Euclea chiriquensis*, Schaus, 1901

*Euclea zygia* Druce, 1887

*Metraga colle* Dyar, 1912

*Metraga hoboa* Schaus, 1920

*Metraga perplexa* Walker, 1850

#### Distribución geográfica

Se encuentra en México, Guatemala, Costa Rica, Honduras y Colombia.

#### Plantas hospederas

*Euclea plugma* se ha registrado en plantaciones de palma de aceite en los países antes mencionados.

#### Descripción y biología

**Adultos.** El macho tiene una envergadura media de 21 mm y la hembra, de 25 mm. Las alas anteriores presentan una zona basal parda grisácea y la parte apical es oscura. Están divididas por una línea gris. Las alas posteriores son de color pardo claro. El adulto no vive más de una semana (Figura 1).

**Huevos.** Las hembras los depositan en el envés de los folíolos. Son aglomerados y de color



Figura 1. Adulto de *Euclea plugma*. Foto: L. Dyer |

amarillo translúcido. Pasados seis días después de la oviposición emergen las larvas e inician sus actividades de alimentación en los folíolos de la palma.

**Larvas.** Completamente desarrolladas miden 19 mm. El estado larval pasa por nueve instares y demora alrededor de 45 días. En los primeros instares son de color amarillo claro, y cuando llegan a los instares medios toman una coloración verde amarillosa. En la parte dorsal presentan cinco pares de cuernos cónicos, que soportan muchas setas urticantes, lo mismo que en la periferia, aunque más pequeños. La parte dorsal está dividida longitudinalmente por una línea, que se interrumpe por pequeñas figuras cuadrangulares de color rojo claro, circundadas por un color azul oscuro, que puede variar entre individuos.

**Pupas.** Al finalizar su desarrollo en el último instar larval, se prepara para llegar al estado

de pupa. Empieza a formar un capullo oval, elaborado con hilos y setas urticantes, donde se introduce. Luego de 22 días el adulto emerge. El ciclo de vida, de huevo a adulto, se completa en aproximadamente 80 días (Genty *et al.*, 1978).

## Daño

Este insecto se presenta ocasionalmente y puede causar defoliaciones menores, que no tienen impacto en el rendimiento de la palma de aceite. De todos modos, es importante monitorear su presencia. Se presume que sus poblaciones están bajo control debido a la fauna de depredadores, parasitoides y entomopatógenos, que afectan a la mayoría de las especies de limacodidos en el cultivo de la palma en Colombia.

## Manejo de sus poblaciones

*Euclea plugma* no es una plaga de importancia económica. Los registros sobre su presencia y daño son muy escasos. Manejar las plantaciones mediante las mejores prácticas agrícolas, puede contribuir a mantener esta y otras plagas en niveles bajos.

## Capítulo 38.

### El gusano darna, *Euprosterina elaea* (Druce, 1887)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Artrhopoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Limaodidae: *Euprosterina elaea*.

#### Nombre común

Darna

#### Sinónimos

*Perola elaea* Druce, 1887

*Euprosterina elaeasa* Dyar 1905

*Euprosterina avellana* (Dognin, 1910)

*Darna metaleuca* (Walker, 1862)

#### Distribución geográfica

México, Guatemala, Costa Rica, Panamá, Trinidad y Tobago, Colombia, Ecuador, Perú, Brasil, Venezuela, Guyana y Surinam (Genty *et al.*, 1978).

#### Plantas hospederas

En Colombia, *E. elaea* está presente en las cuatro zonas palmeras. Se registran como plantas hospederas *Inga vera* (Fabaceae) y *Casearia corymbosa* (Salicaceae)\*, y en algunos cultivos forestales.

#### Antecedentes

*Euprosterina elaea* pertenece a una familia de polillas diversas, con más de mil especies (Epstein & Becker, 1993), algunas de las cuales se consideran plagas de importancia económica en plantaciones comerciales de cultivos forestales del Neotrópico.

\* <http://janzen.sas.upenn.edu>

De acuerdo con Epstein y Becker (1993), *Euprosterina elaeasa* Dyar, 1905, es un sinónimo de *Euprosterina elaea* (Druce, 1887), debido a que en la descripción de esta, el espécimen que se usó como Tipo no era el verdadero, ni correspondía a la localidad en donde se colectó *elaea*, que fue en el Volcán de Chiriquí, Panamá. Se confundió con otro espécimen rotulado como Tipo, en el BMNH de México, Jalapa, una especie diferente, no relacionada. La que correspondía era la de *Perala elaea* descrita por Druce; por lo tanto, el epíteto específico debe ser *elaea* (Epstein & Becker, 1993).

#### Descripción y biología

**Adultos.** Son de color marrón, con una línea que divide el ala anterior a la mitad, desde la margen interna al ápice, parecida a una media luna. Las hembras son más grandes que los machos, tienen una envergadura alar entre 22 y 25 mm, mientras que aquellos miden entre 17 y 21 mm. Las hembras poseen antenas filiformes, a diferencia de los machos que las tienen bipectinadas. Los machos presentan una seta de color marrón en el último segmento abdominal, y la hembra, dos más claras. Los adultos son de hábitos nocturnos y son atraídos por la luz. Emergen en horas de la noche, después de las 5:30 p. m., e inician la cópula un día después, la cual puede durar todo el día. La hembra coloca el abdomen vertical a la posición de las alas, y se une al macho por la parte final del abdomen. No se alimentan y durante el día se posan sobre



las palmas cerca al raquis de las hojas (Alvarado *et al.*, 2014) (Figura 1).

**Huevos.** Normalmente los pone la hembra de manera individual sobre el envés de los foliolos y, algunas veces, sobre el haz, en el tercio inferior de la palma. En casos de superpoblación pueden encontrarse en grupos, superpuestos. Su tamaño es de aproximadamente 2 mm de largo por 1,5 mm de ancho. Son transparentes, ovalados, reticulados, de consistencia gelatinosa y aplanados. Aparentan la forma de escamas o gotas translúcidas difícilmente distinguibles



**Figura 1.** Adulto de *Euprosterina elaea* en reposo, colgando de un foliolo. Foto: J Aldana |



**Figura 2.** Detalle aumentado de un huevo de *Euprosterina elaea* en el envés de un foliolo de palma de aceite. Foto: J. Aldana |

Con el paso de los días se tornan amarillos y se puede observar la formación del embrión (Alvarado *et al.*, 2014) (Figura 2).

**Larvas.** Una vez emergen, ocho días después de ovipositados, se localizan en el envés. En el primer instar no se alimentan. Su cuerpo es ovalado y ligeramente aplanado. Miden menos de 1 mm, y son de color amarillo pálido con tubérculos sencillos (Figura 3). En el segundo instar tienen una longitud media de 1,2 mm y presentan espinas urticantes denominadas escolos. Para alimentarse roen la epidermis y, después del quinto instar, son capaces de cortar y consumir la lámina foliar. Las larvas del tercer instar toman una coloración verdosa, con pequeñas manchas marrones y amarillas en el dorso. Este tono se mantiene hasta el sexto instar. Miden en promedio 3,42 mm y alcanzan una longitud de 10,5 mm cuando llegan al sexto instar. El ancho de su cápsula cefálica es de 1,7 mm. En el séptimo instar, los escolos son notablemente más alargados y casi iguales en tamaño. Su color cambia a verde con tonos marrones en el dorso, y con uno o dos puntos amarillo naranja (Figura 4). Esta apariencia se mantiene hasta el octavo y noveno instar. En el último alcanzan 18 mm de longitud y presentan 11 pares de tubérculos espinosos urticantes, localizados lateralmente



**Figura 3.** Raspaduras en la epidermis de foliolos ocasionadas por larvas de primeros instares de *Euprosterina elaea*. Foto: A. Bustillo |

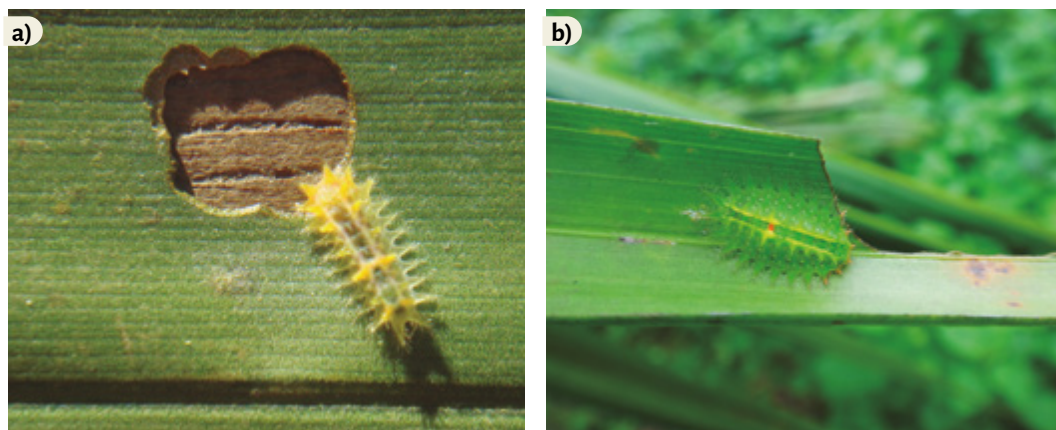
alrededor de su cuerpo (Alvarado *et al.*, 2014) (Figura 5).

**Pupas.** Las larvas próximas a empupar no se alimentan y toman una tonalidad amarilla. Se pueden encontrar en la base de los racimos y en la parte interna de las bases peciolares; también están presentes en el suelo alrededor de la base del estípite y en residuos orgánicos acumulados en las bases peciolares de las hojas. El capullo es ligeramente ovalado de color pardo rosado, de 7 a 9 mm de diámetro. La pupa se desarrolla dentro de este. En uno de los extremos presenta una tapa circular, que es

empujada por los adultos cuando van a emerger (Alvarado *et al.*, 2014; Genty *et al.*, 1978) (Figura 6).

## Ciclo de vida

El tiempo desde huevo a emergencia de los adultos es de 70 días en promedio bajo condiciones de laboratorio (27 °C - 77 % HR). El huevo duró cinco días; la larva presentó entre ocho y nueve instares, que tomaron 35 días; la pupa, 19 días, y la longevidad del adulto es de cuatro a seis días. Las larvas de II a IV instar se alimentan del mesófilo de la hoja, y las del



**Figura 4.** Larvas de *Euprosterina elaea*. **a)** Inician el consumo raspando la epidermis de los folíolos. **b)** Más desarrolladas consumen toda la lámina foliar de la palma de aceite. Fotos: C. Sendoya |



**Figura 5.** Larvas de últimos instares de *Euprosterina elaea* próximas a empupar. Se observan las manchas en su dorso, características de esta especie. Fotos: A. Bustillo & J. Matabanchoy |



**Figura 6.** Capullos en el suelo de una plantación de palma de aceite, que contienen la pupa de *Euprosterina elaea* en su interior. Foto: J. Aldana |

V a IX instar, de la totalidad de la lámina foliar (Alvarado *et al.*, 2014). La biología de este insecto también ha sido estudiada por Florencio *et al.* (2016) y Genty (1976).

## Enemigos naturales

*Euprosterina elaea* tiene un amplio complejo de parasitoides y depredadores, los cuales, en condiciones óptimas mantienen bajas sus poblaciones. Los huevos son parasitados por *Trichogramma* sp.; en larva, por *Cotesia glomerata* (L. 1758) (Figura 7), *Fornicia clathrata* (Brulle, 1846) (Figura 8), *Apanteles* sp., *Rhogas* sp. y *Stenomesus* sp.; en adulto, por *Alcaeorrhynchus grandis* (Dallas, 1851) (Figura 9).

El estado pupal es parasitado por *Theronia* sp., *Barycerus dubiosus*, *Spilochalsis* sp., *Brachymeria* sp., *Pseudobrachymeria* sp. y *Perilampus* sp. (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010; Genty *et al.*, 1978). En poblaciones de *E. elaea* es común encontrar larvas infectadas con hongos del género *Cordyceps* (Figura 10). También se ha registrado un virus de la poliedrosis nuclear que, cuando está presente, puede llevar al colapso



**Figura 7.** Larva de *Euprosterina elaea* parasitada por *Cotesia* sp. (L.). Foto: H. Alvarado |

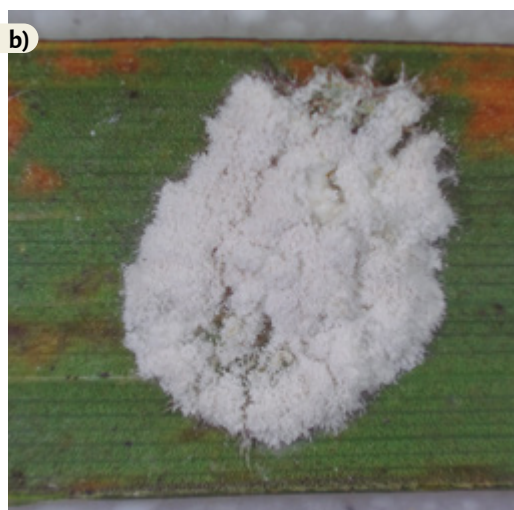


**Figura 8.** *Fornicia clathrata* parasitoide de larvas de *Euprosterina elaea*. Foto: J. Aldana |



**Figura 9.** Chinche *Alcaeorrhynchus grandis* depredando un adulto de *Podisus* sp. Foto: J. Pastrana |





**Figura 10.** Larvas de *Euprosterna elaea* con infección **a)** inicial y **b)** total, mostrando la esporulación de un hongo del género *Isaria* sobre su cuerpo. Fotos: A. Bustillo y C. Sendoya |

a las poblaciones de sus larvas (Pedraza *et al.*, 1989). Este virus ha sido secuenciado y se indica que pertenece a la familia Tetraviridae, que se caracteriza por tener un genoma ARN monocatenario positivo; por lo tanto, se incluye en el Grupo IV de la Clasificación de Baltimore (Zeddám *et al.*, 2010) (Figura 11).

## Daño e importancia económica

Para la detección de *E. elaea*, se debe tener presente que las larvas prefieren localizarse en el tercio inferior de la palma. Este insecto puede llegar a niveles poblacionales muy altos en las plantaciones; hay registros de más de 400 larvas/hoja que han causado defoliaciones superiores al 50 % del follaje. La severidad de la defoliación se debe inicialmente a que las larvas pequeñas raspan la lámina foliar, y, posteriormente, las más grandes la consumen por completo y dejan solo la nervadura central. El daño que *E. elaea* ocasiona en sus primeros instares como raspador se debe a que facilita la entrada de patógenos que causan la Pestalotiopsis (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010). Esta es una enfermedad de la palma de aceite, provocada por un complejo de hongos facultativos débiles, que penetran a través de puntos de alimentación de los insectos y ocasionan el secamiento del foliolo (Jiménez & Reyes, 1977) (Figura 11).

La importancia económica de *E. elaea* radica en su voracidad: una larva puede consumir entre 50 y 75 cm<sup>2</sup> de área foliar en promedio durante su vida (Genty *et al.*, 1978). Con la defoliación se disminuye la cantidad de fruto producido por las palmas afectadas, ya que el número de hojas por palma tiene un efecto significativo, no solo en el número de racimos de fruta fresca producidos, sino también en la relación de aceite por racimo (Genty *et al.*, 1978).



**Figura 11.** Daño severo por *Pestalotiopsis* en una plantación en Colombia, inducida por larvas de *Euprosterina elaea* que defolian la palma. Foto: A. Bustillo |

## Manejo de sus poblaciones

La recolección manual de pupas es una práctica efectiva que ayuda a reducir sus poblaciones. En este caso, el material colectado se debe colocar en jaulas de anejo en la plantación, cuyo orificio no permita la salida del insecto,

pero sí la de la fauna benéfica para que pueda retornar al campo.

Cuando las poblaciones se encuentran en niveles muy altos, el uso de formulaciones comerciales de *Bacillus thuringiensis* son bastante eficientes para detener los ataques, especialmente si las larvas no superan el tercero o cuarto instar y si son asperjadas en la dosis correcta de acuerdo con las normas existentes, para realizar una aspersión eficaz.

Otra alternativa de gran utilidad en el control de este insecto plaga es el uso del virus de la poliedrosis nuclear, obtenido de las larvas enfermas colectadas en el campo. Una vez la larva es infectada por el virus al ingerir alimento contaminado, esta cesa de alimentarse. Al reproducirse internamente el virus, la larva queda inmovilizada y luego pasa por muchas configuraciones corporales (Figura 12).

Durante las infestaciones de este insecto plaga a las plantaciones es importante realizar labores de detección y colecta de larvas enfermas, para llevarlas a un laboratorio, extraer el virus y almacenarlo. Este material se debe procesar, teniendo presente las recomendaciones para la extracción de las larvas y su preparación, antes de guardarlo bajo refrigeración por un buen tiempo, sin que pierda su virulencia (Bustillo-Pardey, 2019). El virus se ha utilizado en dosis de 75 g de material enfermo/ha, las cuales logran controles superiores al 90 % (Pedraza *et al.*, 1989).

Recientemente se han alcanzado resultados muy exitosos debido al uso de los virus en plantaciones de la Hacienda La Gloria en la Zona Norte palmera de Colombia, no solo en el control de *E. elaea*, sino también contra *Acharya fusca* y *Opsiphanes cassina* (Enríquez *et al.*, 2019).





**Figura 12.** Larvas de *Euprosteria elaea* en distintos estados de infección, causada por un virus poliédrico nuclear que se presenta en las plantaciones. Fotos: C. Sendoya, J. Pastrana y A. Bustillo |

## Capítulo 39.

### El gusano natada, *Natada subpectinata* Dyar, 1905

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Limacodidae: Limacodinae: *Natada subpectinata*.

#### Nombre común

Gusano natada

#### Sinónimo

*Natada nucea* (Dognin, 1920)

#### Distribución geográfica

Se ha registrado en Trinidad y Tobago, Surinam, Colombia y Ecuador (Genty *et al.*, 1978). En Colombia se reporta en la Zona Oriental, donde es considerado un defoliador de importancia económica; igualmente, en pequeñas poblaciones en la Zona Central.

#### Antecedentes

*Natada subpectinata* es un defoliador del cultivo de la palma de aceite. Aunque se presentaba de manera esporádica desde hace varios años, actualmente, las altas poblaciones y la severidad de sus defoliaciones hacen necesario tener presente aspectos sobre sus hábitos, ciclo de vida y factores de mortalidad natural.

#### Descripción y biología

**Adultos.** La envergadura alar en el macho es de 18 a 21 mm de longitud, y en la hembra, entre 26 y 28 mm. Tienen un color marrón oscuro; las alas anteriores presentan líneas oscu-

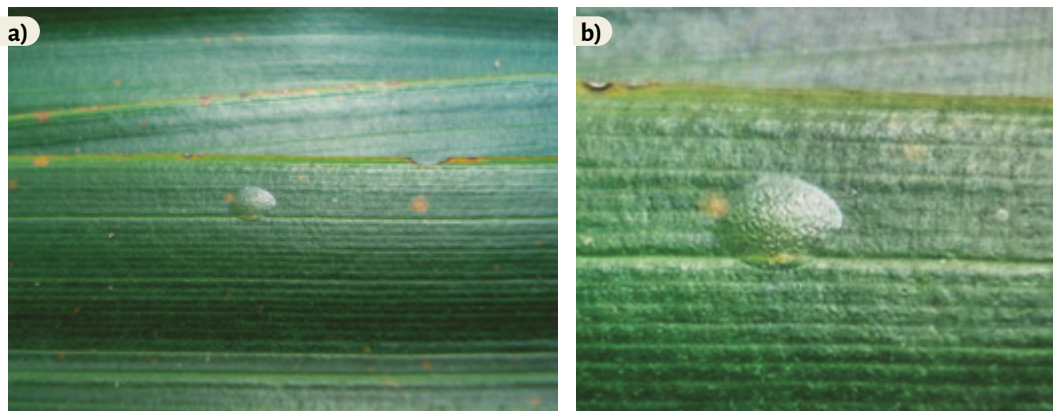
ras que atraviesan a las posteriores. Se caracterizan por las manchas blancas en la base del fémur. Son de hábitos nocturnos y su duración de vida es corta, sin sobrepasar los siete días (Figura 1).



**Figura 1.** Adulto de *Natada subpectinata* posado en un foliolo de palma de aceite. Foto: J. Aldana |

**Huevos.** La hembra los deposita individualmente, sobre el envés de los foliolos. Tienen forma ovalada y son translúcidos. Miden 2 mm de diámetro, y la eclosión se produce al cabo de cinco o seis días (Figura 2).

**Larvas.** Tienen setas urticantes, su cuerpo es de color verde oscuro, similar a *Euprosterina elaea* Druce. La zona frontal es truncada y se caracteriza por la presencia de una mancha blanca cordiforme, sobre el tercer segmento abdominal. Presenta también otra transversal sobre el segundo segmento torácico. Pasan por nueve instares y en el último alcanzan entre 15 y 20 mm de longitud. La duración de este estado toma aproximadamente 40 días, bajo



**Figura 2.** Huevo de *Natada subpectinata* depositado individualmente en el envés de la hoja de la palma de aceite. a) Apariencia a simple vista; b) imagen aumentada. Fotos: J. Aldana |

las condiciones de las plantaciones de palma de aceite en Colombia (Figuras 3 y 4).

**Pupas.** Raramente se encuentran en los foliolos. Las larvas se dejan caer al plato de la palma cerca del estípite, donde forman un capullo de seda casi esférico, de color marrón, que luego se convierte en pupa. Algunas empupan en las bases peciolares. El adulto toma unos 25 días para emerger. El ciclo de vida de huevo a adulto puede demorar alrededor de 70 días (Monroy *et al.*, 2009; Genty *et al.*, 1978) (Figura 5).



**Figura 3.** Larva de *Natada subpectinata*. Se destaca la mancha dorsal blanca, característica de esta especie. Foto: J. Aldana |



**Figura 4.** Larvas de diferentes instares de *Natada subpectinata*. Foto: J. Aldana |



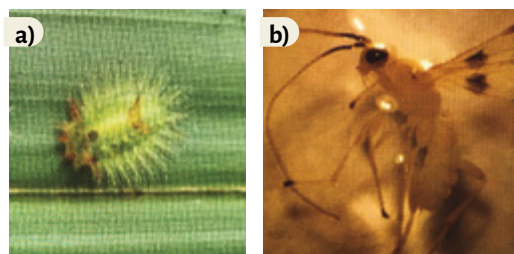
**Figura 5.** Capullos pupales de *Natada subpectinata* localizados en el suelo cerca de la palma. Foto: J. Aldana |



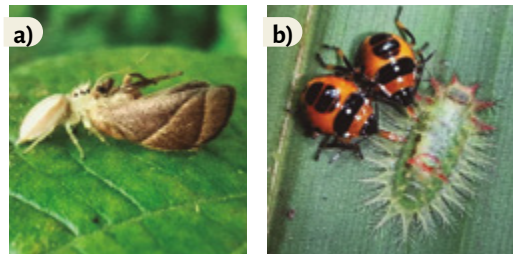
## Enemigos naturales

Tiene un complejo de enemigos naturales importante. Es común encontrar parasitismo en larvas del cuarto al quinto instar por *Braconidae*, y en pupas por *Barycerus dubiosus* (Say) (Ichneumonidae). Además, insectos depredadores como arañas de la familia Salti-

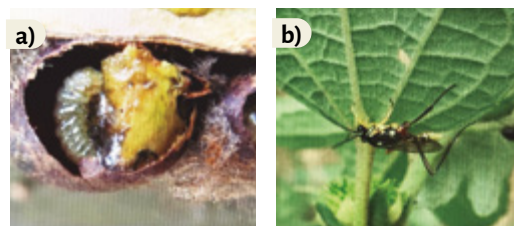
cidae atacan los adultos, y también chinches del género *Podisus* (Monroy *et al.*, 2009). En brotes avanzados de esta plaga, la acción de un virus hace presencia en sus poblaciones de larva (Genty *et al.*, 1978). Los efectos de los parasitoides sobre las poblaciones de *N. subpectinata* son altos, de los cuales se registran niveles hasta del 80 % (Figuras 6 a 10).



**Figura 6.** *Natada subpectinata*. a) Larvas de cuarto instar con signos de parasitismo por un *Braconidae* no identificado. b) Adulto del *Braconidae*. Fotos: J. Aldana |



**Figura 9.** Depredadores de *Natada subpectinata*. a) Araña de la familia Salticidae depredando un adulto. b) *Podisus* sp. depredando una larva. Fotos: J. Aldana |



**Figura 7.** *Natada subpectinata*. a) *Barycerus dubiosus*, parasitoide de pupas. b) Adulto de *B. dubiosus* alimentándose en una arvense nectarífera. Fotos: J. Aldana |



**Figura 8.** *Chalcididae*, parasitoide de larva y pupa de *Natada subpectinata*. Foto: J. Aldana |



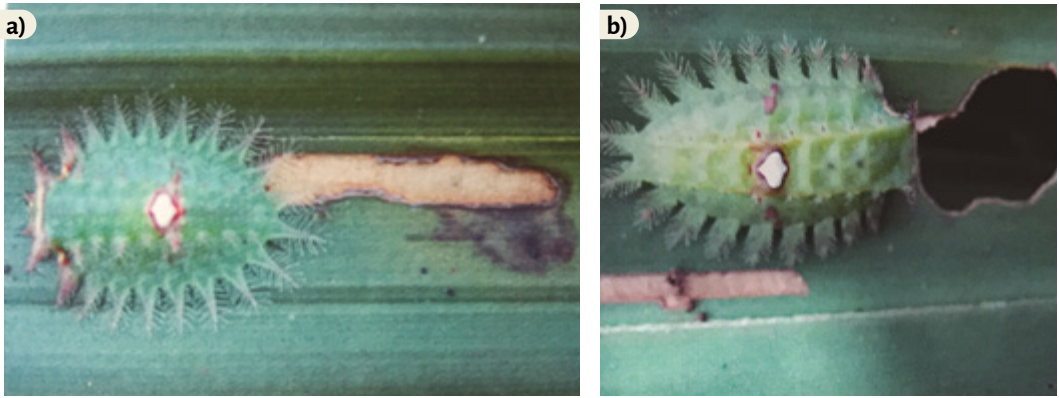
**Figura 10.** Larvas de *Natada subpectinata* infectadas por un virus. Se observa el cambio en su aspecto y coloración a medida que avanza la enfermedad. Fotos: M. Monroy |

## Daño

*Natada subpectinata* defolia las hojas en todos los niveles de la palma de aceite, sin importar la edad. Las larvas del insecto se alimentan inicialmente en el envés del foliolo, haciendo raspaduras a manera de círculos, con lo que propicia un patio de infección para el desarrollo de la Pestalotiopsis (Figura 11). A medida que se desarrollan, consumen la lámina foliar realizando mordeduras irregulares, y una defoliación importante a las plantaciones de palma de aceite (Figura 12).

## Manejo de sus poblaciones

Para detectar sus poblaciones es importante conocer las características del daño ocasionado en estadios iniciales, y realizar el conteo de larvas sobre la hoja 25. Adicionalmente, contabilizar la acción de los controladores naturales. En casos extremos, se puede hacer uso de inhibidores de quitina, como lufenuron y triflumuron. El momento oportuno para realizar las aspersiones es cuando la larva está entre tercer y cuarto instar, e inicia el consumo de la lámina foliar (Aldana-De la Torre, 2008).



**Figura 11.** *Natada subpectinata*. **a)** Raspado realizado por larvas de primeros instares. **b)** Corte de la lámina foliar ocasionado por larvas mayores. Fotos: J. Aldana |



**Figura 12.** Defoliación causada por larvas de *Natada subpectinata* en una plantación de palma de aceite. Foto: J. Aldana |



## Capítulo 40.

### *Natada pucara* Dognin, 1893

Álex Enrique Bustillo Pardey y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Limacodidae: Limacodinae: *Natada pucara*.

#### Nombre común

Natada

#### Sinónimo

*Natada bergii* Dyar, 1906.

#### Distribución geográfica

La presencia de *Natada pucara* se ha registrado en Argentina, Brasil, Bolivia, Colombia, Ecuador, Guayana Francesa, Surinam, Paraguay, Perú y Venezuela (Genty *et al.*, 1978).

#### Descripción y biología

**Adultos.** El macho tiene una envergadura alar entre 22 y 25 mm de largo, y la hembra, entre 28 y 34 mm. Sus alas anteriores son de color beige, con un punto negro y una línea recta transversal marrón oscuro. Los machos se caracterizan por tener las antenas bipectinadas. Los adultos tienen una vida corta, que no supera los siete días.

**Huevos.** Las hembras los ponen de manera aislada, en el envés de los folíolos. El tiempo de eclosión toma entre cinco y siete días.

**Larvas.** Son urticantes y de forma trapezoidal. Tienen una coloración verde con puntos amarillos esparcidos en su parte dorsal y

con protuberancias espinosas rojas. La duración de este estadio varía entre 50 y 64 días (Figura 1).



**Figura 1.** Larva de *Natada pucara*. Foto: J. Aldana |

**Pupa.** La larva de último instar desciende de la hoja de la palma, para empupar en la base de los peciolo foliares, en donde produce un capullo marrón casi esférico. Luego se introduce allí y pasa al estadio de pupa. Este toma entre 25 y 35 días para que emerja el adulto. El ciclo total de huevo a muerte del adulto demora entre 80 y 106 días (Genty *et al.*, 1978).

#### Enemigos naturales

Se han registrado varios controladores, entre los que se destacan chinches de la familia Pentatomidae, que depredan larvas, y un virus de la poliedrosis nuclear, que ocasiona infecciones masivas en las poblaciones de *N. pucara*.

## **Daño**

Pueden causar defoliaciones cuando, por manejo de la plantación, se afecta su fauna benéfica y se presentan poblaciones altas.

## **Manejo de sus poblaciones**

La evaluación para determinar la presencia de *N. pucara* y los niveles de sus poblaciones, en plantaciones de palma de aceite, se realiza a través de muestreos, para cuantificar el número de larvas en la hoja 25, donde se presenta inicialmente este insecto. Sin embargo, debido a que sus adultos son atraídos por la luz, una alternativa más eficiente y económica es el uso de trampas de luz, para determinar su presencia. Los depredadores de la familia Pentatomidae ejercen un buen control de esta plaga; además, el virus de la poliedrosis nuclear, que comúnmente aparece en sus poblaciones, es importante en su regulación natural (Genty *et al.*, 1978).

Las prácticas de control de plagas deben evitar las aplicaciones generalizadas de insecticidas, mantener la biodiversidad en las plantaciones con arvenses nativas de las zonas palmeras, y fomentar las plantas nectaríferas y productoras de polen, para que la fauna benéfica pueda sobrevivir y alimentarse.

## Capítulo 41.

### *Natada michorta*, Dyar, 1912

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Limacodidae: Limacodinae: *Natada michorta*.

#### Distribución geográfica

Pacífico Norte, Colombia, Costa Rica, Guatemala, Honduras y Panamá.

#### Descripción y biología

**Adultos.** El macho tiene una envergadura alar de 22 mm, mientras que en la hembra es de 32 mm. La coloración de su cuerpo es marrón claro, con reflejos sedosos y nervaduras más claras (Figura 1). Tienen un comportamiento especial: los adultos se posan en la parte superior de la hoja para alimentarse de las más nuevas. En el momento de depositar los huevos vuelan muy lento para escoger la mejor planta. Se posan en el envés de las hojas y depositan en ocasiones entre 5 a 10 huevos en la misma planta elegida.



Figura 1. Adulto de *Natada michorta*.

Foto: <https://inaturalist-open-data.s3.amazonaws.com/>

**Larva.** Son de color verde uniforme, muy parecidas a *Euprosteria elaea*, pero de mayor tamaño. Pueden alcanzar una longitud de 20 mm (Genty *et al.*, 1978) (Figura 2). Las larvas de *N. michorta* son comunes en Costa Rica en el Área de Conservación Guanacaste, en donde se alimentan de muy pocas especies de plantas. Presentan muchos enemigos de las familias Ichneumonidae, Braconidae y Tachinidae, que evitan que sus poblaciones causen daños económicos.

La presencia de esta plaga la registraron Genty *et al.* (1978). Es un insecto que está en las zonas palmeras de Colombia, pero sus poblaciones no han llegado a causar daños económicos, gracias probablemente a sus enemigos naturales. Esta información es importante para reconocer la especie y estar alerta si sus poblaciones se incrementan.



Figura 2. Larva de *Natada michorta*.

Foto: <https://inaturalist-open-data.s3.amazonaws.com/>

## Capítulo 42.

### El gusano araña, *Phobetron hipparchia* (Cramer, 1777)

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta:

Lepidoptera: Limacodidae:

Limacodinae: *Phobetron hipparchia*.

#### Nombre común

Gusano araña

#### Sinónimos

*Phalaena hipparchia* Cramer, 1777

*Euryda variolaris* Herrich-Schäffer, 1854

*Nemeta basifusca* Walker, 1855

*Nemeta bifacies* Walker, 1855

*Sphinx coras* Stoll, 1780

#### Distribución geográfica

La presencia de *Ph. hipparchia* es común en Latinoamérica, especialmente en México, El Salvador, Costa Rica, Panamá, Ecuador, Colombia, Venezuela, Guyana, Brasil, Paraguay y Argentina. En Colombia se encuentra en todas las zonas palmeras, con mayor prevalencia en la Norte.

#### Plantas hospederas

*Phobetron hipparchia* es un insecto que aparece ocasionalmente en muchos cultivos frutales. En Colombia, su presencia es común en aguacate (*Persea americana* Mill.), almendro de la India (*Terminalia catappa* L.), cafeto (*Coffea*), cítricos (*Citrus*), cocotero (*Cocos nucifera* L.), guayaba (*Psidium*), manzano (*Malus domestica* Borkh), palma de aceite (*Elais guineensis* Jacq.) y yuca (*Manihot esculenta* Crantz) (Posada, 1989).

En Brasil, *Ph. hipparchia* se considera una especie generalista. En un estudio sobre biodiversidad en parques nacionales del país se encontró que se alimentaba de las siguientes especies: *Erythroxylum ovalifolium*, *Manilkara subsericea* y *Allagoptera arenaria* (Arecaceae). También existen registros en otros biomas donde consumen *Kielmeyera coriacea* (Clusiaceae) (Diniz *et al.*, 1999), *Anacardium excelsum*, *Spondias mombin* (Anacardiaceae), *Chlorophora tinctoria* (Moraceae) (Van Bael *et al.*, 2004), *Erythroxylum deciduum* y *E. tortuosum* (Erythroxylaceae) (Diniz & Morais, 1997), *Chamaechrista claussemii* (Leguminosae) (Diniz & Morais, 1995) y *Gliricidia sepium* (Leguminosae) (Young, 1986). Se considera un insecto plaga de algunos cultivos, como anacardos, robles, guayabas, palmeras, rosas, palma de aceite, entre otros (D'Araújo *et al.*, 1968).

En Costa Rica, estudios y observaciones adelantadas en el Área de Conservación Guanacaste (ACG), declarada por la Unesco en 1999 como Patrimonio de la Humanidad, informan sobre la gran diversidad de insectos de la familia Limacodidae, entre estos, *Ph. hipparchia*, encontrados en la reserva.

Los registros de Brasil y Costa Rica, así como lo observado en Colombia (Posada 1989), permiten sostener que es buen indicador de biodiversidad de la fauna presente en esos ecosistemas de reserva en Centro y Suramérica, que se manifiesta también en las zonas palmeras de Colombia.

## Descripción y biología

**Larvas.** Se caracterizan por su cuerpo aplanado, con verrugas; la cabeza es muy pequeña y está escondida en la parte inferior; las patas están reducidas a una simple ventosa. Pueden presentar coloraciones amarillas a marrón, independientemente del sexo (Monteiro *et al.*, 2007). Además, poseen un par de proyecciones laterales, carnosas y rojizas, cubiertas de finas

setas urticantes (Figura 1). Pasan por nueve instares larvales a través de los cuales cambian un poco su morfología (Figura 2). Como casi todos los miembros de esta familia, pueden perder una extremidad sin que los afecte o mueran por esa causa (Figura 3). Se pueden confundir con una araña por su apariencia robusta, con seis patas color marrón oscuro y los pelos urticantes que cubren todo el cuerpo, que las hacen ver intimidantes ante cualquier depredador.



**Figura 1.** Larvas del gusano araña, *Phobetron hipparchia*, en sus primeros instares, en una plantación de palma de aceite. Se observa la variabilidad en el color. Fotos: C. Sendoya |



**Figura 2.** Larvas de últimos instares del gusano araña. Se muestra el cambio en su morfología a través del tiempo de desarrollo. Fotos: A. Bustillo y J. Matabanchoy |





**Figura 3.** Larva de *Phobetrion hipparchia*, que ha perdido dos de sus patas sin que esto afecte su movilidad y actividad. Foto: A. Bustillo |

**Pupas.** Cuando la larva llega al estadio de prepupa, desprende las prolongaciones de su cuerpo y los teje para darles forma esférica; de esta manera elabora el capullo en la base de los folíolos. En su interior se resguarda la pupa y queda envuelta en una masa difusa de pelos urticantes. La pupa es ovalada, mide entre 9 y 10 mm de longitud por 12 a 15 mm de ancho, y es de color pardo claro (Figura 4).

**Adultos.** Tienen una envergadura alar de 30 mm. Las alas de los machos son translúcidas y las de las hembras son rojas anaranjadas con bandas amarillas. Ambos sexos parecen imitar a avispas o abejas. Son de hábitos nocturnos y se pueden localizar en bosques de ecosistemas secos y lluviosos, aunque son más comunes en los secos. Su ciclo de vida de huevo a adulto dura en promedio 91 días. Los adultos no se alimentan (Figura 5).



**Figura 4.** Capullo de apariencia globosa de *Phobetrion hipparchia* conformado por la larva del último instar con residuos de su cuerpo y pelos urticantes, ubicado sobre los folíolos de la palma. La pupa se encuentra en su interior. Foto: J. Matabanchoy |



**Figura 5.** Adulto de *Phobetrion hipparchia* posado en una hoja sin extender sus alas. Se observa la particularidad de sus antenas y la coloración de su cuerpo. Foto: J. Movia González |

## Daño

Las larvas, durante los tres primeros instares, raspan la epidermis inferior de las hojas. En el cuarto perforan el área raspada, y del quinto al noveno consumen todo el folíolo, a excepción de la nervadura central (Figura 6).



**Figura 6.** Daño producido por larvas de *Phobetrion hipparchia* en una plantación de palma de aceite en Urbá, Colombia. **a)** Raspaduras en las hojas. **b)** Corte en el follaje. Fotos: A. Bustillo |

## Manejo de sus poblaciones

En las plantaciones de palma de aceite de todas las zonas de Colombia es común encontrar especímenes de *Ph. hipparchia*, notorios por su apariencia y coloración. Este insecto es atacado por muchos controladores biológicos parasitoides y depredadores, que mantienen sus poblaciones en niveles que no causan daño económico. Se debe evitar el uso de insecticidas, que puedan acabar con los insectos benéficos controladores de *Ph. hipparchia*. Plantaciones con plantas nectaríferas y cubiertas de hoja ancha favorecen el mantenimiento de la fauna benéfica.

## Capítulo 43.

### *Talima straminea* (Schaus, 1892)

Álex Enrique Bustillo Pardey y Jesús Arvey Matabanchoy

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Zygaenoidea:  
Lepidoptera: Limacodidae: Limacodinae: *Talima straminea*.

#### Nombre común

Talima

#### Sinónimo

*Semyra straminea* Schaus, 1892

#### Distribución geográfica

*Talima straminea* se encuentra en los siguientes países neotropicales: México, Costa Rica, Panamá, Colombia, Venezuela, Ecuador, Trinidad y Tobago, y Surinam (Genty *et al.* 1978).

#### Plantas hospederas

Solo se ha registrado en palma de aceite *Elaeis guineensis*. En 2016, en plantaciones de palma de aceite en la Zona Oriental se colectaron especímenes de *T. straminea*, que concuerdan con las fotografías y descripciones de la literatura. Recientemente se han corroborado las primeras colecciones en esa zona (Abello, 2019). En la década de los años 70, esta especie fue reportada en Colombia por Genty *et al.* (1978).

#### Antecedentes

El género *Talima* presenta 26 especies descritas hasta el momento y es de distribución neotropical (Dyar, 1908). En Costa Rica, en la Estación Biológica Caribe del Área de Conservación



**Figura 1.** Adulto de *Talima ingenour* encontrado en Buenaventura, Colombia. Foto: <https://colombia.inaturalist.org/taxa/548759-Talima> |

Guanacaste, que pertenece al Sector Selva Rincón, se han encontrado muchas especies nuevas de la familia Limacodidae, especialmente del género *Talima*, que los taxónomos están estudiando para definir si son especies nuevas, ya que los individuos en estado larvario de una sola población presentan variaciones en los coloridos dibujos de su dorso.

Se han observado ejemplares del género *Talima* en México, Honduras, Costa Rica, Panamá, Colombia, Venezuela, Trinidad y Tobago, Ecuador, Perú, Guyana, Surinam y Brasil (Genty *et al.* 1978).



## Descripción y biología

**Larvas.** Atraviesan por nueve instares. Bien desarrolladas miden en promedio 19 mm. Son de color verde; en su parte dorsal tienen tres zonas blancas y en el centro de cada una se forma una figura ovoide de distinto color, que se asemeja a un ocho. En los instares iniciales se observa que las líneas que bordean la figura del ocho tienen una tonalidad azul oscura; en larvas más desarrolladas se adiciona otra línea de coloración rojiza. Las figuras en ocho son atravesadas por una línea verde que va longitudinalmente desde la cabeza hasta la región anal (Figura 2).

**Pupas.** Las larvas del último instar, con su saliva y restos de hilos o sedas urticantes, conforman un refugio donde se introducen, el cual

consiste en un capullo ovoide de color beige, de 10 mm de largo, para empupar en su interior. Este hábito les sirve para protegerse de depredadores, mientras quedan inmóviles hasta que emerge el adulto (Figura 3).



**Figura 3.** Capullo formado por la larva antes de empupar; en su interior se encuentra la pupa.

Foto: [www.acguanacaste.ac.cr/paginas-de-especies/insectos/105-limacodidae](http://www.acguanacaste.ac.cr/paginas-de-especies/insectos/105-limacodidae) |



**Figura 2.** *Talima straminea*. **a)** Larva de último instar colectada en una plantación de palma de aceite. **b)** Larva consumiendo el foliolo de una palma en Tumaco. Fotos: J. Matabanchoy |

**Adultos.** Depositán sus huevos en el tercio inferior de los foliolos de la palma. Es una polilla de color marrón oscuro, con patas y un cefalotórax bien desarrollado. La envergadura alar de la hembra es de 26 mm en promedio, y la de los machos, de 24 mm. En reposo, las alas anteriores cubren parte de las traseras y tienen coloraciones marrón más claro.

## Daño

Las larvas de *T. straminea* se alimentan del follaje de las palmas, de igual forma que otras especies de Limacodidae. En los primeros instares raspan la lámina foliar y, a medida que crecen, pueden consumirla totalmente. Prefieren palmas de plantaciones jóvenes de tres a cuatro años, en las que ocasionan a veces defoliaciones de consideración. Difieren de otras en que no tienen un hábito gregario y se localizan en el envés de las hojas.

Este insecto se presenta ocasionalmente y es capaz de ocasionar defoliaciones. Los daños que causa están en proporción a sus poblaciones, pero se presume que están bajo control debido a una fauna benéfica común y diversa que tienen los limacodidos.

## Manejo de sus poblaciones

*Talima straminea* no es una plaga de mucha importancia económica. En las zonas palmeras son escasos los registros de defoliación; pero, para evitarlos hay que llevar a cabo prácticas de manejo sostenible del cultivo encaminadas a la preservación de la fauna benéfica. Para su mantenimiento se deben permitir coberturas y dejar relictos sin intervenir, de tal forma que se conserve el equilibrio biológico en el ecosistema y las plagas no incrementen sus daños a niveles económicos importantes.



## Referencias bibliográficas

- Becker, V. O., & Miller, S. E. (1988). The identity of *Sphinx brunnus* Cramer and the taxonomic position of *Acharia* Huebner (Lepidoptera: Limacodidae), *Journal of Research on the Lepidoptera*, 26(1-4), 219-224.
- Dyar, H. G. (1927). New species of American Lepidoptera of the families Limacodidae and Dalceridae. *Journal Washington Academy of Science*, 17, 544-551.
- Dyar, H. G., (1935). Limacodidae. In: A. Seitz (Ed.), *Die Gross-Schmetterlinge der Erde*. Stuttgart, Alfred Kernen. 1104-1139.
- Huebner, J. (1816). Verzeichniss bekannter Schmettlinge. Augsburg.

## Capítulo 29

- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). *Manual de plagas de la palma de aceite en Colombia* (4ª ed.). Bogotá, Colombia: Cenipalma – SENA.
- Briceño, V., A. (1980). Gusanos defoliadores del plátano (Lepidoptera) en el Sur del Lago de Maracaibo, Venezuela. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 6(1), 628-635.
- Bustillo-Pardey, A. E., & Echeverry, J. H. (1972). El gusano monturita del banano y su control. ICA, Programa de Entomología, Hoja divulgativa No. 009.
- Harrison, J. O. (1963). On the biology of three banana pests in Costa Rica (Lepidoptera: Limacodidae, Nymphalidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 56(1), 87-94. <https://doi.org/10.1093/aesa/56.1.87>
- Jaramillo, R., Jiménez, F., & Hidalgo, O. (1974). Susceptibilidad de las larvas de *Sibine apicalis* (Dyar) a *Bacillus thuringiensis* var. *kurstaki*. *Turrialba*, 24(1), 106-107.

## Capítulo 30

- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). *Manual de plagas de la palma de aceite en Colombia* (4ª ed.). Bogotá, Colombia: Cenipalma – SENA.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Impacto de los insectos defoliadores en la producción de la palma aceitera en Colombia. *Palmas*, 40(4), 151-160.
- Díaz, A., González, C., Villalba, V., & Rodríguez, G. (2000). Evaluación de insectos defoliadores y de sus enemigos naturales en plantaciones de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) del oriente de Venezuela. *Palmas*, 21(Especial, Tomo 1), 195-200.
- Genty, P., (1972). Morfología y biología de *Sibine fusca* Stoll, lepidóptero defoliador de la palma aceitera en Colombia. *Oleagineux*, 27(2), 65-71.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.

- Jiménez, O. D. (1980). Problemas entomológicos en cultivos de oleaginosas. Encuentro tecnológico sobre cultivos productores de aceites y grasas comestibles (compendio 35). Bogotá: ICA.
- Meynadier, G., Amargier, A., & Genty, P.H. (1977). A virus disease of Densonucleosis type in the Lepidoptera *Sibine fusca* Stoll. *Oleagineux*, 32(8-9), 360-361.
- Orellana, M., F. (1986). Control biológico del insecto defoliador de la palma africana, *Sibine fusca* Stoll. Lepidoptera: Limacodidae). *Boletín Divulgativo INIAP Ecuador*, 170.
- Posada, L. & García, F. (1976). Lista de predadores, parásitos y patógenos de insectos registrados en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 41(1ra. Ed.), 57-58.
- Sosa, F., & Díaz, F. (2008). Dos nuevas especies de lepidópteros defoliadores en plantaciones de palma aceitera en Venezuela. *Bioagro*, 20(1), 73-75.

## Capítulo 31

- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia (4ª ed.). Convenio Cenipalma – SENA.
- Becker, V. O., & Miller, S. E. (1988). The identity of *Sphinx brunnus* Cramer and the taxonomic position of *Acharia* Huebner (Lepidoptera: Limacodidae). *Journal of Research on Lepidoptera*, 26(1/4), 219-224.
- Dyar, H. G. (1905). A list of American Cochlidian Moth, with descriptions of news genera and species. *Proceedings of the United States National Museum*, 29, 359-396.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 324-594.

## Capítulo 32

- Becker, V. O., & Miller, S. E. (1988). The identity of *Sphinx brunnus* Cramer and the taxonomic position of *Acharia* Huebner (Lepidoptera: Limacodidae). *Journal of Research on the Lepidoptera*, 26(1-4), 219-224.
- Dyar, H. G. (1927). New species of American Lepidoptera of the families Limacodidae and Dalceridae. *Journal of the Washington Academy Sciences*, 17, 544-551.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 324-594.
- Posada O., L. (1989.) Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.

## Capítulo 33

- Becker, V. O., & Miller, S. E. (1988). The identity of *Sphinx brunnus* Cramer and the taxonomic position of *Acharia* Huebner (Lepidoptera: Limacodidae). *Journal of Research on the Lepidoptera*, 26(1-4), 219-224.
- Dyar, H. G. (1927). New species of American Lepidoptera of the families Limacodidae and Dalceridae. *Journal of the Washington Academy Sciences*, 17, 544-551.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.
- Mariau, D. (2000). *La faune du palmier à huile et du cocotier. Les lépidoptères et les hémiptères ainsi que leurs ennemis naturels*. Montpellier, France: Cirad.

## Capítulo 34

Dyar, G. H. (1891). A revision of the species of *Euclea*, *Parasa* and *Packardia*, with notes on *Adoneta*, *Monoleuca* and *Varina ornata*. *Transactions of the American Entomological Society*, 18(2-3), 149-158.

Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 362-365.

Reyes, A., & Cruz, M. A. (1986). Principales plagas de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en América tropical, su manejo y control. Conferencia en Curso de entrenamiento en palma africana. United Brands, Quepos, Costa Rica.

## Capítulo 35

Aldana-De la Torre, R. C.; Aldana-De la Torre, J. A.; Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia (4ª ed.). Convenio 0094 de 2009, Cenipalma – SENA.

Sosa, F., & Díaz, F. (2008). Dos nuevas especies de lepidópteros defoliadores en plantaciones de palma aceitera, *Elaeis guineensis* Jacq., en Venezuela. *Bioagro*, 20(1), 73-75.

## Capítulo 36

Aldana-De la Torre, R. C.; Aldana-De la Torre, J. A.; Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia. (4ª ed.). Convenio 0094 de 2009, Cenipalma – SENA, 198.

## Capítulo 37

Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 362-365.

## Capítulo 38

Aldana-De la Torre, R. C.; Aldana-De la Torre, J. A.; Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia (4ª ed.). Cenipalma – SENA.

Alvarado, H. L., Aldana-De la Torre, R. C., Barrera, E. I., Martínez, L. C., & Bustillo-Pardey, A. E. (2014). Ciclo de vida y tasa de consumo de *Euprosterina elaeasa* Dyar (Lepidoptera: Limacodidae) defoliador de la palma aceitera. *Palmas*, 35(1), 41-51.

Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Impacto de los insectos defoliadores en la producción de la palma aceitera en Colombia. *Palmas*, 40(4), 151-160.

Enríquez, E., Celis, L. A., & Montes-Bazurto, L. G. (2019). Uso de virus para el control de defoliadores en palma aceitera, experiencia exitosa de Hacienda La Gloria. XV Reunión Técnica Nacional de Palma de Aceite, Bucaramanga, Colombia.

Epstein, M. E., & Becker, V. O. (1993). Combinations and synonymies in new world: Limacodidae, Megalopygidae, Lasiocampidae and Arctiidae (Lepidoptera). *Revista Brasileira de Zoologia*, 10(2), 289-319.

Florencio, H., Linder, D., Mesías, A.; Velazco, S., & Vilma, E. (2016). Biología y tasa de consumo del defoliador (*Euprosterina elaeasa* Dyar) de plantaciones de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.), en la empresa Palmas del Shanusi S.A. *Revista Saber y Hacer*, 3(1), 9-21.

Genty, P., (1976). Etude morphologique et biologique d'un lépidoptère défoliateur du palmier à huile en Amérique latine *Darna metaleuca*, Walker. *Oleagineux* 31, 99-107.

- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.
- Jiménez, O. D., & Reyes, A. (1977). Estudio de una necrosis foliar que afecta varias plantaciones de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en Colombia. *Fitopatología Colombiana*, 6(1), 15-32.
- Pedraza, J., Luque, J. E., & Franco, P. (1989). Aislamiento, identificación y caracterización de un virus en larvas de *Euprosterna elaeasa* Dyar (Lepidoptera: Limacodidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 15(2), 21-27.
- Zeddam, J. L., Gordon, K., Lauber, C., Alves, C. A., Luke B. T. Terry N. H. Ward, V. K., & Gorbalenya, A. E. (2010). *Euprosterna elaeasa* virus genome sequence and evolution of the Tetraviridae family: Emergence of bipartite genomes and conservation of the VPg signal with the dsRNA Birnaviridae family. *Virology*, 397, 145-154.

## Capítulo 39

- Aldana-De la Torre, J. A. (2008). Alternativas para el manejo de insectos defoliadores en palma de aceite. Reunión Nacional de Comités Asesores, Cenipalma.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7): 362-365.
- Monroy, M., Aldana-De la Torre, J., & Aldana-De la Torre, R. C. (2009). Avances en la biología y hábitos alimentarios de *Natada subpectinata* Dyar (Lepidoptera: Limacodidae) en palma de aceite. Memoria XXXVI Congreso Sociedad Colombiana de Entomología. Medellín, 78.

## Capítulo 40

- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 382-383.

## Capítulo 41

- Genty, P. H., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 382-383.

## Capítulo 42

- D'Araújo e Silva, A. G.; Gonçalves C. R.; Galvão D. M.; Gonçalves A. J. L.; Gomes J.; Silva M.N., & Simoni L. (1968). *Quarto Catálogo dos Insetos que Vivem nas Plantas do Brasil, seus Parasitos e Predadores – Parte II – 1 Tomo*. Rio de Janeiro, Fundação IBGE, 622.
- Diniz, I. R., & Morais, H. C. (1995). Larvas de Lepidoptera e suas plantas hospedeiras em um cerrado de Brasília, DF, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 39, 755-770.
- Diniz, I. R., & Morais, H. C. (1997). Lepidopteran caterpillar fauna of Cerrado host plants. *Biodiversity and Conservation*, 6, 817-836.
- Diniz, I. R.; Morais, H. C.; Botelho, A. M. F.; Venturoli, F., & Cabral, B. C. (1999). Lepidopteran caterpillar fauna on lactiferous host plants in the Central Brazilian Cerrado. *Revista Brasileira de Biologia*, 59, 627-635.
- Monteiro R.F.; Macedo M. V.; Nascimento, M. de S.; Rafael, S. F., & Cury, R. S. F. (2007). Composition, abundance and notes on ecology of lepidopteran larvae associated with five plant species in Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba, RJ. *Revista Brasileira de Entomologia*, 51(4).

- Posada O., L. (1989). *Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia*. Boletín Técnico ICA, 43.
- Van Bael, S., Aiello, A., Valderrama, A., Medianero, E., Samaniego, M., & Wright, S. (2004). General herbivore outbreak following an El Niño-related drought in a lowland Panamanian forest. *Journal of Tropical Ecology*, 20(6), 625–633. doi:10.1017/S0266467404001725
- Young, A. M. (1986). Notes on a Costa Rican “Monkey Slug” (Limacodidae). *Journal of the Lepidopterists’ Society* 40, 69–71.

## Capítulo 43

- Abello, B. (2019). Principales insectos asociados al cultivo de palma aceitera en el departamento del Meta. Universidad Nacional Abierta y a Distancia. Agronomía, CEAD, Acacias.
- Dyar, H. G. (1905). A list of American Cochlidian Moth, with descriptions of new genera and species. *Proceedings of the United States National Museum*, 29, 359-396.
- Dyar, H. G. (1908). Notes on some American Cochliidiidae, with descriptions of new species. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 10(1-2), 48–52.
- Genty, P. H., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7).
- Schaus, W. (1892). Descriptions of new species of Lepidoptera: Heterocera from Brazil, Mexico, and Peru. - Part II. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 1892, 318-341.



# SECCIÓN 5

## Insectos y ácaros chupadores

### Introducción

Las plantas son afectadas por muchas plagas, que succionan la savia a través de su aparato bucal, adaptado para tal fin. Esto lo hace un grupo de insectos plaga pertenecientes al orden Hemiptera, el cual agrupa tres subórdenes: Heteroptera, Auchenorrhyncha y Sternorrhyncha. Esto también lo pueden realizar muchas especies de ácaros que atacan los cultivos. Las plagas chupadoras se alimentan de la savia y de otros fluidos que requiere la planta para funcionar correctamente. Mientras lo hacen, inyectan toxinas y diseminan patógenos de otras plantas, como virus y fitoplasmas, lo que les produce daños adicionales. En la palma de aceite en Colombia son frecuentes las infestaciones de los insectos *Leptopharsa gibbicularina*, *Stragulotingis bicincta* y *Haplaxius crudus*, y entre los ácaros sobresale *Retracrus elaeis*.

## Capítulo 44.

### El ácaro de la palma de aceite, *Retracrus elaeis* Keifer, 1975

Carlos Enrique Barrios Trilleras y Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Introducción

Para entender la descripción y posición taxonómica hecha de los ácaros conocidos como arañas rojas, que infestan plantas de interés comercial, es importante tener claro las siguientes características y su terminología. El cuerpo de un ácaro se separa en dos partes que son distintas: el gnatosoma y el idiosoma. El gnatosoma incluye solo las partes de la boca y el idiosoma, el resto del cuerpo (cabeza, tórax y abdomen). El ciclo de vida se compone del huevo, la larva, dos estadios ninfales (protoninfa y deutoninfa) y el adulto. Después de emerger del huevo, el primer estadio inmaduro es una larva con tres pares de patas; la ninfa y el adulto tienen cuatro pares. Cuando se alimentan, el contenido interno se hace visible a través de la pared del cuerpo, que tiene un grado de transparencia. Dado que estos parches son la acumulación de los desechos, cuando mudan pueden desaparecer. Esta circunstancia ocasiona dificultades en la determinación de las especies, cuando se hace solo por medios visuales.

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Chelicerata: Arachnida: Prostigmata: Eriophyoidea: Phytophthidae: *Retracrus elaeis*.

#### Nombre común

*Retracrus*, ácaro del fronde

#### Distribución geográfica

*Retracrus elaeis* se encuentra en todas las zonas productoras de palma de aceite de Colombia, Ecuador, Venezuela, Brasil y Centroamérica (Ochoa *et al.*, 1991).

#### Plantas hospederas

Además de la palma de aceite, se ha registrado en las siguientes palmas: *Bactris gasipaes*, *Chamaedorea costaricana* y *Cocos nucifera* (Navia *et al.*, 2007).

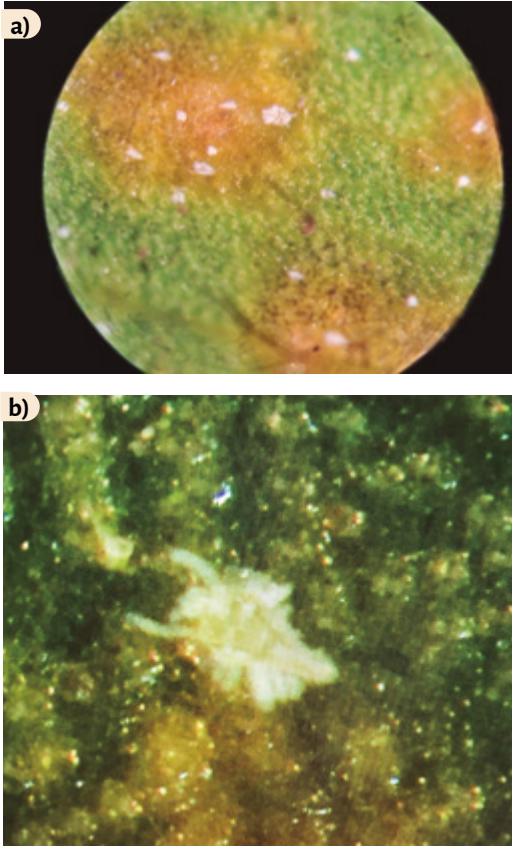
#### Antecedentes

La superfamilia Eriophyoidea del orden Prostigmata es una de las más importantes desde el punto de vista agrícola, ya que los representantes de sus tres familias, Eriophyidae, Phytophthidae y Diptilomiopidae son fitófagos que ocasionan daños de muy diversa intensidad a una gran variedad de plantas agrícolas. Revisiones taxonómicas de la familia Eriophyidae han relocalizado el género *Retracrus* en la familia Phytophthidae de la superfamilia Eriophyoidea (Ferraqut, 2015).

#### Descripción y biología

**Huevos.** Son muy pequeños, de aproximadamente 40 micras; tienen consistencia gelatinosa y translúcida; son de forma esférica con una depresión en el extremo superior (Genty *et al.*, 1978).

**Adultos.** Alcanzan una longitud entre 144 a 166 micras y un ancho de 62 micras, aproximadamente. Los machos son un tanto más pequeños que las hembras, su cuerpo es vermiforme, anillado y translúcido, y está cubierto de una capa cerosa blanca con proyecciones laterales, que les da apariencia de un polvo blanco (Figura 1). Al igual que los demás miembros de la familia Eriophyidae, en la base de los palpos poseen un surco donde se acomodan los quelíceros en forma de látigo. No presentan estigmas, peritremas, tráqueas ni ojos. Tienen solamente dos pares de patas anteriores, con garras plumosas de cuatro ramificaciones (Doreste, 1988) (Figura 2).



**Figura 1.** *Retracrus elaeis* en el envés de un foliolo de una palma de aceite. Su apariencia se debe a que cubre su cuerpo con una capa cerosa blanca. **a)** Adulto visto bajo un estereoscopio. **b)** Imagen del adulto usando una mayor resolución. Microfotografías: C. Barrios |



**Figura 2.** Apariencia de un adulto de *Retracrus elaeis* en un montaje en laminilla, en la que se observa la forma característica de su cuerpo y el hecho de que la familia Eriophyidae solo posee dos pares de patas. Microfotografía: C. Barrios |

El ciclo de vida de huevo a adulto bajo condiciones de laboratorio se completó en  $27,5 \pm 6,7$  días; la duración de los diferentes estadios fue: huevo,  $7,1 \pm 1,0$  días; larva,  $6,2 \pm 0,8$  días; ninfa,  $7,4 \pm 0,5$  días; y adulto,  $6,8 \pm 4,4$  días ( $29^{\circ}\text{C}$ , 80 % H.R.). *Retracrus elaeis* presenta reproducción sexual y asexual del tipo arrenotoquia. Las hembras ovipositan en promedio  $29 \pm 4$  huevos (Barrios & Bustillo-Pardey, 2019) (Tabla 1).

## Dinámica poblacional

El ácaro se puede encontrar desde el nivel 1 hasta el 33; las poblaciones son mayores en el 17, menores en los 9 y 25, y baja en el 1 y 33. El anaranjamiento es mayor en el nivel 25, seguido de los 17 y 33; es notorio en el nivel 9 y muy leve en el 1. El ácaro y el daño se encontraron en palma de diferentes orígenes y edades, e inclusive fue posible hallarlos en palmas de vivero. En resumen, el anaranjamiento en la palma de aceite se presenta primero en el tercio basal, luego avanza progresivamente al tercio medio y, finalmente, alcanza el tercio apical (Haro *et al.*, 1997).

**Tabla 1.** Ciclo de vida de *Retracrus elaeis* bajo condiciones de laboratorio (28 °C, 80 % H.R.) |

| Estadios | Número de individuos | Media ± D.E. (días) | Intervalo (mínimo-máximo) |
|----------|----------------------|---------------------|---------------------------|
| Huevo    | 56                   | 7,1± 1,0            | 6 - 9                     |
| Larva    | 53                   | 6,2 ± 0,8           | 5 - 7                     |
| Ninfa    | 51                   | 7,4 ± 0,5           | 7 - 8                     |
| Adulto   | 46                   | 6,8 ± 4,4           | 6 - 7                     |
| Total    |                      | 27,5 ± 6,7          |                           |

*Retracrus elaeis* incrementa sus poblaciones durante la época seca y disminuye en periodo de lluvias. Su dinámica poblacional está muy relacionada con palmas que presentan deficiencia de potasio (K) o con aquellas que acaban de tener una buena cosecha de fruto. Esto dificulta la diferenciación de sus poblaciones si se considera solamente la coloración de su follaje a simple vista. Las manchas ocasionadas por *R. elaeis* se caracterizan por tener un aspecto grasoso que se observa al mirar el foliolo por el envés. Cuando este se pone a trasluz, los sitios muestran el color anaranjado. Las máculas formadas por la deficiencia de K no presentan apariencia grasosa. En la medida en que avanza el anaranjamiento del follaje, la población del ácaro se localiza en los niveles medio y superiores de la palma (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010; Barrios & Bustillo-Pardey, 2019).

En relación con los enemigos de *R. elaeis* se ha detectado el hongo *Hirsutella thompsonii* (Fisher) ejerciendo control sobre sus poblaciones en Costa Rica (Mexzon & Chinchilla, 1996). Este hongo está presente en la región de Urbá de la Zona Norte palmera de Colombia, donde infecta *R. elaeis*. En un reconocimiento en plantaciones de palma en Arboletes, Turbo y Montería, se aisló *H. thompsonii* de varios sitios. La evaluación de tres cepas de este, suministradas por el investigador de la Universidad de Florida, C. W. McCoy, en la plantación de Nolí x *E. elaeis* La Arenosa, demostró que el

control fue significativo con relación al testigo después de dos meses. Sin embargo, en ensayos de laboratorio para determinar el efecto del azufre y el oxiclورو de cobre sobre el hongo, se encontró que se disminuía la producción y germinación de conidia, así como su crecimiento micelial (Urueta, 1980).

El principal factor de mortalidad de *R. elaeis* es la depredación causada por otros ácaros de la familia Phytoseiidae. Sin embargo, las poblaciones de estos son muy bajas y solo se encuentran de dos a cinco especímenes por foliolo. Se evidenció una tendencia a la reducción de *R. elaeis* si se incrementan las poblaciones de los depredadores y las precipitaciones de las lluvias (Barrios & Bustillo-Pardey, 2019) (Figura 3).



**Figura 3.** Ácaro Phytoseiidae, *Amblyseius* sp., depredador de *Retracrus elaeis*. Formicrografía: C. Barrios |



## Daño

*Retracrus elaeis* es una plaga de importancia económica en las zonas Norte y Central de la palma de aceite en Colombia. Su daño se reconoce porque en las hojas de la palma se observan numerosas manchas de apariencia aceitosa o grasosa, ocasionadas por la alimentación del ácaro. Son de forma y tamaño variable, que se convierten en un moteado anaranjado intenso. Todo esto reduce la superficie fotosintética, lo que representa un impacto inmediato en la producción de aceite. Estas manchas no coalescen, a diferencia de las que se presentan por deficiencia de potasio, que se unen y forman parches extensos que llegan a cubrir completamente los folíolos y las hojas.

En la palma, el anaranjamiento producido por *R. elaeis* se manifiesta en mayor propor-

ción en las hojas de los niveles 25 y 33. Sin embargo, dependiendo de la cantidad de población, este puede llegar inclusive a las flechas. En la hoja, el daño se manifiesta primero en el tercio basal, y avanza progresivamente hacia los tercios medio y apical. En los folíolos, el anaranjamiento también va de la base hacia la zona apical. Esta tonalidad en el follaje es irreversible y desaparece solamente con la eliminación de las hojas más viejas (Haro, 1995). Por esta razón, la eficacia de una acción en el manejo del problema solo se observa meses después del tratamiento. Ciertos cruzamientos de híbridos OxG son muy susceptibles a los ataques de estos ácaros; otros son tolerantes e, incluso, totalmente resistentes (Mariau, 2001). Las pérdidas en la producción ocasionadas por este ácaro en palmas severamente afectadas pueden alcanzar hasta un 50 % (Genty, 1984) (Figura 4).

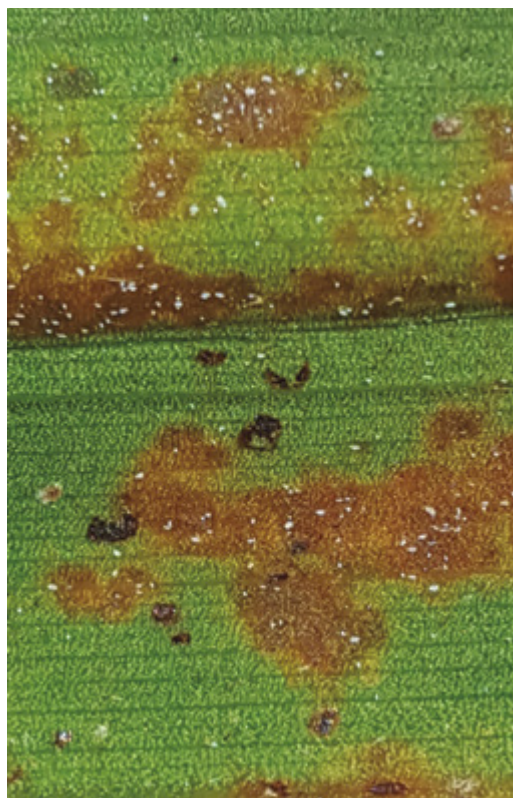


**Figura 4.** Aspectos de palmas de aceite con anaranjamiento producido por una alta infestación de *Retracrus elaeis*. Fotos: C. Barrios |



## Monitoreo

*Retracrus elaeis* se localiza en el envés de las hojas, principalmente en palmas adultas. Una vez se establece, se observan las primeras manchas grasosas que representan el daño fresco, alrededor de los 45 días (Haro *et al.*, 1997). A medida que la población se incrementa, se distribuye en toda la hoja. Al analizar detenidamente los folíolos por el envés, se destacan manchas de color marrón de apariencia aceitosa. A simple vista, los ácaros presentes semejan un polvillo blanco en el haz de las hojas (Figura 5) (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).



**Figura 5.** *Retracrus elaeis* alimentándose en folíolos de una palma de aceite. Se observan puntos blancos que son los cuerpos del ácaro, cubiertos por una capa cerosa. Como resultado de este daño se presentan manchas de color marrón y puntos negros oleosos, y el follaje adquiere una tonalidad anaranjada general. Microfotografía: C. Barrios |

Si las máculas amarillas en el envés de las hojas no son aceitosas y no están cubiertas del polvillo blanco, lo que sucede es una deficiencia de potasio. Aunque la presencia del ácaro está relacionada con el azufre, es posible encontrar de manera simultánea los dos eventos (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

La calificación del daño se hace con base en una escala subjetiva que define los diferentes grados de ataque, entre 0 (sano) y 100 (completamente anaranjado). Para observar y cuantificar el ácaro, es necesario hacerlo en el laboratorio con la ayuda del estereomicroscopio. Es importante tener en cuenta que estos tienen un movimiento excesivamente lento, lo que dificulta aún más su observación. Los folíolos para la evaluación deben transportarse desde el campo al laboratorio, preferiblemente en neveras de icopor (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

## Manejo de sus poblaciones

Las poblaciones de *R. elaeis* se pueden reducir con aplicaciones de formulaciones comerciales de azufre al follaje (Ramos *et al.*, 2019; Torres, 1999; Rondón, 1997). Sin embargo, esto puede afectar la entomofauna benéfica y, en especial, a los hongos entomopatógenos. Por lo tanto, se debe considerar usar el azufre como fertilizante, ya que se ha demostrado que disminuye significativamente las poblaciones del ácaro e incrementa el peso de los racimos (Torres, 1999; Rondón, 1997; Lizarazo, 1996). Cualquier práctica de control debe realizarse al finalizar la temporada de lluvias o al comienzo de la época seca, ya que sus poblaciones se incrementan en esos periodos (Barrios & Bustillo-Pardey, 2019). Por otra parte, se tienen que evitar las aplicaciones de insecticidas, porque pueden eliminar ácaros depredadores de *R. elaeis*.

## Capítulo 45.

### La arañita roja de dos manchas, *Tetranychus mexicanus* (McGregor, 1920)

Carlos Enrique Barrios Trilleras y Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Acarina: Tetranychidae:  
*Tetranychus mexicanus*.

#### Nombre común

Arañita roja, ácaro rojo.

#### Sinónimos

*Septanychus mexicanus* McGregor, 1950  
*Tetranychus mexicanus* Pritchard y Baker, 1955

#### Distribución geográfica

*Tetranychus mexicanus* se ha registrado en Estados Unidos, México, Brasil, Argentina y Paraguay (Urueta, 1975). Este ácaro fue registrado por primera vez en Urabá, Colombia, por Urueta en 1975.

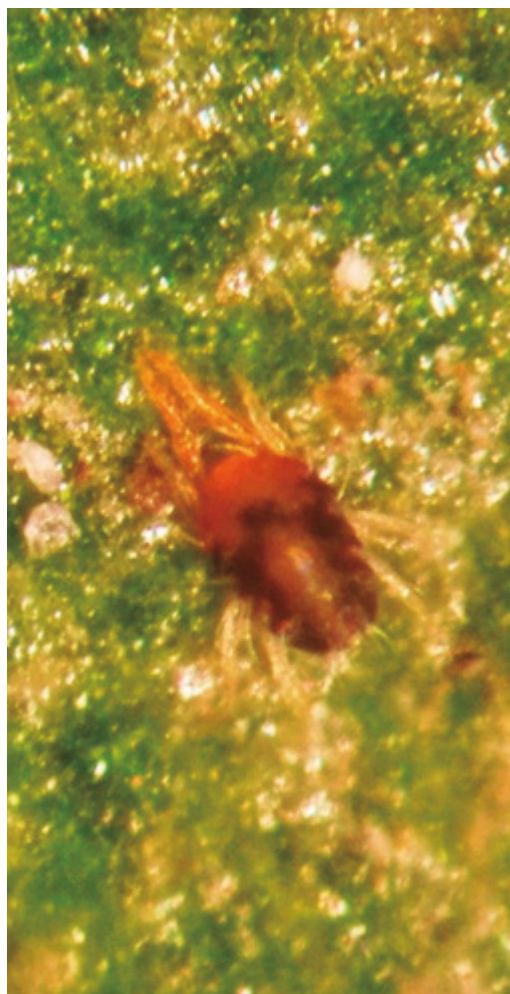
#### Plantas hospederas

*T. mexicanus* infesta un gran número de plantas (Doreste, 1988). El acarólogo, Eduardo Urueta, lo colectó en el departamento de Antioquia sobre cítricos, cocotero, guanábana, maracuyá, noli (*Elaeis melanococca*), palma de aceite (*Elaeis guineensis*) y yuca.

#### Descripción y biología

*Tetranychus mexicanus* presenta una coloración verde amarillenta con dos manchas de color marrón en el dorso. Cuando las colonias son numerosas, pueden formar una seda tan abun-

dante, que llega a cubrir el envés del foliolo. Son ácaros poco esclerotizados, de tamaño pequeño que oscila entre 0,2 y 0,4 mm (Paschoal, 1968) (Figura 1).



**Figura 1.** Adulto de *Tetranychus mexicanus*.  
Microfotografía: C. Barrios |

Debido a los estiletes que tiene como parte del aparato bucal, los ácaros hacen cortes diminutos en las hojas infestadas y se alimentan del contenido de las células vegetales. Tienen una tasa relativamente alta de crecimiento poblacional, lo que les confiere la clasificación de plaga importante sobre diversos cultivos en los que se incluye la palma de aceite. Presentan una típica epimorfosis, que pasa por los estadios de huevo, larva, protoninfa, deutoninfa y adulto. El ciclo de vida lo completa en 14,3 días de esta manera: huevo, 4,2 días; larva, 2,7; protoninfa, 2,4; deutoninfa, 3, y adulto, 2 (Hernández *et al.*, 1989).

*Tetranychus mexicanus*, al igual que otros tetránquidos, tienen reproducción por arrenotoquia; o sea, que las hembras vírgenes producen huevos que dan origen a machos, mientras que los huevos de las que han copulado generan individuos de ambos sexos. Estos ácaros se reproducen muy rápidamente, debido a su condición partenogenética y su ciclo de vida corto. Palmas jóvenes o de vivero, situadas cerca de caminos polvorientos en épocas de verano, están expuestas a mayores poblaciones de estos ácaros, ya que bajo estas condiciones sus controladores biológicos, otros ácaros depredadores, no se pueden movilizar con eficiencia en el follaje de las plantas para atacar a sus presas (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

## Enemigos naturales

*T. mexicanus* tiene muchos enemigos naturales, entre los cuales sobresalen los ácaros depredadores de la familia Phytoseiidae, principalmente los pertenecientes al género *Phytoseiulus* (Scopes, 1985).

## Daño

Cuando se presentan altas poblaciones, los folíolos se tornan de color verde pálido, luego se amarillan y se secan. *Olygonichus bagdasarjani* produce coloraciones bronceadas en el haz de las hojas, mientras que las de *T. mexicanus* son decoloraciones punteadas, que posteriormente se tornan en manchas anaranjadas. Estos ácaros se constituyen en plaga en palmas de vivero y cultivos recién establecidos, donde predomina la vegetación herbácea, especialmente en temporadas secas (Reyes & Cruz, 1986).

## Monitoreo

En viveros es necesario mantener vigilancia permanente para detectar la presencia de *T. mexicanus*, que se da principalmente en el envés de los folíolos, protegidos muchas veces por un manto de seda. También es posible hallarlos por las coloraciones punteadas en el haz de los folíolos (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

## Manejo de sus poblaciones

Las poblaciones de los ácaros se incrementan en verano, debido a que la actividad de sus controladores biológicos, otros ácaros depredadores del género *Phytoseiulus*, se reduce. Además, temperaturas altas aceleran sus ciclos biológicos. El riego por aspersión ayuda a reducirlas y, en pocas ocasiones, requieren de la aplicación de un acaricida para su control. La aplicación de azufre (polvo mojable) es eficaz para disminuir sus poblaciones (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

## Capítulo 46.

### La arañita roja, *Oligonychus yothersi* (McGregor, 1914)

Álex Enrique Bustillo Pardey y Carlos Enrique Barrios Trilleras

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Arachnida: Acari:

Tetranychidae: *Oligonychus yothersi*.

#### Nombre común

Arañita roja

#### Sinónimos

*Tetranychus major*

*Tetranychus yothersi* McGregor, 1914

*Paratetranychus yothersi* Banks, 1975.

*Aligonichus yothersi*

*Oligonychus major*

#### Antecedentes

La arañita roja, *Oligonychus yothersi* (McGregor), es un ácaro de hábito fitófago y polífago. Se presenta en cultivos de palma de aceite, especialmente en viveros y palmas jóvenes. Existen varias especies del género *Oligonychus*, pero *O. yothersi* es la única registrada en Colombia sobre palma de aceite (Benavides, 1972; Cárdenas, 1983; ICA, 1989).

#### Distribución geográfica

Está diseminada en gran parte de las regiones de Colombia. Es de distribución tropical y subtropical. Además de Colombia se presenta en Argentina, Brasil, Chile, Costa Rica, Ecuador, Estados Unidos (California y Florida) y México (Orozco *et al.*, 1990).

#### Plantas hospederas

La arañita roja afecta muchos cultivos de importancia económica. Urueta (1975) la relaciona con las siguientes plantas: azalea (*Rhododendron* sp.), batatilla (*Ipomoea* sp.), cafeto, calliandra (*Calliandra* sp.), eritrina, fucsia, higuera, mango, membrillo (*Cydonia vulgaris*), plátano, sietecuecos (*Tibouchina lepidota* (Bompl.)), sauce y uvito (*Clidemia* sp.). Otros autores la registran en cultivos de aguacate (siendo en Colombia uno de los preferidos), chirimoyo, eucalipto, manzano, palma de aceite, peral y viñedos.

#### Descripción, biología y ecología

Las colonias de arañita roja se localizan y desarrollan en el envés de las hojas de la palma de aceite junto a las nervaduras, especialmente en palmas jóvenes de vivero (Figura 1). Como resultado de su alimentación provocan una decoloración del área foliar afectada, la cual pasa de un color verde a un marrón bronceado (Bustillo-Pardey, 2008).

**Adultos.** Las hembras tienen un cuerpo algo ovalado y globoso, de 0,5 mm de largo, color anaranjado en el tercio anterior y rojo negruzco en el resto del cuerpo. Poseen 12 pares de setas dorsales y un par de setas caudales, todas blancas. Las patas son del mismo color que el del tercio anterior del cuerpo (Figura 2). El macho es más pequeño, delgado y más claro, con patas más largas y con las mismas carac-





**Figura 1.** Colonia de *Oligonychus yothersi* en el envés de una hoja de palma de aceite.  
Microfotografía: C. Barrios |

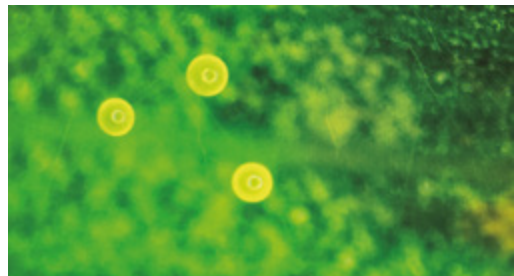


**Figura 2.** Adultos de la arañita roja, *Oligonychus yothersi*, en el envés de una hoja.  
Microfotografía: A. Bustillo |

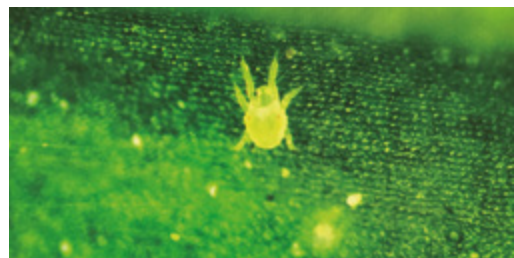
terísticas de las setas. La cópula ocurre tan pronto llegan a su estado adulto. En caso de que esto no suceda, las hembras pueden ovipositar huevos fértiles mediante partenogénesis de tipo arrenotoquia; es decir, que solo se producen machos (Bustillo-Pardey, 2008).

**Huevos.** Son casi esféricos, algo achatados, con una ligera estriación radial, provistos de un pedicelo dorsal largo. Son rojos y se tornan anaranjados hacia el momento de la eclosión. Resulta muy difícil visualizarlos a simple vista (Figura 3). La hembra los deposita individualmente en el envés de las hojas, junto a la nervadura central, y los cubre con una ligera telaraña compuesta por hilos blancos y sedosos entrecruzados.

**Larvas.** Al eclosionar, los huevos dan origen a una fase muy móvil con tres pares de patas, denominada larva (Figura 4).



**Figura 3.** Huevos de *Oligonychus yothersi* depositados por una hembra en el envés de una hoja de palma.  
Microfotografía: C. Barrios |



**Figura 4.** Larva de *Oligonychus yothersi* caracterizada por poseer tres pares de patas en contraposición de los cuatro que tienen las ninfas. Microfotografía: C. Barrios |



**Ninfas.** Posteriormente, el ácaro pasa por dos estadios ninfales de cuatro pares de patas, la protoninfa y la deuteroninfa, hasta llegar a adulto (Hill, 1975). Tienen una forma más oval que las larvas. La parte anterior de su cuerpo es roja y la mitad posterior, pardo rojiza o púrpura (Bustillo-Pardey, 2008). Los estadios ninfales son similares al adulto, pero más pequeños. Debido al tamaño, su dispersión es más frecuente por medio de vientos, que pueden transportarlas a grandes distancias.

## Ciclo de vida

Es muy corto y más rápido en sitios muy calientes. A temperaturas de 20 °C, de huevo a adulto toma 20 días y el adulto puede vivir hasta 30 (Cárdenas, 1983); pero a 25 °C, el ciclo es de 13 días y llega a sobrevivir cerca de 25 días (Orozco *et al.*, 1990). Los adultos depositan entre 40 y 50 huevos/hembra en un lapso de ocho días.

Un estudio detallado de la biología de *Oligonychus yothersi* en aguacate, bajo condiciones controladas ( $26 \pm 3$  °C y  $56 \pm 3$  % HR), realizado por Reyes *et al.* (2011), indica que el huevo

demora cinco días en eclosionar; la larva, 2,25; la protocrisálida, 0,76; la protoninfa, 2,11; la deutocrisálida, 0,90; la deutoninfa, 2,6 y la teliocrisálida, 1,28 días. La duración total de huevo a emergencia de adulto se estimó en 14,9 días. La relación de sexos encontrada fue de 4,8 hembras 1 macho (Reyes *et al.*, 2011). Este ácaro presenta un alto potencial reproductivo y de desarrollo, bajo las condiciones de estudio que son semejantes a las de las zonas palmeras.

## Daño

Las ninfas y adultos de la arañita roja se alimentan al succionar la savia de las hojas de la palma de aceite, especialmente en viveros, y se localizan en el envés, a lo largo de las venas centrales de los folíolos. Cuando las poblaciones son muy altas, se observan telarañas muy finas que recubren la colonia. Estas áreas se tornan de un color pardo bronceado (Figura 5). *O. yothersi* también afecta palmas grandes, a las que les ocasiona amarillamiento al follaje y reducción en la capacidad fotosintética, que puede llegar en algunos casos hasta un 30 %.



**Figura 5.** Aspecto de una hoja de palma infestada con una alta población de la arañita roja, *Oligonychus yothersi*. Foto: C. Barrios |

## Manejo de poblaciones

El clima es un factor muy importante que influye en la abundancia de esta plaga. La temperatura determina la actividad diaria y la velocidad con la que se multiplican. Las poblaciones de *O. yotheri* son especialmente abundantes durante las épocas secas; tan pronto como llegan las lluvias, sus poblaciones se reducen.

Su presencia es común en plantaciones cercanas a carreteras o caminos destapados o polvorosos. En forma natural, el control de estas arañas lo hace un buen número de enemigos que conviven en su ecosistema, como son los Coccinellidae: *Stethorus* sp., *Scymnus* sp. y *Coleomegilla*. También son depredadas por otros ácaros de la familia Phytoseiidae, especialmente especies de los géneros *Amblyseius*, *Phytoseiulus* y *Typhlodromus* (Doreste, 1988) (Figura 6). En Brasil se evalúa el control de *O. yotheri* con el uso de hongos entomopatógenos, como *Beauveria bassiana* (De Oliveira et al., 2002; 2004).



**Figura 6.** *Phytoseiulus* sp., depredador de otros ácaros, como *Oligonychus yotheri*. Microfotografía: C. Barrios |

## Capítulo 47.

### La escama del cocotero, *Aspidiotus destructor* Signoret, 1869

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Hemiptera:  
Diaspididae: *Aspidiotus: destructor*.

#### Nombre común

Escama del cocotero

#### Sinónimos

*Aspidiotus cocotis* Newstead, 1893  
*Aspidiotus lataniae* Green, 1896  
*Aspidiotus simillimus translucens* Fernald, 1903  
*Aspidiotus translucens* Cockerell  
and Robinson, 1915  
*Aspidiotus transparent* Green, 1890  
*Aspidiotus vastatrix* Leroy, 1896  
*Aspidiotus watanabei* Takagi, 1969  
*Temnaspidotus destructor* (Signoret) Borchsenius, 1966

#### Distribución geográfica

A nivel mundial, la escama del cocotero se encuentra en todas las áreas tropicales y subtropicales, incluyendo China, Sudeste Asiático, India, Pakistán, Rusia, Brasil, Colombia, Centroamérica y el Caribe, las islas del Pacífico, África y Norteamérica (Ben-Dov *et al.*, 2014; Bennett & Alam, 1985; Tao, 1999; Claps *et al.*, 2001; Danzig & Pellizzari, 1998; Nakahara, 1982; Kondo, 2001). *Aspidiotus destructor* se presenta en casi todos los sitios donde existen cultivos de palma de coco (Salahuddin *et al.*, 2015).

#### Plantas hospederas

En la literatura se registran cientos de huéspedes en más de 60 familias de plantas ataca-

das por *A. destructor*. Los huéspedes perennes comunes incluyen frutas tropicales y plantas ornamentales, como plátano, coco, camelia, guayaba, mango, palma, papaya, jengibre, ave del paraíso, caña de azúcar, higos, manzana, aguacate, cítricos, uvas y palmeras (Ben-Dov *et al.*, 2014; Kondo, 2001; Tao, 1999; Nakahara, 1982). En Colombia existen registros de su presencia desde 1975 (Mosquera 1976). Recientemente se encontró en palma de aceite *Elaeis guineensis* y también en frutos de híbridos OxG.

#### Antecedentes

*Aspidiotus destructor* fue descrita por Signoret en 1869. Parece ser nativa del sur de Asia, pero se ha extendido por todo el mundo, principalmente en cocotero y plátano. El insecto se alimenta de la savia de las hojas, tallos y frutos, por lo que causa amarillamiento, distorsión de los tejidos y muerte (Salahuddin & Steven, 2015).

Es muy importante en las plantaciones de coco y en otros cultivos perennes, como la palma de aceite, debido a que su ciclo de vida es corto (alrededor de 35 días), lo que indica que puede pasar por varias generaciones en un año e incrementar rápidamente sus poblaciones. Su dispersión puede ser ayudada por pájaros, murciélagos e insectos (Salahuddin & Steven, 2015). En Colombia se encuentra hace tiempo, de acuerdo con Mosquera (1976), quien indica que es una plaga presente en casi todos los departamentos del país, donde afecta muchos cultivos agrícolas, especialmente frutales y también palma de aceite *E. guineensis*, al infes-

tar sus frutos. Recientemente, su presencia es evidente en las zonas Suroccidental y Central, en materiales híbridos OxG.

## Descripción, biología y comportamiento

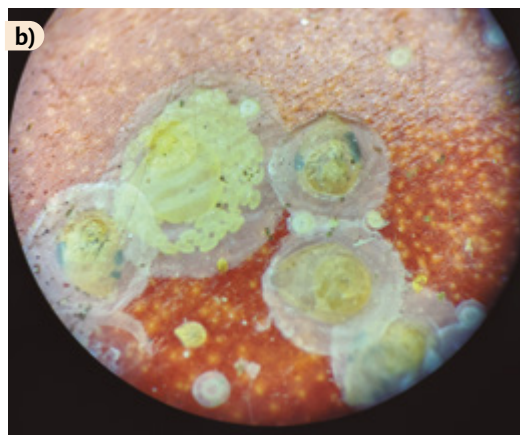
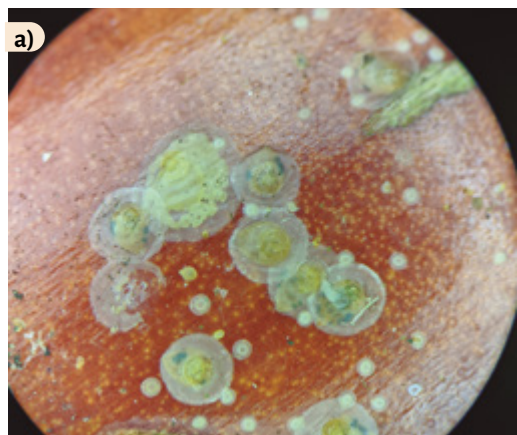
*Aspidiotus destructor* tiene su cuerpo protegido por una cubierta cerosa. A medida que se desarrolla va formando agrupaciones en colonias, cuyas formas se asemejan a huevos diminutos en cacerola (Figura 1). Para su de-

sarrollo al estado adulto, las hembras pasan por dos estadios ninfales, mientras que los machos tienen uno adicional, que es la prepupa, durante el cual no se alimentan (Salahuddin & Steven, 2015).

**Huevos.** Recién puestos son lisos, alargados y blanquecinos, y se tornan a amarillo pálido con el tiempo. La hembra deposita los huevos debajo de su escudo ceroso. Tienen una longitud media de 0,22 mm y 0,09 mm de ancho (Salahuddin *et al.*, 2015) (Figura 2).



**Figura 1.** Hembras de *Aspidiotus destructor* en un fruto de palma de aceite. **a)** Sobre la epidermis del fruto se observan las escamas circulares de color verde amarillento, con ninfas pequeñas fuera del escudo. **b)** Fruto con hembras de *A. destructor* depredadas por una larva blanca de un *Coccinellidae*. Fotos: J. Matabanchoy y A. Bustillo |



**Figura 2.** Detalles de escamas de hembras de *Aspidiotus destructor* sobre un fruto de palma de aceite. **a)** Adultos hembras con su característico escudo transparente que cubre su cuerpo, y a su alrededor están los huevos. **b)** Ninfas diminutas por fuera del escudo de la hembra adulta. Microfotografías: J. Pastrana |



**Ninfas.** Tan pronto nacen se reconocen por la presencia de patas, antenas y un par de cerdas en la punta del abdomen. Tienen habilidad para moverse. Presentan un color verde claro a marrón amarillento (Salahuddin *et al.*, 2015). En el segundo instar cambian a un amarillo pálido, son circulares y algo transparentes; este dura entre 8 y 10 días (Williams & Watson, 1988). El desarrollo de las ninfas de los machos se distingue en el segundo instar, porque las cubiertas se vuelven de color marrón rojizo y adquieren una forma más elíptica. Luego se transforman en las etapas de prepupa, pupa y adulto (Williams & Watson, 1988).

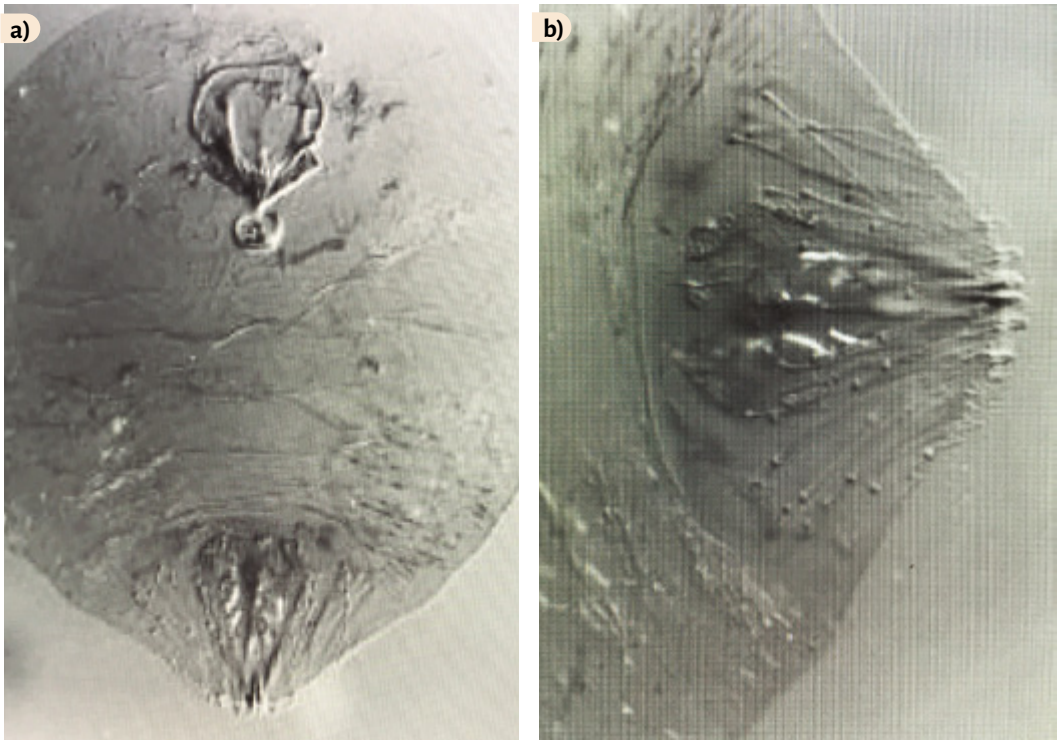
**Adultos.** Las hembras muestran una cubierta circular u ovalada, con un diámetro de 1,5 - 2,0 mm, plana y translúcida, con exuvia pálida subcentral. Los cuerpos de los especímenes montados en portaobjetos tienen una longi-

tud de 0,7 a 1,2 mm, son piriformes y membranosos. Cuentan con tres pares de lóbulos, placas largas, planas y con flecos, y con esclerotización en el dorso del pigidio (Williams & 1988; Howard *et al.*, 2001) (Figura 3).

Los machos son insectos pequeños de color rojizo, con un par de alas. Se parecen a un mosquito, con ojos, antenas, tres pares de patas y apéndices largos. No se alimentan y viven muy poco (Salahuddin & Steven, 2015).

### Ciclo de vida

Las hembras adultas depositan de 28 a 65 huevos en círculos concéntricos, debajo de la cubierta de la escama, durante un periodo de 11 a 13 días. Llegan a producir tres o cuatro posturas consecutivas en su vida (Taylor, 1935). Las ninfas de primer instar, que pueden movilizarse



**Figura 3.** Morfología de una hembra de *Aspidiotus destructor*. a) Cuerpo sin el escudo de una hembra madura. b) Detalles del pigidio. Microfotografía: Howard *et al.*, 2001 |



por dos días, buscan un sitio en la hoja para su alimentación (Taylor, 1935; Waterhouse & Norris, 1987). Después de establecerse, las hembras permanecen sésiles durante todo su desarrollo. Los machos adultos, a través de un receso pupal, desarrollan un par de alas que les permite volar para dispersarse y encontrar hembras para copular (Ghauri, 1962). Estas liberan feromonas a través de su región anal, para atraer a los machos (Moreno, 1972). La reproducción sexual está influenciada por la disponibilidad de alimentos (Salahuddin & Steven, 2015).

## Manejo de sus poblaciones

Teniendo presente los daños que *A. destructor* causa en plantaciones de palma de aceite, es importante monitorear su presencia y realizar prácticas de control, que no causen perjuicio a los enemigos naturales que mantienen bajas sus poblaciones. Se han observado depredadores de la familia Coccinellidae sobre frutos infestados con *A. destructor*. En Colombia, su incidencia en híbridos OxG indica que la investigación debe evaluar el efecto de la escama en el fruto, tratando de determinar sus niveles poblacionales que pueden causar reducciones en la producción de aceite de palma. Hasta el momento no se presenta como una plaga de importancia económica, pero se requiere estar atento a infestaciones en los nuevos materiales de híbridos disponibles en el mercado.

## Capítulo 48.

### El pulgón de la palma, *Cerataphis brasiliensis* (Hempel, 1901)

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Hemiptera: Aphididae:  
Hormaphidinae: Cerataphidini: *Cerataphis*  
*brasiliensis*.

#### Nombre común

El pulgón de la palma

#### Sinónimos

*Ceratovacuna brasiliensis* Hempel (1901)  
*Astegopteryx fransseni* Hille Ris Lambers (1933)  
*Aleurocanthus palmae* Ghesquiere (1934)  
*Cerataphis palmae* Ghesquiere (1947)  
*Cerataphis fransseni* Hille Ris Lambers (1953)  
*Cerataphis variabilis* Hille Ris Lambers (1953)

#### Distribución geográfica

*Cerataphis brasiliensis* es un áfido de la tribu Cerataphidini, plaga que se ha encontrado en muchos sitios de África hasta Fiji, Puerto Rico, Filipinas, Indonesia, Surinam, Islas Salomón, India, Florida y California (Denmark 1965). Es probable que esté presente en muchos países tropicales, como se registra en Colombia, en palmas de aceite en Tumaco, Nariño.

#### Plantas hospederas

*Cerataphis brasiliensis* infesta plantas de la familia Palmaceae: *Styrax benzoin*, *Cocos nucifera*, *Livistona chinensis*, *Phoenix dactylifera*, *Ptychosperma elegans* y *Washingtonia robusta*. El primer registro de *C. brasiliensis* en la Zona Suroccidental

palmera se dio en híbridos de *Elaeis guineensis* x *Elaeis oleifera*; además, en frutales como la guanábana (*Annona muricata*).

#### Antecedentes

El pulgón de la palma es una especie descrita en el pasado como *Ceratovacuna brasiliensis*. Luego se revisó su posición taxonómica y se movió al género *Cerataphis*. Sin embargo, algunos desconocieron esta información e insectos en otros cultivos, como el de la palma de aceite, fueron identificados como *Cerataphis variabilis*, que ahora es considerada sinónimo de *C. brasiliensis* (Russell, 1996). Su presencia en plantaciones de palma de aceite no es nueva, pues existen registros de tiempo atrás (Bustillo-Pardey, 1976). No es una plaga importante, ya que no se han presentado brotes que causen daño económico en este cultivo en Colombia. Esto, probablemente, se debe a la regulación de su población por sus enemigos naturales, que existen en el agroecosistema.

#### Descripción y biología

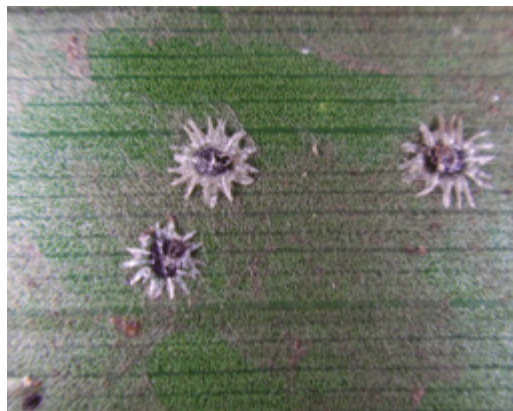
*Cerataphis brasiliensis* tiene cuatro instares ninfales. Su apariencia en el follaje de las plantas hace que se confunda con pupas de moscas blancas de la familia Aleyrodidae (Figura 1). Este áfido es semisedentario. Las ninfas y adultos retienen sus patas y son funcionales. Miden de 0,9 a 2,0 mm de longitud y presentan dos

apéndices corniformes en la frente. Tienen fusionados la cabeza, los segmentos torácicos y los siete primeros segmentos abdominales en una única pieza esclerotizada con un surco entre el metatórax y el primer terguito abdominal; el urito VIII se encuentra separado del resto del abdomen (Pérez *et al.*, 2000).

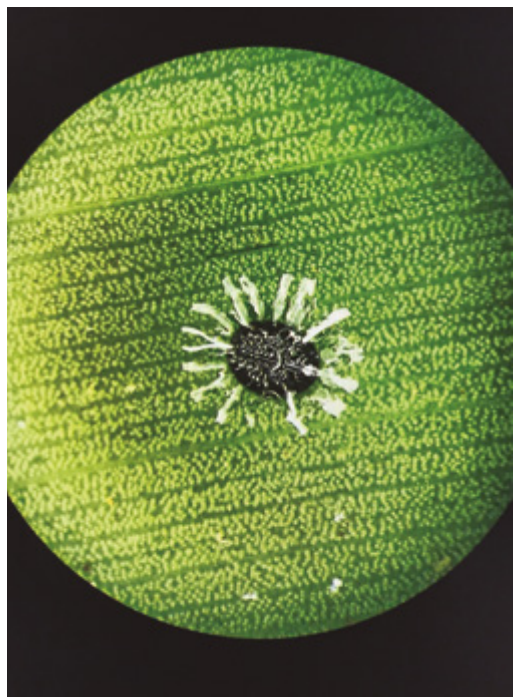


**Figura 1.** Apariencia de ninfas de *Cerataphis brasiliensis* en una hoja de palma de aceite en Tumaco, Colombia. Foto: A. Bustillo |

Las hembras adultas, vivíparas y ápteras son las más frecuentes en el trópico, ya que en estos ecosistemas su reproducción es partenogenética; o sea, que en la población no se generan machos. Su configuración es aplanada y de contorno redondeado. Son de color marrón oscuro y están recubiertas de cera pulverulenta en el dorso, y filamentosa o escamosa en los márgenes del cuerpo (Figura 2). Los segmentos abdominales no son tan evidentes en los adultos, pero presentan una sutura transversal aproximadamente en la mitad del dorso, que divide el cuerpo (Figura 3). La cauda, un segmento corto libre, se presenta al final de la parte anal. En ocasiones el insecto levanta la cauda y evacua unas gotas



**Figura 2.** Adultos de *Cerataphis brasiliensis* en la hoja de una palma de aceite en Tumaco, Colombia. Foto: J. Pastrana |



**Figura 3.** Detalle de *Cerataphis brasiliensis* en el envés de una hoja de palma de aceite en Tumaco, Colombia. Microfotografía: J. Pastrana |

de miel a cortas distancias. Los ojos se asemejan a dos manchas oscuras que sobresalen de la superficie del cuerpo y los cornículos son anillos proyectados ligeramente por encima de este (Denmark, 1965).

Las hembras vivíparas aladas son poco frecuentes. Se diferencian de las ápteras porque son más grandes, miden de 1,3 a 2,0 mm y presentan la apariencia típica de la mayoría de los pulgones alados. El abdomen en vida es de color verde grisáceo y presenta dos escleritos pigmentados en el urito VII y uno en el VIII. Carecen de apéndices corniformes en la frente (Pérez *et al.*, 2000).

## Daño

*Cerataphis brasiliensis* es una plaga de muchas palmas. En el trópico, su ciclo de vida es continuo y pasa por varias generaciones en un año, lo que indica que sus poblaciones pueden crecer muy rápidamente. Prefiere palmas jóvenes en donde se reproduce con mayor facilidad. Su daño consiste en reducir el vigor de la planta, al succionar la savia y causar amarillamiento alrededor de los sitios de alimentación. Esto permite que un hongo del género *Capnodium* sp. aproveche la miel de los estadios de ninfas y adulto del áfido, para desarrollarse en las hojas en forma de un moho negro, conocido como fumagina, que afecta la fotosíntesis en la planta. Aún no se registra este insecto como una plaga limitante en la palma aceitera.

## Manejo de poblaciones

Hasta el momento presenta poblaciones muy bajas, difíciles de detectar en la palma de aceite. Su presencia en la Zona Suroccidental es más común que en otras regiones palmeras de Colombia. Se asume que, si no son perturbadas por un mal manejo de otros insectos, y se mantienen las condiciones bióticas y abióticas que normalmente prevalecen, sus poblaciones no se incrementarán y seguirán siendo un habitante más de la gran fauna biológica de la palma, que no causa daños.

## Capítulo 49.

### *Crypticerya multicatrices* Kondo y Unruh, 2009

Takumasa Kondo y Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Hemiptera: Monophlebidae: Iceryini: *Crypticerya multicatrices*.

#### Nombre común

Cochinilla acanalada de Colombia, Colombian fluted scale (= escama estriada colombiana) y multicatrices fluted Scale (escama estriada multicatrices) (Kondo *et al.*, 2012; Silva *et al.*, 2013).

#### Distribución geográfica

Es una especie nativa de Colombia continental y fue introducida accidentalmente a las islas de San Andrés y Providencia.

#### Plantas hospederas

*Crypticerya multicatrices* es una plaga altamente polífaga nativa de Colombia continental y registrada en unas 150 especies. Es un insecto común sobre palmas, incluyendo *Attalea butyracea* (Mutis ex L. f.) Wess. Boer, *Caryota* sp., *Cocos nucifera* L., *Dypsis lutescens* (H. Wendl.) Beentje & J. Dransf., *Phoenix roebelenii* O'Brien, *Pritchardia pacifica* Seem. & H. Wendl., *Veitchia merrillii* (Becc.) H.E. Moore, *Veitchia* sp., y *Washingtonia* sp. (Kondo *et al.*, 2012; Silva *et al.*, 2013). Además, es plaga en mango *Mangifera indica* L. (Anacardiaceae) y numerosas especies de árboles leguminosos, como chiminango *Pithecellobium dulce* (Roxb.) Benth., samán *Pithecellobium saman* (Jacq.)

Benth. y acacia amarilla *Caesalpinia pluviosa* DC (Fabaceae) (Kondo & Unruh, 2009; Kondo *et al.*, 2014a; Montealegre *et al.*, 2016).

#### Antecedentes

*Crypticerya multicatrices* es una especie que solo se había registrado en Colombia continental y ha sido reportada en los departamentos de Antioquia, Atlántico, Bolívar, Cesar, Córdoba, La Guajira, Magdalena, Sucre, Tolima y Valle del Cauca, frecuentemente asociada a árboles leguminosos y mango en áreas urbanas y periurbanas (Kondo, 2019; León *et al.*, 2018). Es considerada invasora en San Andrés y Providencia, donde causó altas infestaciones al afectar muchas plantas de la isla de 2010 a 2013, hasta que fue controlada por la mariquita *Novius punicus* (Gordon, 1972). Para implementar allí un programa de control de sus poblaciones, se generaron actividades masivas en las que se determinó su distribución y se estimaron los niveles de infestación sobre palmas, frutales, árboles leguminosos y otras especies de plantas. La cochinilla acanalada se encontró en toda la isla, incluyendo Haynes Cay y Johnny Cay. Las plantas más afectadas fueron las palmas, seguidas por frutales y leguminosas (Kondo *et al.*, 2012; 2014a).

Además de *C. multicatrices*, otras especies de la tribu Iceryini conocidas en Colombia son: *Crypticerya abrahami* (Newstead, 1917), *Crypticerya genistae* (Hempel, 1912), *Crypticerya brasiliensis* (Hempel, 1920), *Crypticerya montserratensis* (Riley and Howard, 1890), *Crypticerya*



*zeteki* (Cockerell, 1914) e *Icerya purchasi* Maskell, 1878, todas registradas sobre palmáceas a excepción de *C. abrahami* (Kondo *et al.*, 2016).

Las especies *C. brasiliensis* y *C. zeteki* son superficialmente similares a *C. multicatrices* y la única manera de diferenciarlas es mediante el estudio de caracteres morfológicos de la cutícula, lo que requiere el montaje de los insectos en láminas y el uso de un microscopio.

## Descripción y biología

*Crypticeria multicatrices* afecta las hojas, ramas y frutos, ya que excreta miel de rocío, un líquido azucarado que promueve el desarrollo de hongos que causan fumagina (Kondo *et al.*, 2012; 2014b). Cuando invade partes útiles de la planta, ocurre un daño que reduce la calidad del producto y, si se afectan las hojas, puede disminuir la tasa fotosintética, causar defoliación y la muerte del hospedante (Kondo *et al.*, 2012; 2014b; 2016).

En su desarrollo, *C. multicatrices* pasa por los estados de huevo, tres ninfales y adulto (Sotelo & Kondo, 2017). En una sola población es posible encontrar todos los estados. Los machos son muy raros y la especie es probablemente hermafrodita (Kondo *et al.*, 2012; 2014b; 2016; Sotelo & Kondo, 2017) (Figura 1).

**Huevos.** La hembra adulta produce huevos de forma elíptica, que miden 0,84 mm de largo y 0,39 mm de ancho. Son de color rojo brillante y se desarrollan en el interior del ovisaco, en donde permanecen aproximadamente por 30 días antes de emerger la ninfa (Sotelo & Kondo, 2017).

**Ninfas.** En el primer instar tienen patas funcionales y se pueden desplazar. Su longitud es de 0,84 mm y el ancho, de 0,46 mm. Presenta



**Figura 1.** Huevos, ninfas y adultos de *Crypticeria multicatrices* en el envés de un foliolo de una palma.

Fotos: T. Kondo |

cuatro áreas cerosas localizadas en el dorso, con setas muy delgadas y largas alrededor del cuerpo, en las antenas y la cauda. Al cabo de dos a tres días después de su emergencia, se establece en las hojas y permanece sedentaria. En el segundo instar ninfal mide 2,62 mm de largo y 1,21 mm de ancho, e inicia la formación de un filamento ceroso anal. En el tercer instar el cuerpo es elíptico, con 3,34 mm de largo y 1,44 mm de ancho, con una prolongación

cerosa cefálica (mechón), una banda media cerosa, bandas subcentrales y bandas marginales sin el mechón ceroso (Sotelo & Kondo, 2017). Durante el estado ninfal es común encontrar hormigas que cuidan y protegen las larvas, aparentemente aprovechando sus secreciones para alimentarse (Figura 2).



**Figura 2.** Ninfas de *Crypticerya multicatrices* en el envés de una hoja, atendidas por hormigas que las protegen y viven de sus exudados azucarados. Foto: A. Bustillo |

**Adultos.** Recién formados no tienen los adornos de cera, ni los mechones cerosos. Un poco después produce cera, los adornos cerosos comienzan a cubrir todo el cuerpo, y surgen los mechones en el área anterior y posterior que

crecen en longitud. Luego de 15 días se inicia la formación del ovisaco que crece durante aproximadamente un mes. En la parte superior de este aparece una abertura longitudinal, desde donde las ninfas pueden emerger (Sotelo & Kondo, 2017) (Figura 3). El ovisaco es alargado, blanco, con el extremo distal estrecho, a menudo curvado hacia arriba, de apariencia estriada, con 14 o 15 surcos longitudinales. Suele contener unos 120 huevos, cada uno con 0,8 mm de largo (Kondo & González, 2009).

La hembra adulta es de forma elíptica. Las antenas, patas y ojos son de color negro pardusco. El cuerpo es rojo anaranjado, cubierto dorsalmente por cera blanca, con un mechón caudal (siempre más largo que el mechón cefálico), otro cefálico que sobresale anteriormente y una fila marginal de nueve mechones cerosos a cada lado. Presenta cera harinosa abundante alrededor del área submarginal dorsal, justo encima de la hilera de procesos cerosos laterales, de manera que forma una cresta elevada y gruesa, con una cresta cerosa longitudinal mediana, compuesta de unos cinco mechones cortos. Los procesos cerosos a cada lado de los mechones caudal y cefálico son más largos que los marginales.



**Figura 3.** *Crypticerya multicatrices*. a) Ninfas y un adulto en el envés de una hoja, con hormigas en una unión mutualista (municipio de Palmira). b) Detalles de la morfología de un adulto posado sobre un foliolo de palma de aceite (Zona Suroccidental). Fotos: A. Bustillo y J. Matabanchoy |

## Ciclo de vida

En un estudio de su biología realizado sobre su hospedero acacia amarilla *Caesalpinia pluviosa* var. *peltophoroides* (Fabaceae) bajo dos condiciones ambientales de semicampo y en un invernadero de vidrio, se logró establecer la duración de los diferentes estados de *C. multicatrices*. Para este análisis se consideró solo la información obtenida en semicampo (temperatura máx.,  $31,5 \pm 3,0$  °C; RH máx.,  $78,9 \pm 6,0$  %), por acercarse a las condiciones en una plantación de palma de aceite. El primer instar larval duró 25 días; el segundo, 15 y el tercero, 21. El adulto vivió 95 días y el ciclo total, desde el primer instar hasta la muerte del adulto, fue de 156 días (Sotelo & Kondo, 2017).

## Enemigos naturales

Bajo condiciones naturales, *C. multicatrices* es controlado por una gran variedad de enemigos, incluyendo el hongo entomopatógeno *Isaria* sp. (Hongo: Eurotiales: Trichocomaceae) (Kondo et al.; 2012, Silva et al., 2013); la mariquita *Novius punicus* (Gordon, 1972) (= *Anovia punica*) (Coleoptera: Coccinellidae) (González & Kondo, 2014), *Delphastus quinculus* Gordon, 1994, *Diomus seminulus* (Mulsant, 1850) (González et al., 2012), *Novius cardinalis* (Mulsant, 1850) (= *Rodolia cardinalis*) (Pinchao et al., 2015); el mosco depredador *Syneura cocciphila* (Coquillett, 1895) (Diptera: Phoridae) (Gaimari et al., 2012); las avispas parasitoides *Brethesiella* cf. *abnormicornis* (Girault, 1917) (Hymenoptera: Encyrtidae) (Montealegre et al., 2016) y *Cheiloneurus* sp. (un hiperparasitoide de la familia Encyrtidae), y las crisopas verdes *Chrysoperla* sp., y *Ceraeochrysa* sp. (Neuroptera: Chrysopidae) (Kondo et al., 2014b). *Novius punicus* se alimenta exclusivamente de escamas acanaladas de los géneros *Crypticerya* Cockerell e *Icerya* Maskell, pertenecientes a la tribu Iceryjini (Hemiptera: Coccoidea: Mono-

phlebidae) (González & Kondo, 2014). Kondo et al. (2018) informaron que *N. punicus* es un depredador especialista de cochinillas acanaladas, por lo que se considera un enemigo natural ideal de *C. multicatrices*, como también lo es el coccinélido exótico, *N. cardinalis* (Pinchao et al., 2015).

Silva et al. (2013) reportaron las mariquitas *Cryptognatha auriculata* Mulsant, 1850 y *Zagloba beaumonti* Casey, 1899, como depredadores de *C. multicatrices*. Sin embargo, Kondo et al. (2018) consideraron este reporte como dudoso y con necesidad de ser confirmado, debido a que estas especies de coccinélidos se alimentan de otras familias de escamas.

**Nota.** Según Kondo y González (2020), hasta hace poco, la mariquita *Vedalia* se conocía por el nombre *Rodolia cardinalis*, pero recientemente fue transferida al género *Novius* Mulsant, 1846, como *Novius cardinalis* (Mulsant) por Pang et al. (2020); en este mismo trabajo, *Anovia punica* fue transferida al género *Novius* como *Novius punicus* (Gordon).

## Monitoreo

El insecto se encuentra en las hojas de los hospederos, frecuentemente en el haz, aunque también en el envés, en las ramas y ramillas. Cuando hay poblaciones altas pueden atacar los frutos y se asocian con síntomas de fumagina.

## Manejo de sus poblaciones

*Crypticerya multicatrices* se ha observado en la Zona Suroccidental palmera, pero no se han presentado infestaciones que causen algún daño. La especie normalmente se mantiene bajo control por los numerosos enemigos naturales que la atacan. Sin embargo, el uso indiscriminado de plaguicidas puede ocasionar desbalances en el ecosistema y generar brotes poblacionales de este insecto.

## Capítulo 50.

### La escama de raíces, *Cryptostigma rhizophilum* Kondo, 2010

Takumasa Kondo y Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Hemiptera:  
Coccoidea: Coccidae: *Cryptostigma rhizophilum*.

#### Nombre común

Escama blanda de las raíces

#### Distribución geográfica

Colombia, Costa Rica, Ecuador y Panamá (Kondo, 2010).

#### Plantas hospederas

*Anthurium* sp. (Araceae), *Elaeis guineensis* L. (Arecaceae), piña, *Ananas* sp. (Bromeliaceae), *Musa sapientum* L., *Musa textilis* Née (Musaceae), *Peristeria elata* Hook. (Orchidaceae), *Theobroma* sp. (Malvaceae) y *Zingiber officinale* Roscoe (Zingiberaceae) (Kondo, 2010). Se registró en las raíces del híbrido de la palma de aceite OxG, en Tumaco, Nariño (Kondo et al., 2013).

#### Antecedentes

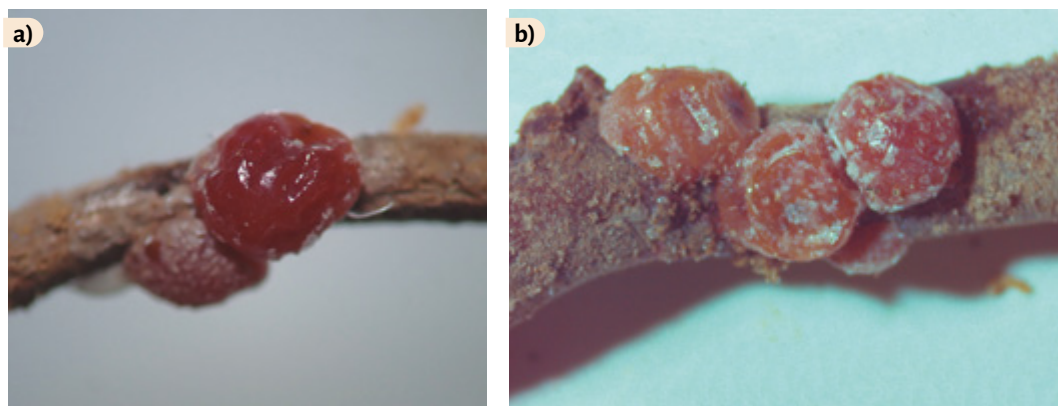
El género *Cryptostigma* Ferris (Hemiptera: Coccoidea: Coccidae) comprende un grupo de 17 especies del Nuevo Mundo, asociadas con hormigas o abejas, o de hábitos hipogeos (Kondo, 2010). Se caracterizan por la morfología cuticular externa, especialmente de las hembras adultas y las ninfas de primer instar. Dentro del género *Cryptostigma*,

*C. rhizophilum* es una especie peculiar por su preferencia por las raíces de sus plantas hospederas. Fue colectada en 2013, en raíces de palma de aceite OxG (*Elaeis oleifera* (Kunth) Cortés x *E. guineensis* Jacq. (Arecaceae)) de dos años de edad, en el municipio de Tumaco (Nariño, Colombia). Se cree que también es plaga en *E. guineensis*, ya que es un insecto polífago y, en el sitio encontrado, estas palmas fueron reemplazadas por el híbrido OxG (Kondo, 2013).

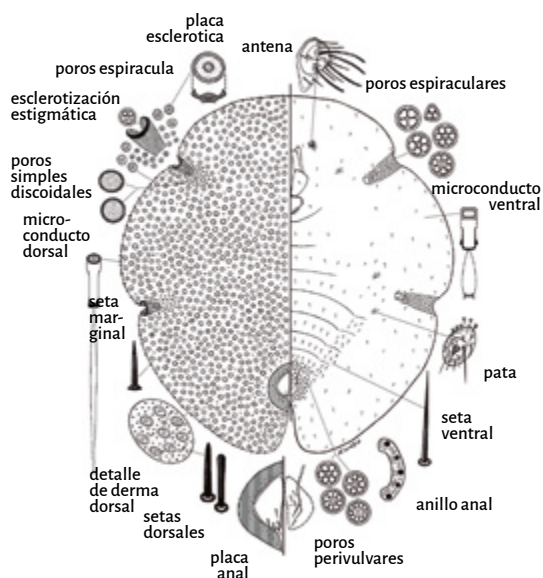
#### Descripción y biología

*Cryptostigma rhizophilum* se caracteriza por su color anaranjado a rojizo, tornándose marrón en especímenes viejos (Kondo, 2010). El cuerpo es convexo, con forma semicircular (Figura 1). La hembra adulta montada en lámina se distingue por: tener poros escleróticos, setas dorsales espinosas, puntiagudas, ocasionalmente con el ápice agrandado; poros preoperculares ausentes; cada placa anal con aproximadamente cinco setas en superficie dorsal; con 14 a 29 setas marginales, entre las áreas estigmáticas anteriores y posteriores en cada lado del cuerpo; antenas con un solo segmento, reducidas a una diminuta placa redonda con numerosas setas; poros perivulvares restringidos a esta región; patas muy pequeñas, con los segmentos fusionados, en forma de un disco esclerotizado con una uña desarrollada y numerosas setas, y conductos tubulares ventrales ausentes (Figura 2) (Kondo, 2010).





**Figura 1.** *Cryptostigma rhizophilum*. **a)** Hembra adulta joven. **b)** Adulto más maduro en raíz del híbrido de palma de aceite OxG (*E. oleífera* x *E. guineensis*) en Tumaco. Fotos: T. Kondo |



**Figura 2.** Morfología cuticular de *Cryptostigma rhizophilum* Kondo, con detalles de características importantes alrededor del dibujo principal. Medio cuerpo dorsal al lado izquierdo; medio cuerpo ventral al lado derecho. Adaptado de Kondo, 2010 |

*Cryptostigma rhizophilum* es la única especie del género con grupos de poros simples discoidales presentes en la zona lateral de cada hendidura estigmática (Kondo *et al.*, 2010).

## Monitoreo

Se recomienda revisar las plantas con síntomas de amarillamiento en las hojas o que presenten un crecimiento inferior al de las palmas vecinas. Para ello se debe remover cuidadosamente el suelo con una pala hasta llegar al sistema radicular, donde podrían encontrarse las escamas que tienen un color anaranjado, rojizo o marrón.

## Manejo de sus poblaciones

No hay estudios sobre su control; sin embargo, para la especie congénérica *Cryptostigma silveirai* Hempel, 1900, insecto plaga importante que ataca las raíces de la vid en Brasil, se han recomendado las aplicaciones de insecticidas bajo la técnica drench (Lepage & Piza, 1941).



## Capítulo 51.

### El saltahoja de la palma, *Haplaxius crudus* (van Duzee, 1907)

Ivette Johana Beltrán Aldana, Natalia Julieth Castillo Villarraga, Miriam

Rosero Guerrero, Álex Enrique Bustillo Pardey y Anuar Morales Rodríguez

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Hemiptera:  
Cixiidae: *Haplaxius crudus*.

#### Nombre común

Saltahoja de la palma

American palm cixiid

Cixíido americano de la palma

#### Sinónimos

*Myndus crudus* van Duzee, 1907

*Paramyndus crudus* (Van Duzee, 1907)

*Paramyndus cocois* Fennah, 1945

*Haplaxius cocois* (Fennah, 1945)

*Myndus cocois* (Fennah, 1945)

*Haplaxius pallidus* Caldwell, 1946

#### Distribución geográfica

*Haplaxius crudus* está presente desde el sur de los Estados Unidos hasta el norte de Brasil en América del Sur (Meyerdik & Hart, 1982; Howard & Gallo, 2006; Hill *et al.*, 2018; Silva *et al.*, 2019). En la base de datos de EPPO (EPPO Global Database, 2022), *H. crudus* se ha registrado en Bahamas, Belice, Brasil, Islas Caimán, Colombia, Costa Rica, Cuba, Estados Unidos (Florida, Misisipi y Texas), Guadalupe, Haití, Honduras, Jamaica, México, Panamá, República Dominicana, Trinidad y Tobago y Venezuela.

En Colombia, Castillo *et al.* (2022) reportan una amplia distribución de *H. crudus* en las diferen-

tes zonas palmeras a excepción de la Suroccidental. En la Zona Norte, se encontró en los municipios de Zona Bananera, Aracataca, El Copey, Agustín Codazzi, Chigorodó, Chiriguana, Tamalameque, Cereté, San Carlos, Algarrobo y Montería. En la Zona Central está presente en Puerto Wilches, San Pablo, San Martín, San Alberto, Barrancabermeja, Tibú, Sabana de Torres y Rionegro. En la Zona Oriental se encontró en Acacías, Aguazul, Barranca de Upía, Cabuyaro, Castilla La Nueva, Cumaral, Granada, Maní, Monterrey, Nunchía, Orocué, Paratebuena, Puerto Gaitán, Puerto López, Puerto Lleras, Puerto Rico, San Carlos de Guaroa, San Martín, San Juan de Arama, Tauramena, Villavicencio, Villanueva y Vista Hermosa.

#### Plantas hospederas

*Haplaxius crudus* ha sido reportado en más de 70 plantas hospederas, incluidas más de 30 especies de palmas en las cuales es vector de diferentes enfermedades altamente letales. Las especies de las dos familias de plantas hospederas son de la familia Arecaceae: *Acoelorrhapha wrightii* (palma Tasiste), *Adonidia merillii* (palma de Manila o palma de Navidad), *Arenga engleri* (Arenga o palma de Formosa), *Borassus flabellifer* (Boraso o palma Palmira), *Caryota mitis* (palma cola de pescado), *Coccothrinax miraguama* (Miraguano o yuraguana), *Cocos nucifera* (coconut o coco), *Corypha utan* (the cabbage palm, buri palm o gebang palm), *Dicthyosperma album* (palmera princesa o palmera huracán), *Dypsis lutescens* (yellow butterfly palm),

*Elaeis guineensis* (palma africana o palma de aceite), *Hyophorbe verschaffeltii* (Spindle palm), *Livistona chinensis* (palmera de abanico china), *Phoenix canariensis* (Canary Island date palm), *Phoenix dactylifera* (date-palm o palmera datilera), *Phoenix reclinata* (wild date palm o Senegal date palm), *Phoenix roebelenii* (palma datilera), *Phoenix sylvestris* (East Indian wine palm o silver date palm), *Pritchardia* spp., *Pritchardia pacifica* (Fiji fan palm o pritchardia palm), *Pritchardia thurstonii* (palmera o palma de Fiji), *Pritchardia thurstonii* (Thurston palm), *Ptychosperma elegans* (Alexander palm o solitaire palm), *Roystonea regia* (cuban royal palm), *Sabal palmetto* (Cabbage palmetto), *Satakenia liukiuensis* (Satake palm), *Serenoa repens* (saw palmetto), *Syagrus roman-zoffiana* (palmera pindo o ybá pitá), *Syagrus schizophylla* (arikury palm), *Trachycarpus fortunei* (chinese windmill palm), *Veitchia merrillii* (Christmas palm), *Washingtonia* spp. (washington-palm), *Washingtonia filifera* (washintonia, palmera de abanico, palmera de California), *Washingtonia robusta* (mexican washington-palm).

De la familia Poaceae, por su parte, son: *Andropogon bicornis* (El sapé del Brasil), *Andropogon virginicus* (Broomsedge), *Axonopus compressus* (Gramma brasileña o grama bahiana), *Brachiaria humidicola* (Braquiaria o pasto dulce), *Cenchrus ciliaris* (Buffel grass o pasto salina), *Cenchrus echinatus* (cadillo, cadillo de perro o zacate), *Cenchrus purpureus* (hierba de elefante, pasto de Napier o pasto de Uganda), *Chloris barbata* (purpletop chloris o paragueta morada), *Chloris gayana* (Zacate Rhodes o pasto rodesio), *Cynodon dactylon* (Bermuda grass), *Cynodon nlemfuensis* (pasto estrella), *Cynodon plectostachyus* (pasto estrella gigante), *Digitaria abyssinica* (blue couchgrass), *Digitaria eriantha* (pangola grass), *Digitaria eriantha* subsp. *Pentzii* (Pangola), *Distichlis spicata* (pelo de chancho), *Echinochloa colonum* (liendre de puerco), *Eragrostis curvula* (pasto llorón, weeping lovegrass),

*Eremochloa ophiuroides* (centipede grass), *Eustachys petraea* (roch fingergrass o barba de indio), *Hemarthria altissima* (caminadora), *Hyparrhenia rufa* (puntero), *Leptochloa mucronata* (paja de loma o paja mona), *Megathyrsus maximus* (Guinea grass), *Panicum bartowense* (Fall panic grass), *Panicum laxum* (pasto guineo, pasto Tanzania o rabo de mula), *Paspalum conjugatum* (pasto horquilla o hierba agria), *Paspalum notatum* (Bahia grass), *Paspalum paniculatum* (Paja brava o paja del camino), *Paspalum virgatum* (Maciega), *Saccharum officinarum* (caña de azúcar o sugarcane), *Setaria* spp. (Foxtail millet), *Setaria parviflora* (limpia botella o pasto gusanillo), *Setaria viridis* (almorejo o green foxtail), *Stenotaphrum secundatum* (buffalo grass), *Urochloa brizantha* (estrella de África o pasto alambre), *Urochloa eminii* (Congo signal grass o Surinam grass), *Urochloa fusca* (cabeza de indio o surbana), *Urochloa mutica* (para grass), *Zea mays* (maíz), y *Zoysia* spp. (*Zoysia césped*).

Otras familias de especies hospederas de menor frecuencia son la Cyperaceae: *Cyperus eragrostis* (cortadera o flatsedge), *Cyperus esculentus* (chufa amarilla o yellow nutsedge), *Cyperus rotundus* (chufa purpúrea), *Fimbristylis cymosa* (tropical fimbry); la familia Heliconiaceae: *Heliconia bihai* (macaw flower o platanillo); la familia Pandanaceae: *Pandanus utilis* (common screw pine); y la familia Verbenaceae: *Verbena scabra* (Verbena o Sandpaper Vervain) (EPPO, 2022; CABI, 2022). En Colombia Castillo *et al.* (2022) reportan las siguientes especies gramineas hospederas de ninfas: *A. bicornis*, *Axonopus compressus*, *E. indica*, *Megathyrsus maximus*, *Paspalum arundinaceum*, *Paspalum conjugatum*, *Stenochisma laxa*, *Urochloa* cf. *brizantha* y *Urochloa* sp. Las especies de ciperáceas fueron: *Cyperus odoratus*, *Cyperus luzulae*, *Kyllinga pumila* y *Rhynchospora nervosa*, esta última es un nuevo registro de hospedero de la familia Cyperaceae albergando ninfas de *H. crudus*.

## Antecedentes

El adulto de *H. crudus* es el único insecto considerado como vector del amarillamiento letal del cocotero, enfermedad muy importante de palmas de coco y ornamentales en la Florida y varios países de la región de la cuenca del Caribe (Howard & Gallo, 2006). En Colombia, la importancia de *Haplaxius crudus* radica en que es el probable vector del agente causal de la marchitez letal (ML) (Arango *et al.*, 2011a). Esta enfermedad está dispersa en plantaciones de los departamentos del Meta y Casanare, representando el mayor problema fitosanitario para la Zona Oriental. Los primeros casos de ML se registraron en el Bajo Upía (Casanare) en 1994 (Torres & Tovar, 2004), y entre 2010 y 2022 en plantaciones con trazabilidad de datos de 24 núcleos palmeros vinculados al Convenio Empresarial de Manejo Fitosanitario de la Zona Oriental, con una cobertura de 192.600 ha en seguimiento; se eliminaron 1.244.116 palmas con ML.

## Descripción y biología

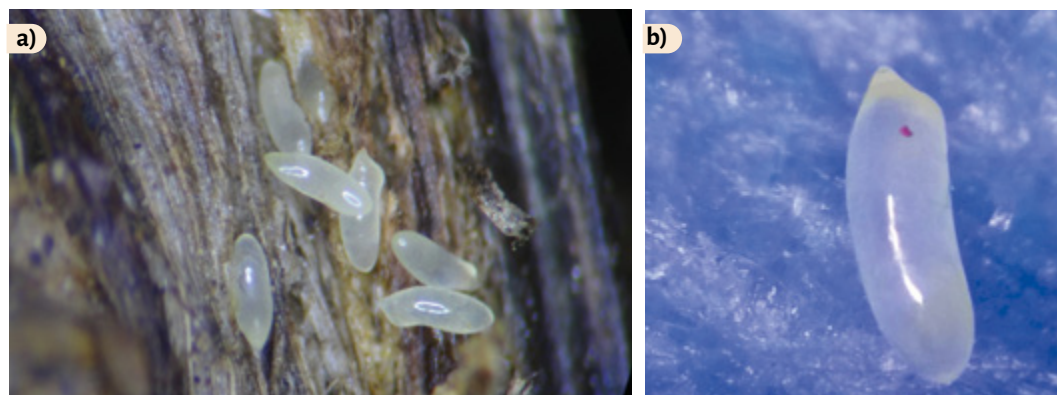
El adulto de *H. crudus* se alimenta del follaje de varias especies de palmas, al insertar su estilete en el tejido de la hoja y succionar el floema, mientras que las ninfas se alimentan

de las raíces de gramíneas y ciperáceas (Sierra *et al.*, 2014a; Howard, 2015; Bustillo-Pardey & Arango, 2016).

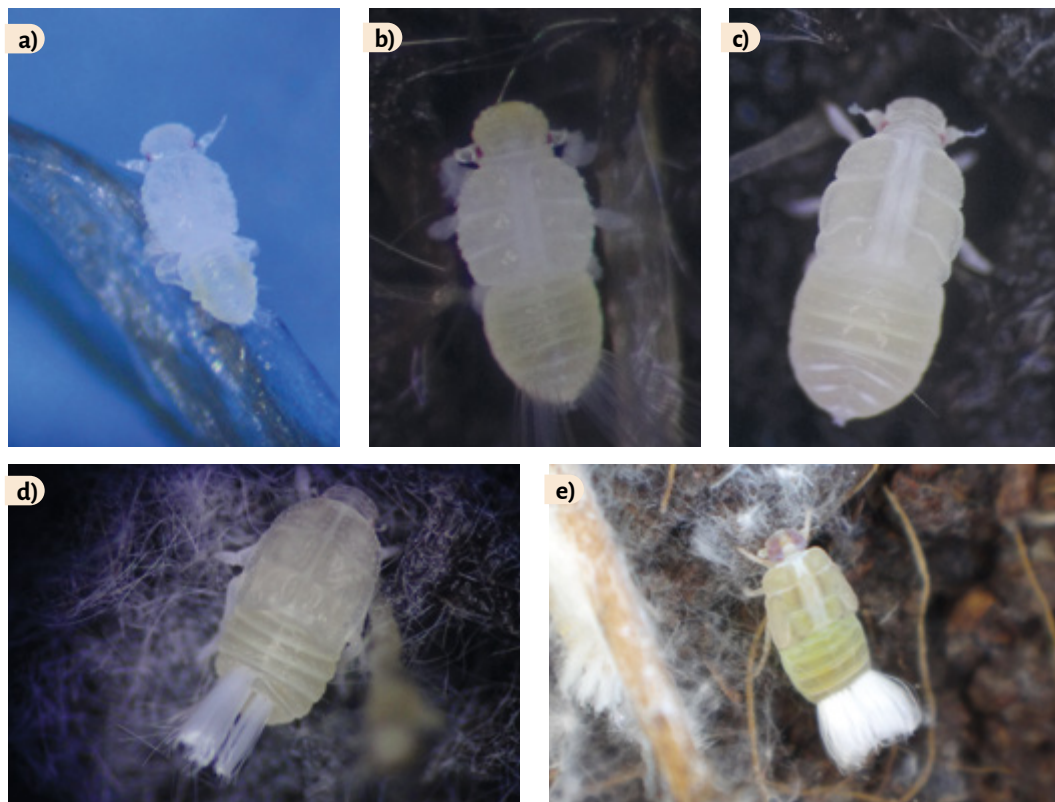
**Huevos.** Las hembras los ovipositan cerca de la base del tallo de las gramíneas y por debajo de las vainas foliares que comienzan a desecarse o en el suelo (Howard *et al.*, 2001). Son fusiformes con una punta en forma cónica y la otra redondeada con una longitud de 0,6 mm. Inicialmente son translúcidos con los extremos de color blanco. Cuando están próximos a eclosionar, adquieren una coloración blanca lechosa y una apariencia curvada. Entre el sexto y noveno día se distinguen los ojos, presentes a cada lado como dos puntos de color rojo (Figura 1).

**Ninfas.** Al emerger, se desplazan hacia las raíces de las gramíneas para alimentarse. Permanecen en nidos que ellas mismas elaboran con una especie de seda que secretan de sus glándulas abdominales (Howard *et al.*, 2001; Zenner de Polanía & López, 1977) (Figura 2).

*Instar I:* presentan una coloración blanca con ojos de color vinotinto. No se diferencia fácilmente el tórax de los segmentos abdominales. El carácter más distintivo es el abdomen, que es más angosto y corto que el tórax. En este



**Figura 1.** Huevos de *Haplaxius crudus*. a) Recién ovipositados. b) Próximos a emerger |



**Figura 2.** Ninfas de *Haplaxius crudus*. **a)** Primer instar, **b)** Segundo instar, **c)** Tercer instar, **d)** Cuarto instar, **e)** Quinto instar |

instar son muy móviles e inician su alimentación inmediatamente (Figura 2a).

*Instar II:* tienen una coloración crema y ojos marrón oscuro, con un caparazón en el tórax. Se nota claramente la separación del protórax, mesotórax y metatórax. Cuando están próximas a cambiar de instar, el abdomen adquiere una coloración anaranjada (Figura 2b).

*Instar III:* se diferencian siete segmentos abdominales, la coloración inicial es anaranjada y después amarilla pálida; patas blancas, vértex y tórax de tonalidad gris y ojos vino-tinto (Figura 2b).

*Instar IV:* presentan un tono beige en el tórax y amarillo verdoso en el abdomen; ligera co-

loración oscura en los bordes del occipucio, y se evidencia formación intermedia de los primordios alares (Figura 2b).

*Instar V:* coloración similar al instar anterior, los primordios alares se hacen más notorios y alcanzan el borde posterior del tórax. Finalizando este instar los ojos aumentan significativamente su tamaño y presentan coloración roja (Figura 2e).

**Adultos.** Una vez alcanzan este estado, vuelan al follaje de la palma, donde se localizan en el envés de las hojas; allí se aparean y se alimentan succionando la savia. Las hembras grávidas regresan a las gramíneas a ovipositar y continuar su ciclo reproductivo (Bustillo-Pardey & Arango, 2016; Howard & Gallo, 2006).

El cuerpo de los adultos es de color amarillo claro, con el abdomen verde pálido. Recién emergidos presentan los ojos de color rojo y posteriormente amarillo, los cuales reaccionan a los cambios de luz (Figura 3).



Figura 3. Adulto de *Haplaxius crudus*. Fotos: D. Gómez

### Ciclo de vida

*Haplaxius crudus* según Beltrán-Aldana *et al.* (2020a) completa su ciclo de vida de huevo a adulto en  $48,1 \pm 2,8$  días, alimentado en *Panicum maximum* (Jacq.) (Tabla 1). Sin embargo, según las condiciones ambientales y el tipo de sustrato en el cual se estén alimentando las ninfas este puede variar, por ejemplo, Tsai y Kirsch (1978), encontraron una duración del huevo de  $11 \pm 0,0$  días y del estado ninfal de  $41,6 \pm 12,0$  días alimentados en pasto San Agustín (*S. secundatum*), a una temperatura de 30°C. La longevidad del adulto es de  $18,2 \pm 8,7$  días para la hembra y de  $11,2 \pm 9,3$  para los machos en palma de aceite (T:  $26,1^{\circ}\text{C} \pm 2,91^{\circ}\text{C}$ ; HR:  $89,8\% \pm 14\%$ ).

Tabla 1. Ciclo de vida de *Haplaxius crudus*

| Estado                    | N.o de replicas | Duración (días) |
|---------------------------|-----------------|-----------------|
| Huevo                     | 100             | $14,6 \pm 0,6$  |
| Instar I                  | 86              | $9,2 \pm 2,3$   |
| Instar II                 | 82              | $7,5 \pm 3,0$   |
| Instar III                | 78              | $7,0 \pm 1,5$   |
| Instar IV                 | 76              | $9,9 \pm 2,1$   |
| Instar V                  | 73              | $14,2 \pm 3,2$  |
| Huevo a emergencia adulto |                 | $48,1 \pm 2,8$  |
| Adulto                    | 68              | $14,8 \pm 8,4$  |
| Hembra                    | 33              | $18,2 \pm 8,7$  |
| Macho                     | 35              | $11,2 \pm 9,3$  |
| Total ciclo de vida       |                 | $62,9 \pm 11,2$ |

En investigaciones realizadas por Cenipalma en el Campo Experimental Palmar de las Corocoras (CEPC), se logró estandarizar una metodología de cría masiva de *H. crudus*. (Beltrán-Aldana *et al.*, 2020b). Con las ninfas y adultos obtenidos de la cría se realizan trabajos de investigación en biología, ciclo de vida, control biológico y químico, pruebas de adquisición y transmisión del agente causal de la ML, al igual que pruebas de resistencia varietal.

### Daño

El principal daño es ocasionado de manera indirecta, al considerarse el posible vector del agente causal de la ML (Arango *et al.*, 2011a). La marchitez letal es una enfermedad sistémica y letal. Una vez el patógeno ingresa a la palma durante la alimentación de *H. crudus*, se inician una serie de cambios fisiológicos que induce la muerte de la palma (Figura 4). Los síntomas iniciales que se observan son: pudrición de inflorescencias jóvenes, que empieza con el secamiento de las brácteas que las



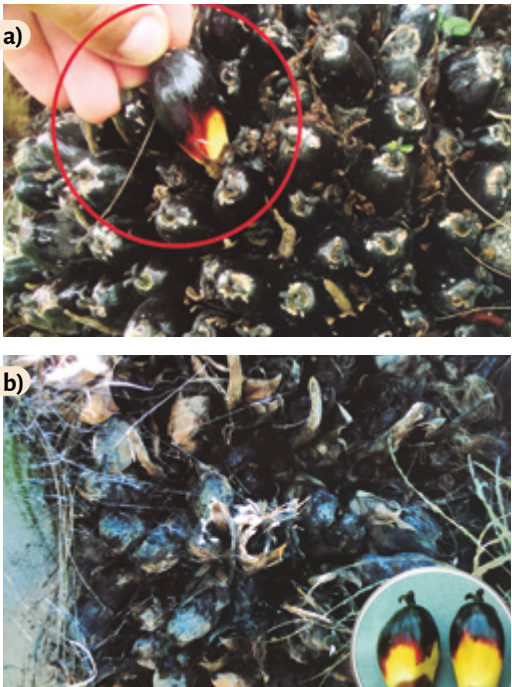
cubren y de las raquillas (estructuras que sostienen las flores) (Figuras 5 y 6); pérdida de brillo en los frutos de los racimos verdes y, en la mayoría de los casos, se sueltan con facilidad. Síntomas más avanzados muestran pudriciones en los ápices de las inflorescencias, un desprendimiento del tejido y de los frutos de los racimos (Figura 7) y los foliolos de las hojas presentan un avance en el secamiento, especialmente en las ubicadas en los niveles superiores (Arango, 2016) (Figura 8).



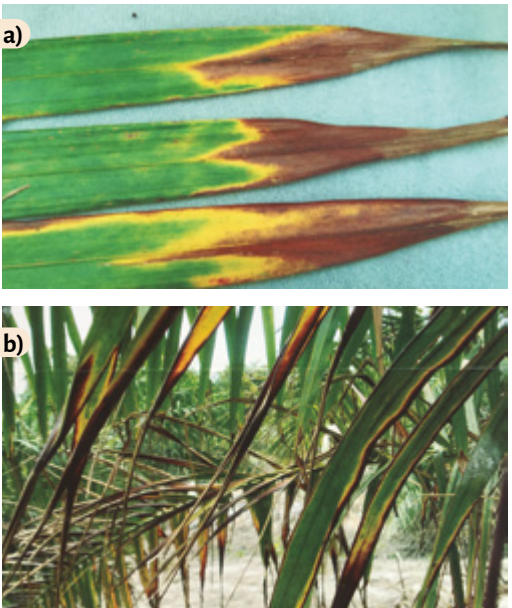
**Figura 4.** Palma de aceite con los signos de la marchitez letal. Foto: C. M. Arango |



**Figura 5.** Necrosis en las puntas de las brácteas de las inflorescencias, causada por la ML. Foto: C. M. Arango |



**Figura 6.** Efecto de la marchitez letal en los frutos de la palma. **a)** Desprendimiento de frutos en racimos inmaduros. **b)** Corona de los racimos con necrosis en la base de los frutos. Foto: C. M. Arango |

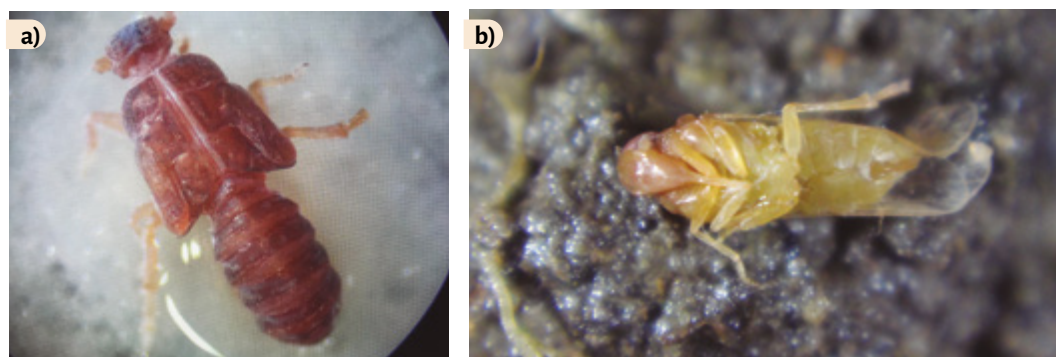


**Figura 7.** Infección de hojas de la palma de aceite por la ML. **a)** Foliolos con signos de necrosamiento que se inicia en su extremo apical. **b)** Hojas con necrosamiento avanzado. Fotos: C. M. Arango |

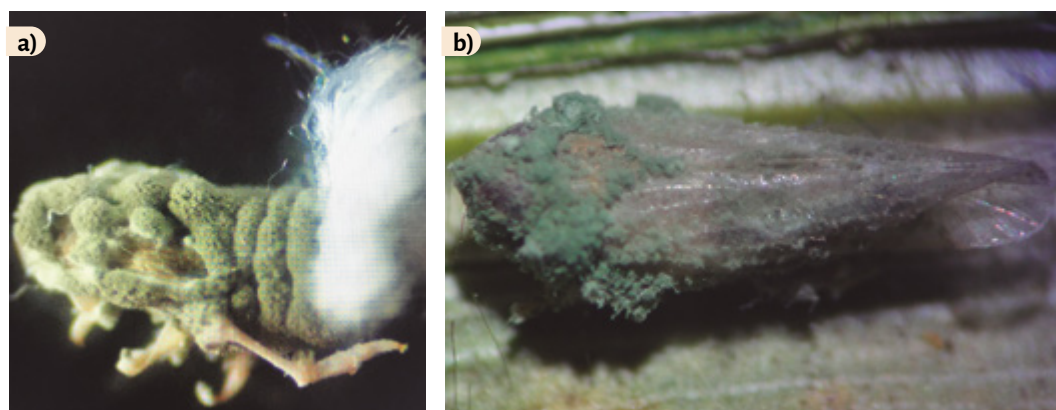
## Enemigos naturales

Se han registrado varios enemigos naturales de *H. crudus*. Se reportan arañas, ácaros, insectos parasitoides y microorganismos entomopatógenos que afectan sus poblaciones (Howard y Edwards 1984; Carrillo y Piña 1994; Rosero & Bustillo-Pardey, 2019). El hongo *Hirsutella citriformis* Speare se ha encontrado en campo infectando adultos de *H. crudus* (Carrillo y Cortazar 1998; Howard y Wilson 2001). Otros entomopatógenos como *M. anisopliae* y *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin se han evaluado sobre adultos de *H. crudus* en condiciones de campo registrándose infección por ambas especies de hongos

(Ponce *et al.*, 2008). Por su parte, Cenipalma ha desarrollado investigaciones con el fin de determinar la eficacia de controladores biológicos como hongos y nematodos, en el manejo de los estados de ninfa y adulto de *H. crudus*. El nematodo entomopatógeno *Heterorhabditis* sp. (CPHsp1301), aislado a partir de suelo de una plantación de palma de aceite infectó y controló de manera eficiente a las ninfas de *H. crudus* (Figura 8) (Rosero & Bustillo-Pardey, 2019). Adicionalmente, se seleccionaron dos cepas del hongo entomopatógeno *M. anisopliae* (CPMa1107 y CPMa1309) las cuales fueron eficaces en el control de ninfas y adultos de *H. crudus*, respectivamente (Figura 9) (Rosero *et al.*, 2014, 2020).



**Figura 8.** *Haplaxius crudus*. a) Ninfa y b) adulto infectados por *Heterorhabditis* sp. Fotos: M. Rosero |



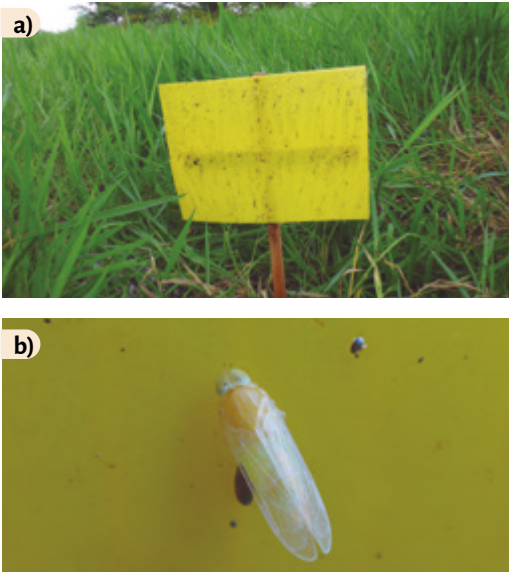
**Figura 9.** Infección y esporulación de *Metarhizium anisopliae* sobre a) ninfa y b) adulto de *Haplaxius crudus*. Fotos: M. Rosero |



# Monitoreo

Durante todo el año se pueden encontrar adultos activos en el campo, pero son más abundantes en épocas secas de la Zona Oriental (Arango *et al.*, 2012a; Sierra *et al.*, 2014b).

En un lote o plantación, los adultos de *H. crudus* se detectan con la ayuda de trampas amarillas pegajosas de 25 cm de alto x 35 cm de largo (Arango *et al.*, 2012b). Se recomienda ubicar dos por hectárea, a un metro del suelo, en cercanías a los parches de gramíneas presentes en los lotes (Figura 10). Adicionalmente, se puede emplear una jama para capturar adultos en el follaje de las palmas entre 7 y 9 de la mañana y 4 y 6 de la tarde, cuando se observa mayor actividad (Figura 11).



**Figura 10.** *Haplaxius crudus*. a) Trampa pegajosa amarilla para atraer y atrapar adultos. b) Adulto capturado en la trampa. Fotos: N. Castillo, C. Sendoya y L. Sierra |



**Figura 11.** Jameo en el follaje, para detectar y capturar adultos de *Haplaxius crudus* en palma de aceite. Foto: N. Castillo |

Para complementar el monitoreo del insecto, es preciso muestrear la presencia de ninfas en macollas de las gramíneas más abundantes, como son la maciega, pasto granadilla, pata de gallina, falsa caminadora, etc. Se sugiere realizar un muestreo 10 x 10, es decir, cada 10 líneas y cada 10 palmas. En cada sitio se localizan de 3 a 5 macollas, desenterrándolas para observar si en las raíces se encuentran ninfas (Arango *et al.*, 2016).

El monitoreo de *H. crudus* permite conocer las variaciones de la población del insecto a través del tiempo, y los sitios donde está presente o es más abundante. Es importante mantener las trampas amarillas en la plantación durante un periodo largo de tiempo y rotarlas de posición, al igual que realizar revisiones frecuentes de las macollas. Esta información también hace posible evaluar la eficacia de las prácticas de control (Arango *et al.*, 2016).

## Manejo de poblaciones de *H. crudus*

Dadas las condiciones actuales de diseminación de la ML en la Zona Oriental, se emplean insecticidas de síntesis química como una medida de choque, para reducir al máximo las poblaciones de *H. crudus*. Las aplicaciones se deben realizar de acuerdo con los monitoreos o seguimientos que se hacen al insecto y a la dispersión de la enfermedad.

Los insecticidas deben tener acción de contacto y sistémica. Para lograr un buen impac-

to, se deben aplicar al follaje, especialmente hacia las hojas más jóvenes de las palmas en épocas de presencia de adultos, información que se logra con el seguimiento que se hace de sus poblaciones con las trampas pegajosas amarillas (Arango *et al.*, 2016). Cenipalma ha realizado estudios para seleccionar insecticidas de síntesis química eficaces en el control de *H. crudus*, que sean de categorías toxicológicas bajas. Sin embargo, después de la aplicación su eficacia se reduce a no más de 10 días (Arango *et al.*, 2011b; Sierra *et al.*, 2011., Matabanchoy *et al.* 2019).

Otra estrategia de control de las poblaciones de *H. crudus* se basa en el establecimiento de coberturas (desmodium, kudzu u otra apropiada) que reemplacen las gramíneas y ciperáceas, las cuales son hospederas de los estados inmaduros de *H. crudus* (Sierra *et al.*, 2014a). Se recomienda sembrar las coberturas preferiblemente durante el establecimiento del lote, previa eliminación de las gramíneas a través de labores culturales con equipos o herramientas como la rastra y el rolo, que puede ser de cuchillas o liso, o químicas como la aplicación de herbicidas selectivos.

El control de las poblaciones de *H. crudus* se puede complementar con el uso del hongo *M. anisopliae* cepa CPMa1107 dirigido a la base de las gramíneas en la dosis de  $1 \times 10^{13}$  conidias/ha, para el control de ninfas, y la cepa CPMa1309 dirigido al follaje de la palma en la dosis entre  $1 \times 10^{13}$  conidias/ha para el control de adultos.

## Capítulo 52.

### La chinche de encaje, *Leptopharsa gibbicarina* Froeschner, 1976

Álex Enrique Bustillo Pardey, Carlos Enrique Barrios Trilleras,  
Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Hemiptera:  
Heteroptera: Tingidae: Tinginae: Tingini:  
*Leptopharsa gibbicarina*.

#### Nombre común

Chinche de encaje

#### Distribución geográfica

*Leptopharsa gibbicarina* fue descrita por Froeschner, en 1976, a partir de material colectado en Colombia. También se ha registrado su presencia en Venezuela. En Colombia se encuentra en las zonas palmeras Norte, Central y Oriental.

#### Plantas hospederas

Es plaga del cultivo de palma de aceite *Elaeis guineensis*, pero igualmente de *Elaeis melanococca* (Noli), *Cocos nucifera* (cocotero), *Aiphanes* sp. y *Bactris pilosa*.

#### Descripción, biología y hábitos

**Adultos.** Son un típico representante de la familia Tingidae, por la venación de sus alas. Mide de 2,6 a 2,9 mm de largo y 1,2 mm de ancho. Presenta antenas largas tipo claviforme, ojos prominentes de color rojo, aparato bucal con una proboscis larga, que pliega sobre una cavidad formada en su parte ventral, y pronoto giboso. Los hemiélitros se prolongan más allá del extremo abdominal, son reticulados y transparentes; aparentan un encaje muy característico de su familia al cual deben su nombre común. Cerca de la región central de los hemiélitros nace una franja angosta de color negro que termina en el ángulo apical, y un proceso alar constituido por un conglomerado de escamas blancas. Las alas posteriores son translúcidas y membranosas. Presentan dimorfismo sexual poco marcado (Froeschner, 1976) (Figura 1). Pueden desplazarse a otras palmas, favorecidos por las corrientes de aire.



**Figura 1.** *Leptopharsa gibbicarina*. a) Adulto sobre un foliolo de palma de aceite. b) Vista aumentada con detalles de su morfología. Fotos: J. Aldana, C. Barrios y C. Sendoya |



Se ubican normalmente en el envés de los foliolos donde cumplen todo su ciclo y copulan; prefieren las áreas y niveles con menor incidencia de la luz. Tienen un periodo de preoviposición de 11 a 12 días.

**Huevos.** Las hembras insertan los huevos en el envés de los foliolos a lo largo de la vena central (en la parte media), y los cubren con sus excrementos. Pueden colocar en promedio uno por día. Los huevos tienen forma de elipsoide, miden 0,6 mm de largo y de 0,10 a 0,18 mm de ancho; su consistencia es gelatinosa e inicialmente

son de color blanco crema. Cuando están próximos a eclosionar, adquieren un tono crema con manchas anaranjadas cerca del opérculo. La incubación dura en promedio 16 días (Figura 2).

**Ninfas.** Recién emergidas miden 0,50 mm de largo y de 0,12 a 0,20 mm de ancho. El cuerpo es cilíndrico y el color, blanco translúcido. Al avanzar su desarrollo, las espinas que poseen sobre el cuerpo se vuelven negras, gruesas y abundantes. En último instar pueden medir 1,8 mm de longitud y 0,80 mm de ancho (Genty *et al.*, 1978) (Figura 3).



Figura 2. Adultos de *Leptopharsa gibbicularina* en posición de cópula. Foto: C. Sendoya |

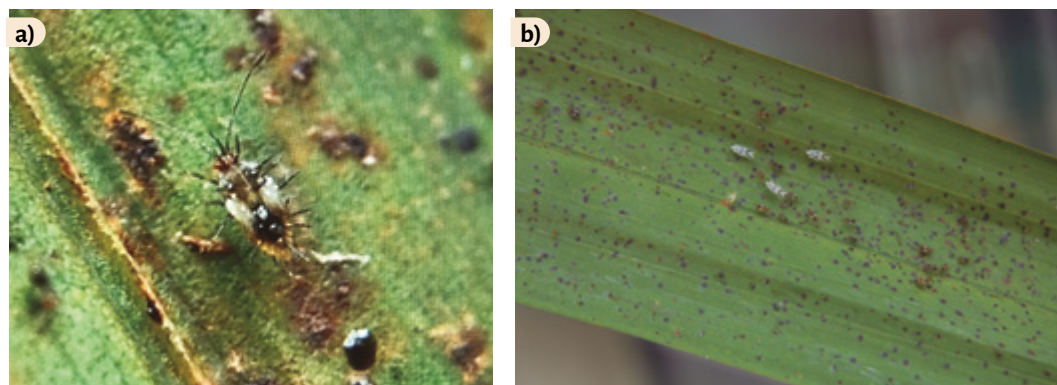


Figura 3. Ninfas de *Leptopharsa gibbicularina*. a) En el envés de un foliolo de palma de aceite. b) Grupo de ninfas con adultos de la chinche. Fotos: C. Sendoya |

## Ciclo de vida

El ciclo de vida y los parámetros poblacionales se registraron a través de tablas de vida, durante siete generaciones consecutivas. El ciclo de vida es de  $72,2 \pm 11,2$  días ( $27,3 \pm 3,8$  °C;  $85 \pm 15$  % HR). La duración de los estados de *L. gibbicarina* fue: huevo,  $16 \pm 2$  días; ninfa,  $18,9 \pm 3,3$  atravesando por cinco instares, y adulto,  $37,2 \pm 5,9$ . La tasa de mortalidad específica (qx) calculada fue: huevo, 0,22; ninfa I, 0,06; ninfa II, 0,03; ninfa III, 0,01; ninfa IV, 0,1; ninfa V, 0,14. La tasa reproductiva neta (Ro), 10,0; la tasa intrínseca de crecimiento, 0,03, y el tiempo generacional, 33,2 días. Estos resultados son útiles para entender la dinámica de las poblaciones de este insecto en campo y el desarrollo de estudios de control biológico (Barrios & Bustillo-Pardey, 2014; Barrios *et al.*, 2015).

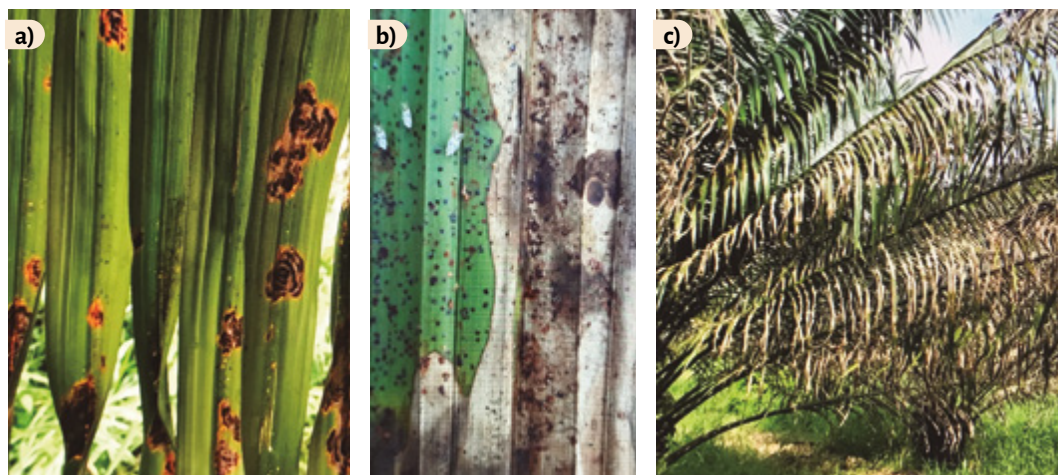
*Leptopharsa gibbicarina* normalmente se ubica en el tercio medio e inferior de la palma. Sus poblaciones tienen un comportamiento cíclico: a partir de diciembre evidencian un crecimiento progresivo, que alcanza su pico en los

meses de febrero y marzo, y declina de manera natural a mediados de año.

## Daño

El daño directo lo ocasiona cuando pica el envés del foliolo, para alimentarse al succionar el jugo celular del parénquima foliar. De esta manera, produce unos puntos cloróticos en el haz, que conducen a secamientos o necrosamiento del tejido.

El principal daño de la chinche es ocasionado de manera indirecta, al abrir el paso de infección a hongos de los géneros *Pestalotia*, *Pestalotiopsis*, *Colletotrichum*, *Gloeosporium* y *Helminthosporium* (Jiménez & Reyes, 1977). Los hongos se desarrollan en estos puntos de succión, donde se forma una zona de color pardo rojiza, rodeada por un halo indefinido amarillo. Posteriormente, estas manchas coalescen, provocando secamientos foliares progresivos a manera de máculas irregulares y concéntricas (Genty *et al.*, 1978; Jiménez & Reyes, 1977) (Figura 4).



**Figura 4.** Daños causados por *Leptopharsa gibbicarina* al alimentarse con su aparato bucal chupador en los foliolos de la palma de aceite. a) Lesión puntual en los foliolos. b) Las manchas coalescen y la palma reduce su actividad fotosintética. c) Daño generalizado en una palma a causa de una alta infestación. Fotos: A. Bustillo |

## Enemigos naturales

Se han registrado varios enemigos naturales de *L. gibbicarina*. Entre los depredadores se destacan las hormigas de los géneros *Crematogaster* sp. Lund, *Camponotus* sp. Mayr y *Ectatomma* sp. Smith (Hymenoptera: Formicidae). Entre las especies de *Chrysopa* Leach se pueden mencionar: *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1861), *C. scapularis* Navás, 1914, *C. mithi* (Navás, 1914), *C. claveri* (Navás), *Nodita* sp. Navás y *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Villanueva, 1985) (Aldana-De la Torre *et al.*, 1995; Guzmán *et al.*, 1997; Medina & Tovar, 1997). Los huevos son parasitados por *Erythmelus tingitiphagus* (Soares, 1941) (Hymenoptera: Mymaridae) (Triapitsyn, 2003). Un hongo identificado como *Purpureocillium lilacinum* es un factor de mortalidad muy importante sobre el adulto de *L. gibbicarina* (Barrios *et al.*, 2016a; 2016b).

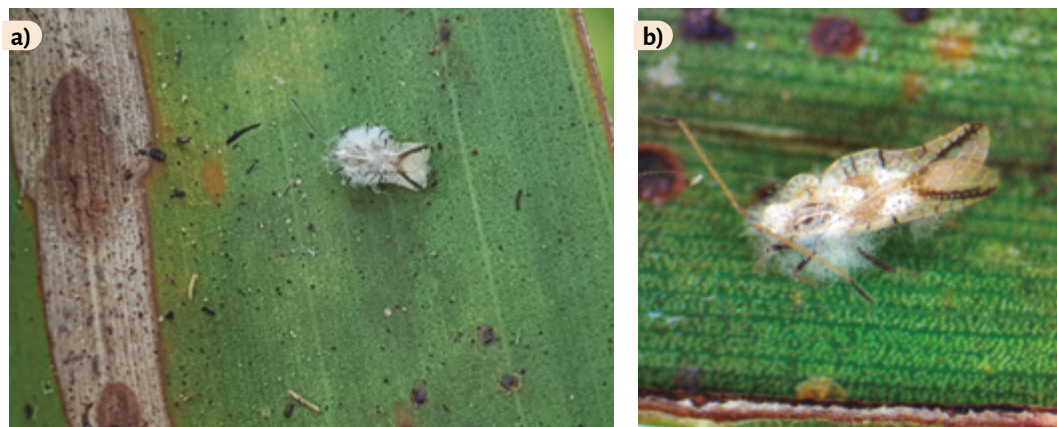
## Control químico

El control químico de la chinche de encaje se ha utilizado con éxito a través de la absorción radical o la microinyección de insecticidas sistémicos (Mariau, 1994). Sin embargo,

en la actualidad esta práctica no es viable, debido a las restricciones impuestas por las certificadoras en el mercado internacional del aceite, que no admiten este tipo de productos químicos.

## Control biológico

Para los estudios de control biológico de *L. gibbicarina* se seleccionaron aislamientos directamente obtenidos sobre el insecto de los hongos entomopatógenos *P. lilacinum* (CPPI0601), *Beauveria bassiana* (CPBb0404) e *Cordyceps fumosorosea* (CPIf1001). Estos se evaluaron bajo condiciones de laboratorio, para establecer su acción en pruebas de patogenicidad y virulencia. Posteriormente se realizaron evaluaciones de campo en plantaciones de palma. *Purpureocillium lilacinum* (CPPI0601), en dosis de  $5 \times 10^{12}$ , causa mortalidades del 80 % en campo (Barrios *et al.*, 2016a; 2016b; Bustillo-Pardey *et al.*, 2014). Estudios de eficacia en diferentes condiciones permitieron validar la información lograda en la investigación, lo que los constituyó en una alternativa al uso de insecticidas químicos (Barrios & Bustillo-Pardey, 2014) (Figura 5).



**Figura 5.** Adultos de *Leptopharsa gibbicarina* infectados por el hongo entomopatógeno *Purpureocillium lilacinum*. a) Vista normal. b) Vista aumentada. Este hongo se produce comercialmente y está disponible para ser utilizado en el control de la chinche de encaje. Fotos: C. Barrios |



Para lograr una mayor eficacia de los hongos a nivel de plantación, se debe tener en cuenta la tecnología de aspersión, que consiste en un equipo apropiado para su aplicación y la forma correcta de hacer una calibración tanto del equipo como de los operarios asignados para estas actividades. Además, establecer la dosificación precisa del biológico, el uso de coadyuvantes para lograr su adhesión al follaje y, en el momento de las aspersiones, analizar las condiciones meteorológicas adecuadas, como viento en calma (si es aérea), humedad relativa y radiación solar.

## Control de *L. gibbicarina* con hormigas *Crematogaster*

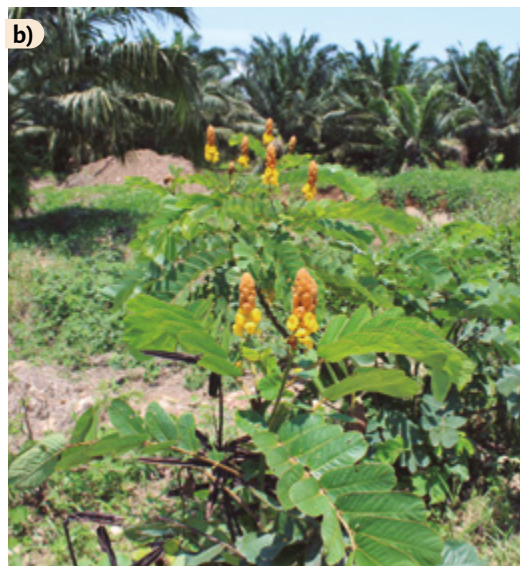
Estas hormigas anidan en las palmas de aceite. Son de hábitos forrajeros, recorren grandes distancias en el dosel de las palmas, y se alimentan de ninfas y adultos de la chinche de

encaje. Se ha comprobado que, al introducir colonias de estas en las plantaciones, se logra una reducción importante a niveles menores a 10 chinches/hoja (Figura 6).

En plantaciones de la Zona Norte, las relaciones por depredación entre estas hormigas y la chinche son reconocidas y utilizadas como uno de los medios de control más eficaces. Para tener éxito en su establecimiento, deben presentarse condiciones ambientales favorables, como humedad relativa alta, lotes con dosel cerrado, vegetación herbácea y plantas arvenses que garanticen su nidificación, como uvito o bajagua (Aldana-De la Torre *et al.*, 1998) (Figura 7). Se conoce que las condiciones climáticas de zonas como la Central, donde la chinche de encaje también es un problema, hacen que, a pesar de tener una buena población de hormigas en el lote, estas prefieran habitar la zona de palera y no en el follaje, donde se



**Figura 6.** Adultos de la hormiga *Crematogaster*, enemigo depredador de *Leptopharsa gibbicarina*, en una plantación de palma de aceite. Foto: R. Aldana |



**Figura 7.** Plantas nectaríferas que contribuyen a mantener los benéficos en las plantaciones, hospederos naturales de la hormiga depredadora *Crematogaster*. **a)** Uvito. **b)** Bajagua. Fotos: R. Aldana |

necesita que ejerzan control (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010). Se recomienda hacer esfuerzos para mantener colonias de hormigas del género *Crematogaster* en las plantaciones con infestaciones de la chinche de encaje.

Observaciones sobre las plantas arvenses con nectarios extraflorales, que son visitadas por la hormiga *Crematogaster* se encuentran: *Cassia tora* (bicho), *Urena trilobata* (pate perro); *Heliotropium indicum* (rabo de alacrán), *Hyptis atrorubens* (yerbabuena), *Luffa cylindrica* (estropajo), *Pueraria phaseoloides* (kudzu), *H. capitata* (cordón de fraile) y *Croton trinitatis* (pata de tórtola).

Para la redistribución de colonias de hormigas en zonas afectadas, primero se identifican los focos de la chinche y los sitios de mayor abundancia de colonias de la hormiga depredadora. Cada colonia se distribuye en un área de cinco palmas, entre estas y entre líneas. Se debe considerar el movimiento de las colonias completas, lo que implica igualmente llevar a

la respectiva reina (Aldana-De la Torre *et al.*, 1995; 2002; Salamanca *et al.*, 1999; Montañez *et al.*, 1997; Guzmán *et al.*, 1997).

## Manejo de sus poblaciones

Las medidas de control para *L. gibbicarina*, que llevan a cabo muchos palmicultores, consisten en la aplicación continua de insecticidas a través de inyecciones al tallo o por medio de absorción radicular. Estos sistemas, además de inducir a lesiones en donde se generan pudriciones basales del estípite y del uso continuo de insecticidas, llevan a que la chinche de encaje adquiera resistencia a estos y se necesitan dosis cada vez más altas para su manejo. También origina la reducción drástica de sus controladores biológicos, como son las hormigas depredadoras *Crematogaster* y otra serie de insectos parasitoides. Debido a esto, se debe recurrir a otras medidas para la sostenibilidad ambiental y social, mediante el uso de prácticas agronómicas amigables y que permitan mantener el control biológico natural.



Para reducir el impacto de la Pestalotiopsis, independientemente de la presencia de la chinche o su ausencia, la adición de tusa fresca al suelo en el área de las paleras, acompañada de una fertilización apropiada, teniendo presente la relación nitrógeno/potasio, ha dado buenos resultados. Se ha demostrado que la Pestalotiopsis disminuye de manera significativa si se mantiene balanceada la nutrición del cultivo. Altas concentraciones de N y deficiencias de K se relacionan con una mayor severidad de la enfermedad (Motta *et al.*, 2004).

El control de las poblaciones de *L. gibbicularina* no se debe enfocar en una sola actividad de manejo. Existen otras prácticas culturales y biológicas que se pueden integrar, para evitar la acción de esta y otras plagas agresivas. Para ello, son importantes la poda de las hojas bajas infectadas para disminuir el potencial de inóculo de la Pestalotiopsis, la fertilización apropiada del cultivo y el mantenimiento de los niveles de nutrientes foliares balanceados, como se indicó anteriormente (Motta *et al.*, 2004).

Por otra parte, el aprovechamiento de poblaciones nativas de hormigas del género *Crematogaster* es una alternativa para el control de la chinche de encaje. Esta actividad se debe complementar con el mantenimiento de plantas nectaríferas en las plantaciones, que requieren las hormigas para su subsistencia (Montañez *et al.*, 1997; Guzmán *et al.*, 1997). El acompañamiento de estas prácticas con el uso del hongo *P. lilacinum* cepa CPPL0601, aplicado en dosis entre  $5 \times 10^{12}$  y  $1 \times 10^{13}$  conidias/ha (Bustillo-Pardey *et al.*, 2014; Barrios *et al.*, 2016a), constituye un programa de manejo del cultivo, que va a contribuir con la sostenibilidad ambiental, social y económica, que demanda el gremio palmero para continuar en su negocio.

## Capítulo 53.

# El piojo blanco de la palma, *Pinnaspis strachani* (Cooley, 1899)

Álex Enrique Bustillo Pardey

### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Hemiptera: Diaspididae:  
*Pinnaspis strachani*.

### Nombre común

Piojo blanco de la palma

### Sinónimos

*Chionaspis minor* Maskell  
*Chionaspis* (*Hemichionaspis*)  
*aspidistae* Newstead, 1906  
*Hemichionaspis marchali* Cockerell, 1902  
*Hemichionaspis minor* var. *strachani* Cooley, 1899  
*Hemichionaspis strachani* Cockerell, 1902  
*Hemichionaspis townsendi* Cockerell, 1905  
*Pinnaspis gossypii* (Newstead) Hall, 1946  
*Pinnaspis marchali* (Cockerell) Hall, 1946  
*Pinnaspis temporaria* Ferris, 1942

### Distribución geográfica

En Colombia, *P. strachani* se ha registrado en muchas regiones (Amazonas, Boyacá, Cauca, Cundinamarca y Valle) (Mosquera, 1976; Kondo, 2001). Este insecto es cosmopolita y se encuentra en muchas partes del planeta.

### Plantas hospederas

*Pinnaspis strachani* es una especie polífaga. A nivel mundial se registra que se alimenta de muchas plantas que pertenecen a más de 80 familias (GBIF, 2021). En Colombia afecta los siguientes cultivos: cítricos, cocotero, guácimo,

*Hibiscus* spp., palma de aceite y palma kentia (Mosquera, 1976).

### Antecedentes

En plantaciones palmeras en Colombia, *Pinnaspis strachani* se había confundido con *Aspidiotus destructor*, una especie que también afecta los frutos de la palma de aceite en varias zonas, especialmente en la Suroccidental y Central, en donde se observa preferencia por los híbridos OxG.

### Descripción y biología

Los insectos de la familia Diaspididae se caracterizan porque su cuerpo parece una escama aplanada, con forma ovalada. Las hembras son pequeñas, cubiertas completamente por una escama de cera y son ápteras. Los machos adultos tienen alas, antenas y patas largas. La reproducción puede ser bisexual o partenogenética. Las hembras son ovíparas o pseudovivíparas. Los huevos, en general, quedan protegidos debajo del escudo de la hembra. La ninfa I es activa y puede caminar una pequeña distancia, para escoger el lugar donde los estadios siguientes, que son sésiles, van a permanecer para alimentarse de su hospedero (Figura 1).

**Huevos.** Son de forma oval, color anaranjado claro y, a medida que avanza su desarrollo, se tornan un poco más oscuros.

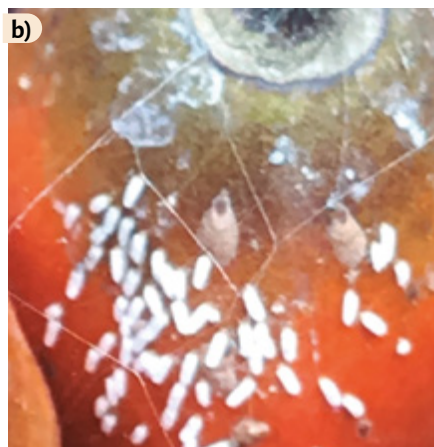


**Figura 1.** Apariencia de racimos de frutos de palma de aceite altamente infestados con *Pinaspis strachani*.  
Fotos: J. Matabanchoy y A. Bustillo |

**Ninfas.** En su estadio I son iguales en ambos sexos. Tienen el cuerpo notoriamente segmentado y de color amarillo pálido. En el estadio II se caracterizan porque secretan una sustancia blanca cerosa que recubre su cuerpo; miden 0,31 mm. En el caso de ninfas que dan origen a hembras adultas, estas presentan una coloración amarillo pálido, ligeramente cerosa y, al finalizar este estadio, la exuvia no se desprende y permanece cubriendo su cuerpo. En la Figura 2b se pueden observar unas pocas hembras adultas en la parte superior de la

foto, en medio de muchas pupas de machos en un fruto de palma de aceite.

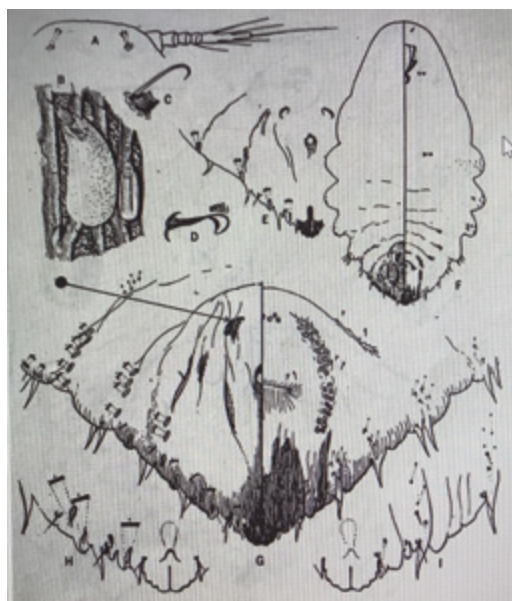
**Pupas.** Las ninfas que dan origen a pupas machos pierden su aparato bucal y dejan de alimentarse de su planta huésped. Con ayuda de secreciones cerosas espumosas crean un escudo blanco encima de su cuerpo, de forma alargado, tricarinado (tres crestas y dos surcos) (Mosquera, 1976; Zimmerman, 1948). El macho es más notorio y visible, y supera en número a las hembras, las cuales pasan desapercibidas en los sitios don-



**Figura 2.** Frutos de palma de aceite con infestación inicial de *Pinaspis strachani*. **a)** Pupas blancas de los machos con el cuerpo alargado o tricarinado (tres crestas y dos surcos). **b)** Vista ampliada: en la parte superior se observan dos hembras de color grisáceo con coberturas concéntricas de sus mudas acumuladas. Fotos: A. Bustillo |

de se localiza la plaga en la planta; para el caso de la palma de aceite, esto ocurre en los frutos.

**Adultos.** Las hembras tienen el cuerpo ovalado y una apariencia similar a la de los miembros de la familia Diaspididae. Permanecen cubiertas con las exuvias ninfales o los denominados escudos terminales, que están localizados casi en el centro (Mosquera, 1976). Características morfológicas de la especie se presentan en la Figura 3. El macho es un insecto con un par de alas, aparato bucal desarrollado y patas funcionales, parecido a un pequeño díptero. Esta configuración le sirve para su desplazamiento en búsqueda de hembras y finalmente contribuir a la reproducción de la especie.



**Figura 3.** Detalles de la morfología externa (prosoma, postsoma y pigidio) de una hembra adulta de *Pinnaaspis strachani*. Tomado de Zimmerman, 1948 |

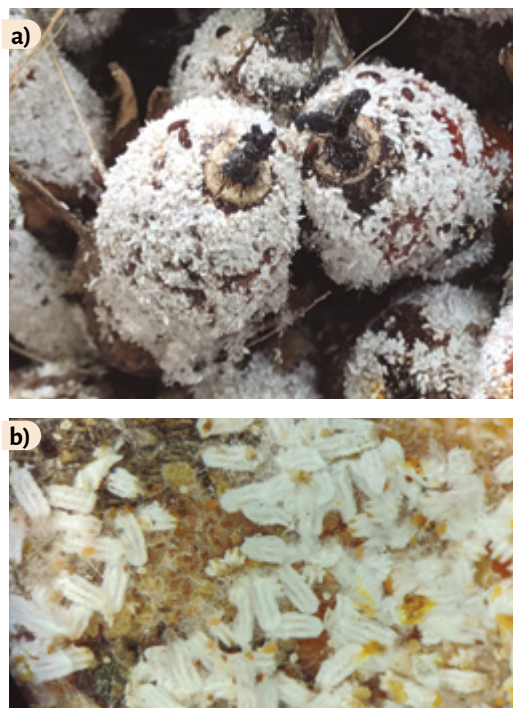
## Daño

Las pupas de los machos de *P. strachani* se localizan y agrupan sobre los frutos de la palma de aceite, siendo muy notoria su presencia. Debido a que no se alimentan y las hembras

son muy escasas, el efecto en el desarrollo de los frutos se evidencia en la disminución de su desarrollo. Se desconocen sus impactos en la palma de aceite y es preciso su vigilancia, ya que esta plaga es de mucha importancia económica en palmas de coco, y puede convertirse en un problema serio en palma de aceite (Figura 4).

## Manejo de sus poblaciones

*Pinnaaspis strachani* no se había registrado con anterioridad en la palma de aceite en Colombia. Actualmente se ha observado su presencia infestando especialmente híbridos O×G, cuyos frutos son cubiertos por las pupas macho. Es importante monitorear sus poblaciones para establecer sus incidencias y relacionarlas con la producción de aceite, con el fin de determinar si ocasiona alguna reducción.



**Figura 4.** *Pinnaaspis strachani*. a) Frutos de palma de aceite con altas infestaciones de pupas del macho. b) Microfotografía que muestra detalles morfológicos de los machos. Fotos: A. Bustillo y J. Pastрана |

## Capítulo 54.

### La escama blanca del cocotero, *Pseudoparlatoria bennetti* (Williams, 1969)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Luis Guillermo Montes Bazurto  
y Demian Takumasa Kondo

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta:

Sternorrhyncha: Coccoidea: Hemiptera:

Diaspididae: *Pseudoparlatoria bennetti*.

#### Nombre común

Escama blanca del cocotero

#### Sinónimos

*Parlatoria bennetti* Davies, 1979

*Parlagentia bennetti* Williams, 1969

#### Distribución geográfica

Los registros sobre su presencia en palma de aceite son: Colombia, Venezuela, Honduras y Trinidad y Tobago. Está distribuida en Centroamérica, donde también ha infestado plantaciones de cocotero (Bustillo-Pardey *et al.*, 2015; Kondo *et al.*, 2015).

#### Plantas hospederas

Lino de Nueva Zelanda, (*Phormium tenax*), palma de coco (*Cocos nucifera*), palma manila (*Veitchia merrillii*), palma areca (*Dypsis lutescens*), palma de aceite (*Elaeis guineensis*), palma Nolí (*Elaeis oleifera*), híbridos OxG y *Phormium tenax* (Kondo *et al.*, 2015). En Palmira y Cali (Colombia) se ha encontrado en árboles urbanos de palma areca (*Dypsis lutescens*) (Kondo *et al.*, 2015).

#### Antecedentes

La escama blanca del cocotero, *Pseudoparlatoria bennetti* (Williams, 1969) (Hemiptera: Diaspididae), fue descrita originalmente como *Parlagentia bennetti* por Douglas J. Williams, de especímenes colectados en Trinidad y Tobago en 1962 por Frank D. Bennett. Recientemente se demostró, a través de análisis moleculares, que esta especie estaba más próxima al género *Pseudoparlatoria* (Williams, 1969).

*Pseudoparlatoria bennetti* es una plaga de importancia económica en plantaciones de cocotero *Cocos nucifera* L. (Arecaceae) (Mosquera, 1976; 1977; Williams, 1969). Evans y Dooley (2013) también la registraron sobre cocotero en Islas de la Bahía, Honduras. En Colombia se registró por primera vez en la isla de San Andrés, en donde es una plaga limitante del cocotero (Mosquera, 1976; 1977). En 2015 se detectó en Colombia continental en una plantación de palma de aceite *Elaeis guineensis* Jacq., en un predio en la Zona Central, municipio de Barrancabermeja, Santander (Kondo *et al.*, 2015). Posterior a esta detección, se constató su presencia en Puerto Wilches, en lotes de cultivar híbrido (*E. oleifera* x *E. guineensis*) en Barrancabermeja y una plantación en Sabana de Torres (Bustillo-Pardey *et al.*, 2015) (Figura 1).





**Figura 1.** Plantación de palma de aceite en la Zona Central de Colombia infestada por la escama blanca *Pseudoparlatoria bennetti*. Foto: A. Bustillo |

## Descripción y biología

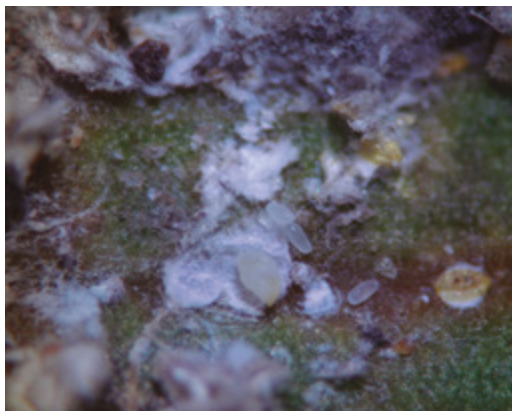
**Adultos.** Las hembras adultas producen una secreción blanca y algodonosa, a la que le dan forma de domo, con una textura suave muy distintiva. Miden 1,25 mm de diámetro (Williams, 1969). Se localizan en el envés de las hojas de la palma (Figura 2) alineadas sobre las nervaduras de los foliolos (Figura 3), especialmente en los niveles foliares 17, 25 y 33. En altas infestaciones, las hembras se distribuyen sobre toda la hoja y viven bajo la secreción algodonosa. Son blancas, con tintes amarillos cuando son jóvenes, tornándose a marrón oscuro en la vejez. Son ápodas, ápteras, con antenas diminutas de un segmento y una seta (Figura 4). Los adultos machos de la escama tienen aproximadamente 1 mm de largo, son



**Figura 2.** Apariencia de una infestación de *Pseudoparlatoria bennetti* en el envés de la hoja de una palma de aceite. Foto: L. Montes |



**Figura 3.** Hembras adultas de *Pseudoparlatoria bennetti* alineadas en el envés de una hoja de palma de aceite. Foto: A. Bustillo |



**Figura 5.** Huevos de *Pseudoparlatoria bennetti* en una colonia de adultos, cuando se remueve la capa cerosa. Foto: L. Montes |

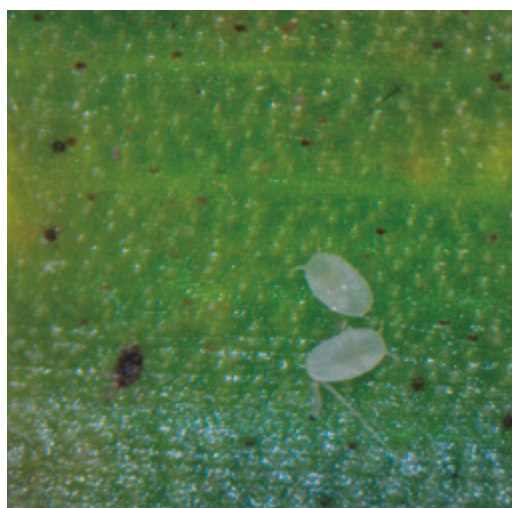


**Figura 4.** Apariencia de las hembras adultas de *Pseudoparlatoria bennetti* fuera de la capa de cera que las cubre. Foto: L. Montes |

elongados y con lados subparalelos; presentan la misma consistencia algodonosa de la hembra, así como el color y la textura, tanto del escudo como de las exuvias. Son menos abundantes que las hembras; su secreción es estrecha y alargada (Mosquera, 1976).

**Huevos.** La hembra los deposita dentro de la secreción algodonosa. Estos son blancos, lisos y ovalados. Miden 0,2 mm de largo por 0,1 mm de ancho (Figura 5).

**Ninfas.** Las ninfas del estadio I se conocen como gateadoras. Son blancas, móviles, poseen patas y antenas. Al comienzo carecen de cera, pero en el estadio II comienzan a secretar una cera blanca que apenas cubre el insecto. Se tornan sésiles y permanecen en el mismo sitio de alimentación. En el primer estadio miden 0,24 mm de largo por 0,15 mm de ancho; en el segundo estadio se parecen un poco más al adulto, aunque más pequeño (Figura 6).



**Figura 6.** Ninfas de primer instar de *Pseudoparlatoria bennetti*. Foto: L. Montes |



## Daño

*Pseudoparlatoria bennetti* tiene hábitos de chupador, por lo que causa el daño al alimentarse del follaje de la palma. Las heridas que ocasiona permiten que patógenos oportunistas ingresen en el sistema circulatorio y produzcan un daño en la hoja que se conoce como Pestalotiopsis. Esto provoca marchitamiento y defoliación, lo que reduce la eficiencia de la fotosíntesis y, por lo tanto, una disminución en la producción de aceite (Figura 7).

La presencia de *P. bennetti* en Colombia constituye una amenaza para el cultivo de palma de aceite. En una infestación ocurrida en una plantación de 215 hectáreas, causó defoliaciones severas en el 20 % de la plantación. En reconocimientos en la Zona Central palmera se demostró que el insecto se encuentra distribuido no solo en Santander, sino en regiones distantes, como el Valle del Cauca (Bustillo-Pardey *et al.*, 2015).



**Figura 7.** Aspecto de una hoja de palma de aceite infestada con la escama blanca, *Pseudoparlatoria bennetti*. Foto: A. Bustillo |



**Figura 8.** Depredador Coccinellidae de *Pseudoparlatoria bennetti*. **a)** Pupa en formación del depredador. **b)** Pupa del depredador de coloración rojiza. Fotos: L. Montes |

# Manejo poblacional

Los entomólogos Frank Bennett y Felipe Mosquera advirtieron sobre la importancia de la fauna benéfica que puede regular las poblaciones de *P. bennetti*. En palma de aceite se ha registrado un coccinélido depredador muy pequeño, de color rojo, que llega a los lotes en los que se encuentra la escama blanca. En estado larval, este depredador está cubierto por una cera blanca y su aspecto se puede confundir con el insecto plaga (Figura 8). En una plantación de la Zona Central han ejercido un control eficiente sobre *P. bennetti*. (Figura 9).



**Figura 9.** Adultos de coccinélidos depredando una población de *Pseudoparlatoria bennetti*, en plantaciones de palma de aceite. **a)** Se reconocen por su cuerpo rojo y ovalado. **b)** Pupas del depredador en bases peciolares. Fotos: L. Montes |

## Capítulo 55.

### La chinche de encaje, *Stragulotingis bicincta* (Monte, 1946)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Hemiptera:  
Heteroptera: Tingidae: Tinginae:  
Litadeini: *Stragulotingis bicincta*.

#### Nombre común

Chinche de encaje

#### Sinónimo

*Pleseobyrsa bicincta* Monte, 1946

#### Distribución geográfica

*Stragulotingis bicincta* se encuentra en la región Amazónica del Perú, Ecuador y Colombia, en plantaciones de palma de aceite (Genty *et al.*, 1978). En Colombia se registra en la Zona Oriental palmera (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

#### Antecedentes

El género *Stragulotingis* fue erigido por el taxónomo Richard C. Froeschner (Froeschner, 1969), en el que se agruparon algunas especies de *Pleseobyrsa* por lo que *Pleseobyrsa bicincta* pasó a ser un sinónimo de *Stragulotingis bicincta* (Monte, 1946). En el género *Stragulotingis* se encuentran las especies *Stragulotingis atratarsis* Drake y Hambleton, 1946, *Stragulotingis bicincta* (Monte, 1946), *Stragulotingis englemanni* Froeschner, 1991; *Stragulotingis lichyi* (Monte, 1945), *Stragulotingis plicata* Champion, 1897 (Froeschner, 2001).

#### Descripción, biología y comportamiento

**Adultos.** Tienen una coloración general marrón amarillento con máculas más intensas en los hemiélitros. Mide en promedio 2,6 mm de longitud. Su cabeza está parcialmente cubierta por una caperuza, con cinco espinas cefálicas. El pronoto es expandido, carinado y areolado, y los hemiélitros igualmente expandidos con espinas y setas. En las hembras el abdomen es redondeado en la cauda y alargado en los machos (Ojeda & Bravo, 1994). Los élitros son bien desarrollados, con aspecto de un encaje. El adulto tiene hábitos gregarios y tiende a formar grupos junto a los estados ninfales, con el fin de proteger su descendencia (Figura 1).

La hembra puede copular tan pronto llega al estado adulto; en cambio, el macho necesita de dos a tres días para madurar sexualmente. Durante la cópula, el macho queda en posición lateral y casi perpendicular con respecto a la hembra, con las alas entrecruzadas. Normalmente, la hembra copula una vez, pero el macho lo puede hacer varias veces (Ojeda & Bravo, 1994).

**Huevos.** Tienen forma ovalada, con el opérculo muy visible. Recién depositados son de color blanco brillante y se tornan opacos cerca a la eclosión. Los ponen las hembras en grupos de 33 huevos en promedio, en el envés de las hojas tiernas que no están infestadas. Durante el pe-





**Figura 1.** Adultos de *Stragulotingis bicincta*. **a)** Adultos sobre un foliolo de palma. **b)** Detalles morfológicos de sus alas, por las que surge el apelativo de chinche de encaje. Fotos: J. Aldana |

riodo de incubación, que le toma 16,9 días, la hembra protege los huevos con las alas (Ojeda & Bravo, 1994) (Figura 2).

**Ninfas.** Pasan por cinco instares. Son de hábito gregario formando grupos que se desplazan conjuntamente. Se ubican en el envés de las hojas, donde permanecen inmóviles por largos periodos de tiempo, mientras succionan la savia del follaje de la palma para alimentarse (Figura 3). La hembra tiene un instinto maternal, porque protege los huevos y las ninfas en sus dos primeros instares, del ataque de parasitoides y depredadores (Figura 4).



**Figura 3.** Ninfas de *Stragulotingis bicincta* que se mantienen y desplazan en grupo. Foto: J. Aldana |



**Figura 2.** Huevos de *Stragulotingis bicincta* depositados en grupos en el envés de los foliolos. Foto: J. Aldana |



**Figura 4.** Adultos de *Stragulotingis bicincta* en la base de los foliolos, cuidando a su progenie. Foto: J. Aldana |

## Ciclo de vida

La duración de los huevos es de 16,9 días y de las ninfas, 24,3 días. El ciclo de huevo a adulto es de 41,2 días. La longevidad de las hembras es de 37,4 días y de los machos 22,3 días (25,4 °C y 82,9 % HR) (Ojeda & Bravo, 1994).

## Comportamiento

*Stragulotingis bicincta* es una plaga de chinches de la palma de aceite en América del Sur. Se puede diferenciar de *Leptopharsa gibbicarina* Froeschner por la falta de una constricción en las alas cuando se encuentra en reposo, y el contorno general del cuerpo, que es casi cuadrado en lugar de oblongo (Howard *et al.*, 2001).

Las dos especies tienden a ocupar diferentes niveles foliares de las hojas de la palma. *L. gibbicarina* prefiere las hojas bajas (tercio inferior), pero, cuando se presentan altas poblaciones, puede distribuirse en los niveles superiores; mientras que *S. bicincta* se concentra en el tercio inferior, cerca del peciolo. En las plantaciones infestadas con estos dos insectos plaga, las poblaciones de *L. gibbicarina* tienden a extenderse de manera uniforme en plantaciones, en muchas hectáreas. En contraste, las de *S. bicincta* varían mucho de una palma a la siguiente, una característica que Mariau (1994) atribuyó a su baja capacidad de dispersión. Debido a su distribución más extensa y las poblaciones más uniformes en las plantaciones, *L. gibbicarina* se considera la más dañina de estas dos chinches de encaje (Mariau, 1994).

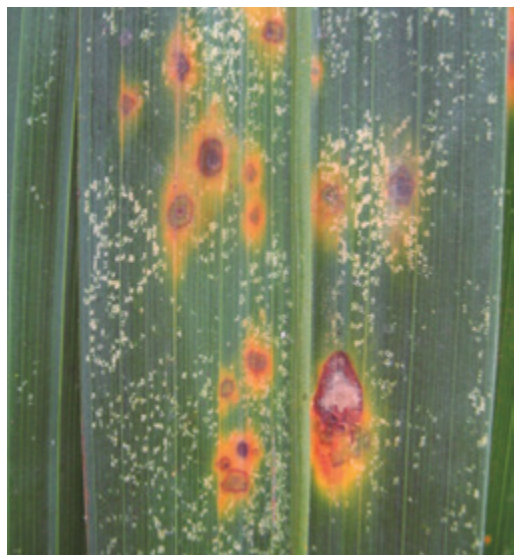
## Daño

En todos los estadios de su desarrollo, las chinches de encaje penetran con sus estiletes la epidermis superior del foliolo de las palmas, para absorber el contenido de las células

vegetales. En el sitio de la punción y por el haz de las hojas se percibe una pequeña mancha blanquecina (Figura 5). Un solo individuo puede ocasionar numerosas picaduras y, en caso de que las poblaciones sean muy importantes, se notan descoloramientos más o menos extendidos en los foliolos. No obstante, las punciones por sí solas no ocasionan los daños, sino que las heridas generadas, permiten la entrada de hongos, como el de la enfermedad conocida como Pestalotiopsis, que presenta en la hoja zonas de un color marrón oscuro alrededor de la herida (Figura 6). Las manchas coalescen hasta el punto de producir un secamiento casi completo de los foliolos, incluso de palmas enteras (Aldana *et al.* 2010).



**Figura 5.** Daño ocasionado por *Stragulotingis bicincta* al raspar la epidermis del foliolo de la palma, para alimentarse de su savia. Foto: J. Aldana |



**Figura 6.** Como consecuencia de las heridas ocasionadas por ninfas y adultos de *Stragulotingis bicincta* al raspar la epidermis de la hoja, se desarrolla la *Pestalotiopsis*. Foto: J. Aldana |

Cuando ocurren estaciones secas prolongadas, los hongos del complejo *Pestalotiopsis* no encuentran las condiciones de humedad necesarias para asegurar su desarrollo normal. Sin embargo, en la mayoría de las plantaciones la humedad es por lo general suficiente, por lo que estos insectos representan un peligro casi permanente (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).

## Manejo de sus poblaciones

En Colombia no se tienen experiencias sobre sus enemigos naturales y sistemas de manejo en plantaciones. Sin embargo, es preciso vigilar el tercio superior de la palma, para detectar oportunamente poblaciones que puedan surgir y causar algún daño a la palma.

## Referencias bibliográficas

### Capítulo 44

- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache-Guerrero, H. H., Franco-Bautista, P. N. 2010. Manual de Plagas de la palma de aceite en Colombia. (4ª Ed.). Cenipalma. Bogotá Colombia.
- Barrios-Trilleras, C. E., & Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Biología y fluctuación poblacional de *Retracrus elaeis* Keifer (Acari: Eriophyidae) en palma aceitera en la Zona Norte. 46 Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, Socolen. Medellín. Resumen, 36.
- Doreste, E. (1988). *Acarología*. San José de Costa Rica: Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, IICA.
- Ferragut, F. (2015). Clase: Arachnida, Orden Prostigmata. *Revista IDE@ - SEA*, 14, 1-8.
- Genty, P. (1984). Estudios entomológicos con relación a la palma africana en América latina. *Palmas*, 5(1), 22-24.
- Genty, P., & Reyes, E. (1977). Un nouvel acarien du palmier a huile: l' Eriophyidae "*Retracrus elaeis* Keifer". *Oleagineux*, 32(6), 255-260.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.
- Haro, E. (1995). Determinación de aspectos básicos sobre biología, comportamiento en la palma y enemigos naturales de *Retracrus elaeis* (Acari: Eriophyidae) en palma aceitera en Puerto Wilches (Santander). Trabajo de grado Ingeniero Agrónomo, Universidad Nacional de Colombia, Palmira.
- Haro, E., Calvache, H. H., Arias, D., & Zuluaga, J. I. (1997). Distribución y daño del ácaro *Retracrus elaeis* Keifer en palma aceitera en Puerto Wilches, (Santander), Colombia. *Palmas*, 18(3), 43-48.
- Keifer, H. H. (1975). Eriophyid Studies C-11. California, United States Department of Agriculture.
- Lizarazo, L. F. (1996). Efecto de la fertilización en las poblaciones y daños del ácaro *Retracrus elaeis* Keifer (Acari: Eriophyidae) en la palma aceitera en Puerto Wilches. Trabajo de grado Ingeniero Agrónomo, Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia, Tunja.
- Mariau, D. (2001). La fauna de la palma aceitera y del cocotero: Los insectos y ácaros plagas y sus enemigos naturales. Montpellier: Cirad.
- Mexzon, R., & Chinchilla, C. (1996). Enemigos naturales de los artrópodos perjudiciales a la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en América tropical. *ASD Oil Palm papers*, 13, 9-33.
- Navia, D., Gondim, M. G. C., & De Gilberto, J. (2007). Eriophyoid mites (Acari: Eriophyoidea) associated with palm trees. Plazi.org taxonomic treatments database.
- Ochoa, R., Aguilar, H., & Vargas, C. (1991). Ácaros fitófagos de América Central: Guía ilustrada. Turrialba, Catie.
- Ramos-C, Y., Ibagüe-Roríguez, D. F., Arias-Arias, N. A. & Alzate, O. 2019. Relación entre el anaranjamiento foliar y la presencia del ácaro del fronde (*Retracrus elaeis*) y su manejo con aspersiones de azufre en el cultivo de palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.). *Palmas*, 40(4), 161-169.

- Rondón, H. E. (1997). Efecto de la fertilización con tres niveles de potasio y dos niveles de azufre sobre poblaciones del ácaro *Retracrus elaeis* Keifer (Acariformes: Eriophyidae) en palma aceitera en Puerto Wilches. Trabajo de grado Ingeniero Agrónomo, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- Torres, C. (1999). Efecto de la fertilización sobre poblaciones y daño del ácaro *Retracrus elaeis* Keifer en la palma aceitera. Trabajo de grado Ingeniero Agrónomo, Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales, Bogotá.
- Urueta, E. J. (1980). Control del ácaro *Retracrus elaeis* Keifer mediante el hongo *Hirsutella thompsonii* Fisher e inhibición de este por dos fungicidas. *Revista Colombiana de Entomología*, 6(1-2), 3-10.

## Capítulo 45

- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache-Guerrero, H. H., Franco-Bautista, P. N. 2010. Manual de Plagas de la palma de aceite en Colombia. (4ª Ed.). Cenipalma. Bogotá Colombia.
- Doreste, E. (1988). Acarología. San José, Costa Rica: Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura, IICA.
- Hernández, N., Vargas, H. A., & Zuluaga, J. I. (1989). Ácaros asociados al cultivo de maracuyá (*Passiflora edulis*, var. *flavicarpa*, Degener) en el Valle del Cauca (Colombia) y biología de *Tetranychus mexicanus* (Acari: Tetranychidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 15(1), 3-9.
- Paschoal, A. D. (1968). Sobre a biología do acaro *Tetranychus mexicanus* (Acarina: Tetranychidae). Notas previas. Centro Académico "Louis se Queiroz, Piracicaba", 60(1), 67-70.
- Reyes, A., & Cruz, M. A. (1986). Principales plagas de la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en América tropical, su manejo y control. Curso de entrenamiento en palma africana. Quepos, Costa Rica: United Brands.
- Scopes, N. E. A. (1985). Red spider mite and the predator *Phytoseiulus persimilis*. In: N. W. Hussey y N. Scopes, *Biological pest control*. London: Blandford Press 239.
- Urueta, J. E. (1975). Arañas rojas (Acarina: Tetranychidae) del departamento de Antioquia. *Revista Colombiana de Entomología*, 1(2 y 3), 1-14.

## Capítulo 46

- Benavides, G., M. (1972). La arañita roja del cafeto. *Avances Técnicos Cenicafé*, 22, 4.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2008). La arañita roja, *Oligonychus yotheresi*. En: A. E. Bustillo-Pardey (Ed.), *Los insectos y su manejo en la caficultura colombiana*. Chinchiná, Colombia: FNC- Cenicafé.
- Cárdenas, R. (1983). La arañita roja del cafeto, *Oligonychus yotheresi*. *Avances Técnicos Cenicafé*, 110, 2.
- De Oliveira, R., Alves, L. F., & Neves, P. M. (2002). Susceptibility of *Oligonychus yotheresi* (Acari: Tetranychidae) to the fungus *Beauveria bassiana*. *Scientia Agricola (Piracicaba, Brazil)*, 59(1), 87-189.
- De Oliveira, R., Neves, P. M.; Alves, & L. F. Neves (2004). Entomopathogenic fungi selection to control *Oligonychus yotheresi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) in Paraguay tea crops (*Ilex paraguariensis* St. Hill.). *Neotropical Entomology*, 33(3), 347-351.
- Doreste, E. (1988). *Acarología*. San José, Costa Rica: Ica.
- Hill, D. S. (1975). *Agricultural insect pests of the tropics and their control*. London: Cambridge University Press.
- ICA, Instituto Colombiano Agropecuario. (1989). Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA* 43, 662.
- Orozco, J., Duque, M. C., & Mesa, N. C. (1990). Efecto de la temperatura sobre la tabla de vida de *Oligonychus yotheresi* en *Coffea arabica*. *Revista Cenicafé* 41(1), 5-18.
- Reyes, J. C., Mesa, N. C., & Kondo, D. T. (2011). Biología de *Oligonychus yotheresi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) sobre aguacate *Persea americana* Mill. cv. Lorena (Lauraceae). *Caldasia*, 33(1), 211-220.



Urueta, E. J. (1975). Arañas rojas (Acarina: Tetranychidae) del Departamento de Antioquia. *Revista Colombiana de Entomología*, 1(2), 1-14.

## Capítulo 47

- Ben-Dov, Y., Miller, D. R., & Gibson, G. A. P. (2014). ScaleNet A database of the scale insects of the world.
- Bennett, F. D., & Alam, M. M. (1985). An annotated check-list of the insects and allied terrestrial arthropods of Barbados. Bridgetown, Barbados: Caribbean Agricultural Research and Development Institute.
- Claps, L. E., Wolff, V. R. S., & González, R. H. (2001). Catálogo de las Diaspididae (Hemiptera: Coccoidea) exóticas de la Argentina, Brasil y Chile. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 60, 9-34.
- Danzig, E. M., & Pellizzari, G. (1998). Diaspididae. In: F. Kozár (Ed.), *Catalogue of Palearctic Coccoidea*. Budapest, Hungary: Hungarian Academy of Sciences 172-370.
- Ghuri, M. (1962). The morphology and taxonomy of male scale insects (Hemiptera: Coccoidea). British Museum (Natural History). Dorking, UK: Adlard and Son,
- Howard, E. W., Moore, D., Gibling – Davies, R. M., & Abad, R. G. (2001). *Insects of palms*. Wallingford, UK: Cabi Publishing, Cabi International.
- Kondo, T. (2001). Las Cochinillas de Colombia (Hemiptera: Coccoidea). *Biota Colombiana*, 2(1), 31-48.
- Moreno, D. S. (1972). Location of the site of production of the sex pheromone in the yellow scale and the California red scale. *Annals of the Entomological Society of America*, 65, 1283-1286.
- Mosquera, F. (1976). Escamas protegidas más frecuentes en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 38, 103.
- Nakahara, S. (1982). Checklist of the Armored Scales (Homoptera: Diaspididae) of the Conterminous United States. Washington, USA: USDA, Animal and Plant Health Inspection Service, Plant Protection and Quarantine.
- Salahuddin, B., Rahman, H. U., Khan, I., & Khan, D. (2015). Biology of coconut scale, *Aspidiotus destructor* Signoret (Hemiptera: Diaspididae), on mango plants (*Mangifera* sp.) under laboratory and greenhouse conditions. *Pakistan Journal of Zoology*, 47(4), 1163-1170.
- Salahuddin, B., & Steven, P. A. (2015). Coconut scale *Aspidiotus destructor* Signoret (Insecta: Hemiptera: Diaspididae). *University of Florida, Extension Service*, EENY-622.
- Tao, C. (1999). List of Coccoidea (Homoptera) of China. Taichung, Taiwan: Taiwan Agricultural Research Institute.
- Taylor, T. H. C. (1935). The Campaign against *Aspidiotus destructor*, Signoret in Fiji. *Bulletin of Entomological Research*, 26, 1-102.
- Waterhouse, D. F., & Norris K. R. (1987). *Aspidiotus destructor* Signoret. In: *Biological Control Pacific prospects*. Melbourne: Inkata Press 454.
- Williams, D. J., & Watson, G. W. (1988). The scale insects of the tropical South Pacific region. Part 1, the armored scales (Diaspididae). Wallingford, UK: CAB International.

## Capítulo 48

- Bustillo-Pardey, A. E. (1976). Lista de áfidos (Homoptera: Aphididae) y sus huéspedes registrados en Colombia. *Boletín ICA*, 44.
- Denmark, H. A. (1965). The palm aphid, *Cerataphis variabilis* H.R.L. Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry Entomology Circular 41.

- Pérez, H., N., González, A., Carnero, A., & Seco, M. V. (2000). Dos especies de *Cerataphis* (Hemiptera, Aphididae: Hormaphidinae) introducidas en las Islas Canarias. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, 26, 425-432.
- Russell, L. M. (1996). Notes on *Cerataphis brasiliensis* and synonyms *palmae*, *variabilis* and *fransseni* (Homoptera: Aphididae), with a key to *Cerataphis* species living on palms and orchids. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 98(3), 439-449.

## Capítulo 49

- Gaimari, S. D., Quintero E. M., & Kondo, T. (2012). First report of *Syneura cocciphila* (Coquillett, 1895) (Diptera: Phoridae), as a predator of the fluted scale *Crypticeria multicastrices* Kondo & Unruh, 2009 (Hemiptera: Monophlebidae). *Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle*, 13(2), 26-28.
- González, G. & Kondo, T. (2014). Geographical distribution and phenotypic variation of *Anovia punica* Gordon (Coleoptera: Coccinellidae: Noviini), a predatory ladybeetle of fluted scales (Hemiptera: Coccoidea: Monophlebidae). *Insecta Mundi*, 0398, 1-6.
- González, G., López R., & Kondo T. (2012). First report of *Delphastus quinculus* Gordon and *Diomus seminulus* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae) feeding on eggs and first-instar nymphs of *Crypticeria multicastrices* Kondo & Unruh (Hemiptera: Monophlebidae). *Insecta Mundi*, 0268, 1-6.
- Hong Pang, Xue-Fei Tang, Roger G. Booth, Natalia Vandenberg, Juanita Forrester, Joseph Mchugh, and Adam Ślipiński "Revision of the Australian Coccinellidae (Coleoptera). Genus Novius Mulsant of Tribe Noviini," *Annales Zoologici* 70(1), 1-24, (30 March 2020). <https://doi.org/10.3161/00034541ANZ2020.70.1.001>
- Kondo, T. (2019). Deforestation after the post-conflict; a threat to the biodiversity of Coccoidea (Hemiptera: Sternorrhyncha) in Colombia. In: J.H. Guarín, C. E. Giraldo & J. L. Jaramillo (Eds.), *Memorias & Resúmenes*, 46º Congreso SOCOLEN, 125-134. Medellín, Colombia: Sociedad Colombiana de Entomología – SOCOLEN.
- Kondo, T., Becerra, T. C., Quintero, E. M., & Manrique, M. B. (2014a). Distribución y niveles de infestación de *Crypticeria multicastrices* Kondo y Unruh (Hemiptera: Monophlebidae) en la isla de San Andrés. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 15(1), 63-72.
- Kondo, T., Gullan, P., & González, G. (2014b). An overview of a fortuitous and efficient biological control of the Colombian fluted scale, *Crypticeria multicastrices* Kondo & Unruh (Hemiptera: Monophlebidae: Iceryini), on San Andres Island, Colombia. *Acta Zoologica Bulgarica, Supplement*, 6, 87-93.
- Kondo, T. & González, F. (2020). Nomenclator entomologicus. *Sociedade Entomológica do Brasil*, 53(1), 3.
- Kondo, T., Gullan, P. J., Peronti, A. L. B. G., Ramos, A. A., Caballero, A., & Villarreal, N. (2016). First records of the iceryinescale insects *Crypticeria brasiliensis* (Hempel) and *Crypticeria genistae* (Hempel) (Hemiptera: Monophlebidae) for Colombia. *Insecta Mundi*, 0480, 1-9.
- Kondo, T., Gullan, P., & Ramos, A. (2012). Report of new invasive scale insects (Hemiptera: Coccoidea), *Crypticeria multicastrices* Kondo y Unruh (Monophlebidae) and *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Pseudococcidae), on the islands of San Andres and Providencia, Colombia, with an updated taxonomic key to Iceryinae scale insects of South America. *Insecta Mundi*, 0265, 1-17.
- Kondo, T., Rincón, D. F., Pérez, R., Vásquez, A. A; González F. (2018). Uso de depredadores como agentes de control biológico para insectos plaga. En: A. M. Cotes (Ed.), *Control biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros*. Volumen 1. Agentes de control biológico. 486-543. Bogotá, Colombia: Agrosavia Editorial.
- Kondo, T., & Unruh, C. (2009). A new pest species of *Crypticeria* Cockerell (Hemiptera: Monophlebidae) from Colombia, with a key to species of the tribe Iceryini found in South America. *Neotropical Entomology*, 38(1), 92-100.
- León, M., Arcila, C., A. M., Pulido, L. A., & Kondo, T. (2018). Cambio climático y control biológico de insectos: visión y perspectiva de la situación. En: A. M. Cotes (Ed.), *Control biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros*. Volumen 2. Aplicaciones y perspectivas, 1034-1054. Bogotá, Colombia: Agrosavia Editorial.

- Montealegre, X., Sotelo, P., & Kondo, T. (2016). Development and reproduction of *Brethesiella* cf. *abnormicornis* (Girault) (Hymenoptera: Encyrtidae), a parasitoid of the Colombian fluted scale, *Crypticeria multicatrices* Kondo & Unruh (Hemiptera: Monophlebidae). *Environmental Entomology*, 45(2), 376-383.
- Pinchao, E. C., Kondo T., & González, G. (2015) *Rodolia cardinalis* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae), a new predator of *Crypticeria multicatrices* Kondo & Unruh (Hemiptera: Monophlebidae). *Insecta Mundi*, 0431, 1-7.
- Silva, M.; Quiroz, J. A., Yepes, F. C., Maya, M. F., Santos, A., & Hoyos, H. (2013). Incidence evaluation of *Crypticeria multicatrices* and *Maconellicoccus hirsutus* in Colombian Seaflower Biosphere Reserve. *Agricultural Science*, 4(12), 654-665.
- Sotelo, P., & Kondo, T. (2017). On the biology of the Colombian fluted scale, *Crypticeria multicatrices* Kondo & Unruh (Hemiptera: Monophlebidae). *Neotropical Entomology*, 46, 433-441.

## Capítulo 50

- Kondo, T. (2010). Taxonomic revision of the myrmecophilous, meliponiphilous and rhizophilous soft scale genus *Cryptostigma* Ferris (Hemiptera: Coccoidea: Coccidae). *Zootaxa*, 2709, 1-72.
- Kondo, T., Peña, E., & Tolosa, W. (2013). Reporte de *Cryptostigma rhizophilum* (Hemiptera: Coccidae) en el híbrido de palma aceitera OxG: *Elaeis oleifera* x *E. guineensis* en Tumaco, Colombia. *Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle*, 14(2), 22-26.
- Lepage, H. S., & Piza, M. T. (1941). Descrição do *Neolecanium silveirai* (Hempel) (Homoptera-Coccoidea), seria praga da videira e seu controle. *Arquivos do Instituto Biológico*, 12, 21-26.

## Capítulo 51

- Arango, M., Ospina, C., Sierra, J., & Martínez, G. (2011a). *Myndus crudus*: Vector del agente causal de la Marchitez letal en palma de aceite. *Palmas (Colombia)* 32 (2): 13-25.
- Arango, M., Sierra, L. J., Aldana, R., & Martínez, G. (2011b). Efecto de la aplicación de insecticidas y herbicidas en el desarrollo de la Marchitez letal (ML) de la palma de aceite en el Bajo Upía, Casanare, Colombia. *Palmas*, 32(1), 11-24.
- Arango, M., Ospina, C. A., & Martínez, G. (2012a). Manejo de la Marchitez letal en palma de aceite en zonas de alta incidencia. *Palmas*, 33(4), 29-40.
- Arango, M.; Saavedra, M.; Martínez, G. (2012b). Efecto del color de las trampas en el monitoreo de adultos de *Haplaxius (Myndus) crudus*. *Palmas (Colombia)* 33(4): 53-61. <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/view/10740/10727>.
- Arango, C. M., Bustillo, A. E., & Sierra, L. J. (2016). *Haplaxius crudus*. Monitoreo del insecto vector de la Marchitez letal (ML) en palma de aceite. *Boletín, Convenio No. 01116 Cenipalma – SENA*. Bogotá: Cenipalma.
- Beltrán-Aldana, I. J.; Fernandez-Sanchez, A. M., Morales-Rodriguez, A. (2020). Tabla de vida y parámetros poblacionales de *Haplaxius crudus* (Van Duzee) (Hemiptera: Cixiidae). Poster, XVI Reunión Técnica Nacional de palma de aceite, encuentro virtual, octubre 5 - 9.
- Beltran-Aldana, I. J., Bustillo-Pardey, A. E., Morales-Rodriguez, A. (2020b). Mass Rearing of *Haplaxius crudus* (Hemiptera: Cixiidae), an Important Insect Pest in the Palm Oil Industry of Colombia, *American Journal of Entomology*. Volume 4, Issue 2, pp. 39-44. doi: 10.11648/j.aje.20200402.13
- Bustillo, A. E.; Arango, C. M. (2016). Las mejores prácticas para detener el avance de la Marchitez letal (ML) en plantaciones de palma de aceite en Colombia. *Palmas (Colombia)* 37 (4): 75-90.
- CABI Invasive Species Compendium. (2022). Datasheet *Haplaxius crudus* (American palm cixiid). CAB International. Wallingford, Oxon, UK. <https://www.cabi.org/isc/datasheet/35465> (Visitado mayo 18, 2022).

- Carrillo, R. H., & Piña, R. J. (1994). Investigación y algunas estrategias de manejo sobre el Amarillamiento Letal del Cocotero en la Península de Yucatán. Folleto técnico. Centro de Investigación Regional del Sudeste.
- Carrillo, R. H., & Cortazar, R. M. (1998). *Hirsutella* spp., patógeno del vector del amarillamiento letal del cocotero (*Cocos nucifera* L.) en la península de Yucatán. En: Memorias XXI Congreso nacional de control biológico. Rio Bravo, Tamaulipas México.
- Castillo, N., Bustillo, A., Morales, A. (2022). Distribución de *Haplaxius crudus* Van Duzee 1907 (Hemiptera: Cixiidae), en las zonas de palma de aceite en Colombia. Revista Colombiana de Entomología 48(1), 1-8. <https://doi.org/10.25100/socolen.v48i1.11009>.
- Cenipalma, 2022. Informe de Labores (2021). Disponible en: <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/lab-cenipalma/issue/view/1590/158>.
- EPPO Global Database. (2022). *Haplaxius crudus*. European and Mediterranean Plant Protection Organization. Paris, Francia. <https://gd.eppo.int/taxon/MYNDCCR> (Visitado mayo 18, 2022).
- Hill, J.G., Seltzer, J.I., Hendon, A., Bartlett, C.R. (2018). First report of the American palm cixiid (Hemiptera: Cixiidae) from Mississippi, USA. Transactions of the American Entomological Society 144(3), 593-598 (abst.). <https://doi.org/10.3157/061.144.0310>
- Howard, F. W., & Edwards, G. B. (1984). Web-building spiders on coconut palms and their prey. Folia Entomología Mexicana 62, 81-87.
- Howard, F. W., & Wilson, M. R. (2001). Hemiptera: Auchenorrhyncha. In: Howard, FW., Moore, D., Giblin-Davis, R. M., Abad RG (eds) Insects on palms. CABI Publishing, Wallingford.
- Howard, F. W. & Wilson, M. R. (2001). Hemiptera: Auchenorrhyncha. pp. 128-160. En: Howard, FW.; Moore, D.; Giblin-Davis, R.M.; Abad, R.G. (Eds.). Insects on Palms. CABI Publishing. Wallingford. Reino Unido. 400p.
- Howard, F., Gallo, S. (2006). El cixiido americano de las palmas, *Myndus crudus* Van Duzee (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha: Fulgoroidea: Cixiidae). University of Florida - IFAS Extension. 8 p.
- Howard, F. W. (2015). American palm cixiid - *Myndus crudus* Van Duzee. Featured Creatures. USA: University of Florida. Disponible en: [http://entnemdept.ufl.edu/creatures/orn/palms/palm\\_cixiid.htm](http://entnemdept.ufl.edu/creatures/orn/palms/palm_cixiid.htm)
- Matabanchoy-Solarte, J. A., Enciso, L. J., & Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Eficacia de insecticidas en el control de *Haplaxius crudus* vector de la Marchitez letal en palma de aceite. Póster, XV Reunión Técnica Nacional de Palma de Aceite Bucaramanga, Colombia.
- Meyerdirk DE, Hart WG (1982) Survey of Auchenorrhyncha (Insecta: Homoptera) associated with the Canary Island date palm in southern Texas. Florida Entomologist 65(3), 327-334.
- Ponce, M. M. L., Lezama, G. R., Molina, O. J., Pescador, R. A., Galindo, V. E., González, R. M., & Ángel, S. C. A. (2008). Efecto de *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana* (Hyphomycetes) sobre la densidad de los adultos de chicharrita pálida, *Myndus crudus* (Homoptera: Cixiidae) en condiciones de campo. Entomología Mexicana 7, 523-528.
- Rosero, G. M., Matabanchoy-Solarte, J. A., & Bustillo-Pardey, A. E. (2014). Evaluación de hongos y nematodos para el control de *Haplaxius crudus*, vector de la Marchitez letal (ML) de la palma de aceite en Colombia. Cenipalma. Ceniavances 179: 1-4.
- Rosero, G. M., & Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Selection of Entomopathogenic Nematodes to Control Nymphs of *Haplaxius crudus* (Van Duzee) (Hemiptera: Cixiidae). American Journal of Entomology 3(1): 24-29.
- Rosero, G. M., Bustillo -Pardey, A. E., & Morales, R. A. (2020). Efficacy of *Metarhizium anisopliae* to control adults of *Haplaxius crudus* (Van Duzee) (Hemiptera: Cixiidae), vector of lethal wilt disease of oil palm in Colombia. International Journal of Tropical Insect Science. <https://doi.org/10.1007/s42690-020-00234-4>.
- Sierra, L. J., Arango, M., Aldana, R., & Martínez, G. (2011). Evaluación de insecticidas para el control de adultos de *Myndus crudus* (Hemiptera: Cixiidae). Palmas, 32(1), 25-32.

- Sierra, M. L. J., Bustillo-Pardey, P. A. E., Rosero, E. G. A., Gutiérrez, H. J., & Martínez, P. J. A. (2014a). Plantas hospederas del vector de la Marchitez letal, *Haplaxius crudus* en plantaciones de palma de aceite. *Ceniavances* 177: 1-4.
- Sierra, L. J., Bustillo, A. E., Rosero, G. A., Gutiérrez, H. J., & Martínez, J. A. (2014b). Variación en las poblaciones de *Haplaxius crudus*, vector de la Marchitez letal, en plantaciones de palma de aceite en Colombia. *Ceniavances* 178. Bogotá: Cenipalma.
- Silva, F. G., Passos, E. M., Diniz, L. E. C., Teodoro, A. V., Talamini, V., Fernandes, M. F., & Dollet, M. (2019). Occurrence in Brazil of *Haplaxius crudus* (Hemiptera: Cixiidae), Vector of Coconut Lethal Yellowing. *Neotropical Entomology* 48 (1): 171-174.
- Torres, E., Tovar, J. (2004). Estudio epidemiológico de la enfermedad Marchitez letal de la palma de aceite en plantaciones de Villanueva, Casanare. *Palmas* (Colombia) 25 (2): 210-211.
- Tsai, J. H.; Kirsch, O. H. (1978). Bionomics of *Haplaxius crudus* (Homoptera: Cixiidae). *Environmental Entomology* 7 (2): 305-308.
- Zenner de Polanía, I., López Avila, A. (1977). Apuntes sobre la biología y hábitos del *Haplaxius pallidus*, transmisor de la marchitez sorpresiva en palma africana. *Revista Colombiana de Entomología* 3 (1-2): 49-62.

## Capítulo 52

- Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Méndez, A. (1995). Distribución de hormigas y su efecto sobre *Leptopharsa gibbicularina* en una plantación de palma aceitera. *Palmas*, 16(3), 19-23.
- Aldana-De la Torre, J. A., Aldana-De la Torre, R. C., & Calvache, H. (2002). Manejo de *Leptopharsa gibbicularina* Froeschner, insecto inductor de la pestalotiopsis. *Boletín Técnico*, 16.
- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Arias, D. (1998). Papel de la hormiga *Crematogaster* sp. en el control de *Leptopharsa gibbicularina* en una plantación de palma aceitera. *Palmas*, 19(4), 25-32.
- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia (4ª ed.). Bogotá: Cenipalma – SENA.
- Barrios-Trilleras, C. E., & Bustillo-Pardey, A. E. (2014). Biología de la chinche de encaje *Leptopharsa gibbicularina* y su control con hongos entomopatógenos. *Ceniavances*, 180.
- Barrios-Trilleras, C. E., Cuchimba, M. S., & Bustillo-Pardey, A. E. (2015). Parámetros poblacionales de *Leptopharsa gibbicularina* (Hemiptera: Tingidae) plaga de la palma aceitera. *Revista Colombiana de Entomología*, 41(1), 1 – 4.
- Barrios-Trilleras, C. E., Bustillo-Pardey, A. E.; Ocampo, K. L., Reina, M. A., & Alvarado, H. L. (2016a). Eficacia de hongos entomopatógenos en el control de *Leptopharsa gibbicularina* (Hemiptera: Tingidae) en palma aceitera. *Revista Colombiana de Entomología*, 42(1), 22-27.
- Barrios-Trilleras, C. E., Bustillo-Pardey, A. E., Hernández, D. A., & Beltrán, J. A. (2016b). La chinche de encaje, plaga de la palma aceitera, se puede controlar con el hongo *Purpureocillium lilacinum*. *El Palmicultor*, 534, 17-19.
- Bustillo-Pardey, A. E., Barrios-Trilleras, C. E., Cuchimba, M. S., & Ocampo, K. L. (2014). Biology of lacewing bug *Leptopharsa gibbicularina* and selection of fungal entomopathogens to control its populations in oil palm plantations in Colombia. *Memories, 5th Quadrennial International Oil Palm Conference, IOPC, Indonesia*.
- Froeschner, R. C. (1976). Description of a new species of lace bug attacking the oil palm in Colombia (Hemiptera: Tingidae). Department of Entomology, National Museum of Natural History, Smithsonian Institution.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.



- Guzmán, L., Calvache, H., Aldana-De la Torre, J. A., & Méndez, A. (1997). Manejo de *Leptopharsa gibbicularina* Froeschner (Hemiptera: Tingidae) con la hormiga *Crematogaster* sp., en una plantación de palma aceitera. *Palmas*, 18(4), 19 – 26.
- Jiménez, O. D., & Reyes, A. (1977). Estudio de una necrosis foliar que afecta varias plantaciones de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en Colombia. *Fitopatología Colombiana*, 6(1), 15-32.
- Mariau, D. (1994). Método de control del complejo chinche de encaje-*Pestalotiopsis* sobre palma aceitera en América latina. *Oleagineux*, 49(4), 194-195.
- Medina, G., & Tovar, J. P. (1997). Reconocimiento y evaluación de los enemigos naturales de *Leptopharsa gibbicularina* Froeschner (Hemiptera: Tingidae) insecto plaga de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en la zona de Aracataca Magdalena. Trabajo de grado, Ingeniería Agronómica, Universidad Nacional de Colombia.
- Montañez, M. L., Calvache, H., Luque, J. E., & Méndez, A. (1997). Control biológico de *Leptopharsa gibbicularina* (Hemiptera: Tingidae) con la hormiga *Crematogaster* sp. (Hymenoptera: Formicidae) en palma aceitera. *Revista Colombiana de Entomología*, 24(3-4), 89-94.
- Motta, D., Arias, N., Munevar, F., Aldana-De la Torre, J. A., Rairán, N., Córdoba, H., Esteban, L., & Calvache, H. (2004). Relación entre la nutrición del cultivo y la incidencia de la *Pestalotiopsis* de la palma aceitera en las zonas Norte y Central de Colombia. *Palmas*, 25(2), 179 – 185.
- Salamanca, J. C., Calvache, H., Aldana-De la Torre, J. A., Mesa, N. C., & Méndez, A. (1999). Aspectos ecológicos de *Crematogaster* spp. (Hymenoptera: Formicidae) depredador de *Leptopharsa gibbicularina* Froeschner (Hemiptera: Tingidae) en palma aceitera *Elaeis guineensis* Jacq. *Revista Colombiana de Entomología*, 26(1-2), 61-66.
- Triapitsyn, S.V. (2003). Review of Mymaridae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of Primorskii Krai: Genus *Erythmelus* Enock, with taxonomic notes on some extralimital species. *Far Eastern Entomologist*, 126, 1-44.

## Capítulo 53

- GBIF. (2021). Global Biodiversity Information Facility 2020. [https://es.wikipedia.org/wiki/Global\\_Biodiversity\\_Information\\_Facility](https://es.wikipedia.org/wiki/Global_Biodiversity_Information_Facility)
- Kondo, T. (2001). Las Cochinillas de Colombia (Hemiptera: Coccoidea). *Biota Colombiana*, 2(1), 31 – 48.
- Mosquera, F. (1976). Escamas protegidas más frecuentes en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 38.
- Zimmerman, E. C. (1948). *Insects of Hawaii*. Vol. 5, Homoptera: Sternorhyncha. Honolulu: University of Hawaii Press

## Capítulo 54

- Bustillo-Pardey, A. E., Montes-Bazurto, L. G., Kondo, T. (2015). Detección de la escama blanca del cocotero, *Parlagna bennetti*, en palma aceitera *Elaeis guineensis* en Colombia. *Ceniavances*, 181.
- Evans, G. A., & Dooley, J. W. (2013). Potential invasive species of scale insects for the USA and Caribbean Basin. In: J. E. Peña (Ed.), *Potential Invasive pests of agricultural crops* (pp. 320–341). UK: CABI.
- Kondo, T., Gullan, P. J., Watson, G. W., Bustillo-Pardey, A. E., & Montes-Bazurto, L. G. (2015). New distribution and host records for white coconut scale, *Parlagna bennetti* Williams (Hemiptera: Diaspididae). *Insecta Mundi*, 0422, 1-6.
- Mosquera, F. (1976). Escamas protegidas más frecuentes en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 38, 103.
- Mosquera, F. (1977). Estudio preliminar sobre las escamas protegidas (Homoptera: Diaspididae) en cocotero en la Isla de San Andrés y su posible control. *Revista Colombiana de Entomología*, 3(1-2), 7–16.

- Normark, B. B., Okusu, A., Morse, G. E., Peterson, D. A., Itioka, T., & Schneider, S. A. (2019). Phylogeny and classification of armored scale insects (Hemiptera: Coccoomorpha: Diaspididae). *Zootaxa*, 4616(1), 1-98.
- Williams, D. J. (1969). A new species of *Parlagona* McKenzie attacking coconut trees in Trinidad (Hom., Coccoidea, Diaspididae). *Bulletin of Entomological Research*, 59(1), 97-99.

## Capítulo 55

- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia (4ª ed.). Bogotá: Cenipalma - SENA.
- Froeschner, R. C. (1969). Zoogeographic and systematic notes on the lace bug tribe Litadeini, with the description of the new genus *Stragulotingis* (Hemiptera: Tingidae). *The Great Basin Naturalist*, 29(3), 129-132.
- Froeschner, R. C. (2001). Lace bug genera of the world, II: subfamily Tinginae: tribes Litadeini and Ypsotingini (Heteroptera:Tingidae). *Smithsonian Contributions to Zoology*, 1-28.
- Howard, F. W., Moore, D., Giblin-Davis, R. M., & Abad R. G. (2001). Insects on Palms. Wallingford, UK: Cabi Publishing, CAB International.
- Mariau, D. (1994). Méthodes de lutte contre le complexe punaises-*Pestalotiopsis* sur le palmier à huile en Amérique latine. *Oleagineux*, 49, 145-154.
- Ojeda, D., & Bravo, M. (1994). Biología y control de *Pleseobyrsa bicincta* Monte (Hemiptera: Tingidae), plaga importante de palma aceitera en el Perú. *Oleagineux*, 49(4), 145-154.

# SECCIÓN 6

## Insectos que afectan frutos, estípites y raíces

### Introducción

Los insectos que afectan la palma de aceite en los frutos, estípites y raíces causan defoliaciones fuertes, lo que reduce su productividad y, por consiguiente, la producción de aceite. En el fruto se presentan varias especies que lo perjudican. La más importante es *Demotisma neivai*, la cual, en altas poblaciones, causa daño económico. En el estípite, las plagas más relevantes son *Eupalamides guyanensis* y *Rhynchophorus palmarum*, que se introducen en este a través de bases peciolares, y su ataque resulta letal para la palma. En las raíces se destacan *Sagalassa valida* y *Strategus aloeus*, que pueden provocar el volcamiento y muerte de la palma. En esta sección se presentan estas y otras especies también dañinas, pero de menor importancia económica.

## Capítulo 56.

# El barrenador de frutos de la palma de aceite, *Caphys bilineata* (Stoll, 1781)

Carlos Enrique Barrios Trilleras, Álex Enrique Bustillo Pardey  
y Anuar Morales Rodríguez

### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Lepidoptera:

Pyrallidae: Chrysaugine: *Caphys bilineata*.

### Sinónimos

*Phalaena bilineata* Stoll, 1781

*Caphys bilinea* Walker, 1863

*Euexippe bistrialis* Ragonot, 1891

*Ugra parallela* Walker, 1863

### Distribución geográfica

La presencia de *C. bilineata* se registra en Suramérica (Venezuela, Brasil, Ecuador y Colombia), Surinam, Honduras y las Indias Occidentales (Da Costa Lima, 1950; Robinson *et al.*, 2016).

### Plantas hospederas

Se encuentra en frutos de palma *Elaeis oleifera*, *Elaeis guineensis* e híbridos OxG, en las zonas Central, Oriental y en Urabá. Es posible que esté presente en otras regiones de Colombia donde se cultiva la palma de aceite.

### Antecedentes

Recientemente se observó en plantaciones de híbridos OxG un daño en los frutos ocasionado por larvas de un lepidóptero barrenador. La dra. Alma Solís, del Museo de Historia Natural del Instituto Smithsonian en Washington, consideró que se trata de la especie *Caphys*

*bilineata* (Stoll), que se registra como agente barrenador de frutos de palma de aceite (*Elaeis guineensis*) en Guyana y la palma Nolí (*Elaeis oleifera*) en Brasil y Colombia (Da Costa Lima, 1950; Robinson *et al.*, 2016).

*Caphys* es un género de polillas narigudas (orden Pyralidae), descrito por Francis Walker en 1863, quien lo designó como especie tipo a *Caphys bilinea*, un nombre inicial considerado sinónimo de *Caphys bilineata*. Esta especie fue descrita por Caspar Stoll en 1781.

### Descripción y biología

**Adultos.** Son polillas pequeñas de 15 mm. Las alas anteriores son de color marrón, las cuales se pliegan y cubren las alas posteriores que son más claras. Cuando están en reposo muestran dos líneas transversales paralelas de color crema y flecos del mismo tono en el borde. Las antenas son filiformes y los palpos labiales, prominentes. El fémur y la tibia de todas las patas están cubiertas de escamas marrones. Presenta dimorfismo sexual. Las hembras son de mayor tamaño, con una envergadura alar de 20 mm, mientras que la de los machos es de 13 mm. Suelen ubicarse en hojas secas donde se mimetizan con facilidad. Su vuelo es errático y evidencian poca actividad durante el día (Figura 1).

**Larvas.** Alcanzan 25 mm de longitud, son de color pardo claro, con setas puntuales marrón a lo largo del cuerpo, desde el mesotórax



**Figura 1.** Adulto de *Caphys bilineata* sobre un foliolo de híbrido Coari x La Mé. Foto: C. Barrios |

hasta el último segmento abdominal. El protórax y cabeza están esclerotizados, y son de color marrón. Es posible encontrar más de una larva en frutos infestados (Barrios-Trilleras *et al.*, 2020) (Figura 2).



**Figura 2.** Larva de *Caphys bilineata* barrenando un fruto de híbrido Coari x La Mé. Foto: C. Barrios |

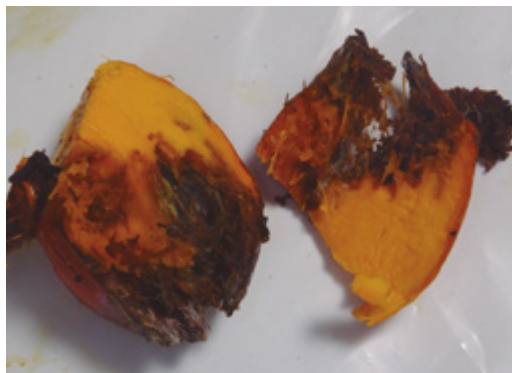
## Daño

En frutos sobremaduros se observan residuos externos del daño producido por las larvas de *C. bilineata* (Figura 3). Las larvas son capaces de pasar de un fruto infestado a uno sano; de esta forma afectan a varios durante su desarrollo larval. Cuando el fruto es polinizado de manera natural (polen), las larvas consumen todo el mesocarpio del fruto, sin llegar a perforar la almendra; en cambio, en los polinizados artificialmente (cuando se usa el regulador de crecimiento ANA), pueden barrenar su totalidad (Figura 4). En ambos casos, el daño siempre inicia en el ápice y progresa hacia la base de los frutos (Barrios-Trilleras *et al.*, 2020).



**Figura 3.** Daño externo en un fruto de híbrido Coari x La Mé causado por *Caphys bilineata*. Foto: C. Barrios |





**Figura 4.** Magnitud del daño interno ocasionado por *Caphys bilineata* en un fruto del híbrido Coari x La Mé, obtenido mediante polinización artificial (ANA). Foto: C. Barrios |

El impacto que este insecto genera en la producción de aceite es desconocido por el momento. Sin embargo, es de anotar que la especie *Tirathaba rufivena* (Lepidoptera: Pyralidae), de hábitos similares a *C. bilineata*, es considerada como la principal plaga que afecta los racimos de *E. guineensis* en Indonesia y Malasia (Masijan *et al.*, 2015; Prasetyo *et al.*, 2018).

## Manejo de sus poblaciones

Bajo las condiciones actuales, una práctica razonable para reducir la incidencia de *C. bilineata* es que en las plantaciones se ajusten los ciclos de cosecha para evitar racimos de palma con frutos sobremaduros, debido a la atracción que ofrecen a este insecto para su reproducción.

## Capítulo 57.

### La chisa, *Cyclocephala amazona* (Linnaeus, 1767)

Carlos Andrés Sendoya Corrales y Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Melolonthidae: Dynastinae: *Cyclocephala*  
*amazona*.

#### Nombre común

Chisa, mojoy, gallina ciega.

#### Sinónimos

*Cyclocephala auriculata* Casey, 1915  
*Cyclocephala beaumonti* Casey, 1915  
*Cyclocephala detecta* Bates, 1888  
*Cyclocephala inconstans* Burmeister, 1847  
*Melolontha pallens* Fabricius, 1798  
*Melolontha signata* Fabricius, 1781  
*Melolontha uncinata* Lilliger, 1802  
*Scarabaeus nigrocephalus* Degeer, 1774

#### Distribución geográfica

*Cyclocephala amazona* está presente en Barbados, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Chile, Ecuador, El Salvador, Guatemala, Guyana, Granada, Haití, Honduras, México, Nicaragua, Paraguay, Panamá, Perú, República Dominicana, Surinam, Trinidad y Tobago y Venezuela (Ratcliffe, 2003). En Colombia hay registros de su presencia en los departamentos de Boyacá, Cauca, Cundinamarca, Chocó, Risaralda y Santander (Neita, 2011; Pardo *et al.*, 2005; Útima & Vallejo, 2008).

#### Plantas hospederas

*Cyclocephala amazona* en su estado de larva se puede alimentar en prácticamente todas

las raíces de las plantas que encuentre en su hábitat. Causa daños de importancia cuando consume las raíces de plantas cultivables de explotación comercial. En Colombia, el adulto se ha detectado en las zonas palmeras Central y Suroccidental, en donde ha afectado las inflorescencias femeninas de *Elaeis guineensis* e híbridos interespecíficos.

#### Antecedentes

La identificación de los especímenes colectados en palma de aceite en las zonas Central y Norte las realizó el dr. Luis Carlos Pardo Lorcarno, docente de la Universidad del Pacífico.

*Cyclocephala amazona* forma parte del complejo de chisas que afectan los cultivos agrícolas. Pertenece al género más diverso entre los Dynastinae americanos, el cual agrupa cerca de 325 especies (Ratcliffe, 2003). En Colombia hay registros de 107 géneros y 582 especies de Melolonthidae, en los que se destaca la subfamilia Dynastinae, con 68 especies, de las cuales sobresale el género *Cyclocephala* (Restrepo *et al.*, 2003).

El estado larval de estos insectos tiene hábitos alimentarios muy variados que van desde saprofagia, rizofagia a fitofagia. Varios autores han discutido su papel como organismos degradadores primarios de madera; otros consideran a *Cyclocephala* como edáficos; mientras que hay quienes argumentan que el adulto es un polinizador, consumidor de polen y néctar de flores (Gibernau & Barabé, 2002; Gotts-

berger, 1999; Morón, 1997; Quintero & Pardo, 2017; Ratcliffe & Cave, 2006).

## Descripción y biología

**Huevos.** Las hembras fecundadas ponen sus huevos en el suelo. Estos son esféricos, pequeños y blancos translúcidos. La eclosión toma unos 15 días, dependiendo de las condiciones de temperatura.

**Larvas.** Pasan por tres instares. Tienen una duración relativamente larga, periodo en el que permanecen todo el tiempo en el suelo, alimentándose de las raíces de la planta. Son blancas con forma de C. Presentan tres pares de patas torácicas de color marrón. La cabeza es marrón claro a oscuro y alcanza una longitud de 2,5 cm. Se alimentan del sistema radicular de las plantas (Bustillo-Pardey, 2008).

**Adultos.** Son cucarrones de 14 mm de largo, de color amarillo pardo con máculas negras en los élitros, y dos manchas longitudinales en el pronoto de color marrón. Presentan variaciones en los patrones de pigmentación de sus élitros

(Figura 1). Una vez que emerge del suelo, el macho copula con la hembra, la cual procede a depositar sus huevos en la tierra donde encuentre raíces de la vegetación existente. Son de hábitos nocturnos; durante el día se esconden en las bases pedunculares de las inflorescencias de la palma de aceite. Esta es una planta dioica, que presenta a la vez flores masculinas y femeninas. *Cyclocephala amazona* es atraída por los volátiles que emana la flor femenina en antesis (Figura 2). En la noche las localizan y se alimentan de su estigma (Figura 3).



**Figura 1.** Adulto de *Cyclocephala amazona*. En el dorso se observan las máculas características de la especie. Foto: C. Sendoya |



**Figura 2.** Inflorescencia femenina de palma de aceite a) en antesis, b) lóbulo estigmático de la flor femenina. Fotos: C. Sendoya |



**Figura 3.** Adulto de *Cyclocephala amazona* alimentándose del estigma de la flor femenina en antesis.  
Foto: C. Sendoya |

## Ciclo de vida

Es de seis meses y se esperan dos emergencias de adultos por año, que se sincronizan con los periodos de lluvia en marzo y septiembre en la mayoría de las zonas de Colombia (Bustillo-Pardey, 2008).

## Daño

El adulto de *C. amazona* causa el daño al alimentarse de los lóbulos estigmáticos de la flor femenina en antesis de la palma, ya que ocasiona pérdida del área de recepción del polen y provoca que la flor no sea fecundada, lo que genera frutos partenocárpicos o sin semilla (Figura 4).

## Manejo de sus poblaciones

Las especies de *Cyclocephala* son plagas de poca importancia económica, pues normalmente sus ataques no son generalizados. Desempeñan un papel relevante en el suelo, al transformar la materia orgánica vegetal. Muestran atracción hacia ciertos tipos de luces, lo que se

aprovecha para atraer a los adultos a trampas tipo embudo, con luz fluorescente negra de 20 watts. Las trampas pueden capturar individuos en un radio de 45 m, cuando se operan en el horario de mayor actividad de vuelo: entre las 19:00 y 23:00 horas (Bustillo-Pardey, 1989).

Este es un buen método para atrapar cientos de especímenes de *C. amazona* y mitigar el daño a las inflorescencias. No es recomendable el uso de insecticidas, ya que estos actúan en contra, al afectar las poblaciones de polinizadores.



**Figura 4.** Inflorescencia femenina de palma de aceite. **a)** Lóbulo estigmático completo. **b)** Lóbulo sin un estigma, daño ocasionado por *Cyclocephala amazona*.  
Fotos: C. Sendoya |



## Capítulo 58.

### El raspador del fruto de la palma de aceite, *Demotispa neivai* (Bondar, 1940)

Luis Guillermo Montes Bazurto, Álex Enrique Bustillo Pardey  
y Anuar Morales Rodríguez

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Polyphaga: Chrysomeloidea: Chrysomelidae:  
*Demotispa neivai*

#### Nombre común

Raspador de frutos

#### Sinónimo

*Imatidium neivai* Bondar, 1940.

#### Distribución geográfica

*Demotispa neivai* se ha registrado en Panamá, Venezuela, Brasil, Colombia, Ecuador y Surinam (Genty *et al.*, 1978).

#### Planta hospedera

Palma de aceite *Elaeis guineensis*.

#### Descripción y biología

**Adultos.** Son aplanados y ovalados. Recién emergidos son de color rojo o marrón y, a medida que envejecen, toman una coloración parda a rojo oscuro. Poseen antenas filiformes con 11 antenómeros rojos en los primeros siete segmentos, y más oscuros en los últimos cuatro. El escutelo es pentagonal y pequeño; el pronoto, más ancho que largo, y los élitros, ovalados con hileras de puntos paralelos desde el pronoto hasta la parte apical (Montes *et al.*, 2019; Staines, 2009).

La longevidad de los adultos de *D. neivai* es de  $268,9 \pm 53,1$  días. Sin embargo, en condiciones de

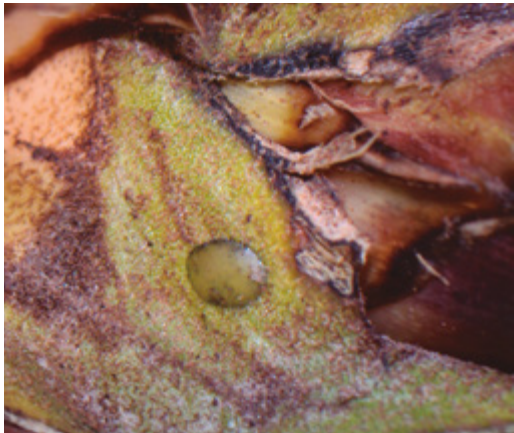
laboratorio llegaron a vivir más de nueve meses (Montes *et al.*, 2019). Tienen hábitos nocturnos, que inician en las últimas horas de la tarde y se prolongan hasta las primeras horas de la mañana del siguiente día. Durante la noche se alimentan, copulan y se desplazan a palmas cercanas. La tasa de consumo de un adulto varía entre 1,5 y 2,0 cm<sup>2</sup> de la epidermis del fruto por día (Aldana-De la Torre *et al.*, 2004). También pueden alimentarse de hojas jóvenes en el paquete de flechas, por lo que pueden causar un daño similar al de los raspadores de flecha (Urueta, 1975). Están presentes en todas las fases del desarrollo y maduración de los racimos. Las mayores poblaciones de adultos se registran en la etapa de llenado de los frutos, entre 28 y 61 días después de la antesis (Montes *et al.*, 2019) (Figura 1).



**Figura 1.** Adulto del raspador de frutos *Demotispa neivai* en el que se aprecian las características morfológicas de la parte dorsal. Foto: L. Montes |



**Huevos.** Son ovalados de superficie lisa, color crema y duran en promedio  $7,1 \pm 1,2$  días. Se encuentran en el interior de los racimos inmaduros en fase de llenado y nunca en maduración, y sobre las brácteas o en la base de las espigas. No es común hallarlos en la superficie de los racimos (Montes *et al.*, 2019) (Figura 2).

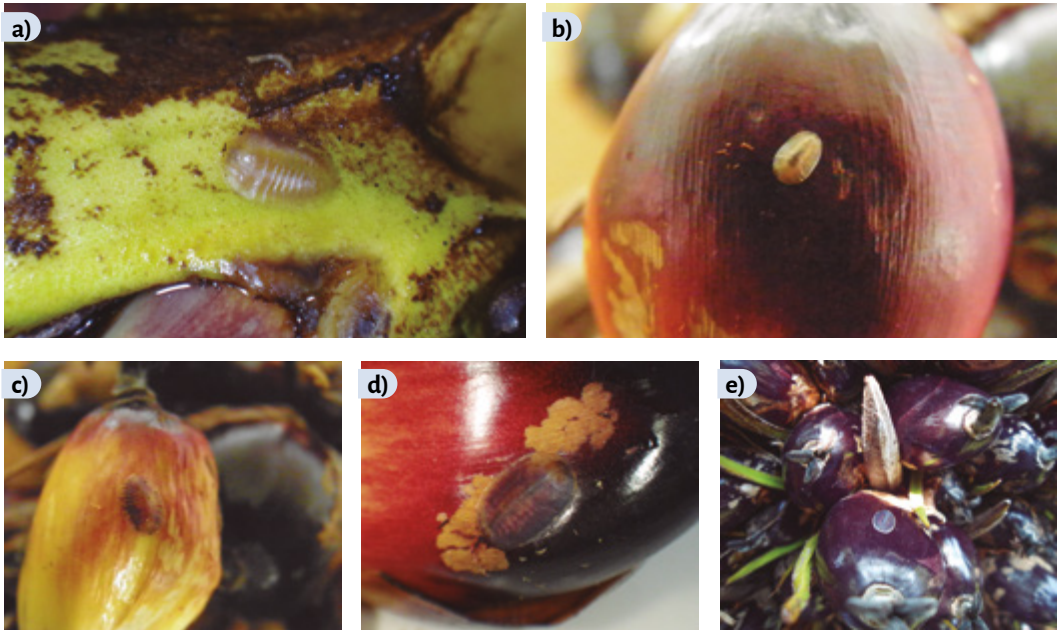


**Figura 2.** Huevo de *Demotispia neivai* depositado por la hembra sobre frutos del racimo de la palma de aceite. Foto: L. Montes |

**Larvas.** Son ovaladas, estriadas, con las patas en la parte ventral completamente cubiertas por el cuerpo. Inicialmente son de color crema o amarillo y, en los últimos instares, toman una tonalidad rojiza o púrpura (Montes *et al.*, 2019).

Duran en promedio  $21,9 \pm 2,0$  días, y pasan por cinco instares y una prepupa (Montes *et al.*, 2019). Se localizan en el interior de los racimos inmaduros y en la base de las hojas que no han abierto (flechas), cerca del cogollo de la palma (Urueta, 1975). En los racimos se alimentan de las espatas, las brácteas, el pedúnculo y los frutos. Las larvas de *D. neivai* se pueden encontrar durante toda la fase de llenado y maduración de los racimos. Sin embargo, las mayores poblaciones se registran 28 días después de la antesis (Montes *et al.*, 2019) (Figura 3).

**Pupas.** Son ovaladas, similares a las larvas de último instar. Al comienzo son de color crema o amarillo; a medida que avanza su desarro-



**Figura 3.** Larvas de *Demotispia neivai*. a) Instar I. b) Instar II. c) Instar III. d) Instar IV. e) Instar V. Fotos: L. Montes |

llo cambian a marrón claro y, hacia el final, cuando el adulto está próximo a emerger, el centro de la pupa toma una coloración oscura (Montes *et al.*, 2019) (Figura 4). Duran en promedio  $19,6 \pm 3,0$  días, y se encuentran en el interior de los racimos inmaduros y en los que están iniciando la fase de maduración, pero no en los próximos para ser cosechados.

## Ciclo de vida

En condiciones de laboratorio, *D. neivai* completa su ciclo de vida de huevo a emergencia del adulto en 48,6 días en promedio (huevo,  $7,1 \pm 1,2$ ; larva,  $21,9 \pm 2,0$ , y pupa,  $19,6 \pm 3,0$  días) y la longevidad del adulto es de  $268,9 \pm 53,1$  días (Montes *et al.*, 2019).

## Enemigos naturales

Los diferentes estados de desarrollo de *D. neivai* son afectados por diversos enemigos naturales, entre los que se encuentran parasitoides, depredadores, hongos y nematodos. El único estado en el que no se registran es en el de huevo (Montes *et al.*, 2019).

Entre los enemigos de *D. neivai* más importantes se encuentran dos parasitoides de pupas: *Tetrastichus* sp. (Hymenoptera: Eulophidae) y *Psychidosmiera* sp. (Hymenoptera: Chalcididae) (Corley & Tinker, 2016; Genty & Mariau, 1973; Montes *et al.*, 2019), y depredadores, como *Hololepta* sp. (Coleoptera: Histeridae), varias especies de crisopas (Neuroptera: Chrysopidae), ninfas de *Alcaecorrhynchus grandis* (Dallas, 1851) (Hemiptera: Pentatomidae), arañas de la familia Salticidae, y hormigas de los géneros *Creमतogaster* y *Odontomachus* (Aldana-De la Torre *et al.*, 2004; Corley & Tinker, 2016).

Algunos microorganismos que contribuyen al control de larvas y adultos son los hongos del género *Beauveria* y *Metarhizium* (Aldana-De la Torre *et al.*, 2004; Valencia *et al.*, 2007; Valencia & Benítez, 2004), aunque *Beauveria* no ha mostrado una alta virulencia sobre *D. neivai* en recientes evaluaciones. Con *Metarhizium anisopliae* se han logrado mortalidades de hasta el 61 % en larvas, en condiciones naturales de una plantación de palma de aceite (Montes *et al.*, 2019). La cepa CPMa1502 de *M. anisopliae* ha mostrado una alta virulencia sobre larvas



**Figura 4.** Pupas de *Demotropa neivai* sobre un fruto de palma de aceite, con el color marrón oscuro que las caracteriza. Foto: L. Montes |

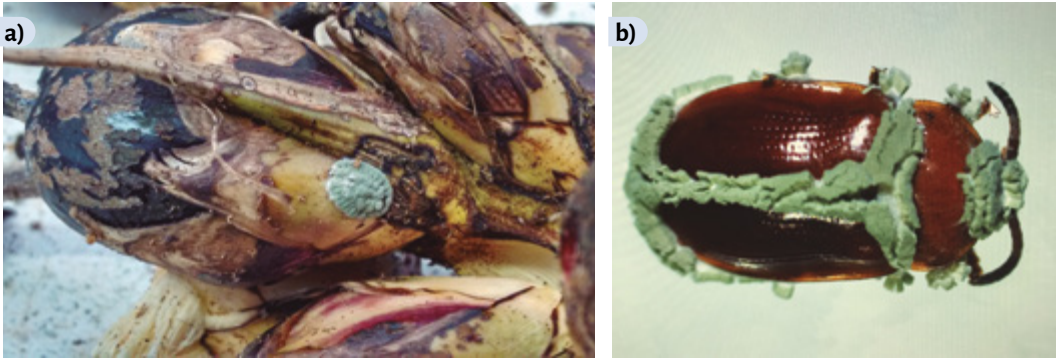
y adultos, con eficacias del 95 y 96 %, respectivamente, bajo condiciones de laboratorio (Figura 5). 30 días después de aspersiones de esta cepa en campo, la mortalidad de larvas llegó hasta el 80 % (Montes *et al.*, 2020). Nematodos del género *Heterorhabditis*, aislados en el cultivo de palma de aceite, y otros del género *Steinernema*, nativos de otros cultivos, han evidenciado ser patogénicos a larvas de *D. neivai* (Figura 6).

## Daño

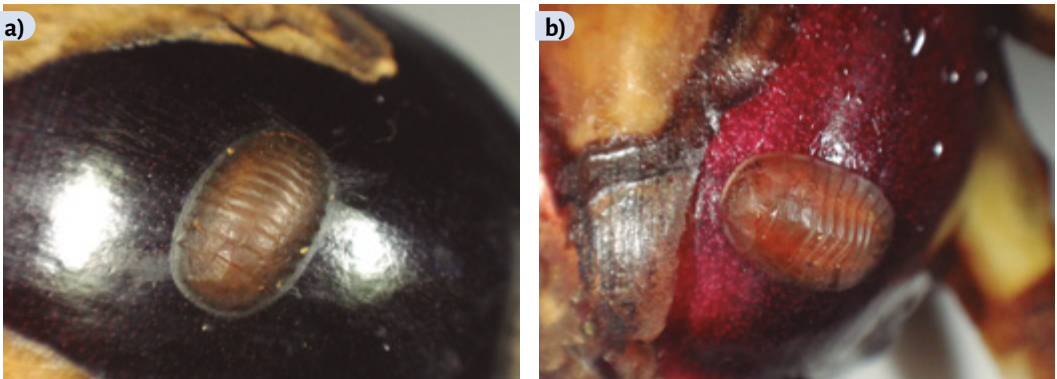
El daño es causado tanto por las larvas como por los adultos de *D. neivai*, al alimentarse de

la epidermis de los frutos (Aldana-De la Torre *et al.*, 2004; Genty & Mariau, 1973; Zenner de Polanía & Posada, 1992) y de los folíolos de las flechas de palmas de vivero y campo (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010; Urueta, 1975).

Las pérdidas en cosecha y en aceite muestran que *D. neivai* es una plaga de importancia económica para la palma de aceite en Colombia (Valencia *et al.*, 2007). La herida ocasionada por el raspador en los frutos produce una lesión de apariencia corchosa que dificulta determinar el grado de madurez del racimo. Esto provoca pérdidas de hasta el 8 % en campo, por racimos no cosechados en el momento oportuno.



**Figura 5.** *Demotispia neivai*. **a)** Larva y **b)** adulto infectados por el hongo *Metarhizium anisopliae*. Presentan una coloración verde, signo de la esporulación del hongo. Fotos: L. Montes y L. Buitrago |



**Figura 6.** Larvas de *Demotispia neivai* infectadas por los nematodos *Steinernema* sp. y *Heterorhabditis* sp. **a)** Se observa una coloración amarillosa que *Steinernema* confiere a la larva y **b)** el color rojizo atribuido a *Heterorhabditis*. Fotos: L. Montes |



tuno (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010; Genty *et al.*, 1978). Adicionalmente, la disminución calculada en la tasa de extracción de aceite puede llegar al 2 %, cuando los frutos tienen entre el 80 y el 100 % de la epidermis afectada (Aldana-De la Torre *et al.*, 2004) (Figura 7).

## Monitoreo

Para determinar el daño causado por *D. neivai*, se estableció una escala de evaluación cualitativa. Racimos entre el 1 y 20 % de la superficie con daño corresponden a la escala 1; entre el 21 y 40 %, a la escala 2; entre el 41 y 60 %, a la escala 3; entre el 61 y 80 %, a escala 4, y entre el 81 y 100 %, a la escala 5. La evaluación se realizó en los sitios de acopio de racimos, teniendo en cuenta el lote de procedencia (Aldana-De la Torre *et al.*, 2004). Esta misma escala puede utilizarse para calificar el daño en racimos que no han sido cortados, mediante un muestreo sistemático de todos los racimos presentes en las palmas. El seguimiento en campo permite identificar la distribución del insecto y los focos.

En palmas de vivero que serán llevadas a campo para su establecimiento, es recomendable la inspección de las flechas en busca del insecto o del daño. Palmas infestadas no se deben trasladar al campo o se tienen que

tratar previamente con el hongo *M. anisopliae* cepa CPMa1502.

## Manejo de sus poblaciones

Para el manejo del raspador de frutos se han estudiado diferentes alternativas, entre las que se encuentra la aspersión de extractos cítricos (Aldana-De la Torre *et al.*, 2004; Martínez *et al.*, 2008). Sin embargo, debido a que son preparaciones artesanales, no han podido ser utilizadas masivamente.

La mejor alternativa para el manejo del raspador de frutos es el establecimiento de plantas nectaríferas o arvenses, que favorecen la reproducción de parasitoides y depredadores que contribuyen a su control (Barrios *et al.*, 2018). Además, el uso del hongo *M. anisopliae* cepa CPMa1502, en dosis de  $5 \times 10^{12}$  conidias/ha, asperjado a todos los racimos de las palmas afectadas, ejerce un buen control. Para su aspersión se debe utilizar agua con un pH entre 5,5 y 7, y para la preparación de la suspensión se necesita un aceite agrícola como coadyuvante (Carrier® 3 cc/litro de agua). El volumen de referencia para obtener un adecuado cubrimiento, cuando en promedio se tienen nueve racimos por planta, es de 1 litro por palma (Montes *et al.*, 2020).



**Figura 7.** Racimos afectados por el raspador de frutos *Demotispia neivai*. a) *Elaeis guineensis*. b) Híbrido interespecífico *Elaeis oleifera* x *Elaeis guineensis* (OxG). Fotos: L. Montes |

## Capítulo 59.

### El gusano tornillo, *Eupalamides guyanensis* (Houlber, 1917)

Rosa Cecilia Aldana de la Torre, Álex Enrique Bustillo Pardey  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Cossioidea: Castniidae: Castniinae: Castnini:  
*Eupalamides guyanensis*.

#### Nombre común

Gusano tornillo, barrenador de los racimos, barrenador gigante de la palma.

#### Sinónimos

*Castnia guyanensis* Houlbert, 1917  
*Castnia grandis* Jordan, 1917  
*Castnia amazonicus* Moss, 1945 (Preocc.)  
*Cyparissius* (*Castnia*) *daedalus* Cramer.  
*Eupalamides cyparissias*, Fabricius, 1777  
*Eupalamides grandis* Jordan, 1917  
*Castnia daedalus*, Fabricius, 1781  
*Eupalamides daedalus*, Fabricius, 1781  
*Lapaeumides daedalus*, Cramer

#### Distribución geográfica

*Eupalamides guyanensis* es nativo de Suramérica y está ampliamente distribuido en Perú, Colombia, Ecuador, Venezuela, Brasil, Guayana Francesa y el norte de Panamá (Huguenot & Vera, 1981; Korytkowski & Ruiz, 1980; Genty *et al.*, 1978).

#### Plantas hospederas

En Suramérica se conoce como la plaga de mayor importancia económica en *Cocos nucifera* L., *Elaeis guineensis* Jacq. y *Mauritia flexuosa* L.F. En la Amazonía se encuentra en palmas

nativas como *Mauritia carana* Wallace, *Mauritiella peruviana* (Becc.) Burret, *Astrocaryum murumuru* Mart. y *A. havarense* Trail ex Drude (Delgado & Couturier, 2003).

#### Antecedentes

*Eupalamides guyanensis* (Houlber, 1917) es una plaga que solo se encontraba en los Llanos Orientales (Bustillo-Pardey *et al.*, 2013). En la década de los años 80, ocasionó muchos daños en plantaciones de palma de aceite en Caquetá, y posteriormente en Meta y Casanare, sin mayores repercusiones de orden económico (Aldana-De la Torre & Calvache, 2002). Hace poco se están presentando incidencias con altas poblaciones en las subregiones de Puerto Gaitán y San Carlos de Guaroa en Meta, y en Tauramena, Casanare (Aldana-De la Torre *et al.*, 2019).

#### Descripción y biología

**Adultos.** Son mariposas de color marrón oscuro con reflejos verdes oliváceos, que alcanzan entre 19 y 21 cm de expansión alar. Las alas presentan franjas y máculas de color amarillo pálido (Figura 1). Muestra mayor actividad en horas crepusculares. Se desplazan velozmente en el nivel inferior del follaje, por lo que su dispersión se facilita en cultivos de más de cuatro años (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010). La hembra tiene un alto potencial de posturas; puede ovipositar hasta 500 huevos, durante sus 18 días de vida (Aldana-De la Torre *et al.*, 2019) (Figura 2).





**Figura 1.** Adultos de *Eupalamides guyanensis*, que evidencian las características que los distinguen. **a)** Vista dorsal. **b)** Vista ventral. Fotos: Simbaqueba y E. Vergara |



**Figura 2.** Adulto de *Eupalamides guyanensis* posado en la base peciolar de una palma de aceite. Foto: R. Aldana |



**Figura 3.** Huevo de *Eupalamides guyanensis* depositado por una hembra en las bases peciolares de la palma de aceite. Foto: Entoma Natura Vision |

**Huevos.** Son fusiformes con cinco aristas longitudinales, matizadas de rosado cuando están recién ovipositados. Miden de 5 a 6 mm de longitud. Son depositados individualmente sobre la corona o bases peciolares, con preferencia en racimos abortados o podridos. En cada sitio de postura pueden encontrarse de 2 a 30 huevos (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010) (Figura 3).

**Larvas.** Recién emergidas miden 7 mm y hacia el final del estado larval alcanzan una longitud de 11 a 13 cm. Su color es blanco cremoso. Pasan por 14 instares. Tan pronto emergen del huevo son muy activas y se desplazan rápidamente

entre los frutos, hasta encontrar las condiciones apropiadas para su establecimiento. Es común hallarlas en las bases peciolares de las hojas, en los niveles 17 a 33, donde permanecen hasta que alcanzan una longitud de unos 3 cm. Allí se alimentan de material vegetal en descomposición o hacen roeduras en la epidermis de las hojas. Prefieren frutos apenas formados en racimos verdes. Antes de iniciar su entrada al interior del raquis, consumen varios frutos hasta dejar solo la fibra de la pulpa del pericarpio. Dentro del raquis muestran su hábito barrenador, al formar galerías que se dirigen hacia el pedúnculo principal del racimo (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010) (Figura 4).



**Figura 4.** Larva de *Eupalamides guyanensis* barrenando el estípite de una palma de aceite. Foto: J. Aldana |

Las larvas, que han adquirido un tamaño entre 4 y 8 cm, hacen una perforación en la base peciolar, que es la que se observa en el momento de la poda. Luego, se dirigen internamente hacia las espatas y pedúnculos de las inflorescencias, donde permanecen alimentándose hasta destruirlos. Las más grandes buscan el estípite, para construir galerías longitudinales que tienen entre 5 y 50 cm de longitud (Calvache *et al.*, 2000) (Figura 5).

**Pupas.** Las larvas de último instar se ubican en las axilas de las bases peciolares cercanas a la corona, y forman un capullo con las fibras

del estípite. Ahí se introducen para transformarse en pupa. Son de color marrón oscuro y miden de 10 a 12 mm (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010) (Figura 6).

## Ciclo de vida

*Eupalamides guyanensis* tiene un ciclo de vida muy largo y varía de acuerdo con la zona, principalmente con los cambios climáticos (Korytkowski & Ruiz, 1980). La duración media es como sigue: el huevo en incubación de-



**Figura 5.** Larva de *Eupalamides guyanensis* que permite apreciar la morfología que la caracteriza, como es su cuerpo anudado. Foto: J. Aldana |



**Figura 6.** Pupa de *Eupalamides guyanensis* en las axilas de las bases peciolares de una palma de aceite. Foto: J. Aldana |

mora entre 13 a 15 días; la larva, 300 días; la pupa, entre 28 y 30 días y la longevidad del adulto es de 18 a 20 días. El ciclo total de huevo a emergencia del adulto se puede completar en un año, lo que significa que *E. guyanensis* solo tiene una generación por año (Figura 7) (Aldana-De la Torre *et al.*, 2019).



**Figura 7.** Ciclo de vida de *Eupalamides guyanensis* en palma de aceite, Zona Oriental |

## Enemigos naturales

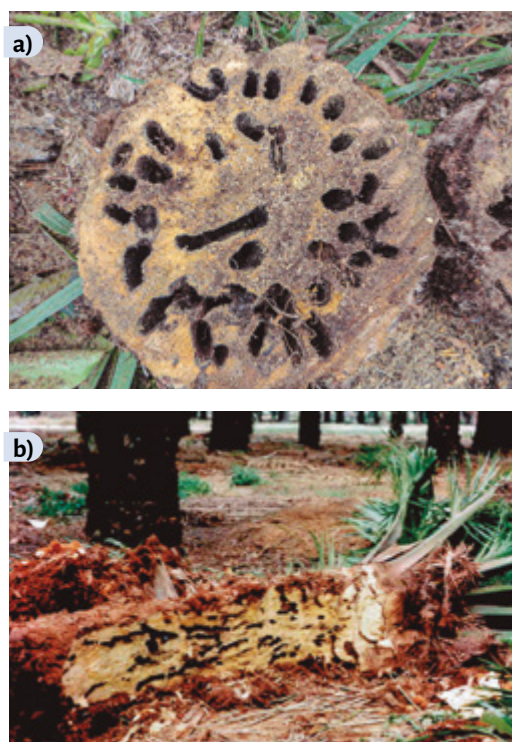
El estado larval de *E. guyanensis* es depredado por varias especies de hormigas de los géneros *Odontomachus*, *Pheidole*, *Iridomyrmex* y *Crematogaster*. Además, por *Hemiphileurus* sp., *Hololepta* sp., *Oxysternum maximus* (L., 1767) y *Phileurus didymus* (L. 1758), que también depredan pupas. El estado de huevo es parasitado por una especie de *Ooencyrtus* (Hymenoptera: Encyrtidae). Esta avispa presenta una buena oportunidad para que sea reproducida en laboratorio a través de colectas masivas de huevos de *E. guyanensis*, a los cuales se les permita ser parasitados por adultos de *Ooencyrtus* sp. encontrados en el campo (Aldana-De la Torre *et al.*, 2000).

## Daño

En ciertas épocas se convierte en una plaga de mucha importancia, debido a los daños que

las larvas causan en los racimos, en inflorescencias en formación y en el estípite, lo que tiene un impacto relevante en la reducción de la producción de aceite.

Las larvas recién emergidas roen el exocarpio en la base de los frutos, pasan luego a barrear las espigas, para después continuar con el estípite por el interior del pedúnculo (Mariau & Huguenot, 1983). Los primeros indicios del daño se manifiestan en la pudrición y desprendimiento de los frutos correspondientes a la espiguilla barrenada. La pudrición avanza hasta la parte central del pedúnculo, razón por la cual compromete total o parcialmente el racimo, según la edad del mismo y el número de larvas presentes (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010) (Figura 8).



**Figura 8.** Daño ocasionado por larvas de *Eupalamides guyanensis* en estípites. **a)** En el corte transversal se observan los orificios del barrenador. **b)** En el corte longitudinal se aprecian las galerías que realiza.

Fotos: R. Aldana |



El daño afecta directamente la producción, ya que la larva barrena frutos en diferentes estados de desarrollo, así como inflorescencias. Aunque la literatura referenciada menciona que rara vez puede ocasionar la muerte de una palma como resultado de la destrucción de los tejidos tiernos de la corona, en los Llanos Orientales de Colombia ha sido más frecuente de lo que se esperaba (Calvache *et al.*, 2000) (Figura 9).

En ataques severos, las palmas afectadas presentan clorosis en las hojas de los niveles inferiores, que inician en su ápice y en los foliolos; luego, las hojas muestran una coloración

anaranjada y finalmente sucede el secamiento de los tejidos. La clorosis va ascendiendo paulatinamente a los niveles superiores del follaje de la palma; las hojas se secan y, al doblarse por la base, caen sobre el estípite, dando la apariencia de ruana. En muchos casos, el cogollo permanece en posición normal, con acumulación de seis a ocho flechas sin abrir, para finalmente morir (Calvache *et al.*, 2000). En casos de daño grave y muy avanzado es posible observar pudrición del tejido por debajo del meristemo, hasta unos 50 cm, la cual puede ser seca o húmeda; esta última presenta olor fétido (Calvache *et al.*, 2000) (Figura 10).



**Figura 9.** Daños causados por *Eupalamides guyanensis* en palma de aceite. **a)** En racimos. **b)** En inflorescencias.  
Fotos: R. Aldana |



**Figura 10.** Apariencia general de palmas de aceite infestadas por larvas de *Eupalamides guyanensis*.  
Fotos: R. Aldana |

## Muestreo

Se deben revisar los racimos en el momento de la cosecha o los cortes en las bases de las hojas podadas normalmente. Para las evaluaciones se recomienda disectar racimos maduros, uno por hectárea, y contar las larvas que contengan. Estas se clasifican en grandes, medianas y pequeñas (Korytkowski & Ruiz, 1980). El registro y la evaluación de adultos capturados por generación puede dar una idea de la forma como está evolucionando la población (Figura 11).



**Figura 11.** Daño característico de *Eupalamides guyanensis* en el estípite de la palma de aceite. Foto: R. Aldana |

## Manejo de sus poblaciones

El manejo integrado para controlar esta plaga se basa en la aplicación estricta de prácticas de manejo agronómico, como la poda y la cosecha, monitoreo y captura de los adultos y control mecánico de larvas y pupas. El principal impacto sobre las poblaciones se logra manteniendo ciclos cortos de cosecha menores a 10 días y podas semestrales (Figura 12).



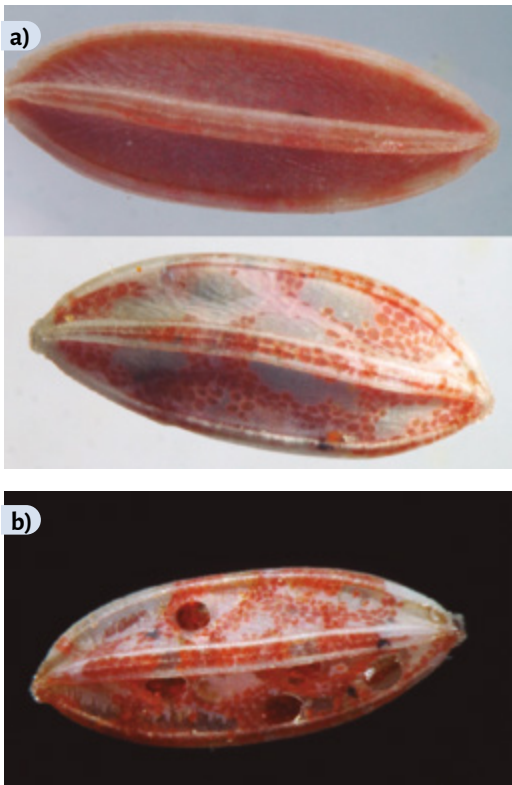
**Figura 12.** Poda en palma de aceite para mitigar el daño de *Eupalamides guyanensis*, en las plantaciones infestadas. Foto: R. Aldana |

A lo anterior se suma el punzón, herramienta desarrollada por la plantación Palmera Santa Bárbara, para destruir larvas y pupas en las bases peciolares en cultivos jóvenes. La captura de adultos de *E. guyanensis* con jama no solo favorece su control poblacional, sino que también provee datos sobre su fluctuación a través del tiempo, información útil para programar labores de manejo y verificar su eficacia (Aldana-De la Torre *et al.*, 2019).

El control biológico es una alternativa importante, mediante la liberación masiva del parasitoide de huevos *Ooencyrtus* sp. y la aplicación de nematodos entomopatógenos para controlar larvas y pupas. Estos, aplicados en la corona de la palma en dosis de  $5 \times 10^5$  nematodos/palma, alcanzan mortalidades promedio del 50 % de larvas y pupas, después de 28 días de aplicación. Al permanecer en la materia orgánica depositada en las bases peciolares continúan ejerciendo control (Aldana-De la Torre *et al.*, 2004a).



Con la disposición de 180 huevos de *E. guyanensis* parasitados por *Ooencyrtus* sp. por hectárea, distribuidos cada cinco líneas cada cinco palmas, en grupos de 30 por bolsa hecha de tul, se puede controlar hasta el 75 % de los huevos de la plaga (Aldana-De la Torre *et al.*, 2004a; 2004b) (Figura 13).



**Figura 13.** Huevos de *Eupalamides guyanensis* parasitados por *Ooencyrtus* sp. **a)** Huevos con el parasitoide en desarrollo en su interior. **b)** Huevo con orificios dejados por las avispas al final de su desarrollo interno, para ir en busca de nuevos hospederos.  
Fotos Entoma – Naturavision |

## Capítulo 60.

### El picudo rayado, *Metamasius hemipterus sericeus* (Olivier)

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Coleoptera:

Dryophthoridae:

*Metamasius hemipterus sericeus*.

#### Nombre común

Picudo rayado

#### Sinónimos

*Calandra sacchari* Gyllenhal, 1838

*Curculio hemipterus* Linnaeus, 1758

*Curculio rufofasciatus* De Geer, 1775

*Curculio variegatus* Fabricius, 1787

*Sphenophorus ambiguus* Gyllenhal, 1838

*Sphenophorus decoratus* Gyllenhal, 1838

*Sphenophorus hemipterus* (Linnaeus, 1758)

*Sphenophorus inscripta* Gyllenhal, 1838

*Sphenophorus sacchari* Gyllenhal, 1838

*Sphenophorus nigerrimus* Gyllenhal, 1838

*Metamasius hemipterus* (L.)

#### Distribución geográfica

Está presente en el sur de la Florida, Estados Unidos, y en países de Centro y Suramérica, así como en las Indias Occidentales (Weissling *et al.*, 2003). En Colombia se distribuye en todas las regiones agrícolas.

#### Plantas hospederas

Este picudo se registra a nivel mundial en caña de azúcar, pero tiene preferencia por cultivos de plátano, banano, palma de acei-

te, coco y en muchas ornamentales, como *Phoenix canariensis*, *Ptychosperma macarthurii*, *Ravenia rivularis*, *Roystonea regia*, *Hyophorbe verschaffeltii* y *Washingtonia robusta* (Peña *et al.*, 1995; Weissling & Giblin, 2010). En Colombia se encuentra reportado en cultivos de plátano, banano, maíz, sorgo, piña, palma de aceite, palmito, cocotero y caña de azúcar (Posada, 1989; Gallego & Vélez, 1992; Gómez & Lastra, 1995).

#### Antecedentes

*Metamasius hemipterus* (L., 1758) tiene tres subespecies identificadas que se diferencian por el patrón de colores en los élitros: *M. hemipterus carbonarius*, *M. hemipterus hemipterus* y *M. hemipterus sericeus* (Vaurie, 1966). Es una plaga muy común en el cultivo de la caña de azúcar. Es atraído por la fermentación causada por cortes o heridas en la caña, o ataques de otros insectos barrenadores. Por lo tanto, su infestación se puede dar en trozos de caña para semilla, en los tocones que quedan después del corte en la cosecha, cuando se quiebran los tallos al volcarse, o en orificios de salida de otros insectos, como el barrenador de los tallos *Diatraea* spp. (Gómez & Lastra, 1995). Sin embargo, ha sido asociado con otros hospederos, entre ellos, la palma de aceite (Giblin-Davis *et al.*, 1994; Sosa *et al.*, 1997; Vaurie, 1966). En estas, el daño se caracteriza por la producción de un exudado ámbar gomoso en el tallo, en el eje de la corona o los peciolo, y galerías en las hojas, peciolo y tallos (Giblin-Davis *et al.*, 1994).

Con frecuencia, las infestaciones de *M. h. sericeus* se encuentran asociadas con el picudo negro *Rhynchophorus palmarum* (L., 1758). En algunas regiones de América Tropical, *M. h. sericeus* se considera de mayor importancia económica que *R. palmarum*. En Colombia, la prevalencia de una especie sobre la otra varía de acuerdo con la zona y la época del año (Gómez & Lastra, 1995).

En plantaciones de palma de aceite en el país, *M. h. sericeus* es un buen diseminador del nematodo *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) Baujard, causante de la enfermedad conocida como anillo rojo hoja corta (Morales & Chinchilla, 1990), ya que se ha encontrado en lugares donde el insecto se alimenta. Al consumir los cortes de las hojas para la cosecha o durante la poda, inocula el nematodo, que entra en contacto y continúa hacia el interior de la palma en su proceso invasor (Calvache *et al.*, 1994; Mora *et al.*, 1994).

## Descripción y biología

Restrepo *et al.* (1982) presentan información detallada sobre la biología del picudo rayado, *M. h. sericeus*, en caña de azúcar en el Valle del Cauca, Colombia. La biología en palma de aceite de *M. h. sericeus* la estudiaron Brito *et al.* (2005) en el estado de Monagas, Venezuela. Se observó que las larvas tomaron  $4,1 \pm 0,6$  días para emerger de los huevos, el periodo larval duró  $42,5 \pm 0,7$

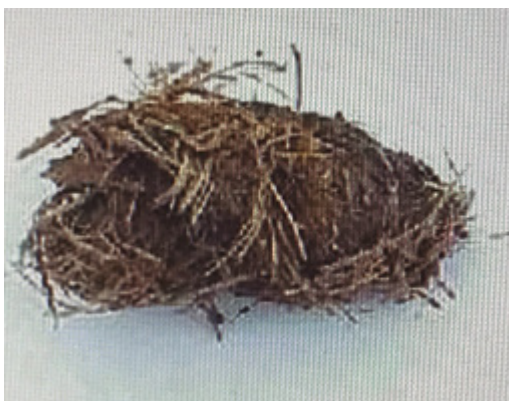


**Figura 1.** Larva del picudo rayado, *Metamasius hemipterus sericeus*, en un tallo de caña de azúcar. Foto: A. Bustillo |

días (Figura 1) y el de pupa,  $15,3 \pm 1,1$  días (Figura 2). La longevidad del adulto fue bastante prolongada, con una duración de  $73,4 \pm 1,7$  días (Figura 3). El ciclo de vida completo fue de 135,3 días. En relación con el hábito de alimentación, se constató que la mayor presencia del insecto ocurrió en el raquis de hojas que llevaban dos días de cortadas (Brito *et al.*, 2005).

## Daño

Se considera como una plaga secundaria de la palma, pero su importancia, junto con *R. palmarum*, radica en el papel que desempeña en la diseminación de la enfermedad del anillo rojo. Aunque a veces perforan tallos sanos



**Figura 2.** Pupario del picudo rayado. Foto: A. Bustillo |



**Figura 3.** Adulto del picudo rayado. Foto: A. Cuéllar |

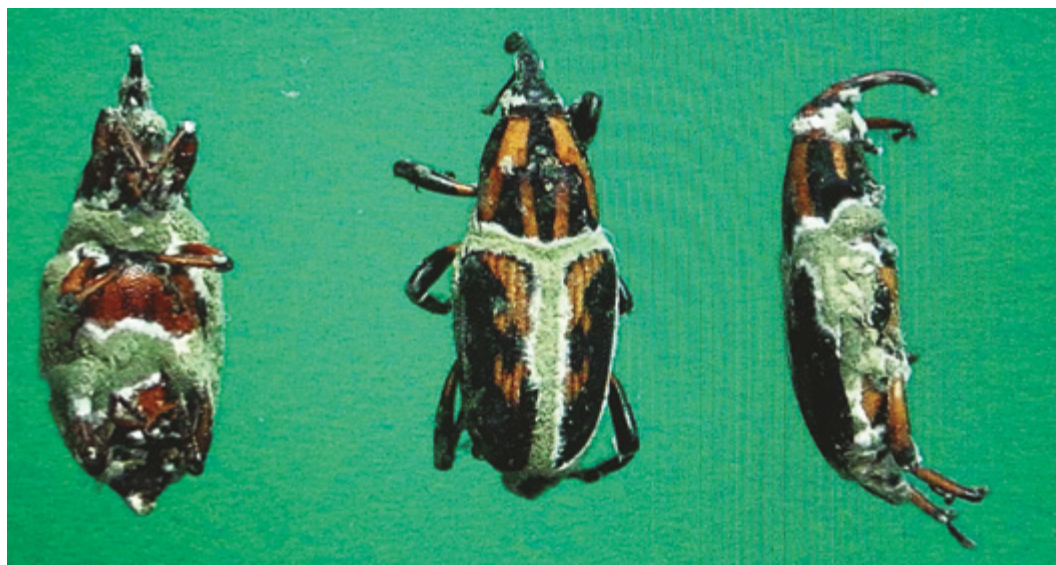
que se encuentran en la base de la palma, no causan un daño significativo en ella (Calvache *et al.*, 1994).

## Manejo de sus poblaciones

Para reducir la población de picudos cuando se detecta una alta infestación, se emplean con éxito trampas construidas con guaduas que contienen caña en fermentación (Raigosa, 1974), para capturarlos. Para hacerlas, se cortan trozos de guadua en forma longitudinal, se les ha-

cen perforaciones a los lados y se llenan de caña madura macerada. Periódicamente se retiran los picudos atrapados y se matan al introducirlos en una lata con aceite quemado.

El uso de entomopatógenos es promisorio como medio para manejar las poblaciones del picudo rayado. Se ha evidenciado que los hongos *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin y *Metarhizium anisopliae* (Metchsniakoff) Sorokin atacan este picudo en forma natural en Colombia (Bustillo-Pardey, 2010) (Figura 4).



**Figura 4.** Adultos de *Metamasius hemipterus sericeus* infectados por el hongo *Metarhizium anisopliae*. Foto: A. Bustillo |

## Capítulo 61.

### El picudo negro, *Rhynchophorus palmarum* (L., 1758)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Curculionoidea: Curculionidae: Dryophthorinae:  
Rhynchophorini: *Rhynchophorus palmarum*.

#### Nombre común

Picudo negro, gualpa, casanga

#### Sinónimos

*Calandra palmarum* (Linnaeus) 1801,  
*Cordyle barbirostris* Thunberg 1797,  
*Cordyle palmarum* (Linnaeus) 1797,  
*Curculio palmarum* Linnaeus 1758,  
*Rhynchophorus cycadis* Erichson 1847,  
*Rhynchophorus depressus* Chevrollet 1880,  
*Rhynchophorus languinosus* Chevrollet 1880

#### Distribución geográfica

En Centroamérica y el Caribe: México, Belice, Costa Rica, Cuba, República Dominicana, El Salvador, Granada, Guadalupe, Guatemala, Honduras, Martinica, Nicaragua, Panamá, Puerto Rico, San Vicente, y Trinidad y Tobago. En Suramérica: Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guayana Francesa, Guayana, Paraguay, Perú, Surinam, Uruguay y Venezuela (EPPO, 2005).

#### Plantas hospederas

*Rhynchophorus palmarum* tiene como hospederos principales las palmas de la familia Arecaceae, pero puede encontrarse en otras plantas.

Es plaga importante en palma de coco, *Cocos nucifera*; palma dátíl, *Phoenix dactylifera*; palma de aceite, *Elaeis guineensis*; palma assai, *Euterpe edulis*; palma sago, *Metroxylon sagu*, y palma dátíl, *Phoenix canariensis*, de las Islas Canarias (EPPO, 2005).

En Colombia, Posada (1989) y Gallego y Vélez (1992) registran a *R. palmarum* como plaga en *Bambusa* sp., *Guadua angustifolia*, *Carica papaya*, *Ananas sativus*, *Cocos nucifera*, *Elaeis guineensis*, *Saccharum officinarum*, *Musa* spp. (plátano y banano) y *Bactris gasipaes* (chontaduro).

#### Antecedentes

El picudo negro, *R. palmarum*, es un insecto de importancia económica en el cultivo de la palma de aceite y del cocotero en América Latina y el Caribe (Hagley, 1963). En Colombia está ampliamente distribuido y se constituye en un problema fitosanitario de relevancia por el daño que causa en *E. guineensis* y en híbridos interespecíficos *E. guineensis* x *E. oleifera* (OxG). El daño puede ser directo o indirecto y, en ambos casos, ocasiona la muerte de las palmas (Aldana-De la Torre & Moya, 2011) (Figura 1).

*Rhynchophorus palmarum* está involucrado con las enfermedades de la palma de aceite anillo rojo (AR) y pudrición del cogollo (PC). En caso del AR, *R. palmarum* es un vector del nematodo *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) Baujard, que adquiere durante su estado larval mientras se



desarrolla en la palma, o de adulto al alimentarse de tejidos contaminados. El nematodo se puede encontrar tanto interna como externamente. En las larvas se halla en el intestino, el hemocelo y las tráqueas, y en los adultos, en el intestino, la cavidad del cuerpo y el ovipositor (García, 1977; Hagley, 1963; Griffith, 1978) (Figura 2).

En cuanto a la PC, el adulto es atraído por la fermentación de tejidos expuestos, como heridas o cortes de hojas o palmas enfermas, el insecto

está contaminado por el nematodo causante del anillo rojo, que puede infectarla al alimentarse u ovipositar en estos tejidos (Figura 3).

## Descripción y biología

**Adultos.** Son cucarrones de color negro. El pronoto está cubierto de setas negras muy cortas y densas, que le dan una apariencia aterciopelada. Los élitros tienen hendiduras longitudinales bien definidas. La cabeza es pequeña y redondeada, con un típico pico o



**Figura 1.** Adulto de *Rhynchophorus palmarum* en una base peciolar de una palma de aceite. Resalta su color negro, tamaño y corpulencia. Foto: R. Aldana |



**Figura 3.** Palma de aceite infectada con la pudrición del cogollo. Foto: J. Aldana |



**Figura 2.** Palmas de aceite infectadas con anillo rojo. En la copa se observa la emisión de hojas cortas. Fotos: J. Aldana |



rostro largo, curvado ventralmente. El rostro de la hembra es largo, delgado y curvado; el del macho es de menor longitud, grueso, con una ligera curvatura distal, y puede tener un penacho de setas, ausente en los individuos pequeños. La proboscis de la hembra es más larga y encorvada que la del macho. Su longitud varía entre 30 a 50 mm cuando se mide del ápice del pigidio al del rostro (Aldana-De la Torre & Moya, 2011) (Figura 4).

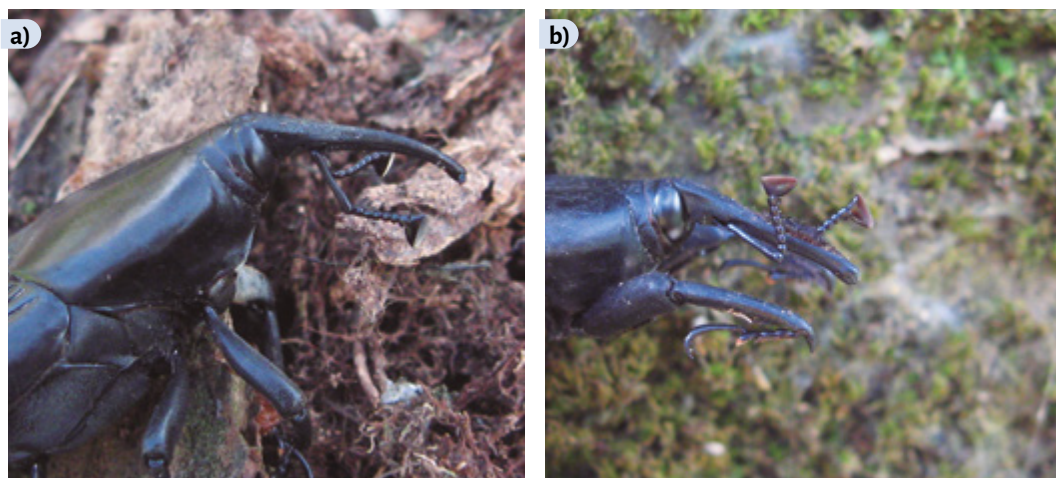
El macho, al iniciar la cópula, golpea a la hembra en el tórax o en la cabeza con el rostro o el primer par de patas. Luego sube sobre ella, la rodea con las patas y se sujeta con las espinas de las tibias. Se inclina hacia atrás y curva el abdomen hacia abajo para buscar la copulación. Esta dura en promedio tres minutos. Los machos copulan repetidas veces con la misma hembra o con otras durante el día (Hagley, 1965b).

El adulto es de hábitos diurnos, con mayor actividad en horas crepusculares. Son más activos entre las 7 y 11 a. m. y 5 y 7 p. m. (Aldana-De la Torre & Moya, 2011; Bustillo-Pardey, 2013). Durante las horas de mayor intensidad

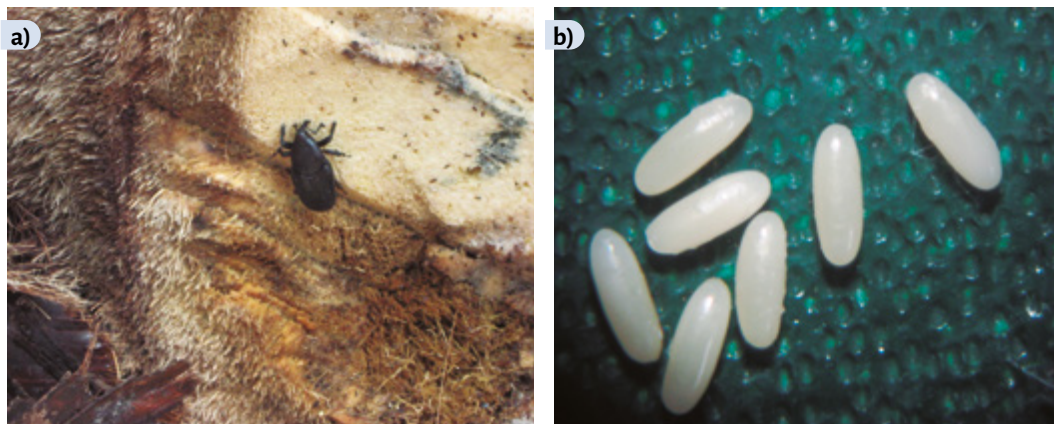
de radiación solar (12 m. a 4 p. m.) no hay individuos volando. Además, se observa una marcada disminución en los días lluviosos. En el día permanecen ocultos en las axilas de las hojas, donde pueden dejar deyecciones y residuos infectados, contribuyendo de esta forma a la propagación de la enfermedad del AR (Hernández *et al.*, 1992; Hagley, 1965a).

Ambos sexos alcanzan una velocidad de vuelo en el campo de 6,01 m/seg. La alimentación comienza de 12 a 24 horas después de la emergencia, y a las 11 p. m. presenta la mayor actividad de alimentación. La cópula alcanza su máximo valor entre 4 p. m. y 6 p. m. Los adultos pueden vivir entre dos y tres meses (Hagley, 1965b; Rochat, 1991a).

**Huevos.** Las hembras los ponen individualmente en perforaciones que hacen con el rostro en el sustrato en donde se alimentan, a una profundidad aproximada de 4,5 mm. Son de forma elíptica y superficie lisa, y miden de 2,0 a 2,2 mm. Recién ovipositados son de color blanco brillante y se tornan de color crema a medida que avanza la incubación (Bustillo-Pardey, 2013) (Figura 5).



**Figura 4.** Adultos de *Rhynchophorus palmarum*. a) Hembra. b) Macho. La proboscis del macho presenta setas, que están ausentes en las hembras. Fotos: R. Aldana. |

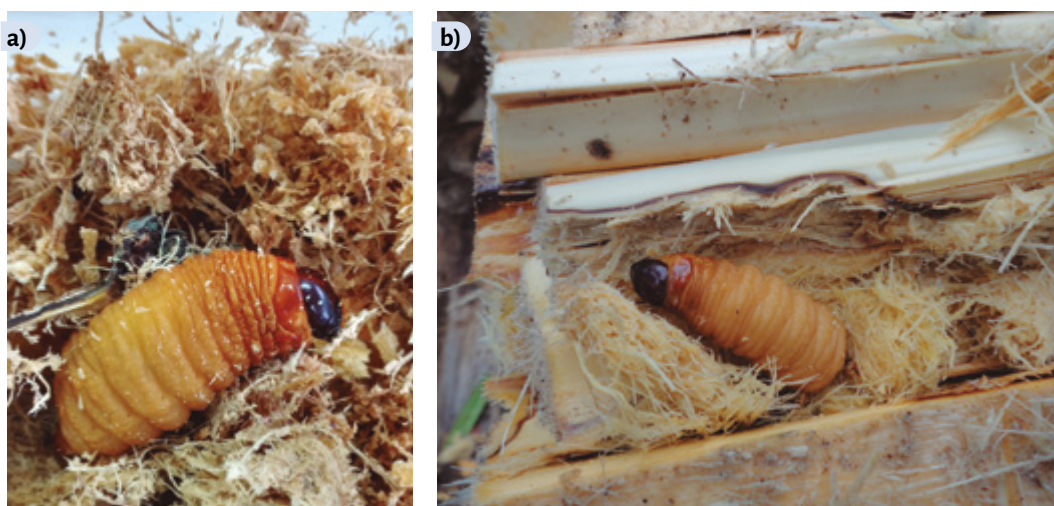


**Figura 5.** *Rhynchophorus palmarum*. **a)** Hembra ovipositando en la base peciolar. **b)** Vista aumentada de los huevos recién depositados. Fotos: R. Aldana |

**Larvas.** Son ápodas, miden inicialmente entre 3 y 4 mm, pasan por nueve instares y, al finalizar la etapa larval, alcanzan una longitud de 45 a 60 mm. El cuerpo es vermiforme y muy segmentado, de color blanco en sus primeros instares. La cápsula cefálica es esclerotizada y de color pardo, que pasa a rojizo cuando va a empupar. Posee mandíbulas bien desarrolladas y esclerotizadas. Durante este periodo es frecuente el encuentro entre larvas con el subsecuente canibalismo. Antes de empupar migran a la periferia del estípite

y tejen un capullo pupal con fibras vegetales, cuyos extremos tapan con tejidos fibrosos (Sánchez *et al.*, 1993) (Figura 6). Este tiene de 70 a 90 mm de largo y de 30 a 40 mm de diámetro (Figura 7).

**Pupas.** Son de tipo exarata, de color marrón claro y, a medida que se desarrollan, se tornan marrón rojizo. Tienen una fila de garfios o espinas en cada segmento abdominal. Cuando son perturbadas, hacen movimientos ondulatorios continuos con el abdomen (Aldana-De



**Figura 6.** Larvas de *Rhynchophorus palmarum* causando daño en la base peciolar de una palma de aceite. **a)** Larva en estadios iniciales. **b)** Larva en el último instar. Fotos: R. Aldana y C. Sendoya |



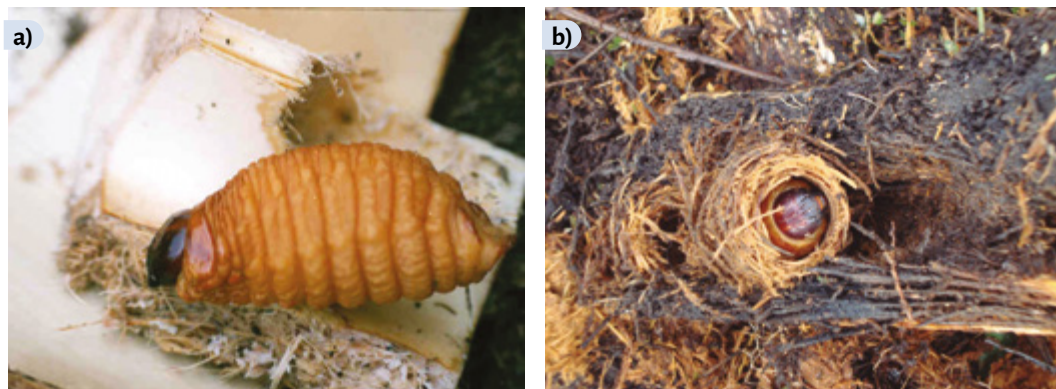
la Torre & Moya, 2011; Bustillo-Pardey, 2013) (Figura 8).

## Ciclo de vida y parámetros reproductivos de *R. palmarum*

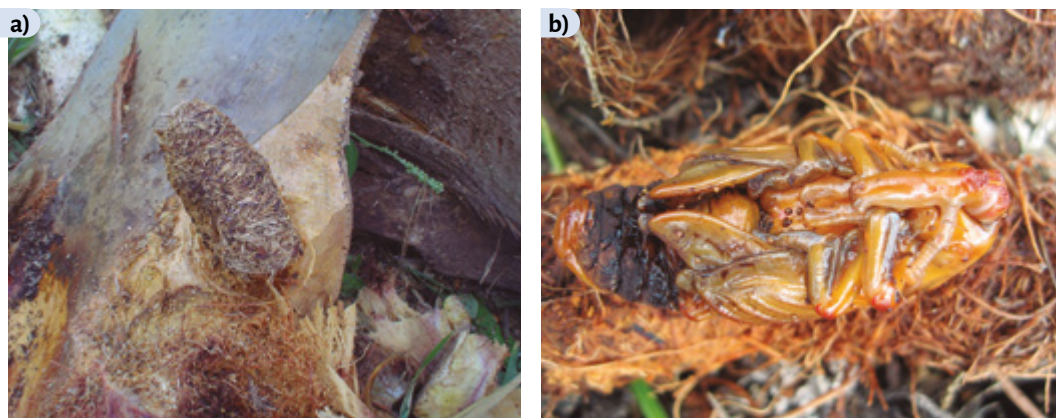
El ciclo de vida de *R. palmarum* ha sido estudiado por varios autores (Dean & Velis, 1976; Restrepo & Rivera, 1980; Giblin-Davis *et al.*, 1989; Mexzón *et al.*, 1994) en diferentes sitios, ya que varía de acuerdo con las condiciones ambientales en las que se desarrolle. Esta información es muy importante para la planeación de las estrategias de manejo.

El estudio de *R. palmarum* se llevó a cabo en la Zona Suroccidental palmera de Colombia, con una temperatura media de  $29 \pm 0,9$  °C, y una humedad relativa media del  $70 \pm 8$  %. La duración de los diferentes estados fue: incubación del huevo, cuatro días; larva, 112 días en promedio, pasando por sus nueve instares; pupa, 27 días para que emergiera el adulto, y este sobrevivió durante 103 días. El ciclo total de huevo a muerte del adulto duró en promedio 246 días (Tabla 1). La relación de sexos fue de 1:2 (♀: ♂) (n = 36).

Genty *et al.*, 1978 plantean 167 a 190 días de huevo a emergencia de adulto, pero no incluyen longevidad del adulto.



**Figura 7.** Larvas de *Rhynchophorus palmarum* en estado de prepupa. **a)** Iniciando la preparación del capullo para empupar. **b)** Larva dentro del capullo, empezando la formación de la pupa. Fotos: R. Aldana |



**Figura 8.** *Rhynchophorus palmarum*. **a)** Capullo elaborado por el último instar larval. **b)** Pupa en posición ventral en la que muestra sus apéndices, una vez que se removió el capullo. Fotos: R. Aldana |

**Tabla 1.** Ciclo de vida de *Rhynchophorus palmarum*, Zona Suroccidental palmera de Colombia |

|        | Duración de los estados (días) |          |                  |
|--------|--------------------------------|----------|------------------|
|        | N                              | Promedio | L. C. (P = 0,05) |
| Huevo  | 79                             | 3,9      | 1,8              |
| Larva  | 44                             | 112,0    | 7,5              |
| Pupa   | 36                             | 27,2     | 1,0              |
| Adulto | 36                             | 103,0    | 10,0             |
| Total  |                                | 246,1    |                  |

Ecología química

Con base en el comportamiento quimiotrópico de *R. palmarum* se determinó que los machos eran atraídos al acetato de isoamilo. Además, en experimentos de campo se demostró que la atracción de los machos a las trampas con tejidos vegetales de palma de aceite aumentaba cuando se colocaban conjuntamente con machos de *R. palmarum*; en cambio, no ocurrió lo mismo con las hembras, que no fueron capaces de atraerse entre sí (Moura *et al.*, 1989; Rochat *et al.*, 1991a). Esto se interpretó como la liberación de una feromona de agregación por los machos. Evaluaciones de laboratorio mostraron que los machos vírgenes eran altamente atractivos para ambos sexos, y que los extractos con volátiles de los machos producían respuestas similares en los dos sexos. Los compuestos volátiles registrados se aislaron e identificaron, y se les dio el nombre común de Rhynchophorol, que corresponde a (E)-6-Methyl-2-hepten-4-ol, lo cual indicó que, en efecto, es una feromona de agregación, y es la principal sustancia utilizada por *R. palmarum* para su comunicación (Rochat *et al.*, 1991b). Esta es comercializada a través de Tecnopalma como Rhynchophorol C (Figura 9).



**Figura 9.** Difusor de plástico que contiene la feromona Rhynchophorol, que se usa en las trampas para capturar adultos de *Rhynchophorus palmarum*. Producto distribuido por Tecnopalma |



La hipótesis de que los volátiles generados por las plantas hospederas tienen una importante función en la colonización y en el efecto sinérgico con la feromona de agregación está bien respaldada en experimentos de campo y laboratorio (Aldana-De la Torre *et al.*, 2020). También se ha determinado que el acetato de etilo es el principal componente de los volátiles producidos por los tejidos vegetales, y que este químico puede actuar como señal para inducir la liberación de feromonas por los machos, con un efecto sinérgico determinante para la captura de adultos, cuando se usa en la combinación Rhynchophorol más caña de azúcar (Cerdá *et al.*, 1994; Jaffé *et al.*, 1993). Esta feromona se ha constituido en la base para desarrollar un sistema de monitoreo de poblaciones de *R. palmarum*, cuando las plantaciones de palma de aceite se encuentran afectadas por PC y/o AR (Oehlschlager *et al.*, 2000).

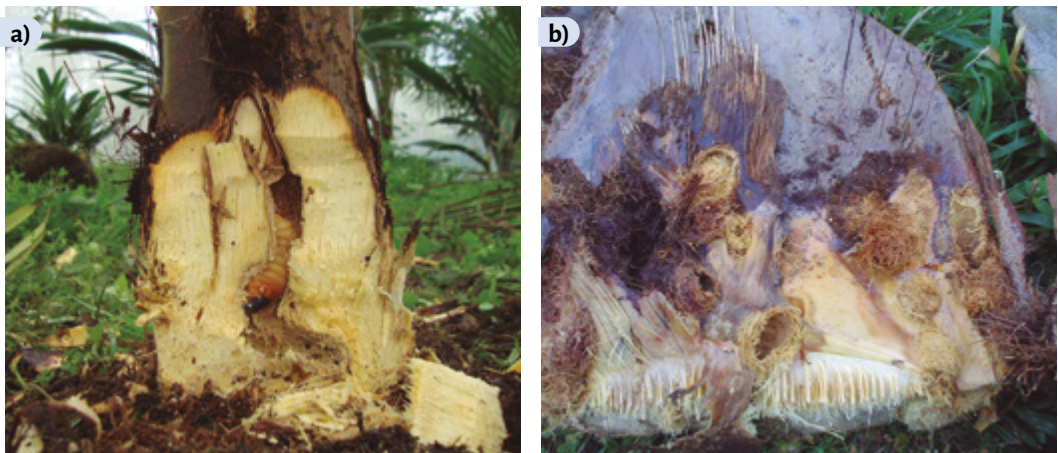
## Enemigos naturales

En Colombia se han registrado varios enemigos de *R. palmarum*. Se trata de dos especies de la familia Histeridae (Coleoptera); uno de ellos es *Hololepta* sp., el cual depreda larvas de primeros

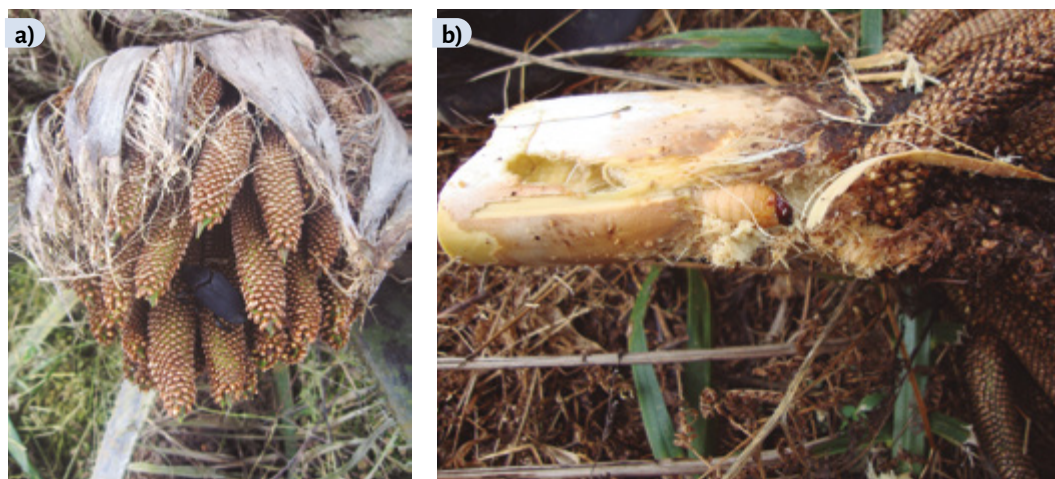
instares. El otro es un parasitoide no identificado del orden Diptera, perteneciente a la familia Tachinidae. En los Llanos Orientales se encontró un Tachinidae en una prepupa (Ramírez *et al.*, 2000), y en Tumaco se hallaron varias pupas en un capullo de este picudo, que probablemente corresponden al género *Billaea*. En la literatura se indica la presencia de estas dos especies en Brasil, las cuales son parasitoides comprobados de *R. palmarum*: *Billaea menezesi* (Guimarães) y *Billaea rhynchophorae* (Blanchard). De ellas destacan el control que ejercen sobre las poblaciones de pupas, que pueden llegar a afectarlas hasta en un 50 % (Moura *et al.*, 1993; 2006).

## Daño

El daño directo lo causan las larvas que se alimentan en las bases peciolares, en el área del cogollo de palmas afectadas por PC (Figura 10), la corona y, ocasionalmente, atacan el estípite. Incluso, afectan las inflorescencias andrógenas y masculinas de híbridos interespecíficos OxG, donde barrenan los pedúnculos (Figura 11) (Aldana *et al.*, 2010). En ataques severos, las larvas pueden dañar el meristemo y ocasionar la muerte de la palma, o facilitar el



**Figura 10.** *Rhynchophorus palmarum*. a) Daño en la base del estípite de una palma de aceite ocasionado por la larva. b) Base peciolar de una palma que presenta evidencias de barrenaduras hechas por larvas del picudo negro. Fotos: R. Aldana |



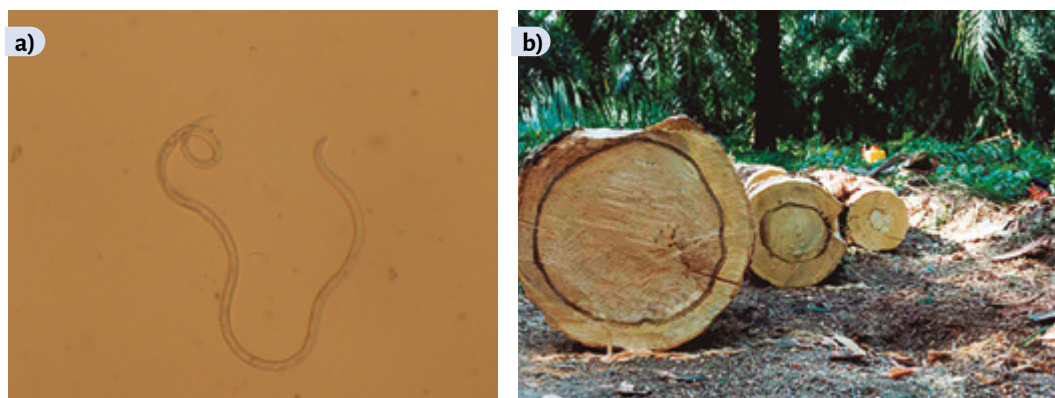
**Figura 11.** Daño en inflorescencias de la palma de aceite causado por **a)** adultos y **b)** larvas de *Rhynchophorus palmarum*. Fotos: R. Aldana |

desarrollo de pudriciones por patógenos (Aldana-De la Torre & Moya, 2011).

En zonas con alta incidencia de la PC, las poblaciones de *R. palmarum* se incrementan excesivamente debido a que, como se explicó antes, los tejidos en fermentación son atractivos para los adultos y porque resultan ser sitios óptimos para su reproducción. Esta situación se ha convertido en una limitante para el cultivo, sobre todo para las renovaciones con cultivares *E. guineensis* o híbridos interespecíficos alto olei-

co. El daño indirecto resulta por ser el vector principal del nematodo *Bursaphelenchus cocophilus* causante de la enfermedad anillo rojo hoja corta (AR) (Sánchez, 1987), registrada oficialmente en Colombia desde 1986 (Fedepalma, 1988) (Figura 12).

En plantaciones de coco, una población de 30 larvas es suficiente para acabar con una planta adulta; sin embargo, es posible que un número menor tenga el mismo efecto en plantas jóvenes (Griffith, 1968). En palma



**Figura 12.** Anillo rojo. **a)** Nematodo *Bursaphelenchus cocophilus* agente causal de la enfermedad en la palma de aceite. **b)** Corte transversal del estípite de una palma enferma. Fotos: R. Aldana |

de aceite, solo tres larvas pueden acabar una palma de seis meses después de ser llevada al sitio definitivo.

## Monitoreo

El uso de trampas con la feromona Rhynchophorol C permite determinar la presencia y hacer seguimiento a las poblaciones de *R. palmarum* en plantaciones de palma de aceite. El análisis de la población de picudos capturados y la proporción de los que llevan nematodos permite determinar el riesgo que se corre con la diseminación del AR. Esta detección se puede complementar con la revisión de las inflorescencias y cogollos de palmas afectadas por PC.

## Manejo de sus poblaciones

**Control biológico.** Aunque se han investigado las alternativas para utilizar el control biológico, especialmente con hongos entomopatógenos y entomonematodos, aún no se comprueba la viabilidad de usarlos a gran escala. Se ha de-

mostrado la patogenicidad de aislamientos de *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* sobre larvas y adultos de *R. palmarum* (Alvarado *et al.*, 2013; Bustillo-Pardey, 2018). Evaluaciones en laboratorio con nematodos entomopatógenos seleccionados de especies de *Steinernema* y *Heterorhabditis* mostraron ser patógenas a larvas y adultos de *R. palmarum*. Se encontró que las especies de *Heterorhabditis* nativas, colectadas de muestras de suelo en plantaciones, resultaron ser más virulentas sobre los adultos que las *Steinernema*. Se considera que, en el campo, las oportunidades que tienen los estados de larva y adulto de *R. palmarum* de ser infectados son muy pocas, debido al hábito críptico que tiene este insecto, lo que reduce las posibilidades de que puedan ser utilizados para su control (Bustillo-Pardey, 2018) (Figura 13).

**Trampeo para reducir sus poblaciones.** El conocimiento de los hábitos alimentarios de este insecto y su ecología química fueron la base para la implementación del trampeo sistemático para la captura de adultos, que conlleva



**Figura 13.** Adulto de *Rhynchophorus palmarum* infectado con el hongo *Metarhizium anisopliae*. Foto: C. Sendoya |



a la reducción de la incidencia del AR y contribuye a disminuir el daño directo a palmas enfermas de PC.

Para hacerlo se requiere de un recipiente de plástico y dos atrayentes, conformados por la feromona sintética de agregación y tejidos de plantas o frutos en proceso de fermentación. El recipiente más apropiado es un tarro de

plástico de 20 litros de capacidad, al que se le hacen dos cortes laterales en su parte superior, para conformar ventanas de 8 cm de alto x 12 cm de largo. El área cortada de las ventanas se deja abierta en un ángulo de 45°. En la parte inferior externa del recipiente se adhiere una tela de lona, para facilitar la entrada de los picudos (Moya & Aldana-De la Torre, 2009a) (Figura 14).



**Figura 14.** Componentes de la trampa para la captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum*. a) Tarro de plástico con capacidad de 20 litros, con ventanas laterales y cubierta de lona, para que los adultos trepen hacia las ventanas. b) Tarro con corte longitudinal para mostrar la disposición de su contenido. c) Atrayente vegetal. d) Feromona Rhynchophorol para atraer los adultos de *R. palmarum*. Fotos: R. Aldana y O. Moya |

El cebo vegetal se prepara con 100 g de caña de azúcar y 250 cc de una solución de agua-melaza en proporción 2:1, que tenga al menos tres días de fermentación. Este se introduce en una botella o dispensador de 600 ml con orificios de 3 ml de diámetro en el tercio superior, que permita el escape de los volátiles producto de la fermentación. El cebo se cambia cada dos semanas. La feromona de agregación *Rhynchophorol* se debe renovar en las trampas cada tres meses. Ambos atrayentes se cuelgan en el interior del tarro de plástico, de modo que queden paralelos a las ventanas laterales.

Las trampas se colocan en el suelo, en las franjas de vegetación, bordes de los lotes abandonados o con PC y linderos de las plantaciones. Si en el cultivo hay semovientes, se deben asegurar para evitar que sean disturbadas o destruidas.

La estrategia de ubicación de las trampas requiere que se haga cada 100 m en los lotes afectados por PC, con alta incidencia del AR o en ambos. Al disponerlas de esta manera se busca crear una barrera para que los insectos queden fuera de los lotes y atraer a los que están en su interior (Moya & Aldana-De la Torre, 2009b).

**Eliminación de sitios de reproducción.** En el proceso infectivo de las enfermedades AR y PC, una sola palma enferma dentro de un lote se constituye en un foco de diseminación de la enfermedad o de reproducción de *R. palmarum*. Por lo tanto, deben tomarse medidas drásticas, como la eliminación oportuna de las palmas con síntomas iniciales, ya sea tratarlas con herbicidas o cortar y picar sus estípites. En caso de no ser posible el picado del material, se recomienda inyectarlas con glifosfato (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010). En lotes con focos de PC se recomienda incluir un insecticida de síntesis química en las

rondas y la pasta de cicatrización después de la cirugía de remoción de tejido.

**Erradicación mecánica.** Consiste en la tumba y picado de las palmas en las zonas de renovación o con alta incidencia de PC, con la ayuda de una excavadora para trozar los estípites que estén en el suelo (Figura 15). Existen equipos que tumban las palmas e inmediatamente proceden a cortarlas. La palma se pica en trozos delgados y los residuos se esparcen de manera homogénea; de esta manera, los tejidos se descomponen rápidamente, con lo cual se evita no solo la reproducción de *R. palmarum* sino de *Strategus alocus*. Si no se hace la destrucción adecuadamente, el picudo negro es capaz de reproducirse en estípites que permanecen más de un año en el campo, después de haber sido erradicados. En estos casos se debe aplicar glifosato o tratar de que el picado se haga en trozos menores a 15 cm de ancho (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010) (Figura 16).

**Protección de las palmas.** El manejo del picudo negro para prevenir el AR-HC, se debe enfocar en la reducción de sus poblaciones con la captura de adultos mediante la ayuda de trampas, la eliminación oportuna de palmas enfermas y la de sustratos de reproducción (Motta *et al.*, 2008).

En el caso de lotes con palmas afectadas por PC, las medidas normalmente utilizadas no son suficientes, y se requiere reforzar el monitoreo y manejo mediante la protección directa de las palmas enfermas. Para esto se han diseñado mezclas de insecticidas y fungicidas, que se aplican con cierta periodicidad, denominadas rondas contra la PC, dirigidas a *Phytophthora palmivora* e insectos que puedan estar ayudando en la diseminación de la enfermedad, como son los adultos de *R. palmarum*.





**Figura 15.** Máquina excavadora realizando el picado de los estípites de palmas de aceite infectadas con PC.  
Foto: J. Aldana |



**Figura 16.** Erradicación mecánica con una máquina que tumba la palma infectada por PC e inmediatamente pica el estípite. Fotos: A. Bustillo |

## Capítulo 62.

### El barrenador de raíces de la palma, *Sagalassa valida* (Walker, 1856)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Jesús Arvey Matabanchoy Solarte,  
Carlos Andrés Sendoya Corrales y José Luis Pastrana Sánchez

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Brachodidae: *Sagalassa valida*.

#### Nombre común

Barrenador de raíces

#### Sinónimos

*Jonaca compulsana* Walker, 1863

*Sagalassa crassalis* Walker, 1865

*Sagalassa querula* Felder, 1875

*Jonaca olivacea* Busck, 1914

*Sagalassa olivacea* (Busck, 1914)

#### Distribución geográfica

Este insecto es de distribución neotropical. Se encuentra en Panamá, Colombia, Perú, Ecuador, Venezuela, Surinam, Guyana y Brasil. En Colombia se halla en las zonas palmeras, en plantaciones cercanas a bosques. Tiene especial importancia en las zonas Suroccidental y Central.

#### Plantas hospederas

Solo se ha registrado en *Elaeis guineensis* y en híbridos con *E. oleifera* (OxG).

#### Antecedentes

El género *Sagalassa* se reagrupó en la familia Brachodidae, que contiene cerca de 135 especies de mariposas diurnas, presentes en gran parte del mundo (Edwards *et al.*, 1998). *Sagalassa*

abarca 25 especies; una de ellas, *Sagalassa valida*, conocida como el barrenador de las raíces de la palma, es una de las plagas de *E. guineensis* en Colombia. Existe un registro de otra especie en palma, denominada *Sagalassa olivacea* Busck, 1914, (Posada, 1989), pero se considera que es una sinonimia. *S. valida* es de gran importancia económica en palmas menores de tres años, especialmente en los materiales híbridos plantados en la Zona Suroccidental palmera de Colombia. Aunque también se puede presentar en palmas mayores, cuando su daño pasa desapercibido. La falta de raíces en las palmas jóvenes no permite que absorban el agua y los nutrientes necesarios para su desarrollo normal. Además, causa la emisión de inflorescencias masculinas y la reducción en la producción de la palma.

#### Descripción y biología

**Adultos.** Son de color verde oliva, con una banda transversal negra en las alas anteriores; la coloración puede cambiar a ocre con el transcurrir del tiempo. Su longitud oscila entre 10 y 13 mm, con una envergadura alar de 18 a 22 mm. En el último segmento abdominal, la hembra lleva el ovipositor. Sus antenas son moniliformes, mientras que en los machos son plumosas (Figura 1) (Matabanchoy *et al.*, 2016).

**Huevos.** Tienen forma ovalada. Miden aproximadamente 1 mm de longitud y 0,3 mm de diámetro. Su corion presenta puntos que for-

man líneas verticales. Recién depositados son de color blanco crema y se tornan amarillo intenso cuando están a punto de eclosionar (Figura 2) (Matabanchoy *et al.*, 2016).

**Larvas.** Las neonatas miden 1 mm de longitud. Tienen cabeza de color ámbar y cuerpo hialino. A medida que se alimentan y cambian de instar, adquieren una coloración crema con cabeza marrón oscuro, e incrementan su longitud hasta llegar a medir de 15 a 20 mm en el

último instar. Pasan por seis instares; el cuarto, quinto y sexto, son los más voraces. Las larvas en las palmas menores de tres años se localizan normalmente en el sistema radical, en los primeros 50 cm desde la base del estípite. En una palma adulta se ubican en un área comprendida entre 1,0 y 2,5 m de la base del estípite, y es a 1,5 m donde normalmente se concentra la mayor población, así como el mayor porcentaje de raíces dañadas (Aldana-De la Torre *et al.*, 2000) (Figura 3).

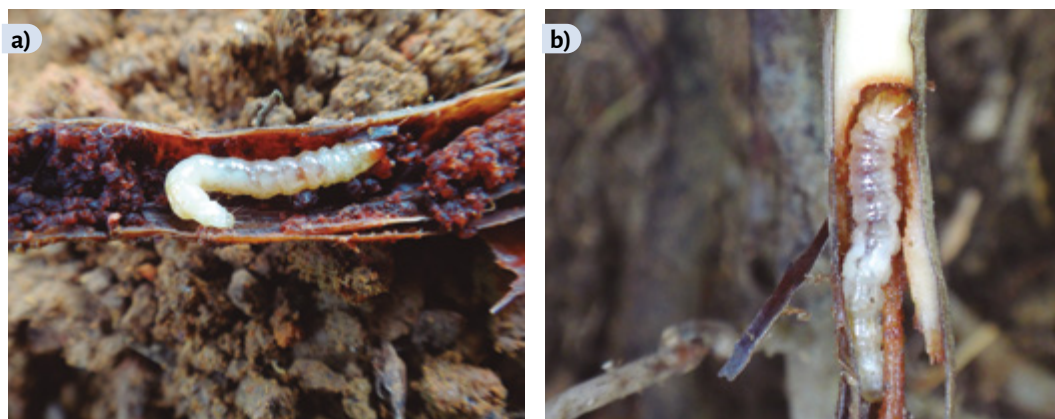


**Figura 1.** Adulto de *Sagalassa valida* posado sobre un foliolo de palma de aceite. Foto: C. Sendoya |



**Figura 2.** Huevos de *Sagalassa valida* en el envés de una hoja de una arvense. Foto: C. Sendoya |





**Figura 3.** Larvas de últimos instares barrenando **a)** raíces primarias y **b)** raíces secundarias de la palma de aceite. Fotos: A. Bustillo y C. Sendoya |

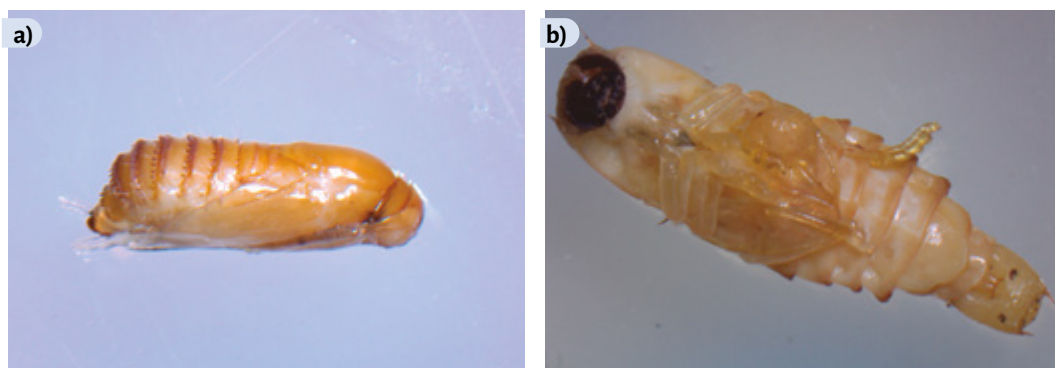
Las larvas del primer instar en el suelo inician la búsqueda de las raíces y no penetran más allá de 3 cm de profundidad; la mayor cantidad se encuentra a ras del suelo. Consumen las raíces cuaternarias y terciarias desde su ápice (Sáenz & Olivares, 2008). Las de mayor tamaño ingresan por el ápice de las raíces, las cuales perforan y consumen; cuando se agota el alimento buscan una nueva raíz para continuar su desarrollo. Por lo general, se observan de una a tres larvas por raíz (Sáenz & Betancourt, 2006).

**Pupas.** La larva de último instar empupa dentro de las raíces primarias, aunque es muy difícil encontrar pupas allí. Es del tipo obtecta y

se pueden ver sus apéndices en formación. Su color es crema y mide 10 mm de longitud (Sáenz & Betancourt, 2006) (Figura 4).

## Ciclo de vida

Se estudió en la Zona Suroccidental, bajo estas condiciones:  $25,3 \pm 0,6$  °C, HR  $67,6 \pm 9,6$  %. La duración de huevo a adulto se completó en 75,5 días en promedio. La duración de cada estadio es: huevo  $9,2 \pm 0,5$  días; larva, 35,2; prepupa,  $3,5 \pm 1,6$ ; pupa,  $13,7 \pm 1,2$  y adulto  $13,9 \pm 4,1$  días. La hembra adulta puede depositar 51 huevos en promedio y su viabilidad se estima en el 94,3 % (Matabanchoy *et al.*, 2016) (Figura 5).



**Figura 4.** Pupas de *Sagalassa valida* recién formadas. **a)** Apariencia dorsal. **b)** Imagen aumentada de la parte ventral con sus apéndices visibles. Fotos: C. Sendoya |



**Figura 5.** Ciclo de vida de *Sagalassa valida* en la Zona Suroccidental, desarrollado bajo estas condiciones: 25,3 ± 0,6 °C, HR 67,6 ± 9,6 % (Matabanchoy *et al.*, 2016) |

**Comportamiento del adulto de *Sagalassa valida*.** Es de hábito diurno, presenta un vuelo corto y errático sobre las plantas nectaríferas. Frecuenta zonas sombreadas de los bordes de los lotes de palma de aceite, que colindan con zonas boscosas. También suele encontrarse cerca de riachuelos o charcos de agua.

Las plantas nectaríferas son muy importantes para los adultos de *S. valida*, pues se alimentan del néctar y del polen que producen y, adicionalmente, les sirven de resguardo. Sienten preferencia por las arvenses que se enuncian en la Tabla 1 (Sendoya & Bustillo-Pardey, 2016; Matabanchoy *et al.*, 2016).

Estas arvenses perennes, identificadas dentro del cultivo de palma de aceite, atraen no solo al adulto de *S. valida*, sino también a insectos

**Tabla 1.** Arvenses que frecuenta *Sagalassa valida* en dos zonas palmeras de Colombia |

| Arvenses                      | Zona Central | Zona Suroccidental |
|-------------------------------|--------------|--------------------|
| <i>Asystasia intrusa</i>      | X            |                    |
| <i>Chamaesyce</i> sp.         | X            | X                  |
| <i>Cyathula prostrata</i>     | X            | X                  |
| <i>Desmodium heterocarpon</i> | X            | X                  |
| <i>Hyptis capitata</i>        | X            | X                  |
| <i>Ludwigia decurrens</i>     | X            |                    |
| <i>Melanthera aspera</i>      | X            | X                  |
| <i>Panicum laxum</i>          | X            | X                  |
| <i>Spermacoce</i> sp.         |              | X                  |

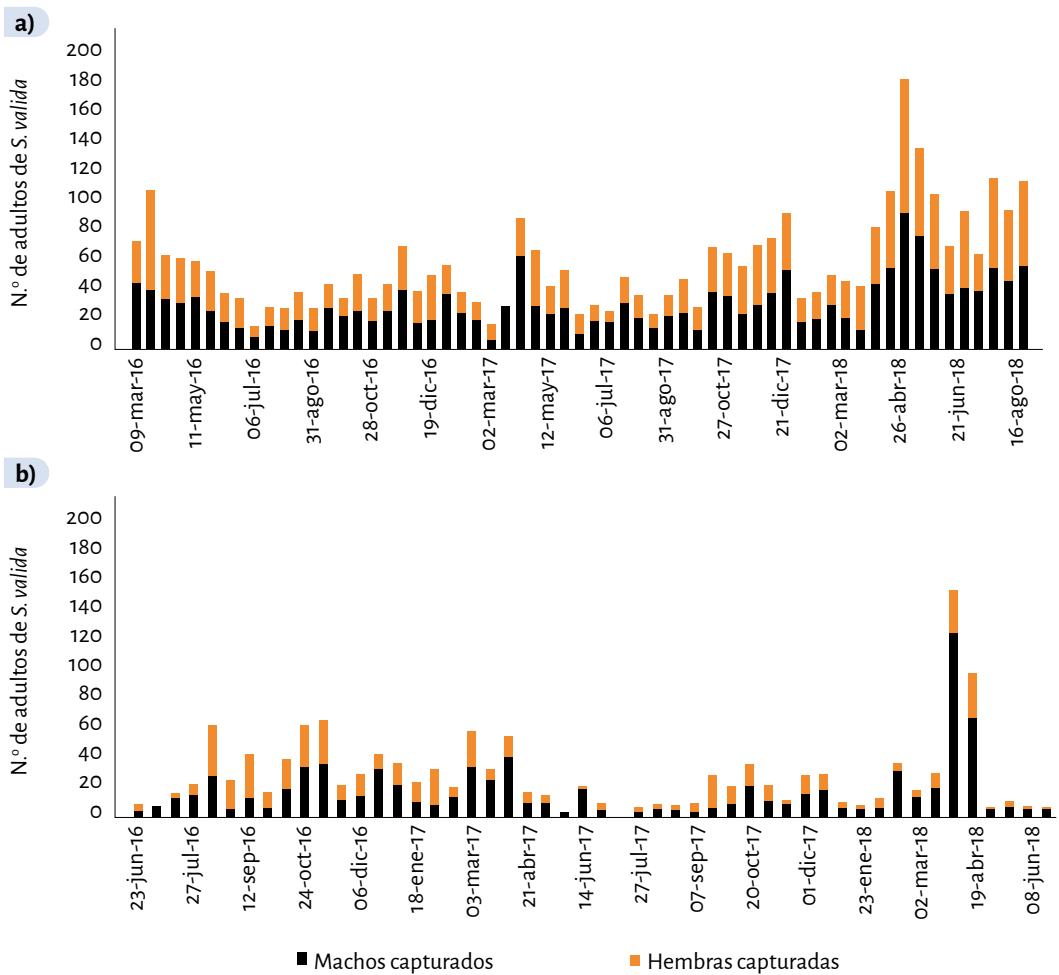


benéficos, como parasitoides y depredadores, que las utilizan para alimentarse y resguardarse. Las especies *Hyptis capitata*, *Chamaesyce* sp., *Cyathula prostrata* y *Melanthera aspera* atraen himenópteros de las familias Braconidae, Chalcididae, Ichneumonidae, Scelionidae, Syrphidae, Vespidae y Cicadellidae, los cuales también desempeñan un papel importante en la regulación de otras plagas de la palma de aceite (Sendoya & Bustillo-Pardey, 2016).

**Fluctuación poblacional de *Sagalassa valida*.**

Al analizar las capturas de *S. valida* a través de jameos semanales durante dos años en dos

plantaciones de palma de aceite, fue evidente la mayor abundancia de adultos en el Campo Experimental Palmar de la Vizcaína en la Zona Central, que en la plantación Palmeiras de Colombia en la Zona Suroccidental. El promedio de adultos atrapados mensualmente fue de  $117 \pm 61$  para el Campo Experimental Palmar de la Vizcaína y  $52 \pm 49$  para Palmeiras. La presencia de adultos es permanente durante todo el año en ambas zonas, aunque se observan picos de abundancia en los meses de marzo y abril. La relación entre machos y hembras fue muy cercana a 1:1 (Figura 6) (Sendoya *et al.*, 2019).



**Figura 6.** Fluctuación poblacional del adulto de *Sagalassa valida* en dos plantaciones de palma de aceite en Colombia. **a)** Zona Central (Campo Experimental Palmar de la Vizcaína). **b)** Zona Suroccidental (Palmeiras) |

## Enemigos naturales

En muestreos realizados en las zonas Central y Suroccidental no se detectó la presencia de parasitoides ni microorganismos que afectaran a *S. valida*, pero sí depredadores de la familia Araneae (Figuras 7 y 8) y un Odonata de la familia Coenagrionidae (Figura 9) que se alimentan de adultos. Las hormigas (Hymenoptera: Formicidae) fueron los únicos depredadores encontrados que afectaron los estados de huevo y larva, especialmente las especies *Ectatomma ruidum* (Roger, 1860), *Odontomachus brunneus* (Patton, 1894) y *Neoponera villosa* (Fabricius, 1804) (Figura 10).



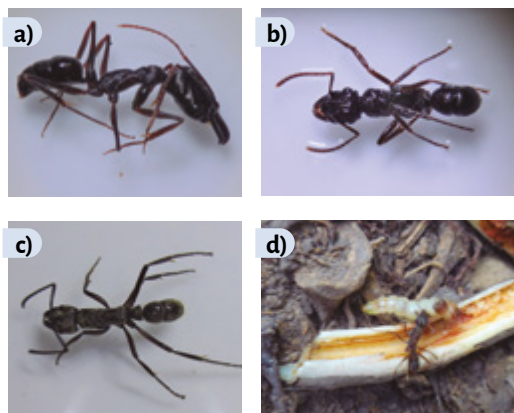
**Figura 7.** Araña en el plato de una palma infestada con *Sagalassa valida*, buscando huevos y larvas de primer instar para depredarlas. Foto: J. Matabanchoy |



**Figura 8.** Dos arañas diferentes de la familia Araneae depredando adultos de *Sagalassa valida*, que estaban reposando sobre arvenses en una plantación de palma de aceite en la Zona Suroccidental. Fotos: J. Pastrana y C. Sendoya |



**Figura 9.** Libélula de la familia Coenagrionidae depredando un adulto de *Sagalassa valida*, posando en arvenses, Zona Suroccidental. Foto: J. Matabanchoy |



**Figura 10.** Hormigas depredadoras de huevos y larvas de *Sagalassa valida* en la Zona Suroccidental. **a)** *Odontomachus brunneus*. **b)** *Ectatomma ruidum*. **c)** *Neoponera villosa*. **d)** Formicidae. Fotos: C. Sendoya |



## Daño

En sus dos primeros instares, la larva destruye raíces cuaternarias y terciarias, y a medida que su desarrollo avanza pasa a las secundarias y primarias en las que es más evidente su daño (Sáenz & Betancourt, 2006). El barrenado en una raíz primaria puede alcanzar hasta 30 cm de longitud, lo que puede comprometer en ocasiones el cilindro central (Peña & Jiménez, 1994). Debido al daño que ocasiona al alimentarse del sistema radical de las palmas, *S. valida* provoca cambios fisiológicos que se reflejan en el mal desarrollo, lento crecimiento, amarillamiento y secamiento de las hojas basales (Figura 11). También origina emisión continua de inflorescencias masculinas, unida a una disminución del tamaño y peso de los racimos. En ataques severos puede producir el volcamiento de la palma (Aldana-De la Torre *et al.*, 2000) (Figura 12). Corredor *et al.* (2016) estimaron pérdidas de productividad en lotes afectados por *S. valida* que van desde el 50 % hasta el 86 % de racimos de fruta fresca (RFF).



**Figura 11.** Plantación de palma de aceite en la Zona Suroccidental, contigua a un área boscosa, en la que se encuentran palmas infestadas con *Sagalassa valida*. Foto: A. Bustillo |



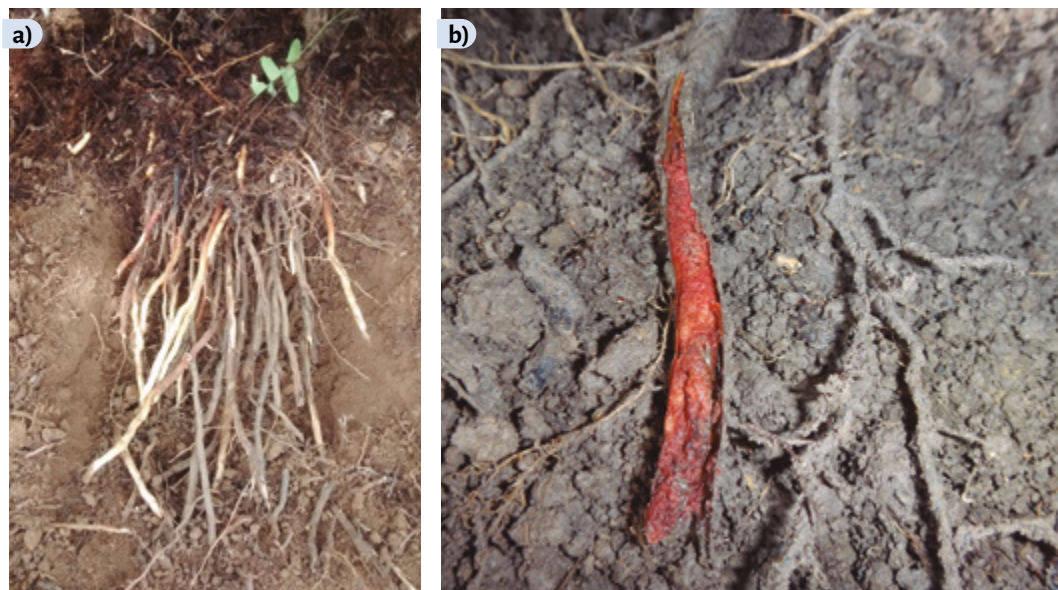
**Figura 12.** Volcamiento de una palma de aceite provocado por el daño de *S. valida*. Foto: C. Sendoya |

## Monitoreo

Desde el momento de la siembra de la palma se debe monitorear la presencia de *S. valida* en la plantación, mediante la observación de adultos en los linderos de los lotes. Igualmente, es importante constatar el daño en las raíces a través de calicatas cerca al bulbo; estas se hacen de 30 cm de largo por 20 cm de ancho y 20 cm de profundidad (Sáenz & Olivares, 2008). En palmas adultas, la revisión debe realizarse a distancias de 1,0 m, 1,5 m y 2,0 m del estípite, para identificar el sitio de mayor afectación que será necesario proteger. La inspección permitirá tomar decisiones sobre el manejo del insecto plaga y sobre la fertilización (Aldana-De la Torre & Calvache, 1999).

Para cuantificar el daño en esta calicata, se analizan las raíces presentes con el conteo del número total de primarias, de nuevas, y de raíces con daño fresco y viejo de *S. valida*. Se estiman los porcentajes de raíces nuevas, de daño fresco y de daño total, se establecen las relaciones entre daño y número de raíces nuevas, y se toman decisiones (Figura 13).





**Figura 13.** *Sagalassa valida*. a) Calicata hecha para analizar las raíces de una palma. b) Aspecto de una raíz con daño fresco, ocasionado por el barrenado de la larva. Fotos: C. Sendoya |

## Manejo de sus poblaciones

Estudios de Cenipalma orientados a establecer las bases para la implementación de un programa de manejo para reducir las poblaciones de *S. valida*, llevados a cabo en las zonas palmeras Suroccidental y Central, arrojaron resultados similares después de dos años de evaluaciones. Se encontró que, con la aplicación conjunta de coberturas con tusa y nematodos, se logra la mayor producción en las dos zonas (Figura 14).

Para un manejo integrado que tenga como objetivo la reducción de poblaciones de *S. valida* en plantaciones de palma de aceite, se deben considerar los siguientes puntos:

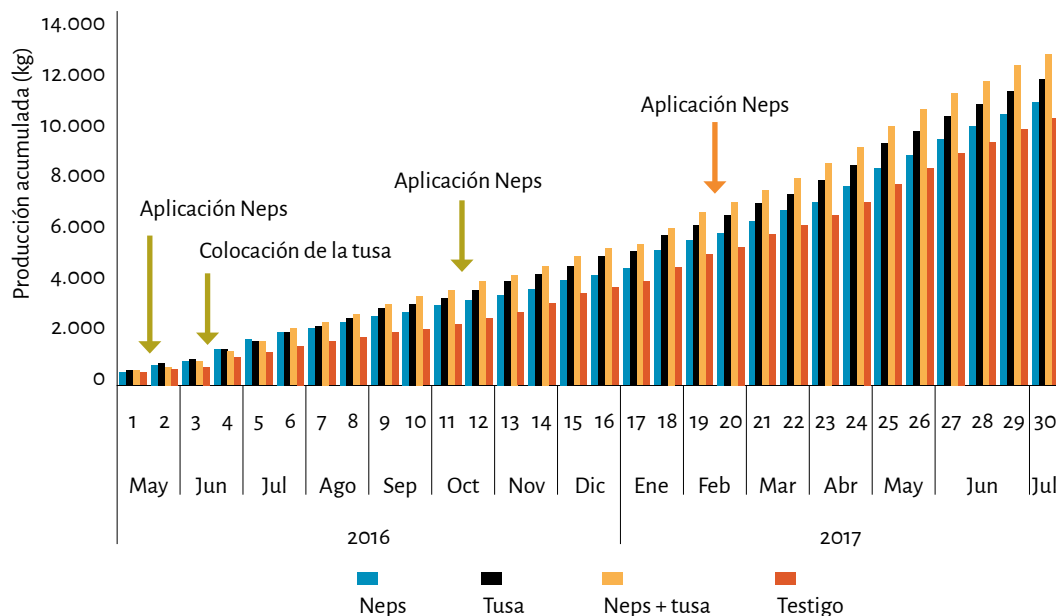
**1. Suspender cualquier tratamiento que involucre el uso de insecticidas químicos.** Existen evidencias sobre el desarrollo de resistencia de *S. valida* a los insecticidas empleados para su control, además de la poca eficacia demostrada para reducir sus poblaciones. Por otra

parte, estos tienen otro efecto directo, al acabar con la fauna de controladores biológicos, especialmente la gran variedad de hormigas y arañas que depredan los estados de huevo, larva y adulto de *S. valida*.

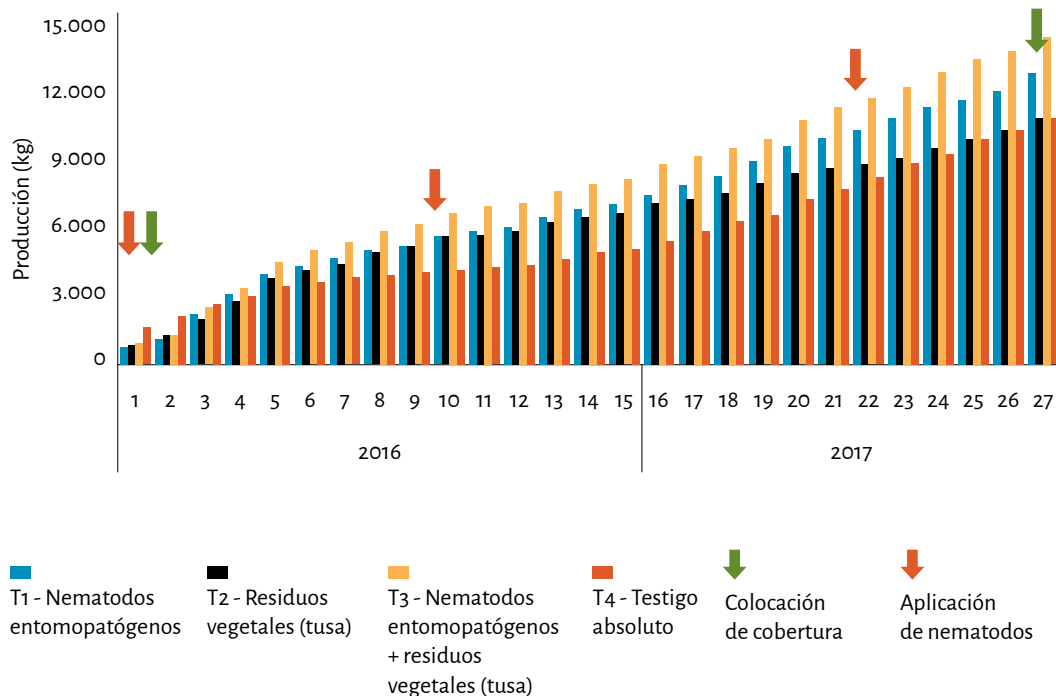
**2. El uso de coberturas vegetales.** La tusa, las hojas de la palma y cualquier residuo vegetal colocado en el plato de las palmas cumple varias funciones. Una de ellas es conformar una barrera para el adulto de *S. valida*, que no puede ovipositar cerca del suelo, sino sobre las coberturas; de esta manera quedan expuestos a la depredación de hormigas, chinches y arañas, cuya población, por ende, se incrementa al encontrar más alimento (Figura 15).

**3. Adecuada nutrición de las palmas en crecimiento.** Las investigaciones realizadas por Cenipalma han demostrado que el problema de *S. valida* se agrava cuando la palma no recibe, a través de la fertilización, la nutrición adecuada para lograr un buen desarrollo. Una palma bien nutrida es capaz de soportar

**Producción acumulada de racimos de fruta fresca (RFF) por tratamiento  
Zona Suroccidental (Estación Experimental Providencia, lote 4)**



**Producción acumulada de racimos de fruta fresca (RFF) por tratamiento  
Zona Central (La Vizcaína)**



**Figura 14.** Producción acumulada de racimos de fruta fresca a través del tiempo. Los resultados muestran que, con la aplicación conjunta de coberturas con tusas y nematodos, se logra la mayor producción en las dos zonas |





**Figura 15.** Coberturas en el plato de la palma con hojas y tusas, recomendables para minimizar el daño de *Sagalassa valida*. Fotos: A. Bustillo |

de mejor manera el ataque de este insecto plaga, al suplir sus necesidades de acuerdo con el resultado del análisis de suelos (Aldana-De la Torre *et al.*, 2015).

En zonas críticas con altas infestaciones de *S. valida* se recomienda un programa de manejo integrado, que involucre un buen manejo agronómico, fertilización adecuada y la inclusión de prácticas culturales, como son las barreras físicas en el plato (hojas de palma, tusa, cascarilla de arroz, residuos de limpieas), complementadas con el control biológico relacionado con nematodos entomopatógenos.

Los nematodos del género *Heterorhabditis* son mucho más eficaces que las especies de *Steinernema*. Las larvas afectadas por *Heterorhabditis* tienen una apariencia flácida, no expiden mal olor y toman una coloración roja-anaranjada (Figura 16).



**Figura 16.** Apariencia de larvas de *Sagalassa valida* infectadas con el nematodo. Foto: A. Saénz |

## Capítulo 63.

### El torito, *Strategus aloeus* (L., 1758)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Jorge Alberto Aldana de la Torre  
y Rosa Cecilia Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Dynastidae: Oryctini: *Strategus aloeus*.

#### Nombre común

Torito, escarabajo buey.

#### Sinónimos

*Geotrupes semiramis* Fabricius, 1801  
*Scarabaeus acasalus* Laporte, 1840  
*Strategus julianus* Burmeister, 1847  
*Strategus piosomus* Kolbe, 1902  
*Strategus roosevelti* Casey, 1915  
*Strategus frontalis* Casey, 1915  
*Strategus tarsalis* Casey, 1915  
*Strategus gaillardi* Casey, 1915

#### Distribución geográfica

*Strategus aloeus* se ha registrado en Venezuela, Guyana, Surinam, norte de Brasil, Ecuador y Perú (Genty *et al.*, 1978). En Colombia se encuentra en todas las zonas palmeras, pero reviste mayor importancia económica en las que se llevan a cabo grandes programas de renovación de palmas viejas. Debido a su amplia distribución en América, y su hábito terrestre y subterráneo, esta especie habita todo tipo de ecosistemas subtropicales y tropicales situados por debajo de los 1.500 metros de altitud y el nivel del mar.

#### Plantas hospederas

Palma de aceite *Elaeis guineensis* e híbridos OxG, palma de cocotero, *Cocos nucifera*, y caña de azúcar *Saccharum officinarum* (Posada, 1989).

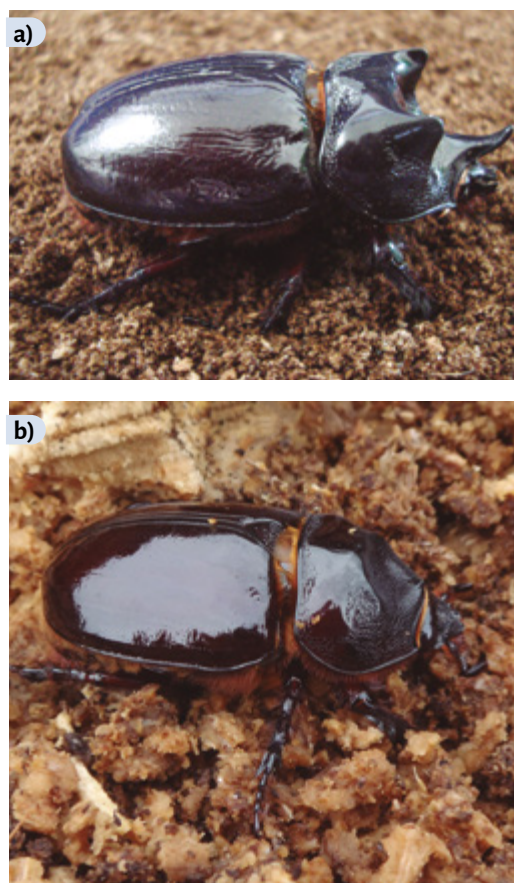
#### Antecedentes

Es una plaga de mucha importancia económica para la palma de aceite y sus híbridos, especialmente en esta época en la que el cultivo se encuentra en expansión en Colombia. Esto, debido a que el insecto adulto es atraído por plantaciones con palmas de menos de tres años. Además, la acumulación de desechos vegetales en las proximidades de los lotes, conformados por troncos de especies maderables y estípites de palmas viejas que quedan en las áreas de renovación, favorecen la proliferación de sus poblaciones. La hembra de *S. aloeus* pone sus huevos en estos sitios para que las larvas se alimenten.

#### Descripción y biología

**Adultos.** Son coleópteros grandes, de color negro; miden entre 4,0 a 5,8 cm de largo. Presentan dimorfismo sexual. Los machos poseen tres protuberancias a manera de cuernos en la región torácica. Las hembras son de menor ta-

maño y no poseen cuernos (Figura 1). Durante los primeros 10 días de vida, el macho adulto sobrevuela la plantación para dirigirse a las palmas de menos de tres años, guiado por compuestos volátiles que estas emiten. En el suelo cercano a las palmas seleccionadas inicia la excavación de una galería o túnel contiguo al bulbo raquídeo de la palma, que puede llegar a tener una profundidad de 1,5 m. Posteriormente, hace una perforación lateral en la galería de 5 a 10 cm de la superficie del suelo, dirigida hacia la parte inferior del bulbo de la palma, donde comienza su alimentación. Desde ahí expone hacia afuera del túnel la parte terminal de su abdomen, a través del cual emite una feromona para atraer a la hembra y copular (Figura 2).



**Figura 1.** Adultos de *Strategus aloeus*. **a)** Macho. **b)** Hembra. Fotos: J. Rincón y R. Aldana |



**Figura 2.** *Strategus aloeus*. **a)** Entrada a túneles o galerías hechos por el adulto macho. **b)** Adulto emitiendo feromona con la que atrae a la hembra. **c)** Adultos copulando. Fotos: A. Bustillo y J. Aldana |



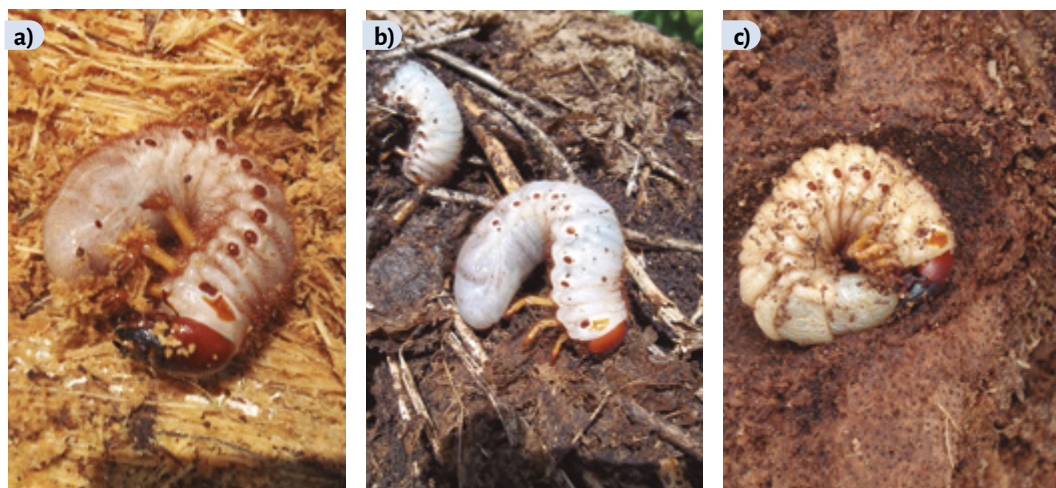
**Huevos.** Son ovalados, lisos y de color blanco. Recién ovipositados tienen una longitud de 3,9 mm y un ancho de 2,8 mm; próximos a eclosionar, su tamaño se incrementa a los 4,4 mm de largo por 3,8 de ancho. Demoran en incubación 14,5 días. Las hembras depositan los huevos en grupos que oscilan entre 6 y 12; de esta manera, los distribuyen en los estípites para evitar la competencia entre las larvas por el alimento (Ahumada *et al.*, 1995) (Figura 3).



**Figura 3.** Huevos de *Strateges aloeus* depositados en el suelo por la hembra. Foto: J. Aldana |

**Larvas.** Tienen la forma característica de las chisas con el cuerpo en forma de C, y tres pares de patas bien diferenciadas y funcionales. El cuerpo es de color blanco, a excepción de las áreas próximas a los espiráculos y la porción apical de las mandíbulas que son quitinizadas de color marrón rojizo. Al inicio del estado larval presenta una longitud de 1,6 cm, y a finales del tercer instar alcanza los 8 cm, y el cuerpo está cubierto de setas. Pasa por tres instares (Ahumada *et al.*, 1995). Es considerado saproxilófago; es decir, se alimenta de residuos de estípite en proceso de descomposición. Cuando va a empupar toma una coloración amarilla (Figura 4).

La permanencia de la cobertura de los estípites de palmas erradicadas permite la creación de un microclima más estable, que favorece el desarrollo de las larvas (Figura 5). Bajo estas condiciones óptimas son de hábitos gregarios. Al disminuir la disponibilidad de alimento existe la tendencia al canibalismo, especialmente en individuos del tercer instar sobre aquellos de primer y segundo instar, además de pupas (Ahumada *et al.*, 1995).



**Figura 4.** *Strateges aloeus*. a) Larva del tercer instar alimentándose de extractos de estípite. b) Larva en el suelo consumiendo material vegetal en descomposición. c) Larva entrando al estado de prepupa. Fotos: A. Bustillo y J. Aldana |



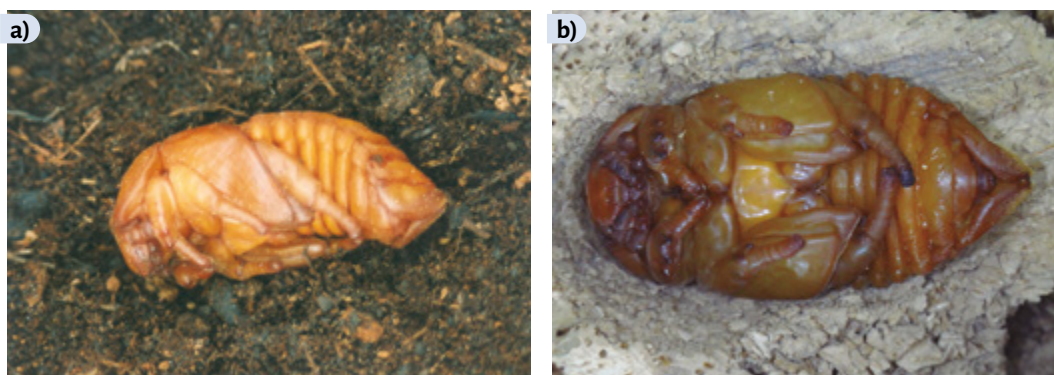
**Figura 5.** Desarrollo de *Strategus aloeus*. **a)** Plantación de la Zona Central con residuos de estípites dispersos en un lote para siembra de palma de aceite. **b)** Larvas encontradas al remover estas coberturas. Fotos: A. Bustillo |

**Pupas.** Son de tipo exarata. Inicialmente son de color anaranjado y se oscurecen a medida que se aproxima el momento de la emergencia del adulto. Se protege dentro de una cámara pupal. Tiene una longitud de 4,8 cm y 2,4 cm de ancho (Ahumada *et al.*, 1995) (Figura 6).

## Comportamiento de los adultos

Los adultos de *S. aloeus* son más activos entre las 2 a. m. y las 5 a. m., tiempo en el que los machos liberan la feromona a la entrada de las galerías que forman, para atraer a las hembras al sitio para la cópula y reproducción de su especie. También se ha observado

que los machos son capaces de reconocer el atrayente, lo que indica claramente que es una feromona de agregación. La especie presenta individuos de diferentes tamaños y se especula que usan la feromona para detectar la presencia de otros adultos e instalarse en una misma palma o en palmas vecinas; en algunos casos pelean con el dueño de la galería para desalojarlo. Este hecho determina intercambios de individuos, así como el patrón de distribución y colonización presentado por esta plaga, lo que explica por qué al inicio de la infestación están repartidos al azar y después de unas dos semanas su distribución se torna agregada.



**Figura 6.** Características de la pupa de *Strategus aloeus* tipo exarata. **a)** Vista lateral. **b)** Vista ventral. Fotos: J. Aldana y C. Sendoya |



Pallares *et al.* (2020) señalan que, además de la diferencia en el tamaño corporal en los machos, otras características también varían; por ejemplo, la capacidad de desplazamiento mediante el vuelo para colonizar otras palmas y la dimensión de los cuernos: unos los tienen sin desarrollarse (formas menores), otros están bien desarrollados (formas mayores) y algunos presentan un desarrollo intermedio (Figura 7). Al comprobar la mayor movilidad en el campo por parte de los machos pequeños, podría pensarse que la coexistencia en los lotes de la plantación de las diferentes formas sugiere estrategias ecológicas distintas que les permiten subsistir en el tiempo. Mientras los de mayor tamaño tienden a permanecer en un mismo sitio defendiendo su galería, los más pequeños se desplazan con más frecuencia, ya sea porque fueron desalojados o porque migran para ubicarse en la cercanía de otros machos y, de esta manera, aumentar la probabilidad de encontrar pareja.



**Figura 7.** Muestra polimórfica de machos de *Strategus aloeus*. Se observan diferencias en los cuernos y en el tamaño. Foto: J. Aldana |

Estos eventos aclaran, en cierto modo, algunas de las motivaciones que inducen a los machos a colonizar nuevas palmas y a que esta especie tenga individuos de diferentes tamaños. Cuando se presentan invasores en la galería, el macho puede reaccionar de diferentes formas: estridula agresivamente para disuadir al invasor o lo combate usando los cuernos, para

empujarlo fuera. Si el tamaño de los competidores es desigual, el macho más grande es el que coloniza y tiende a permanecer en la galería; los más pequeños se desplazan con más frecuencia, para colonizar diferentes palmas (Pallares *et al.*, 2000).

## Comunicación en adultos de *Strategus aloeus*

Rochat *et al.* (2000) llevaron a cabo estudios para identificar y analizar los componentes de la feromona de *S. aloeus*, mediante el uso de técnicas de microextracción en base sólida de muestras de insectos vivos. Mediante esta técnica se logró aislar sus componentes, los cuales resultaron ser una mezcla altamente volátil de 95,5 % de 2-butanona, 4,0 % de 3-pentanona, y 0,5 % de sec.-butyl acetato (w/w). Esta feromona es muy útil para estudiar y analizar el comportamiento y comunicación de individuos de *S. aloeus*, con el fin de determinar cómo puede usarse para combatir la plaga. Debido a la respuesta que tienen los adultos machos a la feromona, se considera que es de agregación.

## Enemigos naturales

En forma natural existe un depredador de larvas, pupas y adultos del torito, *Phileurus didymus* (L., 1758) (Coleoptera: Scarabaeidae). En estado adulto es de color negro y mide unos 28 mm. Tiene el protórax dividido en dos hemisferios por una sutura; y presenta un pequeño cuerno anterior y élitros con estrías longitudinales, características importantes que lo diferencian de *S. aloeus*. Se encuentra en los mismos sitios donde se reproduce el torito. Cuando hay adultos de *Phileurus* en los estípites, es poco probable encontrar allí larvas de *S. aloeus* (Figura 8).

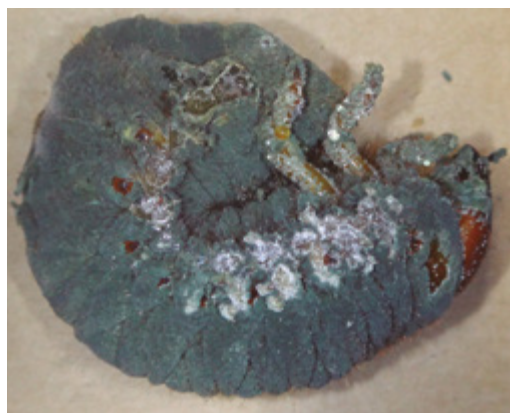
También se han observado adultos y larvas siendo depredados por un coleóptero de la



**Figura 8.** *Phileurus didymus*. a) Pupa dentro de un recinto hecho para su protección. b) Adulto depredando una larva de *Strategus aloeus*. Fotos: J. Rincón |



**Figura 9.** Coleópteros de la familia Histeridae depredando una larva de *Strategus aloeus*. Foto: R. Aldana |



**Figura 10.** Larva de *Strategus aloeus* infectada por el hongo *Metarhizium anisopliae*. Foto: M. Rosero |

familia Histeridae (Figura 9). Igualmente se ha observado y aislado el hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae*, que causa infecciones en larvas, pupas y adultos. (Figura 10) (Pérez, 2009).

## Control biológico

En Cenipalma se han desarrollado investigaciones para controlar biológicamente este insecto, por medio de aislamientos del hongo *M. anisopliae*. En otro experimento se examinó la virulencia de estas mismas cepas, aplicadas 24 horas antes de infestar larvas de *S. aloeus*, mediante la creación de situaciones similares de los montículos que producen en el campo. Bajo umbráculo, causó una mortalidad del 99,2 %; en campo, ocasionó una mortalidad entre el 95 y 100 % (Matabanchoy *et al.*, 2015). Estos resultados han permitido hacer recomendaciones sobre su uso en plantaciones de palma de aceite, precisamente porque *M. anisopliae* desempeña un papel muy importante en un programa de manejo contra *S. aloeus*, como lo han demostrado en plantaciones de la Zona Oriental (Aldana-De la Torre *et al.*, 2019).

## Daño

*Strategus aloeus* es una plaga muy importante de la palma de aceite. El daño lo realizan los adultos machos al afectar palmas desde la siembra hasta cuando alcanzan los tres años, lo que provoca un retraso en el crecimiento y en el inicio de la producción. Fabrican un túnel en el suelo alrededor a una palma y desde este se dirigen a la parte inferior del bulbo. Ahí se alimentan y pueden dar origen a pudriciones basales, ocasionadas por microorganismos oportunistas que se encuentran en el suelo. Una vez construida la galería, el macho atrae a la hembra. En este proceso, el deterioro del bulbo en palmas jóvenes (menores de dos años) puede llegar hasta el meristemo y provocar su muerte. Externamente, las palmas presentan síntoma de amarillamiento y acortamiento del follaje, y retraso en el crecimiento; cuando hay ataques severos, puede haber volcamiento. El daño parcial del bulbo promueve el desarrollo de pudriciones de estípites, cuyo proceso infectivo es lento y los síntomas solo son visibles después de varios años (Figura 11).

## Monitoreo

Este insecto es fácilmente detectable, ya que el adulto hace una perforación en el suelo muy cerca del estípite. En este lugar deja un pequeño montículo de tierra recién removida con apariencia arenosa, señal precisa de su presencia en la palma. Rondas cada 10 días, palma por palma, con el fin de detectar los montículos en lotes de palma joven son suficientes para mantener un buen control y evitar el daño en el bulbo (Figura 12).

## Manejo de sus poblaciones

Los ataques en la palma de aceite por *S. aloeus* se ven favorecidos cuando en las plantaciones



**Figura 11.** Sintomatología externa del ataque de *Strategus aloeus*. Foto: J. Aldana |



**Figura 12.** Orificios en la base de una palma joven, indicadores de la presencia de un adulto macho de *Strategus aloeus*. Foto: A. Bustillo |



se llevan a cabo programas de renovación, los cuales, al no realizarse de forma adecuada, dan paso a una gran proliferación del insecto plaga. Las hembras de *S. aloeus* utilizan los sustratos residuales de las renovaciones y estípites en descomposición para procrearse. Allí se generan poblaciones de machos adultos, que se distribuyen en búsqueda de palmas jóvenes para reiniciar su ciclo de vida.

En plantaciones con vastos planes de renovación se han diseñado programas de manejo que resultan muy útiles en la reducción de la incidencia de esta plaga, especialmente cuando dicha renovación se lleva a cabo todos los años. Aldana-De la Torre *et al.* (2019), proponen un plan diseñado para plantaciones en la Zona Oriental palmera, con el propósito

de disminuir las poblaciones de *S. aloeus*. La primera condición es que no permanezcan palmas muertas en pie (Figura 13). Para detener la reproducción en los estípites de palmas muertas, se recomienda inyectar 150 cc de herbicida por palma. El material en el suelo se debe cortar en rodajas de 10 cm y dispersarlas, para que tengan una descomposición rápida. De esta manera las larvas de *S. aloeus* no logran su reproducción. Después de picar y dispersar los trozos de palma en periodos de lluvia, se debe aplicar un equivalente a 17 g del hongo *Metarhizium anisopliae* por palma, que corresponden a 2,2 kg/ha. Su uso aplicado en estos periodos permite reducir las poblaciones de *S. aloeus* en su estado larval, con el fin de romper el ciclo de vida del insecto (Aldana-De la Torre *et al.*, 2019) (Figura 14).



**Figura 13.** Renovación en plantaciones de palma de aceite, donde dejan los estípites en pie, en los cuales insectos, como *Rhynchophorus palmarum* y *Strategus aloeus*, se siguen reproduciendo. Foto: J. Aldana |

El programa requiere inicialmente un monitoreo en lotes menores de tres años, para registrar el número de palmas por línea/lote, y dejar marcas que indiquen la ubicación de las plantas que tengan infestaciones detectadas, mediante localización visual de túneles cerca de las palmas. Los aplicadores llegan a la línea registrada y reconocen con facilidad las palmas señaladas (Aldana-De la Torre *et al.*, 2019).

Si el número de casos en los lotes aumenta, se dejan de marcar las palmas y se hace el desplazamiento por las líneas, palma a palma, para detectar y dirigir el producto a las galerías. Esto se debe hacer con bomba de espalda, con lanza de 120 cm, sin boquilla. Se aplica una suspensión de 1 gramo de jabón y 0,5 cc de insecticida por litro de agua. Una vez se ubica la galería, se retira el montículo de tierra que lo cubre, se introduce la lanza y se administra hasta llenarlo. Luego se cubre con tierra y se pisa (Aldana-De la Torre & Pallares, 2000).



**Figura 14.** Erradicación de palma de aceite. **a)** Eliminación de estípites viejos con una retroexcavadora. **b)** Cortes de los estípites en tajadas de no más de 10 cm de grosor, procurando que no queden apiladas. Fotos: J. Aldana y A. Bustillo |



## Referencias bibliográficas

### Capítulo 56

- Barrios-Trilleras, C. E., Bustillo-Pardey, A. E., & Morales-Rodríguez, A. (2020). *Caphys bilineata* (Lepidoptera: Pyralidae), insecto que afecta los frutos del híbrido OxG de palma aceitera en Colombia. *Ceniavances* 193.
- Da Costa Lima. (1950). Insetos do Brasil, vol. 6: Lepidópteros. Rio de Janeiro: Escola Nacional de Agronomia, Série Didática 8.
- Masijan, Z., Kamarudin, N., Moslim, R., Sintik, A., Hidayan, S., & Ahmad, S. (2015). Bunch moth, *Tirathaba rufivena* (Lepidoptera: Pyralidae) infestation census from oil palm plantation. *Serangga*, 20(1), 43-53.
- Prasetyo, A., Lopez, J., Eldridge, J., Zommick, D. & Susanto, A. (2018). Long-term study of *Bacillus thuringiensis* application to control *Tirathaba rufivena*, along with the impact to *Elaeidobius kamerunicus*, insect biodiversity and oil palm productivity. *Journal of Oil Palm Research*, 30(1), 71-82.
- Robinson, G. S., Ackery, I. J., Kitching, G. W., Beccaloni, & Hernández, L. M. (2016). HOSTS: a database of the World's Lepidopteran hostplants. Natural History Museum, London. <http://www.nhm.ac.uk/our-science/data/hostplants>.

### Capítulo 57

- Bustillo-Pardey, A. E. (1989). El uso de trampas de luz en el manejo de poblaciones de insectos. *Actualidades ICA*, 3, 35.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2008). Chisas en cafetales. En: A. E. Bustillo-Pardey (Ed.), *Los insectos y su manejo en la caficultura colombiana*. Chinchiná, Colombia: FNC – Cenicafé.
- Gibernau, M., & Barabé, D. (2002). Pollination ecology of *Philodendron squamiferum* (Araceae). *Canadian Journal of Botany*, 80, 316-320.
- Gottsberger, G. (1999). Pollination and evolution in neotropical Annonaceae. *Plant Species Biology*, 14, 143-152.
- Morón, M. (1997). Notas sobre *Cyclocephala latreille* (Coleoptera: Melolonthidae, Dynastinae) asociadas con *Xanthosoma schott* (Arecaceae) en Chiapas, México. *Giornale Italiano Entomología*, 8, 399-407.
- Neita, J. (2011). Escarabajos (Coleoptera, Scarabaeoidea) del departamento de Chocó, Colombia. *Revista Biodiversidad Neotropical*, 1(1), 17-27.
- Pardo, L., Montoya, L., Bellotti, A., & Van Schoonhoven, A. (2005). Structure and composition of the white grub complex (Coleoptera: Scarabaeidae) in agroecological systems of Northern Cauca, Colombia. *Florida Entomologist*, 88(4), 355-363.
- Quintero, B., & Pardo, L. (2017). Escarabajos (Coleoptera: Melolonthidae) asociados a la floración del chontaduro (*Bactris gasipaes* Kunth) en Buenaventura, Colombia. *Investigación Agropecuaria*, 14(1), 1-12.

- Ratcliffe, B. (2003). The Dynastinae scarab beetles of Costa Rica and Panamá (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae). *Bulletin of the University of Nebraska State Museum*, 16, 1-506.
- Ratcliffe, B., & Cave, R. (2006). The Dynastinae scarab beetles of Honduras, Nicaragua and El Salvador (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae). *Bulletin of the University of Nebraska State Museum*, 21, 1-424.
- Restrepo, H., Morón, M., Vallejo, F., Pardo, L., & López, A. (2003). Catálogo de Coleoptera Melolonthidae (Scarabaeidae: Pleurosticti) de Colombia. *Folia Entomológica Mexicana*, 42(2), 239-263.
- Útima, O., & Vallejo, L. (2008). Escarabajos Melolonthidae (Scarabaeidae-Pleurosticti) de la montaña cafetera, departamento de Risaralda, Colombia. *Agronomía*, 16(2), 31-44.

## Capítulo 58

- Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., Cataño, J., Valencia, C., & Hernández, J. (2004). Aspectos biológicos y alternativas de control de *Imatidium neivai* Bondar (Coleoptera: Chrysomelidae) raspador del fruto de la palma de aceite. *Palmas*, 25(Tomo II), 240-248.
- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia. (4ª ed.). Bogotá: Cenipalma – SENA.
- Barrios-Trilleras, C., Aldana-De la Torre, R. C., Bustillo-Pardey, A. E.; Castillo, N., Díaz, R., Pulgarín, J., & Lozano, M. (2018). Guía de bolsillo Plantas nectaríferas asociadas a plantaciones de palma de aceite, que favorecen la fauna benéfica del ecosistema. Bogotá: Convenio BID-Fedepalma.
- Corley, R. H. V., & Tinker, P. B. (2016). The Oil Palm (Fifth Edit). Wiley Blackwell. <https://doi.org/10.1017/cbo9781316530122.010>
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Oil Palm Pest in Latin America. *Oleagineux*, 33(7), 334-335.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Oil Palm Pest in Latin America. *Oleagineux*, 33(7), 334-335.
- Genty, P., & Mariau, D. (1973). Les ravageurs et maladies du palmier à huile et du cocotier Le genre *Himatidium*. *Oleagineux*, 28(11), 513-515.
- Martínez, L. C., Valencia, C., & Aldana-De la Torre, R. C. (2008). Efecto letal y subletal causado por un extracto cítrico sobre *Demotisa neivai* (Coleoptera: Chrysomelidae). *Palmas*, 29(1), 39-46.
- Montes-Bazurto, L. G., Peteche, Y., & Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Life Cycle and Natural Enemies of *Demotisa neivai* (Coleoptera: Chrysomelidae). *Journal of Entomological Science*, 54(3), 213-222.
- Montes-Bazurto, L. G., Peteche, Y., Medina, H. C., & Bustillo-Pardey, A. E. (2020). Selection of Entomopathogenic Fungi for the Biological Control of *Demotisa neivai* (Coleoptera: Chrysomelidae) in Oil Palm Plantations in Colombia. *Journal of Entomological Science*, 53(3), 388-404. <https://doi.org/10.18474/0749-8004-55.3.388>
- Staines, C. L. (2009). Generic reassignment of species in the tribe Cephaloleiini Chapuis, 1875 (Coleoptera: Cassidinae). *Insecta Mundi*, 0107, 1-4.
- Urueta, E. (1975). Insectos asociados con el cultivo de palma africana en Urabá (Antioquia) y estudio de su relación con la pudrición de la flecha - Pudrición del cogollo. *Revista Colombiana de Entomología*, 1(4), 15-31.
- Valencia, C., Ayala, I., Benítez, E., Torres, N., Barrera, E., & Herrera, A. (2007). Evaluación de estrategias de control y cuantificación de las pérdidas causadas por *Demotisa neivai* Bondar, raspador del fruto de la palma de aceite. *Palmas*, 28(1), 41-51.
- Valencia, C., & Benítez, E. (2004). Evaluación del efecto de cuatro aislamientos de hongos entomopatógenos en el control de *Imatidium neivai*. *Cenavances*, 117, 1-4.
- Zenner de Polanía, I., & Posada, F. J. (1992). Manejo de insectos plaga y benéficos de la palma africana. Manual de asistencia técnica ICA, 54.

## Capítulo 59

- Aldana-De la Torre, R. C., Bustillo-Pardey, A. E., & Barrios, J. G. (2019). *Eupalamides guyanensis*, enemigo silencioso. XV Reunión Técnica Nacional, Bucaramanga, Colombia.
- Aldana-De la Torre, R. C., Calvache, H., & Higuera, O. (2004a). Manejo Integrado de *Cyparissius daedalus* Cramer en los Llanos Orientales. *Palmas*, 25(Especial, Tomo II), 249-258.
- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia. (4ª ed.). Bogotá: Cenipalma – SENA.
- Aldana-De la Torre, R. C., Calvache, H., Higuera, O., Vanegas, M., & Ayala, L. (2004b). Control de *Cyparissius daedalus* Cramer (Lepidoptera: Castniidae) con el nematodo *Steinernema carpocapsae*. *Palmas*, 25(Especial, Tomo II), 259-267.
- Aldana-De la Torre, R. C., & Calvache, H. (2002). Biología, hábitos y manejo de *Cyparissius* (*Castnia*) *daedalus* Cramer barrenador gigante de la palma aceitera. *Boletín 15*, Cenipalma.
- Aldana-De la Torre, R. C., Castillo, J., & Calvache, H. (2000). Multiplicación de *Ooencyrtus* sp. parasitoide de huevos de *Cyparissius daedalus* Cramer. *Ceniavances*, 78.
- Bustillo-Pardey, A. E., Aldana-De la Torre, R. C., & Serna, F. J. (2013). Corrección en la identificación de la especie del barrenador gigante de la palma aceitera (Lepidoptera: Castniidae). *Palmas*, 34(4), 21-23.
- Calvache, H., Aldana-De la Torre, R. C., & Obando, O. (2000). *Cyparissius daedalus* Cramer (*Castnia daedalus*) barrenador gigante de la palma. *Ceniavances*, 70.
- Delgado, C., & Couturier, G. (2003). Relationship between *Mauritia flexuosa* and *Eupalamides cyparissias* in the Peruvian amazon. *Palmas*, 47(2), 104-106.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326 -420.
- Huguenot, R., & Vera, J. (1981). Descripción de *Castnia daedalus* Cramer (Lepidoptera: Castniidae), parásito de la palma aceitera en Suramérica y métodos de lucha. *Oleagineux*, 36(11), 543-548.
- Korytkowski, C. A., & Ruiz, E. (1980). El barreno de los racimos de la palma aceitera, *Castnia daedalus* (Cramer), en la plantación de Tocache (Perú). *Oleagineux*, 35(1), 1-7.
- Mariau, D., & Huguenot, R. (1983). Método de evaluación de las poblaciones de *Castnia daedalus* (Lepidoptera: Castniidae) en palma africana. *Oleagineux*, 38(4), 227-230.

## Capítulo 60

- Brito, O. L., Vásquez, L. N., Lárez, C., & Acuña, R. S. (2005). Aspectos biológicos de *Metamasius hemipterus* L. (Coleoptera: Curculionidae), una plaga de la palma aceitera en el estado Monagas, Venezuela. *Bioagro*, 17(2).
- Bustillo-Pardey, A. E. (2010). Parasitoides, depredadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia. Carta Trimestral, Cenicaña.
- Calvache, H., Mejía, A., Hernández, M., & Muñoz, J. M. (1994). Acción de *Metamasius hemipterus* L. (Coleoptera: Curculionidae) en la transmisión del anillo rojo de la palma aceitera. *Palmas* 15(4), 17-22
- Gallego, F. L., & Vélez, R. (1992). Lista de insectos que afectan los principales cultivos, plantas forestales, animales domésticos y al hombre en Colombia. Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín.
- Giblin-Davis, R. M., Peña, J. E. & Duncan, R. E. (1994). Lethal pitfall trap for evaluation of semio chemical-mediated attraction of *Metamasius hemipterus sericeus* (Coleoptera: Curculionidae). *Florida Entomologist*, 77, 247-255.

- Gómez, L. A., & Lastra, L. A. (1995). Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. En: C. Cassalett, J. Torres & C. Isaacs (Ed.), *El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia*, (237-263). Cali, Colombia: Cenicaña.
- Mora, L. S., Calvache, H., & Ávila, M. (1994). Diseminación de *Rhadinaphelenchus cocophilus* (Cobb) Goodey, agente causal del anillo rojo - hoja corta de la palma aceitera en San Carlos de Guaroa (Meta). *Palmas*, 15(1), 15-27.
- Morales, J., & Chinchilla, C. (1990). Picudo de la palma y enfermedad del Anillo rojo - hoja pequeña en una plantación comercial en Costa Rica. *Turrialba*, 40(4), 478-485.
- Peña, J. E., Giblin-Davis, R. M., & Duncan, R. (1995). Impact of indigenous *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin on banana weevil and rotten sugarcane weevil (Coleoptera: Curculionidae) populations in banana in Florida. *Journal of Agricultural Entomology*, 12, 163-167.
- Posada, O. L. (1989). Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.
- Raigosa, J. (1974). Nuevos diseños de trampas para el control de plagas de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). Memorias II Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, Cali, Colombia.
- Restrepo, L. G., Rivera, F., & Raigosa, J. D. (1982). Ciclo de vida, hábitos y morfometría de *Metamasius hemipterus* Olivier y *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). *Acta Agronómica*, 32(1), 33-44.
- Sosa, O., Shine, J. M., & Tai, P. Y. (1997). Indian cane weevil (Coleoptera: Curculionidae): A new pest of sugarcane in Florida. *Journal Economic Entomology*, 90(2), 634-638.
- Vaurie, P. (1966). A revision of the Neotropical genus *Metamasius* (Coleoptera: Curculionidae, Rhynchophorinae). Species groups I and II. *Bulletin of American Museum of Natural History*, 131(3), 132.
- Weissling, T., Giblin-Davis, R., Center, B., Heath, R., & Peña, J. (2003). Oviposition by *Metamasius hemipterus sericeus* (Coleoptera: Dryophthoridae: Rhynchophorinae). *Florida Entomologist*, 86(2), 174-177.
- Weissling, T. J., & Giblin-Davis, R. M. (2010). Silky Cane Weevil, *Metamasius hemipterus sericeus* (Olivier) (Insecta: Coleoptera: Curculionidae). Document EENY-053 (IN210), Entomology and Nematology Department, University of Florida.

## Capítulo 61

- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia. (4ª ed.). Bogotá: Cenipalma – SENA.
- Aldana-De la Torre, R. C., & Moya, O. M. (2011). Manejo del picudo *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). *Boletín ICA – Cenipalma*.
- Aldana-De la Torre, R. C., Montes-Bazurto, L.G., & Bustillo-Pardey, A. E. (2020). Rate of Release of Rhynchophorus Pheromone in Relation to Attraction of *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Dryophthoridae) in Oil Palm Plantations in Colombia. *Journal of Entomological Science*, 55(4), 487-498.
- Alvarado, H. L., Montes-Bazurto, L. G., Gomes, H., Bustillo-Pardey, A. E., & Mesa, E. (2013). Patogenicidad de cepas de *Metarhizium anisopliae* (L.) y *Beauveria bassiana* sobre *Rhynchophorus palmarum*. *Palmas*, 34(2), 11-20.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2013). *Insectos plagas y organismos benéficos del cultivo de la caña de azúcar en Colombia*. Cali: Cenicaña. ISBN 978-8449-06-7.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2018). *Rhynchophorus palmarum* a serious pest of oil palm in Colombia. Symposium: *Rhynchophorus* weevil: A global threat beyond borders. 2018 ESA, ESC, and ESBC Joint Annual Meeting, Vancouver, Canada
- Cerda, H., Hernández, J. V., Jaffé, K., Martínez, R., & Sánchez, P. (1994). Estudio olfatométrico de la atracción del picudo del cocotero, *Rhynchophorus palmarum* (L.) a volátiles de tejidos vegetales. *Agricultura Tropical*, 2, 203-215.

- Dean, C. G., & Velis, M. (1976). Differences in the effects of red ring disease on coconut palms in Central America and the Caribbean and its control. *Oleagineux*, 31(7), 321-326.
- EPP0, European and Mediterranean Plant Protection Organization. (2005). *Rhynchophorus palmarum*. Bulletin 35, 468-471.
- Fedepalma. (1988). Anillo rojo en palma aceitera. *Boletín Técnico*, 4.
- Gallego, F. L., & Vélez, R. (1992). Lista de insectos que afectan los principales cultivos, plantas forestales, animales domésticos y al hombre en Colombia. Universidad Nacional de Colombia - sede Medellín.
- García, T. O. (1977). *Rhadinaphelenchus cocophilus* asociado al «anillo rojo» y es la enfermedad de la hoja pequeña en el cocotero. Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal. Boletín Técnico Ministerio de Agricultura, La Habana, Cuba.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.
- Giblin-Davis, R., Gerber, K., & Griffith, R. (1989). Laboratory rearing of *Rhynchophorus cruentatus* and *R. palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *Florida Entomologist*, 72(3), 480-488.
- Griffith, R. (1968). The relationship between the red ring nematode and the palm weevil. *Journal of the Agricultural Society of Trinidad and Tobago*, 68(3), 342-356.
- Griffith, R. (1978). Epidemiology of red ring disease of coconuts in Trinidad and Tobago. *Journal of the Agricultural Society of Trinidad and Tobago*, 78, 200-17.
- Hagley, E. (1963). The role of the palm weevil as a vector of red ring disease of coconuts. *Journal of Economic Entomology*, 56, 375-380.
- Hagley, E. (1965a). On the life history and habits of the palm weevil *Rhynchophorus palmarum* L. *Annals of Entomological Society of America*, 58(1), 22-28.
- Hagley, E. (1965b). Test of attractants for the palm weevil. *Journal of Chemical Ecology* 58(5), 1002-1003.
- Hernández, J.V., Cerda, H., Jaffé, K., y Sánchez, P. (1992). Localización de hospedero, actividad diaria y optimización de las capturas mediante trampas inocuas del picudo del cocotero *Rynchophorus palmarum* (L). *Agron. Trop.* 42:211-226.
- Jaffé, K., Cerda, H., Urdaneta, N., Hernández, J. V., Jaffé, R., Martínez, R., Mirás, B., & Sánchez, P. (1993). Chemical Ecology of the palm weevil *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae): Attraction to host plant and to a male produced aggregation pheromone. *Journal of Chemical Ecology*, 19, 1703-1720.
- Mexzón, R. G., Chinchilla, C. M., Castrillo, G., & Salamanca, D. (1994). Biología y hábitos de *Rhynchophorus palmarum* L. asociado a la palma aceitera en Costa Rica. *ASD Oil Palm Papers*, 8, 14-21.
- Motta, D., Aldana-De la Torre, R., Franco, P., Rairán, N., Calvache, H., & Salamanca, J. (2008). Anillo Rojo-Hoja corta. *Boletín Técnico Cenipalma*, 9.
- Moura, J., Mariau, D., & Delabie, J. (1993). Eficiência de *Paratheresia menezesi* Townsend (Diptera: Tachinidae) no controle biológico natural de *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae). *Oleagineux*, 48(5), 219-223.
- Moura, J., Toma, R., Sgrillo, R., & Delabie, J. (2006). Natural efficiency of parasitism by *Billaea rhynchophorae* (Blanchard) (Diptera: Tachinidae) for the control of *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Curculionidae). *Neotropical Entomology*, 35(2), 1-3.
- Moura, J., Vilela, E., Sgrillo, R., Aguilar, M., & Resende, M. (1989). A behavioral olfactory study of *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae), in the field. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 18(2), 267-274.
- Moya, O., & Aldana-De la Torre, R. (2009a). Evaluación de trampas para la captura de adultos de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) en Tumaco (Nariño). Memorias, XXXVI Congreso Sociedad Colombiana de Entomología, Medellín.



- Moya, O., & Aldana-De la Torre, R. (2009b). Densidad óptima de trampas para la captura de *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae) en lotes afectados por la Pudrición del cogollo. Memorias, XXXVI Congreso Sociedad Colombiana de Entomología, Medellín.
- Oehlschlager, C. A., Chinchilla, C. M., & González, L. M. (2000). Control of red ring disease by mass trapping of *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *Florida Entomologist*, 85(3), 507-513.
- Posada, O. L. (1989). Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.
- Ramírez, F., Calvache, H., & Mora, S. (2000). Comportamiento de las poblaciones de *Rhynchophorus palmarum* y *Metamasius hemipterus* (Coleoptera: Curculionidae) en una plantación de palma aceitera. *Palmas*, 21(1), 9-18.
- Restrepo, L. G., & Rivera, F. (1980). Ciclo de vida, morfometría y hábitos de *Metamasius hemipterus* L. y *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae) en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). Tesis de grado, Ingeniería Agronómica, Universidad Nacional, Palmira.
- Rochat, D., González, A., Marian, D., Villanueva, A., & Zagatti, P. (1991a). Evidence for male produced aggregation pheromone in American palm weevil, *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Chemical Ecology*, 17(6), 1221-1230.
- Rochat, D., Malosse, C., Lettère, M., Ducrot, P., Zagatti, P., Renou, M., & Descoins, C. (1991b). Male produced aggregation pheromone of the American palm weevil *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae): Collection, identification, electrophysiological activity and laboratory bioassay. *Journal of Chemical Ecology*, 17(11), 2127-2141.
- Sánchez, P., Jaffé, K., Hernández, J. V., & Cerda, H. (1993). Biología y Comportamiento del Picudo del Cocotero *Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). *Boletín de Entomología Venezolana*, 8(1), 83-93.
- Sánchez, A. (1987). El Anillo rojo del cocotero y la palma aceitera en Colombia. Biología, hábitos, hospedantes, alternativas y vectores de su agente causal *Rhadinaphelenchus cocophilus*. Foro sobre Anillo rojo, Fedepalma, Santa Marta.

## Capítulo 62

- Aldana-De la Torre, R. C., & Calvache, H. (1999). *Sagalassa valida* Walker, barrenador de raíces de palma aceitera. *Ceniavances*, 59.
- Aldana-De la Torre, R. C., Calvache, H., & Zambrano, J. (2000). Determinación del daño de *Sagalassa valida* Walker (Lepidoptera: Glyphiterigidae) en el sistema radical de la palma aceitera. *Palmas*, 21 (Especial, Tomo I), 74-79.
- Aldana-De la Torre, R. C., Sendoya, C. A., & Bustillo-Pardey, A. E. (2015). Control del barrenador de las raíces *Sagalassa valida* en palma aceitera. XVIII Conferencia Internacional sobre Palma de Aceite, Cartagena, Colombia.
- Corredor, J., Mosquera, M., Fontanilla, C., & Ruiz, E. (2016). *Sagalassa valida* Walker y el paradigma de los platos limpios. *Palmas*, 37(4), 123-131.
- Edwards, E. D., Gentili, P., Horak, M., Kristensen, N. P., & Nielsen, E. S. (1998). The Cossoid/Sesioid Assemblage *Insecta*, Lepidoptera, Moths and Butterflies, Teilband/Part 35, Volume 1: Evolution, Systematics, and Biogeography.
- Matabanchoy, J. A., Piza, J. J., & Bustillo-Pardey, A. E. (2016). Biología de *Sagalassa valida* Walker (Lepidoptera: Glyphiterigidae), barrenador de raíces de palma aceitera. XIII Reunión Técnica de Palma de Aceite, Medellín, Colombia.
- Peña, E. A., & Jiménez, O. D. (1994). Distribución del daño del insecto *Sagalassa valida* Walker en el sistema radical de la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en la zona de Tumaco. *Palmas*, 15(3), 19-23.
- Posada, O. L. (1989). Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.

- Sáenz, A., & Betancourt, F. (2006). Biología, hábito y manejo del barrenador de raíces de palma *Saglassa valida* Walker. *Boletín Técnico Cenipalma*, 20.
- Sáenz, A., & Olivares, W. (2008). Velocidad de desplazamiento del primer instar de *Saglassa valida* (Lepidoptera: Glyphipterigidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 34(1), 57-61.
- Sendoya, C. A., & Bustillo-Pardey, A. E. (2016). Enemigos naturales de *Stenoma cecropia* (Lepidoptera: Elachistidae) en palma aceitera, en el suroccidente de Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 42(2), 146-154.
- Sendoya, C. A., Matabachoy, J. A., Pastrana-Sánchez, J. L., & Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Comportamiento poblacional de adultos de *Saglassa valida* Walker, en plantaciones de palma aceitera. XV Reunión Técnica Nacional de Palma de Aceite, Bucaramanga, Colombia.

## Capítulo 63

- Ahumada, M. L., Calvache, H., Cruz, M. A., & Luque, J. E. (1995). *Strategus aloeus* L. (Coleoptera: Scarabaeidae): Biología y Comportamiento en Puerto Wilches (Santander). *Palmas*, 16(3), 9-16.
- Aldana-De la Torre, J. A., & Pallares, C. H. (2000). Control químico de *Strategus aloeus* (L.) (Coleoptera: Scarabaeidae). *Ceniavances*, 63.
- Aldana-De la Torre, J. A., Céspedes, D. A., & Marín, O. (2019). Manejo de *Strategus aloeus* en áreas de renovación. XV Reunión Técnica Nacional de Palma de Aceite, Bucaramanga, Colombia.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.
- Matabachoy, J. A., Rosero-Guerrero, M., & Bustillo-Pardey, A. E. (2015). Evaluación de *Metarhizium anisopliae* para controlar *Strategus aloeus* (L.) (Coleoptera: Scarabaeidae), en palma aceitera. XVIII Conferencia Internacional de Palma de Aceite, Cartagena, Colombia.
- Pallares, C., Aldana-De la Torre, J., Calvache, H., & Ramírez, P. (2000). Análisis de la comunicación química intraespecífica en *Strategus aloeus* (L.). (Coleoptera, Scarabaeidae, Dynastinae). *Palmas*, 21(Especial, Tomo I), 185-194.
- Posada, O. L. (1989). Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.
- Rochat, D., Ramírez, L., Malosse, C., Aldana-De la Torre, R., Kakul, T., & Morin, J. P. (2000). Role of solid-phase micro extraction in the identification of highly volatile pheromones of two Rhinoceros beetles *Scapanes australis* and *Strategus aloeus* (Coleoptera, Scarabaeidae, Dynastinae). *Journal of Chromatography A*, 885(1-2), 433-444.

# SECCIÓN 7

## Insectos raspadores y minadores foliares de la palma de aceite

### Introducción

La palma de aceite tiene muchos insectos plaga que se especializan en hacer daño, ya sea al raspar la epidermis de los folíolos o minar la hoja. Los raspadores de la epidermis del follaje son especialmente larvas de primeros instares de lepidópteros como *Acraga ochracea* (Walker, 1855), que esqueletizan las hojas hasta producir defoliaciones severas en las palmas. Otras especies son minadores, como *Hispoleptis subfasciata* Pic, 1938, cuyas larvas emergen de los huevos puestos sobre las hojas y se introducen en la epidermis, donde se mantienen durante todo su estado larval, destruyen el mesófilo de la hoja y generan defoliación. A continuación, se describen 11 especies de insectos que causan estos daños, algunos de importancia económica para la palma, como es el caso de *Cephaloleia vagelineata* Pic, 1926.

## Capítulo 64.

### El gusano gelatina de la palma, *Acraga ochracea* (Walker, 1855)

Álex Enrique Bustillo Pardey y Carlos Andrés Sendoya Corrales

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Insecta: Lepidoptera:  
Zigaenoidea: Dalceridae: Acraginae:  
*Acraga ochracea*.

#### Nombre común

Gusano gelatina

#### Sinónimos

*Aeruga* Pagenstecher, 1909  
*Pinconia* Moore, 1882  
*Epipinconia* Dyar, 1898  
*Anacraga* Dyar, 1905  
*Dalargentina* Orfila, 1961

#### Distribución geográfica

*Acraga ochracea* se encuentra en el sur de Brasil, Paraguay y el norte de Argentina (Bold systems.org). En palma de aceite se presenta en Venezuela, Colombia, Ecuador y Perú (Genty *et al.*, 1978). Su hábitat es el de la zona neotropical.

#### Plantas hospederas

En Colombia se ha registrado *A. ochracea* como plaga en cultivos de cacao y palma de aceite (Urueta, 1975; Posada, 1989).

#### Antecedentes

Taxonómicamente, el género *Acraga* abarca un número muy grande de especies, que se han organizado en grupos de acuerdo con similitudes.

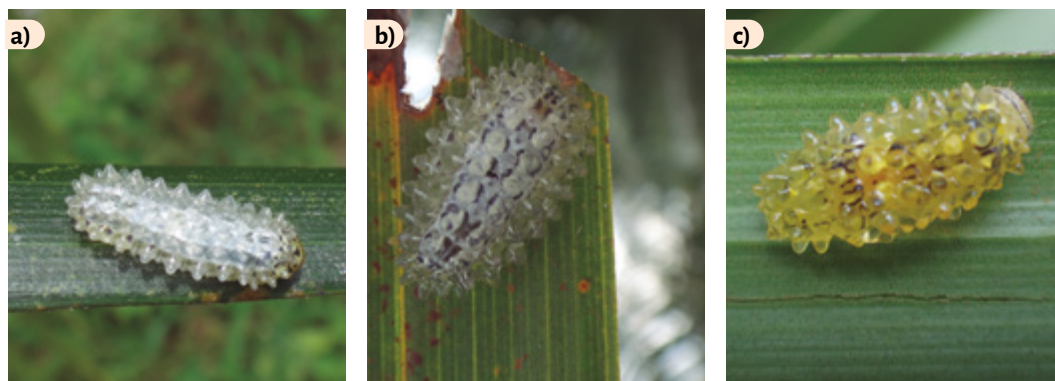
Así es como la especie *A. ochracea* corresponde al grupo que lleva su nombre y está conformado por *A. ochracea* (Walker, 1855); *A. victoria* S. E. Miller, 1994; *A. sexquicentenaria* (Orfila, 1961), y *A. parana* S. E. Miller, 1994 (Miller, 1994).

#### Descripción y biología

**Huevos.** Son ligeramente aplanados, elípticos y con una longitud aproximada de 0,9 mm. Son depositados en fila, en el envés de la hoja, en grupos de dos a cuatro.

**Larvas.** Recién emergidas del huevo, se alimentan al raspar el envés de los folíolos. Posteriormente, se pueden ubicar en el haz o en el envés, pero nunca alcanzan a perforar totalmente la hoja. En su último instar miden entre 12 y 14 mm de longitud. Son de aspecto gelatinoso y están provistas de tubérculos translúcidos, carnudos y triangulares, que se caen al tocarlos. En el curso de los primeros instares, el conjunto del cuerpo está dibujado con figuras oscuras visibles por transparencia, a través de las placas gelatinosas. Durante los últimos instares toman una coloración general amarilla; posteriormente se tornan blanco lechoso (Reyes & Cruz, 1986; Urueta, 1975) (Figura 1).

**Pupas.** Las larvas de último instar preparan el sitio en el envés de los folíolos, con una red de seda, a través de la cual aún puede verse la prepupa (Figura 2). Luego, forma un capullo de color amarillo con tres manchas grandes rojas, situadas en el medio y en sus extremos. La pupa



**Figura 1.** Larvas de *Acraga ochracea* en una hoja de palma de aceite. **a)** En sus primeros estadios. **b)** Con desarrollo intermedio. **c)** Terminando su desarrollo larval. Fotos: C. Sendoya |



**Figura 2.** La larva de *Acraga ochracea* en su último instar entra en prepupa y hace una cobertura en el sitio donde va a empupar con secreciones bucales serosas. Foto: C. Sendoya |

alcanza una longitud de 2,5 cm (Figura 3). Está protegida por una doble red de seda blanca, con una zona central roja y bordes anaranjados. Tiene una duración de 18 días.

**Adultos.** Son mariposas de color naranja, con una expansión alar de 2 a 3 cm (Figura 4). Al emerger, la exuvia de la pupa queda casi fuera del capullo. Son poco activas durante el día, cuando permanecen posadas en el envés de las hojas. El macho mide de 18 a 24 mm y la hembra, entre 26 y 32 mm de longitud. Las alas tienen venación muy visible (Reyes & Cruz, 1986; Genty *et al.*, 1978). La duración total del ciclo de vida es de 75 días.



**Figura 3.** Pupa del gusano gelatina, *Acraga ochracea*, en un foliolo de palma de aceite. Foto: C. Sendoya |





**Figura 4.** Adulto de *Acraga ochracea* sobre un foliolo de palma de aceite. Foto: C. Sendoya |

## Daño

Los daños se manifiestan por raspaduras en la superficie de los foliolos, en forma de franjas con contornos redondeados, las cuales posteriormente se necrosan. Cada larva consume alrededor de 50 cm<sup>2</sup> del área foliar. Los ataques se localizan en la mitad inferior del follaje (Reyes & Cruz, 1986; Genty *et al.*, 1978). Las roeduras causadas por las larvas crean las condiciones adecuadas para la multiplicación de la Pestalotiopsis.

## Manejo de poblaciones

Sus poblaciones se mantienen a niveles que no causan daño en plantaciones que fomentan y hacen buen uso de prácticas agrícolas, que favorecen e incrementan los controladores biológicos. La larva de *A. ochracea* es atacada por depredadores como *Alcaeorrhynchus grandis* (Figura 5); además, en su último instar es parasitada por *Pelecystoma* sp. (Hymenoptera: Braconidae), un Chalcididae y moscas Tachinidae. Estas últimas provocan que su cuerpo se vea algo abultado y su color se torne rosado violeta (Genty *et al.*, 1978).



**Figura 5.** Ninfas de *Alcaeorrhynchus grandis* depredando larvas de *Acraga ochracea* en una plantación de palma de aceite. Fotos: C. Sendoya |

## Capítulo 65.

### El cogollero de la palma, *Alurnus humeralis* Rosenberg, 1898

Álex Enrique Bustillo Pardey y Rosa Cecilia Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:

Chrysomeloidea: Chrysomelidae:

Cassidinae: Alurnini: *Alurnus humeralis*.

#### Nombre común

Gusano chato, gualapán, cogollero de la palma.

#### Distribución geográfica

*Alurnus humeralis* se presenta en Suramérica, en especial en las zonas amazónicas de Bolivia, Colombia, Ecuador y Perú (Staines, 2013).

#### Plantas hospederas

Se ha encontrado en coco (*Cocos nucifera* L.), palma de aceite (*Elaeis guineensis* Jacq.) (Merino & Vásquez, 1963) y chontaduro (*Astrocaryum chonta* Martius) (Arecaceae) (Couturier & Kahn, 1992).

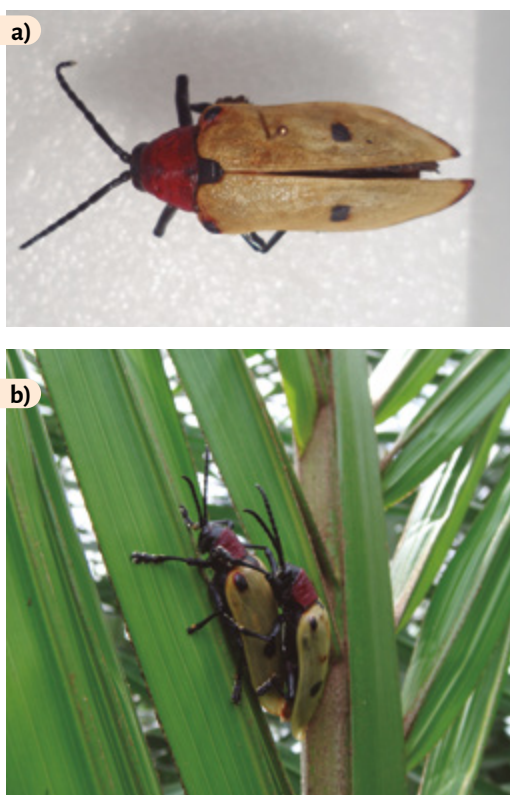
#### Antecedentes

*Alurnus humeralis* fue descrito por primera vez en 1898 por el taxónomo Rosenberg. El género *Alurnus* tiene 23 especies. Una revisión reciente del género la hizo Staines (2013).

#### Descripción y biología

**Adultos.** Son crisomélidos vistosos y grandes, con 35 mm de largo por 15 mm de ancho. La cabeza, antenas y patas son negras brillantes; el protórax, rojo, y los élitros, amarillo verdo-

so, con dos manchas negras bien diferenciadas en cada élitro. Presentan dimorfismo sexual. La hembra generalmente es de mayor tamaño. Los machos tienen el primer segmento de las antenas de forma cilíndrica y de mayor grosor; mientras que en la hembra tiene una depresión simétrica hacia el centro y es menos gruesa (Villacis, 1968) (Figura 1).



**Figura 1.** Adultos de *Alurnus humeralis*. **a)** Características morfológicas de una hembra. **b)** Pareja copulando en el follaje de la palma de aceite. Fotos: C. Sendoya y C. Noreña |

El adulto es un insecto muy quieto; solo se va de la planta donde se encuentra cuando está muy dañada. Se alimenta de día y de noche, generalmente del haz de los folíolos de las hojas abiertas más jóvenes. En horas de mucho sol se esconde en el envés de los folíolos (Zambrano, 2015). Las hembras agregan una sustancia mucilaginosa que les sirve de sostén. Ovipositan hasta dos veces en el día y alcanzan a realizar de 3 a 12 oviposiciones en el mes.

**Huevos.** Son de color amarilloso. Miden entre 8 y 10 mm de longitud, por 4 a 5 mm de ancho. Su forma es oval y achatada, con una ligera convexidad en la parte central. La hembra los oviposita en hileras (Villacis, 1968) (Figura 2).



**Figura 2.** Huevos de *Alurnus humeralis* depositados por la hembra en el envés de un foliolo, de forma paralela a la nervadura central. Foto: M. Navarrete |

**Larvas.** Al emerger miden aproximadamente 9 a 10 mm. La cabeza y el borde que rodea el cuerpo son de color marrón. La parte dorsal y ventral tienen una coloración cremosa entre el tercer y séptimo instar, que cambia de pardo hasta marrón negruzco a medida que se desarrollan. Alcanza 43 mm de longitud al finalizar su desarrollo. El cuerpo es algo tubular con patas muy cortas y está rodeado de pequeñas vellosidades a manera de flecos (Villacis, 1968) (Figura 3).

La larva permanece en la palma durante todo su desarrollo. Después de emerger, se dirige al cogollo donde empieza a alimentarse al cabo de dos a tres días. Cuando llega a su máxima evolución, lo abandona para irse a la parte basal del haz de los peciolos de las hojas más jóvenes. Antes de transformarse en prepupa, consume la membrana primaria o epidermis de los peciolos durante dos o tres días. Luego, para adherirse al foliolo secreta por el orificio anal una sustancia mucilaginosa, que sirve como sostén para los tres últimos segmentos del abdomen. Siempre se fija con la cabeza en dirección al cogollo (Zambrano, 2015).

**Pupas.** Son de tipo exarata; su cara dorsal tiene una combinación de marrón oscuro a marrón claro. Alcanzan 34,5 mm de largo por



**Figura 3.** Larvas de diferentes instares de *Alurnus humeralis*. Se observa cómo cambia su aspecto y coloración a medida que se desarrollan. Fotos: L. Martínez y R. Aldana |

12 mm de ancho. El 97 % de la población se fija en la parte basal del haz de los peciolos; el 1 %, en la parte basal del envés del mismo; el 1 %, en el tejido fibroso que recubre la parte basal de los peciolos y el otro 1 %, en la flecha (Zambrano, 2015) (Figura 4).



**Figura 4.** Pupas de *Alurnus humeralis* mostrando la parte dorsal y sus estructuras morfológicas en el reverso.

Foto: C. Sendoya |

## Ciclo de vida

Estudios realizados por Villacis (1968) indican que es bastante largo. La duración media de sus estados es: huevo, 36 días; larva, 238; pupa, 42, y el adulto varía entre 55 hasta 181 días. El tiempo de huevo a muerte del adulto puede oscilar entre 334 hasta 532 días, lo que significa que hay una sola generación por año.

El periodo entre el apareamiento hasta iniciar la cópula va de 2 a 11 días, y el lapso entre la cópula y el inicio de la oviposición está entre 5 y 25 días.

Pueden colocar de 44 a 181 huevos, que son ovipositados en el cogollo, en hileras de 10 huevos, que asemejan una cadena, ya que se superponen entre ellos en uno de sus extremos (Villacis, 1968). Las larvas tienen fototropismo negativo; es decir, huyen de la luz.

## Enemigos naturales

En Ecuador se han encontrado varios enemigos naturales de *A. humeralis*, entre los que se destacan *Tetrastichus* sp. y *Horismenus* sp. (Hymenoptera: Eulophidae), los cuales parasitan el estado larval (Merino & Vásquez, 1963).

## Daño

Es ocasionado por larvas y adultos que destruyen el parénquima de las flechas y hojas jóvenes. Las larvas consumen el centro de los folíolos de las flechas, sin dañar la nervadura central ni los bordes. El daño es más o menos simétrico y paralelo a la nervadura central, y alcanza entre 5 y 200 mm. La defoliación se aprecia después de que la hoja abre completamente (Villacis, 1968) (Figura 5). En el caso de ataques severos, las palmas pueden ser totalmente defoliadas en el tercio superior. Los adultos hacen surcos lineales sobre las hojas jóvenes, que resultan menos severos que los estragos ocasionados por las larvas (Figura 6).

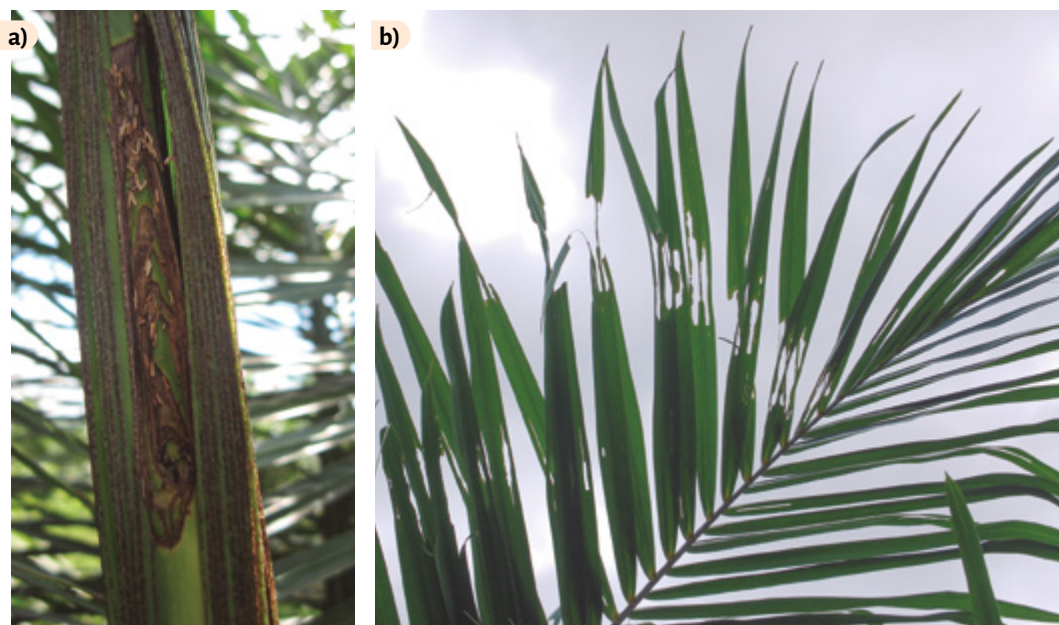
## Manejo de sus poblaciones

Cuando abren las hojas, el daño se asemeja a ventanas abiertas. Se debe procurar desarrollar estrategias de manejo de esta plaga con el uso de entomopatógenos, ya que existen evidencias que son sensibles a hongos, como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*. Afortunadamente, su presencia con altas infestaciones no es frecuente.





**Figura 5.** Daño ocasionado por las larvas de *Alurnus humeralis* al follaje de las hojas jóvenes de una palma de aceite. Fotos: R. Aldana |



**Figura 6.** Daño realizado por *Alurnus humeralis* en a) la flecha y en b) una hojas de la palma de aceite. Fotos: R. Aldana |



## Capítulo 66.

### *Antaeotricha phaeoneura* (Meyrick, 1913)

Álex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Depressariidae: Stenomatinae: *Antaeotricha*  
*phaeoneura*.

#### Nombre común

Anteotricha

#### Sinónimo

*Stenoma phaeoneura* Meyrick, 1913.

#### Distribución geográfica

Se ha hallado en Colombia, Guyana,  
Surinam y Ecuador (Genty *et al.*, 1978).

#### Plantas hospederas

Solo se tienen registros en palma de aceite.

#### Antecedentes

Depressariidae es una familia de polillas ubicaba anteriormente como una subfamilia de Gelechiidae, pero ahora se reconoce como una familia diferente, conformada por alrededor de 2.300 especies a nivel mundial (Heikkilä *et al.* 2014). *Antaeotricha* es el género más grande de la subfamilia Stenomatinae, con más de 400 especies en el hemisferio occidental. *Antaeotricha phaeoneura* fue descrita por el taxónomo Edward Meyrick en 1913, a partir de especímenes colectados en Guyana (Becker, 1984).

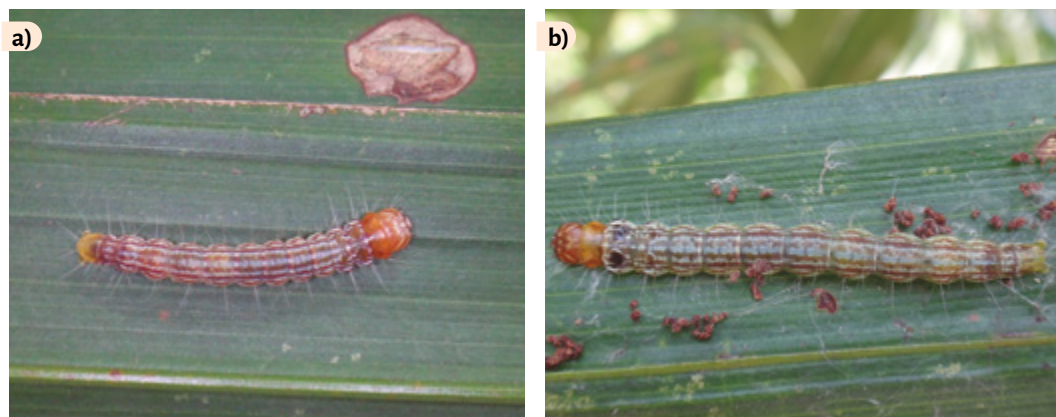
#### Descripción y biología

**Adultos.** Son de color blanco grisáceo. Las alas anteriores son blanco ocre y con todas las venas marcadas con líneas oscuras. El espacio intermedio tiene un tono ocre grisáceo pálido, y el dorsal es gris ocre. Las alas posteriores son gris pálido. Tiene una envergadura alar de 29 mm (Meyrick, 1913) (Figura 1).



**Figura 1.** Adulto de *Antaeotricha phaeoneura* posado sobre un foliolo de palma de aceite. Foto: C. Sendoya |

**Larvas.** Completamente desarrolladas alcanzan una longitud de 15 a 18 mm. Son de color anaranjado y presentan seis bandas longitudinales rojas. El cuerpo es comprimido dorsoventralmente (Genty *et al.*, 1978) (Figura 2).



**Figura 2.** Larvas de *Antaeotricha phaeoneura*. Se observa la morfología externa que caracteriza esta especie. **a)** Larva de instares iniciales. **b)** Larva de último instar. Fotos: C. Sendoya y J. Matabanchoy |

Las larvas permanecen entre dos folíolos, que se mantienen unidos estrechamente por un fuerte tejido de seda irregular que producen en su boca. De esta manera, construyen túneles en los que permanecen ocultas. Estos normalmente se ubican a lo largo de la vena central del folíolo. A medida que se desarrollan los instares, los túneles se vuelven más voluminosos, y las larvas más desarrolladas salen y se alimentan al raspar la epidermis, lo que puede

ocasionar defoliaciones severas en la palma de aceite. Para empupar abandonan el túnel un día antes, pero no construyen capullos (Genty *et al.*, 1978).

**Pupas.** El último instar larval empupa en el mismo sitio en donde se alimenta. Es del tipo obtecta, de color marrón oscuro y de forma algo oblonga. Mide 7 mm (Genty *et al.*, 1978) (Figura 3).



**Figura 3.** Pupa de *Antaeotricha phaeoneura*. Foto: J. Aldana |

## Ciclo de vida

Tiene una duración de 40 a 50 días. La pupa demora alrededor de 8 a 10 días para la emergencia del adulto (Genty *et al.*, 1978).

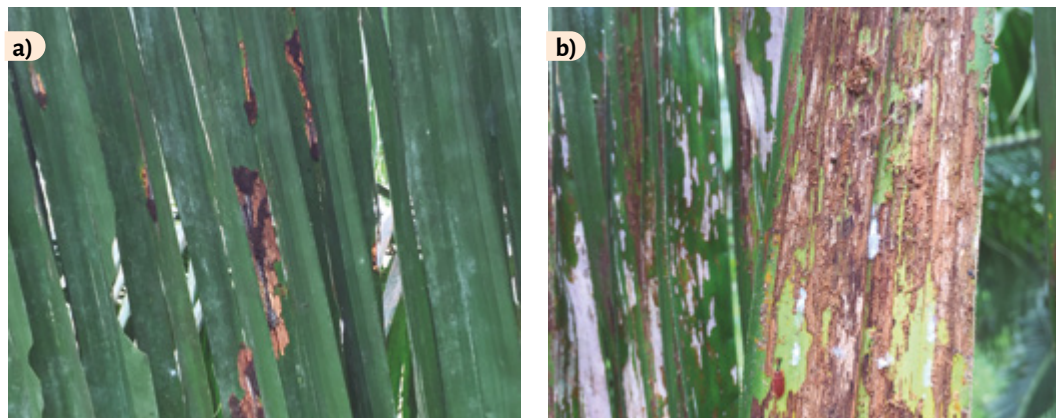
## Daño

En los primeros instares larvales no salen del túnel que construyen y solo se alimentan de la epidermis del foliolo que raspan. Cuando estos se separan puede verse la extensión del daño (Figura 4). Las larvas grandes sí salen del túnel a consumir follaje y lo hacen solo superficialmente en el haz y el envés de los

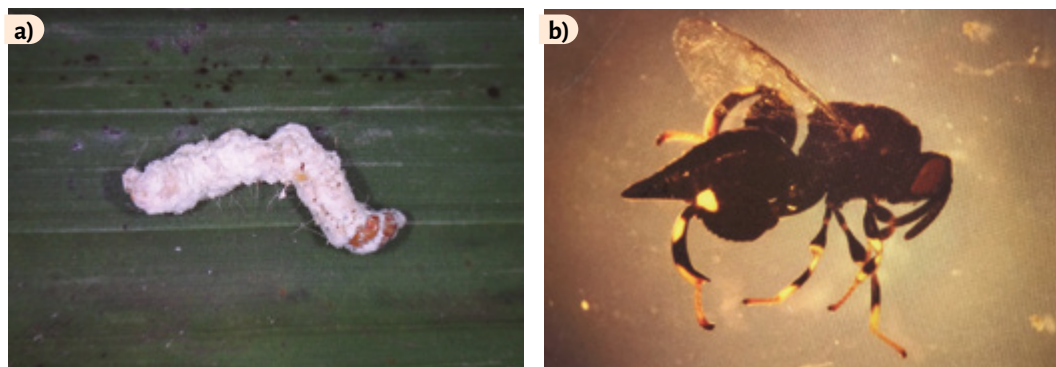
foliolos, pero luego regresan como medida de seguridad contra sus enemigos naturales (Genty *et al.*, 1978).

## Enemigos naturales

La humedad que se genera entre los foliolos unidos o en época de lluvias favorece el desarrollo de hongos entomopatógenos, como *Isaria* sp. y *Beauveria bassiana*, considerados como los controladores biológicos más importantes de esta especie. Otro enemigo natural que se ha observado es el parasitoide de pupas *Brachymeria* sp. (Hymenoptera: Chalcididae) (Genty *et al.*, 1978) (Figura 5).



**Figura 4.** *Antaeotricha phaeoneura*. **a)** Daño inicial y **b)** daño generalizado realizado por larvas en una plantación de palma de aceite en la Zona Suroccidental palmera de Colombia. Fotos: A. Bustillo |



**Figura 5.** *Antaeotricha phaeoneura*. **a)** Larva infectada por un hongo entomopatógeno *Isaria* sp. **b)** *Brachymeria* sp. (Chalcididae) parasitoide de pupas. Fotos: C. Sendoya |

## Capítulo 67.

### El raspador de la flecha de la palma, *Cephaloleia vagelineata* Piceus, 1926

Álex Enrique Bustillo Pardey, Carlos Enrique Barrios Trilleras  
y Natalia Julieth Castillo Villarraga

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta:  
Coleoptera: Chrysomelidae: Cassidinae:  
Cephaloleiini: *Cephaloleia vagelineata*.

#### Nombre común

Raspador de la flecha

#### Distribución geográfica

*Cephaloleia vagelineata* está presente en México, Guatemala, Belice, Honduras, Costa Rica, Panamá, Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú y Brasil. En Colombia es una plaga frecuente en plantaciones, en las zonas palmeras Central (Tibú) y Norte (María La Baja y Magdalena), así como en el pasado fue muy importante en la región de Urabá (Barrios *et al.*, 2018a; 2020; Staines & García, 2014; Urueta, 1975).

#### Plantas hospederas

Prefiere hospederos de la familia Arecaceae, entre ellas, *Elaeis guineensis* Jacq., *Cocos nucifera* (L.) y *Astrocaryum chonta* Mart (Urueta, 1972; Coururier & Kahn, 1992).

#### Antecedentes

El género neotropical *Cephaloleia* Chevrolat incluye 214 especies distribuidas desde el sur de México hasta Argentina. Fue revisado recién

temente por Staines y García (2014), quienes analizaron 87 especies de América Central y las Indias Occidentales. Las especies de *Cephaloleia* se conocen como enrolladores de hojas, porque la mayoría de larvas y adultos consumen hojas jóvenes empaquetadas de sus hospederos, denominadas flechas.

Se alimentan principalmente de plantas del orden Zingiberales, aunque algunas prefieren otras familias de plantas. Existen cuatro especies asociadas a palmas: *Cephaloleia depressa* Baly, 1858, distribuida en Brasil (Santarém) y en Colombia; *C. elaeidis* Maulik, 1924, igualmente ubicada en Brasil en la zona de Bahía; *C. formosus* Staines, 1996, en Panamá, y *C. vagelineata* Piceus 1926 colectada por primera vez en la región palmera de Urabá, Colombia (Urueta, 1975). También se ha encontrado a *C. depressa* como plaga en plantaciones de palma de aceite en la Zona Oriental, en San Carlos de Guaroa (Meta), que causa daño con características similares a *C. vagelineata*.

#### Descripción y biología

**Adultos.** Son de forma aplanada. Miden  $4,8 \pm 0,3$  mm de largo por  $1,4 \pm 0,1$  mm de ancho (Barrios *et al.*, 2018a). Su coloración general es negra, con una mancha grisácea en forma de Y sobre el margen central de los élitros, aunque a simple vista aparentan ser de color blanco debido a la tonalidad de las alas posteriores. La cabeza tiene el vértex muy punteado y el surco



medial presente. La antena llega al húmero y los antenómeros 1–2 son más gruesos que el resto; el primero es alargado y cilíndrico. El pronoto es transversal con el margen lateral recto. El escutelo es pentagonal y punteado. El élitro tiene el margen lateral recto, liso y estrechamente marginado. Las patas son delgadas y punteadas; la tibia presenta flecos de setas en el límite interno del ápice (Staines & García, 2014; Urueta, 1975) (Figura 1).

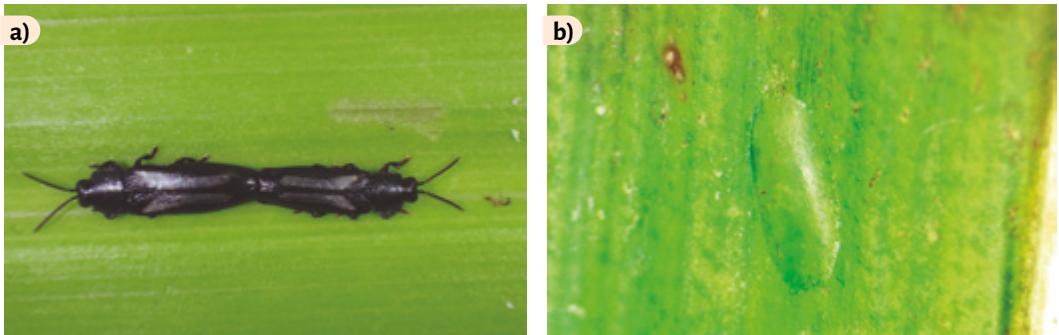
Los adultos de *C. vagelineata* se ubican en las flechas de las palmas que comienzan a abrirse, donde copulan y se alimentan al raspar el parénquima (Barrios *et al.*, 2018a) (Figura 2a). Este daño normalmente se presenta en forma de bandas o líneas longitudinales, que

ocasionan el amarillamiento y secado del follaje, que luego puede ser invadido por hongos (Urueta, 1972). Bajo estas condiciones, *C. vagelineata* encuentra un lugar propicio para su desarrollo con suficiente humedad y sin estar expuesto directamente a la radiación solar. Cuando son perturbados se dejan caer de las hojas o inician el vuelo en dirección a otra palma. Sus poblaciones son mayores en épocas de pocas precipitaciones.

**Huevos.** Las hembras los depositan individualmente en la superficie interna de la base del raquis de la flecha. Son amarillos, aplanados, elipsoidales, con un corion delgado y translúcido. Miden  $2,4 \pm 0,3$  mm de largo y  $1,0 \pm 0,1$  mm de ancho (Barrios *et al.*, 2018a) (Figura 2b).



**Figura 1.** Adulto de *Cephaloleia vagelineata* posado en una hoja de palma de aceite. Fotos: C. Barrios y K. Jiménez |



**Figura 2.** *Cephaloleia vagelineata*. a) Adultos en cópula. b) Vista aumentada de un huevo en la flecha de una hoja de palma de aceite; mide solo 2,4 mm. Fotos: C. Barrios y N. Castillo |



**Larvas.** Tienen el cuerpo aplanado y configuración ovalada; recién formadas son de color amarillo claro. Se alimentan de la superficie basal del raquis de la flecha de la palma (Urueta, 1975). Este daño tiene la apariencia de raspaduras superficiales en forma de máculas alargadas longitudinalmente, que al inicio son claras y se oscurecen con el tiempo. En el último instar miden  $5,4 \pm 0,6$  mm de largo y  $2,5 \pm 0,4$  mm de ancho. En su parte media son de color crema, a excepción de la cabeza que es marrón (Barrios *et al.*, 2018a) (Figura 3).

**Pupas.** Son similares en forma y tamaño a la larva; se distinguen por ser más gruesas y tener un color crema que cambia a negro en su parte central, a medida que maduran y se

desarrolla el adulto en su interior (Urueta, 1972). Se encuentran en la base interna de las hojas que aún no han abierto. Miden  $6,5 \pm 0,2$  mm de largo y  $2,9 \pm 0,2$  mm de ancho en su parte media (Barrios *et al.*, 2018a) (Figura 4).

## Ciclo de vida

Su biología se estudió bajo condiciones de laboratorio ( $28^{\circ}\text{C}$ , 80 % HR) y se estimó que completa su ciclo de vida, de huevo a emergencia del adulto, en 103,6 días en promedio. El huevo demoró  $11,1 \pm 1,3$  días para eclosionar; la larva,  $78,4 \pm 2,7$  días para completar su desarrollo, el cual pasa por tres instares; la pupa,  $14,1 \pm 1,1$ , y los adultos vivieron en promedio  $27,5 \pm 5,1$  días (Barrios *et al.*, 2018a) (Tabla 1).



**Figura 3.** Larva de *Cephaloleia vagelineata* alimentándose en la base peciolar de una flecha de palma de aceite, en la Zona Norte. Foto: N. Castillo |



**Figura 4.** Pupa de *Cephaloleia vagelineata* localizada sobre una base peciolar de la palma de aceite en la Zona Norte. Fotos: N. Castillo |

**Tabla 1.** Ciclo de vida y medidas morfométricas de *Cephaloleia vagelineata*, bajo condiciones de laboratorio (28 °C, 80 % HR) |

| Estado      | Número de observaciones | Promedio ± intervalo de confianza* (días) | Largo (mm) | Ancho (mm) |
|-------------|-------------------------|-------------------------------------------|------------|------------|
| Huevo       | 28                      | 11,1 ± 1,3                                | 2,4 ± 0,3  | 1,0 ± 0,1  |
| I instar    | 54                      | 7,84 ± 0,4                                | 1,3 ± 0,1  | 0,6 ± 0,1  |
| II instar   | 48                      | 23,5 ± 0,3                                | 3,5 ± 0,3  | 1,6 ± 0,2  |
| III instar  | 27                      | 47,1 ± 1,7                                | 5,4 ± 0,4  | 2,5 ± 0,3  |
| Total larva | 27                      | 78,4 ± 2,4                                |            |            |
| Pupa        | 34                      | 14,1 ± 1,1                                | 6,5 ± 0,2  | 2,9 ± 0,2  |
| Adulto      | 51                      | 27,5 ± 5,1                                | 4,8 ± 0,3  | 1,4 ± 0,1  |
| Total       |                         | 131,1 ± 10,2                              |            |            |

\* Intervalo de confianza ( $\alpha = 0,05$ )

## Daño

Los adultos y las larvas de *C. vagelineata* realizan el daño al raspar el parénquima de las hojas flecha. Aunque aparentemente es insignificante, resulta importante cuando los insectos abundan. Las larvas siempre están en las hojas flecha, en las bases o yaguas de las hojas de las palmas. Causan un daño leve al roer superficialmente la parte basal del raquis de las flechas y hojas jóvenes. La zona atacada luego se oscurece y se vuelve grisácea por el secamiento (Figura 5).

El impacto es más evidente en palmas con acumulación de flechas, que sucede en épocas de sequía prolongada con alto déficit hídrico, o en periodos lluviosos cuando el sistema radical de la palma está muy afectado por pudriciones. El daño solo es visible cuando la hoja ha abierto. Las lesiones ocasionadas por este insecto están muy asociadas a lotes ubicados cerca de áreas boscosas. En condiciones naturales, *C. vagelineata* se puede encontrar en palmas silvestres (Figura 6).



**Figura 5.** Adultos de *Cephaloleia vagelineata* copulando en una flecha de palma de aceite. Foto: C. Sendoya |



**Figura 6.** Aspecto de una hoja con daño generalizado provocado por *Cephaloleia vagelineata* cuando esta abre.  
Foto: C. Barrios |

## Enemigos naturales

Se ha registrado el parasitismo de un Ichneumonidae durante el último instar larval y un Eulophidae en el estado de pupa (Genty *et al.*, 1978). En muestreos en plantaciones de palma de aceite se encontraron adultos de *C. vagelineata* infectados por hongos entomopatógenos, los cuales se aislaron e identificaron como una cepa de *Lecanicillium lecanii* (Zimmermann) Zare & Gams, y dos de *Metarhizium anisopliae* (Metsch).

## Control biológico

Estudios recientes para seleccionar cepas de hongos entomopatógenos con el fin de controlar a *C. vagelineata*, muestran que varias cepas de *M. anisopliae* son patogénicas y virulentas a este insecto. Se adelantan análisis de campo, con formulaciones de este hongo, para establecer su eficacia en plantaciones de palma de aceite (Barrios *et al.*, 2016) (Figura 7).



**Figura 7.** Adulto de *Cephaloleia vagelineata* infectado con el entomopatógeno *Metarhizium anisopliae*.  
Foto: C. Barrios |



En relación con el control de *C. vagelineata* mediante el uso de nematodos entomopatógenos, se evaluaron especies de *Heterorhabditis* y *Steinernema*. Para las pruebas iniciales de patogenicidad se eligieron seis especies de *Heterorhabditis* y cuatro de *Steinernema*. Los resultados mostraron que todas son patógenas. Luego se pasaron a una evaluación de virulencia y en este proceso se encontró que el nematodo de *Heterorhabditis* sp., codificado como cepa CPHsp1402, causó la mayor mortalidad en larvas. Una evaluación final en campo, en una plantación de palma de aceite, permitió confirmar la eficacia de esta cepa al ocasionar mortalidades superiores al 80 % en poblaciones de *C. vagelineata* (Barrios et al., 2018b) (Figura 8).

## Manejo de sus poblaciones

El manejo de plantaciones con infestaciones de *C. vagelineata* debe tener presente la biología y comportamiento de este insecto, para mitigar sus poblaciones. La investigación de Cenipalma ha mostrado que se debe direccionar al uso de controladores biológicos, basados en hongos y nematodos, ya que este insecto habita principalmente en el tercio superior de la palma y se concentra en las flechas. Al ser sitios poco accesibles y de alta humedad allí se refugian huevos, larvas, pupas y adultos. Debido a esta situación y a las restricciones de los organismos que avalan el mercado del aceite de palma, basada en la sostenibilidad ambiental, los métodos convencionales de control con insecticidas no son apropiados. La alternativa es el uso de hongos y nematodos entomopatógenos, y el desarrollo de tecnología para aplicarlos en la copa de las palmas, con el fin de alcanzar las flechas donde se encuentra *C. vagelineata*.



**Figura 8.** Larvas de *Cephaleia vagelineata* infectadas con el nematodo *Heterorhabditis* sp., código CPHsp1402. A medida que avanza su desarrollo interno en la larva, toma una coloración rojiza debido a la invasión de su bacteria mutualística. Fotos: C. Barrios |

## Capítulo 68.

### *Cephaloleia depressa* Baly, 1858

Álex Enrique Bustillo Pardey, Carlos Enrique Barrios Trilleras,  
Jorge Alberto Aldana de la Torre y Rosa Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Chrysomelidae: Cassidinae: Cephaloleiini:  
*Cephaloleia depressa*.

#### Distribución geográfica

Su presencia se registra en Suramérica en la región del Amazonas. Se encuentra en Brasil en Bahía, Pará y Matto Grosso, en Ecuador en la provincia Orellana, y en Colombia en la Zona Oriental palmera (Barrios *et al.*, 2020).

#### Plantas hospederas

*Elaeis guineensis* Jacq. (Arecaceae) (Barrios *et al.*, 2020; Mariau, 2001; Staines & García, 2014). En Colombia solo se ha encontrado en plantaciones de palma de aceite en el departamento del Meta.

#### Antecedentes

En el pasado, *Cephaloleia depressa* se registró en la Zona Oriental palmera de Colombia como especie no identificada. Debido a su situación y esporádicas apariciones, no llamó la atención de los palmeros, que sin duda la debieron confundir con *Cephaloleia vagelineata*, ya que sus hábitos y comportamiento son iguales, y las diferencias morfológicas no son notorias a simple vista. Recientemente, se pudo intercambiar información con el taxónomo Charles Staines del Museo Nacional de

Historia (USNM, por su sigla en inglés), con lo que se logró su identificación específica (Barrios *et al.*, 2020).

#### Descripción del adulto

Los adultos de *C. depressa* son de color negro y su cuerpo es aplanado. Presentan dimorfismo sexual. Las hembras miden  $5,2 \pm 0,4$  mm de largo y  $2,4 \pm 0,3$  mm de ancho; mientras que los machos,  $4,4 \pm 0,3$  mm de longitud. Las antenas son filiformes con 10 artejos de  $1,7 \pm 0,1$  mm. El pronoto tiene el borde aserrado y es negro con margen marrón. El escutelo es triangular. Los élitros miden  $3,1 \pm 0,2$  mm de largo y  $1,3 \pm 0,2$  mm de ancho, con márgenes lisos y redondeados en la parte apical. Los élitros y el pronoto presentan impresiones en forma de puntos. Las patas son delgadas, con una longitud total de  $3,2 \pm 0,3$  mm; la tibia y los tarsos exhiben una franja de pelos amarillos ubicados en el margen interior (Staines & García, 2014; Barrios *et al.*, 2020) (Figura 1).

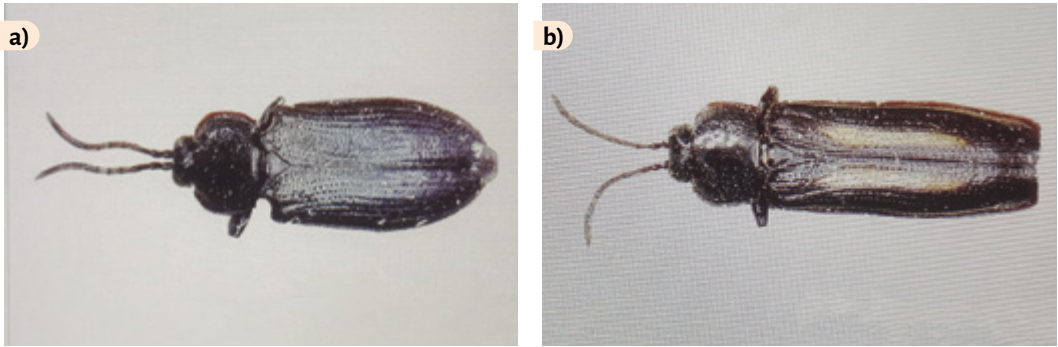
Con el fin de analizar las poblaciones de especies de *Cephaloleia*, que se encontraban en Meta, se colectaron 326 ejemplares de *Cephaloleia vagelineata* y 62 de *Cephaloleia depressa* (Figura 2). La única especie hallada en plantaciones de este departamento fue *C. depressa* (Barrios *et al.*, 2020) (Figura 3). Los especímenes examinados se conservan en el Centro de Colecciones Biológicas de la Universidad del Magdalena [CBUMAG].



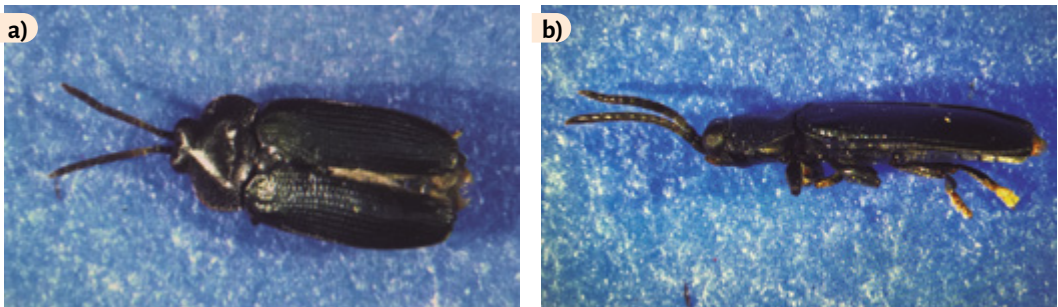
# Daño

En San Carlos de Guaroa (Meta) se analizó el comportamiento y daño de *C. depressa* en las plantaciones, y se concluyó que es igual al que

produce *C. vagelineata*. En algunos casos, las raspaduras que hace en los folíolos facilitan la penetración y propician el desarrollo de la *Pestalotiopsis* (Figura 4).



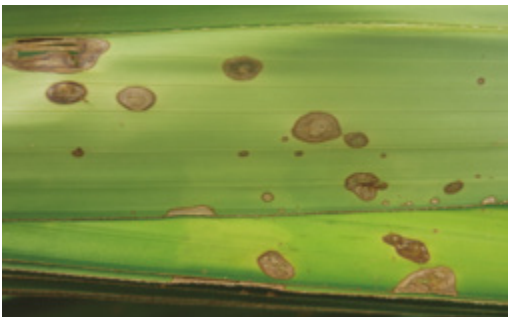
**Figura 1.** Diferencias morfológicas de a) *Cephaloleia depressa* y b) *Cephaloleia vagelineata*. Fotos tomadas de Staines y García (2014) |



**Figura 2.** Características morfológicas de *Cephaloleia depressa* en su parte: a) dorsal y b) pleural. Especímenes colectadas en la Zona Oriental palmera de Colombia. Fotos: C. Barrios |



**Figura 3.** Adulto de *Cephaloleia depressa* en la flecha de una palma de aceite. Foto: J. Aldana |



**Figura 4.** Daños de *Cephaloleia depressa* en folíolos del paquete de flechas, donde se puede presentar la *Pestalotiopsis*. Foto: J. Aldana |

## Capítulo 69.

### El cucarroncito aplanado, *Delocrania cossyphoides* Guérin-Ménéville, 1844

Álex Enrique Bustillo Pardey, Carlos Andrés Sendoya Corrales  
y Jesús Arvey Matabanchoy Solarte

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Chrysomeloidea: Chrysomelidae: Cassidinae:  
Delocraniini: *Delocrania cossyphoides*.

#### Nombre común

Cucarroncito aplanado del follaje

#### Distribución geográfica

En Centroamérica se ha detectado en Costa Rica y Panamá, y en Suramérica, en Brasil, Colombia, Ecuador, Trinidad y Tobago, y Venezuela.

#### Plantas hospederas

*Delocrania cossyphoides* tiene como hospederos en Colombia a palmas de la familia Arecaceae: *Elaeis guineensis* y *Cocos nucifera*.

#### Descripción, biología y comportamiento

**Adultos.** Son de color marrón claro, miden de 5 a 6 mm de largo por 2,5 mm de ancho. Su cuerpo es aplanado dorsoventralmente, con bordes laterales explanados que cubren las patas. El pronoto y los élitros están punteados a manera de hendiduras (Genty *et al.*, 1978) (Figura 1).

**Huevos.** Son de forma alargada, miden en promedio 1,8 x 0,8 mm. son de color pardo claro y presentan una reticulación característica. Los depositan cerca de la nervadura central, alineados en grupos de cinco a seis (Genty *et al.*, 1978).

**Larvas.** Son de color amarillo claro, a excepción de la cabeza, que es marrón oscuro y bastante esclerotizada. Las larvas son planas y están



**Figura 1.** Adultos de *Delocrania cossyphoides* sobre un foliolo de palma de aceite, en los que se observa la variación en su color y ornamentos. Fotos: J. Matabanchoy y C. Sendoya |

provistas de espinas laterales en cada segmento abdominal y torácico. Se mantienen en el envés de los folíolos y se alimentan al roer el tejido foliar en forma paralela y próxima a la nervadura central (Genty *et al.*, 1978) (Figura 2).

**Pupas.** Se localizan en el mismo sitio donde se alimentan las larvas (Genty *et al.*, 1978). El ciclo de vida de huevo a adulto demora 60 días.

## Monitoreo

*Delocrania cossyphoides* se ubica preferiblemente en el tercio superior de la palma joven o en hojas del nivel 25 en la palma adulta (Genty *et al.*, 1978; Reyes & Cruz, 1986).

## Daño

Las larvas y adultos consumen el envés del tejido foliar de palmas jóvenes y adultas. Inician su alimentación cerca de la nervadura central y se extiende hacia los extremos, lo que provoca el doblamiento de los folíolos, y es un indicio claro de su presencia (Figuras 3 y 4).

El daño se localiza en la zona central de los folíolos, lo que ocasiona que estos presenten una menor resistencia al viento, se rasquen con facilidad y finalmente, provoca su secamiento. En general, los daños no son muy severos; sin embargo, de forma indirecta podrían facilitar la entrada de patógenos a la palma (Genty *et al.*, 1978).



**Figura 2.** Larva de *Delocrania cossyphoides* raspando la epidermis de un foliolo de palma de aceite para su alimentación. Foto: J. Matabanchoy |



**Figura 3.** Adulto de *Delocrania cossyphoides* que se alimenta raspando la epidermis de un foliolo de palma de aceite. Foto: J. Matabanchoy |





**Figura 4.** Daño severo a foliolos de una hoja de palma de aceite, ocasionado por altas poblaciones de *Delocrania cossyphoides*. Foto: C. Sendoya |

## Enemigos naturales

Sobre el estado de huevo se presenta un parasitoide de la familia Trichogrammatidae. Las larvas y pupas son parasitadas por un Eulophidae y un Ichneumonidae (Reyes & Cruz, 1986; Genty *et al.*, 1978). Además, los estadios larvales son depredados por chinches (Figura 5).

## Manejo de sus poblaciones

*Delocrania cossyphoides* no es un insecto plaga de importancia económica en la palma de aceite. Se manifiesta de manera ocasional, ya que probablemente sus enemigos naturales mantienen su población en niveles bajos. Es bastante común observarla en la Zona Suroccidental palmera.



**Figura 5.** Larva de *Delocrania cossyphoides* depredada por una chinche. Foto: J. Matabanchoy |

## Capítulo 70.

### *Durrantia flaccescens* Meyrick, 1925

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Depressariidae: *Durrantia flaccescens*.

#### Nombre común

Durrantia

#### Sinónimos

*Peleopoda flaccescens* Duckworth, 1970

*Durrantia* pos. *arcanella* (Busck, 1912)

#### Distribución geográfica

Está presente en Perú, Venezuela y Colombia, país donde se registró el nombre específico por primera vez. El insecto es de importancia especialmente en las zonas Norte y Central, pero se encuentra en todas las zonas palmeras.

#### Plantas hospederas

Es una plaga de *Elaeis guineensis*, pero se ha encontrado en otras especies, como *Pueraria phaseoloides* (Roxb) Beth., *Heliconia bihai* L., *Pothomorphe umbellata* (L.) Miquel, *Paullinia macrophylla* H.B.K. y *Bignonia unguisati* L. (Ardila, 1998).

#### Antecedentes

El género *Durrantia* se relocalizó dentro de la familia Depressariidae, la cual antes se consideraba como una subfamilia de Gelechiidae. Comprende cerca de 2.300 especies a nivel mundial. *Durrantia flaccescens* es una polilla de

esta familia y fue descrita por Edward Meyrick en 1925, a partir de especímenes colectados en Perú y Venezuela (Meyrick, 1925).

Genty *et al.* (1978) utilizaron la descripción original de *Dolidiria arcanella* realizada por Busck (1912), que más tarde se reclasificó como *Peleopoda arcanella*, pero esta no concordó con las características observadas en el adulto de esta especie, que se ilustra en este documento. Posteriormente, en el *Manual de plagas de la palma de aceite en Colombia* (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010) fue identificada como *Durrantia* pos. *arcanella*, debido a que se dudaba de su nombre específico, con lo cual se acogió el nuevo cambio en el género realizado por los taxónomos. Al analizar la información publicada al momento, se concluye que esta especie corresponde a *Durrantia flaccescens* descrita por Meyrick (1925).

#### Descripción, biología y comportamiento

**Adultos.** Son polillas pequeñas, con una envergadura alar de 17 mm. Las alas tienen forma redondeada, con flecos en su parte apical. Son de color blanco crema, pero el segundo estigma discal en las alas anteriores es ligeramente marrón, igual a la línea que las bordea del extremo apical y continúa por el margen costal (Figura 1).

Los adultos son de hábitos crepusculares y su mayor actividad la desarrollan en horas de la





**Figura 1.** Adulto de *Durrantia flaccescens* posado sobre una hoja en el que pueden verse detalles de la parte dorsal de sus alas anteriores. Foto: J. Aldana |

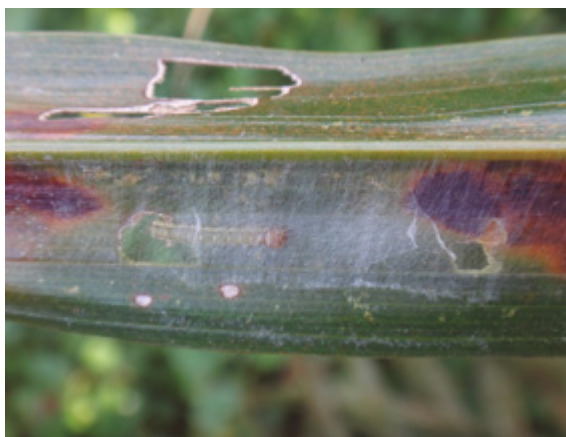
mañana entre 4:30 y 6:00 a. m., y en la tarde entre 5:30 y 9:00 p. m. (Ardila, 1998).

**Huevos.** Son ovalados y miden 0,5 mm de largo y 0,3 mm de ancho; tienen un color amarillo translúcido. El corion es de apariencia rugosa.

A medida que se desarrolla el embrión, toman una coloración anaranjada. Son depositados de manera individual en el nivel 9 o 17 de las hojas de la palma, cerca de la nervadura central en el envés de los foliolos (Ardila, 1998).

**Larvas.** Inicialmente son de color amarillo, que se van tornando verdes a través de su desarrollo. Tienen una longitud de 18 mm (Ardila, 1998). Viven debajo de un tejido de seda blanca en el envés de los foliolos, en los que hacen dos orificios en los extremos, que les permiten escapar al haz de la hoja cuando están en peligro (Figura 2). Son muy ágiles, y cuando las perturban, retroceden rápidamente. Se mantienen a lo largo de la nervadura central.

La larva se descuelga de los foliolos por medio de la seda que ella misma produce. En algunas ocasiones pasa de palma a palma por la acción del viento, que la arrastra cuando está colgada. Hacia el final del estado larval, su cabeza y tórax son marrón claro; el resto de su cuerpo presenta hendiduras segmentales blanquecinas y es de color verde oliva (Figura 3). A medida que sus poblaciones se desarrollan, alcanzan los niveles 25 y 33 de la palma de aceite, donde construyen un



**Figura 2.** Larvas de *Durrantia flaccescens* cubiertas con una seda que fabrican con su boca para refugiarse, mientras raspan la epidermis de un foliolo de palma de aceite para alimentarse. Fotos: R. Aldana y C. Sendoya |

sedal más grueso con tres capas y reforzado en los extremos, lo que origina un doblez del foliolo muy característico (Ardila, 1998).

**Pupa.** Las larvas de último instar se localizan debajo del sedal reforzado, en el envés del foliolo, para empupar. Sin embargo, también lo pueden hacer en las coberturas de las plantaciones (Figura 4). Es del tipo obtecta. Inicialmente tiene una coloración verdosa, que luego pasa a anaranjado oscuro y, finalmente, a marrón. Su longitud media es de 7,2 mm (Ardila, 1998).



**Figura 3.** Larva de último instar de *Durrantia flaccescens*. Se observa la morfología típica de esta especie. Foto: J. Matabanchoy |



**Figura 4.** Sedal reforzado que elabora la larva de *Durrantia flaccescens* de último instar, para pasar al estado de pupa en su interior. Foto: J. Aldana |

## Ciclo de vida

El huevo tiene una duración de 6 días; el estado de larva demora en promedio 25 días y pasa por cuatro instares, y al empupar tarda nueve días para emerger el adulto, el cual vive en promedio ocho días (Ardila, 1998).

## Enemigos naturales

Las poblaciones de *D. flaccescens* son afectadas especialmente por varios parasitoides de larvas y pupas. También tienen depredadores de las familias Chrysopidae, Carabidae, Coccinellidae y hormigas del género *Crematogaster* Lund. Además, se ha observado un hongo entomopatógeno del género *Cordyceps* que infectan sus larvas. Plantaciones de las zonas Norte y Oriental han registrado epizootias de este hongo que realiza controles bastante altos.

## Monitoreo

Debido a los hábitos de *D. flaccescens*, la revisión de sus poblaciones se debe hacer en los niveles 9 o 17 de la palma, por ser los preferidos para la oviposición. Con el fin de reducir el tamaño de la muestra e incrementar la eficiencia en la inspección, se puede utilizar el modelo de distribución larval por hoja sugerido por Sarria *et al.* (2001).

## Daño

La larva inicia su daño en los niveles 9 y 17. En los primeros instares solo hace pequeñas raspaduras. A medida que crece puede acabar gran parte de la lámina foliar; sin embargo, no llega a ser limitante, ya que sus larvas son muy pequeñas y su consumo no es muy grande. El daño de *D. flaccescens* es importante solo en zonas donde hay añublo foliar o Pestalotiopsis (Figuras 5 y 6).



**Figura 5.** Daño realizado por el raspado de las larvas de *Durrantia flaccescens*, y el desarrollo posterior de la Pestalotiopsis. Foto: J. Aldana |



**Figura 6.** Daño ocasionado por las larvas de *Durrantia flaccescens*, que se produce por el raspado a la epidermis de las hojas de la palma de aceite. Foto: J. Aldana |

## Manejo de sus poblaciones

Aplicaciones de *Bacillus thuringiensis* han dado buenos resultados en el manejo de algunas infestaciones de este insecto plaga. Se debe asegurar el cumplimiento de todos los requerimientos para tener éxito con este producto, como son: 1) escoger la formulación que tenga el gen Cry apropiado; 2) uti-

lizar entre 300 y 500 g/ha para lotes de palmas que estén entre cuatro y siete años de edad; 3) aplicar el BT con un coadyuvante, para lograr una mayor adhesión al follaje; 4) tener presente la calibración de los equipos de aspersión, así como los operarios de los equipos, y 5) escoger la hora del día más adecuada, evitando las de mayor radiación solar y cuando haya viento.

## Capítulo 71.

### El minador de las hojas, *Hispoleptis subfasciata* Piceus, 1938

Alex Enrique Bustillo Pardey, Jorge Alberto Aldana de la Torre,  
Rosa Cecilia Aldana de la Torre y Jesús Arvey Matabanchoy

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Chrysomeloidea: Chrysomelidae: Cassidinae:  
*Hispoleptis subfasciata*.

#### Nombre común

Minador de las hojas

#### Distribución geográfica

*Hispoleptis subfasciata* se registra en la Zona Oriental palmera de Colombia y en el noroeste de Brasil. Mientras que *H. elaeidis* se encuentra en la Zona Suroccidental de Colombia y en la región occidental amazónica de Ecuador.

#### Plantas hospederas

*Hispoleptis subfasciata* tiene como hospederos las palmas, entre ellas, *Astrocaryum chonta*, *Elaeis guineensis* y *Cocos nucifera* (Couturier & Kahn, 1992). Es una plaga de la palma de aceite colectada sobre híbridos interespecíficos O×G, en la Zona Suroccidental de Colombia.

#### Antecedentes

Existen otras tres especies de *Hispoleptis*, además de *Hispoleptis subfasciata* Piceus, registradas por los franceses Berti y Chenon (1973), en una exploración en Ecuador y Colombia, para conocer las plagas que afectaban la palma de aceite y el cocotero. Estas corresponden a *Hispoleptis*

*elaedis* Aslam, que se encontró en el occidente de Ecuador; *Hispoleptis ollagnieri* Berti & Chenon, una nueva especie colectada en la región Caribe, norte de Colombia y en la Zona Central palmera sobre *Elaeis guineensis* e *Hispoleptis diluta* (Guérin-Méneville) que habita en la Amazonía, en el noreste de Brasil, Guayana Francesa y sureste de Colombia. Previamente se había encontrado *H. subfasciata* colectada en los Llanos Orientales colombianos, como plaga de la palma de aceite. Se indica que todas estas plagas de varias palmáceas silvestres y palma de coco se han adaptado también a la palma de aceite.

#### Descripción y biología

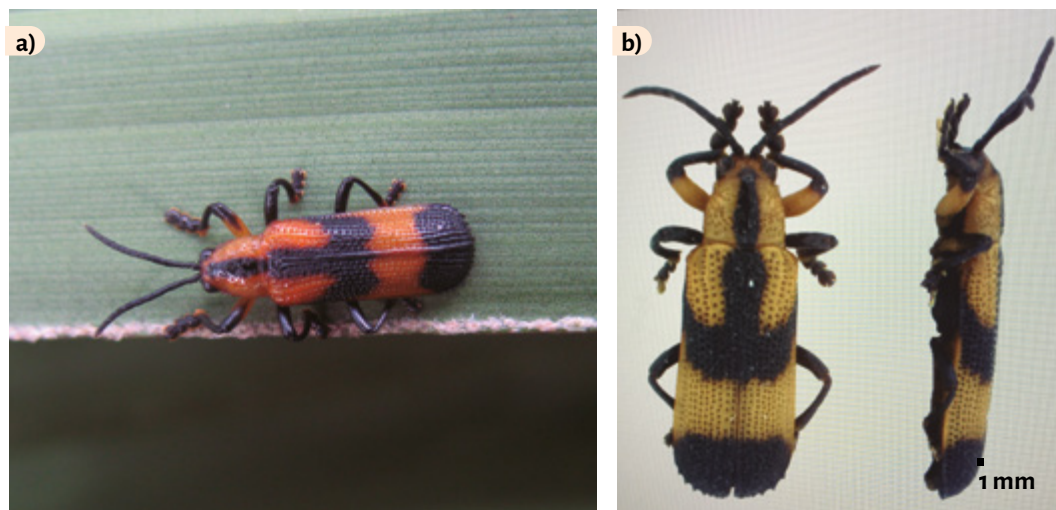
**Adultos.** Sus cuerpos son de color amarillo claro y brillante, con una mancha negra mediana sobre el pronoto y dos bandas transversales sobre los élitros. Los fémures de las patas medias y las posteriores son casi totalmente negras, incluyendo las tibias. Miden 8,5 mm de longitud. En vista lateral se aprecia la estructura aplanaada de su cuerpo (Figura 1).

Cuando completan su desarrollo y emergen de la pupa, permanecen durante cuatro a cinco días en la misma galería donde se desarrolló la larva. Posteriormente, para salir hacen una abertura semicircular en el haz del foliolo. Tienen hábito gregario, se localizan en el envés de los foliolos y, al ser perturbados, se dejan caer. Prefieren alimentarse en

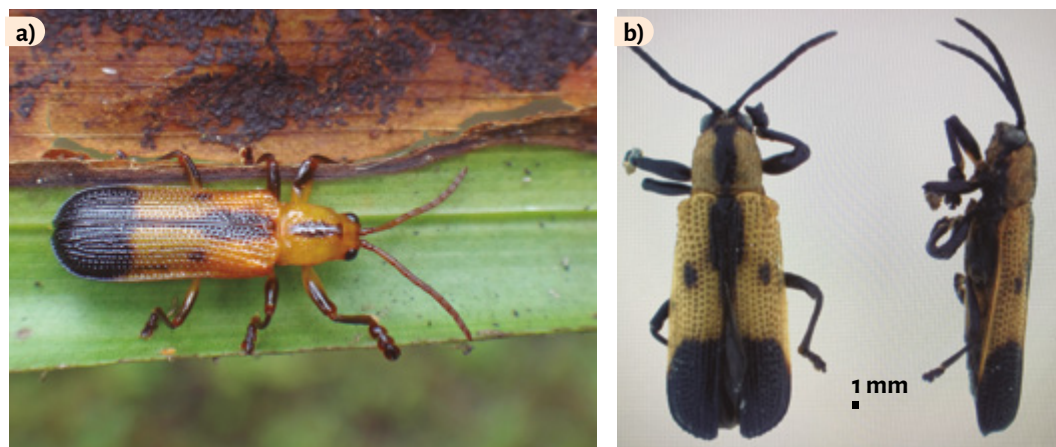


los foliolos más altos y, al minarlos, forman pequeños túneles paralelos. En infestaciones severas, los surcos debilitan el foliolo hasta el punto de que el viento los rasga fácilmente (Le Verdier & Genty, 1988). El adulto de *H. subfasciata* se distingue claramente de la especie *H. elaeidis*, por la distribución de las máculas negras sobre su dorso (Figuras 1 y 2).

**Huevos.** Las hembras los ponen en el envés de las hojas bajas de la palma. Para esto, raspan longitudinalmente el foliolo, colocan de dos a tres huevos, y los cubren con residuos de tejidos en la hoja. Son ovoides, de 1,2 mm de largo y 0,58 mm de ancho. Son transparentes, y dejan ver el color amarillo del embrión, más o menos intenso según su madurez (Figura 3).



**Figura 1.** *Hispoleptis subfasciata*. a) Adulto colectado en la Zona Oriental palmera de Colombia, en el que se observa la coloración característica del insecto en el campo. Foto: J. Aldana. b) Especímenes preservados en una colección, en posición dorsal y lateral, en la que se aprecia su cuerpo muy aplanado, propio de un minador de hojas. Foto de: palms/hispines/factsheet.php?name=Hispoleptis |



**Figura 2.** Adultos de *Hispoleptis elaeidis* Aslam. a) Individuo colectado en palma de aceite de híbridos OxG, en la Zona Suroccidental. Foto: J. Matabanchoy. b) Especímenes mantenidos en una colección, cuyas máculas en el dorso los diferencian de *H. subfasciata*. Tomado de: id/palms/hispines/factsheet.php?name=Hispoleptis |





**Figura 3.** Huevos de *Hispoleptis subfasciata* cubiertos por la hembra con residuos encontrados en el follaje de la palma. Foto: J. Aldana |

**Larvas.** En su último instar alcanzan una longitud de 9,5 mm. Son de color amarillo y aplanadas dorsoventralmente. La cabeza es esclerotizada y está invaginada en el primer segmento torácico. Una vez emergen, penetran el foliolo, de manera que forman una galería entre las dos epidermis, y se alimentan del parénquima. Las minas toman un color marrón, que le dan a la palma un aspecto quemado. Es fácil detectar su presencia, por el abultamiento de la galería en la epidermis superior del foliolo, ya que las pupas se desarrollan allí mismo (Figura 4).

**Pupas.** Miden 8 mm de longitud. Inicialmente son amarillas, luego toman una coloración marrón. Son aplanadas y de tipo exarata (Figura 5).



**Figura 4.** Larva de último instar de *Hispoleptis subfasciata*, que evidencia las características de su cuerpo anillado, y su cabeza esclerotizada y retraída en el primer segmento torácico. Foto: J. Aldana |



**Figura 5.** Pupas de dos especies de *Hispoleptis*. a) *Hispoleptis elaeidis*, b) *Hispoleptis subfasciata* sobre una hoja de palma de aceite ya marchita. Fotos: J. Matabanchoy y J. Aldana |

## Ciclo de vida

El periodo de incubación es de 20 días, la duración del estado de larva es de 40 días y la emergencia del adulto ocurre al cabo de 20 días. La longevidad de los adultos es de 24 días (Le verdier & Genty, 1988). El ciclo entonces se estima en alrededor de 100 días, lo que significa que en una plantación se pueden presentar tres generaciones en un año. Por lo tanto, si no se toman medidas para restringir sus poblaciones, pueden resultar defoliaciones severas con gran impacto en la producción de la palma.

## Enemigos naturales

En forma natural existe un alto nivel de parasitismo de huevos, ejercido por parasitoides de la familia Eulophidae. En el estado larval

se ha encontrado un Eulophidae del género *Tetrastichus* y un Chalcididae, *Conura hispinephaga* Delvare. Así mismo, larvas y pupas son parasitadas por especies de las familias Braconidae y Tachinidae (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010; Guiza, 1997).

## Daño

Es provocado por los adultos y las larvas. Los primeros, durante su alimentación, ocasionan el daño en la epidermis de los folíolos, al formar surcos paralelos a la nervadura central. Esto se presenta principalmente en el tercio apical de los folíolos, y cuando los surcos son abundantes, se rasgan por la acción del viento (Figura 6). Las larvas de hábito minador destruyen el parénquima foliar, especialmente en el tercio inferior de la palma, lo que provoca un necrosa-

miento de los tejidos aledaños; las hojas toman una coloración grisácea que aparentan estar quemadas. Cuando se presentan altas poblaciones, el daño puede alcanzar el nivel foliar 9 (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010) (Figura 7).

## Monitoreo

Los primeros daños en un lote se observan en el tercio inferior de la palma. En una segunda generación, los adultos prefieren folíolos sanos para ovipositar, por lo que la población se empieza a desarrollar en el tercio medio de la palma. Este insecto se presenta en focos, y el daño avanza de abajo hacia arriba en la palma, y de afuera hacia adentro en los lotes. En consecuencia, la revisión o detección se debe realizar acorde con su comportamiento (Aldana-De la Torre *et al.*, 2010).



**Figura 6.** Detalles de una parte del foliolo de una hoja de palma de aceite, minada por la larva de *Hispoleptis subfasciata*. Foto: J. Aldana |



**Figura 7.** Daño ocasionado por adultos de *Hispoleptis subfasciata* en hojas de palma de aceite.

Foto: J. Aldana |

## Manejo de sus poblaciones

Se ha comprobado que el mantenimiento de plantas nectaríferas de diferentes especies en las plantaciones ayuda a fortalecer el control biológico natural, y es una práctica muy eficaz para el manejo de las poblaciones de *H. subfasciata* (Aldana-De la Torre *et al.*, 2000).

Cuando se detecta su presencia en unas pocas palmas, en estado de huevo o larvas de primeros instares, la poda de hojas afectadas realizada de manera oportuna ayuda a reducir sus poblaciones. Si se detecta un foco de *H. subfasciata* donde la población ha alcanzado los tercios superiores, se deben hacer reconocimientos para establecer el momento oportuno de su control con insecticidas de bajo impacto ambiental.

## Capítulo 72.

### *Spaethiella tristis* (Boheman, 1850)

Alex Enrique Bustillo Pardey, Rosa Cecilia Aldana de la Torre  
y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Coleoptera:  
Chrysomeloidea: Chrysomelidae: Cassidinae:  
Hemisphaerotini: *Spaethiella tristis*.

#### Sinónimos

*Bruchus tristis*, Boheman, 1833.  
*Porphyraspis tristis* Boheman, 1850  
*Hemisphaerota tristis* Spaeth, 1914  
*Spaethiella tristis* Blackwelder, 1946

#### Nombre común

Espatiela

#### Distribución geográfica

Su presencia se registra en Colombia, Surinam y Brasil.

#### Planta hospedera

Palma de aceite *Elaeis guineensis*.

#### Descripción y biología

**Adultos.** Tienen una forma globosa algo hemisférica. Miden 3,9 mm de largo por 3,3 mm de ancho y 2 mm de altura. El pronoto es transverso, escotado en la parte delantera que recibe la cabeza. Los élitros son bastante esculpidos y carinados, con numerosas depresiones circulares esparcidas (Genty *et al.*, 1978). Después de la emergencia permanecen en el interior del nido fabricado, hasta que tengan endurecido su exoesqueleto. Se alimentan en el envés de las ho-

jas, donde causan lesiones al raspar la epidermis y trozarla entre las nervaduras (Figura 1).



**Figura 1.** Adultos de *Spaethiella tristis* sobre un foliolo de palma de aceite, alimentándose al raspar el parénquima. Foto: J. Aldana |

**Huevos.** Son ovalados, de color pardo amarillento, que luego se tornan marrón al cabo de 24 horas. Miden 1,42 mm x 0,64 mm. La hembra los deposita individualmente, a veces en pares. Durante la oviposición se alimenta del follaje adyacente al sitio de las posturas, y construye con sus propios excrementos una estructura de filamentos sobre los huevos (Genty *et al.*, 1978).

**Larvas.** Tienen un color amarillo pálido y una forma más alargada que los adultos. Están provistas de uñas muy fuertes en las patas, que se fijan como garfios. El extremo abdominal termina en un tubo anal encorvado hacia arriba, por medio del cual se cubren con un espiral continuo de deyecciones, con las que se forma una concha que les sirve de protección (Genty *et al.*, 1978). En el envés de las hojas raspan el



parénquima para alimentarse, y al final solo dejan la epidermis en el haz. En este estado pueden consumir un área de 4 cm<sup>2</sup> (Bondar, 1940; Lima, 1955) (Figura 2).

**Pupas.** Para empupar, las larvas fabrican un nido más denso con sus excretas en donde se introducen y se transforman en pupa. Esta es del tipo exarata, en la que se pueden observar sus extremidades. Es de color amarillo semejante a la larva (Figura 3).

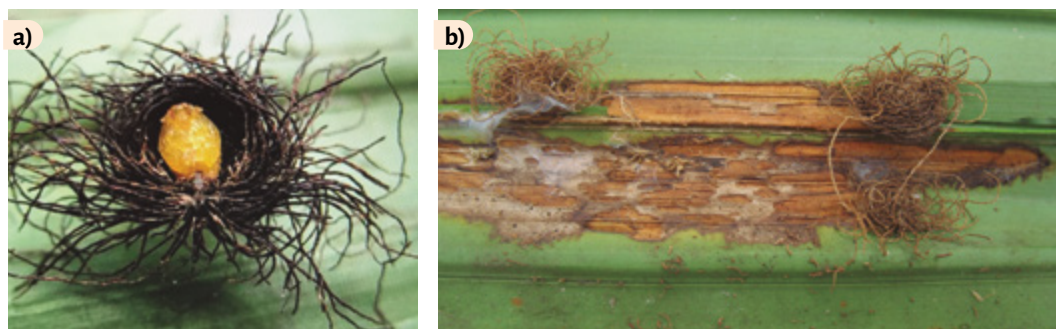
## Ciclo de vida

*Spaethiella tristis* se estudió bajo condiciones de laboratorio (28 °C, LD 12:12 y 80 % HR) y se alimentó con hojas de palma de aceite. La duración del ciclo de vida de huevo a emergencia

de adulto es de 56 días: huevo, 11; larva, 34; pupa, 11 días. La longevidad del adulto es de hasta 12 días (García *et al.*, 1996).

## Daño

El adulto se alimenta en el haz o el envés de los folíolos, para lo cual hace pequeños surcos longitudinales. Las larvas roen solamente el envés en franjas. Este insecto plaga no causa daños serios a la palma, ya que no consume grandes cantidades de follaje. Además, tiene una tasa baja de reproducción y sus poblaciones son bastante dispersas. En Brasil se indica que el daño causado por *S. tristis* se agrava por la infección con el hongo *Pestalotiopsis guepini*, que penetra en la palma por las heridas que hace (García *et al.*, 1996) (Figura 4).



**Figura 2.** Larvas de *Spaethiella tristis* en el nido de hilazas que elaboran con sus excretas, como protección contra los enemigos naturales. **a)** Nido descubierto. **b)** Larvas cubiertas alimentándose de la epidermis de la hoja. Fotos: J. Aldana |



**Figura 3.** Pupa de *Spaethiella tristis* en proceso de completar su desarrollo en el nido que hacen las larvas con sus excretas. Foto: J. Aldana |





**Figura 4.** Daño ocasionado por la larva de *Spaethiella tristis* al raspar la epidermis del foliolo. Foto: J. Aldana |

## Enemigos naturales

Se ha registrado el parasitismo de un Ichneumonidae durante el último instar larval y un Eulophidae en estado de pupa (Genty *et al.*, 1978). En Brasil se han encontrado varios enemigos naturales de *S. tristis*, colectados en una plantación de palma de aceite en el Amazonas. Se trata de los hongos entomopatógenos *Cordyceps farinosus* sobre larvas y *Metarhizium* sp. en adultos. Además, una especie de parasitoide no identificado de la familia Chalcididae que ataca larvas (García *et al.*, 1996).

## Manejo de sus poblaciones

La presencia de *S. tristis* en plantaciones se reconoce porque aparecen roeduras en los folíolos de hojas bajas en palmas en producción, generalmente hacia la parte media. Como es poco frecuente, no se ha requerido desarrollar un plan de control para este insecto plaga.

## Capítulo 73.

### *Struthocelis semiotarsa* (Meyrick, 1916)

Álex Enrique Bustillo Pardey y Jorge Alberto Aldana de la Torre

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Oecophoridae: *Struthocelis semiotarsa*

#### Distribución geográfica

Se registra como plaga de palma en Colombia, Venezuela, Ecuador, Perú, Guyana y Surinam (Foninpal, 2002; Genty *et al.*, 1978). En Colombia su presencia es más notoria en las zonas palmeras Oriental, Central y Suroccidental.

#### Plantas hospederas

Se registra en palma de aceite *Elaeis guineensis* y en cultivares híbridos interespecíficos (*Elaeis oleifera* x *Elaeis guineensis*).

#### Descripción y biología

**Adultos.** Miden de 20 a 25 mm de envergadura alar. Son grises con manchas lineales de color pardo anaranjado. Las alas posteriores son alargadas y provistas de mechones de escamas largas (Genty *et al.*, 1978) (Figura 1). Depositatan sus huevos en el envés del foliolo de la palma, cerca de la nervadura central. Su tiempo de incubación es de cuatro días.

**Larvas.** Una vez emergen forman una cubierta superficial con hilos de seda. Son de color verde oliva, con bandas blancas dispuestas longitudinalmente. Viven en el envés de las hojas bajas de la palma (Figura 2). Al

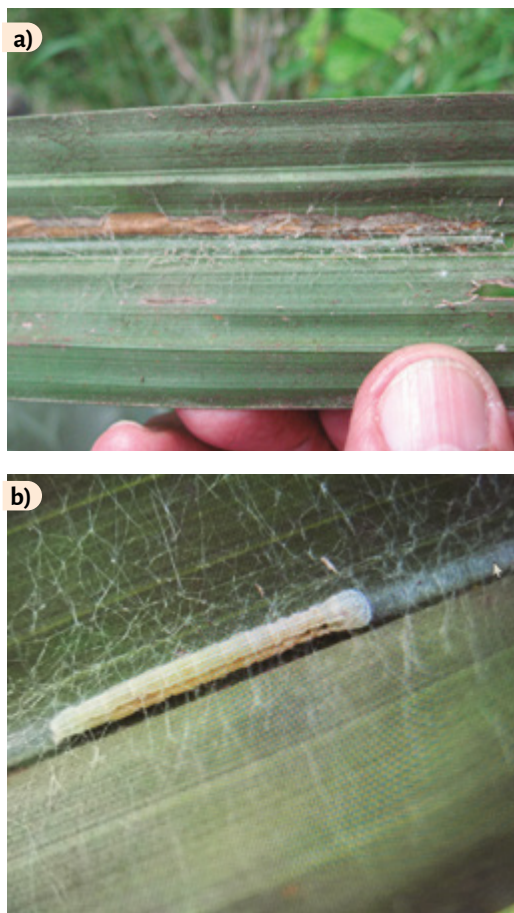
ubicarse cerca de la nervadura central, se le facilita la elaboración del túnel que les sirve de refugio. En su extremo hacen un orificio en el foliolo, que las conduce al haz, en caso de ser atacadas o molestadas. Se alimentan al raspar el parénquima en la zona cubierta por los hilos. El estado larval demora entre 60 y 66 días (Genty *et al.*, 1978) (Figura 3).



**Figura 1.** Adulto de *Struthocelis semiotarsa*.  
Foto: J. Aldana |



**Figura 2.** Larva madura de *Struthocelis semiotarsa* en el envés de una hoja. Foto: J. Aldana |



**Figura 3.** *Struthocelis semiotarsa*. **a)** Daño ocasionado por la larva en un foliolo de palma de aceite. **b)** Larva con una cubierta sedosa que fabrica encima de su cuerpo. Fotos: J. Aldana |

**Pupas.** Se desarrollan dentro del túnel fabricado con seda y, de allí, emerge el adulto. Son del tipo obtecta y de color pardo claro; la emergencia del adulto les toma entre 18 y 22 días. El ciclo total demora entre 80 y 90 días (Genty *et al.*, 1978).

## Daño

Es causado por las larvas cuando se alimentan del follaje; adicionalmente y en forma paralela al área que consumen, se forman unas franjas anaranjadas de 2 a 4 cm de ancho a cada lado de la nervadura central del foliolo. Esta reacción probablemente es causada por una toxina que emite el insecto durante su alimentación, característico de esta especie (Genty *et al.*, 1978).

## Manejo de sus poblaciones

El daño de *S. semiotarsa* se observa fácilmente en el tercio inferior de la palma. Rara vez ocasiona defoliaciones graves (Genty *et al.*, 1978; Aldana-De la Torre *et al.*, 2010). Su presencia es común en las zonas Suroccidental y Oriental de Colombia, pero no es de importancia económica.

## Capítulo 74.

### *Tiquadra circumdata* (Zeller, 1877)

Álex Enrique Bustillo Pardey

#### Posición taxonómica

Arthropoda: Hexapoda: Insecta: Lepidoptera:  
Tineidae: *Tiquadra circumdata*.

#### Sinónimo

*Acureuta circumdata* Zeller, 1877

#### Distribución y hospederos

Solo hay registros de su presencia en Colombia, en plantaciones de palma de aceite. Existe una especie similar, *Tiquadra nubilella* Amsel 1956, que se ha encontrado en la Zona Norte palmera y en Venezuela, donde realiza el mismo tipo de daño (Genty *et al.*, 1978).

#### Antecedentes

Tineidae es una familia de polillas del orden Lepidoptera, descrito por Pierre André Latreille en 1810. Abarca más de 3.000 especies y cerca de 300 géneros. La mayoría de las polillas son pequeñas o medianas, con alas sostenidas en forma de techo sobre el cuerpo cuando están en reposo. La particularidad de esta familia entre los lepidópteros es que un número reducido de sus especies en el estado larval se alimentan de hongos, líquenes y detritos sobre plantas vivas. Parece ser que *Tiquadra circumdata* tiene este comportamiento, debido a que se le relaciona con la pudrición del cogollo (PC). Su presencia está ligada a palmas infectadas con esta enfermedad, causada por *Phytophthora palmivora*. Es común encontrar al insecto en las flechas raspando el follaje y que se presente en abun-

dancia. Sin embargo, en investigaciones realizadas en el Urabá antioqueño (Urueta, 1975) no se pudo concluir que, por medio de sus desplazamientos, transportará el patógeno de una palma enferma a una sana. Lo que sí parece es que se puede alimentar de microorganismos que abundan en la flecha de la palma con PC.

#### Descripción y biología

**Adultos.** Son polillas de 12 a 18 mm de largo, por 25 a 30 mm de envergadura alar. Las alas posteriores son de color blanco jaspeado, con escamas oscuras (Figura 1). Durante el día se pueden observar inmóviles, en estado de reposo en la parte externa de las bases peciolares o sobre el estípite de la palma de aceite (Figura 2) (Genty *et al.*, 1978).



**Figura 1.** Detalles del adulto de *Tiquadra circumdata*. Foto: J. Matabanchoy |



**Figura 2.** Adultos de *Tiquadra circumdata* posados en un árbol de una plantación de palma de aceite.  
Foto: A. Bustillo |

**Larvas.** Una vez están desarrolladas miden entre 28 y 32 mm de largo. Son de color crema a gris oscuro, y su cápsula cefálica es negra. Viven dentro de un estuche aplanado, que fabrican con fibra de palma que unen con sedas de sus glándulas salivares. Se localizan en las flechas de las palmas mayores a dos años de edad, normalmente afectadas por la pudrición del cogollo. Su cobertura les permite protegerse de depredadores y otros enemigos, algo similar a lo que hacen las larvas de la familia Psychidae.

**Pupas.** Las larvas de último instar empupan en el raquis de las primeras hojas, que posteriormente se van a secar. El ciclo total de huevo a adulto se completa en alrededor de 60 días (Urueta, 1974).

## Daño

Lo causan las larvas que prefieren el follaje tierno de la flecha, donde raspan la epidermis y posiblemente se alimentan de la proliferación de hongos en una palma infectada con PC. Por lo tanto, causan necrosis de los tejidos en las bases de las flechas, en las que se pueden encontrar poblaciones tan altas, como 200 larvas en un espacio de 30 cm. En un principio se pensó que podría ser uno de los insectos responsables de la diseminación de la pudrición del cogollo de la palma de aceite (Genty *et al.*, 1978; Urueta, 1975).

## Manejo de sus poblaciones

Este insecto no es muy común en las zonas palmeras. Sin embargo, se detectó en la Zona Suroccidental en Tumaco, en donde hace unos años la PC acabó con cerca de 30.000 ha de palma de aceite, lo que indica que en esa época era más frecuente su presencia. Se debe tener bajo observación, para controlar las poblaciones que frecuenten palmas con pudrición del cogollo.



## Referencias bibliográficas

### Capítulo 64

- Genty, P., Desmier, R. & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 325-419.
- Miller, S. E. (1994). Systematics of the Neotropical moth family Dalceridae (Lepidoptera). *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology*, 153(4), 1-495.
- Posada, O. L. (1989). Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. *Boletín Técnico ICA*, 43.
- Reyes, A. Y. & Cruz M. A. (1986). Principales plagas de palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en América Tropical, su manejo y control. Conferencia en curso de entrenamiento en palma africana, United Brands, Quepos, Costa Rica.
- Urueta, E. J. (1975). Insectos y ácaros que afectan el cultivo del cacao en la Región de Urabá. *Boletín Técnico*, Secretaría de Agricultura y Fomento de Antioquia.

### Capítulo 65

- Couturier, G. & Kahn, F. (1992). Notes on the insect fauna on two species of *Astrocaryum* (Palmae, Cocoeae, Bactridinae) in Peruvian Amazonia, with emphasis on potential pests of cultivated palms. *Bulletin de l'Institut Français d'Etudes Andines*, 21(2), 715-725.
- Merino, M. & Vásquez, A. (1963). El “gusano cogollero”, *Alurnus humeralis* (Rosenberg) como plaga de la palma africana de aceite y su combate químico en Ecuador. *Turrialba*, 13, 6-13.
- Staines, C. L. (2013). A review of the genus *Alurnus* Fabricius, 1775 (Coleoptera: Chrysomelidae: Cassidinae). *Insecta Mundi*, 0291, 1-34.
- Villacis, J. (1968). Algunas características biológicas y etológicas del *Alurnus humeralis* Rosenberg “gusano chato o cogollero” de la palma africana. *Turrialba*, 18, 115-128.
- Zambrano, S. M. (2015). Revisión y análisis del insecto plaga *Alurnus humeralis* Rosenberg en palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.). Tesis de grado, Especialización en el manejo del cultivo de palma aceitera, Universidad Tecnológica Equinoccial.

### Capítulo 66

- Becker VO (1984). Oecophoridae. In: Heppner JB (Ed.) Atlas of Neotropical Lepidoptera. Checklist: Part 1, Micropterigoidea – Immoidea. W. Junk, The Hague, 27-40.
- Genty, P., Desmier de Chenon, R. & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 398-0

- Heikkilä, M., Mutanen, M., Kekkonen, M., Kailal, L. (2014). Morphology reinforces proposed molecular phylogenetic affinities: a revised classification for Gelechioidea (Lepidoptera). *Cladistics*, 30(6), 563-589. doi:10.1111/cla.12064
- Meyrick, E. (1913). Descriptions of the South American Microlepidoptera. 170-200. En: Transactions of the Entomological Society of London for the year 1913.

## Capítulo 67

- Barrios-Trilleras, C. E., Vieco, J. A., Barragán, A. M., Bustillo-Pardey, A. E. & Méndez, A. (2016). Selección de hongos entomopatógenos para el control de *Cephaloleia vagelineata* Pic. (Coleoptera: Chrysomelidae). XIII Reunión Técnica Nacional de Palma de Aceite, Medellín, Colombia.
- Barrios-Trilleras, C. E., Castillo-Villarraga, N. J., Bustillo-Pardey, A. E. & Méndez, A. (2018a). Biología del raspador de la flecha, *Cephaloleia vagelineata* Pic. (Coleoptera: Chrysomelidae), plaga de la palma aceitera en Colombia. *Palmas*, 39(2), 59-65.
- Barrios-Trilleras, C. E. & Bustillo-Pardey, A. E. (2018b). Selection of nematodes to control *Cephaloleia vagelineata* Pic (Coleoptera: Chrysomelidae) in oil palm plantations, in Colombia. 19<sup>th</sup> International Oil Palm Conference, Cartagena, Colombia.
- Barrios-Trilleras, C. E., Castillo-Villarraga, N. J., Bustillo-Pardey, A. E. & Staines, C. L. (2020). Nuevos registros de *Cephaloleia* (Coleoptera: Chrysomelidae) plaga de la palma aceitera en Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 46(1), e6863.
- Couturier, G. & Kahn, F. (1992). Notes on the insect fauna on two species of *Astrocaryum* (Palmae, Cocoeae, Bactridinae) in Peruvian Amazonia, with emphasis on potential pests of cultivated palms. *Bulletin de l'Institut Français d'Etudes Andines*, 21(2), 715-725.
- Genty, P., Desmier, R. & Morin, J. P. (1978). Las plagas de palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*. 33(7), 326-420.
- Staines, C. L. & García, C. (2014). The genus *Cephaloleia* Chevrolat, 1836 (Coleoptera, Chrysomelidae, Cassidinae). *ZooKeys*, 436, 1-355. doi: 10.3897/zookeys.436.5766
- Urueta, E. (1972). *Cephaloleia* sp. cerca a *vagelineata* Pic., una plaga de la palma africana. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 27(2), 75-77.
- Urueta, E. (1975). Insectos asociados con el cultivo de palma africana en Urabá (Antioquia) y estudio de su relación con la pudrición de la flecha- Pudrición del cogollo. *Revista Colombiana de Entomología*, 1(4), 15-31.

## Capítulo 68

- Barrios-Trilleras, C. E., Castillo-Villarraga, N. J., Bustillo-Pardey, A. E. & Staines, C. L. (2020). Nuevos registros de *Cephaloleia* (Coleoptera: Chrysomelidae) plaga de la palma aceitera en Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 46(1), e6863. <https://doi.org/10.25100/socolen.v46i1.6863>.
- Mariau, D. (2001). The fauna of oil palm and coconut. Insect and mite pests and their natural enemies. Montpellier, Francia: CIRAD.
- Staines, C. L. & García, C. (2014). The genus *Cephaloleia* Chevrolat, 1836 (Coleoptera: Chrysomelidae: Cassidinae). *Zookeys*, 436, 1-355.

## Capítulo 69

Genty, P., Desmier, R. & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 325-419.

Reyes, A. & Cruz, M. A. (1986). Principales plagas de la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en América Tropical y su manejo. Conferencia curso de entrenamiento en Palma Africana, United Brands. Quepos, Costa Rica.

## Capítulo 70

Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H. & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia. (4ª ed.). Cenipalma – SENA.

Ardila, M. A. (1998). Aspectos generales de la biología de *Durrantia* sp. cerca *arcanella* (Busck) (Lepidoptera: Oecophoridae), defoliador e inductor de pestalotiopsis de palma aceitera. Tesis de grado, Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales, UDCA, Bogotá.

Busck, A. (1912). Descriptions of new genera and species of micro-lepidoptera from Panama. *Smithsonian Miscellaneous Collaciones*, 59(2079), 10.

Genty, P., Desmier, R. & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 325-415.

Meyrick, E. (1925). *Durrantia flaccescens*. Type locality, Perú, Jurimaguas. *Exotic Microlepidoptera*, 3(5-7), 161.

Sarria, S., Calvache, H., Acosta, A. & Méndez, A. (2001). Método para la evaluación de la población de *Durrantia* sp., en palma aceitera. *Ceniavances*, 87.

## Capítulo 71

Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H. & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia. (4ª ed.). Cenipalma – SENA.

Aldana-De la Torre, R. C., Calvache, H., González, F., Socha, J., Salamanca, O. & Agudelo, F. (2000). Manejo Integrado de *Hispoleptis subfasciata* Pic., en Palma aceitera. *Ceniavances*, 91.

Aslam, N. A. (1965). On *Hispoleptis* Baly (Coleoptera, Hispididae) and *Imatidium* F. (Coleoptera, Cassididae). *The Annals and Magazine of Natural History*, 13(8), 687-693.

Berti, N. & Desmier de Chenon, R. (1973). Coléoptères Hispinae d'Amerique du Sud nuisibles aux palmiers. Description d'une nouvelle espèce. *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 80, 192-198.

Couturier, G. & Kahn, F. (1992). Notes on the insect fauna on two species of *Astrocaryum* (Palmae, Cocoeae, Bac-tridinae) in Peruvian Amazonia, with emphasis on potential pests of cultivated palms. *Bulletin de l'Institut Français d'Etudes Andines*, 21(2), 715-725.

Guiza, E. F. (1997). Reconocimiento de enemigos naturales de *Hispoleptis subfasciata* Pic., en el cultivo de palma aceitera en Villanueva, Casanare. Tesis de grado, Ingeniería Agronómica, Universidad de Los Llanos.

Le Verdier, A. E. & Genty, P. (1988). Daños y control de *Hispoleptis subfasciata* Pic., Hispinae filófago de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 43(11), 404-407.

## Capítulo 72

- Bondar, G. (1940). *Insetos nocivos e moléstias do coqueiro (Cocos nucifera) no Brasil*. Salvador: Tipografia Naval.
- García, M. V. B., Pamplona, A. M. S. R., Moraes, L. A. C. & Araújo, J. C. A. de. (1996). Observations on the biology of *Spaethiella tristis* (Boh.) (Coleoptera: Chrysomelidae) and its damage to oil palm. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 25(2), 339-342.
- Genty, P., Desmier, R. & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 362-365.
- Lima, A. da C. (1955). Insetos do Brasil. Coleópteros, Rio de Janeiro. *Escola Nacional de Agronomia, Série Didática*, 11(9).

## Capítulo 73

- Aldana-De la Torre, R. C., Aldana-De la Torre, J. A., Calvache, H., & Franco, P. N. (2010). Manual de plagas de la palma aceitera en Colombia. (4ª ed.). Cenipalma – SENA.
- Foninpal. (2002). Manejo de defoliadores en palma aceitera. Un avance. *Boletín Fondo para la Investigación en Palma Aceitera*, 19.
- Genty, P., Desmier, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.

## Capítulo 74

- Genty, P., Desmier, R. & Morín, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.
- Urueta, E. J. (1975). Insectos asociados con el cultivo de palma africana en Urabá (Antioquia) y estudio de su relación con la pudrición de la flecha – Pudrición del Cogollo. *Revista Colombiana de Entomología*, 1(4), 15-31.

# SECCIÓN 8

## Gestión integral para el manejo de insectos plaga en la palma de aceite en Colombia

Julián Fernando Becerra-Encinales, Juan Pablo Tovar Molano,  
Diana Yanneth Navarrete Girón, Pedro Alexander Pérez Rojas,  
Ángela Lucero Neira Segura, Leidy Carolina Morales Ipuz  
y Jorge Alonso Beltrán Giraldo

### Introducción

El manejo de los insectos plaga es una tarea ardua que requiere una estrategia unificada y coordinada, en la que el trabajo con actores y organismos públicos y privados desempeña un papel crucial.

La gestión fitosanitaria que involucra a dichos insectos precisa un enfoque holístico en el que distintas entidades del Gobierno como el Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, MADR, y el Instituto Colombiano Agropecuario, ICA, los centros de investigación como Cenipalma, los núcleos palmeros (entendidos como el conjunto de las plantaciones propias más los aliados externos que proveen fruto a una misma planta de beneficio) y los productores unen fuerzas en la búsqueda de soluciones integrales para su control y prevención. A través de esta colaboración y bajo un entendimiento sistémico de la estrategia se pueden optimizar recursos, compartir conocimientos y experiencias para aprovechar la diversidad de perspectivas, y enfrentar de manera más eficiente y eficaz los retos fitosanitarios que se presentan.



En este capítulo se exploran los fundamentos de un sistema de gestión interinstitucional para el manejo de las poblaciones de insectos plaga, comprendiendo su importancia en el desarrollo e implementación de prácticas y programas de monitoreo y control. Se examinan la concertación y verificación de principios básicos de manejo, la gestión de datos a través de un sistema de información geográfica, SIG, para el manejo fitosanitario; la ejecución de campañas de comunicación del riesgo, la implementación de planes de manejo regionales y locales, y el marco normativo fitosanitario vigente.

Finalmente, se debe entender que la gestión integral para el manejo de insectos plaga y en general fitosanitaria es un pilar fundamental en la conservación y fortalecimiento de las plantaciones de palma de aceite. Su efectividad radica en la sinergia generada al unir fuerzas y trabajar en conjunto hacia un objetivo común. Al asumir este desafío de manera coordinada y bien gestionada se puede proteger la sostenibilidad del cultivo y asegurar su futuro en un mundo de constante cambio, en armonía con la naturaleza y el desarrollo sostenible.

## **Concertación y aplicación de los principios básicos de manejo fitosanitario**

En los capítulos anteriores se han descrito de manera extensa los elementos técnicos y científicos generados por la investigación de Cenipalma sobre el manejo integrado de plagas (MIP), los métodos disponibles actualmente y las características particulares para cada uno de los insectos plaga relacionados. Sin embargo, la experiencia ha mostrado que se requiere de un paso adicional, determinante en algunos casos, para lograr acciones efectivas, sostenibles y con alcance regional.

Dicho paso es el establecimiento de los principios básicos de manejo unido a un esquema empresarial que permita verificar su implementación. Este modelo de trabajo surgió de la necesidad de fortalecer el cumplimiento de las recomendaciones técnicas ajustadas a las condiciones particulares de los diferentes escenarios y contextos en los que se desarrolla la palmicultura colombiana, teniendo en cuenta no solo los resultados de investigación de Cenipalma, sino también las experiencias de los mismos productores (Bernal, 2019).

A continuación, se describen cuatro componentes clave para la implementación exitosa de planes de manejo fitosanitario (aplicados a plagas y/o enfermedades) con fundamento en los principios básicos, construidos de manera conjunta entre Cenipalma y los palmicultores.

### **Trabajo colaborativo y convenios empresariales**

Inicialmente se requiere generar y mantener espacios que integren efectivamente a todos los actores, con el fin de establecer los principios básicos de manejo de problemas fitosanitarios. También, que aseguren los recursos necesarios para sostener un esquema de verificación de la implementación (Loevinsohn *et al.*, 2013).

Desde el 2010 se instituyeron los convenios de colaboración empresarial y administración de recursos, firmados entre Cenipalma y los palmicultores de las diferentes zonas palmeras, para desarrollar una estrategia regional que dinamice la adopción de soluciones y recomendaciones tecnológicas ante la problemática fitosanitaria que afecta los cultivos en el país.

Las actividades adelantadas, en el marco de este modelo de gestión, incluyen la construcción y coordinación de planes regionales de

manejo; la recolección, análisis y socialización de indicadores del estatus de plagas y enfermedades; la generación de principios básicos y la verificación de la aplicación de los planes, tanto en plantaciones propias como en aliados estratégicos; el impulso a programas de capacitación y el relacionamiento con entes de control gubernamental y otros actores del sector público.

La dirección de estos convenios la ejerce un Comité de Gerentes de las empresas palmeras vinculadas y los líderes de Extensión de Cenipalma, quienes se reúnen periódicamente para definir y evaluar planes de trabajo. La financiación de los convenios proviene de una cuota por tonelada de fruto procesado, aportada por las plantas de beneficio, que se fija anualmente con base en el presupuesto aprobado y la proyección de producción. Cenipalma contribuye con recurso humano y actividades principalmente de comunicación del riesgo fitosanitario.

Es importante tener en cuenta que tanto la formalización de los convenios como la permanencia de las empresas en los mismos es voluntaria, de manera que son los resultados y el beneficio recibido por las plantaciones los encargados de hacer que este modelo de trabajo se mantenga en el tiempo.

## Definición de los principios básicos de manejo fitosanitario

Una vez se establece el marco general de trabajo con visión gerencial y estratégica desde los convenios de colaboración empresarial queda abonado el terreno para definir los principios básicos de manejo.

Lo primero que se debe tener en cuenta para su desarrollo es que un principio hace refe-

rencia a un objetivo o fin a alcanzar, que es parte fundamental para tratar un problema fitosanitario. La manera de conseguir ese objetivo depende de las condiciones particulares que normalmente varían entre núcleos o plantaciones (Tovar *et al.*, 2021). Por lo tanto, es responsabilidad de los profesionales que trabajan en las plantaciones entender cada principio y seleccionar las mejores herramientas que tengan a su disposición en términos técnicos, económicos y ambientales para su implementación.

El establecimiento de prácticas y procedimientos ajustados a las condiciones individuales y ambientes resulta en una mayor eficiencia en el uso de los recursos. Por ejemplo, un principio de manejo puede indicar que se favorezca el establecimiento de enemigos naturales de un insecto plaga en particular y se entrega un abanico de opciones; sin embargo, la manera de cumplirlo será diferente dependiendo del insecto plaga, la edad de las palmas, la vegetación acompañante, las condiciones climáticas, entre otros factores.

La definición de los principios básicos se realiza en el marco de los Comités Agronómicos, Mesas Fitosanitarias y/o Mesas de Sanidad Vegetal que funcionan en cada zona palmera. Estos órganos congregan investigadores, extensionistas, productores, asistentes técnicos, consultores, funcionarios del ICA y todos aquellos que puedan contribuir a la discusión en torno a una plaga desde su experiencia y conocimiento (Tovar *et al.*, 2021).

Los investigadores y extensionistas de Cenipalma recopilan, organizan y presentan todos los resultados científicos derivados del proceso de estudio y validación. Los demás participantes aportan desde su experiencia y conocimiento, teniendo en cuenta que todas

las opiniones deben estar sustentadas en datos y/o evidencias verificables. De esta manera, son múltiples las reuniones que se llevan a cabo para analizar dicha información, al tiempo que se hacen giras técnicas y visitas a las plantaciones donde se analizan escenarios diferentes, contrastantes y, en algunas ocasiones, contradictorios (Figura 1).



**Figura 1. a)** Sesión del Comité Asesor Agronómico de la Zona Oriental para la definición de principios básicos de manejo fitosanitario. **b)** Visita de campo para el análisis de escenarios en la Zona Oriental. Fotos: Cenipalma |

Este es un proceso complejo pues requiere que investigadores, consultores externos y profesionales encargados de las plantaciones lleguen a un consenso sobre las labores estructurales para el manejo fitosanitario, a pesar de las diferencias técnicas que se puedan presentar basadas en su propio saber. Finalmente, se obtiene un resultado sólido, y por tratarse de un trabajo participativo e incluyente se genera sentido de pertenencia y empoderamiento en el estableci-

miento de los principios básicos para el control de insectos plaga, fundamentados en el entendimiento de que su implementación precisa de la adaptación técnica de acuerdo con la particularidad de cada región, predio o incluso lote.

Bajo el concepto de manejo integrado de plagas, los principios básicos se deben interpretar como un sistema donde se toman decisiones en diferentes niveles, e implica condiciones sociales, económicas, medioambientales y biológicas relativas al cultivo, al(los) insecto(s) blanco y a las herramientas de manejo. Así, cada precepto tiene un alto valor y se debe propender por su puesta en marcha para incrementar las posibilidades de éxito como se evidencia en la sección 4 de este capítulo que describe los casos de control regional y local de *Rhynchophorus palmarum* en la Zona Central y *Sagilassa valida* en la Suroccidental.

## Procedimientos para asegurar la calidad en la aplicación de los principios básicos de manejo

El Programa de Manejo Fitosanitario de Cenipalma (PMFs) y las plantaciones representadas en los convenios de colaboración empresarial han encontrado, en la definición de principios básicos de manejo, un modelo más práctico y útil que los antiguos esquemas de directrices técnicas o criterios unificados. Sin embargo, en el marco de la gestión fitosanitaria efectiva este punto solo, es insuficiente. Se necesita de un esquema que permita medir de manera objetiva el nivel de cumplimiento en la aplicación de dichos principios, no solo para hacer seguimiento a la calidad de las labores, sino como una forma de demostrar la responsabilidad de cada una de las plantaciones con sus vecinos y su región, lo que promueve un sistema autorregulatorio que fortalece la estrategia. También es muy importante entender que los procesos

de verificación y auditoría no son un fin en sí mismos, sino una herramienta de control utilizada para identificar oportunidades de mejora. Por otro lado, cuando los problemas fitosanitarios se mantienen o se agravan, a pesar de la ejecución del plan de manejo, se deben revisar y ajustar los criterios técnicos.

## Verificación de cumplimiento

El control de la aplicación de los principios básicos de manejo es concertado. Se construyen listas de chequeo con puntos concretos, demostrables y cuantificables, de acuerdo con las ponderaciones específicas que también son definidas en consenso.

Los funcionarios encargados de realizar la verificación son técnicos o tecnólogos agropecuarios con mínimo cinco años de experiencia en sanidad vegetal de palma de aceite, contratados por Cenipalma en el marco de los convenios empresariales de colaboración de manera independiente a las plantaciones o núcleos palmeros. La visita de comprobación se programa con anticipación para que el personal se prepare y disponga del tiempo para atender al verificador. Normalmente se revisan primero los registros en oficina y luego, con base en la información entregada, se seleccionan aleatoriamente entre cinco y 10 puntos de revisión en campo. Los formatos se diligencian en físico o digital y se deja una copia con la calificación. El informe de la visita se envía a la gerencia de la empresa con las observaciones pertinentes.

## Auditorías fitosanitarias cruzadas

Con el propósito de fortalecer la coordinación y articulación de las plantaciones, además de generar confianza sobre los datos, se implementó el esquema de auditorías fitosanitarias cruzadas. En este se intercambian o combinan

los equipos de detección de plagas cuya finalidad es compartir experiencias, exitosas o no, en el marco de un manejo fitosanitario regional. Dicho mecanismo facilita, igualmente, la superación de las no conformidades entre plantaciones vecinas ante la incertidumbre sobre la ejecución de prácticas efectivas de manejo.

Las auditorías fitosanitarias cruzadas permiten dinamizar la aplicación de las medidas de control de plagas. Son un ejercicio subregional de varias empresas que actúan de manera integral y coordinada para verificar el cumplimiento oportuno y eficaz de los principios básicos de manejo fitosanitario, acordados previamente a través del siguiente proceso metodológico y operativo:

**Listas de chequeo.** Formatos de control que se construyen previamente con el concurso de los directores agronómicos y/o asistentes técnicos de las empresas palmeras, teniendo como base: la normatividad existente, los planes de manejo fitosanitarios de tipo empresarial, los manuales y guías técnicas generadas por Cenipalma y los esquemas de priorización de insectos plaga a través de los comités agronómicos.

**Selección de núcleo, áreas y plantaciones a auditar.** Los comités de gerentes y/o mesas fitosanitarias proponen la programación de las auditorías de acuerdo con las alertas y focos fitosanitarios, alternando entre los diferentes núcleos. Posteriormente la Coordinación de Manejo Fitosanitario define el plan de trabajo, generando las rutas eficientes y estrategias a seguir.

**Información previa a la auditoría.** Con el fin de realizar un seguimiento integral, es necesario que el núcleo palmero seleccionado haga llegar previamente al grupo auditor la información relacionada con el plan de manejo, copia del

registro del predio ante el ICA, análisis foliares y de suelos, reportes de producción y copia de proyectos fitosanitarios especiales en caso de tenerlos.

**Selección de auditores fitosanitarios.** Se convocan a los diferentes directores agronómicos, asistentes técnicos y expertos que se requieran para realizar una auditoría integral, según los compromisos y acuerdos plasmados en el convenio de colaboración empresarial.

**Selección de la muestra.** Las plantaciones seleccionadas aleatoriamente se notifican con 15 días de antelación a la visita. Si el núcleo que recibe la auditoría cuenta con plantación propia, esta también se auditará. La evaluación puede tardar de uno a tres días, de acuerdo con la cobertura geográfica del área seleccionada.

**Discusión, análisis y compromisos.** Como parte final del ejercicio, los auditores entregan a la plantación y/o al núcleo palmero los hallazgos encontrados, que se deben transformar en oportunidades de mejora, y para ello se aplica el análisis FODA (David, 2003):

**Fortalezas (F):**

son positivas, internas y presentes.

**Oportunidades (O):**

son positivas, externas y futuras.

**Debilidades (D):**

son negativas, internas y presentes.

**Amenazas (A):**

son negativas, externas y futuras.

Esta metodología de diagnóstico permite plantear objetivos, estrategias y acciones de mejoramiento, susceptibles de seguimiento y crecimiento empresarial (David, 2003).

Finalmente, los resultados se socializan, se analizan y se hace la retroalimentación con el

equipo técnico de la plantación y núcleo auditado, mesas de trabajo y el comité de gerentes, con el propósito de definir acciones en los planes de manejo.

## Programa de fortalecimiento del personal fitosanitario

Para completar el esquema de gestión fitosanitaria en torno a los principios básicos es necesario optimizar la capacidad de detección e identificación oportuna de insectos plaga. Para tal fin, con el apoyo del Servicio Nacional de Aprendizaje, SENA, se desarrollan periódicamente programas que fortalecen a los operarios de campo dedicados a labores de censo fitosanitario. Esta acción ha permitido incrementar significativamente la certeza en el diagnóstico y reducir, en alguna medida, la rotación de personal, pues la capacitación constante sirve como incentivo y genera compromiso con la labor.

El programa consta de los siguientes componentes:

**Teórico.** En un auditorio mediante diapositivas y fotografías se explica la forma de realizar el monitoreo de insectos plaga, la manera correcta de diligenciar formatos y las características de una palma con ataque de insectos plaga que afectan al cultivo (Figura 2).



**Figura 2.** Sesión de desarrollo del componente teórico en el marco del programa de fortalecimiento de personal fitosanitario en la Zona Oriental.

Foto: Mauricio Monsalve |



**Práctico.** Inicialmente se realiza la inspección de una palma sana con el fin de analizar sus características y de esta manera establecer puntos iniciales de comparación respecto a síntomas de palmas afectadas (Figura 3). Luego, se analizan plantas con ataques de insectos plaga barrenadores como *Rhynchophorus palmarum*, *Sagallassa valida*, *Strategus aloeus*, *Eupalamides guyanensis*, entre otros. También, con enfermedades y trastornos fisiológicos y nutricionales que puedan generar confusión al momento de identificar problemas en campo. Para el monitoreo de insectos defoliadores, chupadores y minadores se realizan ejercicios de ubicación en la filotaxia de la palma que aseguren su correcto registro.

**Evaluativo.** Se lleva a cabo una evaluación teórica y varias prácticas. En estas últimas, cada uno de los participantes hace un monitoreo en campo de insectos plaga y/o un censo de detección de enfermedades en un área previamente seleccionada, igual como lo haría en su trabajo rutinario (Figura 4). Después, el formador fitosanitario de Cenipalma, el funcionario del SENA y el equipo técnico que imparte la capacitación revisan los resultados, se aclaran dudas y se realiza una retroalimentación

sobre los errores detectados, con el fin de mejorar su capacidad de diagnóstico.



**Figura 4.** Auxiliar de Sanidad realizando la evaluación práctica de monitoreo de plagas dentro del programa de fortalecimiento del personal fitosanitario.  
Foto: Carlos Ospina |

Al finalizar, aprueban aquellos operarios con una calificación de acierto superior al 80 % y participación en todos los ejercicios desarrollados. Como reconocimiento al proceso de aprendizaje y para motivar la aplicación de los conocimientos adquiridos se entrega un certificado (Figura 5).



**Figura 3.** Sesión del componente práctico vinculado al fortalecimiento del personal fitosanitario.  
Foto: Carlos Ospina |



**Figura 5.** Entrega de certificados al personal fitosanitario que completó el programa de fortalecimiento en la Zona Oriental. Foto: Carlos Ospina |

## Gestión de datos a través de un sistema de información geográfica para el manejo fitosanitario

El sistema de información geográfica (SIG) permite visualizar y analizar de manera precisa la información fitosanitaria de las plantaciones, usando herramientas como la georreferenciación. La representación en mapas facilita los análisis de distribución de los insectos plaga monitoreados en lotes, en la plantación o a nivel regional, ayudando a detectar áreas prioritarias para su manejo, lo que conlleva a una mayor eficiencia en la oportunidad de las intervenciones y los costos asociados.

Con el fin de impulsar el uso del SIG, Cenipalma junto con los núcleos palmeros han implementado una dinámica de trabajo que busca establecer y mantener actualizada una base de datos geográfica con la cartografía de las plantaciones a nivel de lote. Allí se registra, para cada uno de los polígonos, una caracterización agronómica básica que comprende datos como: nombre, año de siembra, cultivar y densidad. De esta manera, se ha logrado estructurar un módulo que integra los datos fitosanitarios de cada zona del país.

La cartografía actualizada, el registro periódico de las poblaciones de insectos plaga y su visualización mediante mapas regionales permite generar insumos para la valoración del riesgo de dispersión de las plagas.

Los productores y empresas palmeras son responsables de hacer el monitoreo de insectos plaga de acuerdo con los criterios establecidos en las mesas de trabajo, los comités agronómicos o cualquier espacio de gestión fitosanitaria establecido para este fin.

El Programa de Manejo Fitosanitario de Cenipalma realiza la recolección de los datos y su incorporación al SIG. A partir de esto genera los mapas usados para los informes de estado fitosanitario compartidos a gerentes, profesionales, investigadores, extensionistas, entre otros. Uno de los puntos fundamentales para tener en cuenta es que los datos fitosanitarios reciben un tratamiento confidencial, pues se entienden como información privada de las plantaciones. Así, el nivel de detalle depende de a quién va dirigido dicho informe y estará supeditado a la autorización previa de los involucrados, siempre teniendo como premisa la búsqueda del beneficio común.

Un aspecto importante de resaltar es el hecho de tener la información fitosanitaria de una región organizada en mapas, que permita ver su dispersión e intensidad en el tiempo. Esto ha posibilitado una comunicación argumentada con entidades estatales, favoreciendo la gestión de políticas públicas y la consecución de apoyo económico del Estado para desarrollar programas de manejo, por ejemplo, redes de trampeo de *R. palmarum* y eliminación de áreas brote de enfermedades como PC y ML en varias zonas del país. A su vez, se ha generado la información necesaria para definir estrategias de control a nivel local, regional y nacional.

### Uso del SIG para visualizar la distribución de *Eupalamides* spp. en la Zona Oriental

Entre 2018 y 2019 los reportes de presencia de *Eupalamides* spp. se incrementaron de manera preocupante en algunas plantaciones del municipio de Puerto Gaitán, Meta (Aldana, 2022). Aunque el problema no era nuevo, pues había ocasionado pérdidas significativas dos décadas atrás, tampoco era muy conocido en

la zona. Ante el resurgimiento de *Eupalamides* spp. y conscientes del riesgo, Cenipalma retomó las capacitaciones realizando múltiples eventos dirigidos a operarios de campo, supervisores, administradores, profesionales, dueños y gerentes en el reconocimiento, riesgo y manejo de este insecto plaga.

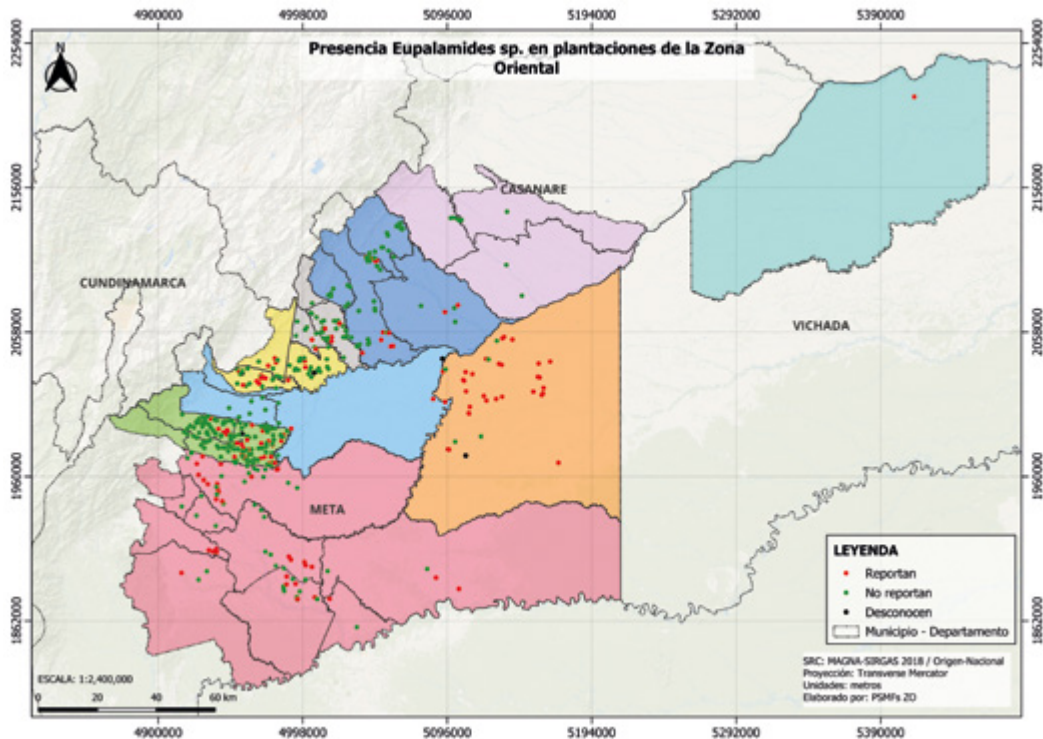
Luego de fortalecer la capacidad para su identificación, los resultados de los monitoreos llevados a cabo en 2021 y 2022 permitieron generar mapas de distribución en la mayoría de los municipios palmeros, con reportes positivos de presencia en 131 de 475 plantaciones visitadas (Figura 6).

De esta manera se logró dimensionar la importancia de *Eupalamides* spp., que suele pasar desapercibido hasta cuando los niveles de daño son altos, y el riesgo potencial para toda la Zona

Oriental. La información permitió activar las alarmas y organizar programas de manejo fundamentados en los avances de investigación del Área de Entomología de Cenipalma, con el fin de disminuir las poblaciones en los predios afectados y reducir su dispersión a nuevas áreas.

## Comunicación del riesgo fitosanitario

Se debe entender que uno de los propósitos principales de la investigación es la transferencia tecnológica, a través de la divulgación de sus resultados, a los agricultores, técnicos agrícolas y en general al personal encargado de la sanidad del cultivo. En el caso de la palma de aceite, Cenipalma ejecuta una estrategia de comunicación del riesgo fitosanitario para lograr que el conocimiento generado se convierta en la materia prima para la toma



**Figura 6.** Distribución de *Eupalamides* spp. en plantaciones visitadas de la Zona Oriental, durante el censo fitosanitario 2022 del Convenio de Colaboración Empresarial para Asuntos Fitosanitarios |

de decisiones informadas y oportunas en las plantaciones (Becerra-Encinales, 2022).

El propósito es brindar, a quienes dependen de esta actividad económica, herramientas para mantener una agroindustria eficiente, rentable y sostenible. Además, apunta a propiciar un diálogo directo y de doble vía con los productores y los demás actores, generando espacios de concertación y logrando que los acuerdos se conviertan en decisiones acertadas basadas en la confianza (Becerra-Encinales, 2022).

La estrategia es dirigida y desarrollada por el Programa de Manejo Fitosanitario de la Dirección de Extensión de Cenipalma, en articulación con entidades como el MADR y el ICA. Las campañas han sido estructuradas para responder a la amenaza y a los daños generados por plagas y enfermedades, así como para trabajar por el mejoramiento del estatus fitosanitario. Inicialmente, se ejecutó “Que no le pese la PC”, que fue reformulada y relanzada años después como “De la mano contra la pudrición del cogollo”, nombres dados para atender las declaratorias de emergencia fitosanitaria en Tumaco (Nariño) y Puerto Wilches (Santander), respectivamente. Posteriormente, se adecuó a otras enfermedades e insectos plaga considerados de importancia económica para el cultivo de palma de aceite a nivel nacional: “De la mano contra *Sagallasa valida*”, “De la mano contra la marchitez letal” y “De la mano contra plagas y enfermedades”.

El desarrollo de las campañas incluyó los siguientes aspectos:

### Conocer la población/público objetivo para comunicar

La caracterización de la población/público objetivo, identificar la percepción que tienen

del riesgo y su retroalimentación, han sido fundamentales para el desarrollo exitoso de la campaña que, debido a sus resultados, hoy hace parte de los proyectos estratégicos de Cenipalma. También lo es el acercamiento a los productores y el profundizar en sus conocimientos y experiencias en el manejo fitosanitario para el desarrollo de la estrategia de comunicación del riesgo (Figura 7).

### Sensibilizar y concientizar a los actores del sistema

El trabajo apunta a lograr el compromiso de las personas involucradas en el manejo de la problemática fitosanitaria, vista desde la prevención, el control y la renovación. Se ejecuta a partir de tres ejes estratégicos: el fortalecimiento técnico, la producción de publicaciones técnicas y su divulgación a través de diferentes medios de comunicación, y el relacionamiento con autoridades y otros actores.

**Fortalecimiento técnico.** Se han utilizado múltiples mecanismos teórico-prácticos para dar a conocer a los productores las principales problemáticas fitosanitarias del cultivo, y así crear conciencia y lograr su compromiso con las buenas prácticas y con la implementación de los principios básicos concertados para el manejo de los insectos plaga de impacto económico.



**Figura 7.** Encuentro con productor de la Zona Suroccidental en el marco de la campaña de comunicación del riesgo “De la mano contra *Sagallasa valida*”.

Foto: Cenipalma |



Para ello se realizan de forma permanente encuentros en campo, programas de fortalecimiento y eventos masivos, entre ellos los megaforos que permiten establecer un diálogo abierto para debatir y definir los pasos en la construcción de las estrategias de manejo fitosanitario. Los participantes son informados sobre los avances de las investigaciones y a la vez son escuchados (Figura 8).



**Figura 8.** Megaforo fitosanitario en la Zona Norte, 2019.  
Foto: Ángela Neira |

Esta estrategia también apoya a entidades como el ICA, en la divulgación de la normatividad fitosanitaria vigente. Para ello promueve los seminarios de actualización técnica ICA-Cenipalma, dirigidos a los asistentes técnicos en palma de aceite.

**Publicaciones técnicas y divulgación a través de medios.** Con base en la caracterización de la población/público objetivo, la estrategia de comunicación del riesgo utiliza diferentes canales de divulgación. En todos ellos, la condición indispensable es trasladar a lenguaje sencillo, preciso y entendible, los aportes técnicos resultados de las investigaciones, de forma tal que les sean claros a todos los palmicultores. A partir de ahí, se eligen las piezas más apropiadas desde afiches, infografías, guías, cartillas y hasta vallas, sobre temas

fitosanitarios acordes con la situación específica de cada zona. Igualmente, se adelantan campañas en medios de comunicación masiva, siendo el principal de ellos la radio.

Las redes sociales se utilizan para tener un mayor contacto con destinatarios específicos que prefieren una comunicación rápida y puntual. En ese contexto se ha fortalecido la estrategia digital con videos, y se ha incursionado en alternativas como la producción de radionovelas cuyos argumentos giran en torno al tema fitosanitario.

De todos los medios de divulgación, el periódico Palma Sana y Productiva, con cuatro ediciones anuales desde el 2013, tiene gran relevancia ya que masifica la información técnica, mediante lenguaje sencillo y práctico. Esta publicación se enriquece con las experiencias de diferentes miembros del sector, lo que motiva a los productores a tomar decisiones a partir, entre otras cosas, de las experiencias de sus pares en las diferentes zonas palmeras.

**Relacionamiento con autoridades y otros actores de la cadena.** La vinculación del Gobierno Nacional para llevar a cabo las estrategias de comunicación ha sido esencial. El MADR y el ICA contribuyen considerablemente a la ampliación de las diferentes acciones, mediante el aporte de recursos presupuestales a través de convenios que incluyen la comunicación del riesgo en todas sus versiones. Adicionalmente, se han vinculado entidades como la Agencia de Desarrollo Rural, el Programa de Transformación Productiva hoy Colombia Productiva, así como gobernaciones y alcaldías, todos ellos de gran importancia para la agroindustria.

La inclusión del sector financiero nacional en la estrategia de comunicación permite llegar



a este con información precisa sobre la situación fitosanitaria fundamental para identificar las herramientas económicas requeridas en el sector palmero.

## Logros y retos

Las transformaciones logradas han sido varias. En primer lugar, el cambio de comportamiento y actitud de los productores para enfrentar el riesgo fitosanitario, al igual que en la credibilidad hacia los resultados de investigaciones de Cenipalma; la concientización en relación con la necesidad de implementar buenas prácticas agrícolas, sin las cuales el cultivo no es viable; el reconocimiento por parte de Cenipalma de la experiencia de los palmicultores como un insumo valioso en el diseño y desarrollo de las estrategias de manejo; y la conformación de equipos colaborativos tanto a nivel de la agroindustria, como de las autoridades locales, regionales y nacionales vinculadas de una u otra forma a la palma de aceite.

A futuro, el reto planteado es el diseño y aplicación de estrategias de comunicación del riesgo particulares, para responder a las problemáticas de cada zona palmera del país. La comunicación del riesgo acerca el conocimiento y lo pone al servicio de todos los palmicultores de pequeña, mediana y gran escala.

## Planes de manejo regional y local

### Caso 1. Estrategia de diseño y establecimiento de la red regional de monitoreo y control de *Rhynchophorus palmarum* en la Zona Central

La estrategia para el monitoreo y control del *Rhynchophorus palmarum*, conocido como

picudo negro, parte de los resultados de investigación del Área de Entomología de Cenipalma que diseñó como herramienta una trampa cebada con el uso de feromona para este insecto (Aldana *et al.*, 2011) (ver Capítulo 61). Adicionalmente, ha buscado apoyar el cumplimiento de la Resolución ICA N.º 092771 del 17 de marzo 2021, que declaró, entre otras, a *R. palmarum* y a la PC como plagas de control oficial (ICA, 2021).

El objetivo se enfocó en evitar altas afectaciones y muerte de las palmas por causa de *R. palmarum* en las áreas brote de la PC, que entre 2015 y 2018 en los municipios de Sabana de Torres y Rionegro de Santander (Zona Central), llevaron la declaratoria de emergencia fitosanitaria, y a realizar el manejo del insecto en las áreas con anillo rojo en Norte de Santander.

La estrategia regional de manejo del picudo negro se dividió en cinco fases: 1. Diagnóstico y caracterización. 2. Sensibilización y capacitación- 3. Diseño e instalación de la red de trampeo. 4. Monitoreo y alertas. 5. Plan de choque para el manejo de *R. palmarum* en las áreas con altas poblaciones (Figura 9).

**Diagnóstico y caracterización.** Con los grupos de trabajo de la Zona Central, llamados mesas fitosanitarias de las subzonas, se unificaron los criterios técnicos para el manejo de *R. palmarum* y se diseñó un formato de diagnóstico inicial para caracterizar el estado de las trampas en las plantaciones (Figura 10) y la lista de chequeo para la verificación en campo en Sabana de Torres y Rionegro. Posteriormente, esta metodología se aplicó a los otros municipios de Santander, sur del Cesar, sur de Bolívar y Norte de Santander.

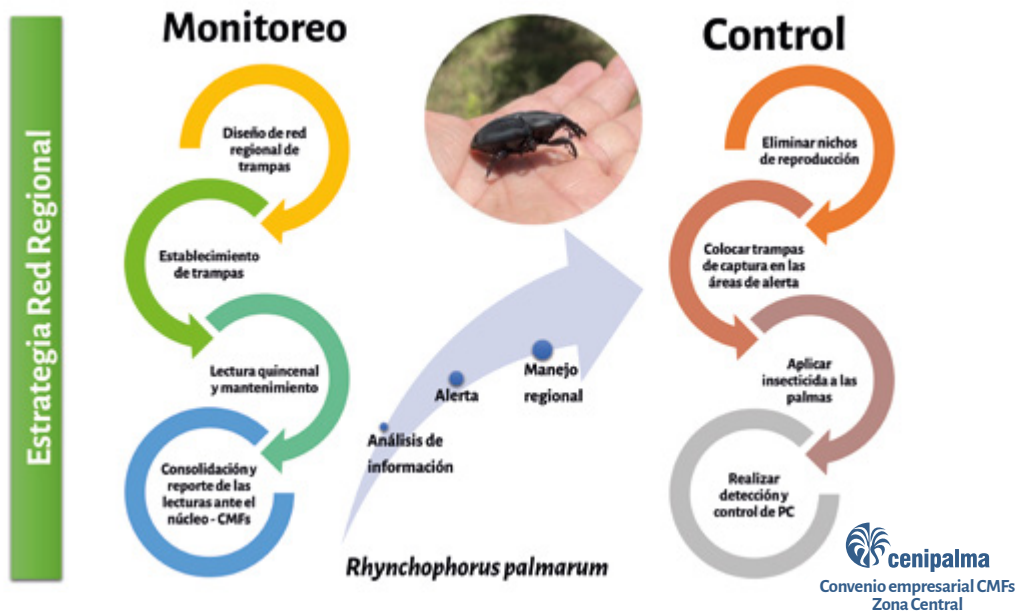


Figura 9. Esquema de monitoreo y control de *Rhynchophorus palmarum* |

|        |                      |           |        |            |             |      |                   | sí o no | sí o no  | sí o no           | sí o no                          |
|--------|----------------------|-----------|--------|------------|-------------|------|-------------------|---------|----------|-------------------|----------------------------------|
| Núcleo | Pertenece asociación | Municipio | Vereda | Plantación | Propietario | Área | Número de trampas | Lectura | Registro | Tiene coordenadas | Tiene análisis de la información |
|        |                      |           |        |            |             |      |                   |         |          |                   |                                  |
|        |                      |           |        |            |             |      |                   |         |          |                   |                                  |
|        |                      |           |        |            |             |      |                   |         |          |                   |                                  |

Figura 10. Formato de diagnóstico inicial para caracterizar el estado actual de las trampas en las plantaciones |

La información consolidada y analizada permitió determinar la calidad de la lectura, el registro de las capturas y las coordenadas de ubicación de las trampas. Luego se construyó un primer mapa para estudiar la distribución de estas por sectores priorizados, que se utilizó para la elaboración de la propuesta de la red de trampas para cada una de las áreas seleccionadas.

**Sensibilización y capacitación.** Se realizaron sensibilizaciones y capacitaciones por parte de investigadores y extensionistas de Ceni-

palma y los equipos técnicos fitosanitarios de los núcleos palmeros, dirigidas a propietarios, administradores y tomadores de decisión de las plantaciones con base en la priorización de las veredas de los municipios de Sabana de Torres, Barrancabermeja, San Vicente de Chucurí, Rionegro y Puerto Wilches en Santander, San Pablo en el sur de Bolívar y San Alberto y San Martín en el sur del Cesar. Posterior a esta actividad se incrementó el establecimiento de la red de monitoreo y manejo regional de *R. palmarum* lo que se tradujo en la concientización y compromiso de los productores.

Durante las jornadas se abordaron temas como la correcta elaboración de trampas para el monitoreo de del picudo negro (Figura 11).

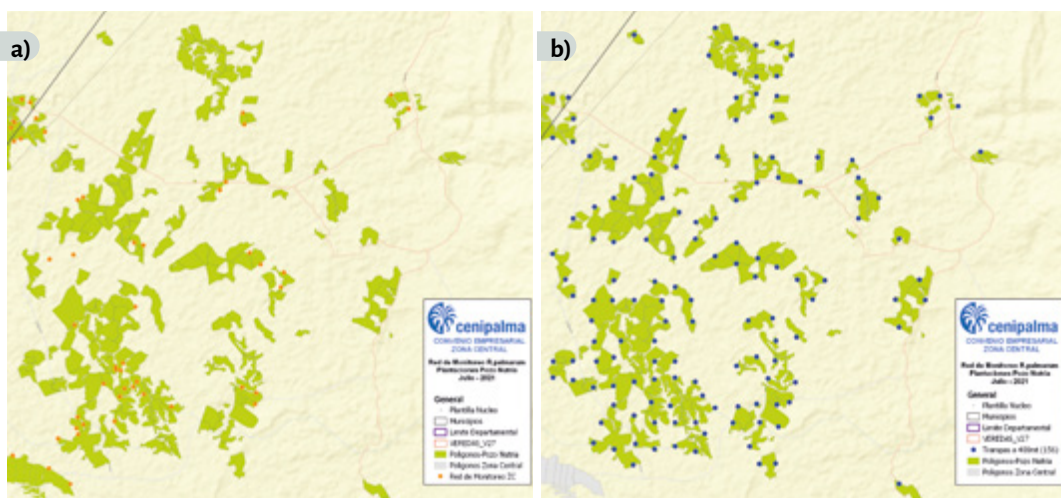


**Figura 11.** Productores de palma de aceite elaborando trampas de *Rhynchophorus palmarum* durante una capacitación en la Zona Central. Foto: Diana Navarrete |

**Diseño e instalación.** El diseño de la red de trapeo de *R. palmarum* se basó en el catastro palmero, en los polígonos de plantaciones identificadas y en las subzonas o áreas geográficas definidas por el grupo de trabajo. Posteriormente se ubicó cada trampa rodeando las plantaciones de forma perimetral y el grupo de plantaciones colindantes.

Para esta fase se definieron ocho pasos:

- Categorización de veredas priorizadas en cada departamento.
- Reconocimiento de las plantaciones que componen las veredas priorizadas.
- Análisis de información por veredas: trampas actuales (Figura 12A), participación de proveedores y/o aliados por núcleo, área sembrada e incidencia de la PC.
- Identificación del perímetro de la vereda para diseñar y establecer la red de trapeo.
- Propuesta y aprobación de la red con el equipo técnico de los núcleos, asociaciones y plantaciones presentes, y posterior análisis (Figura 12B).
- Definición del tiempo de instalación y compromiso de colaboración en el montaje.
- Instalación y georreferenciación en el SIG de la red de trapeo con el trabajo colaborativo entre núcleos palmeros, asociaciones/plantaciones y Cenipalma.
- Estructuración de un esquema de manejo de las trampas en el que el productor se responsabiliza del mantenimiento, lectura, y reporte.



**Figura 12.** Ejemplo de red de trampas para monitoreo a nivel veredal. a) Mapa con las trampas iniciales. b) Mapa con la red propuesta e instalada |

Durante el periodo de ejecución del plan regional se logró un avance significativo en el montaje de trampas para el monitoreo y control de *R. palmarum* a nivel veredal y de municipios. Esta iniciativa comenzó en el 2018, cuando se planificó cuidadosamente su instalación de forma ordenada. Desde entonces la red ha ido expandiéndose gradualmente en la Zona Central (Figuras 13).

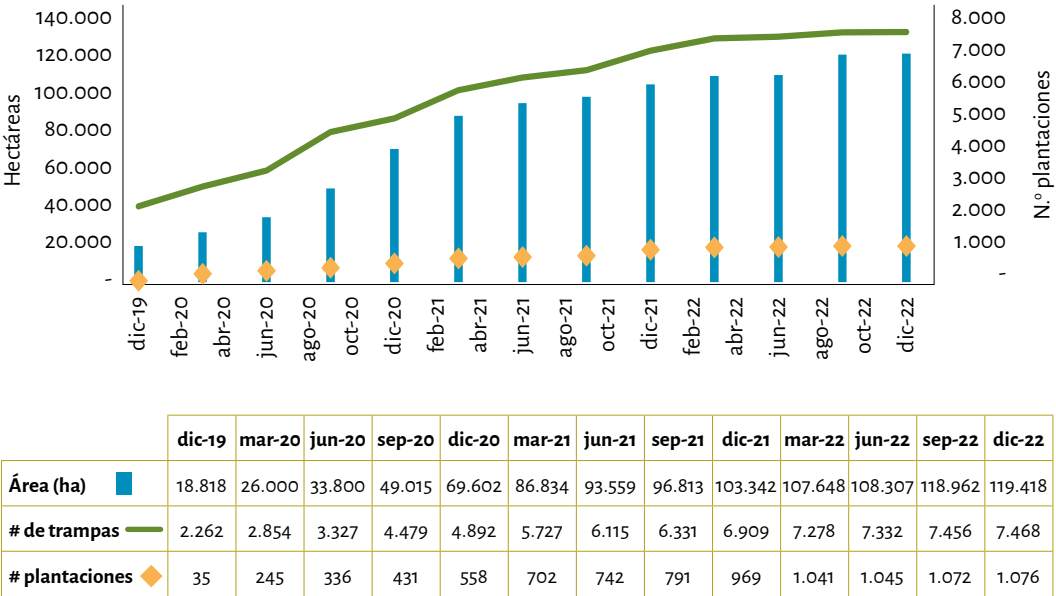
El número de trampas ha aumentado de manera constante. Empezó con 2.262 en el 2019 y para el 2020 ya se habían instalado 4.892, cifra que se incrementó a 6.909 al cierre del 2021. Finalmente, en 2022 se alcanzó un total de 7.468 trampas instaladas y reportadas.

Adicional a esta actividad, desde el 2020 se implementaron los planes estratégicos de asistencia técnica entre los núcleos palmeros y Cenipalma, los cuales han potencializado a través de los planes operativos el diseño y

establecimiento de la red de monitoreo de *R. palmarum*, la ejecución de actividades de sensibilización y capacitación a productores y personal técnico y la entrega de feromonas y de insumos para la elaboración de las trampas.

Esta estrategia, al cierre del 2022, tuvo un impacto sobre 119.410 hectáreas de palma de aceite en la Zona Central que lograron beneficiarse del monitoreo y control de *R. palmarum*.

**Monitoreo y alertas.** Con el trabajo articulado entre los equipos técnicos de los núcleos palmeros, plantaciones, asociaciones de palmicultores y Cenipalma se estructuró un esquema que permite hacer la recolección unificada de los datos correspondientes a las lecturas de las trampas instaladas de forma mensual. La información recopilada por los asistentes técnicos de las plantaciones y/o núcleos palmeros son enviados a la Coordinación Regional de Manejo Fitosanitario de la Zona



**Figura 13.** Avance del establecimiento de la red regional de monitoreo por medio de trampas para la captura de *R. palmarum*, en la Zona Central palmera colombiana |

Central, que a su vez consolida, revisa y genera los informes con gráficas y mapas de las capturas de *R. palmarum*.

A partir de estos informes se analizaron los rangos de las capturas del insecto con la ubicación exacta de las trampas, se detectaron las áreas con altas poblaciones y se generaron las alertas para activar el plan de choque o control según el caso.

**Planes de choque para el control de *Rhynchophorus palmarum*.** Se diseñaron con base en las alertas generadas en el monitoreo. Su principal objetivo consistía en reducir la población de *R. palmarum* en las áreas detectadas, evitar el establecimiento del insecto y la muerte de las palmas.

Las siguientes fueron las actividades priorizadas en el plan para las áreas de alerta:

- a. Se identificaron y estudiaron los sectores con altas capturas del insecto.
- b. Se diseñó y ejecutó un plan de acción para el control de *R. palmarum* en cada plantación priorizada teniendo en cuenta su contexto. Cada una tuvo su propio diseño.
- c. Se estableció un sistema de verificación del cumplimiento de las acciones del plan de control.
- d. Se reportaron y analizaron las lecturas quincenales de las trampas de monitoreo.
- e. Se realizaron brigadas de seguimiento por parte del equipo técnico de la Mesa Fitosanitaria, con el fin de examinar otras variables a nivel regional que pudieran limitar, interferir o mejorar el plan de control establecido.

### **Consideraciones para la efectividad de la estrategia**

- a. Fue necesario contar con equipos de trabajo llamados mesas fitosanitarias,

constituidas y fortalecidas en las subzonas, lo que permitió tener planes específicos según las necesidades detectadas en cada lugar. Sus miembros son representantes técnicos de 19 núcleos palmeros de la Zona Central, asociaciones de palmicultores, plantaciones de escala mediana y grande, asistentes técnicos independientes, el ICA, la Alcaldía de Sabana de Torres y Cenipalma.

- b. Se requirió la articulación y concertación de los principios básicos de manejo fitosanitario entre los integrantes de las mesas de trabajo.
- c. El compromiso y participación en las reuniones y actividades en campo fueron fundamentales para la concertación y ejecución efectiva de las acciones.
- d. Para dinamizar la implementación de la estrategia fue preciso el apoyo de los tomadores de decisión involucrados.
- e. Resultó fundamental divulgar entre los integrantes de las mesas de trabajo los avances de Cenipalma en investigación sobre el insecto plaga, como estrategia de transferencia tecnológica y buscando mantener actualizados a los equipos técnicos.
- f. La revisión y actualización periódica del plan regional fitosanitario son necesarias para continuar incentivando el establecimiento y mantenimiento de la red regional de monitoreo de *R. palmarum* de la zona.

### **Caso 2. *Sagalassa valida* en cultivos híbrido interespecífico OxG de la Zona Suroccidental**

La necesidad de abordar de manera estratégica diferentes problemáticas asociadas a insectos plaga y enfermedades de importancia económica en Tumaco conllevó a la conformación de la Mesa de Sanidad Vegetal, derivada del Comité Asesor Agronómico Regional e



integrada particularmente por representantes técnicos de los núcleos palmeros y de las asociaciones de productores, asistentes técnicos, el ICA y Cenipalma. A través de este espacio de análisis y discusión se ha motivado a las plantaciones a compartir sus experiencias en cuanto a la prevención y el control de problemas fitosanitarios priorizados.

Los objetivos principales en la Zona Suroccidental son: la consolidación de la información fitosanitaria para el análisis y generación de alertas tempranas y la unificación de criterios para el monitoreo, seguimiento y control de plagas y enfermedades.

En el 2015, la Mesa de Sanidad Vegetal afrontó un reto de gran importancia por cuenta de *Saghalassa valida*, insecto plaga catalogado en ese momento como uno de los problemas fitosanitarios más importantes en los híbridos OxG, especialmente en etapas jóvenes del cultivo.

Durante varios años su manejo en las plantaciones de la zona se basaba en prácticas de control químico que implicaban altos costos. Adicionalmente, en algunos casos no se reconocían de manera apropiada los daños asociados a este insecto y existían diferentes sistemas de monitoreo que implicaban el conteo y revisión de raíces (Sáenz & Olivares, 2008).

Por lo anterior, el trabajo del equipo técnico de la Mesa se enfocó en la concertación de los principios básicos para la identificación y control de *S. valida* y la definición de un plan de manejo regional (Aldana *et al.*, 2015)(Figura 14).

**Manejo regional de *Saghalassa valida*.** Para la definición del plan, la Mesa de Sanidad Vegetal planteó tres fases de trabajo: 1. Cuantificación de los daños y afectaciones en la productividad. 2. Definición de estrategias de



**Figura 14.** Sesión de concertación de los principios básicos de manejo de *Saghalassa valida*, Mesa de Sanidad Vegetal de la Zona Suroccidental. Foto: Ángela Neira |

control del insecto. 3. Actividades de extensión relacionadas con la identificación y manejo de *Saghalassa valida*.

**Fase 1. Cuantificación de los daños y afectaciones en la productividad.** En esta primera fase, las plantaciones de la zona informaron de manera confidencial los resultados del seguimiento realizado, lo que permitió identificar el porcentaje de daño en el sistema de raíces, número de palmas volcadas por lote y palmas muestreadas, pérdidas en productividad, modelos de monitoreo utilizados, costos asociados a la labor, entre otros datos. Adicional a la socialización de la información, Cenipalma compartió los resultados de investigación al tiempo que se llevaron a cabo días de campo para la identificación de daños en raíces y reconocimiento del insecto en sus diferentes estadios.

Como resultado se logró sensibilizar y fortalecer el conocimiento de los equipos técnicos sobre la importancia del monitoreo de *S. valida*, a través de la identificación de adultos en los linderos de los lotes, y la verificación del daño en las raíces por medio de calicatas cerca al bulbo de las palmas.

*Fase 2. Definición de estrategias de control del insecto.* Luego de conocer cómo estaba distribuida la plaga en la zona, las plantaciones socializaron las diferentes estrategias utilizadas, los beneficios y las dificultades de cada práctica, y de manera libre, en un diálogo abierto y respetuoso, se logró la concertación de los principios básicos para el manejo del insecto que definieron los lineamientos que se enuncian a continuación (Becerra-Encinales *et al.*, 2016).

### *I. Control mecánico a través de barreras físicas*

Para el establecimiento de las barreras físicas se puede utilizar tusa, fibra, hojas de poda o residuos de la limpia. Estas barreras se ubican en el plato de la palma alrededor del estípite con el fin de:

- a. Evitar que las hembras ovipositen en el suelo del plato, lo que limita la llegada del insecto a las raíces de la palma.
- b. Promover la emisión de raíces y mejorar la eficiencia en la nutrición.
- c. Generar un sustrato para la conservación de fauna benéfica.
- d. Elevar la retención de humedad en el suelo.
- e. Minimizar la labor de plateo.

### *II. Control biológico*

Con el objetivo de promover la conservación de insectos benéficos se recomienda:

- a. El establecimiento y mantenimiento de plantas nectaríferas.
- b. Evitar el uso de insecticidas.

*Fase 3. Actividades de extensión relacionadas con la identificación y control de S. valida.* Posterior a la definición de daños del insecto y las estrategias de control revisadas en las dos fases anteriores

se llevó a cabo un proceso de colaboración en mesas de trabajo grupales. En esta instancia se diseñó el afiche titulado “*Sagalassa valida*, enemigo oculto”, una pieza técnica elaborada a partir de los resultados obtenidos por la Mesa de Sanidad Vegetal, en colaboración con el Comité Agronómico Regional.

Los lineamientos generados por la Mesa fueron la base para la construcción y puesta en marcha de la estrategia de comunicación del riesgo denominada “De la mano contra la *Sagalassa valida*”, con el fin de sensibilizar a los productores sobre la importancia de controlar este insecto plaga, y que se realizó por medio de contenidos publicados en el Periódico Palma Sana y en cartillas, así como un video técnico y el afiche “*Sagalassa valida*, enemigo oculto” (Encinales *et al.*, 2016), que resalta la biología del insecto, los daños asociados y las estrategias de manejo planteadas para la zona. Este material fue fundamental para el desarrollo de días de campo, talleres de sensibilización con productores, técnicos, trabajadores y profesionales del sector.

El manejo regional requiere de la articulación de diferentes actores y un continuo monitoreo y seguimiento. En la Zona Suroccidental se logró minimizar el impacto de *S. valida*, y gracias a controles mecánicos y biológicos se han obtenido resultados efectivos como la disminución de sus poblaciones a lo largo de los años.

## **Marco normativo para el manejo de plagas de la palma de aceite en Colombia**

Esta sección tiene como objetivo brindar una visión integral y accesible sobre el marco normativo que rige la protección fitosanitaria en el cultivo de la palma de aceite en Colombia a

la fecha de esta publicación. Solo a través del entendimiento profundo de estas regulaciones y su adecuada socialización podremos sentar las bases para una producción agrícola responsable y sostenible, que preserve el valioso patrimonio natural del país y garantice un futuro próspero para las generaciones venideras.

A continuación, se listan algunas leyes, decretos y resoluciones que han dado marco normativo y legal al manejo fitosanitario del cultivo.

## Leyes

- Ley 101 de 1993, Ley General de Desarrollo Agropecuario y Pesquero (Congreso de Colombia, 1993).
- Ley 1955 de 2019, por la cual se expide el plan nacional de desarrollo 2018-2022 pacto por Colombia, pacto por la equidad (Congreso de Colombia, 2019).
- Ley 2303 de 2023, por la cual se declaran de interés social nacional y como prioridad sanitaria la prevención, la mitigación, erradicación, contención y renovación de la marchitez por *Fusarium R4T* del plátano y banano (musáceas), de la enfermedad conocida como Huanglongbing (HLB) de los cítricos, de la pudrición del cogollo y la marchitez letal en la palma de aceite en todo el territorio colombiano y se dictan otras disposiciones (Congreso de Colombia, 2023).

## Decretos

- Decreto 1840 de 1994, por el cual se reglamenta el Artículo 65 de la Ley 101 de 1993 (Presidencia de la República de Colombia, 1994).
- Decreto 3761 de 2009, por el cual se aprueba la modificación de la estructura del Instituto Colombiano Agropecuario, ICA

(Presidencia de la República de Colombia, 2009).

- Decreto 1071 de 2015, por medio del cual se expide el Decreto Único Reglamentario del Sector Administrativo Agropecuario, Pesquero y de Desarrollo Rural (Presidencia de la República de Colombia, 2015).

## Resoluciones

- Resolución N.º 000395 de 2005, por la cual se adoptan normas de carácter fitosanitario y de recursos biológicos para la producción, distribución y comercialización de plantas de palma de aceite en vivero (ICA, 2005).
- Resolución N.º 004170 de 2014, por medio de la cual se declaran las plagas de control oficial en el cultivo de palma de aceite en el territorio nacional y se establecen las medidas fitosanitarias para su manejo y control (ICA, 2014).
- Resolución N.º 062151 del 2020, por la cual se establecen los requisitos para el registro ante el ICA de los predios productores de palma de aceite. Los procesos de registro que se encuentren en trámite a la entrada en vigencia de la presente resolución serán registrados ante el ICA con el cumplimiento de los requisitos exigidos por las Resoluciones 2009 de 2014 y 2183 de 2015 (ICA, 2020).
- Resolución N.º 115686 de 2021, que reglamenta la expedición de la Licencia Fitosanitaria para la Movilización de Material Vegetal en el territorio nacional, con el fin de prevenir riesgos que puedan afectar la sanidad vegetal y la inocuidad de sus productos (ICA, 2021).
- Resolución N.º 092771 de 2021, por medio de la cual se actualizan las plagas declaradas de control oficial y las medidas fitosanitarias en los cultivos de palma de aceite en el territorio nacional (ICA, 2021).

El ICA como Organización Nacional de Protección Fitosanitaria, ONPE, tiene la función de proteger la sanidad agropecuaria del país, a fin de prevenir la introducción y propagación de plagas y enfermedades que puedan afectar las especies agrícolas y forestales.

La consolidación del marco normativo para el manejo fitosanitario del cultivo de palma de aceite ha estado marcada por la colaboración técnica y estratégica entre el ICA y el gremio, quienes trabajan por los intereses del sector y el beneficio de la comunidad palmera en general.

### Plagas del control oficial

Como resultado de la gestión colaborativa mencionada anteriormente, el 2 de diciembre de 2014, el ICA mediante la Resolución N.º 4170 declaró las plagas de control oficial en el cultivo de la palma de aceite en el territorio nacional y estableció las medidas de manejo y control fitosanitario (ICA, 2014). De acuerdo con los avances de investigación, en el 2021 el ICA realizó la primera actualización normativa y técnica a través de la Resolución N.º 092771 “Por medio de la cual se actualizan las plagas declaradas de control oficial y las medidas fitosanitarias en los cultivos de

palma de aceite en el territorio nacional”, que cuenta con un componente normativo y un anexo técnico (ICA, 2021) (Tabla 1).

### Medidas fitosanitarias para tener en cuenta

En la estrategia integral de manejo fitosanitario se consideran las directrices técnicas del marco normativo suscrito a través del anexo técnico de la Resolución de plagas de control oficial N.º 092771. Este establece las siguientes obligaciones de las personas naturales o jurídicas que posean, a cualquier título, cultivo de palma de aceite (ICA, 2021):

- Disponer de asistencia técnica permanente con Ingeniero Agrónomo o Agrónomo, mediante contratación directa o por medio de una unidad de asistencia técnica establecida legalmente. Esta última, en los casos que aplique, debe cumplir con los lineamientos establecidos en la Ley 1876 del 29 de diciembre de 2017, o aquella que la adicione, modifique o sustituya.
- Implementar las medidas establecidas en el Plan de manejo de plagas de control oficial en el cultivo de palma de aceite que hace parte integral del anexo técnico de la precitada resolución. Esta información

**Tabla 1.** Insectos plaga y enfermedades de control oficial en el cultivo de la palma de aceite en Colombia |

| Nombre común               | Agente causante                               |
|----------------------------|-----------------------------------------------|
| Anillo rojo (AR)           | <i>Bursaphelenchus cocophilus</i>             |
| Marchitez letal (ML)       | <i>Candidatus Liberibacter</i>                |
| Marchitez sorpresiva (MS)  | <i>Phytomonas staheli</i>                     |
| Pudrición del cogollo (PC) | <i>Phytophthora palmivora</i>                 |
| Picudo negro de la palma   | <i>Rhynchophorus palmarum</i> (insecto plaga) |
| Escarabajo rinoceronte     | <i>Strategus aloeus</i> (insecto plaga)       |

es ampliada en los capítulos 61 (*Rhynchophorus palmarum*) y 63 (*Strategus aloeus*).

- Presentar los informes del estado fitosanitario u otros que el ICA considere importantes para la protección fitosanitaria, a través de los mecanismos de reporte de información establecidos para tal fin.
- Garantizar que el asistente técnico participe en los eventos programados por el ICA, e implemente las observaciones que realice el personal de ese instituto dentro del desarrollo de las actividades de inspección, vigilancia y control en el cultivo de palma de aceite.
- Cumplir con el plan de manejo fitosanitario.
- Asumir la responsabilidad por el estado fitosanitario del cultivo de palma de aceite.
- Utilizar insumos de uso agrícola registrados ante el ICA bajo las recomendaciones del asistente técnico.

## Visitas de control oficial

Los funcionarios del ICA en el ejercicio de las funciones de inspección, vigilancia y control fitosanitario cuentan con el apoyo y protección de las autoridades civiles y militares para el cumplimiento de sus funciones. Es importante comprender que las actividades del Instituto, enmarcadas en el control oficial, buscan fortalecer y apoyar la implementación de los planes de manejo fitosanitario regional y local. Por lo anterior, los titulares y/o administradores de los predios de palma de aceite están en la obligación de permitir la entrada de dichos funcionarios (ICA, 2021).

De todas las actividades relacionadas con el control oficial, ellos diligencian formularios de inspección y seguimiento que son firmados por las partes que intervienen y de los cuales se deja una copia en el predio productor.

Ante el incumplimiento de la normatividad vigente y cualquiera de las disposiciones establecidas, el productor será sancionado con lo preceptuado en los artículos 156 y 157 de la Ley 1955 de 2019 (Congreso de Colombia, 2019) y en el Artículo 26 del régimen sancionatorio de la Ley 2303 de 2023 (Congreso de Colombia, 2023) o aquella que la modifique, adicione o sustituya, sin perjuicio de las acciones civiles y penales a que haya lugar (ICA, 2021).

El cultivo de palma de aceite en Colombia ha experimentado un crecimiento significativo en las últimas décadas, convirtiéndose en un pilar fundamental de la economía nacional. Sin embargo, este desarrollo acelerado también ha conllevado retos en cuanto a su manejo fitosanitario por cuenta de enfermedades e insectos plaga que han llegado a afectar de manera contundente las plantaciones.

El manejo fitosanitario de la palma de aceite es un factor decisivo para la producción y sostenibilidad del cultivo, y en especial la prevención y manejo integral de los insectos plaga y enfermedades. Por lo anterior, resulta fundamental conocer y cumplir las indicaciones técnicas de tipo normativo descritas particularmente en la precitada Resolución N.º 092771 de 2021 (ICA, 2021).



## Referencias bibliográficas

- Aldana, R. (2022). Reaparece *Eupalamides guyanensis* ¡Es urgente actuar ya! *El Palmicultor*, mayo. <https://elpalmicultor.fedepalma.org/reaparece-eupalamides-guyanensis-es-urgente-actuar-ya/>
- Aldana, R. C., Aldana, J. A., & Moya, O. M. (2011). *Manejo del picudo Rhynchophorus palmarum* L. (Coleoptera: Curculionidae). Bogotá: ICA. [https://www.ica.gov.co/getattachment/19e016c0-0d14-4412-af12-03ecec398f2/Manejo-del-picudo--Rhynchophorus-palmarum-L--\(Cole.aspx](https://www.ica.gov.co/getattachment/19e016c0-0d14-4412-af12-03ecec398f2/Manejo-del-picudo--Rhynchophorus-palmarum-L--(Cole.aspx)
- Aldana, R. C., Sendoya, C., & Bustillo, A. E. (2015). Control del barrenador de las raíces *Sagallassa valida* en palma de aceite. XVIII Conferencia Internacional de Palma de Aceite. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.32651.80164>
- Becerra-Encinales, J. F. (2022). *Comunicación del Riesgo Fitosanitario*. Página web de Cenipalma. <https://www.cenipalma.org/extencion/campanas-de-comunicacion-del-riesgo/>
- Becerra-Encinales, J. F., Mesa de Sanidad Vegetal Tumaco, & Comité Agronómico Zona Suroccidental. (2016). *Sagallassa valida, enemigo oculto*. <https://repositorio.fedepalma.org/bitstream/handle/123456789/107617/Sagallassa%20valida%2C%20enemigo%20oculto.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Bernal, Paloma. (2019). *Formal rules and networks for technology diffusion in the context of plant disease epidemics: the case of small-scale producers of oil palm in Colombia*. University of Sussex
- Congreso de Colombia. (1993). Ley 101 de 1993. Ley General de Desarrollo Agropecuario y Pesquero. Diario Oficial 41.149. <https://www.minagricultura.gov.co/Normatividad/Leyes/Ley%20101%20de%201993.pdf>
- Congreso de Colombia. (2019). Ley 1955 de 2019. <https://www.funcionpublica.gov.co/eva/gestornormativo/norma.php?i=93970#:~:text=El%20Plan%20establece%20las%20bases,fortalecimiento%20de%20la%20Rama%20Judicial.>
- Congreso de Colombia. (2023). Ley 2303 de 2023. <https://www.suin-juriscol.gov.co/viewDocument.asp?id=30046883>
- David, F. R. (2003). *Conceptos de administración estratégica*. Pearson Educación, 9. <https://doi.org/9789702604273>, 9702604273
- ICA. (2005). *Resolución 000395 de 2005*. <https://www.ica.gov.co/normatividad/normas-ica/resoluciones-oficinas-nacionales/2005/395-1>
- ICA. (2014). *Resolución 004170 de 2014*. <https://www.ica.gov.co/getattachment/0e5ecaac-ccb6-444f-96bb-3d488048b51f/2014r4170.aspx>
- ICA. (2020). *Resolución 062151 del 2020*. <https://www.ica.gov.co/getattachment/d9606516-6da3-4773-ba48-b5e-d7331421d/2020R62151.aspx#:~:text=%2D%20Control%20Oficial.,las%20plagas%20no%20cuarentenarias%20reglamentadas.>

- ICA. (2021a). *Resolución 115686 de 2021*.  
<https://www.ica.gov.co/getattachment/b997ce25-facc-48c6-937c-3c2a69050905/2021R115686.aspx>
- ICA. (2021b). *Resolución ICA No. 092771 de 2021*.  
<https://www.ica.gov.co/getattachment/4b964415-9564-44e6-8fd0-58fbcbbd3ab8/2021R9-1.aspx>
- Loevinsohn, M., Sumberg, J., Diagne, A., & Whitfield, S. (2013). *Under what circumstances and conditions does adoption of technology result in increased agricultural productivity? A Systematic Review Prepared for the Department for International Development*. Institute of Development Studies.
- Presidencia de la República de Colombia. (1994). Decreto 1840 de 1994.  
<https://www.ica.gov.co/getattachment/f42783f9-a8b9-4571-a25c-fec368083403/1840D1994.aspx>
- Presidencia de la República de Colombia. (2009). Decreto 3761 de 2009.  
<https://www.ica.gov.co/getattachment/464df902-5bc9-4dbb-a5e2-f2f8c51d8934/3761D2009.aspx>
- Presidencia de la República de Colombia. (2015).  
Decreto 1071 de 2015. <https://www.funcionpublica.gov.co/eva/gestornormativo/norma.php?i=76838>
- Sáenz, A., & Olivares, W. (2008). Velocidad de desplazamiento del primer instar de *Sagalassa valida* (Lepidoptera: Glyphipterigidae) Speed of movement of first instar larvae of *Sagalassa valida* (Lepidoptera: Glyphipterigidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 34(1), 57–61. <http://www.scielo.org.co/pdf/rcen/v34n1/v34n1a07.pdf>
- Tovar, J. P., Becerra-Encinales, J. F., Neira, Á., Beltrán, J., & Cooman, A. (2021). Guía de bolsillo: *Principios básicos para el manejo de la Marchitez letal (ML) de la palma de aceite* (Vol. 2). <https://repositorio.fedepalma.org/bitstream/handle/123456789/141017/Gui%CC%81a%20de%20bolsillo%20Principios%20Manejo%20Marchitez%20Letal%20NOV%2025%202021.pdf?sequence=6&isAllowed=y>

# SECCIÓN 9

## Perspectivas hacia una palmicultura sostenible en Colombia

Esta obra presenta información de mucha utilidad sobre el conocimiento y manejo de poblaciones de las plagas, que afectan la palmicultura en Colombia. Lo que se plantea es la necesidad de articular el manejo integrado de plagas (MIP) con las prácticas agronómicas del cultivo, las cuales, en su conjunto, conforman lo que se conoce como el manejo integrado del cultivo (MIC) (Sección 1). Con este enfoque se pretende que la agroindustria alcance una sostenibilidad social, ambiental y económica, para que el palmicultor pueda lograr sus objetivos de posicionar su aceite en mercados internacionales, con el reconocimiento de su producto de exportación por los entes certificadores.

Bajo este contexto se ha hecho un análisis de la situación de las plagas de la palmicultura. Debido a recomendaciones realizadas al inicio de la agroindustria en Colombia, existe una idea muy arraigada de resolver los problemas de plagas con la aplicación indiscriminada de plaguicidas de síntesis, sin tener en cuenta sus efectos sobre el ecosistema (Aldana-De la Torre & Pallares, 2000; Genty *et al.*, 1978; Revelo, 1981). Esto provoca alteración e inestabilidad biológica, debido a que se elimina la fauna benéfica, las plagas se tornan más resistentes a los insecticidas químicos

y surgen unas nuevas, que se convierten en un problema adicional. Por otra parte, ocurren situaciones muy serias de intoxicaciones por la exposición a estos químicos, no solo en quienes los aplican, sino en la fauna animal y microbiológica del suelo; la contaminación del agua y muchos otros trastornos en un ecosistema que en principio gozaba de estabilidad.

El cultivo presenta ciertas características, que se deben tener en cuenta para plantear soluciones a los problemas fitosanitarios. La palma de aceite se cultiva en diferentes zonas ecológicas de Colombia y bajo distintos sistemas de manejo, muchos de los cuales no son apropiados. Esta situación ha llevado a Fedepalma y a su centro de investigación, Cenipalma, a sentar bases y directrices para llevar a cabo estudios, que permitan resolver los problemas de plagas en una forma sostenible desde lo social, ambiental y económico.

Los ecosistemas perennes, como el de la palma de aceite, se asemejan a los forestales. En efecto, el de la palma se considera agroforestal, el cual presenta dificultades similares de plagas con insectos defoliadores, barrenadores, chupadores y transmisores de enfermedades. A su vez se caracteriza por una fauna benéfica muy importante, que impacta todos los problemas de las plagas.

En los ecosistemas agroforestales existe una regulación natural de sus poblaciones, a causa de la fauna benéfica presente y variada, que reduce el daño de muchos insectos. Estos pueden tornarse en plagas si el ecosistema es intervenido con plaguicidas. Así se ha demostrado en muchas partes del mundo y en estudios adelantados en Colombia con plagas de plantaciones de coníferas (Drooz & Bustillo-Pardey, 1972, 1976; Drooz *et al.*, 1977; Bustillo-Pardey & Drooz, 1977), en ecosistemas cafeteros (Bus-

tillo-Pardey, 2008) y en el cultivo de la caña de azúcar (Bustillo-Pardey, 2012). La palma de aceite no es una excepción a esta situación. En Colombia enfrenta la amenaza de un gran número de insectos defoliadores, que requieren ser controlados adecuadamente, con el fin de evitar pérdidas considerables en la producción e impedir que otras plagas menores se conviertan en nuevos problemas para la palmicultura (Bustillo-Pardey, 2019).

Las investigaciones realizadas en ecosistemas agroforestales en el pasado han develado la gran importancia de mantener un equilibrio biológico, basado en: la conservación de la fauna benéfica, al inducir enfermedades virales en los insectos plaga para el control de defoliadores; la producción de hongos entomopatógenos, y la colecta en el campo, cría y liberación de algunas especies de depredadores y parasitoides de las principales plagas que afectan la palma de aceite. Sin embargo, las recomendaciones derivadas de estos estudios, al ser puestas en práctica en plantaciones comerciales, en muchos casos no logran los resultados esperados, lo que genera desconcierto entre los cultivadores, quienes optan por otras medidas, como el uso irracional de insecticidas químicos, con las consecuencias antes mencionadas.

La información generada tiempo atrás para el control de las plagas de la palma de aceite muestra falencias en aspectos relacionados con su biología, dinámica poblacional y, especialmente, la falta de un desarrollo apropiado y eficaz de productos basados en microorganismos, como hongos, bacterias y virus, disponibles en el mercado para su manejo. Comercialmente se ofrecen muchos productos, pero evidencian deficiencias en su calidad y eficacia, lo que resulta siendo un engaño para el palmicultor. Por esto, en Cenipalma se llevan a cabo en forma priori-

taria estudios sobre biología, comportamiento y determinación de la fauna benéfica de muchas plagas de la palma, con la finalidad de determinar cuáles organismos (depredadores, parasitoides, entomopatógenos) son los más importantes y apropiados, desde el punto de vista de su efecto sobre las plagas. También realiza investigaciones sobre cría, mantenimiento e incremento de depredadores y parasitoides, y el desarrollo de procesos bien documentados, para la producción de hongos entomopatógenos y material viral, que se puedan utilizar y garanticen su eficacia en plantaciones comerciales.

El uso de los controladores biológicos no se puede realizar con el mismo enfoque del control con insecticidas de síntesis, basados en sistemas de monitoreo que cuantifican los insectos plaga por hoja de palma y esperan que las poblaciones se incrementen para que el insecticida pueda impactar una cantidad mayor de individuos. Los parasitoides y formulaciones de entomopatógenos se deben utilizar bajo la estrategia de inoculación. A través de muestreos visuales al recorrer periódicamente la plantación, se determina dónde se están originando focos de una plaga; posteriormente, en los sitios en los que aún se detectan niveles bajos de población, se realizan las liberaciones o aspersiones de los biológicos. Esto permite un efecto más eficaz del control biológico y, debido a su forma de acción, estos organismos pueden posteriormente diseminarse y lograr la regulación de las plagas, con menos riesgo ambiental y mayor sostenibilidad para el cultivo y el ecosistema.

***Problemas observados en plantaciones con altas poblaciones de plagas.*** El cultivo de la palma de aceite en Colombia se ve afectado por un grupo grande de insectos defoliadores. En este libro se exponen 30 especies, cuyo daño causa mucha alerta en los palmicultores. Las pérdi-

das en la producción y rendimiento del aceite de palma los obliga a tomar medidas drásticas, para detener el impacto. Sin embargo, esto se obviaría si se tuviera un programa robusto para detección temprana y se implementaran prácticas de manejo, que no involucren la aplicación masiva de insecticidas de síntesis.

A continuación, se presentan varios aspectos comunes observados en plantaciones con altas poblaciones de plagas defoliadoras, que dificultan su control y la normalización del ecosistema:

- Ausencia de coberturas apropiadas y plantas nectaríferas.
- En algunas plantaciones no se cuenta con personal entrenado, para la detección de plagas y enfermedades.
- En épocas de bajos ingresos se reduce el personal, especialmente el relacionado con la fitosanidad de la palma, encargado de hacer revisiones periódicas sobre presencia de plagas.
- No se cuenta con personal capacitado para la identificación de plagas y enfermedades, por lo que no se detectan a tiempo los focos de ataques incipientes, en especial de defoliadores, sino cuando ya se encuentran diseminados.
- En muchas plantaciones, las palmas no están georreferenciadas. Esta es una información importante para tener presente su historial de actividades de manejo, y su distribución espacio-temporal.
- No se hace un uso apropiado de los equipos de aspersión y su calibración, para realizar tratamientos eficaces.



- Se emplean insecticidas de alto impacto en el control de plagas, que reducen o eliminan su fauna benéfica.
- No se tienen en cuenta los efectos indirectos de la aplicación de insecticidas, sobre la reducción de las poblaciones de polinizadores.
- En algunas plantaciones pequeñas no visualizan ni analizan la problemática que ocasiona la presencia de una plaga. Por ello, se deben hacer campañas para llevar a cabo planes de control coordinados regionalmente con las plantaciones grandes, ya que las plagas no son un problema específico, sino de toda una región.

***Recomendaciones sobre las mejores prácticas de manejo en la palma.*** Para superar las falencias que existen en las plantaciones y lograr un manejo integrado del cultivo que incluya no solo el MIP, sino que conduzca a un MIC, se presentan recomendaciones que se deben adoptar. Un compendio reciente de estas prácticas se hace en el libro *Mejores prácticas agroindustriales de la palma de aceite en Colombia* (Cenipalma, 2017).

Las mejores prácticas agrícolas incluyen aspectos sobre la selección del área donde se va a plantar y otros como la calidad del suelo, acceso a fuentes de agua, nivelación de los lotes, preparación del vivero con el material seleccionado, planeación de la red de canales de drenaje y el diseño del sistema de riego, vías y lotes.

Por otra parte, en el diseño de la plantación para el cultivo de la palma se debe tener presente la implementación del previvero y vivero, y el manejo de las posibles plagas y enfermedades que lo afecten. Igualmente, es necesario planear las coberturas de la plan-

tación y las zonas donde deben prosperar las plantas arvenses y nectaríferas, que proporcionan resguardo y alimento a muchos organismos benéficos. Los planes de fertilización, plateos, control de malezas, épocas y disponibilidad de agua para el riego, se deben articular con las prácticas de manejo de plagas y enfermedades.

Desde el punto de vista de los problemas de plagas en las plantaciones, es vital que no se suspendan las labores de monitoreo. Si son detectadas tardíamente, será difícil detenerlas, lo que conducirá a que haya altas defoliaciones que repercutirán en la reducción de la producción de aceite. Por consiguiente, a continuación se esbozan recomendaciones importantes:

- El monitoreo de las plagas debe ser permanente y visual, mediante la realización de recorridos línea por línea, para detectar si hay signos de daño por defoliadores o si se encuentran sus estados en las hojas. También, prestar especial atención a defoliación en las hojas jóvenes.
- La información debe estar georreferenciada por palma, en las bases de datos de las plantaciones, con el fin de generar mapas de distribución espacio-temporal. Esto permite determinar si la presencia y abundancia de los diferentes estados de la plaga cambian en el tiempo y en el espacio, para llevar a cabo el programa de manejo apropiadamente.
- Es importante que todo el personal de la plantación esté capacitado, no solo los de fitosanidad, sino los operarios y trabajadores para que, durante su rutina de desplazamientos para sus labores en la plantación, colaboren informando al personal encargado de la sanidad sobre focos de plagas.

- Evitar el uso de insecticidas de síntesis química o restringirlo.
- Fomentar la presencia de fauna benéfica, a través del mantenimiento de plantas nativas y arvenses en las coberturas de la plantación.
- En caso de que se detecten larvas infectadas por virus, se deben hacer recorridos para colectarlas y procesarlas adecuadamente. Estas servirán después para diseminar el virus en las áreas afectadas.
- Si las poblaciones se incrementan y si la plaga es susceptible al *Bacillus thuringiensis*, se debe asperjar preferencialmente cuando el insecto se encuentre entre el I y III instar. Las dosis fluctúan entre 500 g y 1.000 g/hectárea, según el desarrollo de la palma y la plaga que se pretende controlar.
- Contar con equipos y personal especializado en labores de aspersión, que puedan calibrar equipos y hacer una correcta aplicación en cada palma con la dosis apropiada del producto y una buena distribución.

## Referencias bibliográficas

- Aldana-De la Torre, J. A., & Pallares, C. H. (2000). Control químico de *Strategus aloeus* (L.) (Coleoptera: Scarabaeidae). *Ceniavances*, 63.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2008). *Los insectos y su manejo en la caficultura colombiana*. Chinchiná, Colombia: FNC – Cenicafé. ISBN 978 958 98193 9 5.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2012). *Plagas de la caña de azúcar en Colombia. Descripción, monitoreo y control*. Cali, Colombia: Cenicafé.
- Bustillo-Pardey, A. E. (2019). Impacto de los insectos defoliadores en la producción de la palma de aceite en Colombia. *Palmas*, 40(4), 151-160.
- Bustillo-Pardey, A. E., & Drooz, A. T. (1977). Cooperative establishment of a Virginia (USA) strain of *Telenomus alsophilae* on *Oxydia trychiata* in Colombia. *Journal of Economic Entomology*, 70(6), 767-770.
- Cenipalma. (2017). *Mejores prácticas agroindustriales de la palma de aceite en Colombia* (2ª edición). Bogotá, Colombia: Fedepalma – SENA.
- Drooz, A. T., & Bustillo-Pardey, A. E. (1972). *Glena bisulca* a serious defoliator of *Cupressus lusitanica* in Colombia. *Journal of Economic Entomology*, 65(1), 89-93.
- Drooz, A. T., & Bustillo-Pardey, A. E. (1976). *Telenomus alsophilae* a North American egg parasite of hardwood insects transferred to a South American host on conifers. *Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society*, 92(2), 71.
- Drooz, A. T., Bustillo-Pardey, A. E., Fedde, G. F., & Fedde, V. H. (1977). North American egg parasite successfully controls a different host genus in South America. *Science*, 197, 390-39.
- Genty, P., Desmier, R., & Morin, J. P. (1978). Las plagas de la palma aceitera en América Latina. *Oleagineux*, 33(7), 326-420.
- Revelo, M. (1981). Manejo de plagas y plaguicidas en plantaciones de palma de aceite. En: C. Ruiz (Ed.), *La Palma Africana de Aceite*, 189-200. Temas de Orientación Agropecuaria. Bogotá.

# SECCIÓN 10

## Glosario de términos entomológicos

Compilación: Álex Enrique Bustillo Pardey

**Abdomen.** Tercera división del cuerpo de los insectos, por lo general, de 10 a 11 segmentos. En la forma adulta carece de patas ambulatorias.

**Abductor.** Músculo que separa un apéndice del eje.

**Acarina.** Orden de la clase Arachnida que incluye ácaros y garrapatas.

**Adductor.** Músculo que acerca un apéndice.

**Adéctica.** Pupa sin mandíbulas para escapar del capullo.

**Aedeago o edeago.** Órgano reproductor de los insectos machos.

**Agrimensora.** Larva de la familia Geometridae o de otra Lepidoptera, en la cual faltan algunos o todos los espuripedios de la parte media del abdomen. Se mueven llevando la cola hacia el tórax, haciendo una curva en forma de U invertida.

**Agroecosistema.** Sistema de plantas, animales y hábitat, modificado y simplificado por el hombre para fines agrícolas.

**Aislamiento reproductivo.** Condición que impide la reproducción entre poblaciones o especies, debido a factores intrínsecos.

**Ala.** Expansión externa de la pared del cuerpo, en número par, con una lámina membranosa superior e inferior, por donde corren fibras de soporte denominadas venas.

**Alelo.** Una de dos o más formas alternativas de un gen en un locus en particular.

- Aleloquímico.** Sustancia producida por un organismo que tiene efecto modificador morfofuncional o de comportamiento, sobre ejemplares de otra especie.
- Alomona.** Aleloquímico que produce una reacción en un individuo de otra especie, favorable para el ejemplar que la emite.
- Alopátrico.** Poblaciones o especies separadas geográficamente.
- Ametábolo.** Insectos que se desarrollan sin metamorfosis. Pertenecen a la subclase Apterygota (Collembola), con crecimiento gradual, donde los estados juveniles son semejantes al adulto.
- Aminoácido.** Una de las unidades monoméricas, que se polimerizan para formar una molécula de proteína.
- Anal, segmento.** Último segmento abdominal de larvas o adultos.
- Anamorfosis.** Tipo de metamorfosis en la que los estados juveniles presentan menos segmentos que los adultos (Protura).
- Androconia.** Escamas modificadas en las alas de Lepidoptera que producen feromonas.
- Andrópara.** En áfidos, hembras que dan origen a machos.
- Anepisterno.** Parte superior del episterno cuando existe sutura longitudinal.
- Anillo anal.** En Pseudococcidae, corresponde a la cauda propiamente dicha. Generalmente está bordeado por al menos dos hileras de células que le proporcionan apariencia crenulada, y de donde salen tres pares de setas dispuestas bilateralmente, de longitud variable.
- Antagonismo.** Efectos adversos que sufren dos especies.
- Antena.** Apéndice sensorial segmentado, en número par, que nace en la región frontal de la cabeza.
- Antenómero.** Ver artejo.
- Antibiosis.** Acción nociva de un organismo para la vida de otro, sin ser un verdadero parasitismo, mediante la producción de sustancias que inhiben el desarrollo o causan la muerte de aquel sobre el cual ejercen su acción.
- Antibiótico.** Sustancias químicas que impiden la multiplicación o desarrollo de microorganismos. Lo producen muchos organismos, como bacterias y hongos inferiores; algunos se obtienen por síntesis.
- Anticuerpo.** Sustancia producida por el huésped, en respuesta a la introducción de una sustancia extraña (antígeno) en la sangre o en el tejido, y que inhibe la acción invasiva de esta.
- Antígeno.** Sustancia normalmente de origen proteico que, cuando invade el sistema de los mamíferos, estimula la producción de anticuerpos.
- Antisero.** Suero que contiene anticuerpos.
- Ápoda.** Sin patas.
- Apodema.** Proyección interna del tegumento, que generalmente permite inserción muscular.
- Apófisis (pl. apófises).** Proceso o tubérculo cuticular.
- Apomixis.** Sistema reproductivo asexual derivado de un sistema sexual.
- Áptera.** Sin alas.
- Apterygota.** Subclase de insectos primitivos que carecen de alas.
- Arista.** En Diptera, cerda generalmente dorsal en el segmento distal de la antena.
- Arolio.** Lóbulo medio del pretarso ubicado entre las uñas.
- Arrenotoquia.** Tipo de reproducción en la que se originan machos por partenogénesis, de huevos no fertilizados.
- Artejo.** Cada una de las partes articuladas del flagelo o funículo, que forman las antenas en los insectos.
- Arvense.** Planta asociada a los cultivos, que comúnmente se denomina maleza.
- Aseptado.** Micelio que no presenta tabiques o septos, que lo dividan en células.
- Átocos.** Individuos en estado no reproductivo.
- Axénico.** Libre de organismos asociados.
- Axila.** Esclerito lateral del escutelo de forma triangular o redondeada, y por lo general, localizado en la zona caudal de la base del ala anterior en Hymenoptera.
- Azigosis.** Ver haploidía.
- Bacteriófago.** Virus que destruye ciertas bacterias.
- Bacteriostático.** Sustancia que impide el desarrollo de las bacterias.
- Basidiospora.** Espora reproductiva producida por los hongos de la división de los basidiomicetes.
- Basitarso.** Primer segmento proximal del tarso.
- Bilobada o bilobulada.** Que presenta dos lóbulos.
- Bioensayo.** Medida de la potencia de cualquier estímulo físico, químico, biológico, fisiológico o psicológico.



- co, por medio de la respuesta que él produce en la materia viviente.
- Bioma.** Determinada parte del planeta que comparte un clima, vegetación y fauna relacionados.
- Biordinal.** Se dice de los *crochets*, cuando se presentan en dos tamaños, y se alternan en una misma fila o serie.
- Biserial.** *Crochets* que están dispuestos en dos filas o series, generalmente concéntricas.
- Bisexuales.** Generaciones de organismos en la que existen machos y hembras.
- Bivoltino.** Organismo que completa dos generaciones al año.
- Braquíptero.** Que tienen alas cortas o reducidas.
- Cabeza.** Primera región del cuerpo de un insecto, compuesta generalmente por seis a nueve escleritos.
- Cámara filtrante.** En Hemiptera, órgano resultante del acercamiento del estomodeo al intestino posterior, que permite el paso directo de líquidos.
- Campodeiforme.** Larva con cuerpo aplanado, patas desarrolladas, antenas y cercos largos; por ejemplo, en Neuroptera, Trichoptera.
- Capacidad de búsqueda.** Habilidad de un enemigo natural para movilizarse, localizar y parasitar o depredar a su huésped (presa).
- Capacidad máxima de soporte (K).** Máximo número de individuos que un hábitat puede soportar en función de los recursos existentes.
- Carabiforme (larva).** Semejante a la larva campodeiforme, pero con patas y cercos cortos.
- Carpófago.** Que se alimenta de frutos.
- Cauda.** Cualquier proceso o expansión terminal del abdomen. En áfidos, extensión en forma de espátula.
- Cecidógeno.** Insecto que produce agallas, en las que puede vivir en el interior o no.
- Cefálico.** Perteneciente a la cabeza.
- Celdas.** Área del ala rodeada de venas.
- Cerarios.** Estructuras que solo se encuentran en Pseudococcidae, las cuales forman y dan soporte a los filamentos marginales de cera. Se extienden en una línea imaginaria céfalo-caudal en los bordes laterales del dorso, y constan de grupos de setas y poros. En cada cerario existen dos o más setas cónicas o lanceoladas prominentes, llamadas setas cerarianas, y algunas veces filiformes denominadas setas auxiliares.
- Cercus (pl. cerci).** Son apéndices pares, a menudo sensoriales, en el extremo posterior de muchos insectos. Las pinzas de las tijeretas (Dermaptera) son cercus modificadas.
- Cervical.** Punto de articulación de la cabeza con el tronco.
- Cerviz.** Sección membranosa entre la cabeza y el tórax.
- Cibario.** Espacio preoral entre el clipeo y la base de la hipofaringe.
- Circadiano (ritmo).** Actividad biológica periódica, generalmente dentro del día.
- Círculo.** En Pseudococcidae, estructura ventral de forma diversa, usualmente ovalada o cuadrangular, ubicada por lo general en la parte media de los segmentos abdominales tres y cuatro.
- Clamidospora.** Tipo de espora de paredes gruesas en los hongos. Es una etapa del ciclo vital del organismo que sobrevive en condiciones desfavorables, tales como estaciones secas o cálidas.
- Cleptoparásito.** Parásito que se nutre del alimento almacenado por su larva huésped.
- Clipeo.** Zona de la cabeza de los insectos situada bajo la frente y sobre el labro.
- Coarctada.** Tipo de pupa que oculta todas las estructuras exteriores del futuro imago, por la presencia de la última muda larval, que le confiere aspecto de cilindro o barril.
- Coexistencia.** Presencia de dos o más especies en el mismo hábitat; por lo general, se refiere a especies potencialmente competitivas.
- Colloforo.** En Collembola, tubo ventral ubicado en el primer segmento abdominal.
- Comensales.** Especies que se benefician del comensalismo.
- Comensalismo.** Forma de simbiosis que involucra dos organismos diferentes, en la que uno se aprovecha de la asociación sin dañar ni beneficiar al otro.
- Competencia.** Especies que resultan afectadas adversamente por su asociación. Hay tres tipos de competencia.
- Competencia interespecífica.** Entre dos o más individuos de diferentes especies.
- Competencia intraespecífica.** Entre dos o más individuos de la misma especie.
- Competencia por recursos.** Cuando los organismos (de una o más especies) utilizan un mismo recurso que es escaso. Puede ser competencia por alimento, apareamiento, espacio, sitios de anidado y refugio.

**Comprimido.** Aplastado bilateralmente.

**Concentración letal media (CL<sub>50</sub>).** Concentración de un producto que produce la muerte de la mitad de los organismos en prueba.

**Condilo.** Cualquier proceso por medio del cual un apéndice está articulado a una cavidad corporal.

**Conidio.** Espora asexual inmóvil, formada directamente a partir de una hifa o célula conidiógena o esporógena.

**Conidio blástico.** Conidio que se origina de una parte de la célula conidiógena.

**Conidióforo.** Estructura microscópica especializada en la producción asexual de miles de esporas llamadas conidias.

**Constreñido.** Adelgazado, retraído.

**Control biológico.** Uso de organismos vivos realizado por el hombre para controlar animales y plantas indeseables.

**Control microbiológico.** Parte del control biológico, que tiene que ver con el control de insectos mediante el empleo de microorganismos, incluyendo virus, bacterias, hongos y nematodos.

**Coriáceo.** Con consistencia de cuero.

**Corion.** Envoltura externa del huevo.

**Corium.** Porción basal del ala delantera de Hemiptera, de forma elongada y, generalmente, gruesa.

**Cornículo.** En las hembras de Orthoptera, hace alusión a los ápices endurecidos de las primeras y segundas válvulas, que penetran en el suelo para depositar los huevos; en los áfidos o pulgones, se refiere a los tubos melíferos abdominales dorsales.

**Corpora allata.** Glándula endocrina productora de hormona juvenil, ubicada detrás del cerebro.

**Corpora cardiaca.** Glándula endocrina ubicada en la aorta, detrás del cerebro.

**Costal, vena.** Primera nervadura del ala, que se extiende a lo largo de su margen anterior.

**Coxa.** Segmento proximal de la pata unida al cuerpo.

**Coxopodito.** Esclerito basal donde se originan proyecciones que generan un apéndice.

**Cremaster.** Ápice del último segmento del abdomen de la pupa. Espinas terminales del abdomen, las cuales, en pupas arbóreas, les ayudan a suspenderse o, en pupas subterráneas, les permiten desplazarse en la tierra.

**Crenulado.** Ondulado o recubierto con pequeñas verrugas.

**Criptobiosis.** Estado de los insectos sin signos vitales, pero recuperable en condiciones favorables.

**Criptonefridio.** Tubo de Malpighi cuyo extremo distal se encuentra adosado al recto.

**Crisálida.** Ver pupa.

**Cristal paraesporal o delta endotoxina.** Proteína tóxica para insectos, en forma de diamante, producida por bacterias de la especie *Bacillus thuringiensis*, durante el proceso de esporulación.

**Crochet (pl. crochets).** Pequeñas espinas curvas en forma de gancho, y dispuestas en filas o círculos en la base de una pata abdominal de la larva.

**Cromosoma.** Filamento condensado de ácido desoxirribonucleico, visible en el núcleo de las células durante la mitosis. Su número es constante para cada especie animal o vegetal.

**Ctenidio.** Grupo de pelos rígidos que forman un pincel.

**Cuneo o cuneus.** En Hemiptera, pieza apical más o menos triangular del corium, separada de este por una sutura.

**Cutícula.** Cubierta externa de los insectos de tipo no celular, secretada principalmente por la epidermis.

**Cuticulina.** Tipo de proteína epicuticular en insectos.

**Déctica.** Tipo de pupa con mandíbulas para escapar del capullo.

**Depredador.** Organismo que se alimenta de otros, a los que les causa generalmente la muerte.

**Deprimido.** Aplastado dorsoventralmente.

**Desplazamiento competitivo.** Concepto ecológico basado en la ley de Gause, que sugiere que una especie es capaz de reemplazar a otra como resultado de la competencia por el mismo nicho.

**Deutocerebro.** Lóbulo medio del cerebro relacionado con las antenas.

**Deutoninfa.** En ácaros, segundo estado ninfal.

**Diapausa.** Periodo de detención del desarrollo o inactividad en adultos, determinado hormonalmente y no como respuesta inmediata a condiciones ambientales desfavorables.

**Dicóptico.** En dípteros, ojos separados por encima de la cabeza.

**Dimorfismo.** Formas diferentes en cuanto a tamaño y estructuras en individuos de la misma especie. Ca-

- racteriza a dos tipos distintos. Puede ser sexual, estacional o por hospedante.
- Diploide.** Organismo que posee dos copias de cada uno de los cromosomas.
- Discal, área.** Porción central del ala, que abarca la célula discal.
- Discos imaginales.** Masas celulares de tejido no diferenciado, presentes en los jóvenes, que originan órganos en adultos.
- Distal.** Se dice de la parte de un miembro o de un órgano más separada de la línea media.
- Dormancia.** Reducción de actividad y baja de metabolismo.
- Dosis letal media (DL<sub>50</sub>).** Dosis que produce la muerte de la mitad de la población de los organismos en prueba.
- Ductos tubulares.** Estructuras internas con el orificio en la superficie cuticular. Los ductos varían considerablemente, pero por lo general son de dos formas: con collar oral, su tamaño y distribución en el cuerpo son variables, según la especie. Su apariencia bajo el microscopio es de un tubo con orificio simple y con un cilindro hueco proyectado internamente en la cutícula, que tiene una esclerotización en su extremo interno. Los ductos con anillo oral son similares a los tubulares con collar oral, pero tienen anillo muy conspicuo levantado de la cutícula alrededor de la apertura.
- Eclósión.** Proceso de emergencia de un individuo desde el huevo o de una envoltura juvenil.
- Entognatos.** Insectos con las piezas bucales expuestas, las cuales se observan fácilmente pues no están escondidas bajo ningún repliegue de la cabeza.
- Entoparasitoide.** Parasitoides que ovipositan externamente y sus larvas se desarrollan por fuera del huésped.
- Edeago o aedeago.** Órgano reproductor del macho.
- Elateriforme.** Larva que se asemeja a la de los Elateridae: alargada, cilíndrica, ortosomática y con un exoesqueleto muy resistente.
- Electroforesis.** Separación de moléculas en un campo eléctrico.
- Electroporación.** Disrupción por corrientes eléctricas de membranas en las células para insertar ADN exógeno.
- Elicitor.** Sustancia que produce una respuesta o reacción en un organismo vivo.
- Élitro.** Ala rígida, sin venación.
- Empodio.** Lóbulo medio ventral del último segmento tarsal, a veces en forma de espina.
- Endito.** Evaginaciones internas en artrópodos primitivos, que originan las piezas bucales y genitales en insectos.
- Endogamia.** Cruzamiento entre individuos de una raza, comunidad o población aislada genéticamente.
- Endoparasitoide.** Parasitoide de insectos que coloca sus huevos dentro del huésped y allí se desarrollan las larvas.
- Endopterigotos.** Insectos con desarrollo alar interno. Estados juveniles sin rudimentos de alas visibles externamente.
- Entognatos.** Insectos que poseen piezas bucales ocultas en un pliegue, que resulta del crecimiento del tegumento facial sobre las mandíbulas y maxilas, que se fusionan con los bordes del labio. Es común en Diplura, Protura y Collembola.
- Enzoótico.** Estado de ocurrencia continua de una enfermedad en animales, con respecto a un patógeno en particular.
- Epicráneo.** En Lepidoptera, parte superior de la cabeza desde la cara hasta la nuca.
- Epicutícula.** Delgada lámina externa de la cutícula, que cumple funciones no esqueléticas.
- Epidemiología.** Estudio de las enfermedades epidémicas en una población de humanos.
- Epifaringe.** Estructura esclerosada ubicada en el piso de la cámara bucal, que actúa como lengua. A dicha estructura confluyen las glándulas salivales.
- Epífisis.** En Lepidoptera, colchón móvil parecido a un lóbulo en la superficie interior de la tibia anterior.
- Epígeo.** Que vive sobre la tierra.
- Epímero.** Esclerito lateral posterior de un segmento torácico.
- Epimerón.** División posterior de un pleurón torácico, marcado anteriormente por el surco pleural.
- Epimórfico o epimorfosis.** Desarrollo en el que todos los segmentos están diferenciados en el embrión, antes de la eclosión.
- Epiprocto.** Esclerito dorsal al orificio anal, derivado del XI segmento abdominal.

- Episterno.** Esclerito lateral anterior de un segmento torácico.
- Episternum.** Esclerito anterior del pleurón, marcado posteriormente por el surco pleural.
- Epizootico.** Brote de una enfermedad, en la que se presenta un gran número de casos.
- Epizootiología.** Estudio de las enfermedades de animales, que son epidémicas en la naturaleza.
- Eruciforme.** Larva semejante a una polípoda en forma y apariencia, con espuripedios.
- Escama.** Crecimientos unicelulares del tegumento, de varias formas y colores. En lepidópteros cubren las alas.
- Escapo.** Segmento basal o primer segmento de la antena de los insectos.
- Escarabeiforme.** Larva oligópoda en forma de C, como la de los gusanos blancos de los Scarabaeidae.
- Esclerito.** Parte del tegumento limitado por suturas.
- Escolus.** Tubérculos en forma de proyecciones espinosas, que salen del integumento de las larvas de Saturniidae y otros lepidópteros.
- Escudo.** Mayor parte de un tergo torácico anterior a la sutura escuto-escutelar.
- Escutelo.** Esclerito tergal posterior al escudo.
- Esterigma.** Apéndice hifal que contiene una basidiospora, un conidio o un esporangio.
- Estroma.** Estructura fúngica somática compacta, en la que se forman fructificaciones.
- Especiación.** Mecanismo que da origen a especies.
- Especiación simpátrica.** Ocurre cuando dentro de una misma especie surge otra nueva a partir de la primera, como consecuencia de un aislamiento reproductivo precigótico. Es común en insectos parasitoides y orquídeas.
- Especie.** *Concepto evolutivo:* linaje único de poblaciones ancestro-descendientes, que mantienen identidad propia. *Concepto biológico:* grupo de poblaciones aisladas reproductivamente de otras semejantes. *Concepto genético:* grupo de poblaciones de organismos biparentales, que comparten un sistema reproductivo.
- Especie eusocial.** Es el nivel más alto de organización social que se da en ciertos animales. Ocurre en insectos como abejas, termitas, hormigas, etc.
- Especie oportunista.** Especializada en la explotación de hábitats recién abiertos. Estas especies, por lo común, son capaces de dispersarse a largas distancias y de reproducirse con rapidez; presentan estrategia tipo R.
- Espermateca.** Estructura genital de las hembras para almacenar espermios.
- Espermatóforo.** Estructura protéica portadora de espermios.
- Espermio.** Espermatozoide.
- Espineteres o hileras.** Son estructuras móviles, que se localizan en la parte posterior del opistosoma, encargadas de expulsar y colocar la tela de seda que producen las cuatro glándulas internas.
- Espiráculo.** Orificio tegumentario de funciones respiratorias; estigma.
- Espirítrompa.** Órgano chupador de los lepidópteros con forma de tubo largo, que las mariposas despliegan a modo de lengua para succionar el néctar de las flores, y que recogen después enrollándolo en espiral.
- Esporodoquio.** Estroma en forma de almohadilla recubierto de conidióforos.
- Esporogonia.** Reproducción mediante esporas.
- Espuripedio.** Patas abdominales en las larvas eruciformes de los lepidópteros e himenópteros.
- Esqueletonizador.** Larva de insecto que consume el parénquima de las hojas y solo deja la nervadura.
- Estadio.** Periodo entre mudas de un insecto inmaduro.
- Estado.** Cada uno de los periodos definidos y diferenciados en la metamorfosis de los insectos.
- Estemata.** Ojos simples, a menudo circulares, agrupados en posición lateral en la cabeza de larvas de holometábolos.
- Esternelo.** Esclerito esternal posterior, separado por la sutura esternocostal.
- Esternito.** Parte ventral de cualquier segmento corporal.
- Esterno.** Semianillo ventral de un segmento.
- Esternum.** Cara ventral del cuerpo.
- Estilete.** Estructura como aguja o un pequeño estilo, ubicada en el término del abdomen y, a veces, en las partes bucales de insectos picadores-succionadores.
- Estiliforme.** En forma de estilo o bastón.
- Estipe (pl. estípites).** Segmento medio de la maxila.
- Estomatogástrico.** Sistema nervioso simpático.
- Estomodeo.** Parte anterior del intestino revestida con cutícula. Está formado por boca, faringe, esófago, buche y molleja.

- Estridulación.** Ruido que se produce por el roce de estructuras, como las patas con las alas o con el abdomen, etc. Mecanismo para atraer al sexo opuesto.
- Etiología.** Estudio o teoría de la causa de las enfermedades. Conocimiento que se tiene sobre las causas de una condición patológica.
- Eversible.** Estructura que es capaz de inflarse o darse vuelta hacia adentro o hacia afuera, en el cuerpo de un animal.
- Exarata.** Pupa con apéndices libres.
- Éxito.** Evaginación externa sobre los escleritos basales de un apéndice primitivo.
- Exopterigoto.** Juveniles con rudimentos de alas visibles externas.
- Exótico.** Que no pertenece al lugar.
- Exotoxinas.** Sustancias venenosas producidas por células microbiales y liberadas en sus alrededores sin destrucción de la célula.
- Extensor.** Músculo que extiende un apéndice.
- Exudar.** Secretar productos de glándulas exocrinas.
- Exuvia.** Tegumento abandonado de un estado juvenil en la metamorfosis.
- Falciforme.** Proyección curva en forma semejante a una hoz.
- Fémur.** Tercer segmento de la pata, entre el trocánter y la tibia, generalmente muy desarrollado y más largo.
- Feromonas.** Compuestos liberados por un organismo, que provocan una reacción en otro de su misma especie.
- Fálide.** Célula conidiógena que produce conidias blásticas de manera basípeta.
- Filófago.** Que se alimenta de las hojas de una planta.
- Flagelo (también funículo).** Parte de la antena del insecto compuesta de artejos o antenómeros.
- Flecos.** Escamas piliformes, escamas u otros procesos, que se extienden libremente más allá del borde sólido.
- Flexor.** Músculo que permite que un apéndice se pueda doblar.
- Fontanela.** Pequeña depresión de color pálido, que se ubica en la frente de la cabeza entre los ojos de las termitas.
- Fórceps.** Pinzas, cercos o estructuras pares, que se oponen para aprisionar a otro elemento, al final del abdomen o en las estructuras genitales.
- Foresis.** Tipo de relación simbiótica, en la que un organismo se asocia con otras especies con el fin de obtener transporte.
- Fotocitos.** Células fotógenas presentes en algunas especies productoras de luz.
- Fotoperiodo.** Alternancia de horas de luz y de oscuridad en un día.
- Fragma.** Proyecciones cuticulares internas de refuerzo estructural o inserción muscular.
- Fragmata.** Pared membranosa que separa casi totalmente los compartimentos corporales de un animal.
- Frente.** Esclerito impar de la cabeza, ubicado entre los ojos compuestos y sobre el clipeo.
- Frénulo.** Proyección del ala anterior en forma de espina, que engancha con el ala posterior en los lepidópteros.
- Fundatrix.** En áfidos, hembra proveniente de un huevo fecundado que se reproduce partenogenéticamente.
- Furca.** Estructura en forma de Y o U en la cara interna del exoesqueleto, o externamente en la genitalia.
- Fúrcula.** Furca pequeña.
- Fusiforme.** Estructura en forma de huso.
- Gálea.** Lóbulo distal externo de la maxila.
- Gen.** Secuencia de ADN que constituye la unidad funcional para la transmisión de los caracteres hereditarios.
- Gena.** Área lateral de la cabeza, que se extiende desde la boca hacia el borde inferior de los ojos.
- Genoma.** Material genético de un organismo. Específicamente, conjunto de cromosomas con los genes que ellos contienen.
- Genotipo.** Constitución genética de un organismo.
- Ginópara.** En áfidos, individuos que dan origen solo a hembras.
- Glabro.** Desprovisto de pelos.
- Glándulas mefíticas.** Glándulas que exhalan olores pestilentes.
- Glia.** Célula del tejido nervioso, importante en la asimilación y nutrición neuronal.
- Glosa.** Lóbulo distal del labio; lengua.
- Gnatosoma.** En ácaros, región del rostro que lleva los palpos y quelíceros o estiletes.



**Gonoporo.** En el macho, la abertura externa del conducto eyaculador. En la hembra, el orificio que comunica el oviducto con la vagina.

**Gregaria.** Tendencia de los animales a vivir juntos.

**Gremio.** Grupo de especies que se encuentran en el mismo lugar y comparten el mismo recurso alimentario.

**Gula.** Esclerito proximal al labio.

**Hábitat.** Lugar donde vive un organismo.

**Halterios o balancines.** En los dípteros adultos, alas posteriores modificadas o reducidas en un órgano del equilibrio durante el vuelo.

**Hámuli.** Estructura de unión entre las alas, formada con ganchos pequeños.

**Haplodiploidía.** Sistema reproductivo con machos haploides y hembras diploides.

**Haplodiploidía funcional.** Organismo diploide en el que, durante la meiosis, un par de cromosomas fallan en alinearse y, por lo tanto, no transmiten ni expresan la información codificada en esos cromosomas.

**Haploide.** Células u organismos que contienen una sola copia de cada uno de los cromosomas.

**Haploidía.** Se refiere a una célula u organismo con un único conjunto de cromosomas. Los organismos que se reproducen asexualmente son haploides.

**Hemiélitro.** Primer par de alas en Hemiptera, con la parte proximal rígida y la distal membranosa.

**Hemimetábolo.** Especies con juveniles que poseen rudimentos externos de alas, durante la metamorfosis.

**Hemocelo.** Cavidad general del cuerpo de los insectos, llena de hemolinfa.

**Hemocito.** Célula de la hemolinfa en los insectos.

**Hemoglobina.** Materia colorante roja de la sangre.

**Hemolinfa.** Sangre, líquido extracelular en insectos.

**Heteroica.** En áfidos, poblaciones que cumplen su ciclo en una especie de planta.

**Heterometábolo.** Metamorfosis con juveniles acuáticos de respiración branquial (Odonata y Ephemera).

**Hifa.** Red de filamentos cilíndricos que conforman la estructura del cuerpo de los hongos pluricelulares. Está constituida por una fila de células alargadas y tubulares, envueltas por una pared celular compuesta de quitina.

**Hipermorfosis.** Desarrollo que presenta dos o más formas juveniles.

**Hiperparasitismo.** Se refiere a la parasitación de un parásitoide por otro.

**Hiperplasia.** Excesiva multiplicación de células normales en un órgano o en un tejido.

**Hipogeo.** Que vive bajo tierra.

**Histerosoma.** En ácaros, región que se extiende desde el segundo par de patas hacia atrás.

**Histogénesis.** Proceso de formación de tejidos.

**Histólisis.** Destrucción de tejidos.

**Histopatología.** Se refiere al examen microscópico de una enfermedad o una herida en un tejido.

**Holártica.** Región zoogeográfica que comprende Europa, norte de África (hasta el desierto del Sahara) y Asia (hasta los montes del Himalaya), junto con la región Neártica en América del Norte.

**Holometábolo.** Tipo de desarrollo con juveniles muy diferentes al estado adulto; metamorfosis completa.

**Holóptico.** En dípteros, disposición de los ojos tocándose por encima de la cabeza.

**Homólogos ecológicos.** Dos especies alopatricas con nichos ecológicos similares o idénticos, especialmente en relación con la provisión de recursos en cantidades limitadas.

**Huésped.** Insecto o planta que alberga un microorganismo.

**Humeral, ángulo.** Ángulo de la base del margen costal del ala.

**Humor.** Sustancia fluida de un cuerpo organizado, como la sangre, bilis, etc.

**Humoral.** Perteneciente a los humores o causado por ellos.

**Idiobiontes.** Parasitoides de huevos y pupas que matan sus huéspedes antes de que emerjan las larvas; por lo tanto, se desarrollan sobre huéspedes muertos o paralizados.

**Idiosoma.** Cuerpo del ácaro, desde el gnatosoma hacia atrás. Incluye el propodosoma e histerosoma.

**Imago.** Adulto en insectos.

**In vitro.** En el tubo de ensayo u otro ambiente artificial. Fuera del organismo vivo.

**In vivo.** En el organismo viviente.

**Inanición.** Condición física resultante de una completa falta de alimento.

- Infección.** Relación biológica resultante en una enfermedad, en la que el microorganismo invade, se establece, crece y se multiplica en el tejido o en los fluidos del cuerpo de su huésped.
- Inmunidad.** Característica que a veces adquiere un organismo y que lo capacita para resistir o sobreponerse a una infección, a la que la mayoría de su clase es susceptible.
- Insectos parasitoides.** Aquellos que viven la mayor parte de su ciclo de vida sobre o dentro de un organismo huésped, al cual matan durante el proceso.
- Instar.** Mudas sucesivas de un insecto. El primer instar ocurre entre la eclosión y la primera muda del insecto.
- Integumento.** Cubierta externa del cuerpo de los insectos, que incluye el epitelio y la cutícula.
- Johnston, órgano de.** Estructura sensorial en el primer segmento antenal del orden Diptera, a través del cual el insecto percibe sonidos.
- Juvenoides.** Compuestos químicos que impiden el paso a adulto.
- Kairomona.** Sustancia producida por un organismo que provoca una reacción en otro de distinta especie, que es favorable para el que la recibe, pero no para quien la emite.
- Katepisterno.** Parte inferior del episterno cuando hay sutura longitudinal.
- Koinobiontes.** Endoparasitoides que ovipositan dentro de un huésped móvil. Las larvas se benefician al mantener vivo el organismo, para continuar con su alimentación y desarrollo.
- Labela.** Lóbulo distal del labio en algunos Diptera.
- Lábil.** Dicho de un compuesto inestable, que se transforma fácilmente en otro.
- Labio.** Estructura que se forma con el segundo par de maxilas y se localiza detrás del primer par, lo que da lugar a la base de la boca de insectos mandibulados.
- Labro.** Labio superior de un insecto, se encuentra a continuación del clipeo al frente de la boca.
- Lacinia.** Lóbulo distal interno de la maxila.
- Lamedor.** Tipo de aparato bucal, cuyas piezas están adaptadas para lamer y succionar jugos nutritivos.
- Larva.** Estado inmaduro posterior al huevo, presente especialmente en insectos holometábolos.
- Lígula.** Conjunto de glosas y paraglosas.
- Linfa.** Líquido amarillento o incoloro que tiene en suspensión glóbulos blancos y que circula por los vasos linfáticos.
- Lipasa.** Enzima que acelera la hidrólisis o el rompimiento de lipoproteínas o grasas.
- Lisis.** Rompimiento de la pared celular microbiana.
- Lóbulos anales.** En Pseudococcidae, ligeras proyecciones del cuerpo en los dos lados del anillo anal, que terminan en un par de setas posteriores. Son de importancia taxonómica.
- Locustol.** Feromona de Acrididae, que promueve el comportamiento gregario.
- Lorum.** Esclerito impar que une distalmente los cardos en las abejas melíferas.
- Mandíbula.** Primer par de apéndices del aparato bucal, de aspecto y tamaño variables, provista de dientes en insectos masticadores, o en forma de estilete en insectos picadores y chupadores. En larvas de moscas son piezas internas en forma de ganchos.
- Mántido.** Representante de la familia Mantidae.
- Masticador.** Tipo de aparato bucal, que se caracteriza por poseer piezas adaptadas para cortar y triturar los alimentos. Presenta un labro, un par de maxilas, un par de mandíbulas con sus correspondientes palpos y el labio inferior con sus palpos.
- Maxilas.** Dos estructuras situadas detrás de las mandíbulas, articuladas en la parte lateral inferior de la cabeza. Son piezas auxiliares durante la alimentación.
- Métulas.** Estructuras cilíndricas y largas de las cuales salen las fiálides.
- Meiosis.** Sucesión de dos divisiones celulares durante la formación de los gametos, de la que resultan cuatro células que tienen un cromosoma de cada pareja de la célula original.
- Membrana peritrófica.** Membrana quitinosa que rodea el alimento en el mesenterón.
- Mentum.** Subdivisión distal del postmentum, en la base del labrum.
- Mesenterón.** Intestino medio, secretor y absorbente, de origen endodérmico.
- Metamorfosis.** Serie de cambios por los que pasa un insecto desde huevo hasta el estado adulto.
- Metatórax.** Tercer segmento torácico, portador del segundo par de alas y tercer par de patas.
- Miasis.** Enfermedad o daño causado por larvas de moscas.

**Micangia.** Ver micetoma.

**Micelio.** Conjunto de hifas que forman la parte vegetativa de un hongo.

**Micetocito.** Célula especializada del huésped, que alberga simbiontes microbiales.

**Micetoma.** Estructura celular del huésped que funciona, en parte, albergando microorganismos simbiontes.

**Micosis.** Enfermedad causada por un hongo.

**Micrópilo.** Abertura del huevo para la fecundación.

**Minador.** Larva de insecto que hace un túnel o perfora bajo la epidermis del tejido de la hoja.

**Mitosis.** Secuencia de eventos que ocurren durante la división de una célula en dos células hijas.

**Molleja.** Porción de músculo del intestino anterior, que tritura el alimento.

**Monógeno.** Organismo que requiere solamente un huésped, para completar satisfactoriamente su ciclo de vida anual.

**Monoica.** En áfidos, que tiene un solo huésped; en plantas, ejemplares con ambos sexos.

**Morfo.** Fenotipo diferenciable de otros.

**Multiparasitismo.** Ocurre cuando el parasitismo repetido sobre un huésped es causado por varias especies de parasitoides.

**Multivoltino.** Especie que completa varias generaciones al año.

**Mutagénesis.** Producción de mutaciones.

**Mutualismo.** Relación simbiótica entre dos organismos de especies diferentes, en la que ambos se benefician de su asociación.

**Neártico.** Región zoogeográfica que incluye América del Norte (Estados Unidos y Canadá) con excepción de México.

**Necrófago.** Que se alimenta de restos orgánicos (cadáveres).

**Necrosis.** Muerte del tejido vegetal.

**Nematocero.** Que tiene antenas largas (Diptera).

**Neotrópico.** Región zoogeográfica que se extiende desde México al Cabo de Hornos; incluye las Indias Occidentales (Caribe).

**Nervadura.** Tubos capilares cuyo conjunto constituye el esqueleto, sostén o armazón de las alas y las vías por las que penetra el aire, la sangre y el sistema nervioso. También llamados venas o nervios.

**Nicho.** Función que cumple un organismo en su comunidad, que explica de qué se alimenta un organismo, a quién le sirve de alimento o cómo se reproduce.

**Ninfa.** Estado inmaduro de un insecto hemimetábolo, similar al adulto, pero no apto reproductivamente.

**Nivel trófico.** Posición de un organismo en la cadena alimentaria, determinado por el número de pasos de transferencia de energía. Ejemplo: productor, herbívoro, primer carnívoro, segundo carnívoro.

**Noto.** Dorsal.

**Nucleopoliedrosis.** Enfermedad viral en insectos, especialmente en larvas de ciertos lepidópteros e himenópteros, caracterizados por la formación de cuerpos poliédricos de inclusión (poliedros) en el núcleo de las células infectadas. Es sinónimo de poliedrosis nuclear.

**Obrera.** Hembra estéril en colonias de himenópteros sociales.

**Obtecta.** Pupa o crisálida que poseen los lepidópteros, en la cual las alas y los apéndices están comprimidos sobre el cuerpo. Tiene la mayoría de los segmentos abdominales inmóviles.

**Ocelos o estemata.** En insectos adultos, son tres ojos simples que consisten de un solo lente convexo.

**Ocluido.** Se dice de aquellos virus en los que los viriones están ocultos en un cristal proteínico denso, suficientemente grande para ser visibles en el microscopio de luz.

**Ojo compuesto.** Agregación o conjunto de elementos visuales separados, conocidos como omatidios, cada uno de los cuales corresponde a una faceta de la córnea.

**Oligídica.** Perteneciente a un medio usado para criar organismos, que consiste totalmente o en gran parte de materiales crudos, en los que ninguna molécula, con excepción del agua, se ha establecido como un requerimiento nutricional absoluto.

**Oligonefrídico.** Especie con tres a ocho tubos de Malpighi.

**Oligopoda.** Larva caracterizada por poseer patas torácicas bien desarrolladas y funcionales.

**Ommatidio.** Cada elemento visual de un ojo compuesto.

**Omnívoro.** Que se alimenta de vegetales y de animales.

**Ooteca.** Estructura en donde los insectos llevan o ponen externamente los huevos.

**Óperculo.** Órgano de seres vivos, que sirve para cerrar ciertas aberturas u orificios corporales.

**Oquedad.** Cavidad.

**Ortosomática.** De cuerpo recto o rectilíneo.

**Oruga.** Larva eruciforme o polípoda de los lepidópteros con cuerpo suave, que además de las seis patas torácicas, presenta espuripedios en los segmentos abdominales.

**Osmeterio.** Glándula carnosa tubular eversible en forma de Y, en el extremo anterior de ciertas larvas de lepidópteros.

**Ostíolos.** Hendiduras pareadas sobre la pared dorsal del cuerpo, especialmente en Pseudococcidae. Son abultamientos redondeados de la epidermis en forma de dos labios, separados por una depresión.

**Ovario.** Una de las unidades formadoras de gametos en el ovario.

**Ovipositor u ovopositor.** En la hembra de los insectos, el órgano por el que los huevos son depositados. Prolongación articulada de los últimos segmentos abdominales.

**Ovisaco.** En algunos insectos, estructura donde albergan los huevos y emerge el estado inmaduro.

**Ovovivíparo.** Retención de huevos por la hembra, de tal manera que da a luz un juvenil, sin que haya intercambio de nutrientes.

**Palpos.** En ácaros, apéndices articulados que se ubican a ambos lados de los quelíceros, y que ayudan en la función de la alimentación. En insectos, actúan como apéndices sensoriales del aparato bucal.

**Pantone®.** Es un sistema de identificación, comparación y comunicación del color, utilizado, entre otros campos, para la descripción de colores de microorganismos.

**Pantropical.** Se refiere a un área de ocurrencia geográfica. Para que una distribución de un taxón sea pantropical, debe aparecer en regiones tropicales en todos los continentes mayores; por ejemplo, en África, Asia y América.

**Paraprocto.** Esclerito lateral al orificio anal derivado del segmento XI.

**Parasitismo.** Especie que se beneficia afectando de manera adversa a otra.

**Parásito.** Organismo dependiente de otro y que le provoca daños graduales.

**Parasitoide.** Organismo dependiente de otro durante su vida juvenil, que le ocasiona generalmente la muerte. El adulto es de vida libre.

**Partenogénesis.** Desarrollo de un individuo a partir de un gameto femenino no fecundado.

**Patogénesis.** Estudio del desarrollo de una enfermedad.

**Paurometábolo.** Desarrollo juvenil gradual, con alas externas, en el mismo medio que el adulto.

**Peciolo.** Segmentos delgados entre el tórax y el abdomen.

**Pedicelo.** Segundo segmento de la antena en los insectos.

**Pedogénesis.** Producción de huevos o juveniles por un estado inmaduro o larval de un animal.

**Pedunculado.** Que tiene pedúnculo.

**Pedúnculo.** En botánica, pezón de la hoja, flor o fruto. En zoología, prolongación del cuerpo, mediante la cual están fijados al suelo algunos animales de vida sedentaria.

**Penelipse.** En las pseudopatas de larvas, la figura formada cuando menos de la mitad de un círculo uniseriado de *crochets*, está ausente.

**Per oral.** Por medio o a través de la boca, igual que *per os*.

**Per os.** Por medio o a través de la boca.

**Pigidio.** Tergo del último segmento abdominal. En Diaspididae, región no segmentada y quitinizada del último segmento de la hembra adulta, donde se abre la vulva, el ano y las glándulas acompañantes que secretan sustancias formadoras del caparazón dorsal.

**Plasma.** Parte líquida que se encuentra en la sangre y en la linfa.

**Pleura.** Áreas laterales de un segmento; tegumento flexible.

**Pleurito.** Esclerito del área pleural.

**Pleurón o pleurito.** Caras laterales de un segmento corporal.

**Podial.** Región donde van las patas.

**Poiquilotérmico.** Se refiere a la temperatura del cuerpo de los insectos, que cambia de acuerdo con la temperatura ambiental.

**Poliandria.** Condición en la que una hembra se aparea con muchos machos.

**Poliedrosis.** Enfermedad virosa de ciertos insectos, caracterizada por la formación de inclusiones poliédricas en los tejidos de los infectados. Si los cuerpos de inclusión (poliedros) se forman en el núcleo de las células infestadas, la enfermedad se conoce como poliedrosis nuclear, pero si las inclusiones se encuentran en el citoplasma de la célula, se denomina poliedrosis citoplasmática.

**Polifónica.** Especie donde hay varias formas y funciones en ejemplares con una misma base génica.

**Poligamia.** Condición de apareamientos múltiples.

- Poliginia.** Condición de un macho que se aparea con muchas hembras.
- Poliginio.** Se dice de una colonia de insectos sociales con castas, que tienen varias reinas.
- Polinefrídico.** Especie con 8 a 150 tubos de Malpighi.
- Poliploide.** Con más de dos series de cromosomas.
- Poros.** Orificios en el integumento, que en Pseudococcidae generalmente son de cuatro tipos: discoides multiloculares ubicados alrededor de la vulva que contribuyen a la producción del ovisaco; triloculares con forma de triángulo, bordes romos y tres cavidades internas (lóculos); quinqueloculares, poros con cinco lóculos, y discoides, diminutos y algunas veces cribosos.
- Postnoto.** Placa intersegmentaria unida al tergo precedente en el tórax.
- Presterno.** Esclerito esternal anterior limitado por la sutura presternal.
- Pretarso.** Último segmento tarsal.
- Principio de exclusión.** Axioma que asevera que dos especies no pueden coexistir en la misma localidad si poseen exigencias ecológicas idénticas.
- Proboscis.** Cualquier estructura bucal alargada que sirve para picar y/o succionar.
- Procariota.** Organismo haploide sin núcleo discreto, como bacterias y algas azules.
- Proclinado.** Inclinado hacia adelante o hacia atrás.
- Proctodeo.** Intestino posterior revestido de cutícula.
- Procutícula.** Parte de la cutícula, de funciones esqueléticas, ubicada por abajo de la epicutícula.
- Pronotum o pronoto.** Parte dorsal del segmento torácico anterior.
- Propodeo.** En himenópteros, primer segmento abdominal unido al tórax.
- Prosoma.** Uno de los tagmas en los que se divide el cuerpo de los quelicerados (el otro es el opistosoma).
- Protocerebro.** Lóbulo mayor del cerebro, relacionado directamente con los ojos y centros internos.
- Proventrículo.** Igual a molleja.
- Pteroteca.** Cubierta externa de las alas, en el estado pupal.
- Pterygota.** Grupo de insectos alados o secundariamente ápteros.
- Prilinum.** En dípteros ciclorrafos, órgano frontal inflexible que permite al imago abandonar el pupario durante el proceso de emergencia.
- Pulvilo.** Lóbulos laterales de los tarsos o bajo las uñas del pretarso.
- Pupa.** En insectos holometábolos, estado intermedio entre larva y adulto.
- Pupari.** En dípteros superiores, cubierta externa endurecida de la pupa, correspondiente a la última piel de la larva.
- Quiescencia.** Estado de inactividad con disminución de metabolismo, debido a condiciones ambientales adversas.
- Rabdoma.** Cada una de las estructuras diminutas en forma de bastón de las retículas de los ojos compuestos de los artrópodos.
- Radial, vena.** En Díptera, segunda vena longitudinal después de la costal.
- Reniforme.** Con forma parecida a la de un riñón.
- Resilina.** Proteína elástica de la procutícula.
- Respuesta funcional.** Respuesta en el comportamiento de un individuo parasitoide o depredador, frente a cambios en la densidad de su huésped (presa). Una respuesta positiva significa un mayor consumo al incrementar el número de huéspedes (presas), y viceversa.
- Respuesta numérica.** Respuesta relacionada con reproducción, migración o sobrevivencia, de la población de un parasitoide o depredador, que resulta de los cambios en la densidad del huésped (presa). Una respuesta positiva significa una mayor reproducción, sobrevivencia e inmigración, al incrementar el número de huéspedes (presas), y viceversa.
- Rodopsina.** Pigmento fotosensible de los ojos.
- Rostrum o rostro.** Pico o nariz en los insectos.
- Saprófago.** Que se alimenta de materia muerta o en descomposición, de procedencia vegetal o animal.
- Scarabiforme.** Larva gruesa con cuerpo cilíndrico curvado.
- Semioquímicos.** Compuestos químicos que participan en la comunicación o modifican el comportamiento de los ejemplares.
- Sensila.** Unidad estructural sensorial.
- Septicemia.** Condición de enfermedad en la sangre, debida a la presencia de microorganismos patógenos.
- Sero o sérum.** Líquido que se separa cuando la sangre se coagula.



- Serología.** Estudio de la naturaleza e interacción de antígenos y anticuerpos.
- Sésil.** Estructura que se prolonga sin una base o pedicelo.
- Seta.** Pelos en los insectos.
- Setiforme.** En forma de seta.
- Seudotráquea.** Surcos finos presentes en la labela de las moscas.
- Sexúparas.** En áfidos, hembras que dan origen a ejemplares sexuales.
- Sifón.** En áfidos, ver cornículo.
- Signo.** Cualquier manifestación objetiva de enfermedad, indicada por un cambio en estructura.
- Simbionte.** Organismo que vive en simbiosis.
- Simbiosis.** Asociación en la que dos individuos de diferente especie viven juntos.
- Sinanamorfos.** Cuando un hongo produce múltiples anamorfos morfológicamente distintivos; por ejemplo, un hongo produce fialoconidias y clamidiocnidias y ambos estados son sinamórficos.
- Sincronía.** Coincidencia en el tiempo entre la etapa fenológica susceptible del huésped con la del adulto parasitoide.
- Sinema.** Estructura erecta presente en los hongos, formada por un grupo de conidióforos a veces fusionados, unidos normalmente por la base, y que portan las conidias en los lados y en el ápice.
- Síndrome.** Grupo de signos y síntomas característicos de una enfermedad en particular.
- Sinomona.** Compuesto químico liberado en la interacción entre plantas e insectos, inducida por estos herbívoros. Son aleloquímicos adaptados tanto a los organismos que las transmiten como a los que reciben la señal.
- Sinónimo.** Diferentes nombres científicos dados a la misma especie. El más antiguo (después de la X edición del Sistema Natural de Linneo) tiene prioridad.
- Síntoma.** Cualquier aberración objetiva en funciones que indique enfermedad.
- Siringe.** En hemípteros, estructura hipofaríngea inyectora de saliva.
- Sobreenfriamiento.** Capacidad de resistir temperaturas bajo 0 °C, sin que se produzca congelación.
- Spinasterno.** Esclerito externo intersegmentario.
- Subcosta.** Vena longitudinal que se extiende paralela a la costa, en el margen anterior del ala (R1 en Díptera), uniéndose al margen del ala antes que la vena costa.
- Subcoxa.** Esclerito pleural, generalmente relacionado con la coxa.
- Subimago.** Juvenil alado con forma de adulto.
- Sucrófago.** Que se alimenta de jugos dulces.
- Superparasitismo.** Parasitismo repetido en un huésped, por parte de parasitoides de la misma especie.
- Sutura.** Línea marcada en el tegumento entre dos escleritos.
- Tagma.** Grupo de segmentos sucesivos, que forman una parte distinguible del tronco del insecto (cabeza, tórax y abdomen).
- Tagmatización.** Especialización funcional que determina regiones corporales por reunión de segmentos.
- Tarso.** Último segmento de la pata.
- Tarsómero.** Segmento del tarso.
- Taxón.** Grupo de organismos emparentados, que han sido agrupados en una clasificación dada, asignándole un nombre en latín, una descripción y un tipo. Cada descripción formal de un taxón está asociada al nombre del autor o autores que la realizaron, los cuales figuran luego de la denominación científica. En latín, el plural de taxón es taxa, y es como suele usarse en inglés; en español, el adecuado es taxones.
- Taxonomía.** Ciencia que define a los taxones.
- Tegmen.** En Orthoptera, primer par de alas pergaminosas.
- Tégula.** Estructura pequeña en forma de escama, que se sobrepone en la base del ala anterior.
- Teleomorfo.** Estado reproductivo sexual, que típicamente desarrolla un cuerpo de fructificación y esporas.
- Telitoquia.** Forma de partenogénesis en la que solo surgen hembras de huevos no fertilizados.
- Tenáculo.** En Collembola, estructura ventral que sujeta la fúrcula.
- Tenidio.** Engrosamiento de la cutícula traqueal, que mantiene constante el diámetro del tubo.
- Tentorio.** Proyecciones cuticulares cefálicas internas, generalmente en forma de H, que refuerzan la resistencia a la deformación.
- Teratología.** Ciencia que estudia las malformaciones o monstruosidades.

**Tergito.** Esclerito dorsal de un segmento.

**Tergo.** Semianillo dorsal en un segmento.

**Tibia.** Cuarto segmento de la pata de un insecto, y quinto en la de un ácaro, que se articula distalmente con el tarso.

**Timbal.** En chicharras, órgano productor de sonidos.

**Tórax.** Segunda región del cuerpo de los insectos, portadora de los apéndices locomotores.

**Toxemia.** Condición producida por la diseminación de toxinas en la sangre.

**Toxina.** Veneno producido por una bacteria o un hongo.

**Tráquea.** En insectos, tubo respiratorio de origen ectodérmico.

**Traqueobranquias.** Extensiones laterales del tegumento o tegmen, que llevan en su interior las tráqueas para respirar en el medio acuático.

**Traqueola.** Ramificación final de una tráquea, originada por una célula traqueolar.

**Tritocerebro.** Lóbulo ventral del cerebro, relacionado con el labro y el ganglio frontal.

**Triungulina.** Forma larvaria móvil y activa de un Meloidae.

**Trocánter.** Segmento de la pata entre la coxa y el fémur.

**Trofocito.** Célula propia del cuerpo graso.

**Trofoforesis.** Fenómeno por el que un organismo se transporta a otro sitio de colonización para beneficio mutuo.

**Uña.** Cada uno de los garfios pretarsales, simples o bifidos, en número de dos o tres, que cumplen la función de sujeción en insectos.

**Unioordinal.** Cuando los *crochets* se presentan de un solo tamaño, en cada fila o serie.

**Uniserial.** Condición en la que los *crochets* están dispuestos en una sola serie o fila.

**Univoltino.** Especie con una sola generación anual.

**Venas.** Estructura tubular esclerotizada, que sostiene las alas de los insectos.

**Vermiforme.** Larva sin patas, sin diferenciación notoria de la cabeza y el tórax, típica de dípteros.

**Verticilos.** Disposición de tres o más órganos en forma alternada.

**Vesícula.** Estructura globular semejante a una vejiga.

**Virulencia.** Habilidad de un microorganismo de invadir y dañar el cuerpo de su huésped. Se mide experimentalmente por la dosis letal media (DL<sub>50</sub>).

**Vivípara.** Especie cuyas crías se alimentan y tienen desarrollo embrionario en el cuerpo de la madre.

**Vulva.** Corresponde al orificio genital y se presenta cuando la hembra del insecto pasa al estado adulto.

## Bibliografía

- Atkins, M. D. (1978) *Insects in perspective*. New York: MacMillan Publishing Co. Inc.
- Bustillo-Pardey, A. E. (1979). Glosario sobre patología de insectos. Documento de trabajo ICA, 4.
- Real Academia Española. (2001). Diccionario de la lengua española (XXII Ed.). <http://www.rae.es/>
- Rodríguez, L. A., & Leyva, J. L. (1998). Teoría y bases ecológicas del control biológico. Memorias, Curso Nacional de Control Biológico, Río Bravo, Tamaulipas, México.
- Steinhaus, E. A., & Martignoni, M. E. (1970). An abridged glossary or terms used in Invertebrate Pathology (2 Ed.). Pacific Northwest Forest and Range Experiment Station, USDA.
- Torre-Bueno, J. R. (1973). *A glossary of entomology*. New York: Entomological Society, Hafner Service Agency.
- Triplehorn, C. A., & Johnson, N. F. (2005). *Borror and Delong's introduction to the study of insects* (7 Ed.). Belmont, California: Thompson, Brooks / Cole.
- Wikipedia. (2008). La enciclopedia libre. <http://es.wikipedia.org/wiki/>

Esta publicación es propiedad del Centro de Investigación en Palma de Aceite, Cenipalma; por lo tanto, ninguna parte del material ni su contenido, ni ninguna copia del mismo puede ser alterada en forma alguna, transmitida, copiada o distribuida a terceros sin el consentimiento expreso de Cenipalma. Al realizar la presente publicación, Cenipalma ha confiado en la información proveniente de fuentes públicas o fuentes debidamente publicadas. Contiene recomendaciones o sugerencias que profesionalmente resultan adecuadas e idóneas con base en el estado actual de la técnica, los estudios científicos, así como las investigaciones propias adelantadas. A menos que esté expresamente indicado, no se ha utilizado en esta publicación información sujeta a confidencialidad ni información privilegiada o aquella que pueda significar incumplimiento a la legislación sobre derechos de autor. La información contenida en esta publicación es de carácter estrictamente referencial y así debe ser tomada, y está ajustada a las normas nacionales de competencia, Código de Ética y Buen Gobierno de la Federación, respetando en todo momento la libre participación de las empresas en el mercado, el bienestar de los consumidores y la eficiencia económica.







Centro de Investigación  
en Palma de Aceite, Cenipalma  
Calle 98 # 70-91, piso 14  
PBX: (57+601) 313 8600  
Bogotá D.C.  
[www.cenipalma.org](http://www.cenipalma.org)

Síguenos en:

