

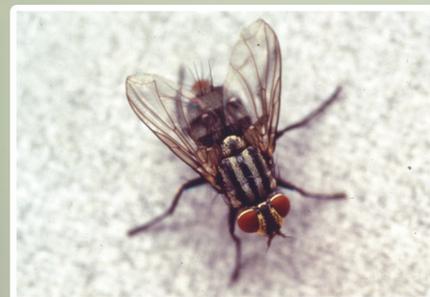


cenicaña

Centro de Investigación de la
Caña de Azúcar de Colombia

Insectos Plaga y Organismos Benéficos del Cultivo de la Caña de Azúcar en Colombia

Alex Enrique Bustillo Pardey





Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia

Cenicaña es una corporación privada, sin ánimo de lucro, fundada en 1977 por iniciativa de la Asociación de Cultivadores de Caña de Azúcar de Colombia, Asocaña, y financiada con donaciones directas de los ingenios azucareros y los proveedores de caña localizados en el valle del río Cauca.

Su misión es contribuir al desarrollo, la competitividad y la sostenibilidad del sector agroindustrial de la caña de azúcar de Colombia, mediante la generación de conocimiento y la innovación tecnológica, a través de la investigación, la transferencia de tecnología y la prestación de servicios especializados, con base en un sistema integrado de gestión, para que el sector sobresalga en el mejoramiento socioeconómico y en la conservación ambiental de las zonas productoras de caña de azúcar.

Así, el Centro favorece la innovación en la agroindustria gestionando proyectos de investigación y desarrollo acordes con la planeación estratégica del sector productivo. Dirige programas de investigación en variedades, agronomía y procesos de fábrica, y servicios especializados en información y documentación, tecnología informática, análisis económico y estadístico, cooperación técnica y transferencia de tecnología.

En sus funciones de apoyo sectorial, Cenicaña administra la Red Meteorológica Automatizada y la Red PM-10 de la agroindustria azucarera en el valle del río Cauca. Atiende solicitudes de importación de variedades en Colombia y presta servicios de propagación y multiplicación de variedades, análisis de suelo y tejido foliar, inspección fitopatológica en campo y laboratorio, diagnóstico de enfermedades de la caña de azúcar, e información y documentación.

Estación Experimental, vía Cali-Florida km 26.
San Antonio de los Caballeros, Florida (Valle del Cauca, Colombia)

www.cenicana.org

© Cenicaña. 2013.

La caña de azúcar es una gramínea que en el trópico se ve amenazada por un gran número de insectos, los cuales pueden convertirse en plagas limitantes de la producción agrícola si no los controla adecuadamente. En Colombia, donde se han registrado al menos 23 especies de insectos que atacan la caña de azúcar, también se ha identificado una fauna benéfica abundante y diversa.

En este libro, el autor aporta sus conocimientos de más de 40 años de investigación en entomología agrícola y hace una compilación juiciosa de los hallazgos y desarrollos documentados por Cenicaña y otras fuentes nacionales e internacionales acerca de los insectos de interés asociados con el cultivo de la caña de azúcar en Colombia.

En la primera parte se incluyen las especies de las plagas agrupadas según el daño que ocasionan en la planta, así: barrenadores del tallo y la semilla, chupadores de la savia, cogolleros y defoliadores. De cada especie se presenta el nombre científico, sinonimia, antecedentes, distribución geográfica, hospederos, descripción y biología, daño e impacto económico, monitoreo y manejo de poblaciones. En la segunda parte del libro, como una contribución al conocimiento, reconocimiento y preservación de la fauna benéfica, el autor actualiza el inventario de parasitoides, predadores y entomopatógenos que ayudan a reducir las poblaciones de los insectos plaga, y en cada caso señala los nombres científicos y el estado del insecto afectado. Ilustrado con más de 120 fotografías entomológicas, es un libro para ver, leer y aprender.

www.cenicana.org

Insectos Plaga y Organismos Benéficos del Cultivo de la Caña de Azúcar en Colombia



cenicaña

Centro de Investigación de la
Caña de Azúcar de Colombia

Insectos Plaga y Organismos Benéficos del Cultivo de la Caña de Azúcar en Colombia

Alex Enrique Bustillo Pardey

Bustillo Pardey, Alex Enrique.

Insectos plaga y organismos benéficos del cultivo de la caña de azúcar en Colombia / Alex Enrique Bustillo Pardey.

– Cali: Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia, 2013.

p.164 ; 23 cm.

Incluye glosario de términos entomológicos y referencias bibliográficas.

ISBN 978-958-8449-06-7

1. Caña de azúcar. 2. Plagas. 3. Insectos. 4. Control biológico. 5. Barrenadores.

I Título

632.6 CDD 23 ed.

B982

Cenicaña – Biblioteca Guillermo Ramos Núñez

Copyright © 2013 por Cenicaña.

Calle 58 Norte No. 3BN-110. Cali, Colombia.

Estación Experimental: vía Cali-Florida km 26,

San Antonio de los Caballeros, Colombia.

www.cenicana.org

buzon@cenicana.org

Septiembre de 2013

Reservados todos los derechos.

Prohibida la reproducción total o parcial de este libro, por cualquier medio, sin permiso escrito de Cenicaña.

Coordinación editorial: Cenicaña. Servicio de cooperación técnica y transferencia de tecnología.

Corrección de estilo: Verónica Figueroa Montealegre.

Diseño y diagramación: Julio César Martínez

Impresión litográfica: Imágenes Gráficas S.A. (Cali, Colombia).

Contenido

	Página
Presentación	1
Introducción	2
Reseña sobre los problemas de plagas en la caña de azúcar	4
Plagas de la caña de azúcar en Colombia	
Barrenadores	9
El barrenador menor de la caña, <i>Blastobasis graminea</i> Adamski	9
Los barrenadores de la caña de azúcar <i>Diatraea saccharalis</i> (Fabricius) y <i>Diatraea indigenella</i> Dyar & Heinrich	14
El barrenador de verano de la caña de azúcar, <i>Elasmopalpus lignosellus</i> (Zeller)	28
El picudo rayado, <i>Metamasius hemipterus sericeus</i> (Olivier)	34
El cucarrón de invierno, <i>Podischnus agenor</i> (Olivier)	39
El picudo negro, <i>Rhynchophorus palmarum</i> (L.)	45
El barrenador gigante de la caña, <i>Telchin licus</i> (Drury)	50
Chupadores	54
El salivazo de la caña de azúcar <i>Aeneolamia varia</i> (Fabricius)	54
El piojo blanco de la caña de azúcar, <i>Duplachionaspis divergens</i> (Green)	65
La chinche de encaje de la caña de azúcar, <i>Leptodictya tabida</i> (Herrich-Schaeffer)	69
El pulgón gris de la caña de azúcar <i>Melanaphis sacchari</i> (Zehntner)	72
La hormiga loca, <i>Nylanderia fulva</i> (Mayr)	77
El saltahojas de la caña de azúcar, <i>Perkinsiella saccharicida</i> Kirkaldy	86
La escama elongada, <i>Pulvinaria elongata</i> Newstead	90
La cochinilla rosada de la caña de azúcar, <i>Saccharicoccus sacchari</i> (Cockerell)	93

	Página
El saltahojas verde de la caña de azúcar, <i>Saccharosydne saccharivora</i> (Westwood)	97
El pulgón amarillo de la caña de azúcar, <i>Sipha flava</i> (Forbes)	101
Cogolleros	106
El falso medidor, <i>Mocis latipes</i> (Guenée)	106
El gusano cogollero, <i>Spodoptera frugiperda</i> (J. E. Smith)	111
Defoliadores	117
La hormiga arriera, <i>Atta cephalotes</i> (L.)	117
El gusano cabrito de la caña de azúcar, <i>Caligo illioneus oberon</i> Butler	127
La polilla habana de la caña de azúcar, <i>Pseudodirphia pallida</i> (Walker)	132
Inventario de parasitoides, predadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia	136
Cuadro resumen de las plagas principales de la caña de azúcar y los organismos benéficos que afectan sus poblaciones en Colombia. Inventario revisado al mes de mayo de 2012.	142
Glosario de términos entomológicos	152

Presentación

Cenicaña contribuye al desarrollo sustentable de las tierras sembradas con caña de azúcar en Colombia a través de la investigación en entomología agrícola y la transferencia de tecnología para el manejo integral de los insectos que son plagas del cultivo, con énfasis en la preservación de la fauna nativa, el control biológico y microbiológico, la resistencia varietal y las prácticas culturales.

En el valle del río Cauca, donde se cosechan cada año cerca de 178,000 hectáreas de caña de azúcar, el modelo de gestión de la sanidad vegetal implementado en los ecosistemas del cultivo ha mantenido las poblaciones de las plagas en niveles que no representan daño económico, al favorecer la presencia de organismos benéficos que ejercen un control natural de ellas. La cooperación de Cenicaña y las unidades de sanidad vegetal de los ingenios azucareros en el monitoreo y evaluación de las plagas y sus controladores naturales, y la asistencia técnica dada a los agricultores en el manejo integral de las plagas, son considerados factores claves del éxito del modelo.

En este libro, documentado con más de 120 fotografías y una extensa base bibliográfica, el autor presenta 23 especies de insectos plaga de la caña de azúcar agrupadas según el daño que ocasionan en la planta, así: barrenadores del tallo y la semilla, chupadores de la savia, cogolleros y defoliadores. De cada especie incluye su nombre científico, sinonimia, antecedentes, distribución geográfica, hospederos, descripción y biología, daño e impacto económico, monitoreo y manejo de poblaciones. En la segunda parte, como una contribución al conocimiento, reconocimiento y preservación de la fauna benéfica, actualiza el inventario de parasitoides, depredadores y entomopatógenos que ayudan a reducir las poblaciones de los insectos plaga descritos en la primera parte del libro, y señala en cada caso el nombre científico y el estado del insecto afectado.

Este trabajo reitera, una vez más, el compromiso del sector azucarero colombiano con la conservación de los ecosistemas de la caña de azúcar, fundado en el desempeño de las actividades productivas en equilibrio y armonía con el medio ambiente.

Álvaro Amaya Estévez

Director general de Cenicaña

Introducción

La caña de azúcar es uno de los cultivos más importantes para la economía de Colombia por los ingresos y los empleos que crea. En el valle del río Cauca hay cerca de 230,000 hectáreas cultivadas con caña de azúcar para la producción de azúcar, alcohol carburante y cogeneración de energía. Esta actividad es desarrollada por 2700 cultivadores y 13 ingenios azucareros, cinco de estos con producción dual de azúcar y etanol. En el quinquenio 2007-2011 los ingenios cosecharon entre 19.2 y 23.6 millones de toneladas de caña por año y produjeron entre 2.0 y 2.6 millones de toneladas de azúcar, lo cual generó más de 265,000 empleos a lo largo de la cadena productiva.

Uno de los pilares fundamentales en el desarrollo del cultivo de la caña de azúcar en el valle del río Cauca es el Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia, Cenicaña, creado en 1977. En este Centro se realizan investigaciones sobre prácticas que conduzcan a una agricultura sostenible, es decir, a una forma de producir competitiva y eficientemente productos agropecuarios y, al mismo tiempo, proteger y mejorar el ambiente natural y las condiciones económicas y sociales de las comunidades locales. Para lograr estos objetivos, Cenicaña ha desarrollado en la última década la Agricultura Específica por Sitio (AEPS®), que en esencia recomienda las prácticas agronómicas requeridas por una especie vegetal en un área específica, para que se realicen en el momento oportuno, con precisión y en forma adecuada, de acuerdo con las condiciones edáficas y climáticas de cada zona productora, para obtener el rendimiento potencial del cultivo en cada sitio. Este enfoque permite lograr la mayor eficiencia de los recursos e insumos utilizados.

La caña de azúcar está amenazada por un gran número de insectos, de los cuales se han registrado al menos 23 especies en Colombia. Estos insectos pueden variar sus niveles de población de un año a otro por causas como prácticas de cultivo, cambios en el clima o control inapropiado de otras plagas. Se sabe que muchos insectos reducen sus poblaciones con la quema de la caña durante la cosecha, y otros varían sus poblaciones en periodos de verano prolongados; también, que ciertos controles inapropiados pueden afectar la fauna benéfica. Debido a estas circunstancias, las plagas pueden aparecer en cualquier momento, y por lo tanto es necesario mantener un monitoreo constante de sus poblaciones en el campo, para controlarlas oportuna y apropiadamente.

La investigación entomológica en Cenicaña se ha enfocado en conservar los ecosistemas de la caña de azúcar en equilibrio y armonía con el medio ambiente,

La caña de azúcar
está amenazada por
un gran número de
insectos.

En Colombia se
registran de ellos al
menos 23 especies.

preservando la fauna benéfica para mantener las poblaciones de insectos dañinos en niveles que no causen daño económico. Para lograr esto se siguen varias estrategias como el fomento y uso de enemigos nativos de las plagas, la biodiversidad de las arvenses como sustento para la fauna benéfica, la introducción de enemigos foráneos que muestren eficacia en la represión de las plagas presentes, el empleo de métodos de control etológico y métodos biológicos amigables con el ambiente, el desarrollo de variedades de caña de azúcar con resistencia o tolerancia al ataque de plagas, y un uso muy restringido de insecticidas químicos para casos especiales de surgimiento de plagas nuevas que revistan una amenaza al sector cañicultor.

En este libro se hace especial énfasis en la fauna benéfica, la cual permite que muchas plagas potenciales no se conviertan en problemas en el cultivo. En el valle del río Cauca existe una larga tradición en el control biológico de las plagas de la caña de azúcar, de modo que se ha formado a este respecto una cultura muy importante que ha permitido desarrollar una actividad productiva y comercializadora de muchos agentes de control biológico, no sólo por algunos ingenios sino por muchos insectarios comerciales que ofrecen estos insumos a los cañicultores.

Al hacer una revisión de los principales problemas de plagas que afectan la caña de azúcar se observó que esta información se encuentra muy diseminada en la literatura, alguna muy antigua que reside en bibliotecas, y mucha de ella no ha sido socializada y requiere complementación y actualización. De ahí surgió la necesidad de hacer una revisión para compilar toda esta información en un solo documento actualizado, que sirva de consulta a todos los interesados en la sanidad vegetal del cultivo de la caña de azúcar.

Por lo tanto, este libro recopila la información generada por Cenicaña y otras instituciones nacionales y extranjeras sobre las plagas encontradas frecuentemente en el cultivo de la caña de azúcar en Colombia, revisada a mayo de 2012. Las plagas se agrupan de acuerdo con su hábito alimenticio y se pueden clasificar en barrenadores, chupadores, cogolleros y defoliadores. Para cada especie se presenta, según la información disponible, su nombre científico, sinonimia, distribución geográfica, antecedentes, descripción, biología, daño, impacto económico y el manejo que se le debe dar para mantener la sanidad del cultivo. Al final se incluye un inventario de la fauna benéfica y organismos entomopatogénicos que ayudan en el control de estas plagas y que se deben proteger e incrementar en los ecosistemas del cultivo. También se presenta un glosario de términos entomológicos que facilitará el entendimiento del texto a los lectores no familiarizados con esta jerga especializada.

En este libro se hace especial énfasis en la fauna benéfica, la cual permite que muchas plagas potenciales no se conviertan en problemas en el cultivo.

Reseña sobre los problemas de plagas en la caña de azúcar

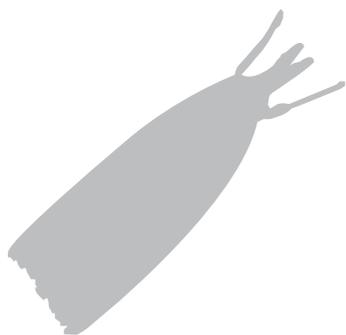
Los insectos plaga de la caña de azúcar en el mundo son muy abundantes y se distribuyen tanto en áreas tropicales como subtropicales. La presencia de plagas en la caña de azúcar en Colombia data desde la introducción de esta especie en nuestro medio. En los estudios entomológicos de la caña han jugado un papel muy importante muchos entomólogos que han contribuido a la sanidad de este cultivo, quienes han sentado las bases del conocimiento y la aplicación de soluciones para resolver la problemática de las plagas en el cultivo de la caña de azúcar en Colombia.

En esta reseña se destacan las contribuciones de Jaime D. Gaviria M., Juan de Dios Raigosa y Luis Antonio Gómez Laverde, entomólogos de gran dedicación y realizaciones a través de su vida profesional.

Los primeros registros sobre plagas de la caña de azúcar en Colombia fueron publicados en la década de 1940 por el profesor Francisco Luis Gallego (Gallego, 1946) y se relacionan con la presencia del barrenador del tallo *Diatraea saccharalis*, especialmente en caña para la producción de panela. Sin embargo, desde 1931 se tiene conocimiento de la presencia de *Diatraea indigenella* en la zona sur del Valle del Cauca (Gómez y Lastra, 1995), y más tarde se comprobó que las dos especies de *Diatraea* convivían en un mismo ecosistema (Zenner *et al.*, 1965).

Este complejo de especies de *Diatraea* recibió mucha atención en las décadas de 1960 y 1970 debido a las cuantiosas pérdidas que causaba a la industria azucarera, con niveles de intensidad de infestación en los campos superiores al 16%. Para remediar esta situación y considerando los problemas que podría acarrear un uso indiscriminado de insecticidas, se consultó a especialistas ingleses y peruanos sobre su experiencia en el control biológico de estas plagas.

Hacia finales de la década de 1960, con los servicios del entomólogo colombiano Jaime D. Gaviria y con la asesoría de F. J. Simmonds, director del *Commonwealth Institute of Biological Control* (CIBC) de Inglaterra, se iniciaron investigaciones para evaluar el control biológico sobre poblaciones de *D. saccharalis* en el Ingenio Riopaila. Los reconocimientos de la fauna benéfica en el valle del río Cauca indicaron la presencia de varios parasitoides que atacaban



D. saccharalis, el estado de huevo por *Trichogramma* spp., y las larvas por los taquínidos *Billaea* (*Paratheresia*) *claripalpis* y *Genea* (*Jayneleskia*) *jaynesi*.

Con el fin de mejorar la eficacia de estos controladores y evaluar nuevas especies, se introdujeron al país los parasitoides *Lixophaga diatraeae* y dos razas de *Lydella* (*Metagonystilum*) *minense* ecológicamente diferentes: la 'raza amazónica' y la 'raza de Sao Paulo'. Además de estas especies se introdujo una raza peruana de *Billaea* (*Paratheresia*) *claripalpis* con el fin de cruzarla con las poblaciones nativas y con ello reducir su ciclo de vida y hacerla más eficaz en el control de los barrenadores (Gaviria, 1974).

Los estudios de Gaviria mostraron que la especie *L. diatraeae* no se estableció en los lugares en que se liberó, pero se produjeron cruces con la raza peruana de *B. claripalpis* y la raza nativa, los cuales mejoraron la capacidad de la primera de reproducirse masivamente y su eficacia en el campo, debido a que se redujo la duración de su ciclo biológico a la mitad. En cuanto a la especie *L. minense*, se logró una mejor adaptación con la raza Sao Paulo, ya que provenía de una zona con mayor similitud a la del valle del río Cauca. Este programa, que estuvo en evaluación durante cinco años en el Ingenio Riopaila, permitió obtener resultados que se extendieron a toda la zona cañicultora para controlar biológicamente los barrenadores (Gaviria, 1967; 1971; 1973; 1974; 1990).

Las contribuciones de Juan de Dios Raigosa fueron muy importantes por el desarrollo de técnicas de laboratorio para la cría masiva de los parasitoides de *Diatraea* spp. y su implementación en el campo (Raigosa, 1981). Por otra parte, en sus estudios sobre fluctuación de poblaciones de *D. saccharalis*, mediante la captura de adultos en trampas de luz negra, Raigosa encontró que la mayor actividad y cantidad de adultos de *D. saccharalis* se presenta durante los periodos secos, información vital para poder combatir esta plaga en una forma más eficaz (Raigosa, 1974).

La investigación entomológica en Cenicaña se inició en 1983 con la vinculación del doctor Luis Antonio Gómez Laverde. Desde esa época las contribuciones basadas en una investigación muy laboriosa y cooperativa con los ingenios han sido numerosas, con la colaboración de un equipo de trabajo compuesto por asistentes de investigación y ayudantes de campo, entre quienes se destaca la entomóloga Luz Adriana Lastra Borja.

En relación con los barrenadores, Cenicaña determinó la distribución y la dinámica de las especies de *Diatraea* en el valle del río Cauca y entregó la tecnología a productores comerciales para la cría masiva de la plaga y sus parasitoides, lo cual redujo sus costos y aumentó la eficacia de los controladores biológicos. Así mismo, se desarrolló y adoptó un método de evaluación de los barrenadores que permitió hacer comparaciones y tomar medidas de control más eficaces (Gómez y Lastra, 1995; 1995a).

Los estudios con diversas especies de *Trichogramma* demostraron que *T. exiguum* es claramente más agresiva parasitando *Diatraea* y que se debía utilizar esta especie en los laboratorios y no otras, para la producción masiva y su liberación en los campos de caña de azúcar. También se mejoró la metodología de liberación *T. exiguum* para evitar la depredación por hormigas (Gómez y Lastra, 1995).

Con el fin de tomar decisiones apropiadas para controlar las plagas más importantes se determinaron niveles de daño económico de muchas plagas como *Blastobasis graminea*, *Elasmopalpus lignosellus*, *Metamasius hemipterus* y *Rhynchophorus palmarum* (Gómez y Lastra, 1995; Gómez, 2007). Lo mismo se hizo con el defoliador *Caligo illioneus*, que en forma cíclica se presenta causando defoliaciones devastadoras; se desarrollaron métodos de muestreo y métodos de control basados en trampas y productos biológicos como *Bacillus thuringiensis* (Gómez y Lastra, 1998; Gómez, 2004). En estudios de daño simulado se pudo estimar el impacto que pueden causar a los cultivos de caña algunos defoliadores y cogolleros como *C. illioneus*, *Spodoptera frugiperda* y *Mocis latipes* (Gómez y Vargas, 1992).

En relación con el pulgón amarillo, *Sipha flava*, se estudió su biología y las causas del incremento súbito de sus poblaciones, se estableció un sistema de muestreo para tomar decisiones de control y se condujeron investigaciones para desarrollar estrategias de control biológico a través de la cría masiva de predadores del tipo de las crisopas y coccinélidos (Gómez *et al.*, 1990; Lastra y Gómez, 1990). También se definieron criterios para la caracterización de las variedades de caña con respecto a su resistencia o susceptibilidad al ataque de *S. flava*.

La hormiga loca, *Nylanderia fulva* (Mayr), con frecuencia incrementa sus poblaciones y favorece los ataques de varios insectos chupadores como *Pulvinaria elongata*, *Melanaphis sacchari* y *Saccharicoccus sacchari*. Un programa para su control se llevó a cabo con cebos que fueron modificados cambiando el



ingrediente activo del insecticida para mejorar su eficacia. Con este cebo se ha podido controlar la plaga y mantenerla en niveles que no causen daño económico (Gómez *et al.*, 2002).

Son muchas las investigaciones llevadas a cabo para el manejo de las plagas de la caña de azúcar durante la segunda mitad del siglo XX, periodo en el cual se centra esta reseña, la cual tiene la intención de reconocer la contribución de estos investigadores que han dedicado gran parte de su vida profesional a resolver los problemas de plagas que afligen a los cultivadores de la caña de azúcar en Colombia.

Referencias bibliográficas

- Gallego, F. L. 1946. Plagas de la caña de azúcar. Estudio Fundamental No. 1: *Diatraea saccharalis* (F.). Universidad Nacional, Facultad de Agronomía, Medellín, Colombia. 1 p.
- Gaviria, J. D. 1967. Biología y ecología del barrenador de la caña de azúcar *Diatraea saccharalis* Fabr. (Lep. Pyralidae): su control mediante la cría y propagación artificial del parásito *Paratheresia claripalpis* Wulp. (Dip. Tachinidae) en el Ingenio San Carlos, Prov. del Guayas – Ecuador. Universidad de Guayaquil, Facultad Agronomía y Veterinaria, Guayaquil, Ecuador. 229 pp.
- Gaviria, J. D. 1971. Informe No. 2 Departamento de Entomología: Campaña biológica del *Diatraea saccharalis* Fabr., mediante la cría y propagación artificial de sus enemigos naturales y el combate de otras plagas de importancia económica en el Ingenio Riopaila. La Paila, Colombia. 22 pp.
- Gaviria, J. D. 1973. Importancia del control biológico del gusano barrenador de la caña de azúcar *Diatraea saccharalis* Fabr. Separata 1. p.12. En: I Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología. Sociedad Colombiana de Entomología. Bogotá, Colombia.
- Gaviria, J. D. 1974. Control biológico del barrenador de la caña de azúcar *Diatraea saccharalis* (Fabricius) en el Ingenio Riopaila Ltda., La Paila (Valle). p. 113-144. En: Memorias Segundo Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología (Socolen). Cali, Colombia, 7 – 10 Jul., 1974.
- Gaviria, J. D. 1990. El control biológico de los insectos plaga de la caña de azúcar en Colombia. pp. 201-227. En: Memorias III Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar, Tomo I. Cali, Colombia.
- Gómez, L. A. 2004. Brote de *Caligo illioneus* en el valle del río Cauca. Carta Trimestral, 26 (2-3):4-5.
- Gómez, L. A. 2007. Documento Anteproyecto Cenicaña (s. p.) Importancia económica del barrenador de la caña *Blastobasis graminea*. Programa de Variedades Cenicaña, San Antonio de los Caballeros, Colombia. 6 pp.
- Gómez, L. A.; Arcila, A. M.; Lastra, L. A.; Chacón, P. A. 2002. Algunas bases biológicas para el manejo de la hormiga loca, *Paratrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae). Carta Trimestral, 24 (1): 12-13.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. pp. 237 – 263. En: Cassalett, C., Torres, J., Isaacs, C. (Eds.). El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia, Cenicaña, Cali, Colombia. 412 pp.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995a. Los barrenadores de la caña de azúcar, su manejo y control. Cenicaña, Florida, Colombia. 6 pp. (Serie Divulgativa 06).

- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1998. *Caligo illioneus*: el gusano cabrito. Carta Trimestral, 20 (1): 8-14.
- Gómez, L. A.; Palma, A. E.; Gaviria, J. D. 1990. Determinación de un sistema de muestreo para definir niveles de daño causados por *Sipha flava* (Homoptera: Aphididae) en campos comerciales de caña de azúcar. pp. 249-259. En: Memorias Tercer Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar. Tomo I. Cali, Colombia.
- Gómez, L. A.; Vargas, H. A. 1992. Evaluation of the damage caused by leaf feeders in sugar cane through simulated defoliation. Sugar Cane, 6: 11-14.
- Lastra, L. A.; Gómez, L. A. 1990. Biología de *Sipha flava* en tres hospederos y algunas observaciones preliminares sobre predadores. pp. 237-247. En: Memorias Tercer Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de azúcar (Tecnicaña) Tomo I. Cali, Colombia.
- Raigosa, J. D. 1974. Nuevos diseños de trampas para control de plagas en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). pp. 5-24. En: Memorias Segundo Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología (Socolen). Proceedings. Cali, Colombia. 7-10 Jul., 1974.
- Raigosa, J. D. 1981. Manejo del taladrador de la caña de azúcar en un ingenio azucarero. pp. 337-352. En: Memorias Segundo Seminario Interamericano de la Caña de Azúcar: Plagas de insectos y roedores. Miami, Estados Unidos.
- Zenner J., I.; Jaramillo C., T.; García A., C. 1965. Determinación del parasitismo natural del *Diatraea* spp. en dos ingenios del valle geográfico del río Cauca. Tesis Ingeniero Agrónomo. Facultad de Agronomía. Universidad Nacional de Colombia. Palmira, Colombia. 109 pp.

Plagas de la caña de azúcar en Colombia

Barrenadores

El barrenador menor de la caña, *Blastobasis graminea* Adamski

Sinonimia

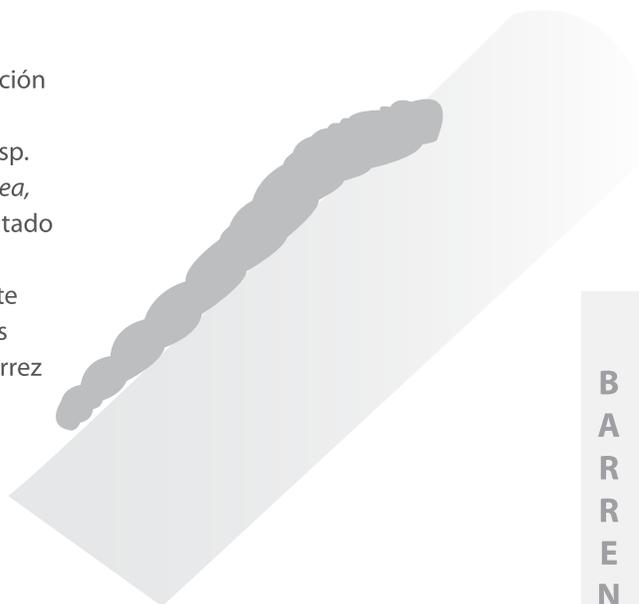
Blastobasis graminea Adamski (Lepidoptera: Coleophoridae: Blastobasinae). Tiene como sinónimo a *Valentinia* sp. Esta especie fue descrita por David Adamski (1999) al estudiar colecciones de insectos provenientes de Colombia y previamente clasificados como *Valentinia*, en caña de azúcar.

Antecedentes

Los primeros registros sobre la presencia de *B. graminea* los hizo en 1941 el entomólogo Benigno Losada, cuando la encontró en caña de azúcar en la Estación Experimental de Palmira. En 1965, Zenner *et al.* (1965) la encontraron en varios sitios del valle del río Cauca y fue clasificada en ese momento como *Holcocera* sp. (Blastobasidae). Lo más probable es que este registro correspondía a *B. graminea*, ya que Adamski en la descripción de la especie indica que el material fue colectado en el Ingenio Riopaila en 1965. En 1974, Cárdenas (1984) hizo referencia a una colección de estos insectos en el Ingenio Providencia, identificados inicialmente como *Valentinia* sp. por Adamski. Cárdenas y Hernández (1984) describieron los hábitos y el daño que causa este insecto en la caña de azúcar. Más tarde, Gutiérrez (1996) llevó a cabo estudios para conocer su ciclo de vida y la incidencia de su parasitoide natural, *Phytomyptera* sp. (Diptera: Tachinidae).

Distribución geográfica

B. graminea comparte su nicho en Colombia con *Diatraea saccharalis* y *D. indigenella* y se presenta en cultivos de caña de azúcar en el valle del río Cauca hace más de 70 años (Gómez, 2007). En Colombia se ha encontrado en el valle del río Cauca y en la zona panelera de Nariño. Hay registros de su presencia en Venezuela, México, Costa Rica y EE.UU. (Villanueva *et al.*, 2002; White *et al.*, 2005). Su incidencia en el valle del río Cauca es importante a partir de los siete meses de edad de la caña de azúcar, cuando se incrementan sus poblaciones.



Hospederos

Este insecto, además de en la caña de azúcar, también se ha registrado en cultivos de maíz y sorgo (Adamski y Brown, 2001).

Descripción y biología

Adamski (1999) presenta una descripción de esta especie, de la cual se extrae la siguiente información:

Huevo. Es blanco cremoso, esférico, muy pequeño, y la hembra adulta lo pone sobre el tallo de la planta. En las condiciones climáticas del valle del río Cauca la larva toma nueve días para emerger.

Larva. Para penetrar hace un pequeño orificio en el tallo de la caña de azúcar (**Figura 1a**). Completamente desarrollada mide 11.7 mm. Es de tipo eruciforme, de color blanco crema, con coloraciones ámbar en el pináculo de cada seta. (**Figura 1b**). El integumento es ligeramente rugoso y los espiráculos son anulares con peritroma amarillo y el centro café oscuro, de los cuales el del VIII segmento es el de mayor tamaño. No posee setas secundarias. La cabeza presenta seis pares de ocelos y es un poco más pequeña que el protórax. Las mandíbulas tienen seis dientes. El tórax tiene una placa cervical quitinizada de color amarillo claro. Las patas torácicas son poco quitinizadas y de color amarillo oscuro. Las coxas protorácicas se encuentran muy juntas y llegan a tocarse unas con otras (Adamski, 1999).

El abdomen tiene diez segmentos que presentan pliegues transversales poco profundos. Las seudopatas se encuentran en los segmentos III al VI y en el X, los ganchos son biordinales, algunas veces uniordinales, distribuidos en círculo. La placa anal en el extremo del abdomen es simple, esclerotizada y pigmentada (Adamski, 1999).

Pupa. Es de tipo obtecta, de color marrón rojizo (**Figura 2a**) y se torna más oscura a medida que se aproxima la emergencia. Los machos miden 5.5 mm y las hembras, 6.8 mm. Empupa en las vainas secas de la caña de azúcar formando un capullo elaborado por la larva.

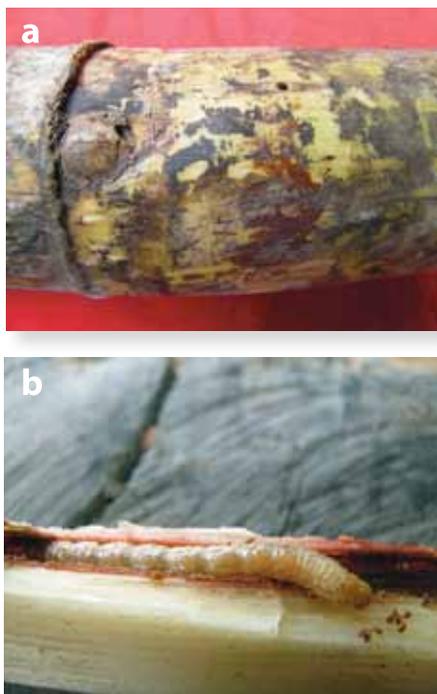


Figura 1. a) Orificio de penetración de la larva de *Blastobasis graminea*; **b)** Larva alimentándose de la caña. (Fotos: J. García).

Adulto. Es una polilla pequeña de 6.4 mm y con envergadura alar de 15.6 mm (**Figura 2b**). La cabeza está revestida de escamas erectas que cubren la frente, tiene antenas filiformes, ocelos inconspicuos, espiritrompa desarrollada y escamosa. El tórax es de color café claro y escamoso; las alas anteriores tienen el margen anterior redondeado y cubierto de pelos muy finos, de color amarillo crema con el borde apical marrón claro. Presenta unas manchas pequeñas oscuras en el centro y en los bordes del ala.

Las alas posteriores son de color amarillo claro, sedoso y brillante, más estrechas que las anteriores y bordeadas de pelos finos. El abdomen es escamoso y brillante. Dorsalmente es de color amarillo crema con unas pequeñas manchas café oscuro; ventralmente es amarillo. En las hembras el abdomen es más abultado que en los machos.

Un estudio sobre la biología de *B. graminea* realizado por Gutiérrez (1996) en la caña de azúcar, en condiciones de laboratorio a 24°C, indica que la duración promedio del estado de huevo es 9 días. La larva pasa por 6 instares que duran en promedio 39 días y la pupa, 15 días. Los adultos tienen una longevidad de 6 a 7 días, y la hembra pone en promedio 185 huevos durante su vida. El ciclo total de huevo a adulto está entre 60 y 70 días.

Daño

Las larvas de primeros instares roen la corteza del tallo de la caña de azúcar, generalmente alrededor de la yema y a veces en los entrenudos (**Figura 2a**). Posteriormente barrenan el tallo de forma irregular. Las perforaciones de entrada alcanzan diámetros entre 0.5 - 1.0 mm. Las galerías son curvas, a diferencia de *Diatraea* que las hace en línea recta. Normalmente *B. graminea* barrena un máximo de dos entrenudos, mientras que *Diatraea* perfora más de dos. Cuando se aproxima el estado de pupa, *B. graminea* hace un orificio de unos 4 mm de diámetro para salir a empupar entre el tallo y la vaina de las hojas, aunque unas pocas veces lo hace en el interior del tallo (Cárdenas y Hernández, 1984).

Las perforaciones de *B. graminea* se diferencian de las de *Diatraea* en que producen un aserrín fino de color blanco mientras el de *Diatraea* es más grueso y amarillento.



Figura 2. a) Pupa de *B. graminea* y daño que causa en el entrenudo de la caña; **b)** Adulto de *B. graminea* recién emergido. (Fotos: J. García).

El daño lo hace al infestar los tallos, de manera similar a las larvas de *Diatraea*. La diferencia está en que sus perforaciones son más pequeñas, de coloración más clara y en que el daño se localiza frecuentemente en la zona del nudo y llega en la mayoría de los casos a perforar la yema (Cárdenas, 1984).

Impacto económico

Blastobasis graminea es una plaga endémica en cultivos de caña de azúcar en el valle del río Cauca que ataca los semilleros de la caña. Como medida preventiva se recomienda cosechar la caña para semilla antes de los 8 meses de edad. Después de varios años de evaluación se ha constatado que su incidencia se ha mantenido baja, entre 1.5% y 3% de los entrenudos barrenados, en promedio. Esto posiblemente se debe a un control biológico natural ejercido por parasitoides (Gómez, 2007).

Manejo de poblaciones

Enemigos nativos. Esta plaga es atacada por una pequeña mosca identificada como *Phytomyptera* sp. (Diptera: Tachinidae), que parasita las larvas. Se supone que existen más enemigos aún no registrados que serían los responsables de que las poblaciones de *B. graminea* se mantengan a niveles por debajo de un umbral de daño económico (Gutiérrez, 1996). En el valle del río Cauca no se han presentado niveles altos de infestación de esta plaga que ameriten una medida de control.

Referencias bibliográficas

- Adamski, D. 1999. *Blastobasis graminea*, new species (Lepidoptera: Gelechioidea: Coleophoridae: Blastobasinae), a stem borer of sugar cane in Colombia and Venezuela. Proceedings of the Entomological Society of Washington. 101 (1): 164-174.
- Adamski, D. J.; Brown, W.; Villanueva, J. A.; Méndez, M. 2002. First records of the sugarcane pest, *Blastobasis graminea* Adamski (Lepidoptera: Coleophoridae: Blastobasinae), from Mexico and Central America. Proceedings of the Entomological Society of Washington. 104 (3): 812-813.
- Cárdenas D., L. 1984. Observaciones preliminares sobre el barrenador menor de la caña de azúcar *Valentinia* sp. (Lepidoptera: Blastobasidae). pp. 133-143. En: Memorias Primer Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar. Cali, Colombia.
- Cárdenas, L.; Hernández, M. del P. 1984. Barrenador de la caña de azúcar en Colombia. Miscelánea Sociedad Colombiana de Entomología, No.1 (marzo): 12-17. Bogotá, Colombia.
- Gómez, L. A. 2007. Documento Anteproyecto Cenicaña (s. p.). Importancia económica del barrenador de la caña, *Blastobasis graminea*. Programa de Variedades Cenicaña, San Antonio de los Caballeros, Colombia. 6 pp.
- Gutierrez, Y. 1996. Life cycle of *Valentinia* sp. (Lepidoptera: Blastobasidae) on sugarcane and maize, and evaluation of natural parasitism. pp. 618-621. En: XXII Congress of the International Society of Sugarcane Technologists. Cartagena, Colombia. 11-15 Sep., 1995. Proceedings. Cali, Colombia Tecnicaña, 2.
- Villanueva, J.; Adamski, D.; Méndez, L.; Brown, J. 2002. Nueva plaga blastobastina llega a las regiones cañeras del Pacífico y del Golfo de México. Entomología Mexicana, 1: 353-355.
- White, W. H.; Adamski, D.; Brown, J.; Reagan, T. E.; Villanueva, J.; Méndez - López, M. 2005. Survey results for the sugarcane pest, *Blastobasis graminea* (Lepidoptera: Coleophoridae), in Texas and Louisiana in 2002. Southwestern Entomologist, 30 (2): 85 – 92.
- Zenner, I.; Jaramillo, C. T.; García, A. C. 1965. Determinación del parasitismo natural del *Diatraea* spp. en dos ingenios del valle del río Cauca. Tesis Ingeniero Agrónomo Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Agronomía, Palmira, Colombia. 51 pp.

Los barrenadores de la caña de azúcar *Diatraea saccharalis* (Fabricius) y *Diatraea indigenella* Dyar & Heinrich



Sinonimia

Diatraea saccharalis tiene como sinónimos: *Diatraea incomparella* Dyar & Heinrich, *Diatraea obliteratedellus* Zeller y *Phalaena saccharalis* Fabricius. *Diatraea indigenella* no tiene sinónimos.

Antecedentes

La caña de azúcar en todos los países donde se cultiva es afectada por insectos que causan daños a la planta al barrenar o perforar el tallo. Los más comunes son del género *Diatraea*, del cual se han descrito más de 90 especies. En Colombia, por ejemplo, se han registrado varias especies de *Diatraea*, entre ellas: *Diatraea saccharalis* (F.), *D. indigenella* Dyar & Heinrich, *D. rosa* Heinrich y *D. busckella* Dyar y Heinrich.

D. saccharalis y *D. indigenella* son especies endémicas en cultivos de caña de azúcar en Colombia y con frecuencia, por la influencia de ciertos factores bióticos y abióticos, incrementan sus poblaciones, lo que causa alarma entre los cultivadores debido al impacto que tienen estos insectos en la producción. Las dos últimas alarmas por el aumento de sus infestaciones se produjeron en 2005 y 2009, y se considera que se debió a condiciones climáticas y a una reducción en el uso de controladores biológicos en la áreas infestadas (Bustillo, 2009).

Distribución geográfica de *D. saccharalis* y *D. indigenella*

Diatraea saccharalis (Dyar) (Lepidoptera: Crambidae) es de origen tropical y se encuentra distribuida desde el sur de los Estados Unidos (Florida, Mississippi, Luisiana y Texas), pasando por Centroamérica y el Caribe, hasta Brasil y Argentina. En Colombia, Gallego (1946) la registró por primera vez en 1938, lo que sugiere que su presencia en el medio se remonta a los inicios del cultivo en el país. Se encuentra en los departamentos de Antioquia, Cauca, Cesar, Magdalena, Meta, Nariño, Risaralda, Tolima y Valle del Cauca. *D. saccharalis* puede atacar otros cultivos como arroz, maíz y sorgo.

En el valle del río Cauca, además de *D. saccharalis* se encuentra *D. indigenella*, la cual está confinada a los departamentos de Cauca, Chocó, Nariño, Tolima y Valle del Cauca. *D. indigenella* es originaria de Colombia y fue descrita por Dyar y Heinrich de material colectado en Popayán en 1927. Se registra en el Valle del Cauca desde 1931, pero solamente en 1982 su distribución en el sur y centro de esta región indicó que no era tan escasa como antes se presumía.

Otras especies menos importantes son *D. rosa* y *D. busckella*, halladas en Cesar, Magdalena, Norte de Santander y Santander.

La distribución de *D. saccharalis* y *D. indigenella* en el valle del río Cauca es variable y aparentemente cambia con el tiempo. Autores como Trejos y Londoño (1985), Muñoz y Prieto (1995) y Gómez y Lastra (1995a) han documentado los cambios en la distribución geográfica de estas especies en el valle del río Cauca y mostrado que *D. saccharalis*, hace unos cuarenta años la especie dominante, ha venido siendo desplazada por *D. indigenella* hasta el punto que esta última predomina actualmente en la zona sur del Valle del Cauca. En la zona central las poblaciones de ambas especies ocurren por igual, y *D. saccharalis* es la especie predominante en el norte del Valle del Cauca.

La distribución en la zona sur del Valle del Cauca no corresponde a las observaciones hechas por Obando (2007), quien encontró que por San Antonio de los Caballeros, donde debía predominar *D. indigenella*, la especie más abundante era *D. saccharalis*, causante de una infestación alarmante en los cultivos de ese lugar en el 2005. Así mismo se ha encontrado que en el área de Piedechinche predomina *D. saccharalis*. Estas observaciones indican que hay una gran dinámica en estas especies, ya que con el tiempo cambian las distribuciones de sus poblaciones.

Cuando ambas especies se encuentran en un mismo cultivo tienden a excluirse, por lo que *D. saccharalis* disminuye sus poblaciones a medida que aumenta la edad del cultivo, mientras que *D. indigenella* crece sus poblaciones al finalizar el ciclo del cultivo. Esto indica que *D. indigenella* ataca la caña de azúcar cuando está más desarrollada (Obando, 2007). Dicha información es importante para el correcto uso y tiempo de liberación de los parasitoides empleados para su control.

Por otra parte, en estudios de Raigosa (1980) sobre la fluctuación de poblaciones de *D. saccharalis* mediante la captura de adultos en trampas de luz negra, se encontró que existe una correlación inversa entre la precipitación y la población

En el valle geográfico del río Cauca, además de *D. saccharalis* se encuentra *D. indigenella*, la cual está confinada a los departamentos de Cauca, Chocó, Nariño, Tolima y Valle del Cauca.

de adultos, pues a mayor precipitación menor número de adultos capturados. La mayor actividad y cantidad de adultos de *D. saccharalis* se presenta durante los periodos secos, lo que puede indicar que en épocas secas prolongadas, sobrevive un mayor número de adultos que dejan una generación de huevos más abundante, con el consiguiente aumento poblacional y de daños en el cultivo.

Hospederos

D. saccharalis en Colombia infesta cultivos de arroz, caña de azúcar, maíz, sorgo y pastos (Posada, 1989).

Descripción y biología de *Diatraea saccharalis*

D. saccharalis ha sido descrita por diversos autores en diferentes partes del mundo (Wille, 1952; Vélez, 1979; Pastrana *et al.*, 1993; Gómez y Lastra, 1995b; Saunders *et al.*, 1998). A continuación se presenta una compilación de esta información y las observaciones del autor sobre este insecto en ecosistemas de la caña de azúcar en el valle del río Cauca.



Figura 3. Huevos de *Diatraea saccharalis*. (Foto: A. E. Bustillo).



Figura 4. Larva de *D. saccharalis*. (Foto: A. E. Bustillo).



Figura 5. Pupa de *D. saccharalis*. (Foto: A. E. Bustillo)

Huevo. Es ovalado y aplanado en su base y mide 1.2 mm; recién puesto es de color blanco cremoso y cuando está próximo a la eclosión se torna rojizo o anaranjado, con una puntuación negra (**Figura 3**). El periodo de incubación tarda de 4 a 5 días.

Larva. Son del tipo eruciforme, con tres pares de patas torácicas, cuatro pares de pseudopatas abdominales y un par anal. Recién emergidas del huevo miden 1.5 - 2.0 mm y son de color amarillento.

Las larvas completamente desarrolladas tienen una longitud aproximada de 26 milímetros. Poseen una cabeza marrón que se torna negra hacia las partes bucales. La cubierta cervical es marrón claro, con tiznes de negro en la parte ventral. El cuerpo es blanco con pináculos y setas de color marrón (Peterson, 1962). El estado larval pasa por cinco instares, con una duración entre 18 y 25 días (**Figura 4**).

Pupa. Es del tipo obtecta, mide cerca de 22 mm y su color es marrón oscuro, mate. Presenta en la cabeza dos protuberancias en forma de cuernos cortos, y en los segmentos abdominales tiene relieves en forma de dientes (**Figura 5**). Este estado dura de 10 a 14 días y luego emerge la polilla.

Adulto. Es una polilla que tiene una envergadura alar entre 25 - 30 mm. Su color es amarillo pálido. Las alas anteriores son de color pajizo con dos rayas oblicuas destacadas, más oscuras en los machos. Las alas posteriores son blanquecinas, también algo oscuras en los machos. Los palpos labiales son muy desarrollados y están proyectados hacia adelante. El macho se diferencia de la hembra por su antena plumosa, la cual es filiforme en la hembra (**Figura 6**). Los adultos tienen una duración de 4 a 8 días.

En las condiciones del valle del río Cauca el ciclo de vida de *D. saccharalis*, de huevo a emergencia del adulto, es de 40 a 45 días.

Comportamiento de *D. saccharalis*. Los adultos son de hábitos nocturnos; en el día permanecen en reposo en el envés de las hojas de la caña de azúcar. La oviposición se extiende por 3 o 4 días. Las hembras ponen los huevos en forma imbricada, a manera de las tejas de un techo, en el envés de las hojas o adheridos al tallo, en grupos de 5 - 50 huevos. El número total de huevos que puede depositar una hembra varía entre 250 y 500.

Las larvas en su primer instar se alimentan de los tejidos tiernos del cogollo y posteriormente descienden hacia la axilas de las hojas para penetrar y barrenar el tallo (**Figura 7**). Por lo general penetran un solo entrenudo, pero a veces abandonan su primera galería y penetran al tallo por un nuevo sitio. Una larva puede hacer hasta cuatro agujeros por caña. La larva completa su desarrollo dentro del tallo y antes de empupar agranda su túnel, hace un orificio que sale al exterior, lo cubre con hilos de seda y fibras de caña y muda por última vez para convertirse en pupa cerca al extremo del túnel. Por este orificio emerge la polilla tras romper la envoltura quitinosa de la pupa.

Diferencias morfológicas entre las dos especies

Gómez y Lastra (2007) y Cadena (2008) presentan una descripción comparativa detallada de los estados de *D. saccharalis* y *D. indigenella*.

Huevo: Los huevos de *D. indigenella* son más grandes que los de *D. saccharalis*, y ambas especies los ponen en la misma forma, imbricados. Al tercer día los huevos de *D. saccharalis* muestran una coloración amarilla, mientras que los de *D. indigenella* son un poco más oscuros.

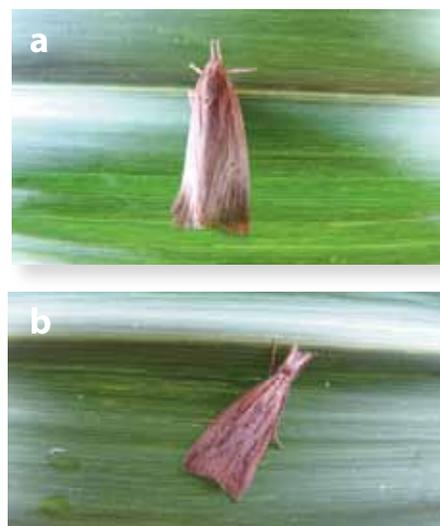


Figura 6. Adultos de *D. saccharalis*. **a)** Hembra; **b)** Macho. Observe la antena plumosa del macho. (Foto A. E. Bustillo).



Figura 7. Orificio de penetración de la larva de *D. saccharalis* en un tallo de caña de azúcar. (Foto: A. Bustillo).



Figura 8. a) Larva de *Diatraea indigenella* (Foto: V. Carrillo), **b)** Pupa de *D. indigenella*. (Foto: A. E. Bustillo).

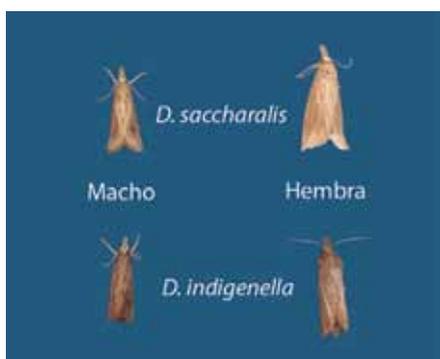


Figura 9. Diferencias entre los adultos de *D. saccharalis* y *D. indigenella*. (Foto: L. A. Lastra).

Larva. Las larvas de *D. indigenella* son más grandes y en su dorso muestran franjas de color café oscuro (**Figura 8a**), en tanto que en *D. saccharalis* pueden tener un color variable, pero son más claras. Las placas setales de *D. saccharalis* (**Figura 4**) están bien delimitadas por una coloración más oscura, mientras que las de *D. indigenella* no son perceptibles (**Figura 8a**).

Pupa. El dorso abdominal de la pupa de *D. saccharalis* tiene un relieve característico, mientras que en *D. indigenella* éste se presenta a partir del VI segmento abdominal. También, la parte frontal de la pupa de *D. indigenella* (**Figura 8b**) es redondeada y en *D. saccharalis* es puntiaguda.

Adulto. Los adultos de *D. indigenella* son de mayor tamaño, los machos poseen una coloración más oscura, y cuando se observan de frente o de atrás se nota que las alas forman una superficie convexa. La frente de estos adultos tiene forma cónica. En los adultos de *D. saccharalis* la posición de las alas en reposo es convexa y la frente es redondeada y no se proyecta. (**Figura 9**).

La genitalia del adulto macho es la estructura que posee las características más importantes para su separación. En *D. indigenella* es de mayor tamaño; el uncus tiene forma oval; la región interna del gnathos posee una hilera de espinas en la parte media; los lóbulos del tegmen son pequeños y puntiagudos, y el proceso sub-basal visto lateralmente tiene forma aguda. El uncus de *D. saccharalis* es de forma triangular; la región interna del gnathos está recubierta con espinas; el tegmen presenta lóbulos grandes y redondeados y el proceso sub-basal es redondeado (Cadena, 2008).

Daño

Cuando las larvas de *Diatraea* spp. atacan plantas jóvenes de caña de azúcar causan la muerte de la yema apical, lo que da lugar al síntoma conocido como 'corazón muerto'. Por otra parte, cuando barrenan los tallos en plantas más desarrolladas, además del daño físico permiten la entrada y colonización de hongos como *Colletotrichum falcatum*, que causa la pudrición roja, debida a fermentaciones que generan coloraciones rojas y negras dentro de las galerías (**Figura 8**). Esto causa inversiones en la sacarosa y dificulta los procesos de fabricación del azúcar. Este daño también propicia la invasión de insectos secundarios atraídos por la exposición de los jugos, como son algunas especies de *Metamasius*, *Rhynchophorus*, *Podischnus* y *Xyleborus* (Gómez y Lastra, 2005a, 2005b).

Impacto económico

Los barrenadores del género *Diatraea* ocasionan un impacto importante en la producción del cultivo de la caña de azúcar en Colombia. Estudios recientes (Gómez *et al.*, 2009) indican que las pérdidas económicas por *Diatraea* spp. ascienden a 145 kg de azúcar por cada unidad porcentual de intensidad de infestación causada a la caña por hectárea. La disminución estimada en tonelaje de caña cosechada es de 0.826% y para sacarosa % caña es de 0.038% por cada unidad porcentual de intensidad de infestación.

Factores que influyen en el aumento de poblaciones de *Diatraea*

La fluctuación de las poblaciones de estos barrenadores se debe a varios factores que afectan su abundancia, como condiciones climáticas; plantas nectaríferas de las cuales se alimenta la fauna benéfica; distribución de las especies *D. saccharalis* y *D. indigenella* en las diversas zonas agroecológicas; edad de cosecha de la caña, y prácticas de manejo del cultivo que reducen las poblaciones de los benéficos. Sin embargo, el factor que más influye en el incremento de poblaciones de *Diatraea* es la falta de liberaciones periódicas de los controladores biológicos en las suertes que lo requieren (Bustillo, 2009). A continuación se analizan estos factores.

Condiciones climáticas. Los climas con menor humedad y altas temperaturas hacen que los tiempos de desarrollo de los insectos sean más cortos y las poblaciones se incrementen más rápido. En épocas lluviosas sus enemigos proliferan y las poblaciones son más bajas.

Plantas nectaríferas. Son arvenses capaces de producir flores con jugos azucarados y polen, por lo cual juegan un papel importante en la alimentación de la fauna benéfica. La supervivencia de estas plantas se puede afectar por periodos secos y también por un afán desmedido de controlarlas en el campo con herbicidas. Esto trae como consecuencia una reducción en la población de parasitoides y por lo tanto un menor control de los barrenadores. Los néctares de las flores de papunga (*Bidens pilosa*), mango (*Mangifera indica*), cidrón (*Lippia nodiflora*) y botón de oro (*Acmelia oppsitifolia*) sirven de alimento a las moscas taquínidas que atacan los barrenadores (Vargas *et al.*, 2006).

Los barrenadores del género *Diatraea* ocasionan un impacto importante en la producción del cultivo de la caña de azúcar en Colombia.

Especies de *Diatraea*. Los brotes o surgimientos de estas plagas en el cultivo de la caña están influenciados por la presencia y abundancia de parasitoides que atacan las poblaciones tanto de *D. indigenella* como de *D. saccharalis*. Estudios realizados por Obando (2007) indican que las tres especies de parasitoides taquínidos son más activas cuando el cultivo de la caña de azúcar está entre el tercer y quinto mes de desarrollo, y causan un mayor parasitismo. Durante el ciclo de cultivo, *Lydella minense* mantuvo sus poblaciones ligeramente superiores con respecto a los otros parasitoides y causó un mayor parasitismo que *Billaea claripalpis* sobre *D. saccharalis*.

Genea (Jayneleskia) jaynesi, un parasitoide nativo, es más agresivo con *D. indigenella*; esto se podría explicar porque ambas especies son endémicas y han coevolucionado hacia una mayor adaptación en la relación huésped - parasitoide. Sin embargo, *D. indigenella* también es parasitado por *L. minense*, como lo indican registros de parasitismo en cultivos de caña de azúcar en predios de Incauca.

Edad de cosecha de los cultivos de caña de azúcar. En cañaverales con una edad de cosecha que supere los 13 meses es factible que en las cañas infestadas se produzcan más generaciones del barrenador y se incrementen sus poblaciones.

Prácticas de manejo del cultivo. Entre las prácticas del cultivo que inciden en el incremento de las poblaciones de *Diatraea* se pueden señalar la aplicación de insecticidas o el uso de bioestimulantes del crecimiento con características de insecticidas, que reducen las poblaciones de los benéficos; la siembra de variedades susceptibles al ataque de los barrenadores, y la presencia de lotes cercanos de maíz y sorgo que son huéspedes de estos insectos y albergan poblaciones que pueden migrar a la caña de azúcar.

Monitoreo de poblaciones de *Diatraea*

Para tomar decisiones sobre el control de los barrenadores es necesario muestrear las áreas infestadas con el fin de conocer la magnitud de sus poblaciones. Se ha establecido en el gremio azucarero la práctica de realizar los muestreos de poblaciones de *Diatraea* al momento de la cosecha. Sin embargo, esta es una medida del daño que se produjo en el cultivo e indica que el área es susceptible de tener una infestación proporcional a lo detectado en el muestreo durante el desarrollo del siguiente ciclo productivo de la caña.

Los néctares de las flores de papunga (*Bidens pilosa*), mango (*Mangifera indica*), cidrón (*Lippia nodiflora*) y botón de oro (*Acmelia oppsitifolia*) sirven de alimento a las moscas taquínidas que atacan a los barrenadores.

Pero cuando se requiere tener una información actual de las intensidades de infestación en sitios con mucho problema se recomienda hacer estas evaluaciones entre el quinto y el séptimo mes de edad del cultivo para poder tomar decisiones de control oportunas. Se debe tener en cuenta que las liberaciones de *Trichogramma exiguum* hay que hacerlas cuando se observe en el campo actividad de adultos de *Diatraea* o posturas en el follaje de la caña de azúcar, lo que suele suceder en los tres primeros meses de edad del cultivo; de lo contrario, el efecto de este parasitoide se perderá.

Para realizar correctamente el muestreo se debe:

Contar con un supervisor para esta labor.

Tener personal idóneo y preparado para los muestreos.

Tomar una muestra de 100 cañas por suerte que sean representativas del lote a evaluar (García, 2005).

Hacer uso de la relación funcional encontrada entre el porcentaje de infestación y la intensidad de infestación para las evaluaciones en el campo y en el patio, lo cual permite ahorrar mano de obra en esta actividad.

Procurar que los proveedores de caña de los ingenios también realicen estos muestreos para lograr un mejor control de la plaga en todas las zonas infestadas.

Cómo realizar el muestreo. Para determinar la infestación de *Diatraea*, independientemente del tamaño de la suerte, el número de tallos por evaluar es 100, ya que se comprobó que es el tamaño de muestra apropiado para estimar la proporción de tallos dañados con una confianza del 95% y un error de muestreo de 0.1% (Gómez y Moreno, 1987).

El proceso se realiza de la siguiente forma:

Al momento de la cosecha se recorre la suerte siguiendo el sistema de muestreo sistemático (Gómez y Moreno, 1987), y se escogen aleatoriamente 100 tallos. Para la cosecha manual los tallos enteros se recogen de las choras. En caso de cosecha mecánica el muestreo se hace cortando tallos de caña en pie, de los surcos despejados por la cosechadora.

Al momento de la cosecha se recorre la suerte siguiendo el sistema de muestreo sistemático. En la cosecha manual se recogen tallos enteros de la chorra.

De cada tallo se retira con un machete la corteza de la caña mediante dos cortes longitudinales opuestos, de tal forma que quede visible el interior del tallo a través de dos lados. Con esto se busca observar si el tallo presenta daño del barrenador.

Se estima el porcentaje de tallos infestados (X):

$$X = (\text{número de tallos infestados} / \text{número total de tallos observados}) \times 100.$$

Al ser el número total 100 esta estimación es dada simplemente por el registro del número de tallos infestados por suerte. Un tallo infestado es aquel que muestra al menos un entrenudo con perforaciones hechas por el barrenador.

Si al realizar el muestreo y tras evaluar el tallo no se ha detectado ninguno infestado, se puede suponer que el nivel de infestación en esa suerte es cero, y suspender el muestreo.

Para estimar el porcentaje de entrenudos barrenados (Y) o intensidad de infestación se utiliza la ecuación de regresión:

$$Y = 0.024X + 0.00137X^2$$

En donde X es el porcentaje de tallos infestados con *Diatraea* en la suerte (Vargas *et al.*, 2005).

En caso de que la evaluación del porcentaje de entrenudos barrenados de los tallos provenientes de una suerte o intensidad de infestación se haga en el patio de la fábrica, se puede utilizar la ecuación de regresión:

$$Y = 0.9789 X$$

En donde:

X es el porcentaje de entrenudos barrenados en el campo.

Y es el porcentaje de entrenudos barrenados en el patio (García, 2005).

Esta correlación indica que los dos métodos de muestreo arrojan resultados bastante similares.

En caso de cosecha mecánica el muestreo se hace cortando tallos de caña en pie, de los surcos despejados por la cosechadora.

Manejo de poblaciones

Control cultural. No aplicar insecticidas o usar bioestimuladores del crecimiento con características de insecticidas que reducen las poblaciones de los benéficos; sembrar variedades con tolerancia o resistencia al ataque de los barrenadores, y mantener en los callejones las arvenses que sirven de alimento a la fauna benéfica.

Enemigos nativos. Las poblaciones de *Diatraea* son reguladas por varios enemigos que se encuentran en los cañaverales, como los parasitoides de huevos *Trichogramma exiguum* Pinto y Platner (**Figura 10**) y *Telenomus alecto* Crawford, así como por los parasitoides de larvas, las moscas Tachinidae *Billaea (Paratheresia) claripalpis* (Van der Wulp) (**Figura 11**), *Lydella (Metagonistylum) minense* (Townsend) (**Figura 12**) y *Genea jaynesi* (Aldrich) (**Figura 13**).

En algunas regiones también se presenta la avispa *Cotesia flavipes* (Cameron) (**Figura 14**), que ataca las larvas pequeñas de *Diatraea* antes de que penetren el tallo de la caña de azúcar (Gómez y Lastra, 1995b). También se registra el ataque de patógenos en el estado larvario, como el protozooario *Nosema* sp. y los hongos *Beauveria bassiana* (Bálsamo) Vuillemin y *Nomuraea rileyi* (Farlow) Samson (Bustillo, 2011). Lo que se pretende con el manejo ecológico del cultivo de la caña de azúcar es conservar los enemigos nativos para que proliferen en el agroecosistema sin la directa intervención del hombre.

Control biológico. La acción más importante para reducir las poblaciones de los barrenadores *D. saccharalis* y *D. indigenella* es el control biológico con los parasitoides *L. minense* y *B. claripalpis*, dirigidos a los estados de larva. La liberación de estos benéficos taquinidos se debe hacer al menos una vez por ciclo del cultivo en todas las áreas infestadas con *Diatraea*, lo que evitará que sus poblaciones se incrementen a niveles que causen daño económico. Los taquinidos se deben liberar cuando las larvas de *Diatraea* se encuentren en el interior de los tallos. Es importante que estas moscas se liberen en el cultivo en estado adulto, y no en pupa, para evitar que las pupas sean atacadas por otros insectos, como las hormigas y estar seguro de la viabilidad del material liberado.

Cuando sea necesario, el control se puede complementar con liberaciones del parasitoide de huevos *T. exiguum*, para lo cual hay que cerciorarse de que en el cultivo de caña de azúcar hay actividad de adultos volando y que están ovipositando en el follaje de la caña. Cenicaña recomienda liberaciones de acuerdo con los niveles de intensidad de infestación, como se indica en el **Cuadro 1**, donde



Figura 10. *Trichogramma exiguum*, parasitoide de huevos de *Diatraea* spp. (Foto: A. Cuéllar).



Figura 11. *Billaea claripalpis*, parasitoide de larvas de *Diatraea* spp. (Foto: A. Cuéllar).



Figura 12. *Lydella minense*, parasitoide de larvas de *Diatraea* spp. (Foto: A. Cuéllar).



Figura 13. *Genea jaynesi* parasitoides de larvas de *Diatraea* spp. alimentándose de una flor. (Foto: Archivo Cenicaña).



Figura 14. *Cotesia flavipes* emergiendo de puparios blancos que se encuentran sobre larvas de segundo instar de *D. saccharalis*. (Foto: A. E. Bustillo).

se muestran tiempos de liberación aproximados, pero al momento de tomar una decisión hay que tener en cuenta lo expresado con anterioridad sobre la presencia de los diferentes estados de la plaga a través del desarrollo del cultivo, para realizar la liberación de los benéficos en una forma sincronizada con el barrenador. Esta liberación también debe hacerse con individuos de *Trichogramma* en estado adulto, que deben estar contenidos en recipientes que el operario abre mientras recorre la suerte donde se planea la liberación. En algunas variedades susceptibles al ataque de *Diatraea*, en campos con altas infestaciones se ha comprobado que las liberaciones oportunas y más frecuentes de *Trichogramma* y taquinidos pueden mantener los niveles de intensidad de infestación de la plaga por debajo del 2%.

El éxito del control biológico radica en la presencia constante de los enemigos de la plaga en el campo, y es una actividad que debe hacerse en todas las suertes de caña de azúcar en el Valle del Cauca, ya que *Diatraea* es una plaga endémica.

Cuadro 1. Programa de control biológico de los barrenadores *Diatraea* spp. con parasitoides. Frecuencia y época de liberación de acuerdo con la intensidad de infestación (Adaptado de Vargas y Gómez, 2005).

Intensidad de infestación*	Número de parasitoides por hectárea y época de liberación según la edad de la caña de azúcar	
Leve 0.5% a 2.5%	15 parejas de moscas**/hectárea	2 - 4 meses
Alta 2.5% a 4%	50 pulgadas ² de <i>Trichogramma</i> ***/hectárea	1 - 3 meses
	15 parejas de moscas/hectárea	2 - 4 meses
Muy Alta Mayor que 4%	50 pulgadas ² de <i>Trichogramma</i> /hectárea	1 - 3 meses
	15 parejas de moscas/hectárea	2 - 3 meses
	15 parejas de moscas/hectárea	4 - 6 meses

* Intensidad de infestación = (total entrenudos barrenados/total entrenudos evaluados) x 100.

** Moscas de los géneros *Lydella minense* y *Billaea claripalpis* (parasitoides de larvas). Se pueden alternar las especies en cada liberación.

*** Avispita de la especie *Trichogramma exiguum* (parasitoides de huevos).

Análisis económico del control biológico

La inversión en el control biológico de *Diatraea* tiene una relación costo / beneficio muy favorable para el cultivador, pues este sistema no sólo reduce los niveles de infestación sino que incorporado en un programa permanente evita las pérdidas que se presentan cíclicamente cuando no se realiza.

En el mercado se pueden conseguir las especies *B. claripalpis* y *L. minense*, a un costo que puede variar entre US\$7 y US\$9 las 15 parejas/ha, según si se liberan en el estado de pupa o en el estado adulto. El costo incluye las moscas y la liberación. Para la avispa *T. exiguum* (50 pulgadas²/ha), el costo aproximado es de US\$10 /ha, incluida la liberación (Bustillo, 2009). (Valores estimados de varios laboratorios en dólares americanos a noviembre de 2010).

Si se analizan los daños económicos que *Diatraea* ocasiona en la producción: -0.826% de reducción en el tonelaje y 0,038% de sacarosa (Gómez *et al.*, 2009)–, se tiene que con una producción de 120 TCH, por cada 1% de Intensidad de Infestación ($120 \text{ TCH} \times 0.826 / 100 = 0.99$ toneladas) se pierde aproximadamente una tonelada de caña, que a precios de 2010 vale cerca de US\$30, lo cual se puede remediar con la inversión de por lo menos una liberación de moscas que reduce en 1% el nivel de infestación, a un costo aproximado a US\$9 / ha (Bustillo, 2009).

En el Valle del Cauca hay varios insectarios comerciales que proveen estos insumos biológicos a los cultivadores, como son: Agricultura Biológica, Benéficos Ltda., Bioagro, Biocontrol, Biodefensas, Bioinsumos, Biológicos del Valle, Corporación Ama, Cotesia, Diatraea Ltda., Inbecol, Productos Biológicos Perkins Ltda. y Probiol.

Referencias bibliográficas

- Bustillo, A. E. 2009. Acciones para reducir las poblaciones de *Diatraea*. Carta Trimestral. 31 (3-4): 10–15.
- Bustillo, A. E. 2011. Parasitoides, predadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia. Cali, Cenicaña, 11 pp.; CD-ROM. Doc. trabajo, No. 719.
- Cadena, P. 2008. Informe final Programa Jóvenes Investigadores Colciencias – Cenicaña: caracterización morfológica y molecular de especies de *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae). Cenicaña. Cali, Colombia. 31 pp.
- Gallego, F. L. 1946. Plagas de la caña de azúcar. Estudio Fundamental No 1: *Diatraea saccharalis* (F.). Universidad Nacional, Facultad de Agronomía, Medellín, Colombia. 1 p.
- García, V. M. 2005. Nuevos elementos para determinación del daño causado por *Diatraea* spp. en caña de azúcar. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ingeniería Agronómica, – Ingenio Mayagüez, Palmira, Colombia. 45 pp.
- Gómez, L. A.; Moreno, C. A. 1987. Muestreo secuencial del daño causado por *Diatraea saccharalis* en caña de azúcar. pp. 271 – 283. En: Memorias II Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña), Cali, Colombia.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 2007. Morfología y biología de *Diatraea saccharalis* y *D. indigenella*. Cenicaña, Colombia. Informe Entomología. Documento no publicado, 4 pp.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995a. Los barrenadores de la caña de azúcar, su manejo y control. Cenicaña, Florida, Colombia. 6 pp. (Serie Divulgativa 06).
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995b. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. pp. 237 – 263. En: Cassalet, C., Torres, J., Isaacs, C. (eds). El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Cenicaña, Cali, Colombia. 412 pp.
- Gómez, L. A.; Quintero, E. M.; Jurado, J. A.; Obando, V.; Larrahondo, J. E.; González, A. 2009. Una versión actualizada de las pérdidas que causan los barrenadores de la caña de azúcar en el valle del río Cauca. pp. 136 – 143. En: Memorias VIII Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña). Cali, Colombia.
- Muñoz, C.; Prieto, L. E. 1995. Dinámica de poblaciones de los barrenadores *Diatraea* spp. y *Valentinia* sp. en caña de azúcar, *Saccharum officinarum* L. e identificación de parasitoides en la zona centro del Valle del Cauca. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Palmira, Colombia. 73 pp.
- Obando, V. 2007. Análisis de algunas causas del brote de *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae) observado en el valle geográfico del río Cauca desde 2003. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad de Nariño, Facultad de Ciencias Agrícolas, San Juan de Pasto, Colombia. 127 pp.
- Pastrana, C. E.; Gómez, L. A.; Zuluaga, J. I. 1993. Ciclo de vida de *Diatraea indigenella*, bajo varios regímenes alimenticios. Revista Colombiana de Entomología, 19 (3): 101-106.
- Peterson, A. 1962. Larvae of insects. An introduction to nearctic species. Lepidoptera and Hymenoptera, Columbus, Estados Unidos. 315 pp.
- Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA, Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43).
- Raigosa, J. 1980. Fluctuación de la población de *Diatraea saccharalis* capturada con trampa de luz negra en caña de azúcar. Revista Colombiana de Entomología, 6 (1-2): 43 – 52.
- Trejos, A.; Londoño, F. 1985. Distribución de las especies de *Diatraea* (Lepidoptera: Pyralidae) en caña de azúcar en el valle geográfico del río Cauca y algunas observaciones sobre su parasitismo. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias. Palmira, Colombia. 83 pp.

Saunders, J. L.; Coto, D. T.; King, A. B. S. 1998. Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica. 305 pp. (Manual Técnico No. 29).

Vargas, G. A.; Gómez, L. A. 2005. Evaluación del daño de *Diatraea* spp. en caña de azúcar y su manejo en el Valle del Cauca. Cenicaña. Cali, Colombia. 8 pp. (Serie Divulgativa, No. 9).

Vargas, G. A.; Obando, V.; Gómez, L. A. 2005. Diagnóstico de la situación de *Diatraea* spp., en el valle del río Cauca. Carta Trimestral. 27 (3-4): 27 - 31.

Vargas, G. A.; Obando, V.; Gómez, L. A. 2006. *Jayneleskia jaynesi*: otra alternativa para el manejo de *Diatraea* spp. Carta Trimestral. 28 (2): 3 - 5.

Vélez, R. 1979. Plagas de la caña de azúcar. El gusano taladrador, *Diatraea saccharalis* F. (Lepidoptera: Pyralidae). Universidad Nacional - Facultad de Ciencias. Medellín, Colombia.

Wille, J. E. 1952. Insectos que atacan a la caña de azúcar. p. 137-153. En: Entomología Agrícola del Perú. Imprenta Americana, Perú.

El barrenador de verano de la caña de azúcar, *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller)

Sinonimia

Esta especie tiene como sinónimos: *Pempelia lignosella* Zeller, *Elasmopalpus angustellos* Blanchard, *Pempelia lignosella tartarella* Zeller, *Pempelia lignosella incautella* Zeller, *Dasyphyga carbonella* Hulst, *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller), *Elasmopalpus lignosellus incautellus* (Zeller), *Elasmopalpus lignosellus tartarellus* (Zeller) (Rázuri, 1974).

Antecedentes

Elasmopalpus lignosellus es una plaga ocasional de la caña de azúcar en el Valle del Cauca. Se presenta especialmente en épocas secas y prefiere atacar plantas de caña de menos de dos meses de edad. Rara vez sus poblaciones alcanzan niveles que causen un daño económico al cultivo.

Distribución geográfica

El barrenador de verano, *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae: Phycitinae), se encuentra distribuido en todo el hemisferio occidental, desde los Estados Unidos, pasando por Centroamérica y el Caribe, hasta el sur de Suramérica (Gill *et al.*, 2008). Sin embargo, fuera del continente americano, en 1986 se descubrió en cultivos de caña de azúcar en Hawái (Chang y Ota, 1987).

Rara vez las poblaciones del barrenador de verano alcanzan niveles que causen un daño económico al cultivo.

Hospederos

E. lignosellus es una plaga de importancia económica en las familias Gramineae y Leguminosae y Malvacea (Heinrich, 1956). En Colombia se ha encontrado que ataca cultivos de algodón, caña de azúcar, caupí, frijol, maíz, maní, sorgo y soya (Posada, 1989). *E. lignosellus* se considera una plaga ocasional en varias zonas productoras de caña de azúcar en el valle del río Cauca (Pantoja *et al.*, 1993).

Descripción y biología

E. lignosellus ha sido estudiado en diversos lugares y en diferentes ecosistemas, donde ataca una variedad de plantas (Guagliumi, 1962; Betancourt y Scatoni, 1999; Saunders *et al.*, 1998; Gill *et al.*, 2008; Pantoja, 1993). A continuación se extracta información relacionada con la caña de azúcar.

Huevo. Son ovales y lisos; son puestos individualmente y a veces en grupos de 3 a 5. Recién depositados son de color blanco a verde pálido, luego se tornan rosados y finalmente adquieren una tonalidad rojiza (Pantoja, 1993). Miden 0.6 mm de largo y 0.4 mm de ancho. Los ponen individualmente sobre los tallos y hojas de la planta cercanas al suelo, especialmente de socas con edades hasta de 3 meses; sin embargo, prefieren plantas de un mes. Una hembra puede ovipositar cerca de 200 huevos (Capinera, 2001) durante su periodo de oviposición, que puede durar unos 15 días, y estos eclosionan al cabo de 2 a 3 días.

Larva. Las larvas recién emergidas tienen una coloración rojiza que a medida que se desarrolla se torna verdosa. Se alimentan de los tallos bajo la superficie del suelo y construyen un tubo de protección hecho de seda y residuos del suelo, que les sirve para alojarse. A medida que crecen elaboran nuevos tubos, cada vez de mayor tamaño.

Cuando llegan al III instar barrenan el tallo por debajo o al nivel del suelo y perforan hacia arriba, dejando residuos del barrenado en el orificio de entrada. El estado larval pasa por seis instares que pueden durar entre 15 y 20 días. Al alcanzar el último instar miden 14 - 18 mm de largo y tienen el cuerpo verdoso o verde azulado con una banda ancha transversal de color púrpura en cada segmento. En el dorso también se encuentran líneas longitudinales discontinuas púrpuras. Cuando se las molesta, las larvas se contorsionan vigorosamente y saltan hacia atrás (**Figura 15a**).

Pupa. Una vez la larva completa su desarrollo construye celdas con tierra y seda que elabora al final de los túneles. La larva forma un capullo que mide cerca de 16 mm de largo y 6 mm de ancho y muda al estado pupal. Las pupas son amarillosas inicialmente, pasan a un color marrón y finalmente se tornan más oscuras antes de la emergencia del adulto. Las pupas miden 8 - 10 mm de longitud y el extremo del abdomen está marcado por un surco de seis espinas. La pupa demora en promedio 10 días para que emerjan los adultos.



Figura 15. a) Larva de último instar de *Elasmopalpus lignosellus*. (Foto: L. A. Lastra)
b) Daño causado por la larva de *E. lignosellus*. (Foto: M.M. Rodríguez)



Figura 16. Adulto de *E. lignosellus*. (Foto: Jim Vargo, tomada de: <http://www.google.com.co/images/elsmopalpus+lignosellus>)

Adulto. Es una polilla pequeña que tiene 16 - 22 mm de envergadura alar y 9 - 11 mm de largo. La coloración varía entre sexos y aun entre individuos. Las alas anteriores del macho son amarillentas o castañas, con los márgenes anterior y externo grisáceos y con pequeños puntos negros en el centro del ala y margen externo. Las alas posteriores son hialinas. La hembra tiene en general un tono más oscuro y en las alas anteriores una coloración negruzca (**Figura 16**). Es difícil ver el adulto, ya que apenas se tropieza la planta de caña de azúcar el insecto se lanza al suelo para ocultarse. Vuela rápidamente, aunque su vuelo es corto.

Son más activas en la noche, cuando la temperatura excede 27°C, la humedad relativa es alta y hay poco movimiento del aire. Estas condiciones son óptimas para la cópula y la oviposición. La longevidad de los adultos se estima en 10 días (Guagliumi, 1962). La duración del ciclo biológico de huevo a adulto se estima entre 30 y 35 días.

Comportamiento. Las larvas penetran el tallo para alimentarse y salen inmediatamente, lo que hace difícil su localización. Se pueden encontrar en el suelo, en las cercanías de los tallos atacados y se reconocen por su comportamiento nervioso. Cuando el daño ocurre cerca de la yema terminal, la larva causa la muerte de las hojas centrales del tallo. Sus poblaciones se incrementan en condiciones de sequía prolongada y también se asocian con áreas de suelos arenosos. Afecta con mayor incidencia plantas en el primer mes de desarrollo. Sus poblaciones se reducen durante los periodos lluviosos o cuando se aplican riegos al cultivo (Pantoja *et al.*, 1993; Betancourt y Scatoni, 1999).

Daño

Elasmopalpus lignosellus se desarrolla mejor en periodos secos. Prefiere plantas jóvenes para ovipositar y para que crezcan sus larvas (**Figura 15b**). Los ataques normalmente ocurren en plantas de caña desde la siembra hasta 1.5 meses de edad (Pantoja, 1993). Las larvas recién emergidas perforan las plantas en la parte subterránea y hacen un túnel hacia arriba o hacia el centro, alimentándose de los tejidos de la planta y ocasionándole la muerte al cogollo, lo que produce el síntoma conocido como 'corazón muerto' (Gómez y Lastra, 1995; Pantoja *et al.*, 1993). Para diferenciar el daño de *E. lignosellus* del de otros barrenadores como *Diatraea* spp., se deben arrancar los tallos muertos desde su base. El orificio de penetración de *E. lignosellus* se encuentra en la base del tallo, mientras que en el caso de *Diatraea* se localiza más arriba.

Impacto económico

Este insecto se considera una plaga ocasional de poca importancia porque sus ataques son esporádicos, generalmente en focos bien definidos dentro de las plantaciones y normalmente no causan daño económico. En el Ingenio Mayagüez se estimaron las pérdidas que puede originar el insecto en la producción, y se concluyó que se requiere mantener una población que cause el 100% de los `corazones muertos` durante al menos un mes (Gómez y Lastra, 1995).

Monitoreo de poblaciones

Si se sospecha del ataque de este barrenador se debe examinar la base del tallo de la planta en busca de tubos de seda con partículas de suelo incorporadas. Se puede encontrar en estos tubos un orificio lateral de unos 5 mm de diámetro por el cual se asoma la larva al ser molestada. Al abrir el tallo longitudinalmente se observa el túnel perforado por la larva, que se extiende desde la base de la planta hasta cerca del sitio de unión de los pecíolos. El daño se distribuye en forma irregular en la plantación, cuando se pueden encontrar grupos de 2 o 3 plantas infestadas (Pantoja *et al.*, 1993).

Para establecer los umbrales de daño se procede de la siguiente manera:

En los lotes infestados se hace un recorrido representativo en secuencia, en el cual se examinan, según el área, entre 30 y 100 sitios en forma proporcional al tamaño (suertes de 1 ha: 30 sitios; suertes de más de 5 ha: 100 sitios).

En cada sitio escogido aleatoriamente, sobre 10 plantas se cuantifica el número de plantas infestadas por *E. lignosellus*. El porcentaje de infestación será la relación entre el número de plantas infestadas y el número total de plantas analizadas.

Cuando el porcentaje de daño sea superior a 40% se debe recurrir al control, aunque posiblemente no sea necesario cuando se inician los periodos lluviosos o el riego del cultivo (Pantoja *et al.*, 1993).

Si se sospecha del ataque de *E. lignosellus* se debe examinar la base del tallo en busca de tubos de seda con partículas de suelo incorporadas.

Manejo de poblaciones

Control natural. No se han llevado a cabo estudios detallados para determinar la fauna benéfica para controlar este insecto. Sin embargo, en muchas partes de Colombia se han encontrado tres especies de Ichneumonidae: *Diapetimorpha* sp., *Carinodes* sp. *Acerastes* sp. (Posada y García, 1976), que pueden estar jugando un papel importante en su control, pero su efecto real se desconoce.

En Venezuela, Guagliumi (1966) registra entre los enemigos de *E. lignosellus* los predadores *Calosoma alternans* F., *Polistes versicolor* (Oliver) y *Solenopsis geminata* (F.); y entre los parasitoides *Microbracon* sp., *Horismenus apantelivorus* Crawford, *Pristomerus* sp. y *Plagyprospheysa* sp.

En la Florida se han encontrado entomopatógenos que atacan poblaciones de *E. lignosellus*, entre los cuales se resalta un virus granuloso, el hongo *Beauveria bassiana*, una microsporidia y un nematodo mermítido (Funderburk *et al.*, 1984).

Control cultural. Se recomienda destruir las malezas mecánicamente antes de la siembra para reducir la población de larvas que puedan estar presentes en el suelo. Sin embargo, las prácticas culturales en las que se utilizan los residuos de la cosecha en la superficie del suelo generan menores daños, ya que las larvas se alimentan de estos residuos y otra materia orgánica sin necesidad de ir a la caña de azúcar (Gill *et al.*, 2008).

El daño de *E. lignosellus* en la caña de azúcar se puede contrarrestar siguiendo prácticas agronómicas como incrementar el vigor de las plantas mediante fertilización, para que puedan tolerar el daño. También los riegos desestiman al insecto a depositar sus huevos y contribuyen a disminuir las poblaciones de larvas en el suelo, que al quedar cubiertas en la base del tallo se ahogan (Gill *et al.*, 2008; Pantoja *et al.*, 1993).

Referencias bibliográficas

- Betancourt, C. M.; Scatoni, I. B. 1999. Guía de insectos y ácaros de importancia agrícola y forestal en el Uruguay. Universidad de la República, Facultad de Agronomía. Montevideo. 65 pp.
- Capinera, J. L. 2001. Handbook of vegetable pests. Academic Press. San Diego. 729 pp.
- Chang, V.; Ota, A. K. 1987. The lesser cornstalk borer: a new important pest of young sugarcane. pp. 27-30 En: Annual Report 1986. Hawaiian Sugar Planter's Association, Pahala, Hawaii.
- Funderburk, J. E.; Boucias, D. G.; Herzog, D. C.; Sprenkel, R. K.; Lynch, R. E. 1984. Parasitoids and pathogens of larval lesser cornstalk borers (Lepidoptera: Pyralidae) in northern Florida. Environmental Entomology, 13: 1319-1323.
- Gill, H. K.; Capinera, J. L.; Mc Sorley, R. 2008. *Elasmopalpus lignosellus* (Zeller) (Insecta: Lepidoptera: Pyralidae). University of Florida. Florida, Estados Unidos. 8 pp. (Publication number: EENY-155).
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. En: Cassalet, C., Torres, J., Isaacs, C., Cenicaña (eds.) El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia, pp. 237 – 263. Cali, Colombia. 412 pp.
- Guagliumi, P. 1962. Las plagas de la caña de azúcar, Tomos I y II. Ministerio de Agricultura y Cría. Centro de Investigaciones Agropecuarias. Maracay, Venezuela. 820 pp.
- Guagliumi, P. 1966. Insetti e aracnidi delle piante comuni deccl Venezuela segnalati nel período 1938-1963. Relaz & Monog. Agr. Subtrop. & Prop., 86: 1-391.
- Heinrich, C. 1956. American moths of the subfamily Phycitinae. , 173 pp. (U. S. National. Museum. Bulletin 207).
- Pantoja, J. E. 1993. Evaluaciones del efecto de los "corazones muertos" ocasionados por *Elasmopalpus lignosellus* y otros barrenadores del tallo de la caña de azúcar *Saccharum officinarum* L., sobre la producción de caña y azúcar. Tesis Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ciencias Agropecuarias. Palmira, Colombia. 87 pp.
- Pantoja, J. E.; Londoño, F.; Gómez, L. A. 1993. Efecto de los "corazones muertos" por *Elasmopalpus lignosellus* y otros barrenadores sobre la producción de azúcar. En: Foro sobre avances técnicos en el sector azucarero colombiano - Cenicaña. Cali, Colombia.
- Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA. Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43).
- Posada O., L.; García, F. 1976. Lista de predadores, parásitos y patógenos de insectos registrados en Colombia. ICA, Bogotá, Colombia. 90 pp. (Boletín Técnico No. 41).
- Rázuri, V. 1974. Biología y comportamiento de *Elasmopalpus lignosellus* Zeller, en maíz. Revista Peruana de Entomología, 17 (1): 74 – 77.
- Saunders, J. L.; Coto, D. T.; King, A. B. S. 1998. Plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central 2ª edición. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica. 305 pp. (Manual Técnico No. 29).

El picudo rayado, *Metamasius hemipterus sericeus* (Olivier)



Sinonimia

Metamasius hemipterus (L.)

Antecedentes

El picudo rayado, *Metamasius hemipterus sericeus* (Olivier) (Coleoptera: Dryophthoridae: Rhynchophorinae), es una plaga secundaria en el cultivo de la caña de azúcar. Infesta los tallos de caña atraído por la fermentación debida a cortes, heridas o ataques de otros insectos barrenadores; por lo tanto, su infestación se puede dar en los trozos de caña de azúcar para semilla, en los tocones que quedan después del corte a la cosecha, cuando se quiebran los tallos al volcarse, o en los orificios de salida de otros insectos como el barrenador de los tallos *Diatraea* spp. (Gómez y Lastra, 1995).

Con frecuencia las infestaciones de *M. h. sericeus* se encuentran asociadas con el picudo negro, *Rhynchophorus palmarum* (L.). En algunas regiones de América tropical *M. h. sericeus* se considera de mayor importancia económica que *R. palmarum*. En el valle del río Cauca, en Colombia, la prevalencia de una especie sobre la otra varía de acuerdo con la zona y la época del año (Gómez y Lastra, 1995).

Distribución geográfica

M. h. sericeus 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).

Hospederos

Este picudo se registra en la caña de azúcar en todo el mundo pero tiene preferencia por cultivos de plátano y banano, palma de aceite y palma de coco. También ocurre ocasionalmente en cultivos como piña, mango, papaya, maíz y en muchas palmas ornamentales como *Phoenix canariensis*, *Ptychosperma macarthurii*, *Ravenia rivularis*, *Roystonea regia*, *Hyophorbe verschaffeltii* y *Washingtonia robusta* (Weissling y Giblin-Davis, 2010; Peña *et al.*, 1995).

Con frecuencia las infestaciones del picudo rayado se encuentran asociadas con el picudo negro.

En Colombia se lo ha visto atacar cultivos de plátano, banano, maíz, sorgo, piña, palma de aceite, palmito, cocotero y caña de azúcar (Posada, 1989; Gallego y Vélez, 1992; Gómez y Lastra, 1995).

Descripción y biología

Huevo. Son ovoides, lisos, y de color blanco cremoso. Miden 1.3 mm de largo y 0,4 mm de ancho. Los deposita la hembra en los tejidos en descomposición, en las heridas o en los daños hechos por otros insectos (Wessling *et al.*, 2003; Weissling y Giblin-Davis, 2010).

En condiciones de laboratorio (27°C), una hembra pone en promedio 52 huevos; el tiempo de oviposición es de 59 días y el periodo de preoviposición toma 27 días.

Larva. Emergen del huevo al cabo de 4 a 6 días y pasan por tres instares. Son ápodas, de color blanco cremoso, en forma de C, con la cabeza marrón oscura y mandíbulas negras. Miden 15-20 mm y el periodo larval demora entre 45 y 70 días (Weissling y Giblin-Davis, 2010) (**Figura 17**).

Pupa. La pupa es exarata, inicialmente blanca y posteriormente adquiere tonos pardos en los ojos y en el pico. Se envuelve en el suelo en un capullo grueso de fibras (**Figura 18**). Las pupas se transforman en adultos, los cuales pueden romper el capullo o permanecer en él hasta que las condiciones para su emergencia les sean favorables, lo cual ocurre en épocas lluviosas. Este estado puede durar entre 20 y 30 días.

Adulto. Varían en color de rojo a naranja y negro. El patrón de la coloración a lo largo del tórax y los élitros es variable; generalmente tiene tres manchas o rayas negras, una central que lo atraviesa y dos paralelas a lado y lado, pero de menor longitud. Posee además dos bandas negras que bordean el tórax. El fémur es rojo o rojo con negro (**Figura 19**). La longitud de los adultos desde la punta del rostro hasta la parte terminal del pigidio varía entre 9 - 14 mm (Weissling y Giblin-Davis, 2010).

Los machos *M. h. sericeus* generalmente se encuentran congregados debajo de las vainas. Producen una feromona de agregación y ambos sexos son atraídos por aromas producidos por la planta en fermentación (Cerdeira *et al.*, 1996; Pérez *et al.*, 1997). Esta feromona es de mucha utilidad en programas de manejo de la plaga. El adulto vive entre 45 y 70 días.



Figura 17. Larvas del picudo rayado, *Metamasius hemipterus sericeus*, en un tallo de caña de azúcar. (Foto: G. A. Vargas).



Figura 18. Pupario del picudo rayado, *M. h. sericeus*. (Foto: G. A. Vargas).



Figura 19. Adulto del picudo rayado, *M. h. sericeus*. (Foto: A. Cuéllar).

El ciclo de vida de este insecto de huevo a emergencia del adulto del suelo puede tomar entre 6 a 8 meses.

Daño

M. h. sericeus es una plaga secundaria de la caña de azúcar. Las larvas se alimentan de tejido muerto pero a veces perforan tallos sanos y causan un daño significativo a la planta, principalmente a la semilla vegetativa (Weissling y Giblin-Davis, 2010).

Daños a la semilla. Las hembras ovipositan en las cañas de azúcar que se cortan para la siembra y que permanecen en el campo a la intemperie por algún tiempo. Al sembrar la semilla infestada, los gorgojos destruyen gran parte de ésta, lo cual debilita los brotes en formación. La semilla infestada por estos picudos produce al germinar un menor número de brotes que la semilla sana. Al desenterrarla se encuentran galerías llenas de residuos de fibra.

Daño como barrenador. *M. h. sericeus* puede atacar también cañas que han sido perforadas por otros insectos o dañadas por agentes mecánicos (**Figura 20**). En tallos en pie o en las cepas con tocones largos las galerías se vuelven rojas (muermo rojo) como resultado de la presencia del hongo *Colletotrichum falcatum*. Esto se traduce en pérdidas en el contenido de los jugos y destrucción de los tejidos. Con el daño progresivo se puede presentar volcamiento de la caña de azúcar.

Impacto económico

Se han encontrado altas correlaciones entre el número de días que la semilla permanece expuesta en el campo antes de la siembra y el porcentaje de infestación y número de larvas halladas dentro de las semillas. Se observó que una semilla de caña de azúcar expuesta durante 7 días en un cañaveral dio origen a una población de 30 larvas del picudo rayado en 10 m de surco. Sin embargo, las yemas de los trozos infestados germinaron en forma aparentemente normal y sólo cuatro meses después se observó una reducción en la población de tallos. A los 6 meses de edad del cultivo este efecto desapareció y al momento de la cosecha no se detectaron disminuciones en el tonelaje ni en la producción de azúcar (Lastra y Gómez, 1984).



Figura 20. Cogollos de caña de azúcar muertos por el ataque del picudo rayado, *M. h. sericeus*. (Foto: L. A. Gómez).

Manejo de poblaciones

Se ha demostrado que la cosecha en verde incrementa sus poblaciones debido a la acumulación de residuos en el suelo donde las larvas pueden desarrollarse (Lastra y Gómez, 2006).

Control cultural. Se deben prevenir las infestaciones evitando el uso de semilla vegetativa infestada, y cortando la caña de azúcar a ras del suelo en la cosecha, sin dejar caña cortada en el campo por mucho tiempo. El tratamiento de la semilla por inmersión en agua caliente a 52°C por 10 minutos, seguida por una nueva inmersión por dos horas el día siguiente, es eficiente (Lastra y Gómez, 1984).

Control etológico. 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). El control se lleva a cabo mediante la captura de adultos en estas trampas de guadua, cebadas con caña de azúcar machacada fermentada. Se cortan trozos de guadua en forma longitudinal, se les hacen perforaciones a los lados y se llenan de caña madura macerada; periódicamente se retiran los picudos atrapados y se matan introduciéndolos en una lata con aceite quemado (**Figura 21**). En el mercado se ofrece para el control de esta plaga una feromona de agregación conocida como Meta-Lure®, con la cual se pueden atraer los picudos a una trampa para su captura (Chinchilla *et al.*, 1996).

Control biológico. El uso de entomopatógenos es promisorio como medio de manejar las poblaciones del picudo rayado. A los hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana* (Bálsamo) Vuillemin y *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin se los ha visto atacar este picudo en forma natural en Colombia (Bustillo, 2011) (**Figura 22**). Varias investigaciones han considerado el uso de estos hongos para el control del picudo (Mesquita *et al.*, 1981; Peña *et al.*, 1995; Giblin-Davis *et al.*, 1996). Por otra parte, Giblin-Davis *et al.* (1996) demostraron que el nematodo *Steinernema carpocapsae* fue eficaz contra larvas de *M. h. sericeus*.



Figura 21. Trampa de guadua (abierta) utilizada para la captura de adultos del picudo rayado, *M. h. sericeus*. (Foto: L. A. Gómez).



Figura 22. Adultos de *M. h. sericeus* infectados por el hongo *Metarhizium anisopliae*. (Foto: A. E. Bustillo).

Referencias bibliográficas

- Bustillo, A. E. 2011. Parasitoides, predadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia. Cali, Cenicaña, 11 pp.; CD-ROM. Doc. trabajo, no. 719.
- Cerda, H.; Fernández, G.; López, A.; Vargas, J. 1996. Estudio de la atracción del gorgojo rayado *Metamasius hemipterus* (Coleoptera: Curculionidae) a olores de su planta huésped y su feromona de agregación. *Caña de Azúcar*, 14 (2): 53-70.
- Chinchilla, C.; Oehlschlager, C.; Bulgarelli, J. 1996. Un sistema de trapeo para *Rhynchophorus palmarum* y *Metamasius hemipterus* basado en el uso de feromonas. ASD Oil Palm Papers N° 12, 11-17.
- 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, Medellín, Colombia. 71 pp.
- Giblin - Davis, R. M.; Peña, J. E.; Duncan, R. 1996. Evaluation of entomogenous nematodes and chemical insecticides for control of *Metamasius hemipterus sericeus* (Olivier) (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Entomological Science*, 31: 240-251.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. pp. 237 – 263. En: Cassaletti, C., Torres, J., Isaacs, C. (eds). El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Cenicaña, Cali, Colombia. 412 pp.
- Lastra, L. A.; Gómez, L. A. 1984. Tiempo de exposición de semilla, como un factor que afecta los niveles de población del *Rhynchophorus palmarum* L. y *Metamasius hemipterus* (L.) en dos variedades de caña de azúcar; y evaluación de medidas de control. pp. 195-208. En: Memorias Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña). Tomo 1.
- Lastra, L. A.; Gómez, L. A. 2006. Efectos de la cosecha en verde sobre los insectos asociados con la caña de azúcar. Cenicaña, Cali, Colombia. pp. 69-81. (Serie Técnica, no.35).
- Mesquita A. L. M.; Lucchini, F.; Alves, E. J.; Caldas, R. C. 1981. Influencia dos fatores ambiental no grau de parasitismo de *Beauveria bassiana* sobre *Cosmopolites sordidus* e *Metamasius hemipterus*, em cultivo da bananeira. Pesquisa em andamento – EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Mandioca e Fruticultura. 4 p.
- 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.
- Pérez A. L.; Campos, Y.; Chinchilla, C. M.; Oehlschlager, A. C.; Gries, G.; Gries, R.; Giblin-Davis, R. M.; Castrillo, G.; Peña, J. E.; Duncan, R. E.; González, L. M.; Pierce, H. D. Jr.; McDonald, R.; Andrade, R. 1997. Aggregation pheromones and host kairomones of West Indian Sugarcane Weevil, *Metamasius hemipterus sericeus*. *Journal of Chemical Ecology*, 23: 869-888.
- Raigosa, J. 1974. Nuevos diseños de trampas para el control de plagas en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). p. 5-24. En: Memorias II Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología. Cali, Colombia. 7-10 Jul., 1974
- Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA, Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43).
- Weissling, T. J.; Giblin-Davis, R. M. 2010. Silky Cane Weevil, *Metamasius hemipterus sericeus* (Olivier) (Insecta: Coleoptera: Curculionidae). Disponible en: <<http://edis.ifas.ufl.edu>> consultado el 11-06-2011.
- 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.

El cucarrón de invierno, *Podischnus agenor* (Olivier)

Sinonimia

1. *Podischnus propinquus* Prell, 1911
2. *Scarabaeus agenor* Olivier, 1789
3. *Scarabaeus barbicornis* Latreille, 1811



Antecedentes

El cucarrón de invierno, también conocido como el escarabajo rinoceronte, *Podischnus agenor* (Olivier) (Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae), es una plaga ocasional en la caña de azúcar y normalmente se ha visto que afecta el cultivo en forma localizada durante el invierno cuando aparecen las poblaciones de adultos que con su aparato bucal de tipo masticador destruyen largos trozos del tallo que luego se fermentan. Se ha registrado que causa daños de importancia económica en cultivos de caña de azúcar en Venezuela y Colombia (Gómez y Lastra, 1995).

Distribución geográfica

P. agenor se encuentra en México, Guatemala, El Salvador, Panamá, Brasil, Venezuela y Colombia (Gómez y Lastra, 1995).

Hospederos

P. agenor es polífago. En Colombia se ha observado que ataca cultivos de caña de azúcar, caña brava, guadua, cocotero, fique, maíz, palma africana y piña (Posada, 1989). Su distribución abarca desde casi el nivel del mar hasta 1600 msnm, e incluye zonas de bosque seco hasta muy húmedo tropical de las regiones costeras, andina y piedemonte amazónico (Pardo – Locarno *et al.*, 2009).

Descripción y biología

Huevo. Los adultos copulan y luego las hembras salen a ovipositar en el suelo, cerca a residuos de cosecha u otro material vegetal. Los huevos son esféricos, perlados y los ponen individualmente.



Figura 23. a) Larvas del cucarrón de invierno, *Podischnus agenor*, en residuos de cosecha de la caña de azúcar. **b)** Garzas predando larvas de *P. agenor*. (Foto: A. E. Bustillo).



Figura 24. Cámara pupal que construye la larva de *P. agenor* en el suelo para pasar el estado de pupa. (Foto: archivo Cenicaña).



Figura 25. Pareja de adultos de *P. agenor*, macho (derecha) y hembra (izquierda). (Foto: L. A. Lastra).

Larva. Pasa por tres instares. Completamente desarrollada es de color blanco, con cabeza marrón. Mide 7 cm, tiene las patas dobladas hacia el abdomen y se encorva en forma de C. Se encuentra en el suelo, generalmente en los residuos que quedan de la caña (**Figura 23**). Las larvas se localizan en los callejones debajo de troncos descompuestos. Se alimentan de desechos de bagazo o residuos vegetales en descomposición (Gómez y Lastra, 1995).

La larva juega un papel importante en el suelo al ayudar a la descomposición de materiales orgánicos. En estos hábitats con frecuencia se detectan epizootias causadas por *Metarhizium anisopliae* (Metch) Sorokin (Pardo-Locarno, 2002).

Pupa. Una vez la larva completa su desarrollo en los residuos de la caña de azúcar en el suelo, inicia la construcción de una cámara pupal a una profundidad de 15 - 25 cm de la superficie del suelo, donde pasa el estado de pupa (**Figura 24**).

Adulto. Es un escarabajo grande de color marrón oscuro a negro que mide 4 - 5 cm de largo y 2 cm de ancho. El macho tiene en su cabeza un cuerno recurvado hacia atrás y otro en el tronco, bifurcado y dirigido hacia adelante. Las hembras son de menor tamaño y sin cuernos, son muy buenas voladoras y activas durante la noche (**Figura 25**).

Los adultos varían en tamaño y forma; sin embargo, la mayoría de ellos son robustos y tienen un integumento muy esclerotizado. Los machos una vez que perforan un túnel en la planta atacada emiten una feromona de agregación que tiene un olor característico, con la cual atraen adultos de ambos sexos. Cuando las hembras son atraídas, se les permite entrar al túnel y pueden copular, en tanto que si es un macho, se produce una pelea por el nicho (Eberhard, 1982).

Hábitos

P. agenor tiene un ciclo de vida anual y las poblaciones de adultos emergen del suelo en épocas lluviosas en los meses de septiembre a diciembre. Los adultos de ambos sexos perforan los tallos en la parte media y superior; sin embargo, los machos lo hacen con mayor frecuencia (Eberhard, 1977), utilizando sus cuernos. Usando su aparato bucal masticador destruyen largos trozos del tallo, que luego se fermenta.

A partir de la cópula, que ocurre entre noviembre y diciembre, se inicia el desarrollo del insecto, encontrándose en esta época huevos y larvas de II instar. Entre enero y febrero el insecto muda al III instar larval, el cual se extiende hasta junio. Entre julio y agosto se observan prepupas y pupas, que se encuentran en cámaras compactas de suelo y materia orgánica, ubicadas a 15 - 25 cm de profundidad.

Finalmente, a principios de agosto y hasta iniciado septiembre llegan al estado adulto teneral, y permanecen en la cámara pupal entre 15 y 20 días, para luego emerger cuando la lluvia ablanda el suelo. Los adultos se mantienen activos durante 1 o 2 meses hasta diciembre o incluso enero del año siguiente (Pardo – Locarno *et al.*, 2009).

El ciclo de vida es anual y se puede resumir así: los huevos toman 12-16 días; las larvas I, 18 - 26 días; las larvas II, 21 - 32 días; las larvas III, 95 - 140 días; la prepupa, 18 - 25 días; la pupa, 22 - 26 días y el adulto, 30 - 80 días (Pardo- Locarno *et al.*, 2009).

Daño

En la caña de azúcar el adulto causa daño a la planta generalmente en el tercio superior o en el inferior de los tallos, donde hace túneles o galerías con un gran orificio de entrada, rodeado de material vegetal desmenuzado y en el que, generalmente, se encuentran uno o dos ejemplares (**Figura 26**). Este daño debilita la planta y abre puertas de entrada a hongos y bacterias que causan la descomposición de los tallos. Además, los tallos afectados se quiebran fácilmente por la acción del viento y no llegan a la cosecha (Raigosa, 1974).

Los ataques de los adultos de *P. agenor* se inician en los bordes de las suertes y pueden generar altas poblaciones en los primeros surcos, que disminuyen a medida que se avanza al interior de la suerte. Puede atacar cultivos con edades que varían entre 2 - 7 meses. Si el ataque se presenta antes de los 3 - 4 meses, los tallos dañados se recuperan por macollamiento, pero si esto ocurre después, el tallo muere y comienzan a producirse lalas.

Cuando se trata de cultivos jóvenes de caña de azúcar el daño lo hace en la base de los brotes jóvenes al consumir tejidos que resultan en perforaciones y causan la muerte del primordio foliar, que toma la apariencia de 'corazón muerto'. Esto reduce la población de plantas y hace necesario la resiembra de las áreas afectadas.



Figura 26. Daño de un adulto de *P. agenor* en un tallo de caña de azúcar. (Foto: L. A. Gómez).

Impacto económico

El cucarrón de invierno puede convertirse en el Valle del Cauca en una plaga de consideración. Se han registrado ataques con un 20% de infestación del total de los tallos en lotes con edades superiores a los 5 meses. Se considera que pueden causar una pérdida económica importante; sin embargo, no han sido evaluadas. (Gómez y Lastra, 2004).

Vergara (1974) cuantificó entre 25% y 40% la infestación de las cañas de azúcar por el adulto del cucarrón de invierno en zonas paneleras de la provincia de Ricaurte (Boyacá).

Monitoreo de poblaciones

Dado que comienzan sus ataques por los bordes del campo y penetran en el cultivo sólo unos pocos surcos, para evaluar sus poblaciones es importante muestrear estas áreas. Si se supone que son cuadradas, en cada lado se pueden escoger tres sitios y en cada sitio 10 tallos para cuantificar el número de tallos infestados.

En resumen, por cada área que se seleccione para evaluación (suerte o tablón) se muestrean 120 tallos. El porcentaje de infestación será la relación entre el número de tallos infestados y el número total de tallos (120). El recorrido en los bordes del lote se debe hacer en forma tal que sea representativo de la presencia de la plaga.

Para determinar el impacto de *P. agenor* en la cosecha se debe conocer el área infestada. Para esto se establece, en promedio, el número de los primeros surcos en la suerte que se encuentran infestados y se estima el área de influencia de la plaga. Si en esta evaluación se logran niveles superiores al 10%, se deben iniciar medidas de control como las que se recomiendan a continuación.

Manejo de poblaciones

Los estados larvales de este insecto no causan daños a la caña de azúcar; por lo tanto, el control se debe encaminar hacia el adulto. La población de adultos se concentra en el contorno de las suertes o tablones y por ello las prácticas deben orientarse a cubrir por lo menos los primeros surcos en donde se encuentra el cucarrón. Para un control eficiente es importante integrar todas las medidas que se describen a continuación:

El cucarrón de invierno puede convertirse en una plaga limitante del cultivo de la caña de azúcar.

Control físico preventivo. Mediante labores mecanizadas, principalmente en renovaciones, con el propósito de exponer huevos y larvas al sol y a depredadores como las garzas. En Australia se recomiendan pases frecuentes de la cultivadora en aquellas áreas con alta infestación en caña soca. La quema de la caña de azúcar después de la cosecha contribuye a reducir las poblaciones de huevos y larvas que se puedan encontrar en el suelo.

Control cultural. Consiste en la recolección manual de adultos. Para esto se golpean los tallos en donde se encuentran los adultos, los cuales salen y son colectados y depositados en un tarro con aceite quemado. En caña joven la colecta se orienta a la búsqueda de adultos debajo de las macollas dañadas.

Control etológico. Los adultos de *P. agenor* son atraídos por la caña de azúcar en descomposición, lo que se puede aprovechar como trampa para su control (Eberhard, 1977). Las trampas se fabrican con canoas de guadua (**Figura 27**), a las cuales se les introducen pedazos de bagazo o caña machacada en fermentación, que son muy atractivos para capturar adultos (Raigosa, 1974).

Las trampas con luz negra (**Figura 28**) en áreas donde se puedan instalar contribuyen a la captura nocturna de adultos, cuando se encuentran muy activos volando.

Control biológico. Por otra parte, las áreas en el suelo infestadas con larvas se pueden asperjar con el hongo *Metarhizium anisopliae* (**Figura 29**) para infectar la población de *P. agenor*.



Figura 27. Trampa de guadua (cerrada) utilizada para capturar adultos de *P. agenor*. (Foto: L. A. Gómez).



Figura 28. Trampa de luz negra utilizada para la captura de adultos de *P. agenor*. (Foto: L. A. Gómez).



Figura 29. Larva de *P. agenor* infectada con el hongo *Metarhizium anisopliae*. (Foto: A. E. Bustillo).

Referencias bibliográficas

- Eberhard, W. G. 1977. La ecología y comportamiento de los adultos del cucarrón (*Podischnus agenor*). Revista Colombiana de Entomología, 3 (1-2): 17-21.
- Eberhard, W. G. 1982. Beetle horn dimorphism: Making the best of a bad lot. The American Naturalist, 119 (3): 420 – 426.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. pp. 237 – 263 En: Cassalett, C., Torres, J., Isaacs, C. (eds.) El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Cenicaña, Cali, Colombia. 412 pp.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 2004. Observaciones realizadas acerca del cucarrón de invierno *Podischnus agenor* (Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae). Cenicaña. Cali, Colombia. 10 pp. (Documento de trabajo Programa de Variedades).
- Pardo Locarno, L. C. 2002. Aspectos sistemáticos y bioecológicos del complejo chisa (Col.: Melolonthidae) de Caldon, Norte del Cauca, Colombia. Tesis de Maestría Universidad del Valle, Departamento de Biología, Cali, Colombia. 139 p.p
- Pardo-Locarno, L. C.; Stechauner-Rohringer, R. M.; Morón, M. A. 2009. Descripción de larva y pupa, ciclo de vida y distribución del escarabajo rinoceronte *Podischnus agenor* (Olivier) (Coleoptera: Melolonthidae) en Colombia, con una clave para larvas de tercer estadio de Dynastinae neotropicales. Kempffiana, 5 (2): 20 - 42.
- Posada, L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. Instituto Colombiano Agropecuario. Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43).
- Raigosa, J. 1974. Nuevos diseños de trampas para el control de plagas en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). pp. 5-24. En: Memorias II Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología. Cali, Colombia. 7-10 Jul., 1974.
- Vergara, R. 1974. Poblaciones de *Podischnus*. En: Notas y Noticias Entomológicas. Programa de Entomología, Instituto Colombiano Agropecuario-ICA. Colombia. 10 pp. (Boletín Sep.-Oct.)

El picudo negro, *Rhynchophorus palmarum* (L.)

Sinonimia

Rhynchophorus palmarum (L.) tiene los siguientes sinónimos: *Calandra palmarum* (L.), *Cordyle barbirostris* Thunberg, *Cordyle palmarum* (L.), *Curculio palmarum* (L.), *Rhynchophorus cycadis* (Erichson), *Rhynchophorus depressus* (Chevrollet) y *Rhynchophorus languinosus* (Chevrollet) (EPPO, 2005).

Antecedentes

El picudo negro, *Rhynchophorus palmarum* (L.) (Coleoptera: Dryophthoridae: Rhynchophorinae), es muy común en bosques no intervenidos y en plantaciones comerciales de palmas, como la palma de aceite y el cocotero en el trópico americano. Al causar un daño directo por el desarrollo de las larvas que hacen galerías en el tallo, *R. palmarum* es el vector principal del nematodo *Bursaphelenchus cocophilus* (Cobb) Baujard, que produce la enfermedad del anillo rojo en la palma de aceite (Hagley, 1963; Griffith, 1978).

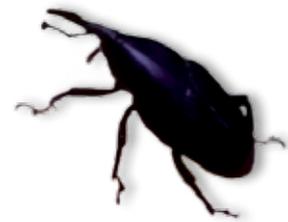
En la caña de azúcar se considera una plaga secundaria y ocasional, que infesta la semilla. Con frecuencia se encuentra asociada en sus ataques con *Metamasius hemipterus sericeus* (Olivier) (Gómez y Lastra, 1995). El rango altitudinal donde se encuentra esta especie va desde el nivel del mar hasta 1200 mm.

Distribución geográfica

R. palmarum se ha registrado en Argentina, Belice, Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, República Dominicana, Ecuador, El Salvador, Guyana Francesa, Granada, Guadalupe, Guatemala, Guyana, Honduras, Martinica, México, Nicaragua, Panamá, Paraguay, Perú, Puerto Rico, San Vicente, Surinam, Trinidad y Tobago, Uruguay y Venezuela (Thomas, 2010).

Hospederos

Los hospederos principales de *R. palmarum* en el mundo son: *Cocos nucifera*, *Elaeis guineensis*, *Euterpe edulis*, *Metroxylon sagu*, *Phoenix canariensis*, *Phoenix dactylifera* y *Saccharum officinarum*. Hospederos donde sólo el adulto se alimenta son: *Ananas*



En la caña de azúcar, *Rhynchophorus palmarum* (L.) se considera una plaga secundaria y ocasional que infesta la semilla.

sativus, *Annona reticulata*, *Artocarpus altilis*, *Carica papaya*, *Citrus* spp., *Mangifera indica*, *Musa* spp., *Persea americana*, *Psidium guajava*, *Theobroma cacao* (EPPO, 2005).

En Colombia, Posada (1989) y Gallego y Vélez (1992) registran *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).

Descripción y biología

El ciclo de vida de este insecto ha sido estudiado por varios autores (Griffith, 1968; Dean y Velis, 1976; Restrepo y Rivera, 1980; Morin *et al.*, 1986; Giblin-Davis *et al.*, 1989; Mexson *et al.*, 2004). A continuación se hace un recuento de la biología de *R. palmarum*.

Huevo. Las hembras ponen los huevos en perforaciones que hacen con el rostro en el sustrato en donde se alimentan. El huevo mide 2.0 - 2.2 mm y es cilíndrico u ovalado, de color blanquecino, con la superficie brillante. Tiene un periodo de incubación de 3.5 días. En caña de azúcar la hembra deposita 13 - 18 huevos diarios, a una profundidad de 3 - 6 mm. El periodo de oviposición dura 16 días y se inicia 4 o 6 días después de la copulación. El promedio de huevos ovipositados por hembra es 144.

Larva. Las larvas son ápodas y miden inicialmente 3 - 4 mm. Pasan por 9 instares que tienen una duración promedio de 60.5 días. Al finalizar la etapa larval miden 76 mm. La cabeza de la larva, muy esclerotizada, es de color marrón oscuro, con mandíbulas muy fuertes. El color del tegumento varía de blanco crema en larvas de primeros instares a un amarillo tenue en larvas de VIII y IX instares, y se acentúa antes de empupar. Las larvas son caníbales; su cuerpo es ligeramente curvado ventralmente y pueden alcanzar una longitud de 50 - 60 mm. El estado de larva demora 40 a 60 días. La larva se alimenta exclusivamente de material vegetal vivo.

Pupa. Previo a empupar, la larva construye un capullo pupal con fibras del sustrato configurado en espiral. Este capullo tiene 7 - 9 cm de largo y 3 - 4 cm de diámetro. La pupa es de color marrón claro, tipo exarata. Este estado dura de 20 a 30 días.

Adulto. *R. palmarum* es un cucarrón de color negro (**Figura 30a**). 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 rostro largo, curvado ventralmente. El rostro en la hembra es largo, delgado y curvado y en el macho es de menor longitud, grueso, con una ligera curvatura distal. El macho puede tener o no un penacho de setas sobre el rostro, ausentes en los individuos pequeños. La longitud del adulto varía entre 3 - 5 cm cuando se mide del ápice del pigidio al ápice del rostro.

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 la hembra, la rodea con las patas y se sujeta de las tibias con las espinas; se inclina hacia atrás y curva el abdomen hacia abajo para buscar la copulación. La cópula dura en promedio tres minutos. Los machos copulan repetidas veces con la misma hembra o con otras durante el día. El adulto vive 45 - 60 días.

El ciclo de vida de *R. palmarum* de huevo a adulto toma en promedio 120 días.

Daño

R. palmarum es una plaga secundaria de la caña de azúcar que no causa ningún impacto de tipo económico. Las larvas se alimentan de la caña y a veces perforan tallos sanos, y causan un daño significativo a la planta. El daño principal lo hacen a la semilla vegetativa (**Figura 30a, b y c**) (Gómez y Lastra, 1995).

Las hembras adultas ovipositan en las cañas que se cortan para la siembra y que permanecen en el campo a la intemperie por algún tiempo. Al sembrar la semilla infestada los gorgojos destruyen gran parte de ella, lo cual debilita los brotes en formación. La semilla infestada por estos picudos produce al germinar menos brotes que la semilla sana. Al desenterrarla se encuentran galerías llenas de residuos causados por el insecto.

Manejo de poblaciones

Control cultural. Se deben prevenir las infestaciones evitando usar para la siembra semilla vegetativa infestada; hay que cortar la caña de azúcar a ras del suelo en la cosecha y no dejarla en el campo por mucho tiempo. El tratamiento de



Figura 30. a) Adultos del picudo negro, *Rhynchophorus palmarum*, capturados en una trampa; b) Adulto penetrando tallos de caña de azúcar cortados para siembra; c) Adultos refugiados en paquetes de semilla, perforando los trozos de tallos. (Foto: A. E. Bustillo)



Figura 31. Modelo de trampa recomendada por Cenipalma para la captura del picudo negro de la caña, *Rhynchophorus palmarum* (foto: A.E. Bustillo)

la semilla por inmersión en agua caliente a 52°C por 10 minutos, seguida por una nueva inmersión por dos horas el día siguiente, es eficiente (Lastra y Gómez, 1984).

Control etológico. Para reducir la población de picudos cuando se detecta una alta infestación se emplean trampas construidas con guaduas que contienen caña de azúcar en fermentación (Raigosa, 1974). Se cortan trozos de guadua en forma longitudinal, se les hacen perforaciones a los lados y se llenan de caña madura macerada; periódicamente se retiran los picudos atrapados y se matan introduciéndolos en una lata con aceite quemado.

Se ha desarrollado otro sistema de trampeo que ha mostrado ser más eficiente que el anterior. Es una trampa que emplea una feromona de agregación producida por el macho, caracterizada y sintetizada como: 2-methyl-5(E)-hepten-4-ol, y se conoce como Rhynchophorol. Se evaluó en plantaciones comerciales de palma de aceite en Colombia y Costa Rica, en donde se encontró que la combinación de la feromona con trozos de caña partidos por la mitad, colocados en el interior de baldes herméticos, pero provistos de orificios laterales que permiten la entrada del insecto, es muy efectiva en su captura. (Oehlschlager *et al.* 1993). Recientemente se evaluó en cultivos de Incauca, y se observó una captura muy numerosa en las trampas. (**Figura 31**).

Las trampas se pueden utilizar con dos objetivos: para determinar la presencia de adultos del picudo en el campo, y para reducir las poblaciones. Para control del picudo se deben colocar en los alrededores de los tablonces espaciadas unos 25 metros entre trampas, lo que representa 16 por hectárea, en las épocas de siembra y cuando se observe daño en la semilla.

Control biológico. El uso de entomopatógenos es promisorio para controlar las poblaciones del picudo negro. Se ha encontrado que los hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana* (Bálsamo) Vuillemin y *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin, atacan este picudo en forma natural en Colombia (Bustillo, 2011).

Referencias bibliográficas

- Bustillo, A. E. 2011. Parasitoides, predadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia. Cali, Cenicaña, 11 pp.; CD-ROM. Doc. trabajo, no. 719.
- 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. *Oléagineux*, 31 (7): 321-326.
- EPPO. 2005. European and Mediterranean Plant Protection Organization. Bulletin 35, 468-471.
- 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. Medellín, Colombia. 71 pp.
- Giblin-Davis, R.; Gerber, K.; Griffith, R. 1989. Laboratory rearing of *Rhynchophorus cruentatus* and *R. palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *Florida Entomologist*, 72 (3): 480 - 488.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. pp. 237 - 263 En: Cassalet, C., Torres, J., Isaacs, C. (eds.) *El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia*. Cenicaña, Cali, Colombia. 412 pp.
- Griffith, R. 1968. The mechanisms of transmission of the red ring nematode. *J. Agric. Soc. Trin. and Tob.*, 67: 436 - 457.
- Griffith, R. 1978. Epidemiology of red ring disease of coconuts in Trinidad and Tobago. *J. Agric. Soc. Trin. and Tob.*, 78: 200 - 17.
- Hagley, E. A. C. 1963. The role of the palm weevil, *Rhynchophorus palmarum* as a vector of the red ring disease of coconuts. I. Results of preliminary investigations. *Journal of Economic Entomology*, 56: 375 - 380.
- Hagley, E.A.C. 1965. On the life history and habits of the palm weevil, *Rhynchophorus palmarum* (L.). *Annals of the Entomological Society of America*, 58 (1) 22-28.
- Lastra, L. A.; Gómez, L. A. 1984. Tiempo de exposición de semilla, como un factor que afecta los niveles de población del *Rhynchophorus palmarum* L. y *Metamasius hemipterus* L. en dos variedades de caña de azúcar; y evaluación de medidas de control. Tomo 1, pp. 195 - 208. En: *Memorias Primer Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar* (Tecnicaña). Cali, Colombia.
- Lastra, L. A.; Gómez, L. A. 2006. Efectos de la cosecha en verde sobre los insectos asociados con la caña de azúcar. Cenicaña, Cali, Colombia. pp. 69-81. (Serie Técnica, no.35).
- 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. pp. 14-21. (ASD Oil Palm PapersNo. 8).
- Morin, J. P.; Luchini, F.; Araujo, J. C. A.; Ferreira, J. M. S.Fraga, L. S. 1986. Control de *Rhynchophorus palmarum* mediante trampas construidas con pedazos de palma. *Oléagineux*. 41 (2): 57-62.
- Oehlschlager, A. C.; Chinchilla, C. M.; González, L. M.; Jiron, L. F.; Mexzon, R.; Morgan, B. 1993. Development of a pheromone-based trapping system for *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Economic Entomology*, 86 (5): 1381-1392.
- Raigosa, J. 1974. Nuevos diseños de trampas para el control de plagas en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). pp. 5-24. En: *Memorias II Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología*. Cali, Colombia. 7-10 Jul., 1974.
- 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 Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Palmira, Colombia
- Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA. Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43).
- Thomas, M. C. 2010. Giant palm weevils of the genus *Rhynchophorus* (Coleoptera: Curculionidae) and their threat to Florida palms. *Pest Alert*. Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry. DACS-P-01682, 2 pp.

El barrenador gigante de la caña, *Telchin licus* (Drury)

Sinonimia

Telchin licus ha pasado en los últimos años por varios cambios en su clasificación taxonómica. En la literatura existen como sinónimos los siguientes: *Castnia licus* (Drury), *Castnia licoides* (Boisduval), *Castnia humboldti* Boisduval, *Castniomera licus licus* (Drury) y *Castniomera humboldti* (Boisduval) (González, 2003).

Antecedentes

El barrenador gigante de la caña o gusano tornillo, *Telchin licus* (Drury) (Lepidoptera: Castniidae), es una plaga que ataca los cultivos de caña de azúcar en zonas montañosas de Colombia dedicadas a la producción de caña para panela, en donde la caña se encuentra asociada a cultivos de plátano. Se considera plaga de importancia económica en la caña de azúcar en la zona norte de Brasil, en Panamá y Costa Rica (Gómez y Gaviria, 1984). En Alagoas, Brasil, redujo en 65% el tonelaje de la caña de azúcar.

Esta especie la encontró Salt (1929) por primera vez en la región bananera de Magdalena, Colombia. Salazar (2010) en un estudio sobre los Castniidae, registra las siguientes especies para Colombia: *Castnia invaria penelope* (Schauf), de la región amazónica; *Castniomera atymnius humboldti* (Boisduval), de la región andina; *Telchin licus* (Drury), de la región amazónica; *Telchin licus licoidella* (Strand), detectada en el Guaviare.

Sin embargo, su identificación exacta se dificulta por la diferenciación que han hecho recientemente los taxónomos de doce subespecies, de las cuales en Colombia se encuentran tres: *Telchin licus chocoensis* (Hopp), *Telchin licus magdalena* (Joicey & Talbot) y *Telchin licus albomaculata* (Houlbert).

Distribución geográfica

Telchin licus se considera nativa de Suramérica, en donde está muy distribuida en Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana, Perú, Venezuela y la región del Amazonas. Sin embargo, se ha encontrado en Centro América en Costa Rica y Panamá y en Hawái, donde ha sido introducida.

Se considera plaga de importancia económica en la caña de azúcar en la zona norte de Brasil, en Panamá y Costa Rica.

Como se dijo, en Colombia está en zonas de caña de azúcar para la producción de panela donde la caña se siembra asociada al plátano, en los departamentos de Antioquia, Caldas, Cesar, Cundinamarca, Huila, Norte de Santander, Risaralda, Santander, Sucre, Tolima y Valle del Cauca (Benavides y Perry, 1982; Gómez y Lastra 1995). No está presente en cultivos comerciales de caña de azúcar para la producción de azúcar.

Hospederos

En Colombia se registran las especies *Castniomera humboldti* y *Castnia licoides* sobre caña de azúcar, piña y musáceas (Gallego, 1963; Gallego y Vélez, 1992; Posada, 1989). Estas especies se consideran sinónimos de *Telchin licus*.

En otros países *T. licus* puede atacar, además de la caña de azúcar, las siguientes especies: *Heliconia angustifolia*, *H. bihai*, *H. caribaea*, *H. humilis*, *P. virgatum*, *P. purpureum*, *H. psittacorum*, *H. pulverulenta*, *Renealmia bracteosa*, *Musa sapientum*, *Musa paradisiaca*, *Cocos nucifera*, *Elaeis guineensis*, *Ananas sativus*, y *Cattleya* spp. (Linares y Salazar, 2010).

Descripción y biología

La biología y comportamiento de *T. licus* en cultivos de caña de azúcar ha sido revisada por Linares y Salazar (2010) y Vélez (1997).

Huevo. La hembra de *T. licus* pone los huevos en los residuos vegetales o en la base del tallo, aislados o en grupos no mayores que 4. Los huevos son alargados, de 4 mm de diámetro y con 5 aristas longitudinales. Una hembra puede depositar entre 45 - 50 huevos. Las larvas emergen a los 7 - 14 días.

Larva. Es de color blanco-amarillo, cuneiforme, con cabeza y pronoto de color marrón, y completamente desarrollada mide 70 - 75 mm (**Figura 32a**). El estado larval dura entre 60 y 90 días. Las larvas penetran el rizoma para luego pasar a los tallos de la caña de azúcar, de cuyos tejidos se alimentan, barrenando hacia la parte superior de la planta. Este daño afecta el desarrollo de la planta, ocasiona amarillamiento y la parte afectada se pudre. Cuando se corta la caña de azúcar, las larvas que se encuentran en la cepa atacan los nuevos cogollos que brotan de ella, hasta producir su muerte.

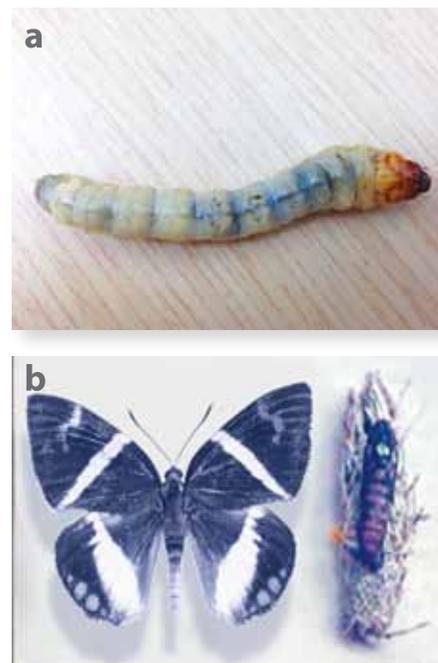


Figura 32. a) Larva del barrenador gigante de la caña, *Telchin licus*. (Foto: P. Montaña), b) Adulto y pupario de *T. licus*. (Foto: archivo Cenicaña).



Figura 33. Adulto de *Telchin licus*. (Tomado de: <http://www.google.com.co/images> =Telchin+licus).



Figura 34. Daño causado por larvas de *T. licus* al barrenar un tallo de caña de azúcar. (Foto: P. Montaña).

Pupa. La pupa es de color castaño oscuro y se localiza generalmente en la parte inferior de la cepa de la planta, en donde previamente ha construido en su interior un capullo con fibras del cultivo (**Figura 32b**). Este estado toma de 30 a 45 días.

Adulto. Es una mariposa grande, de hábitos diurnos, de rápido vuelo, que se observa volando a baja altura durante las mañanas. Las alas anteriores tienen una envergadura de 70 - 80 mm, son de color marrón oscuro y presentan una banda blanca transversal oblicua y manchas blancas marginales. Las alas posteriores son también de color marrón oscuro con una banda blanca y con manchas rojizas, de las cuales la del medio es la más grande (**Figura 33**). El adulto puede vivir entre 12 y 20 días.

El ataque de *T. licus* en los cañaverales se inicia cuando los adultos ponen huevos sobre la caña de azúcar que comienza su desarrollo después de la cosecha (Linares y Salazar, 2010).

Este insecto tiene un ciclo de vida muy largo, que puede variar según las condiciones de temperatura: desde el estado de huevo hasta la muerte del adulto dura entre 110 y 170 días.

Daño

La larva al abrir grandes túneles en el tallo de la caña de azúcar lo debilita y permite la invasión de hongos patógenos que finalmente pueden producir la muerte o el volcamiento de las cañas infestadas (**Figura 34**).

Se ha observado que la infestación se incrementa a medida que aumenta el número de cortes de un lote de caña de azúcar. La larva permanece la mayor parte del tiempo protegida dentro de las cepas y los tallos, lo que dificulta su control.

Impacto económico

Aunque las pérdidas que ocasiona en los estados tempranos de desarrollo de la caña de azúcar en la zona panelera no son importantes, sirven para detectar la presencia del insecto dentro de los lotes y proceder a su recolección manual, práctica que hasta el momento ha sido el método de control más eficiente a escala comercial en Brasil y Panamá (Gómez y Lastra, 1995).

Manejo de poblaciones

Control cultural. Para reducir las poblaciones de este insecto es importante implementar varias prácticas culturales como la renovación de los lotes afectados y la recolección manual de larvas. El sistema de cosecha de entresaca en los cultivos para panela favorece el incremento de las poblaciones de esta plaga. En Colombia, hasta el momento no se han presentado ataques masivos de *T. licus* en la zona panelera que causen daños alarmantes.

Enemigos nativos. En Venezuela se han encontrado los parasitoides *Palpozenilla palpalis* Aldrich y *Sarcodexia sternodontis* Townsend y los entomopatógenos *Cordyceps exasperata* Vital y *Beauveria bassiana* (Báls.) Vuill. (Linares y Salazar, 2010). En Colombia sólo se han registrado los hongos *B. bassiana* e *Isaria* sp. (Bustillo, 2011) como infectantes de las poblaciones de este barrenador, aunque también se indica que las hormigas pueden estar jugando un papel importante en el control de las poblaciones de este insecto.

Referencias bibliográficas

Benavides, M.; Perry, M. C. 1982. El gusano tornillo: una amenaza para las plataneras. ICA Informa, 17 (4): 7 - 8.

Bustillo, A. E. 2011. Parasitoides, predadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia. Cali, Cenicaña, 11 pp.; CD-ROM. Doc. trabajo, no. 719.

Gallego, F. L. 1963. Superfamilia Castnoidea (Castnoidea Handlirsch. 1925). Revista Facultad Nacional de Agronomía, Medellín, 23: 22-44.

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. Medellín, Colombia. 71 pp.

Gómez, L. A.; Gaviria, J. D. 1984. El barrenador gigante de la caña de azúcar (*Castnia* sp.) en Colombia. Tecnicaña. Cali, Colombia.

Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. pp. 237 – 263 En: Cassalet, C., Torres, J., Isaacs, C. (Eds.). El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Cenicaña, Cali, Colombia, 412 p.

González, J. M. 2003. Castniinae (Lepidoptera: Castniidae) from Venezuela. V: *Castnia* Fabricius and *Telchin* Hübner. Centro de Investigaciones Biológicas, . pp. 191 – 201. (Boletín 37).

Linares, B. A.; Salazar, J. 2010. Taladrador gigante de la caña de azúcar *Castniomera licus licus* (Drury) 1773. Disponible en <<http://www.plagas-agricolas.info.ve/fichas/ficha.php?hospedero>>, consultado octubre 10, 2010.

Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA. Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43).

Salazar, J. A. 2010. Datos de recolección para 16 especies de castnidos colombianos (Lepidoptera: Castniidae). Disponible en: <http://boletincientifico.ucaldas.edu.co/downloads/Revista%203_8.pdf> consultado octubre 10, 2010.

Salt, G. 1929. *Castniomera humboldti* (Boisduval), a Pest of Bananas. Bulletin of Entomological Research, 20: 187 - 193.

Vélez, R., 1997. *Castniomera humboldti* (Bsd.) pp. 339 - 345. En: Plagas agrícolas de impacto económico en Colombia, bionomía y manejo integrado. Editorial Universidad de Antioquia, Ciencia y Tecnología, Medellín, Colombia.

Chupadores

El salivazo de la caña de azúcar *Aeneolamia varia* (Fabricius)



Sinonimia

Tomaspis varia Fabricius.

Antecedentes

La especie *Aeneolamia varia* (F.) (Hemiptera: Cercopidae) presenta nueve subespecies reconocidas por los taxónomos: *Aeneolamia varia* subsp. *bodkini* (Williams), *Aeneolamia varia* subsp. *deusta* Fennah, *Aeneolamia varia* subsp. *falconiana* Guagliumi, *Aeneolamia varia* subsp. *saccharina* (Distant), *Aeneolamia varia* subsp. *semifascia* (Walker), *Aeneolamia varia* subsp. *sontica* Fennah, *Aeneolamia varia* subsp. *turenensis* Guagliumi, *Aeneolamia varia* var. *propinqua* (Walker) y *Aeneolamia varia* var. *tomentosa* Fennah (<http://www.cybertruffle.org.uk/cgi-bin/nome.pl?organism=1065>).

El salivazo *Aeneolamia varia saccharina* (Distant) es la subespecie registrada en la caña de azúcar en Venezuela, donde se ha convertido en la plaga más importante del cultivo (Linares y Pérez, 1985). Es muy probable que la subespecie que ataca la caña de azúcar en Colombia sea la misma.

La presencia de *A. varia* en Colombia se registra hace más de 40 años. Este insecto se encuentra establecido en los Llanos Orientales colombianos como plaga de los pastos (Posada, 1989; Peck, 2001). Se detectó por primera vez en 2007 en cultivos de caña sembrada para la producción de panela en Anapoima (Cundinamarca) y Oiba (Santander) y en caña para azúcar en el valle del río Cauca (Gómez, 2007).

Además de *A. varia*, en cultivos de caña en Colombia se han detectado otras especies de salivazos como *Aeneolamia reducta* (Lallemand), *Aeneolamia lepidior* (Fowler), *Sphenorrhina rubra* (L.), *Mahanarva bipars* (Walker), *Mahanarva andigena* (Jacobi), *Mahanarva trifissa* (Jacobi), *Zulia carbonaria* (Lallemand) y *Prosapia simulans* (Walker) (Posada, 1989; Gómez, 2007; Castro et al., 2009).

A. varia se detectó por primera vez en 2007 en cultivos de caña sembrada para la producción de panela en Anapoima (Cundinamarca) y Oiba (Santander) y en caña para azúcar en el valle del río Cauca.

Sin embargo, estas especies hasta el momento no han causado daños de importancia económica en la caña de azúcar.

Los salivazos se caracterizan porque sus ninfas, o estados inmaduros, secretan un líquido baboso y espumoso y se recubren con él. El adulto causa daño al alimentarse de las hojas, lo que produce una reacción caracterizada por bandas rojizas necróticas longitudinales, y la ninfa succiona la savia de las raíces y causa el marchitamiento de la planta.

Distribución geográfica

A. varia se halla distribuida en Venezuela, Trinidad y Tobago y Colombia. En Colombia se encuentra en los departamentos de Caquetá, Casanare, Cundinamarca, Meta, Santander y Valle del Cauca. En el Valle del Cauca se detectó por primera vez en el 2007 en cerca de 20,000 ha de caña de azúcar en una zona comprendida entre Buga y Tuluá. Para el 2011 su dispersión se había extendido hasta Bugalagrande, y es posible que en poco tiempo colonice toda la zona productora de caña de azúcar.

Hospederos

En el Valle del Cauca el salivazo *A. varia* se registra en cultivos de caña de azúcar en una zona comprendida entre Buga y Bugalagrande. También se ha encontrado en los callejones de estos cultivos sobre algunas gramíneas como *Brachiaria* sp., pasto estrella *Cynodon nlemfuensis* y caminadora *Rottboellia* sp. (Gómez, 2007). Recientemente se registró su ataque en cultivos de maíz. Su presencia está muy generalizada en cultivos de pasto para ganadería, especialmente braquiaria, en las laderas adyacentes a los cultivos de caña de azúcar de esta región.

En los Llanos Orientales ataca muchos pastos en el piedemonte de la Orinoquia y de la Amazonia colombiana y los cultivos de caña de azúcar que se están sembrando en esa zona.

Este insecto se considera polífago y se ha observado en Venezuela sobre plantas del grupo de las gramíneas cultivadas como maíz, sorgo, arroz y una gran variedad de pastos. A continuación se relacionan los pastos hospederos registrados en Venezuela: *Andropogon bicornis*, *A. condensatus*, *Arena sativa*, *Axonopus aureus*, *A. scoparius*, *Chloris polydactyla*, *Coix lachryma-jobi*, *Cynodon dactylon*, *Cyperus ligularis*, *Digitaria decumbens*, *D. horizontalis*, *Elyonurus tripsacoides*, *Eriochloa*

En el Valle del Cauca se encontró por primera vez en el 2007 en cerca de 20,000 ha de caña de azúcar en una zona comprendida entre Buga y Tuluá.

punctata, *Gynerium sagittatum*, *Hyparrhenia rufalimperata contracta*, *Lolium temulentum*, *Melinis minutiflora*, *Panicum maximum*, *P. purpurascens*, *Paspalum fasciculatum*, *P. paniculatum*, *P. plicatulum*, *P. virgatum*, *Pennisetum peruvianum*, *P. purpureum*, *Rottboellia exaltata*, *Saccharum sinense*, *Setaria paniculifera*, *S. poiretiana*, *S. vulpiseta*, *Trachypogon vestitus*, *Tricholaena rosea* y *Tripsacum laxum* (Linares y Pérez, 1985; Linares y Salazar, 1989).

Descripción y biología

En cuanto se detectó *Aeneolamia varia* en cañaverales del Valle del Cauca, Cenicaña inició un programa de investigación para estudiar su biología, hábitos y medidas de control biológico y genético que permitan un manejo integrado de la plaga enmarcado dentro de la sostenibilidad del cultivo.

Las investigaciones se han centrado en el desarrollo de controladores biológicos como hongos entomopatógenos y entomonematodos, así como en la evaluación de la resistencia varietal de caña de azúcar a esta plaga. La biología y parámetros reproductivos de *A. varia* y el efecto climático sobre sus poblaciones en caña de azúcar se han estudiado recientemente (Bustillo *et al.*, 2011; Sendoya *et al.* 2011a, 2011b).

Huevo. La hembra de *A. varia* pone sus huevos en forma individual durante la noche en el suelo alrededor de las cepas de caña de azúcar, cerca de las raíces y a pocos centímetros de profundidad. Una hembra puede ovipositar entre 30 a 40 huevos. Los huevos miden 0.75 - 0.90 mm de largo y 0.25 mm de ancho y tienen forma alargada, fusiforme. El salivazo puede ovipositar dos tipos de huevos: de corto desarrollo o sin diapausa, y huevos en estado de diapausa, la cual puede ser corta, media y larga.

En condiciones de alta humedad y al cabo de 2-3 semanas eclosionan los huevos y emergen las ninfas. En el valle del río Cauca se ha corroborado que los huevos de *A. varia* al ser depositados en el suelo al final del periodo de lluvias y no encontrar las condiciones de humedad suficientes para iniciar su desarrollo embrionario, entran en un estado de descanso o diapausa durante todo el periodo seco, para eclosionar luego con la llegada de las primeras lluvias.

La duración de los huevos de corto desarrollo y sin diapausa, en las condiciones del valle del río Cauca, 30°C y 70% de HR, es de 15 días; la de los huevos con diapausa corta es de 22.1 días y con diapausa media es de 39.2 días. De los huevos

En el valle del río Cauca los huevos de *A. varia* entran en un estado de diapausa durante todo el período seco, para eclosionar con la llegada de las primeras lluvias.

que eclosionan, el 71.4% son huevos sin diapausa, el 26.4% son huevos de diapausa corta y el 2.2% son huevos de diapausa media. También se presentó una muy baja proporción de huevos (< 0.2%) con diapausa larga, cuya duración fue más de 90 días (Sendoya *et al.*, 2011a). Esta situación es similar a lo encontrado por King (1975) en Trinidad y Tobago.

Ninfa. El ataque de la plaga se reconoce porque en el suelo alrededor de las plantas de caña de azúcar, y en algunos casos en la base del tallo, se observan espumas con apariencia de saliva de diferentes tamaños que encierran las ninfas del salivazo (**Figura 35a**).

Las ninfas de primer instar se adhieren a las raíces superficiales y se alimentan de la savia. Durante todo el estado ninfal se refuerzan con una espuma que secretan por las glándulas Batelli, ubicadas en los lados del VII y VIII segmento abdominal. Esta sustancia está compuesta por el exceso del líquido que extraen del xilema de la planta y un mucopolisacárido (Thompson y González, 2005). Esta espuma protege las ninfas contra la desecación y el ataque de algunos enemigos naturales, como las hormigas (**Figura 35b**).

La ninfa pasa por cinco instares. El primer instar se caracteriza por ser blanca, de ojos rojos y manchas de color naranja en el V y VIII segmento abdominal. El II instar es de color blanco con manchas rojizas y alas vestigiales que cubren el primer segmento abdominal. En el III instar la cabeza toma una coloración café o gris, y desarrolla alas que llegan hasta la segunda mitad del segundo segmento abdominal, y son visibles manchas difusas y pequeñas. En el IV instar aumenta el tamaño del insecto. Finalmente, en el V instar completa el desarrollo de sus alas.

La duración promedio de los instares ninfales en la caña es como sigue: el instar I dura 6 días; el instar II, 6 días; el instar III, 7 días; el instar IV, 12 días; y el instar V, 10.5 días. Al momento de mudar hacia el último instar algunos individuos suben al tallo y en una espuma de mayor tamaño se transforman al estado adulto. El estado de ninfa toma en promedio 40 días sobre la variedad de caña de azúcar CC 85-92 a una temperatura promedio de 30°C y 70% HR (Bustillo y Castro, 2011; Sendoya *et al.*, 2011a).

Adulto. Mide 6 - 9 mm de largo por 4 mm de ancho. El cuerpo es de color negro a marrón oscuro con patas saltatorias; alas del mismo color, con dos bandas transversales en forma de V de color amarillo-anaranjado. Se alimentan de la caña de azúcar, succionando la savia de las hojas e inyectan una toxina que produce



Figura 35. a) Salivazos de *Aeneolamia varia* en el suelo, en raíces de caña de azúcar. (Foto archivo Cenicaña). **b)** Salivas que contienen las ninfas de *A. varia* en raíces de pasto braquiaria. (Foto A. E. Bustillo).



Figura 36. Adulto de *A. varia* alimentándose de la caña de azúcar y produciéndole daño al follaje. (Foto A. E. Bustillo).



Figura 37. Daño de *A. varia* en un cultivo de caña de azúcar, semejante a una quemazón por herbicida. (Foto A.E. Bustillo).

necrosis del tejido foliar. Las porciones afectadas presentan manchas alargadas de color pardo rojizo y los tejidos terminan por secarse (**Figura 36**). Los adultos viven en promedio 7 días (Sendoya *et al.*, 2011a).

Los adultos de *A. varia* son poco visibles en el follaje de la caña de azúcar en días con mucha radiación solar, pero abundan si la radiación solar se reduce en días nublados o se presentan lluvias. La hembra después del apareamiento deposita sus huevos en el suelo durante la noche, cerca de las raíces, para que las ninfas de primer instar inicien su alimentación en ellas.

En épocas prolongadas de lluvia, que en el valle del río Cauca suelen coincidir con la presencia del fenómeno de La Niña en el océano Pacífico tropical (enfriamiento de las aguas superficiales), es muy probable que aumenten las generaciones de individuos de *A. varia* en las zonas donde existe el insecto, de modo que las poblaciones se pueden ver incrementadas (Bustillo *et al.*, 2011a).

El ciclo de vida de huevo a adulto de *A. varia* en plantas de caña de azúcar en invernadero (30°C y 70% HR) dura 60 días en promedio (Sendoya *et al.*, 2011a).

Daño

El salivazo *A. varia* es considerado como la plaga más dañina del cultivo de la caña de azúcar en Venezuela y de los pastos para ganadería en los Llanos Orientales de Colombia y en el piedemonte de la Orinoquia y la Amazonia (Linares y Salazar, 1989; Peck, 2001).

Las ninfas de *A. varia* chupan la savia de las raíces y la savia de las hojas en el estado adulto. A través de la hoja los adultos inyectan una toxina en la planta. En la porción de tejido afectado se produce necrosis y aparecen manchas alargadas de color pardo rojizo, hasta que la hoja se seca completamente. Cuando las poblaciones del salivazo en un lote son altas, la apariencia de la caña de azúcar es similar a la quemazón con herbicida, y la planta no se desarrolla como se espera (**Figura 37**).

El sitio de alimentación del adulto en las hojas de la caña de azúcar es el parénquima de las células. En las raíces las ninfas se alimentan en el xilema, aunque los instares I y II también ingieren el contenido de las células del parénquima en la corteza de las raíces secundarias. El daño celular es extenso en

ambos casos y la oclusión de los elementos del xilema a menudo ocurre después de la alimentación de los instares IV y V (Hagley y Blackman, 1966).

Impacto económico

En campos donde la infestación del insecto es muy alta se limita el desarrollo de la caña de azúcar y ocurren grandes pérdidas en producción, tanto en tonelaje como en sacarosa. Por ejemplo, en Ecuador la especie *Mahanarva andigena* ha causado pérdidas hasta de 34% en sacarosa (Mendoza, 2001), mientras que en Brasil las pérdidas agrícolas e industriales por *Mahanarva fimbriolata* han llegado a 60% (Mendonça, 2001). En Venezuela el daño causado por *A. varia* es grave y se estima en un 25% la disminución en los rendimientos de azúcar cuando el ataque del insecto ocurre en cañas de 6 - 9 meses de edad (Salazar y Proaño, 1989).

Monitoreo de poblaciones

Para determinar la presencia e incidencia del salivazo en los cultivos de caña de azúcar se requiere un programa de monitoreo permanente en las suertes (lotes), de acuerdo con las recomendaciones siguientes:

Uso de trampas pegajosas amarillas. Se utilizan para detectar la presencia de adultos del salivazo en un lote del cultivo. Para el efecto se deben instalar dos trampas por hectárea. En los bordes de la suerte se revisan cada semana y se cuentan los adultos capturados. Consisten en un plástico amarillo de 60 cm x 40 cm, que se impregna de un pegante para insectos por ambas caras y se colocan a 30 – 50 cm del suelo (**Figura 38**). Se debe dejar un borde de unos 5 cm alrededor de este cuadro de plástico sin aplicar el pegante para evitar la captura de algunos benéficos como *S. nigra* que son también atraídos a la trampa. En Colombia se desconoce hasta el momento el impacto de este insecto en la caña de azúcar.

Estimación de poblaciones. En los lotes donde se ha confirmado la presencia de *A. varia* se procede a estimar la población de adultos y la población de ninfas. Para ello se seleccionan dos sitios de muestreo por hectárea y en cada sitio se escoge una cepa al azar, y si no es posible se evalúa en el surco sobre un metro lineal de caña, se cuenta el número de tallos, la cantidad de adultos en las hojas y el número de espumas o salivas en la base del tallo o alrededor de éste. Las dos cepas evaluadas deben estar a una distancia de 20 metros o más del perímetro del lote y separadas entre sí por 50 surcos (Gómez, 2007).



Figura 38. Trampa amarilla pegajosa utilizada para el monitoreo de adultos del salivazo *A. varia*. (Foto: L. P. Andrade)

El umbral de daño económico se da cuando, siguiendo el sistema de muestreo arriba indicado, se encuentran cantidades superiores a algunos de estos parámetros: 50 adultos/trampa/semana; 0.2 espumas/tallo; 0.2 adultos/tallo (Gómez, 2007). Sin embargo, observaciones recientes indican que se pueden soportar hasta 100 adultos/trampa/semana, ya que aun con estas poblaciones no se muestran signos de daño visual en la caña de azúcar.

Manejo de poblaciones

El control de *A. varia* en la caña de azúcar se logra integrando prácticas culturales, preservando los enemigos nativos, usando métodos biológicos y, sólo en última instancia, aplicando un insecticida selectivo si los niveles de infestación son muy altos y se requiere una medida de emergencia para reducir las poblaciones de la plaga.

Control cultural. Se deben efectuar prácticas mecanizadas de cultivo que permitan exponer los huevos del salivazo al sol y a la acción adversa del ambiente.

Las labores de preparación del cultivo y aporque y desaporque, al igual que las prácticas de riego y fertilización, contribuyen a proporcionar a la planta las condiciones de vigor necesarias para que soporte el ataque del insecto.

Adicionalmente, con el aporque se disminuye considerablemente la posibilidad de sobrevivencia de los huevos que están en diapausa de la temporada anterior.

El control de gramíneas en los tablones es fundamental, debido a que son hospederos alternos del salivazo. Sin embargo, se deben dejar aquellas arvenses que proporcionan alimento a la fauna benéfica. El predador *Salpingogaster nigra* requiere estas plantas para su desarrollo.

La práctica de quemar el cultivo de la caña de azúcar antes de la cosecha reduce las poblaciones del salivazo. Por otra parte, los residuos de la cosecha favorecen condiciones de alta humedad en el suelo, propician la sobrevivencia de las ninfas y protegen los huevos del salivazo puestos en el suelo y en el material vegetal.

En los casos de un ataque grave que afecte seriamente el follaje de la caña de azúcar, se recomienda incrementar la fertilización nitrogenada.

El umbral de daño económico se da cuando, siguiendo el sistema de muestreo arriba indicado, se encuentran cantidades superiores a algunos de estos parámetros:
50 adultos/trampa/semana;
0.2 espumas/tallo

Control etológico. Cuando las poblaciones de adultos son muy altas se puede intensificar el número de trampas amarillas pegajosas en un lote para reducir sus poblaciones. Esta práctica ha mostrado muy buenos resultados en el Ingenio Providencia, el cual ha mantenido desde el 2007 los niveles de *A. varia* sin que causen daño económico.

Control natural. La fauna benéfica que ataca las poblaciones de *A. varia* en Colombia es diversa; por lo tanto, se debe proteger y fomentar su proliferación permitiendo el crecimiento de las arvenses que se encuentran en el cultivo que sirven para su supervivencia.

Entre los insectos benéficos nativos es común encontrar la mosca negra, *Salpingogaster nigra* Schiner, un predador de las ninfas que se alimenta del polen de muchas arvenses (**Figura 39**). La mosca *S. nigra* pone sus huevos en las espumas del salivazo (**Figura 40**).

Otro de los enemigos nativos es el hongo *Metarhizium anisopliae* (Metchs.) Sorokin, cuyas esporas infectan tanto las ninfas como los adultos del salivazo (**Figura 41**). En condiciones de invernadero y de campo se ha demostrado que *M. anisopliae* y los nematodos *Steinernema* sp. y *Heterorhabditis bacteriophora* (Poinar) (**Figura 42**) pueden causar infecciones en los estados de ninfa y adulto de *A. varia* (Bustillo, 2011).

En Venezuela como enemigos nativos se registran *S. nigra*, *M. anisopliae* y *Hexamermis dactylocercus*, sobre ninfas de *A. varia*. *H. dactylocercus* se encuentra muy localizado y se han estimado niveles de parasitismo hasta del 23% (Poinar y Linares, 1985).

Las hormigas juegan un papel importante en la regulación de las poblaciones de salivazos. Medina (1995) encontró seis especies de Formicidae que predan los estados de huevo de *A. varia* en los Llanos Orientales: *Wasmannia* sp., *Solenopsis* sp., *Pheidole* sp., *Nilandera fulvia*, *Camponotus blandus* (Smith) y *Ectatomma ruidum* (Roger). Varias especies de hormigas se han visto recientemente preda huevos de *A. varia* en cultivos de caña de azúcar en el Valle del Cauca, y se cree que estas hormigas pueden estar jugando un papel muy importante en la regulación de poblaciones de *A. varia*.



Figura 39. *Salpingogaster nigra*, mosca predadora del salivazo, que se alimenta del polen y el néctar de las flores. (Foto: L. A. Lastra).



Figura 40. *S. nigra* oviposita en una espuma de *A. varia* para que sus larvas depreden las ninfas del salivazo. (Foto L. A. Lastra).



Figura 41. Adulto de *Aeneolamia varia* infectado por el hongo *Metarhizium anisopliae*. (Foto J. Obando).



Figura 42. Sintomatología rojiza en ninfa de *A. varia* infectada por el nematodo *Heterorhabditis bacteriophora*. (Foto M. Rosero).

Control biológico. En países como Brasil, Costa Rica, Guatemala, Panamá y Venezuela, varias especies de salivazos se combaten con aplicaciones periódicas de productos comerciales basados en el hongo *Metarhizium anisopliae* (Allard *et al.*, 1990; Almeida *et al.*, 2003; Alves, 1986; Castillo, 2006; Torres de la Cruz *et al.*, 2006; Salazar y Badilla, 1997).

Cenicaña ha evaluado cepas nativas y comerciales para el control de *A. varia* y ha seleccionado algunas para su producción comercial. La recomendación actual es aplicar un producto comercial de *M. anisopliae* cepa CeMa 9236 (formulada a una concentración de 1×10^{10} conidias/gramo), en dosis de 1×10^{13} conidias/ha. Esto equivale a aplicar la formulación de este hongo en la cantidad de 1 kg/ha, adicionándole un coadyuvante que rompa la tensión superficial de las espumas como Inex A, en proporción de 3 cc/litro de suspensión. (Bustillo *et al.*, 2011b).

El efecto del hongo en la reducción de las poblaciones de *A. varia* no es inmediato, pero se espera que buena parte de la población de ninfas y adultos del salivazo resulte infectada y que el hongo se disemine en los cañaverales para convertirse, con el tiempo, en un factor clave de mortalidad de la plaga, de modo que sus poblaciones se mantengan por debajo del umbral de daño económico.

Referencias bibliográficas

- Allard, G. B.; Chase, C. A.; Heale, J. B.; Isaac, J. E.; Prior, C. 1990. Field evaluation of *Metarhizium anisopliae* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) as a mycoinsecticide for control of sugarcane frog hopper, *Aeneolamia varia saccharina* (Hemiptera: Cercopidae). *Journal of Invertebrate Pathology*, 55 (1): 41 – 46.
- Almeida, J. E. M.; Batista Filho, A.; Santos, A. S. 2003. Avaliação do controle biológico de *Mahanarva fimbriolata* (Hem.; Cercopidae) com o fungo *Metarhizium anisopliae* em variedades de cana-de-açúcar e diferentes épocas de corte. *Arq. do Inst. Biol.* 70 (1): 101-103.
- Alves, S.B. 1986. Fungus entomopatogénicos. pp. 73-126. En: Alves, S.B. (ed.) *Controle microbiano de insetos*. Editora Manole Sao Paulo, Brazil. Barrientos, A. 1986. Fluctuación de *Aeneolamia varia* en pasturas de *Brachiaria decumbens*. *Pasturas tropicales*. Boletín, 8 (2): 10 -13.
- Batista Filho, A.; Almeida, J. E. M.; Santos, A. S.; Machado, L. A.; Alves, S. B. 2003. Eficiência de isolados de *Metarhizium anisopliae* no controle de cigarrinha-da-raiz-da-cana-de-acucar, *Mahanarva fimbriolata* (Hom.: Cercopidae). *Arq. Inst. Biol., São Paulo*, 70 (3): 309-314.
- Bustillo P., A. E.; Castro V., U. 2011. El salivazo de la caña de azúcar *Aeneolamia varia* (F.) (Hemiptera: Cercopidae). Hábitos, biología y manejo de poblaciones. Cali, Cenicafía. 16 pp. (Serie Divulgativa No. 11).
- Bustillo, A. E.; Castro, U.; Gómez, L. A.; Urresti, A, T. 2011a. Efecto del clima en las poblaciones del salivazo de la caña de azúcar, *Aeneolamia varia* (f.) (Hemiptera: Cercopidae) en el Valle del Cauca. En: *Memorias XXXIII Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología (Socolen)*. Manizales, Colombia. 27 – 29 Jul., 2011.
- Bustillo P., A. E.; Obando B., J. A.; Matabanchoy S., J. A.; CASTRO V., U. 2011b. Control biológico del salivazo *Aeneolamia varia* (F.) (Hemiptera: Cercopidae). Uso del hongo *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin. Cali, Cenicafía. 12 pp. (Serie Divulgativa No. 12).
- Castillo Z., S. 2006. Uso de *Metarhizium anisopliae* para el control biológico del salivazo (*Aeneolamia* spp. y *Prosapia* spp.) en pastizales de *Brachiaria decumbens* en El Petén, Guatemala. Tesis de Maestría en Agricultura Ecológica. CATIE. Turrialba, Costa Rica. 78 pp.
- Castro, U.; Gómez, L. A.; Gutiérrez, Y.; Andrade, L. P.; Villegas, A.; Bernal, N. 2009. Distribución y especies de salivazo (Hemiptera: Cercopidae) asociados con la caña de azúcar (*Saccharum* sp. L.) en el Valle del Cauca y Colombia. pp. 144 – 151. En: *Memorias VIII Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar*. Cali, Colombia.
- Gómez, L. A. 2007. Manejo del salivazo *Aeneolamia varia* en cultivos de caña de azúcar en el valle del río Cauca. Cenicafía (Colombia), *Carta Trimestral*, 29 (2-3): 10-17.
- Hagley, Elmer A. C.; Blackman, J. A. 1966. Site of feeding of the sugarcane frog hopper, *Aeneolamia varia saccharina* (Homoptera: Cercopidae). *Annals Entomological Society of America*, 59 (6): 1289-1291.
- King, A. B. S. 1975. Factors affecting the phenology of the first brood of the sugar-cane frog hopper *Aeneolamia varia saccharina* (Dist.) (Homoptera, Cercopidae) in Trinidad. *Bulletin of Entomological Research*, 65: 359-372.
- Linares, B. A.; Pérez, G. 1985. Gramíneas hospederas de *Aeneolamia* spp. (Homoptera: Cercopidae) en la región centro occidental de Venezuela. *Caña de Azúcar*, 3 (1): 34-42.
- Linares, B. A.; Salazar, J. 1989. Candelilla; salivazo de la caña de azúcar *Aeneolamia varia* (Fabricius). Disponible en <<http://www.miza-ucv.org.ve/plagas-agricolas/fichas/ficha.php?hospedero=285&plaga=161>> consultado 17-12- 2010.
- Medina, C. A. 1995. Hormigas depredadoras de huevos de salivazo de los pastos *Aeneolamia varia* (Hemiptera: Cercopidae) en pasturas de *Brachiaria*, en los Llanos Orientales de Colombia. *Boletín Museo Entomológico, Universidad del Valle*. 3 (1): 1-13.
- Mendonça, A. F. 2001. Manejo integrado del salivazo de la raíz de la caña de azúcar. *Mahanarva fimbriolata* en Brasil. pp. 48-55. En: *Memorias del I Taller Latino Americano sobre Plagas de la Caña de Azúcar*. Guayaquil, Ecuador. Nov. 28-30.

- Mendoza, J. R. 2001. Bioecología del salivazo de la caña de azúcar, *Mahanarva andigena* (Hom: Cercopidae) en el Ecuador. pp. 40-47. En: Memorias del I Taller Latinoamericano sobre Plagas de la Caña de Azúcar. Guayaquil, Ecuador. Nov. 28-30.
- Morales, J.; Gallardo, J. 1996. Diapausa y resistencia a la sequía de los huevos de *Aeneolamia varia* (Homoptera: Cercopidae) en Venezuela. Bioagro. 8 (1): 3-13.
- Peck, D. 2001. Diversidad y distribución geográfica del salivazo (Homoptera: Cercopidae) asociado con gramíneas en Colombia y Ecuador. Revista Colombiana de Entomología, 27 (3-4): 129-136.
- Poinar G. O., Jr; Linares, B. 1985. *Hexameris dactylocercus* sp. n. (Mermithidae: Nematoda), a parasite of *Aeneolamia varia* (Cercopidae: Homoptera) in Venezuela. Revue Nématol. 8 (2): 109-111.
- Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA. Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43).
- Salazar, J. D.; Badilla, F. 1997. Evaluación de dos cepas del hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* y seis insecticidas granulados en el control del salivazo (*Aeneolamia postica*) (Hom: Cercopidae) en caña de azúcar en la región de San Carlos, Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas 43: 9 -18.
- Salazar, J.; Proaño, L. 1989. Pérdidas ocasionadas por la candelilla de la caña de azúcar (*Aeneolamia varia*) en el área de influencia del central Río Turbio: estudio comparativo de las zafras 84/85 y 85/86. Caña de Azúcar, 7 (2): 49-54.
- Sendoya, C. A.; Ramírez, G. D.; Bustillo, A. E.; Castro, U. 2011a. Biología de *Aeneolamia varia* (F.) (Hemiptera: Cercopidae) en caña de azúcar en el Valle del Cauca. En: Resúmenes del 32 Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología. Manizales, Colombia. 27-29 Jul., 2011.
- Sendoya, C. A.; Ramírez, G. D.; García, A. M.; Bustillo, A. E.; Castro, U. 2011b. Parámetros reproductivos de *Aeneolamia varia* (F.) (Hemiptera: Cercopidae) en una cría masiva usando pasto braquiaria. En: Resúmenes del 32 Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología. Manizales, Colombia. 27-29 Jul., 2011.
- Thompson, V.; González, R. L. 2005. La identificación y distribución de los salivazos de la caña de azúcar y los pastos (Homoptera: Cercopidae) en Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología (Costa Rica), 75: 43 – 51.
- Torres de La Cruz, M.; Madrigal, H.; Ortiz, C.F.; Lagunas, L.; Díaz, G. 2006. Selección de aislamientos de *Metarhizium anisopliae* para el manejo de *Aeneolamia postica* en caña de azúcar de Tabasco, México. p. 22. En: Memorias del Congreso Internacional de Control Biológico. May.- 31-Jun. 2,2006. Palmira, Colombia.

El Piojo blanco de la caña de azúcar, *Duplachionaspis divergens* (Green)

Sinonimia

Aulacaspis divergens Takahashi, 1935

Antecedentes

Duplachionaspis divergens (Green) se registró por primera vez en el primer trimestre de 1996 en la zona norte del Ingenio Risaralda, donde se encontraron lotes muy afectados por la escama. Este es el primer registro de la especie en América y se desconoce cómo llegó a cultivos de caña de azúcar en esta área. En esa época se divulgó su presencia internamente en el Ingenio y en toda la industria azucarera a través del Comité de Sanidad Vegetal del gremio. La escama se encuentra diseminada en todo el Valle del Cauca, pero sus poblaciones son bajas y no han requerido medidas de control (Uribe *et al.*, 1997).

Distribución geográfica

El piojo blanco, *Duplachionaspis divergens* (Green) (Hemiptera: Diaspididae), es originario de la India y se encontró por primera vez en el continente americano en 1991 en Venezuela, luego en 1996 en el Valle del Cauca, Colombia (Lastra y Gómez 1997), y en los Estados Unidos en el 2002. En el mundo se registra en Argelia, Australia, Colombia, China, Egipto, Estados Unidos (Florida), India, Japón, Sri Lanka, Taiwán, Tailandia y Venezuela (Evans y Hodges, 2007).

Hospederos

D. divergens, además de atacar la caña de azúcar, es plaga de muchas gramíneas como *Stenatophrum secundatum* (Walter) Kuntze y *Paspalum notatum* Flugge (Evans y Hodges, 2007). En Colombia sólo se ha registrado en la caña de azúcar.

Descripción y biología

Huevo. Las hembras adultas depositan en promedio 130 huevos, muy pequeños, esféricos y de color blanco. Los huevos demoran en promedio 8.3 días para eclosionar.

A pesar de las altas infestaciones de *D. divergens* en algunos cultivos de caña de azúcar en el Valle del Cauca, no hay registros sobre reducción en la producción de caña ni en el contenido de sacarosa.

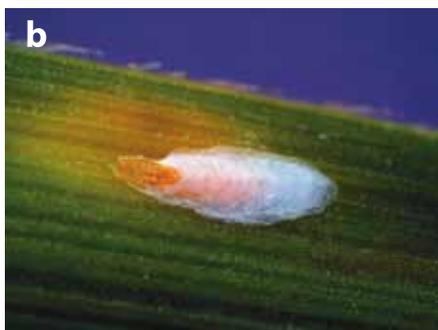


Foto 43. a) Estados ninfales del piojo blanco de la caña de azúcar, *Duplachionaspis divergens*; **b)** y **c)** Aspectos del estado adulto, *D. divergens*. (Foto: Y. X. Granobles).

Ninfa. El primer instar ninfal se caracteriza por ser muy móvil, hasta que encuentra un sitio para establecerse (**Figura 43a**). Los machos se diferencian de las hembras a los 7 días de edad, cuando se les forman tres franjas de cera abundante en la parte dorsal del cuerpo. El macho en su estado ninfal toma 20 días para completar su desarrollo hasta adulto; éste es alado y de color rojo. Las hembras continúan su desarrollo en el sitio donde se ubicó la ninfa móvil y lo completan hasta el estado adulto al cabo de 30 días (Lastra y Gómez, 1997).

Adulto. *D. divergens* presenta una cubierta blanca elongada con una exuvia terminal de color marrón (**Figura 43b, c**). Al voltear la escama y remover la cubierta se puede observar el cuerpo de la hembra adulta, de color amarillo, elongada; tiene 1.5 mm de largo y 0.6 mm de ancho y posee 4 a 5 lóbulos laterales.

Este insecto completa su ciclo de vida en aproximadamente 39 días y en un año pueden ocurrir nueve generaciones.

Daño

Los estados ninfales de *D. divergens* se localizan sobre el envés de las hojas y, producto de su alimentación, se generan manchas cloróticas que finalmente secan la hoja. En infestaciones altas se ubican tanto en el haz como en el envés de las hojas. Estos insectos se encuentran de preferencia en las hojas bajas y en los chulquines y se caracterizan además por no producir secreciones azucaradas.

Impacto económico

A pesar de las altas infestaciones de *D. divergens* observadas en algunos cultivos de caña de azúcar en el Valle del Cauca, no hay registros sobre reducción en la producción de caña o el contenido de azúcar. Un daño grave mengua el desarrollo de los tallos y hojas de las partes afectadas. Se estima que una infestación en la parte foliar de más del 30% y una presencia de escamas en un área que cubra un tercio de las hojas es limitante para la producción de caña de azúcar.

Aparentemente el daño es más grave en sitios donde el suelo presenta deficiencias de fertilidad.

Monitoreo de poblaciones

Con el fin de establecer criterios para el control de *D. divergens* es importante muestrear las áreas afectadas, para lo cual se sugiere el siguiente procedimiento: entrar a un lote y recorrerlo en forma representativa y continua. Elegir unos 100 sitios al azar (independientemente del tamaño del lote) y en cada sitio evaluar un tallo para determinar la presencia o ausencia de infestación por la escama. En las hojas infestadas se establece, en una escala de 1 a 5, la abundancia de la escama: 1, muy escasa y 5, la hoja cubierta totalmente por la escama. Si la infestación es mayor que 30% y la escala promedio de infestación es superior a 3, se debe proceder a controlar la escama (Uribe *et al.*, 1997).

Medidas de control

Enemigos nativos. Después de un brote de la plaga las poblaciones de *D. divergens* sucumben por la acción de la fauna benéfica. El parasitismo natural en el campo ha alcanzado niveles cercanos a 50% de los individuos. Existen cuatro especies de avispidas, tres de los géneros *Encarsia* sp., *Aphytis* sp., y *Scymnus* sp., que atacan la escama blanca. Estos enemigos contribuyen para que las poblaciones de la escama en el valle del río Cauca se mantengan bajas y no requieran medidas de control.

Para su control se recomienda la aplicación de una mezcla del aceite agrícola (6 l/ha) y un detergente industrial (6 l/ha) junto con 100 ml de un coadyuvante (Uribe *et al.*, 1997). Esta mezcla crea una cubierta oleosa sobre la escama que causa su asfixia.

Existen cuatro especies de avispidas, tres de los géneros *Encarsia* sp., *Aphytis* sp., y *Scymnus* sp., que atacan la escama blanca.

Referencias bibliográficas

- Evans, G. A.; Hodges, G. S. 2007. *Duplachionaspis divergens*, a new exotic pest of sugarcane and other grasses in Florida. Florida Entomologist, 90 (2): 392-393.
- Lastra, L. A.; Gómez, L. A. 1997. Observaciones del ciclo de vida de la escama blanca *Duplachionaspis divergens* (Green) (Homoptera: Diaspididae) y reconocimiento de enemigos naturales. pp. 41-52 Tomo 1. En: Memorias del IV Congreso Colombiano de la Asociación de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña). Cali, Colombia.
- Pruthi, H. S.; Rao, V. P. 1942. Coccids attacking sugarcane in India. Indian Journal of Entomology, 4: 87- 88.
- Sankaran, T. 1984. Survey for natural enemies of Diaspine scale Insects in South India: Final Technical Report for the Period november 5, 1980 to november 4, 1983. Commonwealth Institute of Biological Control. Bangalore, India, 87 pp.
- Uribe, J. J.; Cuéllar, J.; Gómez, L. A. 1997. Manejo comercial de la escama blanca de la caña de azúcar, *Duplachionaspis divergens* (Homoptera: Diaspididae), en el Ingenio Risaralda. pp. 52-6 Tomo 1. En: Memorias del IV Congreso Colombiano de la Asociación de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña). Cali, Colombia.

La chinche de encaje de la caña de azúcar, *Leptodictya tabida* (Herrich-Schaeffer)

Sinonimia

Leptodictya tabida (Herrich-Schaeffer) tiene como sinónimo a *Monanthia tabida*.

Antecedentes

La chinche de encaje de la caña de azúcar fue descrita inicialmente por Herrich-Schaeffer como *Monanthia tabida* de especímenes colectados en México en 1839, pero en 1900 Champion encontró que pertenecía a *Leptodictya tabida* (Herrich-Schaeffer) (Heidemann, 1913).

Se ha detectado hace mucho tiempo en Colombia en la caña de azúcar como una plaga secundaria, especialmente en épocas de verano cuando las plantaciones presentan deficiencias de agua. También es común en plantas en invernadero. Sus niveles poblacionales normalmente son bajos y se ha observado que esto se debe a la regulación de sus poblaciones por la fauna benéfica.

Distribución geográfica

Leptodictya tabida se encontró por primera vez en la caña de azúcar en Estados Unidos en el condado de Palm Beach en la Florida, en 1990. Sin embargo, el insecto se registra en Costa Rica, Cuba, El Salvador, Guatemala, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Venezuela y los Estados Unidos (Hawái, Texas y Florida) (Chang y Ota, 1986; Hall, 1991).

Hospederos

Además de en caña de azúcar en Hawái, Chang (1985) la registra en maíz, pasto guinea, pasto johnson, sorgo, bambú, echinochloa y teosinte. En Colombia se ha encontrado solo en caña de azúcar y maíz (Vargas, 2003).

Sus niveles poblacionales normalmente son bajos y se ha observado que esto se debe a la regulación de sus poblaciones por la fauna benéfica.



Figura 44. Ninfas de la chinche de encaje, *Leptodictya tabida*. (Foto A. E. Bustillo)



Figura 45. Adultos alados y ninfas de *L. tabida*. (Foto A. E. Bustillo).



Figura 46. Envés de una hoja de caña que muestra infestación por *L. tabida*. Observe la coloración rojiza del follaje. (Foto A. E. Bustillo).

Descripción y biología

Huevo. La hembra de *L. tabida* pone los huevos en el envés de las hojas, generalmente cerca de la vena central, en grupos dentro del parénquima de la hoja formando hileras. Son muy pequeños y demoran entre 12 y 22 días para eclosionar.

Ninfa. Pasa por cinco instares, los primeros de color amarillo pálido; luego, a medida que se desarrolla, los vestigios de las alas se tornan algo oscuros. La ninfa se diferencia de los adultos en su apariencia: es oblonga, algo aplanada, amarillosa y con una cubierta densa de espínulas blancas erectas (**Figura 44**). En este estado su desarrollo toma de 13 a 18 días (Vargas, 2003).

Adulto. Presenta alas semitransparentes con nervaduras que dan la apariencia de un fino encaje. Es de forma oblonga, aplanada. Mide 3.5 mm de largo y 1 mm de ancho. La cabeza es corta y presenta cinco espinas alargadas. Los ojos son pequeños, globulares, rojizos. Las antenas son amarillosas, largas y delgadas. El pronoto se estrecha en su parte anterior. Los élitros son transparentes, algo sombreados. Las nervaduras forman dibujos que semejan un encaje, son de forma oval y se extienden más allá del abdomen (**Figura 45**).

El ciclo de vida de huevo a adulto dura entre 25 y 30 días.

Daño

Cuando sus poblaciones son altas el envés de la hoja se observa invadido por insectos con una apariencia blanca, translúcida. Se propagan fácilmente con el viento de un campo a otro; por ello los brotes nuevos aparecen en las orillas de las plantaciones, a favor del viento. En épocas de verano se incrementan sus poblaciones.

Los adultos y las ninfas de *L. tabida* se localizan en el envés de las hojas y succionan la savia, lo cual produce en las hojas coloraciones rojizas por el haz que semejan un ataque de roya (**Figura 46**). Las hojas bajas entran en senescencia y se secan, lo cual conlleva una reducción de la actividad fotosintética (Hall, 1991) que conduce a la pérdida de sacarosa en los tallos (Hall y Sosa, 1994). Cuando se incrementan las poblaciones se observan todos los estados del insecto, junto a exuvias y pequeñas gotas negras resultantes de la excreción de melaza, que se torna negra por la contaminación con hongos.

Importancia económica

Las poblaciones registradas en los cañaverales hasta el momento no han causado ningún daño económico.

Manejo de poblaciones

Este insecto se presenta esporádicamente en los cañaverales, especialmente en periodos de mucho verano, y desaparece cuando llegan las lluvias: sus poblaciones se ubican en los bordes de las suertes, pero sin causar un daño apreciable al follaje.

Control natural. La fauna benéfica de *L. tabida* no ha sido estudiada en Colombia ni en otros países. Sin embargo, algunos registros de Hawái indican que tiene enemigos como el predador *Coleomegilla maculata* De Geer (Chang 1985) y un parasitoide de huevos, *Erythmelus* sp., presente en Costa Rica y Venezuela (Nguyen y Hall, 1991). Recientemente en el Valle del Cauca se han observado larvas de un sírfido que predan los estados ninfales de la chinche.

Referencias bibliográficas

- Chang, V. C. S. 1985. The sugarcane lace bug: a new insect pest in Hawaii. Annual Conference Report Hawaiian Sugar Technology, 44: A27-A29.
- Chang, V. C. S.; Ota, A. K. 1986. The sugarcane lace bug. Experiment Station Annual Report. Hawaiian Sugar Planter's Association, pp. 24-26.
- Hall, D. G. 1991. Sugarcane lace bug, *Leptodictya tabida*, an insect pest new to Florida. Florida Entomologist, 74 (1): 148 - 149.
- Hall, D. G.; Sosa, O. Jr. 1994. Population levels of *Leptodictya tabida* (Hemiptera: Tingidae) in Florida sugarcane. Florida Entomologist, 77 (1): 91 - 99.
- Heidemann, O. 1913. The sugar-cane tingid from Mexico. Journal of Economic Entomology, 6: 249 - 251.
- Nguyen, R.; Hall, D. G. 1991. The sugarcane lace bug *Leptodictya tabida* (Herrich-Schaeffer) (Hemiptera: Tingidae). Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry. 2 pp. (Entomology Circular No. 348).
- Vargas, G. 2003. Informe trimestral octubre - diciembre 2003. Programa de Variedades, Cenicaña, Florida, Colombia, 25 pp.

Recientemente, en el Valle del Cauca se han observado larvas de un sírfido que predan los estados ninfales de la chinche de encaje.

El pulgón gris de la caña de azúcar, *Melanaphis sacchari* (Zehntner)

Sinonimia

El pulgón gris de la caña, *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Hemiptera: Aphididae), tiene como sinónimos *Longiunguis sacchari* (Zehntner) y *Aphis sacchari* (Zehntner) (Bustillo y Sánchez, 1981).

Antecedentes

El pulgón gris *Melanaphis sacchari* no es plaga relevante en la caña de azúcar en Colombia, ya que si bien se registran eventualmente infestaciones de este insecto en el follaje, no alcanzan a producir un daño de importancia económica en los cañaverales. Hay una gran gama de organismos benéficos que lo atacan y reducen sus poblaciones al punto en que no causa daño. Se encuentra asociado con hormigas debido a que estas secretan sustancias azucaradas que pueden originar el desarrollo de fumagina.

Distribución geográfica

M. sacchari es un insecto cosmopolita y sigue la distribución de los cultivos de sorgo y caña de azúcar en el mundo. Se ha registrado en Asia, África, América y Oceanía. En Asia se encuentra en China, Filipinas, Japón, Java, India, Indonesia, Iraq, Islas Mauricio, Nueva Guinea, Pakistán, Sri Lanka, Tailandia, Taiwán y Yemen; en Oceanía, en Australia; en África, en Angola, Botsuana, Egipto, Etiopía, Nigeria, Sudán, Suráfrica, Uganda y Zimbabue; en Norte América, en Estados Unidos (Florida, Luisiana, Hawái); en Centro América y el Caribe, en Cuba, Haití, Jamaica, República Dominicana, Trinidad y Tobago; en Suramérica, en Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana, Perú, San Vicente, Surinam, Venezuela (Guagliumi, 1973; Gómez-Sousa y Díaz, 1999; Denmark, 1988; Singh *et al.*, 2004).

En Colombia se registra sólo en la caña de azúcar en los departamentos de Antioquia, Caquetá, Meta, Putumayo y Valle del Cauca.

Hospederos

M. sacchari está restringido especialmente a caña de azúcar, arroz, maíz y sorgo; y *Pennisetum glaucum* (Singh *et al.*, 2004). En Colombia se registra sólo en caña de azúcar en los departamentos de Antioquia, Caquetá, Meta, Putumayo y Valle del Cauca (Bustillo, 1976).

Descripción y biología

La reproducción de los áfidos en el trópico es asexual, es decir, es vivípara partenogénica. No producen huevos; sólo surgen hembras adultas ápteras y aladas que dan origen a ninfas.

Las colonias de *M. sacchari* son numerosas en las plantas de caña de todas las edades y se localizan en el envés de las hojas centrales o inferiores de la planta, en donde se resguardan de los rayos directos del sol (Guagliumi, 1973).

Ninfa. Su coloración es variable y depende de la planta donde se alimente y las condiciones ambientales, desde un amarillo pálido a tonalidades verde grisáceas en las formas más desarrolladas (**Figura 47**). Las ninfas pasan por cuatro instares; los últimos instares presentan parches marrones distribuidos aleatoriamente sobre el tergo abdominal; a veces las líneas intersegmentales son marrones. El estado ninfal de *M. sacchari* dura en promedio 5.4 días a 25°C.

Adulto. Son de color amarillo grisáceo, porque algunas veces se encuentran individuos de color marrón o verde en la colonia. Tienen una longitud de 1.4 mm. Las antenas normalmente tienen 6 segmentos, con una longitud un poco mayor que la mitad del cuerpo. El unguis o proceso terminal de la antena es cuatro veces la base del VI segmento antenal. La cauda es oscura, notoriamente constreñida y ligeramente más larga que los cornículos, con cuatro setas a los lados. El pico alcanza el segundo par de coxas. Los cornículos son oscuros, cónicos, adelgazados hacia el ápice, con reborde notorio; son cortos, y miden aproximadamente 1/12 de la longitud del cuerpo. El margen frontal es liso (Bustillo y Sánchez, 1981).

Las formas ápteras tienen 1.6 mm de largo y un ancho de 0.9 mm, mientras que los alados son un poco más grandes: 1.9 mm de largo por 0.9 milímetros de ancho (Denmark, 1988).

Los adultos ápteros tienen una longevidad promedio de 11.7 días y pueden dar origen a 46 ninfas/hembra. La forma alada tiene una longevidad promedio de 7.5 días y el total de ninfas/hembra es 10.6 (Gómez - Sousa y Díaz, 1999).



Figura 47. Colonia del pulgón gris, *Melanaphis sacchari*, sobre una hoja de caña de azúcar. (Foto: A. E. Bustillo).

Daño

Los áfidos están asociados con muchas hormigas. Las hojas afectadas presentan síntomas típicos de clorosis y bronceado en los bordes. Como consecuencia de su asociación con hormigas y las sustancias azucaradas que segregan, se genera la fumagina que puede interferir con la fotosíntesis.

Impacto económico

Las poblaciones de este áfido no se incrementan porque la fauna benéfica los controla, así que no alcanzan niveles de daño económico. La importancia de *M. sacchari* radica en que es un vector potencial en el cultivo de la caña de azúcar del virus de la hoja amarilla (ScYLV) y del virus del mosaico de la caña (ScMV). Estudios realizados en Mauricio indican que *M. sacchari* adquiere el virus de la hoja amarilla al alimentarse de plantas infectadas con el virus en un tiempo de 4.5 h. El tiempo que toma a los áfidos virulíferos transmitir el virus a plantas sanas es de 48 h (Behary Paray *et al.*, 2009; Singh *et al.* 2004).

En estudios para caracterizar cultivares de caña de azúcar susceptibles (L 97-128) a *M. sacchari* se encontraron concentraciones tres veces más altas de aminoácidos libres en la savia del floema al compararlo con el cultivar resistente (HoCP 91-555zz). Dos aminoácidos libres esenciales, histidina y arginina, se detectaron sólo en la savia de L 97-128. El estudio resalta la importancia de tener en cuenta estos hallazgos en las investigaciones que se realizan para evaluar cultivares resistentes y susceptibles a dichos áfidos (Reagan *et al.*, 2009).

Manejo de poblaciones

Las poblaciones de *M. sacchari* aparecen especialmente durante épocas de mucho verano, pero declinan cuando llegan las lluvias y sus enemigos nativos controlan la infestación.

Enemigos nativos. En la literatura mundial se registran más de 47 especies de enemigos que atacan *M. sacchari*. Aunque a veces las poblaciones alcanzan niveles altos, estos enemigos juegan un papel importante en el mantenimiento de las poblaciones del áfido por debajo del nivel de daño económico (Van Rensburg y Van Hamburg, 1975; Hall, 1987).

El pulgón gris no reviste mucha importancia en el cultivo de la caña de azúcar en el Valle del Cauca, ya que cuando se presenta es regulado por sus enemigos nativos.

En Colombia *M. sacchari* se ve afectado por un número abundante de predadores, entre los que se destacan *Cicloneda sanguinea* (L.) (**Figura 48**), *Hippodamia convergens* Guérin – Méneville y *Chrysoperla* sp. Es común que especies de Syrphidae consuman los estados ninfales del pulgón gris (**Figura 49**). Entre los parasitoides es corriente encontrar la especie *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson), que por efecto de su parasitismo torna el cuerpo del áfido globoso y de color marrón claro. También en zonas como los Llanos Orientales se puede presentar el ataque del hongo *Lecanicillium lecanii* (Zimmerman) Gams & Zare en épocas lluviosas, que causa una alta mortalidad (**Figura 50**) (Bustillo, 2011).



Figura 48. a) Huevos de *Cicloneda sanguinea*, predador de *M. sacchari*, en una hoja de caña de azúcar. b) Adulto de *C. sanguinea*. (Foto A. E. Bustillo).



Figura 49. a) Larva de un predador de ninfas de *M. sacchari* perteneciente a la familia *Syrphidae*. b) Pupa del predador. (Foto A. E. Bustillo).



Figura 50. *M. sacchari* infectado por el hongo *Lecanicillium lecanii*. (Foto: A. E. Bustillo).

Referencias bibliográficas

- Behary Paray, B. N.; Khoodoo, M. H. R.; Saumtally, A.S.; Ganeshan, S. 2009. Vector-virus relationship for *Melanaphis sacchari* (Zehnt.) (Homoptera: Aphididae) transmitting sugarcane yellow leaf luteovirus in Mauritius. Mauritius Sugar Industry Research Institution (MSIRI), Réduit, Mauritius.
- Bustillo, A. E. 1976. Lista de áfidos (Homoptera: Aphididae) y sus huéspedes registrados en Colombia. ICA .Medellín, Colombia. 11 pp. (Boletín Técnico No. 44).
- Bustillo, A. E. 2011. Parasitoides, predadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia. Cali, Cenicaña, 11 pp.; CD-ROM. Doc. trabajo, no. 719.
- Bustillo, A. E.; Sánchez, G. 1981. Los áfidos en Colombia. Plagas que afectan los cultivos agrícolas de importancia económica. Editorial Produmedios, Bogotá. Colombia. 96 pp.
- Denmark, H. A. 1988. Sugarcane aphids in Florida. Fla. Dept. Agric. & Consumer Serv., Div. Plant Industry. 2 pp. (Entomol. Circ. No. 302).
- Gómez - Sousa, J.; Díaz, J. 1999. Aspectos biológicos de *Melanaphis sacchari* (Zehnt.) (Homoptera, Aphididae). Centro Agrícola, Año 26, No. 3.
- Guagliumi, P. 1973. Plagas do cana do açúcar do NE Brasil, Coleção Canavieira, No.10, 622 pp.
- Hall, D.G., 1987. The sugarcane aphid, *Melanaphis sacchari* (Zehntner), in Florida sugarcane. Journal American Society of Sugarcane Technologists. 7: 26–29.
- Reagan, T. E.; Akbar, W.; Showler, A. T. 2009. A nutritional perspective of sugarcane resistance to stalk borers and sap feeders. Department of Entomology, Louisiana Agricultural Experiment Station, Louisiana State University Agricultural Center, Baton Rouge, LA 70803 USA. Kika de la Garza Subtropical Agricultural Research Center, USDA-ARS Weslaco, TX 78596 USA.
- Singh, B. U.; Padmaja, P. G.; Seetharama, N. 2004. Biology and management of the sugarcane aphid, *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Homoptera: Aphididae), in sorghum: a review. Crop Protection, 23: 739–755.
- Van Rensburg, N. J., Van Hamburg, H. 1975. Grain sorghum pests: an integrated control approach. p. 151–162. En: Proceedings of the First Congress of Entomological Society of Southern Africa.
- White, W. H.; Reagan, T. E.; All, D. G. H. 2001. *Melanaphis sacchari* (Homoptera: Aphididae), a sugarcane pest new to Louisiana. Florida Entomologist, 8 (3): 435 – 436.

La hormiga loca, *Nylanderia fulva* (Mayr)

La hormiga loca, *Nylanderia fulva* (Mayr) (Hymenoptera: Formicidae), se incluye en el grupo de los insectos que causan daño a la caña de azúcar como chupador, debido a que aunque no tiene estos hábitos y directamente no produce daños a la caña, sí lo hace indirectamente al proteger a muchos insectos de hábitos chupadores que tienen incidencia en este cultivo, y permitir su proliferación.

Sinonimia

La hormiga loca, *Nylanderia fulva* (Mayr), se ha conocido en la literatura como *Prenolepis fulva* Mayr y *Paratrechina fulva* (Mayr) (Fernández, 2000); sin embargo, estudios taxonómicos recientes del grupo la han colocado de nuevo en el género *Nylanderia* (Lapolla *et al.* 2010),

Antecedentes

La hormiga loca, *Nylanderia fulva* (Mayr) (Hymenoptera: Formicidae), debe su nombre común a que su desplazamiento es muy rápido y sin un rumbo definido. Es un insecto introducido en Colombia en la década de 1970 para que sirviera como controlador biológico de la hormiga arriera, *Atta* spp., y de serpientes en las zonas ganaderas (Zenner - Polanía, 1992). La hormiga loca es originaria del Brasil, país donde no es plaga sino que se considera un enemigo muy eficiente de serpientes y de otras hormigas que causan daños a los cultivos.

En Colombia este insecto se ha constituido en plaga seria, con repercusiones ambientales, sociales y económicas (Bustillo y Gil, 2008). Se ha detectado en parques naturales como la Reserva Natural Laguna de Sonso, en el Valle del Cauca, donde afecta seriamente su biota (Chacón - Ulloa *et al.*, 2000).

La hormiga loca puede causar disminuciones importantes en la producción de la caña de azúcar cuando se asocia con insectos chupadores como la cochinilla harinosa rosada, *Saccharicoccus sacchari*; el pulgón gris, *Melanaphis sacchari* y la escama elongada, *Pulvinaria elongata*.



Es un insecto introducido en Colombia en la década de 1970, para que sirviera como controlador biológico de la hormiga arriera.

Distribución en Colombia

La hormiga loca se encontró inicialmente en los municipios de Fusagasugá, El Colegio y San Antonio del Tequendama (Cundinamarca). Posteriormente en Puerto Boyacá (Boyacá), Gamarra (Cesar), Sonsón (Antioquia), La Dorada (Caldas) y Anapoima (Cundinamarca), así como en barrios del noroccidente de Bogotá. Los últimos registros la localizan en Landázuri y Cimitarra (Santander), Buga y Palmira (Valle del Cauca) y en la cuenca del río Suárez entre Barbosa, Santana y Moniquirá (Boyacá) (Cárdenas, 1982). En la zona central cafetera se encontró en 1984 en Marsella (Risaralda), y en 2001 en el casco urbano y algunas fincas de Chinchiná, Palestina y Manizales (Caldas) (Posada *et al.*, 2002; Bustillo y Gil, 2008).

Lo anterior indica que la hormiga loca se encuentra distribuida actualmente en una vasta región de los departamentos de Antioquia, Boyacá, Caldas, Cesar, Cundinamarca, Risaralda, Santander y Valle del Cauca, en un gradiente altitudinal entre 150 m y 2600 m (Arcila *et al.*, 2002; Bustillo y Gil, 2008).

La hormiga loca ha infestado campos sembrados con maíz, plátano, yuca, cacao, guayaba, cítricos, etc., pero la caña de azúcar es el cultivo en donde ha encontrado mejores condiciones para establecerse y proliferar.

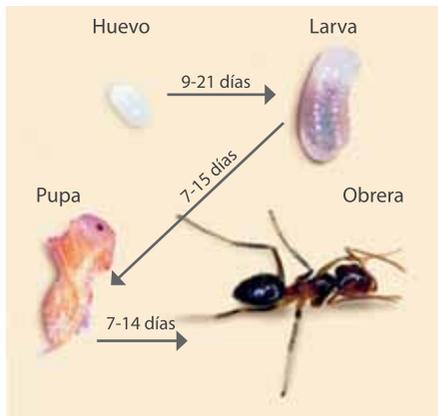


Figura 51. Estados biológicos de una obrera de la hormiga loca, *Nylanderia fulva*. (Tomado de: Gómez *et al.*, 2002b).



Figura 52. Obrera de hormiga loca, *N. fulva* (imagen de tamaño muy aumentado). (Foto: L. A. Gómez).

Descripción e historia de vida

Una descripción taxonómica de *N. fulva* la presenta Fernández (2010), con base en especímenes colectados en Colombia. A semejanza de los insectos sociales, la hormiga loca posee tres castas: reinas, obreras y machos. Su reproducción es sexual y pasa por los estados de huevo, larva, pupa y adulto (**Figura 51**). Los huevos son ovoides, blancos, de 0.3 mm y los deposita la reina en grupos de 17 a 25, en el suelo o debajo del material vegetal en descomposición. La larva es cilíndrica, blanca y alcanza 1.8 mm. La pupa es exarata, blanca y mide 2.1 mm (Zenner -Polanía, 1990, 1992).

Las obreras presentan diferentes tonalidades de color marrón, tres ocelos pequeños, ojos compuestos, antena de 12 segmentos, y las mandíbulas son más largas que la mitad de la cabeza (**Figura 52**). Los machos se distinguen de las obreras porque presentan dos pares de alas bien desarrolladas, el tórax es más robusto, el abdomen más largo y delgado y tienen distintas tonalidades de marrón. El cuerpo está cubierto de muchas setas largas, y las patas y las antenas

son largas. Las reinas son de color marrón, más oscuro que las obreras y los machos, y sus patas y antenas son largas (Zenner - Polanía, 1990, 1992).

La biología y hábitos de *N. fulva* han sido documentados por Arcila *et al.* (2002) y Gómez *et al.* (2002). Las obreras pasan por tres instares larvales, mientras que los machos y las reinas pasan por cuatro instares. En la colonia, las obreras tienen la función de conseguir el alimento y atender todos los estados inmaduros, alimentándolos, limpiándolos y transportándolos a los sitios más apropiados para su desarrollo. El promedio de duración de los estados de las obreras es como sigue: huevo, de 9 a 21 días; larva, entre 7 y 15 días; y pupa, de 7 a 14 días. El estado larval de la reina toma de 43 a 70 días y la pupa, entre 6 y 13 días.

Este insecto es poliginio, es decir que sus colonias tienen un número variable de reinas, a diferencia de otras especies de hormigas que sólo tienen una reina en el hormiguero. En relación con su reproducción se ha encontrado que hay mayor producción de huevos en colonias poliginias que en monoginias. Las colonias poliginias son más estables, con un menor porcentaje de mortalidad en el estado larval y más individuos llegan al estado adulto (Gómez *et al.*, 2002; Arcila *et al.*, 2002).

Las colonias de la hormiga loca también se caracterizan porque los individuos de una colonia pueden vivir o ser aceptados sin problema en otra colonia. La cópula entre reinas y machos ocurre en la colonia, sin vuelo nupcial. Una reina puede colocar 21 huevos/día. Los huevos fecundados dan origen a obreras, pero si la colonia lo decide pueden producir reinas. Los huevos no fecundados dan origen a los machos. Cuando la colonia queda huérfana de reinas, éstas se pueden producir a través de mecanismos no conocidos, utilizando cualquier tipo de larvas. Se ha encontrado que una colonia de hormiga loca se puede desplazar en un cultivo agrícola a una velocidad de 20 m por mes (Gómez *et al.*, 2002).

En sus desplazamientos, una casta de obreras lleva consigo estados inmaduros (larvas y pupas), los cuales son descargados en sitios estratégicos dentro del área de invasión. Se cree que estos desplazamientos los hacen para proveer una alimentación adecuada a las larvas. Tan pronto se perturba a la colonia, todas las hormigas huyen llevando en sus mandíbulas larvas o pupas, las cuales descargan en otro punto de reunión (Zenner -Polanía, 1990, 1992).

La hormiga loca no construye nidos elaborados como la mayoría de las otras hormigas, y estos son de dos tipos: los transitorios y los permanentes. Los

Este insecto es poliginio, es decir que sus colonias tienen un número variable de reinas, a diferencia de otras especies de hormigas que sólo tienen una reina en el hormiguero.



Figura 53. Nido transitorio de hormiga loca en cultivo de caña de azúcar. (Foto Y. Gutiérrez).

transitorios prevalecen durante la época de lluvia y en áreas de reciente colonización. Se encuentran en cualquier sitio del suelo que esté protegido, sobre la hojarasca o entre ella. (**Figura 53**). Los permanentes siempre se encuentran en el suelo, en áreas bien drenadas y protegidas, y prevalecen durante la época seca. Son sitios siempre ocupados por una colonia grande y abarcan áreas mayores que 1 m² de superficie y 40 cm de profundidad, aproximadamente. De acuerdo con la edad del nido se pueden encontrar de 1 a 14 reinas (Zenner - Polanía, 1992).

La hormiga loca se alimenta de sustancias líquidas y sólidas. La porción líquida consiste en secreciones azucaradas de insectos chupadores, jugos de fruta y néctar de flores o de nectarios de ciertas plantas; y la sólida, de proteína animal. Estas hormigas guardan una asociación mutualista con varias especies de insectos chupadores que excretan sustancias azucaradas. La hormiga recibe de ellos el alimento y los insectos reciben protección contra el ataque de enemigos naturales (Zenner - Polanía y Ruiz, 1985).

La proteína la obtienen al alimentarse de otros insectos y animales como aves, animales domésticos, culebras y lagartijas. Las regiones colonizadas por la hormiga loca se caracterizan por una marcada reducción de insectos herbívoros, colonias de termitas y otras hormigas y ausencia de aves, serpientes y lagartijas (Cárdenas y Posada, 2001).

Daño

La hormiga loca se caracteriza porque en sus periodos de invasión se presenta en altas poblaciones que, además de originar trastornos ecológicos, causan molestias a los humanos y a sus aves domésticas. Como se mencionó, para obtener alimento la hormiga loca se puede asociar en el cultivo de la caña de azúcar con insectos chupadores como la cochinilla harinosa rosada, *S. sacchari*; el pulgón gris, *M. sacchari* y la escama elongada, *P. elongata*, a los cuales protege, y se alimenta de las sustancias azucaradas que ellos producen.

La cochinilla harinosa rosada no muestra síntomas visibles de daño; se recubre de una capa harinosa blanca y los individuos viven gregariamente en los nudos del tallo debajo de las yaguas de las hojas. La escama elongada se presenta sobre las hojas, y en condiciones de alta infestación induce la aparición de fumagina; situación similar a la que se presenta con el pulgón gris. Estos insectos asociados con la hormiga loca se constituyen en plagas limitantes para el cultivo de la caña de azúcar (Gómez *et al.*, 2002).

Impacto económico

Existe información acerca de pérdidas económicas en la caña de azúcar causadas por la hormiga loca en asociación con la escama *P. elongata*. En la hoya del río Suárez este insecto ha causado pérdidas totales en condiciones de extrema infestación. En la zona panelera de Tienda Nueva, Valle del Cauca, se observaron disminuciones cercanas al 60% en el tonelaje de la caña de azúcar cosechada en lotes comerciales infestados por la hormiga loca. Las reducciones de la concentración de azúcar en unos campos de Riopaila-Castilla (Riopaila) estuvieron cercanas al 70%, en comparación con caña de azúcar proveniente de lotes sin presencia de la hormiga loca (Gómez *et al.*, 2002).

Monitoreo de poblaciones

Para confirmar la presencia y evaluar las poblaciones de la hormiga loca (**Figura 54**) se utilizan las trampas de salchicha (Gómez *et al.*, 2002). Para construir estas trampas se emplean cajas plásticas usadas en exámenes coprológicos, que se consiguen en las droguerías (caja A). En la caja A se hacen ocho orificios en su base. Utilizando un tubo o varilla de 3 - 4 mm de diámetro calentado con un mechero, es posible perforar el plástico de la caja. En la caja se introduce como atrayente una rodaja de salchicha tipo ranchera de 3 mm de grosor.

Igualmente se requiere una caja plástica de mayor tamaño que tenga una tapa de rosca que impida la salida de las hormigas (caja B), donde quepa la caja A. La caja A con la salchicha se lleva al campo junto con la caja B y se dejan por separado en el suelo y a la sombra por un tiempo no menor que 30 minutos (**Figura 54**). Se reparten uniformemente 20 juegos de cajas A y B en el campo de tal forma que los juegos queden separados entre sí a una distancia mínima de 10 metros (Gómez *et al.*, 2002). Al ir a colectar las hormigas, es necesario levantar con cuidado la caja A e introducirla en la caja B y tapan esta última lo más rápido posible para evitar el escape de las hormigas capturadas.

En el momento de recolectar las trampas es importante verificar que las hormigas colectadas pertenezcan a la especie *N. fulva*. Estos insectos presentan un comportamiento de huida desorganizado y rápido al recoger la trampa, y no pican. Las obreras tienen las patas y las antenas largas y delgadas; además, su coloración es de un marrón claro. La especie *Nylanderia longicornis* es muy semejante pero se distingue por su coloración más oscura (Gómez *et al.*, 2002).



Figura 54. Juego de dos cajas (A: trampa de salchicha; B: recipiente de recolección) para el muestreo y la evaluación de poblaciones de la hormiga loca, *N. fulva*. (Foto: L. A. Gómez).

El conteo de las hormigas capturadas se hace en el sitio de trabajo. Si aún existen hormigas vivas se recomienda introducir las cajas dentro de un congelador por una noche y luego proceder al conteo dentro de las cajas.

Se considera que una población equivalente a una captura en las trampas de salchicha superior a 100 obreras en promedio es potencialmente peligrosa y conviene reducirla. Este nivel de población, y aun mayores, puede presentarse sin que exista necesariamente la asociación de la hormiga con los insectos chupadores, que causan las pérdidas en la producción. Sin embargo, el control de la hormiga loca disminuye el riesgo de pérdidas y además la debilita para que sea atacada por sus enemigos y competidores naturales y así lograr más rápidamente el restablecimiento del equilibrio poblacional en la zona afectada (Gómez *et al.*, 2002).

Manejo de poblaciones

Los estudios hechos sobre el impacto de este insecto (Zenner - Polanía y Martínez, 1992) demuestran que el daño que causa sobrepasa los posibles efectos benéficos en el control de otras hormigas y serpientes. Por lo tanto, es importante establecer programas de control basados en estrategias de manejo que involucren toda una región en donde esté distribuida la plaga, debido al continuo movimiento de la hormiga de un sitio a otro. El uso de un cebo tóxico ha mostrado ser muy eficiente en su control.

Características del cebo. El cebo se prepara mezclando uno o varios sustratos portadores con formulaciones comerciales del insecticida fipronil. El cebo debe atraer las obreras para que lo lleven al hormiguero y se alimenten de él todos los individuos de la colonia. El insecticida fipronil no causa repelencia a las obreras y tiene un efecto tóxico residual, para que afecte a la mayor parte de individuos de la colonia de la hormiga loca. La aplicación directa de insecticidas al hormiguero no es recomendable, ya que su efecto es reducido al no impactar todos los individuos de la colonia (Gómez y Lastra, 1997).

Preparación del cebo. Se recomienda el cebo tóxico con el ingrediente activo fipronil, que comercialmente se obtiene con el nombre de Cazador®. Se puede preparar usando agua o aceite como solvente, como lo describen Gómez y Lastra (1997):

El daño que causa la hormiga loca sobrepasa los posibles efectos benéficos en el control de otras hormigas y serpientes.

Usando agua como solvente:

Para preparar 100 kg de cebo, mezcle en seco 5 kg de harina de pescado con 15 kg de bagacillo (Gutiérrez y Calderón, 1997). Tamice previamente el bagacillo usando una malla que tenga orificios de aproximadamente 2 mm, con el propósito de lograr unas partículas de bagacillo que sean fácilmente acarreadas por las obreras.

Prepare el insecticida fipronil suspendiendo en 80 litros de agua, 0.8 g de la formulación comercial Cazador® 80 WG.

Revuelva la parte seca con la suspensión del insecticida tratando de que el cebo se humedezca sin que drene agua.

Utilizando guantes aplique cebo al voleo lo más uniformemente posible a razón de 15 kg/ha de cebo humedecido.

Este cebo se debe utilizar el mismo día de su preparación, ya que se puede descomponer rápidamente y perder sus propiedades atrayentes.

Usando aceite como solvente:

Para preparar 100 kg de mezcla revuelva en seco 20 kg de harina de pescado y 20 kg de bagacillo de caña previamente cernido. Pese 60 kg de aceite de soya y disuelva 75 mg de Cazador® 80 WG (fipronil) en el medio líquido.

Para asegurar la disolución total del producto utilice inicialmente 1 litro de aceite y agregue el Cazador®; mantenga la mezcla en constante agitación por una hora. Si es necesario, se puede aumentar la temperatura de la solución a 50-60°C. Finalmente, disuélvalo en el aceite restante.

Mezcle uniformemente la parte seca con la parte líquida. Este cebo es más resistente a la descomposición y mantiene un efecto atrayente hasta tres días después de preparado.

Aplique el cebo al voleo usando guantes, en una dosis de 12 kg/ha.

El cebo tóxico se debe utilizar el mismo día de su preparación, ya que puede descomponerse rápidamente y perder sus propiedades atrayentes.

Se ha establecido que con cualquiera de los dos cebos se logra mantener bajas las poblaciones de la hormiga loca hasta tres meses después de la aplicación. Después, si las poblaciones lo ameritan, se puede repetir el proceso.

Aplicación del cebo. El cebo se debe usar en los dos primeros meses después de la cosecha, periodo en el cual se forman nuevas reinas de la hormiga loca y distribuirse en todo el lote. Es importante entrar al lote, pues las aplicaciones sobre las calles o bordes del campo no tienen un efecto importante en el control de la hormiga loca. La aplicación se debe hacer de preferencia temprano en la mañana o en la tarde, es decir, en las horas de menor radiación solar y mayor actividad de la hormiga (Gómez y Lastra, 1997).

Enemigos nativos. Se ha observado que después de la invasión de la hormiga loca a una zona, sus poblaciones con el tiempo se reducen a niveles que no presentan problemas serios a los cultivos. Esto muy posiblemente se debe a la aparición de antagonistas o enemigos que luchan por su hábitat. En el valle del río Cauca se encontró que el ácaro *Macrodimychus sellnicki* parasita hasta un 82% de las pupas de la hormiga loca. También se detectó la hormiga legionaria, *Labidus pos. coccus* depredar en nidos de *N. fulva*. (Vargas *et al.*, 2005).

Referencias bibliográficas

- Arcila, A. M.; Gómez, L. A.; Ulloa-Chacón, P. 2002. Immature development and colony growth of crazy ant *Paratrechina fulva* under laboratory conditions (Hymenoptera: Formicidae). *Sociobiology*, 39, (2): 307 – 321.
- Bustillo, A. E.; Gil, Z. N. 2008. La hormiga loca, *Paratrechina fulva*. pp. 370 – 373. En: A. E. Bustillo P. (ed). Los insectos y su manejo en la caficultura colombiana. Editorial Blancolor Ltda., Manizales, Colombia. 466 pp.
- Cárdenas, R. 1982. La hormiga loca. *Avances Técnicos Cenicafé*. 101: 4.
- Cárdenas, R.; Posada, F. J. 2001. Los insectos y otros habitantes de cafetales y platanales. Comité Departamental de Cafeteros del Quindío - Cenicafé, Armenia (Colombia). pp. 148-153.
- Chacón - Ulloa, P.; Bustos, J.; Rosa Cecilia Aldana, R. C.; Baena, M. C. 2000. Control de la hormiga loca, *Paratrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae), con cebos tóxicos en la Reserva Natural Laguna de Sonso (Valle, Colombia). *Revista Colombiana de Entomología*, 26 (-4): 151 - 156.
- Fernández, F. 2000. Notas taxonómicas sobre “la hormiga loca”, (Hymenoptera: Formicidae *Paratrechina fulva*) en Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 26 (3 - 4): 145 - 149.
- Gómez, L. A.; Arcila, A. M.; Lastra, L. A.; Chacón, P. A. 2002b. Algunas bases biológicas para el manejo de la hormiga loca *Paratrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae). *Carta Trimestral*, 24 (1): 12-13.
- Gómez, L. A.; Insuasty, O.; Lastra, L. A. 2002a. La hormiga loca y su control en caña de azúcar. *Cenicaña, Documento de trabajo no publicado*. Cali, Colombia. 8 pp.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1997. Avances en el manejo de la hormiga loca *Paratrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae) en el cultivo de la caña de azúcar. Tomo I pp. 121-131. En: *Memorias IV Congreso Colombiano de la Asociación de Técnicas de la caña de Azúcar*. Cali, Colombia. Sep. 24-26, 1997.
- Gutiérrez, Y.; Calderón, H. 1997. Uso del bagacillo como componente del cebo para el control de la hormiga loca *Paratrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae). Tomo I pp. 63-73. En: *Memorias Congreso Colombiano de la Asociación de Técnicas de la caña de Azúcar*. Cali, Colombia. Sep. 24-26, 1997.
- Llapolla, J.; Brandy, S. y Shattuck, S. D. 2010. Phylogeny and Taxonomy of the *Prenolepis* genus-group of ants (Hymenoptera: Formicidae). *Systematic Entomology* 35: 118-131.
- Posada, F. J.; Vélez, M.; Hoyos, J.; Cárdenas, R.; Peláez, J. J. 2002. Reaparece la hormiga loca, *Paratrechina fulva*, en la zona central cafetera. *Avances Técnicos*, 302, (mes) Cenicafé. 8 p.
- Vargas, G. A.; Díaz, P. A.; Lastra, L. A.; Mesa, N. C.; Zenner-Polanía, I.; Gómez, L. A. 2004. Reconocimiento de enemigos naturales de la hormiga loca, *Paratrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae), en el municipio de El Colegio (Cundinamarca) y en el valle del río Cauca. *Revista Colombiana de Entomología*, 30 (2): 225-232.
- Zenner-Polanía, I. 1990. Biological aspects of the “Hormiga Loca” *Paratrechina (Nylanderia) fulva* (Mayr), in Colombia. p. 290-297. En: Vander Meer, R.K., K. Jaffe & A. Cedeno (eds.), *Applied Myrmecology. A world perspective*. Westview Press.- U.S.A.
- Zenner-Polanía, I. 1992. Aspectos biológicos y manejo de la hormiga loca. pp. 32 – 41. En: *Seminario: Hormigas: características, daños y manejo*. *Proceedings. Memorias Miscelánea Sociedad Colombiana de Entomología*, No. 24, Palmira, Colombia.
- Zenner-Polanía, I; Ruiz, N. 1985. Hábitos alimenticios y relaciones simbióticas de la “hormiga loca” *Nylanderia fulva* con otros artrópodos. *Revista Colombiana de Entomología*, 11: 3- 10.

El saltahojas de la caña de azúcar, *Perkinsiella saccharicida* Kirkaldy

Sinonimia

No tiene sinónimos.

Antecedentes

El saltahojas de la caña de azúcar, *Perkinsiella saccharicida* Kirkaldy (Hemiptera: Delphacidae), se encuentra presente en Colombia, en el Valle del Cauca, desde 1970. Sus poblaciones se incrementan particularmente cuando las condiciones ambientales son de tiempo seco prolongado (Gómez y Lastra, 1998); sin embargo, declinan con la llegada de las lluvias. Se considera una plaga secundaria de la caña de azúcar.

Distribución geográfica

La especie *P. saccharicida* es originaria de Australia y está presente en Java, Formosa, sur de China, Estados Malayos y Australia (Zimmerman, 1948). Desde Australia se ha dispersado a gran parte de las zonas cañeras del mundo, debido a la introducción de material vegetal infestado a zonas libres de la plaga, principalmente por huevos, ya que aunque generalmente son puestos en las hojas, también se encuentran en la vaina foliar y el tallo. De esta manera ingresó a China, Hawái, Hong Kong, Indonesia, Madagascar, Malasia, Mauricio, Reunion, Sudáfrica, Taiwán, Tailandia y posteriormente a América (Nguyen *et al.*, 1984).

En América el primer registro se hizo en Ecuador en 1967 (Risco, 1966) y luego en ese mismo año se encontró en Perú (Risco y Mesa, 1966). En 1970 se encontró en Colombia, en el Valle del Cauca (Posada, 1989), y en 1982 en Estados Unidos en Hawái, 1900; Florida, 1982 y Georgia, 1983 (Sosa, 1983; Nguyen *et al.*, 1984). En 1988 fue hallado en la región centro-occidental de Venezuela (Yepes *et al.*, 1988).

Descripción y biología

Huevo. Son cilíndricos y elongados, ligeramente curvos, y miden 1.1 mm x 0.4 mm. Una hembra puede poner alrededor de 300 huevos en grupos de 3 a 6, insertados en el envés de las hojas, cerca de la nervadura central, que cubre con una sustancia

Sus poblaciones se incrementan cuando las condiciones ambientales son de tiempo seco prolongado, y declinan con la llegada de las lluvias.

cerosa blanca (**Figura 55**). Los huevos toman 13 días para que emerjan las ninfas (Pulido, 1980).

Ninfa. Las ninfas recién emergidas son pálidas, sin alas e inician su alimentación inmediatamente. Son de hábito gregario y se congregan en el envés y en la base de las hojas bajas, mientras que los adultos están de preferencia en la parte superior de la planta, cerca del cogollo. Pasan por cinco instares que duran cerca de 27 días (Nguyen *et al.*, 1984).

Adulto. Son insectos chupadores del follaje de la caña de azúcar, muy pequeños, de unos 5 mm de largo, de color marrón claro, con el pronoto, el escutelo y el margen anal de las alas anteriores de color amarillo, por lo que cuando están en reposo se observa una raya amarilla contrastante a lo largo del dorso (**Figura 56**). Los dos primeros segmentos antenales son muy grandes. Generalmente son macrópteros, aunque hay un pequeño porcentaje de hembras braquípteras (Pulido, 1980; Nguyen *et al.*, 1984).

Los adultos son muy activos de noche, cuando ocurre la cópula y la oviposición (Nguyen *et al.*, 1984). Saltan de una hoja a la otra y también se desplazan lateralmente y se ocultan en el reverso de la hoja, pero pueden volar sin dificultad (Pulido, 1980). La hembra incrusta los huevos en la nervadura central de la hoja; prefiere ovipositar en la parte baja de las plantas jóvenes, entre 1 - 4 meses de edad. Los adultos pueden vivir 18 - 45 días (Pulido, 1980).

El ciclo de vida de *P. saccharicida* es bastante prolongado y lo puede completar entre 60 a 90 días, incluida la duración del adulto.

Daño e impacto económico

Las poblaciones de *P. saccharicida* se incrementan durante épocas secas y atacan especialmente cultivos jóvenes. Una vez que la caña de azúcar llega a los seis meses de edad el insecto ya no sigue reproduciéndose en estas plantas y busca cultivos de menor edad, que le son más atractivos (Gómez y Lastra, 1998).

P. saccharicida produce daños mecánicos al momento de introducir el estilete para alimentarse de la savia de las hojas, ya sea en estado de ninfa o adulto y cuando las hembras ponen sus huevos dentro del tejido foliar. En ambos casos, estas heridas abren la entrada a hongos como *Colletotrichum*, que producen una coloración rojiza sobre las lesiones.



Figura 55. Huevos del saltahojas de la caña de azúcar, *Perkinsiella saccharicida*, en el envés de una hoja de caña. (Foto: L. A. Lastra).



Figura 56. Adultos de *P. saccharicida* sobre el follaje de la caña de azúcar. (Foto: A. E. Bustillo).



Figura 57. Adulto de *Anagrus* sp., parasitoide de huevos del saltahoja de la caña, *P. saccharicida*. (Foto: L. A. Lastra).



Figura 58. Coccinélidos depredadores de ninfas de *P. saccharicida*. Izquierda: *Harmonia axyridis*; derecha: *Hippodamia convergens*. (Foto: A. E. Bustillo).



Figura 59. Adultos de *Perkinsiella saccharicida* muertos por infección causada por el hongo *Entomophthora* sp. (Foto: A. E. Bustillo).



Figura 60. Detalles de adultos de *P. saccharicida* muertos por infección del hongo *Entomophthora* sp. (Foto: A. E. Bustillo).

En ataques agudos de *P. saccharicida* las plantas afectadas se tornan amarillentas, tienen crecimiento lento, se acortan de los entrenudos y las hojas se secan prematuramente. Tanto las ninfas como los adultos al alimentarse arrojan continuamente un líquido azucarado que cubre el follaje y sirve de sustrato para el desarrollo de la fumagina, causada por el hongo *Capnodium* sp., que le da una apariencia negruzca al follaje y reduce la fotosíntesis. Sin embargo, sus ataques a los cañaverales del Valle del Cauca no causan pérdidas económicas (Gómez y Lastra, 1998).

Los ataques al cultivo se presentan por la migración de adultos de *P. saccharicida* de un lote de caña de azúcar de más de 5 meses a lotes jóvenes. Es preciso, por tanto, mantener en observación los lotes de caña de azúcar en crecimiento para detectar ataques tempranos.

La importancia de esta plaga radica en que es el transmisor de la virosis conocida como 'enfermedad de Fiji' (Nguyen *et al.*, 1984); pero afortunadamente este virus no se encuentra en Colombia.

Manejo de poblaciones

Enemigos nativos. El saltahoja hawaiano no se considera de importancia económica en el Valle del Cauca ya que sus poblaciones no alcanzan niveles muy altos pues son controladas por varios agentes benéficos. En Colombia se han registrado 26 benéficos diferentes que regulan poblaciones de este saltahoja (Bustillo, 2011).

En los cultivos del Valle del Cauca se presenta en forma natural una avispa del género *Anagrus* sp. (Hymenoptera: Mymaridae) (**Figura 57**), que parasita los huevos y les causa una mortalidad alta (Pulido, 1980).

También se pueden encontrar coccinélidos como *Hippodamia convergens* Guérin-Méneville y *Harmonia axyridis* Pallas (**Figura 58**) y una especie de *Chrysoperla* sp., que actúan como depredadores de las ninfas de *P. saccharicida*.

En los cañaverales es fácil observar infecciones de ninfas y adultos de *P. saccharicida* por un hongo entomopatógeno identificado como *Entomophthora* sp. (**Figuras 59 y 60**). Este hongo invade el cuerpo del saltahoja y cuando emerge produce unos rizoides, estructuras del hongo que salen del cuerpo y se extienden hasta la hoja, lo cual permite que el insecto permanezca adherido al follaje y así las estructuras reproductivas del hongo se pueden diseminar más fácilmente. En forma experimental Rico y Victoria (1988) demostraron virulencia del hongo *Metarhizium anisopliae* sobre los estados de *P. saccharicida*.

Referencias bibliográficas

- Bustillo, A. E. 2011. Parasitoides, predadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia. Cali, Cenicaña, 11 pp.; CD-ROM. Doc. trabajo, no. 719.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1998. *Perkinsiella saccharicida*: el saltahojas hawaiano. Cenicaña, Carta Trimestral, 20 (2-3): 15-17.
- Nguyen, R.; Sosa Jr., O.; Mead, F. W. 1984. Sugarcane delphacid, *Perkinsiella saccharicida* Kirkaldy 1903 (Homoptera: Delphacidae) Fla. Dept. Agric. & Consumer Serv., Division of Plant Industry. (Entomology Circular 265).
- Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA, Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43).
- Pulido, J. 1980. Ciclo biológico y hábitos de *Perkinsiella saccharicida* Kirkaldy (Homoptera: Delphacidae), plaga de la caña de azúcar. Tesis Magíster Scientiae, Universidad Nacional de Colombia - Instituto Colombiano Agropecuario. , Bogotá, Colombia. 68 pp.
- Rico, J.; Victoria, J. 1988. Evaluación e identificación de microorganismos patógenos de *Perkinsiella saccharicida* (Hom: Delphacidae), en caña de azúcar. Acta Agronómica, 38 (1): 31-40.
- Risco, S. 1966. *Perkinsiella saccharicida* Kirkaldy (Fulgoroidea: Delphacidae), un insecto nuevo para la caña de azúcar en América. Revista Peruana de Entomología, 9, (1): 181.
- Risco, S.; Mesa, C. 1966. Primeros resultados y observaciones en relación al "saltahojas" de la caña de azúcar. Revista Peruana de Entomología, 9 (1): 185-187.
- Sosa, O. 1983. Descubrimiento de una nueva plaga de la caña de azúcar en Florida, *Perkinsiella saccharicida* Kirkaldy, primer reporte en Norteamérica. pp. 471-476. En: Memorias III Seminario Interamericano de la Caña de Azúcar, Variedades y Fitomejoramiento. Miami, US,-.
- Yepez, G.; Early, M.; Ferrer, F.; Linares, B. 1988. Presencia de la chicharrita de la caña de azúcar *Perkinsiella saccharicida* (Kirkaldy) (Homoptera: Delphacidae) en Venezuela. Caña de Azúcar, 6 (1): 5-21.
- Zimmerman, E. 1948. Delphacidae family: Genus *Perkinsiella* Kirkaldy. pp. 228-237 En: -Insects of Hawaii. University Press of Hawái, Honolulu, Hawaii

La escama elongada, *Pulvinaria elongata* Newstead

Sinonimia

La escama elongada, *Pulvinaria elongata* Newstead (Hemiptera: Coccidae), tiene como sinónimos *Pulvinaria longisqua* y *Lecanium elongatum* Takahashi.

Antecedentes

Pulvinaria elongata es una plaga secundaria en la caña de azúcar y se presenta principalmente en compañía de la hormiga loca, con la que forma una asociación mutualística, en la cual la hormiga protege de enemigos nativos a la escama y ésta proporciona a la hormiga como alimento sustancias azucaradas. Se puede presentar en niveles de población muy bajos, que sólo se incrementan cuando se encuentran asociadas a hormigas.

Distribución geográfica

P. elongata es una especie cosmopolita que se ha registrado en los siguientes países: en Norte América en Estados Unidos; en Centro América y el Caribe en Antigua y Barbados, Bahamas, Cuba, Isla Granada, Jamaica, México, Puerto Rico, República Dominicana, Trinidad y Tobago; en Europa en España, Francia y Rusia; en Oceanía en Australia, Madagascar, Nueva Guinea, Papúa; En África en Cabo Verde, Camerún, Costa de Marfil, Egipto, Kenia, Marruecos, Nigeria, Senegal, Suráfrica, Tanzania, Uganda; en Asia en India, Japón, Malasia, Mauricio; en Suramérica en Colombia, Guyana, Venezuela. En Colombia se ha encontrado en los departamentos de Risaralda y Valle del Cauca (Girón *et al.*, 2005; <http://globalspecies.org/ntaxa>).

Hospederos

En el mundo se registra *P. elongata* en *Andropogon gayanus*, *Antigonon leptopus*, *Ficus megapoda*, *Oryza sativa*, *Panicum anceps*, *Paspalum notatum*, *Pennisetum berbaceum* y *Saccharum officinarum* (<http://globalspecies.org/ntaxa>). En Colombia sólo se ha encontrado en caña de azúcar y en pastos (Posada, 1989).

Se puede presentar en niveles de población muy bajos, que sólo se incrementan cuando se encuentran asociadas a hormigas.

Descripción y ciclo de vida

Huevo. Mide aproximadamente 0.5 mm, es de color blanco cremoso y tiene forma ovoide. Su color se oscurece a medida que se acerca el momento de la eclosión. Los huevos los deposita la hembra debajo de su cuerpo, y los cubre con una abundante secreción cerosa blanca, hasta su eclosión. Una hembra puede poner en promedio 218 huevos durante su vida y éstos toman de 3 a 5 días para eclosionar (Girón *et al.*, 2005).

Ninfa. Son aplanadas y tienen una forma elíptica; su color es amarillo claro y se tornan un poco más oscuras a medida que se desarrollan (**Figura 61**). Las ninfas se ubican en el envés de las hojas y son poco móviles. Pasan por dos instares que toman 25 días en promedio para completar su desarrollo. El primer instar tiene una longitud promedio de 0.5 mm y posee dos setas anales largas; el número de setas marginales entre los ojos varía entre 9 y 11 y no hay presencia de bandas dorsales. El segundo instar tiene una longitud promedio de 1.3 mm, no presenta setas anales, el número de setas marginales entre los ojos varía entre 20 y 25 y las bandas dorsales comienzan a hacerse visibles (Girón *et al.*, 2005).

Adulto. Su reproducción es partenogenética. Las hembras adultas tienen forma alargada ovoide, son de color verde y se tornan de color marrón a medida que se desarrollan. Alcanzan una longitud promedio de 3.5 mm, aunque pueden llegar a medir hasta 10 mm. Tienen antenas con 6 a 8 segmentos y patas bien desarrolladas. Las setas anales están ausentes y presentan entre 30 y 40 setas marginales. Las bandas dorsales son de color marrón y se oscurecen a medida que el insecto se acerca al estado reproductivo y aparecen las secreciones algodonosas alrededor del abdomen. Esas secreciones algodonosas son el ovisaco que la hembra forma para mantener y proteger los huevos hasta que emergen las ninfas (**Figura 62**). El adulto dura en promedio 42 días, de los cuales 16 días son de preoviposición (Girón *et al.*, 2005).

El ciclo de vida de *P. elongata* son cerca de 70 días, incluida la duración del estado adulto.

Daño e impacto económico

El primer síntoma debido a la alimentación de *P. elongata* es una estría amarilla que se inicia desde los bordes de las hojas y avanza hacia la punta. A medida que la estría clorótica avanza, las escamas se desplazan hacia los tejidos sanos (**Figura 63**).



Figura 61. a) Escama elongada, *Pulvinaria elongata*, sobre hojas de caña de azúcar; **b)** Detalles de escamas maduras de *P. elongata*. (Fotos A. E. Bustillo)



Figura 62. Adulto hembra de *P. elongata* con huevos debajo de su cuerpo. (Foto: L. A. Lastra).



Figura 63. Cultivo de caña de azúcar infestado por la escama *P. elongata*. (Foto: L. A. Gómez)



Figura 64. Adulto de *Anicetus annulatus*, parasitoide de la escama *P. elongata*. (Foto L. A. Lastra).

La escama se alimenta del floema de las hojas jóvenes, succionando la savia y excretando soluciones azucaradas. Sobre estas soluciones azucaradas se desarrolla el hongo *Capnodium*, causante de la fumagina que hace que la planta reduzca su actividad fotosintética, lo que disminuye la concentración de azúcar y el tonelaje de caña producida.

Sus poblaciones se pueden incrementar considerablemente cuando se asocia con hormigas como *Nylanderia fulva*, la cual actúa en simbiosis protegiendo de los enemigos a la escama y alimentándose de las secreciones azucaradas que excreta la escama (Gómez y Lastra, 1995).

Manejo de poblaciones

P. elongata sólo se presenta en condiciones de plaga cuando se asocia a la hormiga loca, *N. fulva* o a otras hormigas; por lo tanto, su control inicial debe dirigirse a la hormiga. En ocasiones se presentan infestaciones en plantas de caña de azúcar en invernaderos donde la fauna benéfica se aísla y las poblaciones de la escama se incrementan.

Enemigos nativos. En el Valle del Cauca se han encontrado dos enemigos de *P. elongata* muy importantes: la mosquita *Diadoplosis coccidivora* (Felt) (Diptera: Cecidomyiidae), que depreda huevos y el endoparasitoide *Anicetus annulatus* Timberlake (Hymenoptera: Encyrtidae) (**Figura 64**), en ninfas de la escama (Girón *et al.*, 2005).

Referencias bibliográficas

Girón, K.; Lastra, L. A.; Gómez, L. A.; Mesa, N. C. 2005. Observaciones acerca de la biología y los enemigos naturales de *Saccharicoccus sacchari* y *Pulvinaria pos elongata*, dos homópteros asociados con la hormiga loca en caña de azúcar. *Revista Colombiana de Entomología*, 31 (1): 29-35.

Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. pp. 237 – 263 En: Cassalet, C., Torres, J., Isaacs, C. (eds), *El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia*. Cenicaña, Cali, Colombia. 412 pp.

Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA, Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43).

La cochinilla rosada de la caña de azúcar, *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell)

Sinonimia

En la literatura se encuentra bajo un gran número de sinónimos: *Dactylopius sacchari*; *Dactylopius sacchari brasiliensis*; *Erium sacchari*; *Pseudococcus sacchari*; *Trionymus praegrans*; y *Trionymus sacchari*.

Antecedentes

La cochinilla rosada de la caña de azúcar, *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) (Hemiptera: Pseudococcidae), se considera una plaga secundaria. Es un insecto cosmopolita con gran preferencia por las gramíneas. Los estados inmaduros prefieren ubicarse entre las vainas de las hojas, mientras que los adultos generalmente se encuentran en los entrenudos (Gómez y Lastra, 2005). Es un insecto endémico, pero rara vez alcanza niveles de población que causen daño económico.

Distribución geográfica

Esta especie es de distribución cosmopolita¹. Se cree que es originaria de Australia, pero se ha encontrado en Micronesia, Palau, Filipinas, México, Perú, Isla Rodríguez, Papúa, Nueva Guinea, Panamá, Puerto Rico, Pakistán, Malasia, Nicaragua, Zimbabue, Montserrat, Martinica, Taiwán, Malawi, Nueva Caledonia, Vietnam, Venezuela, Uruguay, Islas Vírgenes, Uganda, Tonga, San Vicente y Granadinas, Surinam, Sri Lanka, Suráfrica, Somalia, Islas Salomón, San Marino, Trinidad y Tobago, Barbados, República Dominicana, Cuba, Costa Rica, Colombia, China, Brasil, Ecuador, Bolivia, Angola, Bangladesh, Bahamas, Australia, Argentina, Antigua y Barbuda, Kenia, Jamaica, Egipto, Indonesia, Madagascar, Honduras, Hawái, Guatemala, Guadalupe, Granada, Polinesia Francesa, Fiji, Guyana, Israel y El Salvador.

¹ *Saccharicoccus sacchari* (pink sugarcane mealybug). Global species. <http://www.globalspecies.org/371372> Consultado en mayo 2011.

Es un insecto endémico,
pero rara vez alcanza
niveles de población que
causen daño económico.



Figura 65. Huevos de la cochinilla rosada de la caña de azúcar, *Saccharicoccus sacchari*. (Foto: L. A. Lastra).



Figura 66. Ninfas de segundo instar de *S. sacchari*, macho (arriba) y hembra (abajo). (Foto: L. A. Lastra).

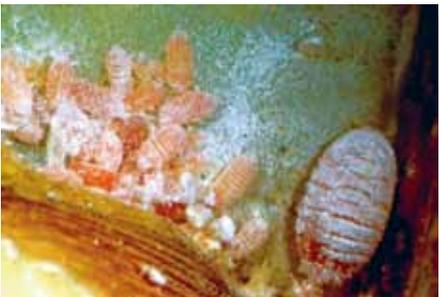


Figura 67. Adulto hembra de la cochinilla rosada, *S. sacchari* (derecha), con su progenie. (Foto: L. A. Lastra).

Hospederos

En algunos países *S. sacchari*, además de la caña de azúcar, tiene como hospederos alternos a *Sorghum halepense*, *Oryza sativa* y *Cyperus rotundus*. En Colombia sólo se ha registrado en la caña de azúcar y en el cacaotero (Posada, 1989).

Descripción y biología

Huevo. Las hembras al ovipositar producen el ovisaco, una secreción filamentososa de aspecto algodonoso que envuelve los huevos. El huevo es de color habano claro y a medida que se acerca el momento de eclosionar se torna rosado; mide aproximadamente 0.4 mm y es ovalado (**Figura 65**). Una hembra pone en promedio 219 huevos (Girón *et al.*, 2005).

Ninfa. Minutos después de depositados los huevos, emergen las ninfas y permanecen un tiempo cerca de la madre para luego desplazarse a buscar ubicación y alimento. La ninfa pasa por dos instares: En el primer instar se recubre de cera, es de color rosado, tiene un largo promedio de 0.6 mm y 0.15 mm de ancho, segmentos antenales y setas anales. En el segundo instar se recubre de una cera o polvo harinoso de color blanco, conserva las setas anales y tiene un largo promedio de 0.9 mm y 0.3 mm de ancho; en este momento las ninfas presentan siete segmentos antenales y es el cambio más notorio en relación con el primer instar (**Figura 66**). El estado ninfal dura en promedio 29 días (Girón *et al.*, 2005).

Adulto. El adulto hembra se mantiene cubierto de cera, tiene un largo promedio de 3.2 mm y 1.7 mm de ancho. Posee siete segmentos antenales. Las setas anales le sirven para evitar que las gotas de las secreciones azucaradas se pierdan y las hormigas las puedan tomar (**Figura 67**).

Los machos adultos son diferentes a la hembra, ya que son alados, tienen una coloración rosada oscura, dos setas visibles en el ano, alcanzan una longitud promedio de 1.05 mm y poseen segmentos antenales (**Figura 68**). El estado adulto demora 36 días con un periodo de preoviposición de 17 días (Girón *et al.*, 2005).

La duración promedio del ciclo de vida de *S. sacchari* de huevo a la senescencia del adulto es de aproximadamente 45 días.

Daño

El daño de *S. sacchari* se reconoce porque al observar en los entrenudos de la caña de azúcar, debajo de la yagua, se ven secreciones cerosas abundantes de color blanco (**Figura 69**). Cuando en un cañaveral está presente la hormiga loca, *N. fulva*, ésta se asocia con *S. sacchari* y sus poblaciones pueden incrementarse considerablemente (Gómez y Lastra, 1995).

La cochinilla se alimenta de la savia de los tallos de la caña de azúcar y excreta sustancias azucaradas, que sirven de alimento a las hormigas y éstas a su vez las protegen de los enemigos. Los ataques masivos de este insecto causan un amarillamiento en el follaje de la caña de azúcar y el crecimiento de fugamina en el tallo (**Figura 70**).

Impacto económico

Sobre las soluciones azucaradas que secreta la cochinilla se desarrolla el hongo *Capnodium* que causa la fumagina y por consiguiente reduce la actividad fotosintética de la planta. Todo esto afecta la concentración de azúcar y el tonelaje de la caña. No se han cuantificado estas pérdidas.

Manejo de poblaciones

La cochinilla rosada sólo se presenta en condiciones de plaga cuando se asocia a la hormiga loca, *N. fulva*. Por lo tanto, es importante dirigir su control primero a la hormiga.

Enemigos nativos. En el Valle del Cauca se han encontrado varios enemigos de esta cochinilla, como el hongo *Aspergillus* sp. pos. *parasiticus*, el cual puede invadir toda una colonia y causar su total destrucción. La infección se reconoce por el denso micelio verde que cubre los insectos atacados. También se ha visto la mosquita *Diadoplosis* sp. (Diptera: Cecidomyiidae) depredar huevos de *S. sacchari* y *Anicetus annulatus* Timberlake (Hymenoptera: Encyrtidae) como endoparásitoide de las ninfas de la cochinilla (Girón *et al.*, 2005).



Figura 68. Adulto macho alado de *S. sacchari*. (Foto: L. A. Lastra).



Figura 69. Cochinilla rosada, *S. sacchari*, debajo de la yagua o vaina de una hoja de caña de azúcar. (Foto: L. A. Gómez).



Figura 70. Cultivo de caña de azúcar infestado por *S. sacchari*. (Foto: L. A. Gómez).

Referencias bibliográficas

Girón, K.; Lastra, L. A.; Gómez, L. A.; Mesa, N. C. 2005. Observaciones acerca de la biología y los enemigos naturales de *Saccharicoccus sacchari* y *Pulvinaria poselongata*, dos homópteros asociados con la hormiga loca en caña de azúcar. Revista Colombiana de Entomología, 31 (1): 29-35.

Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. p. 237 – 263 En: Cassalet, C., Torres, J., Isaacs, C. (eds), El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Cenicaña, Cali, Colombia, 412 pp.

Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA, Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43).

El saltahojas verde de la caña de azúcar, *Saccharosydne saccharivora* (Westwood)

Sinonimia

Este saltahojas verde tiene como sinónimos *Delfax sacarioxa*, *Delphax sacchapivora*, *Delphax sacchari*, *Delphax saccharivora*, *Delphax sacharivora* y *Stenocranus saccharivorus*⁴.

Antecedentes

El saltahojas verde de la caña de azúcar, *Saccharosydne saccharivora* (Westwood) (Hemiptera: Delphacidae), también conocido como el saltahojas antillano, es un insecto de hábito chupador que se considera una plaga de importancia económica para la caña de azúcar en Jamaica y Venezuela (Metcalfe, 1969; Giraldo *et al.*, 2004). En Colombia sólo se ha detectado en la zona azucarera de Norte de Santander, aunque sus brotes han sido esporádicos y localizados (Gómez y Lastra, 1995).

Distribución geográfica

S. saccharivora se ha registrado en Antigua, Antillas, Barbados, Cuba, Guayana Británica, Granada, Haití, Jamaica, Puerto Rico, Santo Domingo, Trinidad y Tobago, Estados Unidos y Venezuela (Guagliumi, 1962; Giraldo *et al.*, 2004); Colombia (Gómez y Lastra, 1995) y Cuba (Arocha *et al.*, 2005).

Hospederos

Dos especies de gramíneas, *Andropogon glomeratus* y *A. bicornis*, se considera que son los hospederos originales de *S. saccharivora* (Metcalfe, 1969) y se presume que de ellas se movieron a la caña de azúcar.

En Colombia sólo se ha encontrado en caña de azúcar en Norte de Santander, en donde han ocurrido brotes de la plaga de importancia para el desarrollo de

Este insecto de hábito chupador se considera una plaga de importancia económica para la caña de azúcar en Jamaica y Venezuela.



Figura 71. Adultos y ninfas del saltahoja verde o saltahoja antillano, *Saccharosydne saccharivora*, sobre una hoja de caña de azúcar. (Foto: L. A. Gómez).



Figura 72. Detalles de la morfología del adulto de *S. saccharivora*. (Tomado de: Chamblee, DeKalb County, Georgia, USA, <http://bugguide.net/node/view/336431>)

algunas variedades sembradas en esa zona. Se considera como una plaga exótica que puede revestir importancia económica para el Valle del Cauca (Gómez y Lastra, 1995).

Descripción y biología

Huevo. Las hembras tienen un periodo de preoviposición de 3 días y ovipositan cerca de 200 huevos, que insertan en grupos alineados, desde 4 hasta 12, dentro del tejido foliar y luego los cubren con floculaciones cerosas blancas. El periodo de oviposición dura 20 días (Giraldo *et al.*, 2004).

Ninfa. Son similares a los adultos pero no tienen alas. Se caracterizan, como los adultos, por poseer una ‘cola’ formada por una secreción blanca cerosa (**Figura 71**). Pasan por cinco instares, los cuales se distinguen por su incremento en tamaño, la diferenciación de sus rudimentos alares y el aumento en las espinas de la tibia y tarso metatorácicos (Metcalf, 1969).

Adulto. Es de color verde pálido con dos rayitas negras en el primer segmento antenal (**Figura 72**). Mide unos 3 mm de largo por 1.5 mm de ancho. Las hembras y las ninfas llevan unos filamentos blancos cerosos pegados al abdomen. Forman colonias en el envés de las hojas bajas, donde se observan adultos, ninfas y floculaciones cerosas blancas que cubren las posturas y un filamento caudal ceroso a manera de ‘cola’.

El ciclo de vida de *S. saccharivora* de huevo a adulto a 30°C es: huevo, 15–19 días; instar I, 6–7 días; instares II, III y IV, cada uno toma 4–5 días; instar V, 6–7 días; adulto macho, cerca de 8 días; hembra, hasta 30 días. El ciclo lo completan en un tiempo de 45 a 50 días (Metcalf, 1969).

Daño

El saltahoja verde vive en el envés de las hojas de la caña de azúcar, en colonias, y se congrega hacia la nervadura principal. Las colonias numerosas del insecto producen daño directo en las plantas, porque las debilitan al chuparles la savia. El insecto secreta sustancias azucaradas y cuando sus poblaciones se incrementan es notoria la producción de fumagina que interfiere con la fotosíntesis y la transpiración normal de la planta (**Figura 73**).

También hacen un daño indirecto al ovipositar, ya que al introducir el ovipositor provocan heridas al tejido por las cuales entran patógenos que afectan el cultivo (Guagliumi, 1962; Giraldo *et al.*, 2004).

Estudios realizados en Cuba han mostrado que *S. saccharivora* es vector del fitoplasma causante de la enfermedad en caña de azúcar de la hoja amarilla (SCYLP) (Arocha *et al.*, 2005).

Los cultivos de caña de azúcar infestados por esta plaga muestran amarillamiento y secamiento del follaje en ataques agudos (**Figura 74**).

Impacto económico

No se conoce el efecto de esta plaga en la zona cañicultora del Valle del Cauca debido a que aún no se ha encontrado. Se conoce que en Jamaica este insecto puede causar reducciones en la producción hasta de 27 toneladas de caña/ha (Metcalf, 1969).

Manejo de poblaciones

Las altas poblaciones del saltahoja verde de la caña de azúcar ocurren durante las épocas secas y desaparecen con las primeras lluvias que, además, lavan las hojas y eliminan el sustrato azucarado en el cual se reproduce el hongo causante de la fumagina (Giraldo *et al.*, 2004).

En Colombia se han encontrado hasta el momento sólo coccinélidos que predan los estados de ninfa y adulto de *S. saccharivora*. Estas especies son: *Coleomegilla maculata* De Geer, *Hippodamia convergens* Guérin-Méneville, *Cycloneda sanguinea* (L.) y *Scymnus* sp. (Bustillo, 2011). Antes de iniciar cualquier medida de control debe considerarse la protección y fomento de esta larva benéfica. En Guatemala se recomienda la aplicación de *Metarhizium anisopliae* cuando las infestaciones son muy altas (Astorga, 1993).



Figura 73. Planta de caña de azúcar infestada por *S. saccharivora*. (Foto: L. A. Gómez).



Figura 74. Aspecto del daño causado por *S. saccharivora* en un cultivo de caña de azúcar. (Foto: L. A. Gómez).

Referencias bibliográficas

- Arocha, Y.; López, M.; Fernández, M.; Piñol, B.; Horta, D.; Peralta, E. L.; Almeida, R.; Carvajal, O.; Picornell, S.; Wilson, M. R.; Jones, P. 2005. Transmission of a sugarcane yellow leaf phytoplasma by the delphacid planthopper *Saccharosydne saccharivora*, a new vector of sugarcane yellow leaf syndrome. *Plant Pathology*, 54: 634–642.
- Astorga, A. 1993. Plagas y enfermedades de la caña de azúcar. Departamento de Investigación Agrícola, Ingenio Santa Ana, Guatemala. 31 pp.
- Bustillo, A. E. 2011. Parasitoides, predadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia. Cali, Cenicaña, 11 pp.; CD-ROM. Doc. trabajo, no. 719.
- Giraldo, H.; Vargas, A.; Lindarte, J. O. 2004. El saltahoja verde de la caña de azúcar en el estado Táchira. INIA Divulga3, (Sep.–Dic.): 25 – 27.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. pp. 237 – 263 En: Cassalet, C., Torres, J., Isaacs, C. (eds), El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Cenicaña, Cali, Colombia, 412 pp.
- Guagliumi, P. 1962. Las plagas de la caña de azúcar en Venezuela. Ministerio de Agricultura y Cría- Centro de Investigaciones Agronómicas. Maracay, Venezuela. 482 pp. (Monografía W 2. Tomo 1).
- Metcalfe, J. R. 1969. Studies on the biology of the sugar-cane pest *Saccharosydne saccharivora* (Westw.) (Hom. Delphacidae) *Bulletin of Entomological Research*. 59: 393-408.

El pulgón amarillo de la caña de azúcar, *Sipha flava* (Forbes)

Sinonimia

Sipha flava (Forbes) fue descrito en 1984 por Forbes en el género *Chaitophorus* de especímenes colectados sobre sorgo, pero posteriormente fue reclasificado y puesto en el género *Sipha* (Nuessly, 2005). Otra sinonimia es *Sipha carrerai*.

Antecedentes

El pulgón amarillo de la caña, *Sipha flava* (Forbes) (Hemiptera: Aphididae), es una plaga que ha incrementado su presencia paulatinamente en el valle del río Cauca, especialmente en el sur. Los individuos forman colonias en el envés de las hojas y se caracterizan por su acentuado color amarillo.

Es una plaga que se presenta después de veranos prolongados, en plantas jóvenes y turgentes, entre 1 - 3 meses de edad. Pasa desapercibido hasta cuando se observa el daño que produce, que semeja una quemazón amarillosa a rojiza a medida que progresa hacia el ápice de la hoja, la que finalmente se marchita. En 1988 se presentó en el Valle del Cauca un brote de este insecto en el norte del departamento, donde afectó principalmente las plantaciones de caña de azúcar del Ingenio Riopaila. Fue necesario hacer uso de insecticidas en 4000 ha como una medida extrema para reducir sus poblaciones (Gómez y Lastra, 1995).

Distribución geográfica

Se cree que el pulgón amarillo es originario de Norteamérica. Se encuentra distribuido en Norteamérica, el Caribe y en Centroamérica y Suramérica en Argentina, Costa Rica, Colombia, Chile, Cuba, Ecuador, Guyana Británica, Brasil, El Salvador, Estados Unidos, Guadalupe, Haití, Martinica, México, Panamá, Perú, Puerto Rico, República Dominicana, Trinidad y Tobago y Venezuela (*et al.*, 1998). En Colombia se han colectado especímenes de *S. flava* en Antioquia, Cundinamarca, Risaralda y Valle del Cauca (Bustillo y Sánchez, 1981).

Pasa desapercibido hasta cuando se observa el daño que produce, que semeja una quemazón amarillosa a rojiza a medida que progresa hacia el ápice de la hoja, la cual finalmente se marchita.



Figura 75. Colonia del pulgón amarillo, *Sipha flava*, en una hoja de caña de azúcar. (Foto A. E. Bustillo).

Hospederos

En varias partes del mundo atacan plantas de los géneros *Digitaria*, *Hordeum*, *Oryza*, *Panicum*, *Paspalum*, *Pennisetum*, *Saccharum*, *Sorghum*, *Triticum* y *Zea*. También se ha encontrado en las Cyperaceae: *Carex* y *Cyperus* (Nuessly, 2005).

En Colombia, además de la caña de azúcar, *S. flava* infesta plantas como arroz, maíz, sorgo, trigo y cebada (Posada, 1989), al igual que gramíneas que se encuentran en los callejones de los lotes de caña, como *Leptochloa*, pasto johnson, *Echinochloa colona* y caminadora (Gómez y Lastra, 1995). También se ha encontrado sobre pasto angleton, pasto brasilero, pasto kikuyo, pasto pangola y pasto puntero (Bustillo, 1976; Bustillo y Sánchez, 1981).

Descripción y biología

Los pulgones o áfidos en las zonas tropicales no producen machos y su reproducción es partenogenética y vivípara. La hembra adulta da origen a las ninfas.

Ninfa. El adulto deposita 3 a 5 ninfas diarias durante 14 - 21 días. La ninfa tiene un color amarillo y pasa por cuatro instares, formando colonias muy numerosas en el envés de la hoja de caña (**Figura 75**). El desarrollo de la ninfa demora entre 15 y 20 días para llegar al estado adulto (Cherry *et al.*, 2001). Observaciones hechas en invernadero en Cenicaña indican que este tiempo es de 12 días (Lastra y Gómez, 1990).

Adulto. El adulto áptero de *Sipha flava* se caracteriza porque todo su cuerpo es de color amarillo. Mide 1.6 - 2.1 mm. La superficie del cuerpo es aplanada y cubierta de setas cortas y erectas. Los cornículos son muy reducidos, mamiliformes y oscuros. La cauda es corta, constreñida en la base y redondeada en el ápice. Su pico termina en el II par de coxas y el margen frontal no es cóncavo, sino liso. La antena tiene cinco segmentos y es la mitad de la longitud del cuerpo. El unguis es dos veces la longitud de la parte basal del VI segmento antenal (Bustillo y Sánchez, 1981; Cherry *et al.*, 2001).

El adulto alado también es amarillo, con las venas de las alas ligeramente ahumadas. Sus cornículos y áreas alrededor de la base de las setas sobre el dorso del abdomen son más oscuros y también presenta áreas intersegmentales

esclerotizadas. El segmento antenal III tiene 3 a 5 sensorias. El abdomen tiene escleritos, sobre los cuales van las setas (Bustillo y Sánchez, 1981).

Como resultado de su alimentación en el envés de las hojas surgen pecas de color marrón, luego el área afectada se torna amarilla, pasa por un color rojo y finalmente se seca. (**Figura 76**). Puede encontrarse en plantas de caña de azúcar de todas las edades, pero las prefiere entre 2 y 7 meses de edad (Gómez, 1989). Las hembras adultas se reproducen a una tasa de 1.4 ninfas / día, en un periodo de 20 días (Lastra *et al.*, 1990). Las formas aladas surgen en condiciones de hacinamiento, cuando la calidad de la planta se afecta y el insecto se ve forzado a migrar.

El ciclo total de *S. flava* de ninfa a ninfa lo completa en alrededor de 25 a 40 días.

Daño

Sipha flava no se encuentra asociado a hormigas y esto se debe especialmente a que no secretan por sus cornículos sustancias azucaradas y por lo tanto no se produce la fumagina sobre el follaje de la caña de azúcar. Esto diferencia su ataque del causado por el pulgón gris, *Melanaphis sacchari*, en el cual sí se produce fumagina.

Impacto económico

Al comparar datos de áreas con altas infestaciones de *S. flava* con áreas sanas equivalentes, se han encontrado en las primeras disminuciones hasta del 42% en la producción de caña y hasta del 20% en el rendimiento de azúcar, para una reducción en producción de azúcar del 54% (Londoño y Gómez, 1990).

Monitoreo de poblaciones

Para evaluar la infestación por pulgón amarillo en un lote de caña de azúcar lo primero es elegir los surcos de una suerte y en uno de cada veinte entrar y observar un tallo cada 20 metros para un total de 5 tallos por surco. Luego, en cada tallo se cuentan las hojas infestadas y se estudian las cuatro primeras hojas a partir de la primera con cuello visible (hoja TVD). Se dice que una hoja está infestada cuando tiene por lo menos una colonia establecida (una hembra y sus crías) (Gómez *et al.*, 1990).



Figura 76. Aspecto del daño causado por el pulgón amarillo, *S. flava*, en un cultivo de caña de azúcar. (Foto A. E. Bustillo).

Si el campo tiene más del 30% de las hojas infestadas hay que emprender medidas de control. Si la incidencia está entre 15-30% de las hojas hay que continuar tomando muestras del lote semanalmente (Londoño y Gómez, 1990).

Manejo de poblaciones

Enemigos nativos. Cuando se inician los ataques del pulgón amarillo sus poblaciones escapan al ataque de los benéficos, pero a medida que avanza la infestación éstos incrementan sus poblaciones y la plaga sucumbe. Por ello, el uso de insecticidas puede resultar contraproducente pues acaba con la fauna benéfica.

Este insecto tiene varios enemigos de la familia Chrysopidae, tales como *Chrysoperla carnea*, *Chrysoperla rufilabris*, *Leucochrysa* sp., *Ceraeochrysa cubana* o *Ceraeochrysa claveri* (Gómez et al., 2003; Vargas y Gómez, 2006). Dichas especies se pueden criar masivamente y liberar en cañaverales donde *S. flava* esté incrementando sus poblaciones.

También es posible encontrar coccinélidos como *Hippodamia convergens*, *Cicloneda sanguinea* y *Scymnus* sp. que predan los estados del pulgón amarillo (Londoño y Gómez, 1990). Recientemente se ha registrado *Harmonia axyridis*, un predador muy agresivo, sobre ninfas y adultos de *S. flava* (**Figura 77**).

Medidas de control. Es importante no apresurarse a tomar medidas de control cuando aparezcan poblaciones de este pulgón, pues normalmente la fauna benéfica de coccinélidos existente es capaz de contrarrestarlas. Se recomienda la liberación de los predadores conocidos como crisopas, p. ej. como *Leucochrysa* sp. y *Chrysoperla carnea*, cuando se observe el inicio de colonias en las hojas. Estos benéficos son producidos por varios insectarios comerciales.

También se puede utilizar el hongo entomopatógeno *Lecanicillium lecanii* para su control. En el caso de tener que utilizar insecticidas se recomiendan los sistémicos, que no afectan la fauna benéfica. Normalmente las poblaciones del pulgón aparecen en épocas de verano y sucumben con la llegada de las lluvias. El daño del insecto se puede contrarrestar incrementando la fertilización nitrogenada.

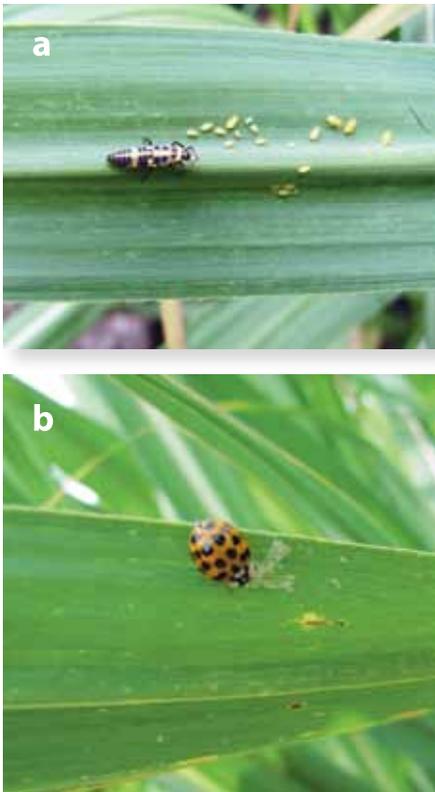


Figura 77. a) Larva de *Harmonia axyridis*, depredador de *S. flava*; **b)** Adulto del depredador. (Fotos A. E. Bustillo).

Referencias bibliográficas

- Bustillo, A. E. 1976. Lista de áfidos (Homoptera: Aphididae) y sus huéspedes registrados en Colombia. ICA, Medellín, Colombia. 11 pp. (Boletín Técnico No. 44).
- Bustillo, A. E.; Sánchez, G. 1981. Los áfidos en Colombia. Plagas que afectan los cultivos agrícolas de importancia económica. Editorial Produmedios - ICA, Bogotá. Colombia. 96 pp.
- Cherry, R. H.; Schueneman, T. J.; Nuessly, G. S. 2001. Insect management in sugarcane. Yellow sugarcane aphid. Disponible en: <<http://edis.ifas.ufl.edu/IG065>> consultado el 3 de mayo 2010.
- Gómez, L. A. 1989. Algunas experiencias sobre los áfidos de la caña de azúcar en el Valle del Cauca, Colombia, y su manejo. 9 pp. En: Memorias Tercera Mesa Redonda Lationamericana de Fitosanidad de la Caña de Azúcar. Barquisimeto, Venezuela.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1995. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. pp. 237 – 263 En: Cassalet, C., Torres, J., Isaacs, C. (Eds.) El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Cenicaña, Cali, Colombia. 412 pp.
- Gómez, L. A.; Palma, A. E.; Gaviria, J. D. 1990. Determinación de un sistema de muestreo para definir niveles de daño causados por *Sipha flava* (Homoptera: Aphididae) en campos comerciales de caña de azúcar. Tomo 1 pp. 249-259. En: Memorias del Tercer Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar -Gómez, L. A.; Ramírez, D.; Lastra, L. A. 2003. Las crisopas: una alternativa potencial para el control del pulgón amarillo de la caña de azúcar. pp. 26-37. En: Memorias del VI Congreso de la Asociación de Técnicos de la Caña de Azúcar. Cali, Colombia. 26 Sep., 2003.
- González, W. L.; Fuentes-Contreras, E.; Niemeyer, H. M. 1998. Una nueva especie de áfido (Hemiptera: Aphididae) detectada en Chile: *Sipha flava* (Forbes). Revista Chilena de Entomología, 25: 87 – 90.
- Lastra, L. A.; Gómez, L. A.; Palma, A. E. 1990. Biología de *Sipha flava* (Forbes) en tres hospederos y algunas observaciones preliminares sobre predadores. Tomo 1 pp. 237-247. En: Memorias III Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar. Cali, Colombia. 10-14 Sep., 1990.
- Londoño, A. E.; Gómez, L. A. 1990. Efecto de las infestaciones de *Sipha flava* (Homoptera: Aphididae) sobre la producción de azúcar y posibilidades de su control mediante la liberación de coccinélidos. Tomo 1 pp. 261-270. En: Memorias III Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar. Cali, Colombia. 10-14 Sep., 1990.
- Nuessly, G. S. 2005. Yellow sugarcane aphid *Sipha flava* (Forbes) (Insecta: Hemiptera: Aphididae). University of Florida, EENY-354, 2 pp.
- Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA. Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43).
- Vargas, G. A.; Gómez, L. A. 2006. Regulación de las poblaciones del pulgón amarillo de la caña de azúcar, *Sipha flava*, mediante la utilización de crisopas. Cali, Colombia, Cenicaña, 11 pp.; CD-ROM. (Documento de Trabajo, No. 572).

Cogolleros

El falso medidor, *Mocis latipes* (Guenée)

Sinonimia

Se desconoce.

Antecedentes

El ataque del falso medidor, *Mocis latipes* (Guenée) (Lepidoptera: Noctuidae), se presenta en forma esporádica y explosiva, coincidiendo con la época de menor precipitación. Es una plaga ocasional en la caña de azúcar. De hábitos nocturnos, al alimentarse del follaje causa defoliación y en algunos casos sólo deja la nervadura central. La maleza que crece en los surcos de los cañaverales es el principal hospedero de la larva, por lo que se recomienda el control oportuno de estas arvenses.

Distribución geográfica

M. latipes se encuentra distribuido desde el sur de la Florida hasta el sur de Suramérica.

Hospederos

M. latipes es una plaga polífaga de un gran número de gramíneas, que incluyen entre los pastos especies de los géneros *Paspalum*, *Cynodon*, *Digitaria*, *Cenchrus*, *Setaria* y *Andropogon* (Cave, 1992; Calderón *et al.*, 1981). Las larvas se pueden desplazar hacia lotes aledaños de gramíneas cultivadas como sorgo, maíz, arroz y caña de azúcar, y causa defoliaciones alarmantes.

Descripción y biología

Huevo. El adulto deposita sus huevos en forma individual, entre 250 - 300 huevos / hembra. Éstos son muy pequeños, de color blanco cremoso y se tornan grises hacia el momento de la eclosión. Dicho estado dura entre 3 y 5 días.

El falso medidor es una plaga ocasional en la caña de azúcar. De hábitos nocturnos, al alimentarse del follaje causa defoliación y en algunos casos sólo deja la nervadura central.

Larva. Recién emergida mide entre 1 mm y 2 mm y tiene dos bandas negras torácicas y dos rayas longitudinales amarillas en la cabeza y en el cuerpo. Las larvas pasan por 6 o 7 instares. En el primer instar su hábito alimenticio es raspador, y en instares posteriores consumen toda la hoja. Bien desarrolladas son eruciformes y pueden medir entre 40 - 50 mm. Se caracterizan por su desplazamiento sobre la hoja como un medidor (**Figura 78**). El estado larval dura entre 15 y 20 días.

Pupa. La larva antes de empupar dobla la punta de las hojas, se introduce en su interior y forma un capullo para transformarse en pupa, lo que ocurre en las hojas cerca al suelo. Este estado dura alrededor de 10 días.

Adulto. Es una polilla de hábito nocturno, de color gris claro a oscuro (**Figura 79a**). La hembra inicia la oviposición a los tres días después de su emergencia y deposita los huevos por lo general en el tallo o en el envés de la hoja.

El ciclo de huevo a adulto demora entre 30 a 38 días en las condiciones del Valle del Cauca (28°C).

Daño

El falso medidor hace el daño defoliando la caña de azúcar y en altas poblaciones la puede defoliar completamente (**Figura 79b**). Por lo general este insecto migra a la caña cuando se controlan las malezas que están infestadas. Su daño es muy notorio en cañas jóvenes.

Impacto económico

Estudios realizados por Gómez y Vargas (1992), en los cuales evaluaron el daño causado por los defoliadores en la caña de azúcar utilizando defoliación simulada, indican que aunque la longitud y diámetro de los tallos de la caña defoliada durante un periodo de tres meses después de la germinación se reducen notoriamente, se recuperan totalmente a la cosecha y por consiguiente no hay reducción ni en el tonelaje de la caña ni en la producción de azúcar. Esto porque la caña de azúcar en los tres primeros meses de desarrollo soporta defoliaciones hasta del 30% y luego se recupera.



Figura 78. Larvas del falso medidor, *Mocis latipes*, defoliando caña de azúcar. (Foto A. E. Bustillo).

a



Figura 79. a) Adulto de *M. latipes*; (Foto: A.E. Bustillo)



Figura 79. b) Defoliación en caña de azúcar por *M. latipes*. (Foto: A.E. Bustillo)

Monitoreo de poblaciones

El monitoreo para detectar la presencia de larvas debe hacerse en épocas de verano, cuando la plaga incrementa sus poblaciones e inicia sus migraciones al cultivo de la caña de azúcar. Para esto se recomienda revisar las malezas o arvenses aledañas al cultivo, y si se detectan larvas debe evaluarse la conveniencia o no de tomar las medidas de control. Una densidad de más de tres larvas por planta y defoliación superior al 50% en las malezas son indicios de una población alta que puede migrar a la caña de azúcar.

Landolt y Heath (1989) han evaluado la feromona sexual de *M. latipes* para la captura de machos en trampas, la cual se compone de una mezcla de (Z, Z, Z)-3,6,9-heneicosatrien y (Z,Z)-6,9-heneicosadien. Esta es una alternativa que en el futuro podría tomarse para monitorear la plaga.

Manejo de poblaciones

Si se presenta ataque en las plantas de caña de azúcar es importante tener en cuenta, como se mencionó, que la planta puede soportar altas defoliaciones durante los tres primeros meses de edad.

Para reducir el riesgo de poblaciones de *M. latipes* en la caña de azúcar es necesario implementar un programa de manejo que incluya prácticas culturales, fomento de la fauna benéfica, uso de trampas y uso de controladores biológicos.

Control de malezas. Los ataques comienzan primero en las malezas y cuando éstas ya no son suficientes para su alimentación pasan al cultivo de la caña de azúcar. Por ello es importante controlar las malezas a tiempo, antes de que se vean afectadas por poblaciones altas de este insecto, tanto en los bordes como entre los surcos y en los callejones centrales.

Control natural. *M. latipes* tiene muchos enemigos que deben preservarse. Cave (1992) presenta un inventario e información biológica de 31 especies que parasitan *M. latipes* en el sur-centro de Honduras, entre las cuales se encuentran *Chetogena* sp., *Lespesia parviteres* (Aldrich & Webber), *Patelloa* sp., *Rogas nigristemmaticum* (Enderlein) y *Trichogramma pretiosum* Riley. En Colombia sólo hay dos registros de enemigos de este insecto: el parasitoide de huevos *T. pretiosum* y el hongo *Nomuraea rileyi* (Samson) Farlow (Bustillo, 2011).

Control etológico. Las trampas (baldes con la solución) cebadas con soluciones de melaza o azúcar atraen y capturan cantidades significativas de adultos de *M. latipes*. Estas trampas se pueden incluir en un programa de manejo de la plaga. Las mayores capturas de polillas se obtienen con 20% de melaza en agua o 20% de miel en agua. Los cebos se dejan fermentar por tres días, lo que incrementa su atracción (Landolt, 1995).

Control químico. El uso de insecticidas químicos es contraproducente, ya que elimina la fauna benéfica que inicialmente no es muy alta pero que empieza a recuperarse y a controlar las poblaciones de *M. latipes*.

En resumen, para un control eficiente de esta plaga se debe tener en cuenta lo siguiente:

Estar alerta a las infestaciones de *M. latipes* después de veranos prolongados.

Normalmente ataca cultivos hasta los tres meses de edad.

Se puede permitir una defoliación extensa (50%) en su etapa de crecimiento por un periodo corto (unos 10 días). Defoliaciones hasta 30% no causan daños económicos. Se recomienda reforzar el abonamiento, especialmente con urea, para estimular el desarrollo foliar afectado.

Controlar las malezas a tiempo tanto en la suerte como en los cultivos aledaños.

Fomentar la fauna benéfica y permitir que crezcan plantas nectaríferas para que sobrevivan los benéficos.

No se deben aplicar insecticidas químicos para su control. Si a juicio de un asistente técnico se presenta un daño muy grave, éste se debe controlar con inhibidores de quitina.

Cave (1992) presenta un inventario de 31 especies que parasitan *M. latipes* en el sur-centro de Honduras.

Referencias bibliográficas

- Bustillo, A. E. 2011. Parasitoides, predadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia. Cali, Cenicaña, 11 pp.; CD-ROM. Doc. trabajo, no. 719.
- Calderón, M.; Varela, F.; Quintero, E. 1981. Falso medidor de los pastos, *Mocis latipes* (Guenée) (Lepidoptera: Noctuidae), plaga esporádica en Carimagua. pp. 8-12. (Boletín Informativo en Pastos Tropicales No. 4).
- Cave, R. D. 1992. Inventory of parasitic organisms of the striped grass looper, *Mocis latipes* (Lepidoptera: Noctuidae), in Honduras. Florida Entomologist, 75 (4): 592-598.
- Gómez, L. A.; Vargas, H. A. 1992. Evaluation of the damage caused by leaf feeders in sugar cane through simulated defoliation. Sugar Cane, (Nov. – Dec.): 11-14.
- Landolt, P. J. 1995. Attraction of *Mocis latipes* (Lepidoptera: Noctuidae) to sweet baits in traps. Florida Entomologist, 78 (3): 523-530.
- Landolt, P. J.; Heath, R. R. 1989. Lure composition, component ratio, and dose for trapping male *Mocis latipes* (Lepidoptera: Noctuidae) with synthetic sex pheromone. Journal of Economic Entomology, 82 (1): 307-309.

El gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith)

Sinonimia

Laphygma frugiperda J. E. Smith.

Antecedentes

Los ataques del gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae), en la caña de azúcar son esporádicos y sus poblaciones se incrementan cuando se inician las lluvias después de periodos prolongados de sequía, durante los cuales la fauna benéfica se reduce. Otro factor para estos ataques son los hospederos alternos como las malezas, que al no controlarse a tiempo permiten que las poblaciones del cogollero se incrementen, y luego, al tratar de erradicarlas, el insecto busca alimentarse de cultivos aledaños como la caña de azúcar (Gómez y Lastra, 1995).

Distribución geográfica

El gusano cogollero es un insecto endémico del hemisferio occidental que se extiende desde Argentina hasta Norteamérica, pero prevalece en el Neotrópico (Capinera, 2005).

Hospederos

Es una plaga muy importante en cultivos de maíz y arroz, pero puede atacar más de 80 plantas, especialmente gramíneas. Entre las más infestadas con mayor frecuencia están: maíz, sorgo, pasto bermuda, digitaria, alfalfa, cebada, trigo, algodón, avena, mijo, tabaco, soya y caña de azúcar (Capinera, 2005).

En Colombia, Posada (1989) registra *S. frugiperda* sobre 34 hospederos: ají, ajonjolí, alfalfa, algodón, arroz, berenjena, cafeto, caña de azúcar, cebolla, ciprés, cítricos, repollo, coliflor, coles, brócoli, crisantemo, crotalaria, frijol, girasol, granadilla, higuera, lechuga, maíz, maní, melón, okra, palma de aceite, pastos, rosas, sorgo, soya, tomate, trigo y cebada. Se considera que es una plaga secundaria en la caña de azúcar (Gómez y Lastra, 1995).



Las poblaciones del gusano cogollero se incrementan cuando comienzan las lluvias.

Descripción y biología

Especiación. Estudios recientes demuestran que *S. frugiperda* presenta dos biotipos que no se distinguen morfológicamente, pero se los considera nuevas especies o razas de plantas de maíz y arroz, ya que se encuentran con mayor frecuencia en estos cultivos. Sin embargo, el biotipo de maíz también se ha encontrado asociado a cultivos de sorgo y algodón, y el biotipo de arroz, a cultivos de pastizales. Se considera que esta especie está en un periodo de divergencia evolutiva, generando biotipos que se están especializando hacia dos plantas hospederas principales como son el maíz y el arroz (Vélez-Arango y Saldamando, 2009).

Se supone que estos biotipos representan especies incipientes, las cuales se comportan en forma diferencial como se ha demostrado en relación con la resistencia a insecticidas y *Bacillus thuringiensis*, lo cual debe tenerse en cuenta en programas de control contra esta plaga (Vélez-Arango y Saldamando, 2009).

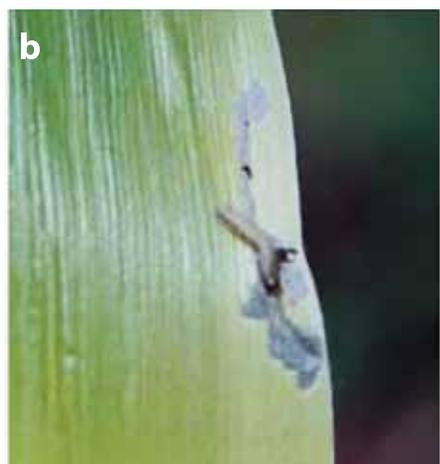


Figura 80. a) Masa de huevos del gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda*; b) Larva de primer instar de *S. frugiperda* raspando el follaje de la planta. (Foto: <http://www.google.com.co/images>. Spodoptera+frugiperda).

S. frugiperda es un insecto migratorio cuyos adultos, de hábitos nocturnos, se dispersan buscando huéspedes apropiados y ovipositan en ellos para crear infestaciones en los cultivos preferidos en sus estados iniciales de desarrollo (Álvarez y Sánchez, 1983; Jaramillo *et al.*, 1989).

Huevo. Mide 0.4 mm de diámetro y 0.3 mm de largo; es de forma globosa, la base achatada, con estrías radiales y ligeramente rosado; luego se oscurece y toma una coloración gris antes de eclosionar. Eclosionan al cabo de 3 a 5 días, según la temperatura. Las hembras depositan los huevos durante las primeras horas de la noche, tanto en el haz como en el envés de las hojas, en varias masas de 50 a 500 huevos, para una producción total por hembra de 1500 - 2000 huevos. (Figura 80a). Los huevos los recubren con segregaciones del aparato bucal y escamas de su cuerpo que sirven como protección contra algunos enemigos naturales o factores ambientales adversos (Posada y Bustillo, 1989).

Larva. El estado larval pasa por seis instares. En el primero miden 2 - 3 mm, su cuerpo es blanquecino y la cabeza y el primer segmento torácico son negros (Figura 80b); en el segundo miden 4 - 10 mm y la cabeza es carmelita claro. Los otros instares son de color blanco-verdoso y poseen una línea dorsal más oscura.

Completamente desarrollada la larva mide 35 - 40 mm. Presenta tres líneas longitudinales amarillentas en el dorso, con dos bandas de color castaño entre

ellas. El color puede variar entre individuos. Las larvas más desarrolladas presentan en la región frontal de la cabeza una sutura en forma de 'Y' invertida de color blanquecino (**Figura 81**) (García *et al.*, 1999).

Durante los tres primeros instares las larvas tienen la capacidad de desplazarse a distancias relativamente grandes, lo que les permite localizar la planta hospedera adecuada. A partir del tercer instar se introducen en el cogollo, haciendo perforaciones que se observan cuando la hoja se abre o desenvuelve (García *et al.*, 1999)

Tan pronto como la larva del último instar completa su desarrollo, que toma de 14 a 21 días según la alimentación y la temperatura, cesa de alimentarse, abandona el sitio donde ha vivido y va al suelo, donde construye una cavidad o celda de 2 - 7 centímetros de profundidad y allí se transforma en pupa.

Pupa. Al cabo de 8 a 15 días, lo que depende de la temperatura, emerge el adulto. La pupa es de color caoba y mide 14 - 17 mm, con su extremo abdominal (cremaster) terminado en dos espinas o ganchos.

Adulto. Son polillas que emergen desde el atardecer hasta la medianoche y no copulan inmediatamente sino que se alimentan hasta el amanecer y luego inician la cópula. Tienen 25 mm de largo y su envergadura alar es de 35 - 40 mm. La hembra tiene las alas delanteras grises con sombreado marrón y líneas y puntos oscuros; las alas traseras son blancas. En el macho las alas delanteras son pardo-grisáceas con algunas pequeñas manchas violáceas con diferente tonalidad; las traseras son blancas. La mariposa vuela con facilidad durante la noche y es atraída por la luz. En reposo doblan sus alas sobre el cuerpo, formando un ángulo agudo (**Figura 82**) (García *et al.*, 1999)

Durante el día los adultos permanecen escondidos en las hojarascas, en las malezas o en otros sitios sombreados y son activas al atardecer y durante la noche, cuando pueden desplazarse a varios kilómetros de distancia, especialmente cuando soplan vientos fuertes.

El ciclo de huevo a adulto –lo cual depende también de la temperatura–, toma entre 30 y 40 días.



Figura 81. Larva de último instar de *S. frugiperda*. Observe en la cabeza la Y blanca, invertida. (Foto: <http://www.google.com.co/images>. Spodoptera+frugiperda).



Figura 82. Adulto de *S. frugiperda*. (Foto: <http://www.google.com.co/images>. Spodoptera+frugiperda).



Figura 83. Daño en una planta de maíz causado por el cogollero *S. frugiperda*. (Fotos A. E. Bustillo).

Daño

En estados más avanzados de desarrollo del cultivo de caña de azúcar las larvas pequeñas hacen raspaduras sobre las partes tiernas de las hojas, que luego aparecen como pequeñas áreas traslúcidas. A medida que la larva se desarrolla consume follaje en el cogollo, y al desplegarse las hojas se observa en ellas una hilera irregular de perforaciones y residuos alimenticios de la larva en forma de aserrín. Se pueden encontrar varias larvas en una misma planta; sin embargo, su hábito caníbal hace que en los primeros instares se dispersen y por lo general no quede sino un individuo por cogollo. Durante los dos últimos instares consumen más del 80% de lo que consumen en todo el estado larval (**Figura 83**).

Aunque el gusano cogollero es una plaga de importancia en cultivos como el maíz y el sorgo (Jaramillo *et al.*, 1989), en la caña de azúcar se presenta ocasionalmente. Por lo general ataca muchas gramíneas aledañas a los cañaverales y cuando sus poblaciones crecen y la gramínea se controla tardíamente con herbicidas las poblaciones del cogollero migran hacia la caña.

Impacto económico

Gómez y Vargas (1992) estudiaron el daño causado por el cogollero en la caña de azúcar utilizando defoliación simulada, y encontraron que aunque la longitud y diámetro de los tallos de la caña de azúcar defoliada durante un periodo de tres meses después de la germinación se reducen, se recuperan totalmente a la cosecha y no disminuye ni el tonelaje de la caña de azúcar ni la producción de azúcar.

Manejo de poblaciones

Control natural. *S. frugiperda* tiene muchos enemigos que son responsables por el mantenimiento de sus poblaciones por debajo del umbral de daño económico. (Bustillo y Franco, 1986; Uribe *et al.*, 1985; García *et al.*, 2002). En el estado de huevo se puede presentar el parasitoide *Telenomus remus* y también especies de *Trichogramma* y de *Chelonus texanus*. En los primeros instares larvales es común encontrar especies de *Brachymeria*, *Spirochalcis*, *Euplectrus*, *Cotesia*, *Cardiochiles*, *Meteorus* y *Eiphosoma*. Cuando la larva se encuentra en los últimos instares es atacada por moscas taquinidas que completan su ciclo en el estado pupal de la plaga. Son comunes especies de *Archytas*, *Eucelatoria*, *Euphorocera*, *Lespesia*, *Sarcodexia sternodontis* y *Winthemia* (Bustillo, 2011).

Existen también muchos registros sobre la acción de depredadores como *Coleomegilla*, *Cycloneda*, *Polistes* y *Podissus*. Entre los microorganismos es común encontrar larvas afectadas por los hongos *Nomuraea rileyi*, *Beauveria bassiana*, virus poliédricos nucleares del género *Baculovirus* (Jiménez y Bustillo, 1981; Jiménez *et al.*, 1980), y nematodos del género *Hexameris* (Bustillo, 2011) (Figura 84).

Control biológico. La aplicación de un insecticida biológico a base de la bacteria *Bacillus thuringiensis* y la liberación de *Telenomus remus* han mostrado ser eficaces en el control de algunas poblaciones del cogollero. Aspersiones con los hongos *N. rileyi* y *B. bassiana* pueden inducir epizootias en sus poblaciones (Bustillo y Posada, 1986; Posada y Bustillo, 1989).

Es importante para un manejo adecuado del problema tener en cuenta lo siguiente:

Estar alerta a infestaciones de cogolleros después de veranos prolongados.

El cogollero normalmente ataca cultivos en sus etapas iniciales de desarrollo hasta los tres meses de edad.

Se puede permitir una defoliación hasta del 50% en la etapa de crecimiento del cultivo por un periodo de unos 10 días. Defoliaciones hasta del 30% no causan daños económicos.

Controlar las malezas a tiempo tanto en la suerte como en cultivos aledaños.

Fomentar la fauna benéfica, y el desarrollo de plantas nectaríferas para que sobrevivan los benéficos.

Se debe evitar el uso de insecticidas químicos para su control. Sólo en casos extremos, cuando a juicio de un asistente técnico se presenta un daño muy grave, el cogollero se puede controlar aplicando inhibidores de quitina.



Figura 84. Larva de *S. frugiperda* infectada por *Nomuraea rileyi*. (Foto, A. E. Bustillo, Cenicaña).

Referencias bibliográficas

- Álvarez, J. A. y Sánchez, G. 1983. Variación en el número de instares de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith). Revista Colombiana de Entomología, 9 (1): 43-49.
- Bustillo, A. E. 2011. Parasitoides, predadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia. Cali. Cenicaña. (Documento de trabajo No. 719). 11 pp.
- Bustillo, A. E. y Posada, F. J.. 1986. Patogenicidad de un aislamiento de *Nomuraea rileyi* sobre larvas del cogollero del maíz *Spodoptera frugiperda*. Revista Colombiana de Entomología, 12 (1):5-15.
- Bustillo, A.E. y Franco, G. 1986. Parasitismo en larvas de *Spodoptera frugiperda* (Lep.: Noctuidae) en cultivos de maíz. Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, XIII. Cali, (Colombia), Julio 16 -18, 1986. Resúmenes. p. 39.
- Capinera, J. L. 2005. *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Insecta: Lepidoptera: Noctuidae). Disponible en: <http://entnemdept.ufl.edu/creatures/field/fall_armyworm.htm> consultado el 15, septiembre 2010.
- García, F.; Mosquera, A. T.; Vargas, C. A.; Rojas, L. 1999. Manejo integrado del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith). Boletín Técnico No. 7, Corpoica, Palmira, junio 1999, 18 pp.
- García, F.; Mosquera, M. T.; Vargas, C.; Rojas, L. 2002. Control biológico, microbiológico y físico de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) plaga del maíz y otros cultivos en Colombia. Revista Colombiana de Entomología, 28 (1): 53-60.
- Gómez, L. A. y Lastra, L. A. 1995. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. pp. 237 – 263. En: Cassalet, C., Torres, J., Isaacs, C. (Eds.) El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Cenicaña, Cali, Colombia. 412 pp.
- Gómez, L. A. y Vargas, H. A. 1992. Evaluation of the damage caused by leaf feeders in sugar cane through simulated defoliation. Sugar Cane, (Nov.– Dec.): 11–14.
- Jaramillo, A.; Jaramillo, O.; Bustillo, A. E.; Gómez, H. 1989. Efecto del gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) sobre el rendimiento del maíz. Revista Facultad Nacional de Agronomía, 42 (1): 25-33.
- Jiménez, J.; Bustillo, A. E.; Mosquera, F. 1980. Bioensayo y dosis letal media de un virus de poliedrosis nuclear sobre *Spodoptera frugiperda*. Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, VII. Bucaramanga (Colombia), Agosto 6 8, 1980. Resúmenes. p. 31.
- Jiménez, J. A. y Bustillo, A. E. 1981. Histología y dosis letal media de una poliedrosis nuclear en larvas de *Spodoptera frugiperda*. IX Reunión Nacional de control biológico, abril 27-30. SARH, Sanidad Vegetal, Oaxaca, México, pp.8-61.
- Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA. Bogotá, Colombia. 662 pp. (Boletín Técnico No. 43)
- Posada, F. J. y Bustillo, A. E. 1989. Susceptibilidad de los instares de *Spodoptera frugiperda* al hongo *Nomuraea rileyi*. Revista ICA, 24 (4): 381-384.
- Uribe, A.; Torres, S.; Bustillo, A.E.; Vélez, R. 1985. Reconocimiento e identificación de enemigos naturales del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) en el departamento de Antioquia. Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, XII. Medellín, (Colombia), Julio 17-19, 1985. Resúmenes. p. 28
- Vélez-Arango, A. M. y Saldamando, C. I. 2009. Caracterización molecular y estructura genética de biotipos de *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) en cultivos de maíz, arroz y algodón del valle cálido alto del Magdalena (Colombia). En: Resúmenes XXXVI Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología (Socolen). Medellín, Colombia. 29 – 31 Jul. 2009.

Defoliadores

La hormiga arriera, *Atta cephalotes* (L.)

Sinonimia

Atta cephalotes (L.) (Hymenoptera: Formicidae) Tiene como sinonimia a *Formica cephalotes* Linnaeus, 1758

Antecedentes

El género *Atta* pertenece a la subfamilia Myrmicinae y junto con *Acromyrmex* conforma el grupo de las atinas cortadoras de hojas que integran la tribu Attini. *Atta* es uno de los géneros más importantes de las hormigas, con colonias que pueden exceder el millón de individuos. Son hormigas grandes, con reinas que pueden medir, sin incluir sus alas, unos 2.5 cm. Pertenecen a este género cerca de una docena de especies.

En Colombia se presentan cuatro especies de hormigas en el género *Atta*: *A. cephalotes* (L.), *A. colombica* Guérin, *A. laevigata* (F. Smith) y *A. sexdens* (L.) (Mackay y Mackay, 1986). Sin embargo, la hormiga arriera *Atta cephalotes* (L.) (Hymenoptera: Formicidae: Myrmicinae) es la especie más importante por las defoliaciones que inflige a muchos cultivos forestales y agrícolas (Madrigal, 2003). En los cultivos de caña de azúcar con frecuencia se encuentran nidos de hormiga arriera que amenazan con defoliarla, por lo cual se hace necesario controlarlos.

Las reinas grávidas de la hormiga *Atta laevigata*, conocida como hormiga culona u hormiga santandereana, son una especialidad culinaria en Colombia.

La hormiga arriera no es una plaga directa de la caña de azúcar, ya que no es una de sus plantas preferidas y sólo en raras ocasiones causa algo de defoliación. Transita dentro del cultivo de la caña de azúcar para llegar a otros sitios en donde haya plantas de su agrado. El problema serio lo ocasiona cuando instala sus hormigueros en los jarillones, reservorios de agua, canales de riego y drenaje, alcantarillados, orillas de ríos, callejones, guaduales y bosques. En estos casos se



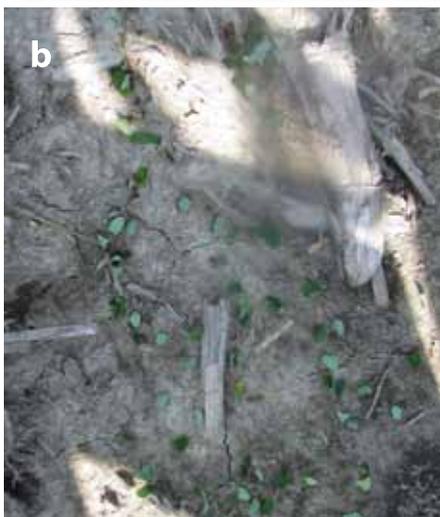


Figura 85. a) Liger defoliación por la hormiga arriera, *Atta cephalotes*, en caña de azúcar; **b)** Camino de arrieras en un cultivo de caña. (Fotos A. E. Bustillo, Cenicaña).

justifica el control de estos hormigueros, ya que se trata de proteger las aguas y controlar las pérdidas que puedan surgir por desbordamientos (Gutiérrez, 2011).

Distribución geográfica

Atta cephalotes se registra en México, Guatemala, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Cuba, Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guyana, Guayana Francesa, Perú, Surinam, Trinidad y Tobago y Venezuela. En Colombia la hormiga está distribuida en todo el país, desde Santa Marta y el Parque Tayrona (Magdalena) hasta el sur en Leticia (Amazonas) (Mackay y Mackay, 1986).

Hospederos

A. cephalotes en Colombia causa serias defoliaciones a cultivos como almendro, cedro, cítricos, cafetos, eucalipto, guamo, maíz, mango, nogal, pino pátula, yuca y muchos ornamentales (Posada, 1989; Gallego y Vélez, 1992). No es plaga de la caña de azúcar, aunque a veces puede causar pequeñas defoliaciones en este cultivo. (Figura 85).

Descripción y biología

Las hormigas arrieras presentan metamorfosis completa, es decir, pasan por los estados de huevo, larva, pupa y adulto. Su comportamiento y su biología han sido estudiados por muchos autores (Jaffe y Howse, 1979; Wilson, 1986; Jaffe y Vilela, 1989).

A. cephalotes es una especie eusocial que conforma 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, las obreras (forrajeras, jardineras) y los soldados. Se producen también hembras y machos alados, para dispersar el insecto a otras áreas.

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, que darán origen a obreras estériles, y sólo durante un corto periodo del año produce huevos que darán origen a hembras fértiles aladas y a machos, 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 son las obreras cortadoras y cargadoras, que salen de la colonia, buscan, cortan y cargan el material vegetal y lo traen al hormiguero; y las jardineras, de menor tamaño, que se encargan de recibir este material vegetal, lo trituran y lo organizan en la cámara de la reina, donde se reproduce el hongo simbiótico.

Los soldados. Son la última casta en aparecer en el hormiguero al cabo de seis meses de su iniciación. Los soldados se caracterizan por su cabeza grande y tienen como función especial defender la colonia. Pueden vivir hasta dos años, aproximadamente.

Ecología y comportamiento

La hormiga arriera vive en nidos subterráneos muy grandes, que contienen cámaras interconectadas por una serie de túneles. Cultiva un hongo con el material de hojas que lleva al nido. Este hongo es el alimento que consumen las hormigas. La masa del hongo puede alcanzar 15-30 cm de diámetro, tiene una apariencia esponjosa y se encuentra en las cámaras bajo tierra.

El hongo mutualístico. Al igual que *Acromyrmex*, el género *Atta* ha desarrollado un tipo de simbiosis con un hongo, asociación en la que ambos organismos obtienen un beneficio y sin la cual ninguno de los dos organismos podría vivir; esto se denomina mutualismo obligado. Las hormigas cultivan el hongo en un medio de tejidos de hojas masticadas humedecido con saliva y desechos fecales, y el hongo degrada el material vegetal y lo hace apto para la alimentación de las hormigas. El hongo cultivado depende de los cuidados de la hormiga; en ausencia de ésta, los cultivos serían invadidos por otros hongos.

Con información molecular y observaciones sobre la fructificación de este hongo se encontró que es el micelio vegetativo de un basidiomiceto *Leucocoprinus gonglylophorus* (Agaricaceae), erróneamente identificado como *Attamyces bromatificus* Kreisel. El crecimiento del hongo en los hormigueros semeja esponjas; el micelio forma unas células o hifas hinchadas llamadas gongilidios, con reservas alimenticias que las hormigas ingieren (Mohali, 1998).

La hormiga arriera vive en nidos subterráneos muy grandes, con cámaras interconectadas por túneles.

Este hongo es el único alimento de la reina, de las larvas y de los otros miembros que permanecen en el nido. Las obreras cortadoras y las jardineras complementan su alimentación ingiriendo savia de las plantas, mientras cortan el follaje y al preparar los sustratos para el desarrollo del hongo (Littleddyke y Cherrett, 1976).

Las hormigas tienen sustancias en su saliva que impiden que su jardín fúngico sea invadido por otros hongos o bacterias; además, cuidan sus cultivos de una forma muy metódica, limpiando y puliendo cada fragmento de hoja que le agregan como sustrato y llevando a cabo una serie de comportamientos que disminuyen los riesgos de contaminación del cultivo.

Reparten las tareas agrícolas por edades, dejando a las más jóvenes encargadas del cultivo, y a las de mayor edad, de los desperdicios; así evitan tocar un desperdicio y luego el cultivo.

Formación de los hormigueros. Las reinas vírgenes reproductivas son responsables de la formación de nuevos hormigueros. Los machos y hembras reproductivos se producen simultáneamente y dejan la colonia, en lo que se conoce como el vuelo nupcial. Las hembras pueden copular 3 a 5 veces (Hölldobler y Wilson, 1990). El vuelo nupcial ocurre en las épocas de invierno entre abril - mayo y octubre - noviembre, en horas crepusculares (Madrigal y Yepes, 1997). Las reinas vírgenes dejan el hormiguero llevando una semilla del hongo en su cámara infrabucal, 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 hormiguero.

Una vez que encuentra un sitio disponible, la reina excava un pequeño túnel de unos 10 cm de profundidad, el cual termina en una cámara donde la reina regurgita el inóculo del hongo, acompañado de saliva, y pone sus huevos y excrementos en esta cámara, donde inicia un jardín para cultivar el hongo. Pone dos tipos de huevos: 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, que son pequeños montículos de tierra (**Figura 86**).



Figura 86. Entradas de un hormiguero de *Atta cephalotes*. (Foto L. M. Constantino, Cenicafé).

Al cabo del tercer mes aparecen las primeras obreras cortadoras y cargadoras que salen al exterior y suben en masa a los árboles o plantas, ponen sus mandíbulas en el follaje y, al girar sobre sí, cortan secciones curvas muy características que identifican su daño. En horas de poco sol o en la noche se pueden ver las columnas

de hormigas por senderos bien delimitados (**Figura 87**), que llevan en sus mandíbulas los pedazos de hojas (**Figura 88**).

Este material de hojas lo transportan al hormiguero, donde las jardineras lo recogen y trituran y lo llevan a la cámara para formar una especie de colcha o esponja donde cultivan el hongo *Leucocoprinus gonglylophorus* que sirve de alimento a la colonia (**Figura 89**).

A medida que la colonia envejece se incrementa el tamaño del hormiguero, con más túneles y cámaras y mayor población de hormigas. Al cabo de 2 a 3 años inicia la producción de formas sexuales aladas, que luego dejan la colonia y se preparan para la formación de nuevos hormigueros.

El nido del hormiguero. Las hormigas *Atta cephalotes* son muy buenas excavadoras. Durante los primeros 6 - 7 meses la profundidad del nido, con apenas una cámara, es de 20 - 30 cm (primer nivel). Al cabo de ocho meses, cuando ya la cámara está completamente llena, la reina abre una nueva cámara interconectada con la primera y excava hasta 1 - 3 m de profundidad (segundo nivel), donde construye nuevas cámaras durante los tres primeros años y así sucesivamente, hasta alcanzar una profundidad de 4 - 6 m (tercer nivel), en la cual se amplía el número de cámaras (**Figura 89**).

Se estima que un hormiguero para alcanzar su máximo desarrollo tarda aproximadamente 10 - 15 años, y para entonces puede abarcar una superficie de más de 200 m² y hasta una profundidad de más de 5 m. La entrada principal puede tener hasta 9 cm de ancho (Wilson, 1986; Wetterer, 1990; Wheat 1981). Los nidos son perennes y pueden durar más de 50 años (Zayas, 1982).

Daño

La hormiga arriera por lo general defolia completamente las plantas, cortando pedazos de hoja. Los fragmentos de hoja en el suelo y los caminos por donde se desplazan son evidencia de la actividad de hormigas arrieras en una zona. A medida que las hormigas excavan en el suelo para expandir su colonia se forman montículos en la superficie del suelo. El tamaño de estos montículos es un indicador del tamaño del hormiguero.



Figura 87. Camino de las hormigas arrieras que conduce al hormiguero. (Foto L. M. Constantino, Cenicafé).



Figura 88. Obreras de la hormiga arriera llevando follaje al hormiguero. (Foto L. M. Constantino, Cenicafé).



Figura 89. a) Excavación de un hormiguero de 15 años, con múltiples cámaras en donde vive la reina y se desarrolla el hongo *Leucocoprinus gonglylophorus*; **b)** Detalles de una cámara donde se encuentran la reina y el hongo simbiote, *L. gonglylophorus*. (Fotos J. C. García, Cenicafé).

Atta cephalotes está muy bien adaptada como una plaga agrícola, ya que presenta los siguientes comportamientos:

Tiene la habilidad de atacar muchas plantas hospederas.

Es capaz de desarrollar poblaciones muy abundantes.

Los hormigueros pueden durar hasta 25 años y ocupar áreas de terreno bastante extensas.

Impacto económico

Las hormigas arrieras son una de las principales plagas limitantes de la producción agrícola en toda la región andina del país, en un rango altitudinal entre los 800 msnm y 2000 msnm, donde afectan los cultivos y causan la defoliación total de las plantas, lo cual incide en su baja producción y reduce su crecimiento. En cultivos de caña de azúcar, como se dijo, a pesar de que no defolían la caña pueden causar problemas serios al instalar sus nidos en áreas como jarillones, canales de riego y conductos de agua.

Enemigos naturales

En Costa Rica se ha encontrado que *A. cephalotes* es atacada por el parasitoide *Neodohrniphora curvinervis* (Diptera: Phoridae), una mosca pequeña que pone los huevos en su cuerpo, cuando las obreras salen a forrajear en el día. Para protegerse de este enemigo, la hormiga ha introducido un cambio en su comportamiento y evita salir a forrajear durante el día, y sólo individuos muy pequeños de su casta, que no son atacados por este parasitoide, salen de día. Este comportamiento puede explicar las aseveraciones que se hacen sobre las actividades de la hormiga en horas nocturnas (Orr, 1992).

Por otra parte, las obreras jardineras cuando 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 parasitan la casta de acarreadoras, cuando éstas están imposibilitadas para defenderse.

Manejo de poblaciones

Para lograr un manejo eficiente de *A. cephalotes* es necesario adoptar las siguientes estrategias:

Proteger las plantas contra el daño de las hormigas usando barreras mecánicas.

Encontrar los hormigueros incipientes y destruirlos por medios físicos o mecánicos.

Aprovechar el comportamiento de las hormigas de coleccionar materiales, para que lleven al hormiguero algo que afecte a la colonia.

Para que el control de la hormiga arriera sea exitoso en una región, debe participar en ello la comunidad e implementar un manejo integrado que incluya los controles manual, mecánico, cultural, biológico y químico (Constantino y Bonilla, 2004). Los pasos a 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^2) es fundamental para determinar el tipo de control más adecuado a realizar y calcular la cantidad de producto necesario para su control. Los hormigueros se pueden clasificar de acuerdo con su tamaño y organizar 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, el del hormiguero y la reina se destruyen excavando manualmente con una pala, debido a que la cámara se encuentra a sólo 20 - 30 cm de profundidad. Se debe tener en cuenta que estos son hormigueros que se inician después de los vuelos nupciales, durante las lluvias de marzo - abril y octubre - noviembre (Constantino, 2008).

Control etológico. Conocer la época del vuelo nupcial es fundamental para iniciar el control oportuno de los hormigueros. Este comportamiento se da durante dos épocas al año, que generalmente coinciden con el inicio de las lluvias, tiempo en que las hormigas salen masivamente de los nidos para aparearse, emigrar y formar nuevos nidos (Constantino, 2008).

Conocer la época del vuelo nupcial es fundamental para iniciar el control oportuno de hormigueros.

Este evento se puede aprovechar para capturar las hembras y evitar así que formen nuevos nidos. Para la captura de las reinas durante el vuelo nupcial se pueden emplear trampas con lámparas de luz negra.

Cebo biológico. Los cebos biológicos se basan en la inclusión de un hongo antagonista que al llevarlo la hormiga a su nido y depositarlo en la cámara de la reina, contamine el hongo simbiote *Attamyces bromatificus* y lo destruya. 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. La preparación del cebo con hongos como *Metarhizium anisopliae* o *Trichoderma lignorum* se realiza de la siguiente manera (Ortiz *et al.*, 1999; López *et al.*, 1999; Constantino y Bonilla, 2004; Bustillo, 2002):

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, *M. anisopliae* o *T. lignorum*, que tenga una concentración de 1×10^{10} esporas por gramo.

Se vierte el salvado poco a poco sobre un platón o balde plástico, mezclándolo con una formulación en polvo del hongo, y se va añadiendo el jugo de naranja lentamente, para que se impregne al salvado. Debido a que el jugo de naranja es pegajoso, actúa como adherente para las esporas del hongo que se adicionan por espolvoreo. Todos los ingredientes se deben mezclar bien usando guantes de mano.

Para un nido pequeño, de 1 a 4 bocas, se ponen 50 g de cebo en montículos ubicados a 30 cm de la boca de forrajeo y a un lado del camino. La aplicación de los cebos debe hacerse en época de verano y con suelo seco; en caso contrario se debe proteger el cebo de la humedad. El cebo no se debe tocar con las manos 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 para que el producto

Para la captura de las reinas durante el vuelo nupcial se pueden emplear trampas con lámparas de luz negra.

penetre hasta las cámaras; esto se debe realizar cuando el suelo esté seco, hasta unos 30 cm de profundidad. Se recomienda aplicar entre 30 - 50 g/m² de hormiguero. El producto no se debe esparcir sobre los caminos ni en las bocas, porque el control es ineficaz (Madrigal y Yepes, 1997).

Cebo tóxico. Ya descritos. En el mercado se encuentran cebos peletizados como Attakil y Blitz listos para su aplicación, que son también eficaces.

Existe una restricción en el uso de los cebos tóxicos con productos a base de insecticidas químicos: no se pueden aplicar en los canales de riego (Gutiérrez, 2011).

Referencias bibliográficas

- Bustillo, A. E. 2002. Los hongos entomopatógenos en el control de insectos plaga. pp. 1–53. En: Memorias del Curso Internacional Teórico – Práctico Sección I Entomopatógenos de la Broca del Café. Chinchiná, Colombia. 11 – 15 May., 2002.
- Constantino, L. M. 2008. La hormiga arriera, *Atta cephalotes* (L.) (Hymenoptera: Formicidae). pp. 323 – 329. P. En: A. E. Bustillo. Los insectos y su manejo en la caficultura colombiana. Editorial Blanco Ltda. Manizales, Colombia. 466 pp.
- Constantino, L. M.; Bonilla, F. 2004. Manejo Integrado de la hormiga arriera *Atta cephalotes* (L.). pp. 1-50. 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. UMATA, Fundespac, Secretaria de Desarrollo Territorial y Bienestar Social. Villa Carmelo, Colombia. 26 Sep., 2004.
- 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. Medellín, Colombia. 71 pp.
- Gutiérrez, Y. 2011. Programa de control de hormiga arriera *Atta cephalotes*. Incauca – Ingenio Providencia., Florida, Colombia.
- Hölldobler, B.; Wilson, E. O. 1990. The ants. Harvard University Press, 732 pp.
- Jaffé, K.; Howse, P. E. 1979. The mass recruitment of the leaf - cutting ant, *Atta cephalotes* (L.). The British Journal of Animal. Behaviour, 27 (2): 930-939.
- Jaffé, K.; Vilela, E. 1989. On nest densities of the leaf-cutting ant *Atta cephalotes* in tropical primary forest. Biotropica, 21 (3): 234-236.
- Littledyke, M.; Cherrett, J. M. 1976. Direct ingestion of plant sap from cut leaves by the leaf-cutting ants, *Atta cephalotes* (L.) and *Acromyrmex octospinosus* (Reich) (Formicidae, Attini). Bulletin of Entomological Research. 66: 205-217.
- López, E.; Romero, M.; Ortiz, A.; Orduz, 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. Editorial Marin Vieco Ltda, Medellín. Colombia. pp. 369 – 394.
- Madrigal, A.; Yepes, F. 1997. Las hormigas cortadoras de hojas (Hymenoptera: Formicidae). Universidad Nacional de Colombia (Sede Medellín). Medellín. 47 pp. (Cuadernos divulgativos en Entomología, No. 3)
- Mohali, S. 1998. Ultrastructural and morphological study of the mutualistic fungus of the ant *Atta cephalotes*. Rev. Ecol. Lat. Am. 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.; Orduz, 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.
- 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. Editorial Novaro, México. 54 pp.
- Wilson, E. O. 1986. The defining traits of fire ants and leaf cutting ants. p. 1 – 9. En: C. Lofgren and A. K. Van de Meer (eds.). Fire ants and leaf-cutting ants: Biology and management. West view studies in insect biology, Boulder, U.S.A.,
- Zayas, F. 1982. Entomofauna cubana Tomo VIII. Editorial Científico-Técnica, La Habana, 113 pp.

El gusano cabrito de la caña de azúcar, *Caligo illioneus oberon* Butler

Sinonimia

No tiene sinónimos.

Especies y distribución geográfica

La especie *Caligo illioneus* (Cramer) (Lepidoptera: Nymphalidae) la conforman cinco subespecies de gran distribución en la región Neotropical: *C. illioneus illioneus* (Cramer), descrita de material proveniente de Surinam; *C. illioneus pampeiro* Fruhstorfer, de Paraguay; *C. illioneus pheidriades* Fruhstorfer, de Bolivia; *C. illioneus praxiodus* Fruhstorfer, del Perú; y *C. illioneus oberon* Butler, que se encuentra distribuido en Colombia, Costa Rica, Panamá y Venezuela (Casagrande, 2004; Specht y Paluch, 2009; Penz *et al.*, 1999).

Antecedentes

El gusano cabrito de la caña, *C. illioneus oberon*, es una plaga en ocasiones limitante del cultivo de la caña de azúcar cuando desarrolla brotes extensos en los cañaverales y causa serias defoliaciones. De acuerdo con registros históricos, en el Valle del Cauca se presentaron varios ataques de *C. illioneus* muy graves, a principios de 1970, en 1997 y en 2004 (Gómez, 2004).

Hospederos

C. illioneus oberon sólo se ha encontrado que ataca la caña de azúcar en Colombia.

Descripción y biología

La duración del ciclo de vida de *C. illioneus oberon* se registró en un invernadero a una temperatura promedio de 29°C (Gómez y Lastra, 1998). A continuación se detalla el ciclo de vida de los diferentes estados.

Huevo. Las hembras adultas inician el ciclo poniendo sus huevos de preferencia en las horas nocturnas (17:00 – 19:00), en el envés de las hojas a lo largo de la nervadura central, en hileras, en grupos de 9 a 13 (**Figura 90**). Para ovipositar



En el Valle del Cauca se presentaron varios ataques de *C. illioneus* muy graves, a principios de 1970, en 1997 y en 2004.



Figura 90. Huevos del gusano cabrito, *Caligo illioneus obero*. (Foto: L. A. Lastra)



Figura 91. Larvas de *C. illioneus obero* en el follaje de la caña de azúcar, en fila india. (Foto: L. A. Gómez).



Figura 92. Pupa de *C. illioneus obero*. (Foto: L. A. Lastra).

prefieren hojas desarrolladas. Los huevos son redondeados, un poco achatados en su parte superior, adornados con surcos verticales; tienen 1.5 mm de diámetro, son de color blanco lechoso y después de la oviposición se tornan más oscuros debido al desarrollo de la larva. Entre 8 y 10 días emergen las larvas.

Larva. La larva se caracteriza por poseer un par de cachos en la cabeza, por lo que recibe el nombre común de gusano cabrito. El estado larval pasa por cinco instares y dura en promedio 45 días. La duración de las larvas entre el I y III instar toma en promedio 20 días. Se caracterizan por tener una coloración verde, la cual les permite mimetizarse con las hojas de caña de azúcar. Se alimentan gregariamente. La larva del primer instar raspa las hojas y a medida que se desarrolla consume más follaje y hace el daño más evidente.

Cuando están en reposo las larvas se agrupan y se localizan próximas a la nervadura central. El gregarismo se mantiene hasta el III instar y en el IV y V normalmente se encuentra una larva por hoja. Cuando alcanzan el V instar cambian a una tonalidad marrón y suelen estar en la base de las cepas en donde se confunden con la hojarasca, lo que hace difícil su detección (**Figura 91**). El IV y V instar duran 25 días y durante este periodo las larvas causan la mayor defoliación.

Pupa. Es de color marrón, con la apariencia de una hoja seca y retorcida. Mide 4.5 cm de largo y 2 cm de ancho en su parte más amplia (**Figura 92**). Este estado toma en promedio 15 días hasta la emergencia del adulto.

Adulto. Es una mariposa grande de vuelo ágil, muy activa durante las horas de la mañana y al atardecer, cuando sale de los cañaverales a alimentarse de residuos azucarados de las cañas de azúcar cosechadas o de frutas fermentadas. Tiene un gran tamaño: la expansión alar anterior mide entre 65 - 77 mm. La parte dorsal del ala es azulada con los bordes de color pardo; el reverso de las alas presenta manchas oclares, dos grandes pupilares y dos pequeñas ciegas, visibles cuando está en reposo, lo que le da la apariencia de los ojos de un búho. Es común observarla en otros ecosistemas en donde hay guaduales, musáceas y heliconias (**Figura 93**).

Se estima que cada 90 días ocurre una nueva generación de adultos (Gómez y Lastra, 1998).

Daño

La larva del gusano cabrito, al alimentarse de las hojas de la caña de azúcar, causa defoliaciones graves al cultivo. Los daños son más visibles cuando las larvas alcanzan más allá del III instar y se tornan más voraces (**Figura 94**).

Impacto económico

Estudios para determinar el impacto de la defoliación sobre la producción del cultivo indican que si ésta ocurre en cañas menores de 3 meses o mayores de 9 meses no se reduce la producción de caña. Cuando la defoliación es grave y ocurre el tercer y noveno mes de edad de la caña de azúcar y dura 1 - 2 meses, puede causar reducciones entre 25% y 50% en el peso de la caña y hasta 20% en el contenido de azúcar (Gómez y Lastra, 1998).

Monitoreo de la población

Monitoreo de adultos. Si se observan en los cañaverales muchas mariposas es preciso realizar evaluaciones, para lo cual se hacen tres conteos visuales de presencia de adultos en tramos de 100 m. Si en estos conteos el número promedio de individuos es superior a 20, se deben emplear las trampas de bolsa, a razón de 10 a 12 trampas/ha, lo cual contribuye a reducir la plaga (Gómez *et al.*, 2000).

Las trampas se preparan con una bolsa plástica transparente de 50 cm x 75 cm, en cuyo interior se introducen tres cañas machacadas y se les adiciona un poco de melaza. En la abertura de la bolsa se ponen dos separadores de madera de 7 - 9 cm de largo, que permiten la entrada de las mariposas pero impiden su salida (**Figura 95**). Para mantener el efecto atrayente de la trampa, cada ocho días se deben sacar los adultos capturados y cambiar el cebo (Gómez *et al.*, 2000).

Se debe tener presente que el ciclo de aparición de adultos en los cañaverales ocurre cada 90 días y permanecen activos en el campo por unos 30 días. Este hecho permite realizar acciones de control en una forma más eficaz.

Monitoreo del estado larval. Para contabilizar las poblaciones del estado larval se procede a muestrear las suertes en la siguiente forma: se entra a la suerte cada 25 surcos y en cada surco se evalúa una cepa cada 25 m, contando el número de huevos y larvas presentes. Si se encuentra en promedio más de 5 huevos o larvas por cepa se debe iniciar el control de este estado (Gómez *et al.*, 2000).



Figura 93. a) Adulto de *C. illioneus oberon* que se alimenta de caña en el suelo. (Foto: A. E. Bustillo). **b)** Adulto de *C. illioneus oberon* posado sobre el follaje de la caña de azúcar. (Foto: Y. Gutiérrez, Incauca)



Figura 94. Defoliación de la caña de azúcar causada por *Caligo illioneus oberon*. (Foto: L. A. Gómez)

Manejo de poblaciones

En la mayoría de los casos en que se detecta la presencia de esta plaga en los cañaverales no hay necesidad de realizar labores de control, ya que la fauna benéfica es capaz de mantener las poblaciones de *C. illioneus oberon* en niveles inocuos. Sólo amerita su control dirigido cuando, por razones no conocidas aun, sus poblaciones se incrementan y causan defoliaciones a la caña de azúcar.

Control biológico. El control del estado larval se hace mediante aspersiones aéreas, con formulaciones de *Bacillus thuringiensis*. Productos del mercado como Dipel (400 g/ha) y Thuricide (800 g/ha) son los más recomendables (Gómez *et al.*, 2000). Es conveniente llevar a cabo las aspersiones cuando la mayoría de los huevos han eclosionado y predominan las larvas de color verde (menos de 20 días de edad) (Gómez, 2004). Otra indicación del tiempo apropiado para esta operación es hacerla 30 - 50 días después del pico de mariposas en el campo (más de 20 mariposas en 100 metros).

Control etológico. El control del gusano cabrito se debe complementar mediante la captura de adultos usando la trampa de bolsa descrita con anterioridad. Para reducir las poblaciones de *C. illioneus* se recomienda colocar entre 10 y 12 trampas/ha (Gómez, 2004).

Enemigos nativos. *C. illioneus* tiene una gran variedad de enemigos naturales como son los Pentatomidae *Podissus nigrispinus* Dallas y *Alcaeorrhynchus grandis* Dallas, cuyas ninfas y adultos depredan larvas y pupas del gusano cabrito (Reyes, 1974). La avispa *Telenomus* sp. se ha detectado que paracita los huevos; en el estado larval, *Cotesia* sp.; la larva y la pupa, los Tachinidae *Lespesia affinis*, *Patelloa tincta* y *Winthemia* sp.; y el estado pupal, *Conura* sp. (Gómez y Lastra, 1998; Gómez *et al.*, 2000).

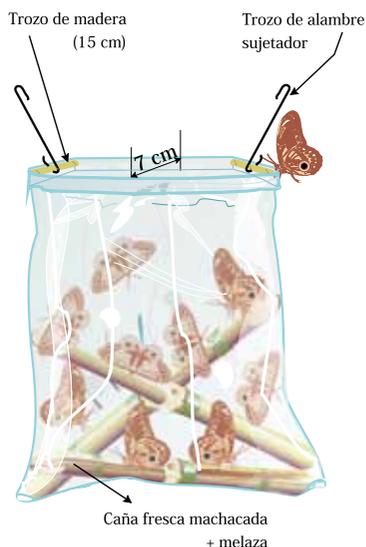


Figura 95. Trampa de bolsa plástica para capturar adultos de *Caligo illioneus oberon*. (Dibujo: A. Arias).

Referencias bibliográficas

- Casagrande, M. M. 2004. Brassolini, p. 201-205. En: Lamas G (ed) Checklist: Part 4A, Hesperioidea – Papilionoidea. En: J B Heppner (ed) Atlas of Neotropical Lepidoptera. Association for Tropical Lepidoptera Scientific Publishers, Gainesville, U.S.A. 439 pp.
- Gómez, L. A. 2004. Brote de *Caligo illioneus* en el valle del río Cauca. Carta Trimestral, 26 (2-3):4-5.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A. 1998. *Caligo illioneus*: el gusano cabrito. Carta Trimestral, 20 (1): 8-14.
- Gómez, L. A.; Lastra, L. A.; Gutiérrez, Y.; Londoño, F. 2000. El gusano cabrito, *Caligo illioneus*. Una sinopsis para su manejo. Cenicaña, Cali, Colombia, 15 pp. (Documento de trabajo No. 469).
- Penz, C. M.; Aiello, A.; Srygley, R. B. 1999. Early stages of *Caligo illioneus* and *Caligo idomeneus* (Nymphalidae, Brassolinae) from Panama, with remarks on larval food plants for the subfamily. Journal of Lepidopterists' Society, 53: 142-152.
- Reyes, J. A. 1974. Anotación sobre algunos insectos benéficos encontrados en los cultivos de caña de azúcar del Valle del Cauca. pp. 25 - 31. En: Memorias II Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología. Cali, Colombia. 7-10 Jul., 1974.
- Specht M, J. S.; Paluch, M. 2009. Estágios Imaturos de *Caligo illioneus illioneus* (Cramer) (Nymphalidae: Morphinae: Brassolini). Neotropical Entomology, 38 (6): 801-808.

La polilla habana de la caña de azúcar, *Pseudodirphia pallida* (Walker)

Sinonimia

El único sinónimo encontrado es *Dirphia pallida* Walker.

Antecedentes

La polilla habana, *Pseudodirphia pallida* (Walker) (Lepidoptera: Saturniidae: Hemileucinae), se registró por primera vez como *Paradirphia* sp. en cultivos de caña de azúcar en la hacienda Turín, del Ingenio Providencia, en los que causaba defoliación. El insecto se observa esporádicamente en predios de los ingenios Providencia, Mayagüez y Castilla. En este último la presencia de larvas se detectó en 160 ha de la hacienda Gualí (Gutiérrez y Gómez, 2003).

Durante la revisión de la información existente sobre este insecto, y mediante examen morfológico y comparación con especímenes depositados en el Museo Entomológico Francisco Luis Gallego, de la Universidad Nacional sede Medellín, se comprobó que pertenece a la especie *Pseudodirphia pallida* (Walker).

Las dudas sobre la correcta identificación de *Paradirphia* las expresaron Algarin *et al.* (2008) al indicar que Lemaire y Wolfe (1988) señalan que la construcción del capullo de seda para empupar es una clave para diferenciar el género *Pseudodirphia* de *Paradirphia*, ya que esta última no hila capullo. En la publicación de Gutiérrez y Gómez (2003) se lee que la especie de *Paradirphia* encontrada en caña de azúcar formaba capullo, y por lo tanto se debía prestar atención a esto en posteriores estudios.

Por otra parte, Madrigal (2003) detectó la especie *Dirphia medinensis* (Draut) defoliar la caña de azúcar en el Ingenio Riopaila; especie hallada previamente en árboles de búcaro en Medellín. El taxónomo Carlos Guilherme C. Mielke, al revisar estos especímenes del Museo Francisco Luis Gallego, encontró que se trataba de *Pseudodirphia pallida* (Algarin *et al.*, 2008).

Distribución geográfica

P. pallida es de distribución neotropical y no hay registros de su presencia en la caña de azúcar en otros países fuera de Colombia (Amarillo, 2000).

Hospederos

Se registra sobre búcaro, maíz, palma washingtonia (Algarin *et al.*, 2008) y caña de azúcar (Gutiérrez y Gómez, 2003, Madrigal, 2003).

Descripción y biología

Las características y biología de este insecto han sido estudiadas por Gutiérrez y Gómez (2003) y Algarin *et al.* (2008).

Huevo. Son ovoides, de color blanco, con un tamaño promedio de 2.2 mm de alto por 1 mm de ancho. La hembra deposita los huevos en masa en cercanías del suelo, en tallos y hojas secas de la caña de azúcar (**Figura 96**). Una hembra puede depositar entre 200 y 250 huevos en varias posturas. El número de huevos por postura varía entre 10 y 60. La duración promedio del estado de huevo es de 23 días.

Larva. El estado larval pasa por cinco instares. Las larvas de primeros instares son de color marrón claro (**Figura 97**); cuando alcanzan los últimos instares se tornan más oscuras y todas están cubiertas por escolus, tubérculos en forma de proyecciones espinosas que llevan setas que pueden ser urticantes (**Figura 98**). Las larvas se agrupan en grandes números durante el día, camufladas en la base de la cepa de la caña, para subir a alimentarse de las hojas verdes durante la noche. Cuando se desplazan lo hacen en filas muy ordenadas y son capaces de migrar masivamente de un campo infestado a uno sano. El estado larval tiene una duración cercana a los 60 días.

Prepupa. Se caracteriza porque en el último instar las larvas entran en un periodo de quietud en el que no se alimentan y reducen su actividad y tamaño. Tejen un capullo enrollado en la hojarasca para albergar el estado pupal, que dura unos 19 días.



Figura 96. Huevos de la polilla habana, *Pseudirphia pallida*, en un tallo de caña de azúcar. (Foto L. A. Gómez, Cenicaña).



Figura 97. Agregación de larvas de segundo instar de *P. pallida*. (Foto L. A. Gómez, Cenicaña).



Figura 98. Larva de último instar de *P. pallida*. (Foto L. A. Gómez, Cenicaña).



Figura 99. Adulto de *P. pallida* en el follaje de un cultivo de caña de azúcar. (Foto L. A. Gómez, Cenicaña).



Figura 100. Adulto macho de *P. pallida*. (Foto L. A. Gómez, Cenicaña).



Figura 101. Defoliación causada por larvas de *P. pallida* en un cultivo de caña de azúcar. (Foto L. A. Gómez, Cenicaña).

Pupa. Es del tipo obtecta, de color marrón oscuro y mide 30 - 40 mm. Toma 48 días para llegar al estado adulto. Se forma en medio de un capullo de seda hecho con residuos de la vegetación y excrementos. Se mantiene unida al capullo por el cremaster.

Adulto. Es una polilla de color habano (blanco amarillento), con una envergadura de 87 mm y 30 mm de largo, que durante el día se camufla en los tallos y las hojas secas de la caña (**Figura 99**). Los machos se caracterizan por tener antenas plumosas y en las hembras es filiforme. Las alas son de un color café claro, presentan una línea antemedial arqueada y una línea posmedial ancha, recta y blanca, rodeada distalmente por otra línea negra proximal. Las uniones intersegmentales en el abdomen son negras, lo que contrasta con el resto del abdomen, de color amarillento. El tórax está cubierto por un penacho de pelos (**Figura 100**).

Se ha encontrado que *P. pallida* puede tener dos generaciones por año. El ciclo total de este insecto en búcaro (*Erythrina fusca*) dura de huevo a adulto entre 136 a 171 días (Algarin *et al.*, 2008).

Daño e impacto económico

Las larvas de primer instar de *P. pallida* inician su alimentación sin desplazarse mucho y se mantienen agrupadas. A medida que se desarrollan consumen más follaje y la defoliación se hace visible, similar a la ocasionada por el gusano cabrito, *Caligo illioneus oberon*. Si se encuentran lotes de caña de azúcar con hojas defoliadas se deben monitorear y determinar la infestación (**Figura 101**).

Las pérdidas pueden ser similares a las que causa *Caligo*, es decir, una defoliación grave que ocurra entre el tercer y noveno mes, durante uno a dos meses, puede reducir entre el 25% y el 50% del peso de la caña de azúcar y hasta el 20% en el contenido de azúcar (Gutiérrez y Gómez, 2003).

Monitoreo de poblaciones

Para determinar la infestación se procede a determinar el número de larvas por cepa, como se hace con el gusano cabrito. Los lotes con infestación de *P. pallida* se muestrean cada 25 surcos, y se examinan cuatro cepas al azar a lo largo del surco.

Al final se contabiliza el total de larvas encontradas en las cepas y se divide por el número de cepas evaluadas en el lote. Cuando se encuentra una población de 7-10 larvas/cepa es necesario proceder a controlar la plaga (Gutiérrez y Gómez, 2003).

Manejo de poblaciones

Hasta el momento no se han encontrado enemigos nativos de esta plaga, pero con seguridad existe una fauna benéfica que mantiene este insecto bajo control y no permite que se convierta en una plaga permanente.

En caso de registrar poblaciones de más de 7 larvas/cepa, el control se puede realizar con la aplicación localizada de Dipel 8L (*Bacillus thuringiensis*) en dosis de 800 ml/ha, en el momento en que las larvas estén entre el primero y segundo instar (Gutiérrez y Gómez, 2003).

Referencias bibliográficas

- Algarín, C. M.; Marín, M. A.; Uribe, S.; Freitas, A. V. L. 2008. Tabla de vida de *Pseudodirphia pallida* (Lepidoptera: Saturniidae) en condiciones de laboratorio. Revista Colombiana de Entomología, 34 (1): 116-120.
- Amarillo, A. R. 2000. Polillas satúrnidas (Lepidoptera: Saturniidae) de Colombia. Biota Colombiana, 1 (2): 177-186.
- Gutiérrez, Y.; Gómez, L. A. 2003. Polilla habana ataca lotes de caña de azúcar en el Valle del río Cauca. Carta Trimestral, 25 (4): 12-13.
- Lemaire, C.; Wolfe, K. L. 1988. Three new species of *Paradirphia* (Saturniidae: Hemileucinae) from Mexico and Central America with notes on the immature stages. Journal of Research on the Lepidoptera, 27 (3-4): 197-212.
- Madrigal, A. 2003. Insectos forestales en Colombia: biología, hábitos, ecología y manejo. Editorial Marín Vieco, Medellín, Colombia. 848 p.

Inventario de parasitoides, depredadores y entomopatógenos que afectan las plagas de la caña de azúcar en Colombia

El cultivo de la caña de azúcar en Colombia es afectado por un gran número de insectos que en ocasiones pueden convertirse en plagas limitantes. Los insectos que atacan la caña se pueden agrupar, de acuerdo con el daño que ocasionan, en barrenadores del tallo y la semilla, defoliadores, cogolleros y chupadores de la savia. Sin embargo, no todos son plagas debido a la numerosa fauna benéfica que afecta sus poblaciones y las mantiene en niveles de densidad bajos, lo cual evita que causen daño económico. En los ecosistemas del cultivo de la caña de azúcar en el valle del río Cauca esta fauna benéfica es abundante y diversa, gracias al manejo apropiado de las plagas principales que hacen los cañicultores del sector azucarero colombiano (Gómez y Lastra, 1995a y 1995b).

El Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia, Cenicaña, consciente de la necesidad de mantener los ecosistemas del cultivo de la caña de azúcar en equilibrio y armonía con el medio ambiente y preservar la fauna benéfica para que las plagas no rebasen los niveles en que causan daño económico, ha diseñado las siguientes estrategias:

- Fomentar el uso de enemigos nativos para el control de las plagas de la caña.
- Establecer métodos confiables de muestreo de las plagas para la toma de decisiones de manejo.
- Utilizar métodos de control etológico, como son las trampas con atrayentes y feromonas, para la captura, monitoreo y reducción de plagas limitantes.
- Fomentar la población de las arvenses nativas en los callejones de los cañaverales, las cuales proporcionan alimento, en forma de polen y néctar, a la fauna de enemigos de las plagas.
- Caracterizar las variedades de caña de azúcar con respecto a su resistencia al ataque de las plagas.
- Brindar soporte técnico a los insectarios comerciales que prestan servicios de control biológico y les proporcionan a los agricultores los organismos benéficos necesarios para la represión de las plagas de la caña de azúcar.

La investigación entomológica realizada por Cenicaña ha demostrado los beneficios del control biológico en la reducción de las poblaciones de las plagas más importantes de la caña de azúcar, de forma que en el valle del río Cauca no se requiere el uso de insecticidas de síntesis química para el efecto. Asimismo, en la literatura colombiana existe mucha información, aunque bastante dispersa, acerca de la fauna benéfica registrada en el cultivo de la caña de azúcar. Para reconocer la fauna benéfica y contribuir a su conocimiento y preservación, en este documento se presenta un inventario actualizado acerca de los parasitoides, predadores y entomopatógenos identificados como benéficos que reducen las poblaciones de los insectos plagas, que afectan este cultivo (Gaviria, 1995; Lastra *et al.*, 2007; Posada, 1989; Posada y García, 1976; Vargas *et al.*, 2006).

En el **cuadro 2** se relacionan las plagas principales de la caña de azúcar y los organismos benéficos que afectan sus poblaciones. La lista de plagas está ordenada según el tipo de daño que ocasionan; y enseguida se indica la especie de la plaga y los agentes benéficos, y se señala el estado del insecto afectado.

El control de las poblaciones de los barrenadores de la caña *Diatraea saccharalis* (F.) y *Diatraea indigenella* Dyar & Heinrich se realiza mediante la liberación de los parasitoides *Billaea (Paratheresia) claripalpis* (van der Wulp) y *Lydella (Metagonistylum) minense* (Townsend), que atacan el estado larval de los barrenadores, y de *Trichogramma exiguum* Pinto y Platner, que parasita el estado de huevo de dichos barrenadores (Gaviria, 1974; Gómez *et al.*, 1994; Vargas y Gómez, 2005; Vargas *et al.*, 2006). Además, el control de las poblaciones de las especies de *Diatraea* se complementa con la acción de otros enemigos nativos como *Jayneleskia jaynesi* y *Cotesia* sp.

Varios coleópteros son plagas ocasionales de la caña, como el picudo rayado *Metamasius hemipterus sericeus* (L.) y el picudo negro *Rhynchophorus palmarum* (L.), que infestan los tallos de caña que se han fermentado debido a cortes o heridas, incluidos los trozos de semilla vegetativa. Así mismo, ocasionalmente, durante las épocas de lluvias se presenta el cucarrón de invierno *Podischnus agenor* (Olivier), cuyos adultos hacen daño a la planta al abrir túneles en el tallo, donde se alimentan y se reproducen. El control de estas especies se lleva a cabo mediante la captura de adultos en trampas de guadua cebadas con caña machacada en fermentación (Lastra y Gómez, 1984); en estas trampas se puede adicionar el hongo *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin, para que el insecto plaga se infecte al entrar en contacto

con él, y muera. Con frecuencia, el estado larval de *P. agenor* se halla en el suelo infectado por *M. anisopliae* (Pardo-Lucarno *et al.*, 2009).

Entre los insectos chupadores del follaje se encuentran muchas especies que tienen a su vez muchos controladores, especialmente predadores de las familias Coccinellidae y Chrysopidae, así como también enfrentan la acción de algunos hongos entomopatógenos. El pulgón amarillo, *Sipha flava* (Forbes), plaga que se presenta especialmente en épocas secas, cuando aparentemente sus enemigos se tornan escasos, tiene como enemigos los predadores *Chrysoperla carnea* (Stephens), *Chrysoperla rufilabris* (Burmeister), *Leucochrysa* sp., *Ceraeochrysa cubana* (Hagen) y *Ceraeochrysa claveri* (Navás) (Gómez *et al.*, 2003; Lastra *et al.*, 1990; Londoño y Gómez, 1990; Ramírez, 2002). Por su parte, en los Llanos Orientales, en *Melanaphis sacchari* se ha encontrado parasitismo por el hongo *Lecanicillium lecanii* (Zimmerman) Gams & Zare y predación por *Cycloneda sanguinea* (L.). Varias de estas especies benéficas se utilizan en el control biológico de tales chupadores, y se pueden conseguir en los insectarios comerciales.

El salivazo de la caña de azúcar *Aeneolamia varia* (F.), en el estado adulto se alimenta de las hojas de la caña y causa un daño que se manifiesta en bandas rojizas necróticas longitudinales en la lámina foliar, mientras que en el estado ninfal succiona la savia de las raíces y ocasiona el marchitamiento de la planta (Gómez, 2007). Además de esta especie, en Colombia se han detectado otros salivazos como *Aeneolamia reducta* (Lallemand), *A. lepidior* (Fowler), *A. flavilatera* (Urich), *A. rubra* (L.), *Mahanarva bipars* (Walker), *M. andigena* (Jacobi), *Zulia carbonaria* (Lallemand) y *Prosapia simulans* (Walker) (Posada, 1989; Peck *et al.*, 2004; Gómez *et al.*, 2007; Castro *et al.*, 2009), que hasta el momento no han causado daños de importancia económica en la caña de azúcar. Los salivazos se caracterizan porque sus ninfas, o estados inmaduros, secretan un líquido baboso y espumoso y se recubren con él. Los estudios con el salivazo *A. varia* han mostrado que el uso del hongo *Metarhizium anisopliae* y el nematodo *Heterorhabditis* sp. (Gua 31) es promisorio en el control de esta plaga (Bustillo *et al.*, 2011a y 2011b). En los Llanos Orientales se ha encontrado una fauna benéfica de hormigas muy abundante que depreda huevos de *A. varia* en cultivos de pastos (Medina, 1995).

El caso del saltahojas hawaiano *Perkinsiella saccharicida* Kirkaldy es particular porque se considera muy limitante en cultivos de caña en otros países,

debido a que es transmisor del virus que causa la enfermedad de Fiji. En Colombia, donde no se ha encontrado el virus causal de dicha enfermedad, *P. saccharicida* no se considera una plaga, y sus poblaciones, que no son muy altas, son reguladas por predadores, parasitoides y entomopatógenos (Gómez y Lastra, 1998a; Pulido, 1980; Reyes, 1974; Moreno, 1983). En poblaciones de este saltahoja se detectó un parasitismo muy alto (>90%) por el hongo *Entomophthora* sp. y depredación por los coccinélidos *Hippodamia convergens* Guérin – Méneville y *Harmonia axyridis* Pallas, y por una especie no determinada de *Chrysoperla*. La virulencia de *M. anisopliae* sobre los estados de *P. saccharicida* fue demostrada por Rico y Victoria (1988).

Otros insectos de hábitos chupadores de menor importancia económica que también atacan la caña de azúcar son: la chinche de encaje, *Leptodictya tabida* (Herrich-Schaeffer); la cochinilla rosada, *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell); la escama blanca, *Duplacionaspis divergens* (Green); la escama elongada, *Pulvinaria elongata* Newstead; y el saltahoja antillano, *Saccharosydne saccharivora* (Westwood). Sin embargo, estos insectos poseen una fauna benéfica numerosa que evita que sus poblaciones alcancen niveles de daño económico (Posada y García, 1976; Bustillo y Sánchez, 1977; Lastra y Gómez, 1997). Estos insectos de hábitos chupadores adquieren importancia económica cuando se encuentran asociados con hormigas, especialmente la hormiga loca, *Nylanderia fulva* (Mayr).

El gusano cabrito, *Caligo illioneus oberon* Butler, se alimenta de las hojas de la caña de azúcar y causa defoliaciones en grado alto. El control se hace en el estado de larva de la plaga con aplicaciones de la bacteria *Bacillus thuringiensis*, y en el estado adulto mediante capturas en trampas de bolsas plásticas cebadas con caña (Gómez y Lastra, 1998b). Sin embargo, *C. illioneus oberon* tiene una gran variedad de enemigos, entre ellos los Pentatomidae *Podissus nigrispinus* Dallas y *Alcaeorrhynchus grandis* Dallas, cuyas ninfas y adultos depredan las larvas y las pupas del gusano cabrito (Reyes, 1974). También se han encontrado parasitoides como la avispa *Telenomus* sp. en huevos; *Cotesia* sp. en larvas; los Tachinidae *Lespesia affinis* Townsend, *Patelloa tincta* Walker y *Winthemia* sp. en larvas y pupas; y *Conura* sp. en pupas (Gómez y Lastra, 1998b; Gómez et al., 2000).



Genea jaynesi, mosca parasitoide de *Diatraea* spp., alimentándose del néctar de una flor. (Foto archivo Cenicaña).



Trichogramma exiguum, parasitoide de huevos de *Diatraea* spp. (Foto archivo Cenicaña).



Larva de *Podischnus agenor* infectada con el hongo *Metarhizium anisopliae*. (Foto A. E. Bustillo).



Lydella minense, mosca parasitoide de especies de *Diatraea*. (Foto archivo Cenicaña).



Cotesia sp., parasitoide de larvas pequeñas de *Diatraea saccharalis*, emergiendo de sus puparios, que están sobre el cuerpo de la larva. (Foto A. E. Bustillo).



Larva de un predador de la familia *Syrphidae* consumiendo el pulgón gris *Melanaphis sacchari*. (Foto A. E. Bustillo).



Billaea claripalpis, mosca parasitoide de especies de *Diatraea*. (Foto archivo Cenicaña).



Adultos de *Metamasius hemipterus sericeus* infectados por el hongo *Metarhizium anisopliae* (Foto, A. E. Bustillo).



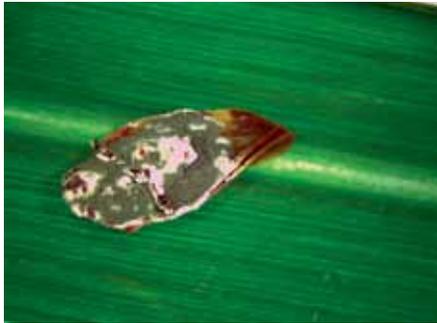
Hongo *Lecanicillium lecanii* infectando una población de pulgones *Melanaphis sacchari*. Observe la producción de fumagina en la hoja. (Foto A. E. Bustillo).



Adulto de *Salpingogaster nigra*, depredador del salivazo *Aeneolamia varia*, alimentándose del polen de las flores de arvenses. (Foto archivo Cenicaña).



Adultos de *Perkinsiella saccharicida*, infectados con el hongo entomopatógeno, *Entomophthora* sp. (Foto A. E. Bustillo).



Hongo *Metarhizium anisopliae* infectando un adulto de *Aeneolamia varia*. (Foto archivo Cenicaña).



Cycloneda sanguinea predando el pulgón *Melanaphis sacchari*. (Foto A. E. Bustillo).



Ninfa de *Aeneolamia varia* infectada por el nematodo entomopatógeno *Heterorhabditis bacteriophora*. (Foto A. E. Bustillo).



Harmonia axyridis, predador polífago de muchos insectos chupadores encontrados en caña de azúcar. (Foto A. E. Bustillo).

Cuadro 2. Lista de las principales plagas de la caña de azúcar y los organismos benéficos que afectan a sus poblaciones en Colombia.

	Nombre científico de la plaga	Nombre común	Orden: Familia	Benéfico*	Nombre científico del benéfico	Orden: Familia	Estado de la plaga atacado
Barrenadores							
	<i>Blastobasis graminea</i> Adamski	Barrenador menor	Lepidoptera: Coleophoridae	P	<i>Phytomyptera</i> sp.	Diptera: Tachinidae	Larva
	<i>Elasmopalpus lignosellus</i> (Zeller)	Barrenador de verano	Lepidoptera: Pyralidae	P	<i>Diapetimorpha</i> sp.	Hymenoptera: Ichneumonidae	Larva
				P	<i>Acerastes</i> sp.	Hymenoptera: Ichneumonidae	Larva
				P	<i>Carinodes</i> sp.	Hymenoptera: Ichneumonidae	Larva
	<i>Diatraea indigenella</i> Dyar & Heinrich	Barrenador del tallo	Lepidoptera: Crambidae	P	<i>Billaea claripalpis</i> (van der Wulp)	Diptera: Tachinidae	Larva
				P	<i>Lydella minense</i> (Townsend)	Diptera: Tachinidae	Larva
				P	<i>Jayneleskia jaynessi</i> (Aldrich)	Diptera: Tachinidae	Larva
				P	<i>Trichogramma exiguum</i> Pinto y Platner	Hymenoptera: Trichogrammatidae	Huevo
				P	<i>Telenomus alecto</i> Crawford	Hymenoptera: Scelionidae	Huevo
	<i>Diatraea saccharalis</i> (F.)	Barrenador del tallo	Lepidoptera: Crambidae	P	<i>Billaea claripalpis</i> (van der Wulp)	Diptera: Tachinidae	Larva
				P	<i>Lydella minense</i> (Townsend)	Diptera: Tachinidae	Larva
				P	<i>Jayneleskia jaynessi</i> (Aldrich)	Diptera: Tachinidae	Larva
				P	<i>Trichogramma exiguum</i> Pinto y Platner	Hymenoptera: Trichogrammatidae	Huevo
				P	<i>Telenomus alecto</i> Crawford	Hymenoptera: Scelionidae	Huevo
				P	<i>Apanteles diatraeae</i> Muesebeck	Hymenoptera: Braconidae	Larva
				P	<i>Cotesia flavipes</i> (Cameron)	Hymenoptera: Braconidae	Larva
				P	<i>Cotesia</i> n. sp.	Hymenoptera: Braconidae	Larva
				P	<i>Iphiaulax rimac</i> (Wolcott)	Hymenoptera: Braconidae	Larva

* P: parasitoide; Pr: depredador; E: entomopatígeno

	Nombre científico de la plaga	Nombre común	Orden: Familia	Benéfico*	Nombre científico del benéfico	Orden: Familia	Estado de la plaga atacado
				P	<i>Agathis stigmatus</i> (Cresson)	Hymenoptera: Braconidae	Larva
				Pr	<i>Polistes</i> sp.	Hymenoptera: Vespidae	Larva
				Pr	<i>Pepsis</i> sp.	Hymenoptera: Vespidae	Larva
				Pr	<i>Coleomegilla maculata</i> De Geer	Coleoptera: Coccinellidae	Huevo, larva
				E	<i>Beauveria bassiana</i> (Bals.) Vuillemin	Hypocreales: Cordycipitaceae	Larva
				E	<i>Nomuraea rileyi</i> (Farrow) Samson	Hypocreales: Clavicipitaceae	Larva
				E	<i>Hexameris</i> sp.	Mermithoidea: Mermithidae	Larva
	<i>Metamasius hemipterus sericeus</i> (Olivier)	Picudo rayado	Coleoptera: Dryphthoridae: Rhynchophorinae	E	<i>Metarhizium anisopliae</i> (Metchs.) Sorokin	Hypocreales: Clavicipitaceae	Larva
				E	<i>Beauveria bassiana</i> (Bals.) Vuillemin	Hypocreales: Cordycipitaceae	Larva
	<i>Podischnus agenor</i> (Olivier)	Cucarrón de invierno	Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae	E	<i>Metarhizium anisopliae</i> (Metchs.) Sorokin	Hypocreales: Clavicipitaceae	Larva
	<i>Rhynchophorus palmarum</i> (L.)	Picudo negro	Coleoptera: Dryophthoridae: Rhynchophorinae	E	<i>Metarhizium anisopliae</i> (Metchs.) Sorokin	Hypocreales: Clavicipitaceae	Larva
				P	<i>Tetrastichus hagemowii</i> (Ratzeborg)	Hymenoptera: Eulophidae	Larva
				P	<i>Sarcodexia innata</i> (Walker)	Diptera: Sarcophagidae	Larva
				Pr	<i>Diplogynius</i> sp.	Acarina: Diplogyniidae	Adulto
	<i>Telchin (Castniomera) licus</i> (Drury)	Barrenador gigante de la caña	Lepidoptera: Castniidae	E	<i>Beauveria bassiana</i> (Bals.) Vuill.	Hypocreales: Cordycipitaceae	Larva
				E	<i>Isaria</i> sp.	Moniliales: Stilbaceae	Larva - pupa
Chupadores							
	<i>Aeneolamia flavilata</i> (Urich)	Salivazo	Hemiptera: Cercopidae	Pr	<i>Salpingogaster nigra</i> Schiner	Diptera: Syrphidae	Ninfa
	<i>Aeneolamia lepidior</i> (Fowler)	Salivazo	Hemiptera: Cercopidae	Pr	<i>Salpingogaster nigra</i> Schiner	Diptera: Syrphidae	Ninfa
	<i>Aeneolamia reducta</i> (Lallemand)	Salivazo	Hemiptera: Cercopidae	Pr	<i>Salpingogaster nigra</i> Schiner	Diptera: Syrphidae	Ninfa
				E	<i>Hexameris</i> sp.	Nematoda: Mermithidae	Ninfa

	Nombre científico de la plaga	Nombre común	Orden: Familia	Benéfico*	Nombre científico del benéfico	Orden: Familia	Estado de la plaga atacado
	<i>Aeneolamia varia</i> (F.)	Salivazo de la caña de azúcar	Hemiptera: Cercopidae	Pr	<i>Wasmannia</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Huevo
				Pr	<i>Solenopsis</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Huevo
				Pr	<i>Pheidole</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Huevo
				Pr	<i>Paratrechina</i> sp.	Hymenoptera: Formicidae	Huevo
				Pr	<i>Camponotus blandus</i> (Smith)	Hymenoptera: Formicidae	Huevo
				Pr	<i>Ectatomma ruidum</i> (Roger)	Hymenoptera: Formicidae	Huevo
				Pr	<i>Salpingogaster nigra</i> Schiner	Diptera: Syrphidae	Ninfa
				E	<i>Metarhizium anisopliae</i> (Metchs.) Sorokin	Hypocreales: Clavicipitaceae	Ninfa, adulto
				E	<i>Poecilomyces lilacinus</i> (Thomas) Samson	Eurotiales: Trichocomaceae	Ninfa, adulto
				E	<i>Steinernema</i> sp.	Nematoda: Steinernematidae	Ninfa, adulto
				E	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i> (Poinar)	Rhabditida: Heterorhabditidae	Ninfa, adulto
	<i>Diplachionaspis divergens</i> (Green)	Escama blanca	Hemiptera: Diaspididae	P	<i>Encarsia</i> sp.	Hymenoptera: Aphelinidae	Ninfa
				P	<i>Aphytis</i> sp.	Hymenoptera: Aphelinidae	Ninfa
				Pr	<i>Scymnus</i> sp.	Coleoptera: Coccinellidae	Huevo, ninfa
	<i>Leptodictya tabida</i> (Herrich-Schaeffer)	Chinche de encaje de la caña de azúcar	Hemiptera: Tingidae	Pr	<i>Coleomegilla maculata</i> (DeGeer)	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa
				P	<i>Erythmelus</i> sp.	Hymenoptera: Mymaridae	Huevo
	<i>Mahanarva andigena</i> (Jacobi)	Salivazo	Hemiptera: Cercopidae	Pr	<i>Salpingogaster nigra</i> Schiner	Diptera: Syrphidae	Ninfa
	<i>Mahanarva bipars</i> (Walker)	Salivazo caña panelera	Hemiptera: Cercopidae	Pr	<i>Salpingogaster nigra</i> Schiner	Diptera: Syrphidae	Ninfa
	<i>Melanaphis sacchari</i> (Zehntner)	Pulgón gris	Hemiptera: Aphididae	P	<i>Lysiphlebus testaceipes</i> (Cresson)	Hymenoptera: Braconidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Hippodamia convergens</i> Guérin - Méneville	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa, adulto

	Nombre científico de la plaga	Nombre común	Orden: Familia	Benéfico*	Nombre científico del benéfico	Orden: Familia	Estado de la plaga atacado
				Pr	<i>Cycloneda sanguinea</i> (L.)	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Chrysoperla</i> sp.	Neuroptera: Chrysopidae	Ninfa, adulto
				E	<i>Lecanicillium lecanii</i> (Zimmerman) Gams & Zare	Hypocreales: Clavicipitaceae	Ninfa, adulto
	<i>Perkinsiella saccharicida</i> Kirkaldy	Saltahojas hawaiano	Hemiptera: Delphacidae	Pr	<i>Scymnus</i> sp.	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa
				Pr	<i>Hippodamia convergens</i> Guérin-Méneville	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa
				Pr	<i>Cycloneda sanguinea</i> (L.)	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa
				Pr	<i>Coleomegilla maculata</i> De Geer	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa
				Pr	<i>Cleothera</i> sp.	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa
				Pr	<i>Monomorium pharaonis</i> (L.)	Hymenoptera: Formicidae	Huevo
				Pr	<i>Harmonia axyridis</i> Pallas	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa
				Pr	<i>Chrysoperla</i> sp.	Neuroptera: Chrysopidae	Ninfa, adulto
				P	<i>Anagrus</i> sp.	Hymenoptera: Mymaridae	Huevo
				Pr	<i>Zelus errans</i> Fabricius	Hemiptera: Reduviidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Zelus rubidus</i> Lepelletier et Serville	Hemiptera: Reduviidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Repipta taurus</i> Fabricius	Hemiptera: Reduviidae	Ninfa, adulto
				P	<i>Pseudogonatopus morenoi</i> (Olm)	Hymenoptera: Dryinidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Aprostocetus</i> sp.	Hymenoptera: Eulophidae	Huevos
				Pr	<i>Phlugis teres</i> (De Geer)	Orthoptera: Tettigoniidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Phlugis poecila</i> Hebard	Orthoptera: Tettigoniidae	Ninfa, adulto
				Pr	No identificada	Coleoptera: Staphylinidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Calosoma</i> sp.	Coleoptera: Carabidae	Ninfa, adulto
				P	<i>Caeculisoma</i> sp.	Acarina: Erythraeidae	Ninfa, adulto
				P	<i>Charletonia</i> sp.	Acarina: Erythraeidae	Ninfa, adulto

	Nombre científico de la plaga	Nombre común	Orden: Familia	Benéfico*	Nombre científico del benéfico	Orden: Familia	Estado de la plaga atacado
				P	<i>Bochartia</i> sp.	Acarina: Erythraeidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Psecas</i> sp.	Araneae: Salticidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Gasteracantha ellipsoides</i>	Araneae: Araneidae	Adulto
				Pr	<i>Therydula gonygaster</i> (Simon)	Araneae: Araneidae	Adulto
				Pr	<i>Tetragnatha</i> sp.	Araneae: Tetragnathidae	Ninfa, adulto
				E	<i>Entomophthora</i> sp.	Entomophthorales: Entomophthoraceae	Ninfa, adulto
				E	<i>Metarhizium anisopliae</i> (Metchs.) Sorokin	Hypocreales: Clavicipitaceae	Ninfa, adulto
	<i>Prosapia simulans</i> (Walker)	Salvazo	Hemiptera: Cercopidae	Pr	<i>Salpingogaster nigra</i> Schiner	Diptera: Syrphidae	Ninfa
	<i>Pulvinaria elongata</i> Newstead	Escama elongada	Hemiptera: Coccidae	Pr	<i>Diadoplosis coccidivora</i> Felt	Diptera: Cecidomyiidae	Huevo
				P	<i>Anicetus annulatus</i> Timberlake	Hymenoptera: Encyrtidae	Ninfa
	<i>Saccharicoccus sacchari</i> (Cockerell)	Cochinilla rosada de la caña de azúcar	Hemiptera: Pseudococcidae	Pr	<i>Diadoplosis</i> sp.	Diptera: Cecidomyiidae	Huevo
				P	<i>Anicetus annulatus</i> Timberlake	Hymenoptera: Encyrtidae	Ninfa
				E	<i>Aspergillus pos. parasiticus</i>	Eurotiales: Trichocomaceae	Ninfa, adulto
	<i>Saccharosydne saccharivora</i> (Westwood)	Saltahojas antillano	Hemiptera: Delphacidae	Pr	<i>Coleomegilla maculata</i> De Geer	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa
				Pr	<i>Hippodamia convergens</i> Guéring-Méneville	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa
				Pr	<i>Cycloneda sanguinea</i> (L.)	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa
				Pr	<i>Scymnus</i> sp	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa
	<i>Sipha flava</i> (Forbes)	Pulgón amarillo	Hemiptera: Aphididae	Pr	<i>Chrysoperla carnea</i> (Stephens)	Neuroptera: Chrysopidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Chrysoperla rufilabris</i> (Burmeister)	Neuroptera: Chrysopidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Leucochrysa</i> sp.	Neuroptera: Chrysopidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Ceraeochrysa cubana</i> (Hagen)	Neuroptera: Chrysopidae	Ninfa, adulto

	Nombre científico de la plaga	Nombre común	Orden: Familia	Benéfico*	Nombre científico del benéfico	Orden: Familia	Estado de la plaga atacado
				Pr	<i>Ceraeochrysa claveri</i> (Navás)	Neuroptera: Chrysopidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Cycloneda sanguinea</i> (L.)	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa, adulto
				Pr	<i>Scymnus</i> sp.	Coleoptera: Coccinellidae	Ninfa, adulto
	<i>Zulia carbonaria</i> (Lallemand)	Salivazo negro	Hemiptera: Cercopidae	Pr	<i>Salpingogaster nigra</i> Schiner	Diptera: Syrphidae	Ninfa
				E	<i>Paecilomyces lilacinus</i> (Thomas) Samson	Eurotiales: Trichocomaceae	Ninfa, adulto
				E	<i>Metarhizium anisopliae</i> (Metchs.) Sorokin	Hypocreales: Clavicipitaceae	Ninfa, adulto
Cogolleros							
	<i>Spodoptera frugiperda</i> (J. E. Smith)	Cogollero del maíz	Lepidoptera: Noctuidae	P	<i>Trichogramma atopoviniia</i> Oatman y Platner	Hymenoptera: Trichogrammatidae	Huevo
				P	<i>Trichogramma exiguum</i> Pinto y Platner	Hymenoptera: Trichogrammatidae	Huevo
				P	<i>Telenomus remus</i> Nixon	Hymenoptera: Scellionidae	Huevo
				P	<i>Meteorus laphygmae</i> (Viereck)	Hymenoptera: Braconidae	Larva
				P	<i>Eiphosoma</i> sp.	Hymenoptera: Ichneumonidae	Larva
				P	<i>Chelonus texanus</i> Cresson	Hymenoptera: Braconidae	Huevo - larva
				P	<i>Chelonus insularis</i> Cresson	Hymenoptera: Braconidae	Huevo - larva
				P	<i>Casitaria</i> sp.	Hymenoptera: Ichneumonidae	Larva
				P	<i>Archytas marmoratus</i> (Townsend)	Diptera: Tachinidae	Larva - pupa
				P	<i>Euphorocera floridensis</i> Townsend	Diptera: Tachinidae	Larva - pupa
				P	<i>Winthemia</i> sp.	Diptera: Tachinidae	Larva - pupa
				Pr	<i>Polistes</i> sp.	Hymenoptera: Vespidae	Larva
				E	<i>Nomuraea rileyi</i> (Farlow) Samson	Hypocreales: Clavicipitaceae	Larva
				E	<i>Baculovirus laphygmae</i>	VPN Baculoviridae	Larva
				E	<i>Hexameris</i> sp.	Nematoda: Mermithidae	Larva

	Nombre científico de la plaga	Nombre común	Orden: Familia	Benéfico*	Nombre científico del benéfico	Orden: Familia	Estado de la plaga atacado
	Defoliadores						
	<i>Caligo illioneus</i> oberon Butler	Gusano cabrito de la caña	Lepidoptera: Nymphalidae	E	<i>Bacillus thuringiensis</i> Berliner	Eubacteriales: Bacillaceae	Larva
				E	<i>Beauveria bassiana</i> (Bals.) Vuillemin	Hypocreales: Cordycipitaceae	Larva
				P	<i>Cotesia</i> sp.	Hymenoptera: Braconidae	Larva
				P	<i>Aphaereta</i> sp.	Hymenoptera: Braconidae	Larva
				P	<i>Achrysocharis</i> sp.	Hymenoptera: Eulophidae	Larva
				P	<i>Theronia (Neotheronia)</i> sp.	Hymenoptera: Ichneumonidae	Larva
				P	<i>Brachymeria comitator</i> (Walker)	Hymenoptera: Chalcididae	Larva - pupa
				P	<i>Brachymeria orseis</i> (Walker)	Hymenoptera: Chalcididae	Pupa
				P	<i>Spilochalcis</i> sp.	Hymenoptera: Chalcididae	Pupa
				P	<i>Spilochalcis femorat</i> (F.)	Hymenoptera: Chalcididae	Pupa
				P	<i>Spilochalcis fulvomaculata</i> (Cameron)	Hymenoptera: Chalcididae	Pupa
				P	<i>Spilochalcis nigrifrons</i> (Cameron)	Hymenoptera: Chalcididae	Pupa
				P	<i>Patelloa tincta</i> Walker	Diptera: Tachinidae	Larva - pupa
				P	<i>Winthemia</i> sp.	Diptera: Tachinidae	Larva - pupa
				P	<i>Xanthozona melanopyga</i> (Wiedemann)	Diptera: Tachinidae	Larva - pupa
				P	<i>Lespesia affinis</i> Townsend	Diptera: Tachinidae	Larva - pupa
				P	<i>Conura</i> sp.	Hymenoptera: Chalcididae	Pupa
				P	<i>Telenomus</i> sp.	Hymenoptera: Scelionidae	Huevo
				Pr	<i>Podissus nigrispinus</i> Dallas	Hemiptera: Pentatomidae	Larva
				Pr	<i>Alcaeorrhynchus grandis</i> Dallas	Hemiptera: Pentatomidae	Larva

	Nombre científico de la plaga	Nombre común	Orden: Familia	Benéfico*	Nombre científico del benéfico	Orden: Familia	Estado de la plaga atacado
				Pr	<i>Polistes</i> sp.	Hymenoptera: Vespidae	Larva
				Pr	<i>Polybia</i> sp.	Hymenoptera: Vespidae	Larva
	<i>Mocis latipes</i> (Guenée)	Falso medidor	Lepidoptera: Noctuidae	E	<i>Nomuraea rileyi</i> (Samson) Farlow	Moniliales: Moniliaceae	Larva
				E	<i>Metarhizium anisopliae</i> (Metchs.) Sorokin	Hypocreales: Clavicipitaceae	Larva
				P	<i>Trichogramma pretiosum</i> Riley	Hymenoptera: Trichogrammatidae	Huevo

Referencias bibliográficas

- Bustillo, A.E.; Sánchez, G. 1977. Los áfidos en Colombia, plagas que afectan los cultivos agrícolas de importancia económica. Bogotá, ICA-Colciencias, 96 pp.
- Bustillo P., A.E.; Obando B., J.A.; Matabanchoy S., J.A.; Castro V., U. 2011a. Control biológico del salivazo *Aeneolamia varia* (F.) (Hemiptera: Cercopidae). Uso del hongo *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin. Cali, Cenicaña. 12 pp. (Serie Divulgativa, No. 12).
- Bustillo P., A.E.; M. Rosero G., M.; Moreno S., C.A.; López N., J.C.; Castro V., U. 2011b. Nematodos para el control del salivazo de la caña de azúcar, *Aeneolamia varia* (F.) (Hemiptera: Cercopidae). Cali, Cenicaña. 12 pp. (Serie Divulgativa, No. 14).
- Castro, U.; Gómez, L.A.; Gutiérrez, Y.; Andrade, L.P.; Villegas, A.; Bernal, N. 2009. Distribución y especies de salivazo (Hemiptera: Cercopidae) asociadas con la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en el Valle del Cauca y Colombia. pp.144 – 151. En: Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar, 8. 16-18 septiembre, 2009. Memorias. Cali, Colombia. Tecnicaña.
- Gaviria, J.D. 1974. Control biológico del barrenador de la caña de azúcar *Diatraea saccharalis* (Fabricius) en el Ingenio Riopaila Ltda., La Paila (Valle). pp. 113 - 144. En: Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, 2. 7-10 julio, 1974. Memorias. Cali, Colombia. Socolén.
- Gómez, L.A., Díaz, A.E.; Lastra, L.A. 1994. Selection of strains of *Trichogramma exiguum* for controlling sugarcane borers (*Diatraea* spp.) in the Cauca Valley, Colombia. 4th International Symposium on *Trichogramma* and other egg parasitoids. Cairo (Egypt), pp. 75-78.
- Gaviria, J.D. 1995. Manipulación y aumento de enemigos naturales en el MIP. En: Curso ICA- Universidad de Nariño, Manejo integrado de plagas. pp. 75 - 78. Memorias. San Juan de Pasto, Colombia. 27 de noviembre al 1 de diciembre de 1995.
- Gómez, L.A. 2007. Manejo del salivazo *Aeneolamia varia* en cultivos de caña de azúcar en el valle del río Cauca. Cenicaña (Colombia), Carta Trimestral, 29 (2 - 3): 10 -17.
- Gómez, L.A.; Hincapié, L.A.; Marín, M.E. 2007. El salivazo de la caña de azúcar, *Mahanarva bipars*. Cali, Cenicaña. 4 pp. (Serie Divulgativa, No. 10).
- Gómez, L.A.; Lastra, L.A. 1995a. Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia. En: El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia, pp. 237 – 263. Eds. Cassalet, C.; Torres, J.; Isaacs, C. Cenicaña, Cali, Colombia, 412 p.
- Gómez, L.A.; Lastra, L.A. 1995b. Los barrenadores de la caña de azúcar. Cali, Cenicaña. 4 pp. (Serie Divulgativa, No. 6).
- Gómez, L.A.; Lastra, L.A. 1998a. *Perkinsiella saccharicida*: el saltahoja hawaiano. Cenicaña (Colombia). Carta Trimestral, 20 (2-3): 15-17.
- Gómez, L.A.; Lastra, L.A. 1998b. *Caligo illioneus*: el gusano cabrito. Cenicaña (Colombia). Carta Trimestral, 20 (1): 8-14.
- Gómez, L.A.; Ramírez, D.; Lastra, L.A. 2003. Las crisopas: una alternativa potencial para el control del pulgón amarillo de la caña de azúcar. Tomo 1, p. 26-37. En: Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar, 6. 24-26 septiembre, 2003. Memorias. Cali, Colombia. Tecnicaña.
- Gómez, L.A.; Lastra, L.A.; Gutiérrez, Y.; Londoño, F. 2000. El gusano cabrito, *Caligo illioneus*. Una sinopsis para su manejo. Cenicaña, Colombia. 15 pp. (Documento de trabajo, No. 469).
- Lastra, L.A.; Gómez, L.A. 1984. Tiempo de exposición de semilla como un factor que afecta los niveles de población de *Rhynchophorus palmarum* L. y *Metamasius hemipterus* L. en dos variedades de caña de azúcar, y evaluación de medidas de control. Tomo 1, pp. 195-208. En: Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar, 1. Memorias. Cali, Colombia. Tecnicaña.
- Lastra, L.A.; Gómez, L.A.; Palma, A.E. 1990. Biología de *Sipha flava* (Forbes) en tres hospederos y algunas observaciones preliminares sobre depredadores. Tomo 1, pp. 237-247. En: Congreso Colombiano de Asociación de Técnicos de la Caña de Azúcar, 3. Memorias. Cali, Colombia. Tecnicaña.

- Lastra, L.A.; Gómez, L.A. 1997. Observaciones del ciclo de vida de la escama blanca *Duplachionaspis divergens* (Green) (Homoptera: Diaspididae) y reconocimiento de enemigos naturales. Tomo 1, pp. 41-52. En: Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar, 4. Memorias. Cali, Colombia. Tecnicaña.
- Lastra, L.A.; Gómez, L.A.; Castro, U. 2007. Observaciones acerca de la mosca *Salpingogaster nigra* Schiner (Diptera: Syrphidae) como predador de ninfas del salivazo *Aeneolamia varia*. Cenicaña (Colombia). Carta Trimestral, 29 (1): 8-13.
- Londoño, A.E.; Gómez, L.A. 1990. Efecto de las infestaciones de *Sipha flava* (Homoptera: Aphididae) sobre la producción de azúcar y posibilidades de su control mediante la liberación de coccinélidos. Tomo 1, pp. 261-270. En: Congreso de la Asociación de Técnicos de la Caña de Azúcar, 3. 10-14 septiembre, 1990. Memorias. Cali, Colombia. Tecnicaña.
- Medina, C.A. 1995. Hormigas depredadoras de huevos del salivazo de los pastos *Aeneolamia varia* (Hemiptera: Cercopidae) en pasturas de *Brachiaria*, en los Llanos Orientales de Colombia. Bol. Mus. Ent. Univ. Valle. 3 (1): 1-13.
- Moreno, L.E. 1983. Principales enemigos naturales de *Perkinsiella saccharicida* Kirkaldy (Homoptera: Delphacidae) y observaciones sobre su capacidad de control en plantaciones de caña de azúcar, de la zona norte y zona central en el Ingenio del Cauca, S. A. Universidad del Valle, Departamento de Biología, División Ciencias, Trabajo de grado para el título de Biólogo-Entomólogo. Cali. 185 pp.
- Pardo-Locarno, L.C.; Stechauner-Rohringer, R.M.; Morón, M.A. 2009. Descripción de larva y pupa, ciclo de vida y distribución del escarabajo rinoceronte *Podischnus agenor* (Olivier) (Coleoptera: Melolonthidae) en Colombia, con una clave para larvas de tercer estadio de Dynastinae neotropicales. Kempffiana, 5 (2): 20-42.
- Peck, D.C.; Rodríguez, J.; Gómez, L.A. 2004. Identity and first record of the spittlebug *Mahanarva bipars* (Hemiptera: Auchenorrhyncha: Cercopidae) on sugarcane in Colombia. Florida Entomologist, 87 (1): 82-84.
- Posada O., L. 1989. Lista de insectos dañinos y otras plagas en Colombia. ICA, 4ª ed. Bogotá, Boletín Técnico No. 43, 662 pp.
- Posada O., L.; García, F. 1976. Lista de predadores, parásitos y patógenos de insectos registrados en Colombia. ICA, Bogotá, Boletín Técnico No. 41, 90 pp.
- Pulido F., J. 1980. Ciclo biológico y hábitos de *Perkinsiella saccharicida* Kirkaldy (Homoptera: Delphacidae), plaga de la caña de azúcar. Universidad Nacional de Colombia - Instituto Colombiano Agropecuario, (Tesis Magister Scientiae). Bogotá, 68 pp.
- Ramírez, D. 2002. Reconocimiento y evaluación del uso de especies de la familia Chrysopidae para el manejo del pulgón amarillo, *Sipha flava* (Homoptera: Aphididae) en caña de azúcar. Tesis Universidad Nacional de Colombia, Sede Palmira, Facultad de Ciencias Agropecuarias. 137 pp.
- Reyes, J.A. 1974. Anotación sobre algunos insectos benéficos encontrados en los cultivos de caña de azúcar del Valle del Cauca. Memorias, II Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología, julio 7 al 10 de 1974, Cali, pp. 25 - 31.
- Rico, J.; Victoria, J. 1988. Evaluación e identificación de microorganismos patógenos de *Perkinsiella saccharicida* (Hom: Delphacidae), en caña de azúcar. Acta Agronómica, 38 (1): 31-40.
- Vargas, G.A.; Gómez, L.A. 2005. Evaluación del daño de *Diatraea* spp., en caña de azúcar y su manejo en el valle del río Cauca. Cenicaña, Colombia. 8 pp. (Serie Divulgativa, No.9).
- Vargas, G.A.; Obando, V.; Gómez, L.A. 2006. *Jayneleskia jaynesi*: otra alternativa para el manejo de *Diatraea* spp. Cenicaña (Colombia). Carta Trimestral, 28 (2): 3-5.

GLOSARIO DE TÉRMINOS ENTOMOLÓGICOS

Abdomen. Tercera división del cuerpo de los insectos, por lo general de 10 a 11 segmentos. En la forma adulta carece de patas ambulatorias.

Acarina. Orden de la clase Arachnida que incluye ácaros y garrapatas.

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.

Anal, segmento. Último segmento abdominal de larvas o adultos.

Antena. Apéndice sensorial segmentado, en número par, que nace en la región frontal de la cabeza.

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 del organismo sobre el cual ejercen su acción.

Ápoda. Sin patas.

Apófisis (pl. apófisis). Proceso o tubérculo cuticular.

Áptera. Sin alas.

Arista. Cerda generalmente dorsal, en el segmento distal de la antena en Díptera.

Arolio. Lóbulo medio del pretarso ubicado entre las uñas.

Arrenotoquia. Tipo de reproducción en 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. Plantas asociadas a los cultivos, que comúnmente se denominan malezas.

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.

Bilobada o bilobulada. Que presenta dos lóbulos.

Bioensayo. Medida de la potencia de cualquier estímulo, físico, químico, biológico, fisiológico o psicológico, por medio de la respuesta que produce en la materia viviente.

Biordina. Se dice de los *crochets*, cuando se presentan en dos tamaños, alternándose en una misma fila o serie.

Biserial. *Crochets* que están dispuestos en dos filas o series, generalmente concéntricas.

Bisexuales. Generaciones de organismos en que existen machos y hembras.

Cabeza. Primera región del cuerpo de un insecto compuesta generalmente por seis a nueve escleritos.

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).

Carabiforme (larva). Semejante a 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.

Cefálico. Relativo a la cabeza.

Celdas. Área del ala rodeada de venas.

Cercus (pl. cerci). Son apéndices pares, a menudo sensoriales, en el extremo posterior de muchos insectos. Las pinzas de las tijeretas (Dermaptera) son cercus modificados.

Cervical. Punto de articulación de la cabeza con el tronco.

Círculo. Estructura ventral de forma diversa, generalmente ovalada o cuadrangular, ubicada en muchas ocasiones en la parte media de los segmentos abdominales tres y cuatro, en Pseudococcidae.

Clípeo. 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. Generalmente se refiere a especies potencialmente competitivas.

Comensales. Especies que se benefician del comensalismo.

Comensalismo. Forma de simbiosis en la que se involucran dos organismos diferentes, por la cual una especie se aprovecha de la asociación sin dañar ni beneficiar a la otra.

Competencia. Ambas especies resultan afectadas adversamente por su asociación. Hay dos tipos de competencia.

Competencia interespecífica. Entre dos o más individuos de diferentes especies.

Competencia intraespecífica. Entre dos o más individuos de la misma especie.

Comprimido. Aplastado bilateralmente.

Control biológico. Uso por el hombre de organismos vivos para controlar animales y plantas indeseables.

Control etológico. Uso de trampas con cebadores para atraer insectos y así reducir sus poblaciones.

Control microbiológico. Parte del control biológico que tiene que ver con el control de insectos mediante el uso de microorganismos, incluidos virus, bacterias, hongos y nematodos.

Coriáceo. Con consistencia de cuero.

Corión. 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 los tubos melíferos abdominales dorsales.

Costal, vena. Primera nervadura del ala, que se extiende a lo largo del margen anterior del ala.

Coxa. Segmento proximal de la pata unida al cuerpo.

Cremaster. Ápice del último segmento del abdomen de la pupa. Espinas terminales del abdomen que en pupas arbóreas ayudan a suspenderse en pupas subterráneas ayudan desplazarse en la tierra.

Crisálida. Ver pupa.

Crochet (pl. crochets). Pequeñas espinas curvas en forma de gancho y dispuestas en filas o círculos en la base de una pata abdominal de una 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.

Cuneo o cuneus. Pieza apical más o menos triangular del corium, separada de éste por una sutura en Hemiptera.

Cutícula. Cubierta externa de los insectos de tipo no celular, secretada principalmente por la epidermis.

Depredador. Organismo que se alimenta de dos o más organismos durante su vida causándoles 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.

Dimorfismo. Formas distintas en cuanto a tamaño y estructuras en individuos de la misma especie. Caracteriza a dos tipos distintos; puede ser sexual, estacional o por hospedante.

Discal, área. Porción central del ala que abarca la celda discal.

Discos imaginales. Masas celulares de tejido no diferenciado, presentes en los jóvenes, que originan órganos en los 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 (DL₅₀). Dosis que produce la muerte de la mitad de la población de los organismos en prueba.

Eclosisión. Proceso de emergencia de un individuo desde el huevo o de una envoltura juvenil.

Ectognatos. Insectos con las piezas bucales expuestas, las cuales se observan fácilmente y no están escondidas bajo ningún repliegue de la cabeza.

Ectoparasitoide. 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 larva de los Elateridae: alargadas cilíndrica, ortosomática y con un exoesqueleto muy resistente.

Élitro. Ala rígida, sin venación.

Empodio. Lóbulo medio ventral del último segmento tarsal, a veces en forma de espina.

Endogamia. Cruzamiento entre individuos de una raza, comunidad o población aislada genéticamente.

Endoparasitoide. Parasitoide de insectos que pone sus huevos y las larvas se desarrollan dentro del huésped.

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. Ocurrencia permanente de una enfermedad en animales con respecto a un patógeno en particular.

Epicutícula. Delgada lámina externa de la cutícula, que cumple funciones no esqueléticas.

Epidemiología. Estudio de las enfermedades epidémicas en una población de humanos.

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.

Epizoótico. Brote de una enfermedad, en la cual hay un gran número de casos.

Epizootiología. Estudio de las enfermedades de animales que son epidémicas en la naturaleza.

Eruciforme. Larva semejante a una larva

polípoda en forma y apariencia, con espuripédios.

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. La larva oligópoda en forma de 'C', como la larva 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 en 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.

Especiación. Mecanismo que da origen a especies.

Especiación simpátrica. Ocurre cuando en una misma especie surge otra nueva a partir de la primera, como consecuencia de un aislamiento reproductivo precigótico. Esta especiación 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:* grupos 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.

Espematóforo. Estructura proteinácea portadora de espermios.

Espiráculo. Orificio tegumentario de funciones respiratorias; estigma.

Espirítrompa. Órgano chupador de los lepidópteros, con forma de tubo largo, que las mariposas despliegan para chupar el néctar de las flores, a modo de lengua, y que recogen después enrollándolo en espiral.

Espuripedio: Cada uno de los apéndices abdominales de las larvas de lepidópteros y de algunos himenópteros.

Esqueletonizador. Larva de insecto que consume el parénquima de las hojas, dejando sólo la nervadura de ella.

Estadio. Periodo entre mudas de un insecto inmaduro.

Estado. Cada uno de los periodos definidos y diferenciados en la metamorfosis de los insectos.

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.

Estomodeo. Parte anterior del intestino, revestida con cutícula y 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.

Exarata. Pupa con apéndices libres.

Exopterigoto. Juveniles con rudimentos de alas visibles externas.

Exótico. Que no pertenece al lugar.

Exudar. Secretar productos de glándulas exocinas.

Exuvia. Tegumento abandonado de un estado juvenil en la metamorfosis.

Fémur. Tercer segmento de la pata, entre el

trocánter y la tibia; generalmente, muy desarrollado y más largo.

Feromona. Compuestos liberados por un organismo, que provocan una reacción en otro de su misma especie.

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. Bordeado de escamas piliformes, escamas u otros procesos, que se extienden libremente más allá del borde sólido.

Foresis. Tipo de relación simbiótica en la cual un organismo se asocia con otras especies con el fin de obtener transporte.

Fotoperiodo. Alternancia de horas de luz y de oscuridad en un día.

Frente. Esclerito impar en 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.

Fundatriz. En áfidos, hembra proveniente de un huevo fecundado que se reproduce partenogenéticamente.

Fusiforme. Estructura en forma de huso.

Gen. Secuencia de ADN que constituye la unidad funcional para la transmisión de los caracteres hereditarios.

Genoma. Material genético de un organismo. Específicamente, un conjunto de cromosomas con los genes que ellos contienen.

Genotipo. Constitución genética de un organismo.

Glabro. Desprovisto de pelos.

Gnathos. Mandíbula, aparato bucal en insectos.

Gregaria. Tendencia de los animales a vivir juntos.

Hábitat. Lugar donde un organismo vive.

Hálteros o balancines. En los dípteros adultos, el ala posterior modificada o reducida en un órgano del equilibrio durante el vuelo.

Hámuli. Estructura de unión entre las alas formada de ganchos pequeños.

Haplodiploidía. Sistema reproductivo con machos haploides y hembras diploides.

Haplodiploidia funcional. Organismo diploide que durante la meiosis, un par de cromosomas falla en alinearse y, por lo tanto, no transmiten ni expresan la información codificada en estos cromosomas.

Haploide. Células u organismos que contienen una sola copia de cada uno de los cromosomas.

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.

Hemolinfa. Sangre, líquido extracelular en insectos.

Hiperparasitismo. Se refiere a la parasitación de un parasitoide por otro parasitoide.

Hipógeo. Que vive bajo tierra.

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.

Huésped. Insecto o planta que alberga un microorganismo.

Idiobiontes. Parasitoides de huevos y pupas que matan sus huéspedes antes de que emerjan las larvas del parasitoide y, por lo tanto, éstas se desarrollan sobre huéspedes muertos o paralizados.

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 cual el microorganismo invade, el tejido o los fluidos del cuerpo de su huésped y se establece, crece y se multiplica en él.

Inmunidad. Característica que un organismo a veces adquiere y que lo capacita para resistir o sobreponerse a una infección a la cual la mayoría de su clase es susceptible.

Insectos parasitoides. Son aquellos que viven la mayor parte de su ciclo de vida sobre un organismo huésped, dentro de él, al cual mata durante el proceso.

Instar. Mudanzas 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.

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 el que la emite.

Koinobiontes. Endoparasitoides que ovipositan en un huésped móvil, dentro del cual las larvas del parasitoide se benefician al mantener vivo el organismo para continuar con su alimentación y desarrollo.

Lábil. Dicho de un compuesto: inestable, que se transforma fácilmente en otro.

Labio. Estructura que se forma con el segundo par de maxilas da lugar a la base de la boca de insectos mandibulados. Se localiza detrás del primer par de maxilas.

Labro. Labio superior. Se encuentra a continuación del clipeo al frente de la boca.

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.

Macróptero: Insecto de alas grandes, en contraposición con braquíptero.

Mandíbula. Primer par de apéndices del aparato bucal, de aspecto y tamaño variables; provisto de dientes en insectos masticadores, o de una especie de estilete en insectos picadores y chupadores. En larvas de moscas son piezas internas en forma de ganchos.

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.

Maxila. Son dos estructuras situadas detrás de las mandíbulas, articuladas en la parte lateral inferior de la cabeza. Son piezas auxiliares durante la alimentación.

Mesenterón. Intestino medio, secretor y absorbente, de origen endodérmico.

Metamorfosis. Serie de cambios a través de los cuales un insecto crece desde huevo hasta el estado adulto.

Metatórax. Tercer segmento torácico, portador del segundo par de alas y tercer par de patas.

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.

Monoica. En áfidos, que tiene un sólo huésped; en plantas, ejemplares que tienen 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 diferentes, en la cual ambas especies se benefician.

Neártica. Región zoogeográfica que incluye Norte América (Estados Unidos y Alaska), con excepción de México.

Necrófago. Que se alimenta de restos orgánicos (cadáveres).

Neotropical. Región zoogeográfica que se extiende desde México al Cabo de Hornos; incluye las Indias Occidentales (Caribe).

Nicho. Función que cumple un organismo en su comunidad y explica de qué se alimenta un organismo, a cuál le sirve de alimento o cómo se reproduce.

Ninfa. Estado inmaduro de un insecto hemimetábolo, el cual es similar al adulto pero no apto reproductivamente.

Nivel trófico. Posición de un organismo en la cadena alimenticia, determinado por el número de pasos de transferencia de energía. Ej.: productor, herbívoro, primer carnívoro, segundo carnívoro.

Noto. Dorsal.

Nucleopoliedrosis. Enfermedad viral en insectos, especialmente en larvas de ciertos lepidópteros e himenópteros, caracterizada 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 y con la mayoría de los segmentos abdominales inmóviles.

Ocelos (ver estemata). En insectos adultos son tres ojos simples que consisten de un sólo lente convexo.

Ojo compuesto. Agregación o conjunto de elementos visuales separados, conocidos como omatidios, cada uno de los cuales corresponde a una faceta de la córnea.

Omatidio. Cada elemento visual de un ojo compuesto.

Omnívoro. Que se alimenta de vegetales y animales.

Ooteca. Estructura en donde los insectos llevan o ponen externamente los huevos.

Oquedad. Cavidad.

Oruga. Larva eruciforme o polípoda de los lepidópteros; larva de cuerpo suave que además de las seis patas torácicas posee un número de espuripedios en los segmentos abdominales.

Ovipositor u ovopositor. En la hembra de los insectos, el órgano por el cual los huevos son depositados. Son prolongaciones articuladas de los últimos segmentos abdominales.

Ovisaco. En algunos insectos es una estructura donde estos albergan los huevos y emerge el estado inmaduro.

Ovoviviparí. Retención de huevos por la hembra, de tal manera que da a luz un juvenil sin que haya intercambio de nutrientes.

Paleártica. Región zoogeográfica que incluye parte de Europa, Norte de África hasta el desierto del Sahara y Asia hasta los montes del Himalaya.

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.

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, en Asia, en América.

Parasitismo. Especie que se beneficia afectando de manera adversa a la otra.

Parásito. Organismo dependiente de otro y que le provoca daños graduales.

Parasitoide. Organismo dependiente de otro durante su vida juvenil y que le provoca 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 estado 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 abren la vulva, el ano y las glándulas acompañantes que secretan sustancias formadoras de la caparazón dorsal.

Pleura. Áreas laterales de un segmento; tegumento flexible.

Poiquilotérmico. Se refiere a la temperatura del cuerpo de los insectos, que cambia de acuerdo con la temperatura ambiental.

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.

Pretarso. Último segmento tarsal.

Proboscis. Cualquier estructura bucal alargada que sirve para picar y/o succionar.

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. Primer segmento abdominal unido al tórax en himenópteros.

Protocerebro. Lóbulo mayor del cerebro, relacionado directamente con los ojos y centros internos.

Proventrículo. Igual a molleja

Pterygota. Grupo de insectos alados o secundariamente ápteros.

Pulvilo. Lóbulos laterales de los tarsos o bajo las uñas del pretarso.

Pupa. Estado intermedio entre larva y adulto en los insectos holometábolos.

Quiescencia. Estado de inactividad con baja de metabolismo debido a condiciones ambientales adversas.

Radial, vena. En Diptera, segunda vena longitudinal después de la vena costal.

Reniforme. De forma parecida a la de un riñón.

Respuesta funcional. Respuesta en el comportamiento de un individuo parasitoide o depredador 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. La respuesta en 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.

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 patogénicos.

Sésil. Estructura que se prolonga sin una base o pedicelo.

Seta. Pelos en los insectos.

Setiforme. En forma de seta.

Sifones. En áfidos, ver cornículos.

Signo. Cualquier manifestación objetiva de enfermedad, indicada por un cambio en estructura.

Simbionte. Organismo que vive en simbiosis.

Simbiosis. Asociación en la cual dos individuos de diferentes especies viven juntos.

Síndrome. Grupo de signos y síntomas característicos de una enfermedad en particular.

Sinónimo. Diferentes nombres científicos dados a la misma especie. El nombre más antiguo (después de la X Edición del Sistema Natural de Linneo), tiene prioridad.

Síntoma. Cualquier aberración objetiva en funciones que indique enfermedad.

Subcosta. Vena longitudinal, que se extiende paralela a la costa en el margen anterior del ala (R1 en Diptera), 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. Se refiere al 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).

Tarso. Último segmento de la pata.

Tarsómero. Segmento del tarso.

Taxón. Grupo de organismos emparentados, que en una clasificación dada han sido agrupados, asignándole al grupo 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 realizan, los cuales figuran detrás del nombre científico. En latín el plural de taxón es **taxa**, y es como suele usarse en inglés, pero en español el plural adecuado es **taxones**.

Taxonomía. Ciencia que define los taxones.

Tegmen. Primer par de alas pergaminosas en Orthoptera.

Tegumento. Revestimiento externo del cuerpo de los insectos.

Telitoquia. Forma de partenogénesis en la cual sólo se producen hembras de huevos no fertilizados.

Teratología. Ciencia que estudia las malformaciones o monstruosidades.

Tergo. Semianillo dorsal en un segmento.

Tibia. Cuarto segmento de la pata de un insecto y quinto en la pata de un ácaro, que se articula distalmente con el tarso.

Tórax. Segunda región del cuerpo de los insectos, portadora de los apéndices locomotores.

Tráquea. Tubos respiratorios de origen ectodérmico en insectos.

Trocánter. Segmento de la pata entre la coxa y el fémur.

Uncus. Protuberancia cuticular en forma de gancho, articulada al margen medio posterior del tegumen en la genitalia masculina de lepidópteros.

Uña. Cada uno de los garfios pretarsales, simples o bífidos, en número de 2 o 3, que cumplen función de sujeción en insectos.

Uniordinal. Cuando los *crochets* se presentan de un solo tamaño en cada fila o serie.

Uniserial. Cuando 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 del tórax, típica de dípteros.

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 (DL₅₀).

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.

Literatura citada

Atkins, M. D. 1978, *Insects in perspective*. MacMillan Publishing Co., Inc., New York, 513 pp.

Bustillo, A. E. 1979. *Glosario sobre patología de insectos*, ICA, Medellín, Colombia. 27 pp. (Documento de trabajo, No. 4)

Ramos, A. A. 2006. *Chinchas harinosas (Hemiptera: Pseudococcidae y Putoidae) en cinco cultivos de la región andina colombiana*. Tesis Magister en Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Agronomía, Bogotá, Colombia. 105 pp.

Diccionario de la lengua española. XXII edición. 2001. Disponible en: <<http://www.rae.es/>> consultado 18 de agosto, 2010.

Rodríguez, L. A.; Leyva V., J. L. 1998. *Teoría y bases ecológicas del control biológico*. 20 pp. En: *Curso Nacional de Control Biológico*. Río Bravo, México, SAGAR-INIFAP- Sociedad Mexicana de Control Biológico, -

Steinhaus, E. A.; Martignoni, M. E. 1970. *An abridged glossary or terms used in Invertebrate Pathology*. Pacific Northwest Forest and Range Experiment Station, USDA, Forest Service, 2nd ed. 38 p Torre -Bueno De La, J. R. 1973. *A glossary of entomology*. Entomological Society, Hafner service agency, New York, 335 pp.

Triplehorn, C. A.; Johnson, N. F. 2005. *Borror and Delong's introduction to the study of insects 7th ed.* Thompson, Brooks / Cole. Belmont, Estados Unidos. 864 pp.

Wikipedia 2008. *La enciclopedia libre*. Disponible en: <<http://es.wikipedia.org/wiki/>> consultado el 14 de abril 2011.

Línea de atención al Cliente Nacional: **01 8000 111 210**
Línea de atención al Cliente Bogotá: **(57-1) 4199299**
▶ www.4-72.com.co

Entregando lo mejor de
los colombianos



Alex Enrique Bustillo Pardey

Es ingeniero agrónomo de la Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira. Realizó sus estudios de maestría en la Universidad de Wisconsin en Madison y de doctorado en la Universidad de Florida en Gainesville. Toda su vida profesional la ha dedicado a la investigación entomológica, laborando primero en el Instituto Colombiano Agropecuario, ICA, durante 21 años; luego, durante 18 años, en el Centro Nacional de Investigaciones de Café, Cenicafé; y recientemente en el Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia, Cenicaña. Ha logrado varios reconocimientos y premios nacionales e internacionales durante su carrera profesional, como son: Medalla al Mérito Cafetero 2008; TWAS The Academic of Sciences for the Developing World: 2005 Prize in Agricultural Sciences; Premio Nacional al Mérito Científico 2004, en la categoría de Investigador de Excelencia; Premio a la Investigación Tecnológica 2002, concedido por la Corporación Andina de Fomento (CAF); Premio Nacional de Ciencias Alejandro Ángel Escobar, en los años 1975, 1976 y 1995; IICA 1978: Medalla al Mérito Agrícola para Profesionales Jóvenes. Además se ha hecho acreedor a los premios nacionales de entomología de la Sociedad Colombiana de Entomología, Socolen, en 1987, 1989, 1993, 1994 y 1997.

Remite/ Cenicaña. Calle 58 Norte No. 3BN-110. Cali, Colombia



Tarifa Postal Reducida Servicios Postales Nacionales S.A No 2013-652
4-72, vence 31 de dic. 2013.



cenicaña

Centro de Investigación de la
Caña de Azúcar de Colombia

www.cenicana.org

ISBN: 978-958-8449-06-7



9 789588 449067

