

Manejo integrado de las plagas de la caña de azúcar

con énfasis en
el control biológico



Vargas Orozco, Germán Andrés

Manejo integrado de las plagas de la caña de azúcar con énfasis en el control biológico / Germán Andrés Vargas Orozco; Claudia Echeverri Rubiano; Viviana Marcela Aya Vargas; Gerson Darío Ramírez Sánchez; Alejandro Hipólito Pabón Valverde -- Cali: Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia, 2023.

76 p. (Agroindustria de la caña de azúcar en Colombia)

Incluye referencias bibliográficas

ISBN 978-958-8449-26-5

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

I. Echeverri Rubiano, Claudia. II. Aya Vargas, Viviana Marcela. III. Ramírez Sánchez, Gerson Darío. IV. Pabón Valverde, Alejandro Hipólito. V. Título. IV. Agroindustria de la caña de azúcar en Colombia.

632.70 CDD 23 ed.

V297

Cenicaña – Biblioteca Guillermo Ramos Núñez

Cenicaña © 2023

Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia

Calle 38 norte No. 3CN-75. Cali, Valle del Cauca, Colombia

Estación experimental: San Antonio de los Caballeros, vía Cali-Florida km 26

www.cenicana.org

Producción editorial: Servicio de Cooperación Técnica y Transferencia de Tecnología

Coordinación editorial: Victoria Carrillo C.

Corrección de textos: Ernesto Fernández R.

Diseño e ilustración: Alcira Arias V.

Cita bibliográfica

Vargas Orozco, G. A. et al. (2023). Manejo integrado de las plagas de la caña de azúcar con énfasis en el control biológico. En: Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia (Ed). Agroindustria de la caña de azúcar en Colombia. Cenicaña. <https://www.cenicana.org/coleccion-agroindustria-de-la-cana-de-azucar/>

Manejo integrado de las plagas de la caña de azúcar

con énfasis en
el control biológico

Germán Vargas

Claudia Echeverri-Rubiano

Viviana M. Aya Vargas

Gerson D. Ramírez Sánchez

Alejandro H. Pabón Valverde





Contenido

Introducción	4
Los barrenadores del tallo, <i>Diatraea</i> spp. (Lepidoptera: Crambidae)	6
Los salivazos, <i>Aeneolamia varia</i> y <i>Mahanarva bipars</i> (Hemiptera: Cercopidae)	23
El barrenador gigante, <i>Telchin licus</i> (Lepidoptera: Castniidae)	36
Los picudos de la semilla, <i>Rynchophorus palmarum</i> y <i>Metamasius hemipterus</i> (Coleoptera: Dryophthoridae)	42
Los defoliadores, <i>Caligo illioneus</i> (Lepidoptera: Nymphalidae), <i>Spodoptera frugiperda</i> (Lepidoptera: Noctuidae) y <i>Mocis latipes</i> (Lepidoptera: Erebidae)	45
La hormiga loca, <i>Nylanderia fulva</i> (Hymenoptera: Formicidae)	48
El cucarrón de invierno, <i>Podischnus agenor</i> (Coleoptera: Melolonthidae)	51
Consideraciones finales	54
Bibliografía	58

Introducción

Se estima que existen más de 1300 especies de insectos asociados al cultivo de la caña de azúcar como su fuente de alimentación (Box, 1953). Sin embargo, no todos ellos se constituyen en plagas de importancia económica para el cultivo; de hecho, y según las condiciones regionales, solo entre una y tres especies se presentan como una limitante seria de la producción. Al respecto, Bustillo (2013) menciona que 23 especies de insectos plaga han sido detectadas en las plantaciones de caña de azúcar en Colombia, y subraya que entre ellos los barrenadores del tallo *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae) y el salivazo *Aeneolamia varia* (Fabricius) (Hemiptera: Cercopidae) son las plagas de mayor importancia económica en los cultivos del valle del río Cauca, sin desconocer que otros insectos pueden, ocasionalmente, producir en ellos considerables pérdidas, como lo hacen el gusano cabrito, *Caligo illioneus* Butler (Lepidoptera: Nymphalidae), la hormiga loca, *Nylanderia fulva* (Mayr) (Hymenoptera: Formicidae), y otros que potencialmente llegan a establecerse como plagas de relevancia económica en las plantaciones cañeras, tales como el salivazo *Mahanarva bipars* (Walker) (Hemiptera: Cercopidae), los picudos de la semilla *Rynchophorus palmarum* (L.) y *Metamasius hemipterus* (Linnaeus) (Coleoptera: Dryophthoridae), el cucarrón de invierno *Podischnus agenor* (Olivier) (Coleoptera: Melolonthidae), e incluso el barrenador gigante *Telchin licus* (Drury) (Lepidoptera: Castniidae), que ha sido reportado en otras partes del país y podría llegar a invadir la región del valle del río Cauca.



En Cenicaña no se efectúa selección de variedades de caña de azúcar por su resistencia a las plagas que la atacan, pero sí se ha investigado y propuesto diversas alternativas para regular las poblaciones de estos insectos, con énfasis en el control biológico. Prioritariamente, entre estas actividades se evalúan permanentemente las diversas variedades con respecto a su resistencia al ataque de *Diatraea* spp. (Echeverri-Rubiano et al., 2018) y el salivazo (Cuarán et al., 2012), y se monitorea permanentemente la respuesta de las variedades comerciales como de las promisorias frente a los diferentes insectos asociados al cultivo, para atender oportuna y eficazmente cualquier brote que represente pérdidas significativas al sector. Además, se trabaja en una metodología de evaluación del daño por *Diatraea* en condiciones de invernadero en las nuevas variedades, para caracterizar con mayor precisión su nivel de resistencia a los barrenadores e identificar los factores de resistencia a estas y a otras plagas, que puedan orientar a los mejoradores en sus procesos de cruzamiento y búsqueda de nuevas variedades (Echeverri-Rubiano et al., 2019; Echeverri-Rubiano et al., 2017).

La labor permanente que realiza el Centro para divulgar sus hallazgos en este sentido, y la constante capacitación de los agricultores para concienciarlos acerca de la importancia de realizar oportunamente las labores de muestreo y control de las diferentes plagas permitirá que estas no amenacen la sostenibilidad de la industria en el mediano y en el largo plazo. En esa misma dirección, este capítulo contiene información sobre un grupo seleccionado de plagas del cultivo, con énfasis en los barrenadores del tallo y los salivazos, además se incluye información relevante acerca de los picudos de la semilla, la hormiga loca, los defoliadores, el cucarrón de invierno y el barrenador gigante. En cada caso se analizan aspectos como importancia económica, alternativas de monitoreo y métodos de control.

Los barrenadores del tallo, *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae)

Importancia económica

Los barrenadores del tallo *Diatraea* (Lepidoptera: Crambidae) son las plagas más importantes del cultivo de la caña de azúcar en América (Vélez, 1997). Su impacto en la producción de caña se ha estimado, en las condiciones del valle del río Cauca en Colombia, en una reducción de peso de 0.83% por cada unidad porcentual de entrenudos barrenados y una pérdida adicional en concentración de azúcar de 0.26% por cada unidad porcentual de entrenudos barrenados, lo que se traduciría en pérdidas de hasta 143 kilogramos de azúcar por cada unidad porcentual de daño y por hectárea, presumiendo una producción promedio de 120 toneladas de caña por hectárea y un rendimiento comercial de azúcar del 11% (Vargas et al., 2015). En el caso de los sistemas paneleros, Pinto (1990) estableció que por cada unidad porcentual de intensidad de infestación se pierden 105.4 kilogramos de panela por hectárea.

En los Estados Unidos, en donde existen al menos siete especies de *Diatraea* (Solís & Metz, 2016), el daño por *D. saccharalis* (F.) puede reducir hasta en un 28% la producción de caña en el estado de Luisiana (Hensley & Long, 1969) y entre 10% y 20% en Florida (Capinera, 2009). Por su parte, Rodríguez et al. (2012) señalan que en México los barrenadores del tallo, entre ellos *Eoreuma loftini* (Dyar) (Lepidoptera: Crambidae), el barrenador mexicano del arroz, se han constituido en plagas de importancia económica para las diferentes áreas cañeras del país, pues producen pérdidas que pueden llegar a reducir hasta en un 50% el rendimiento del cultivo.

Según Badilla (2002), en Centroamérica, y particularmente en el caso de Costa Rica, el daño por barrenadores en la caña de azúcar lo cau-

san principalmente tres especies de *Diatraea*: *D. tabernella* Dyar, *D. saccharalis* y *D. guatemalaella* Schaus. El mismo autor presume que el impacto por dichas plagas en este país puede llegar a representar hasta 199 kilogramos de azúcar menos por cada unidad porcentual de entrenudos barrenados.

En Brasil, Parra et al. (2010) han estimado que por cada unidad porcentual de entrenudos barrenados se pierde 1.14% de tonelaje de caña. Así, si se supone una producción promedio de 90 toneladas de caña por hectárea y una recuperación de azúcar del 12%, se tendría una merma de 123 kilogramos de azúcar por cada unidad porcentual de entrenudos barrenados. Los mismos autores calculan una reducción de 0.42% en la eficiencia de la extracción de azúcar y un 0.21% en la obtención de etanol, por el mismo concepto. Por su parte, el Centro de Investigación de la Caña de Azúcar del Ecuador (Cincae) señala que las pérdidas por *D. saccharalis* en dicho país pueden representar entre 0.4% y 1.1% de reducción del peso de la caña por cada 1% de entrenudos barrenados (Cincae, 2013).

En Colombia, se tiene registro de al menos ocho especies de *Diatraea*: *D. albicrinella* Box, *D. busckella* Dyar & Heinrich, *D. centrella* (Möschler), *D. indigenella* Dyar & Heinrich, *D. lineolata* (Walker), *D. saccharalis* Fabricius, *D. tabernella* Dyar y una nueva especie en proceso de descripción encontrada en el departamento de Caquetá, Colombia. En este listado se relegan a *D. rosa* Heinrich y *D. colombiana* Box al estatus de sinónimos de *D. busckella* (Barrera et al., 2017; Solís & Metz, 2016). En el valle del río Cauca, *D. saccharalis* y *D. indigenella* han sido registradas por mucho tiempo atacando la caña de azúcar (Vargas et al., 2015a), pero en un brote de estas plagas entre los años 2013 y 2014 en las zonas

norte y centro se detectó la presencia de *D. tabernella* y *D. busckella* (Figura 1) causando altos niveles de daño, y donde se observaron diferentes niveles de afectación por parte de los insectos benéficos utilizados en su control biológico, lo que llevó a plantear esquemas alternativos de manejo de la plaga, como la incorporación de nuevos enemigos naturales en la región como la avispa parasitoide de larvas *Cotesia flavipes* (Cameron) (Hymenoptera: Braconidae) (Vargas et al., 2017).

Los barrenadores del género *Diatraea* son también comunes en los cultivos de maíz, sor-

go, arroz y otras gramíneas, en los cuales su incidencia económica es variable, al igual que su preferencia por atacar ciertas partes de la planta en determinadas épocas y edad del cultivo. En el caso del agroecosistema arrocero de Colombia, la frecuencia y la intensidad del ataque de esta plaga ha ido aumentando en los últimos años, asociado posiblemente a la poca rotación de las plantaciones con cultivos de hoja ancha como la soya, al uso inadecuado de prácticas culturales y por la indiscriminada aplicación de insecticidas que han eliminado los enemigos naturales que regulan las poblaciones de este insecto (Pérez, comunicación personal).¹

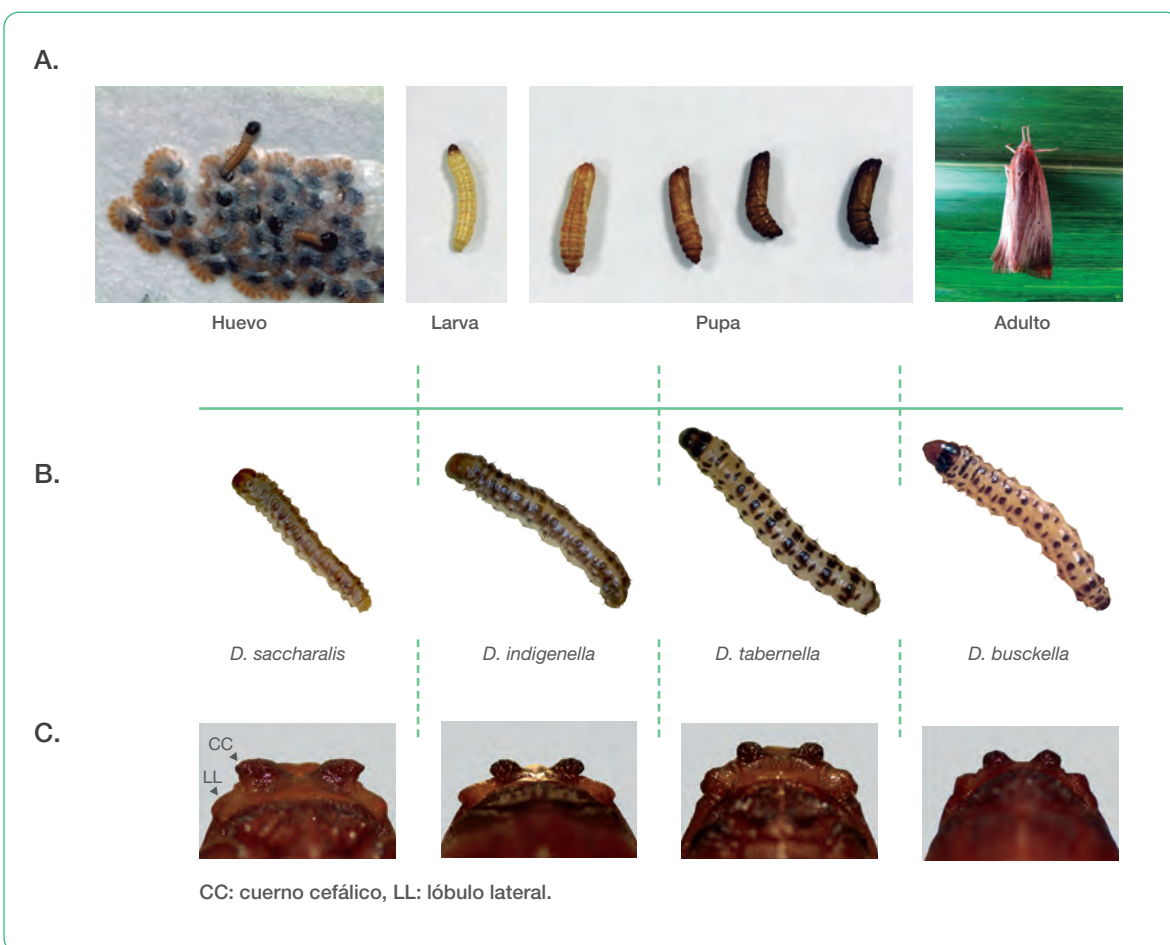


Figura 1. *Diatraea* spp.: estados de desarrollo (A); larvas de las especies *D. saccharalis*, *D. indigenella*, *D. tabernella* y *D. busckella* (B); característica cefálico-dorsal de las pupas de *Diatraea* (C).

¹. Cristo Rafael Pérez. Ingeniero Agrónomo. M.Sc. profesional 1, Fedearroz. Sede Montería (julio de 2016).

Los barrenadores del tallo *Diatraea* (Lepidoptera: Crambidae) son las plagas más importantes del cultivo de la caña de azúcar en América (Vélez, 1997). Su impacto en la producción de caña se ha estimado, en las condiciones del valle del río Cauca en Colombia, en una reducción de peso de 0.83% por cada unidad porcentual de entrenudos barrenados y una pérdida adicional en concentración de azúcar de 0.26% por cada unidad porcentual de entrenudos barrenados.

En cuanto al maíz, el daño por los barrenadores *Diatraea* ha sido especialmente grave en el caso de *D. grandiosella* Dyar entre México y el sur de los Estados Unidos. La plaga ataca los tallos jóvenes, lo que causa pérdidas de población; ataca los tallos formados, lo que provoca su volcamiento; y ataca las mazorcas, lo cual se traduce en merma de su producción y de su calidad. El ataque de esta plaga en los tallos de maíz puede disminuir hasta el 29% de la producción; porcentaje que puede alcanzar un 75% cuando los barrenadores causan la caída de los tallos (Rice, 2012). De otra parte, este último autor plantea que la infestación de las mazorcas deteriora su calidad alimenticia debido al crecimiento en ellas de hongos saprófitos y la producción de aflatoxinas. En el caso de sorgo Rice (2012) señala que esta plaga puede generar pérdidas hasta de un 50%. Al respecto, Huang et al. (2006) informan que en Luisiana se pueden encontrar en un mismo campo de maíz tres especies de barrenadores: *Ostrinia nubilalis* (Hübner) (Lepidoptera: Crambidae), *Diatraea grandiosella* y *D. saccharalis*. Los mismos autores indican que desde que se adoptó comercialmente el cultivo de los maíces transformados genéticamente con la endotoxina de *Bacillus thuringiensis* (Bt) se logró controlar el complejo de barrenadores, y plantean la necesidad de establecer medidas

adicionales de manejo para retardar el momento en que la plaga se vuelva resistente a este agente, más aún si se tiene en cuenta que *D. saccharalis* muestra una menor susceptibilidad que las otras dos especies. En el caso del maíz, estos materiales han sido implementado principalmente en países como Estados Unidos, Argentina y Colombia (Espinell et al., 2011; Fava et al., 2004; Huang et al., 2008; Rice, 2012); mientras que en caña de azúcar el primer registro de uso se tiene en Brasil (Cristofolletti et al., 2018).

Bioecología

El complejo de especies *Diatraea* se restringe hasta el momento al Nuevo Mundo, distribuido desde Estados Unidos hasta Argentina. Se estima que actualmente existen 41 especies de *Diatraea*, de las cuales la más extendida es *D. saccharalis*, pero algunas de índole local representan también un problema para la producción según el país (Vargas et al., 2015; Solís & Metz, 2016). Los adultos son polillas nocturnas, que durante el día reposan en el envés de las hojas (Bustillo, 2013). Las hembras pueden extender su periodo reproductivo entre 1 y 11 días y ovipositan preferencialmente en el envés de las hojas entre 5 y 50 huevos; una hembra puede llegar a depositar entre 9 y 922 huevos (Echeverri-Rubiano et al., 2022). Las larvas se alimentan de las yaguas de las hojas en sus primeros estados de desarrollo (I, II y III instares) y posteriormente penetran y barrenan el tallo, al cual por lo general ingresan por un solo punto, pero a veces salen y penetran el tallo por un nuevo sitio; es decir, la larva puede perforar varios agujeros de entrada –barrenar más de un entrenudo–, pero dejará solo un orificio de salida y al completar su desarrollo larval lo reviste con hilos de seda y fibras de caña; para luego mudar por última vez antes de convertirse en pupa cerca al extremo del túnel, por donde la polilla emerge del tallo (Bustillo, 2013).

El daño causado por *Diatraea* spp. se puede confundir con el que produce el barrenador menor *Blastobasis graminea* Adamski (Lepidoptera: Blastobasidae), que infesta los tallos de manera similar a las larvas de *Diatraea* (Figura 2).



Figura 2. Larvas de barrenador *Blastobasis graminea* y *Diatraea* spp. (A); daño por *B. graminea* (B), daño por *Diatraea* spp. (C).

Sin embargo, debido al menor tamaño de *B. graminea* sus perforaciones son más pequeñas con galerías usualmente irregulares, a diferencia de *Diatraea* que tiende a hacerlas en línea recta; además, *B. graminea* barrena un máximo de dos entrenudos y *Diatraea* puede perforar más de dos. Cabe señalar, así mismo, que el daño de *B. graminea* se localiza por lo general en la zona del nudo y llega en la mayoría de los casos a perforar la yema (Cárdenas, 1984).

Cuando *Diatraea* spp., así como otros barrenadores, ataca cultivos de caña jóvenes (<3.5 meses) se presenta el síntoma denominado “corazón muerto” que conlleva la muerte de la yema apical y del cual las plantaciones generalmente

se recuperan si el daño no persiste por más de un mes y si no afecta la mayoría de las cepas (Gómez & Lastra, 1995) (Figura 3). El ataque en plantaciones más desarrolladas se caracteriza por la destrucción interna de los haces vasculares del tallo, lo que afecta el flujo de nutrientes y fotosintatos y reduce, por tanto, el potencial productivo de la planta (Figura 4). Además, los orificios de entrada en el tallo permiten su colonización por hongos como *Colletotrichum falcatum* Went, agente causal de la enfermedad de muermo rojo que afecta hojas y tallos. Los orificios en el tallo también propician la invasión de plagas secundarias como los picudos de la semilla (Bustillo, 2013), atraídos por la fermentación de las partes afectadas.

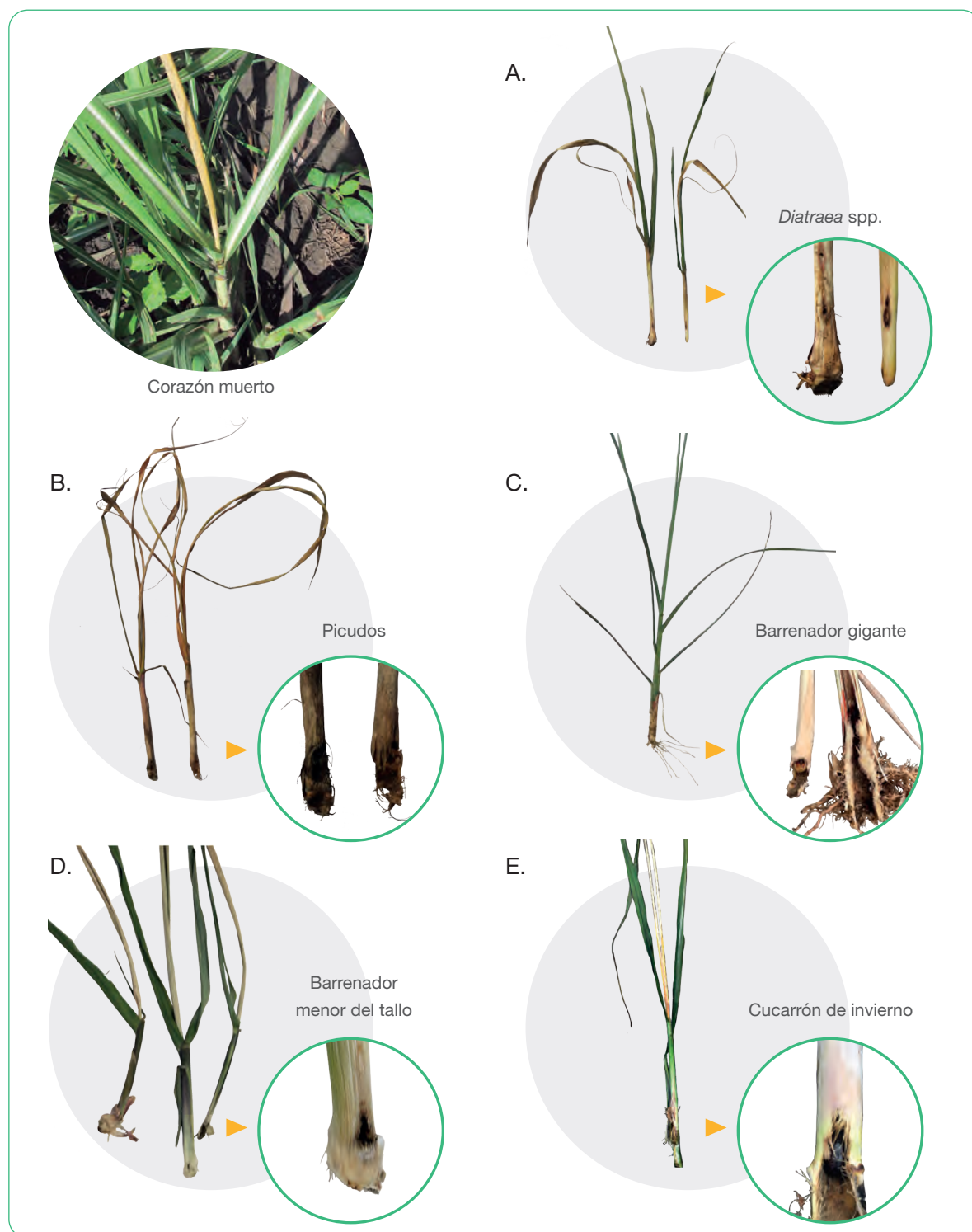


Figura 3. Síntoma de "corazón muerto" en caña de edad inferior a 3.5 meses debido al daño causado por cinco insectos barrenadores del tallo: *Diatraea* spp. (A), picudos *Rynchophorus palmarum* y *Metamasius hemipterus* (B), barrenador gigante *Telchin licus* (C), barrenador menor del tallo *Elasmopalpus lignosellus* (D), cucarrón de invierno *Podischnus agenor* (E).

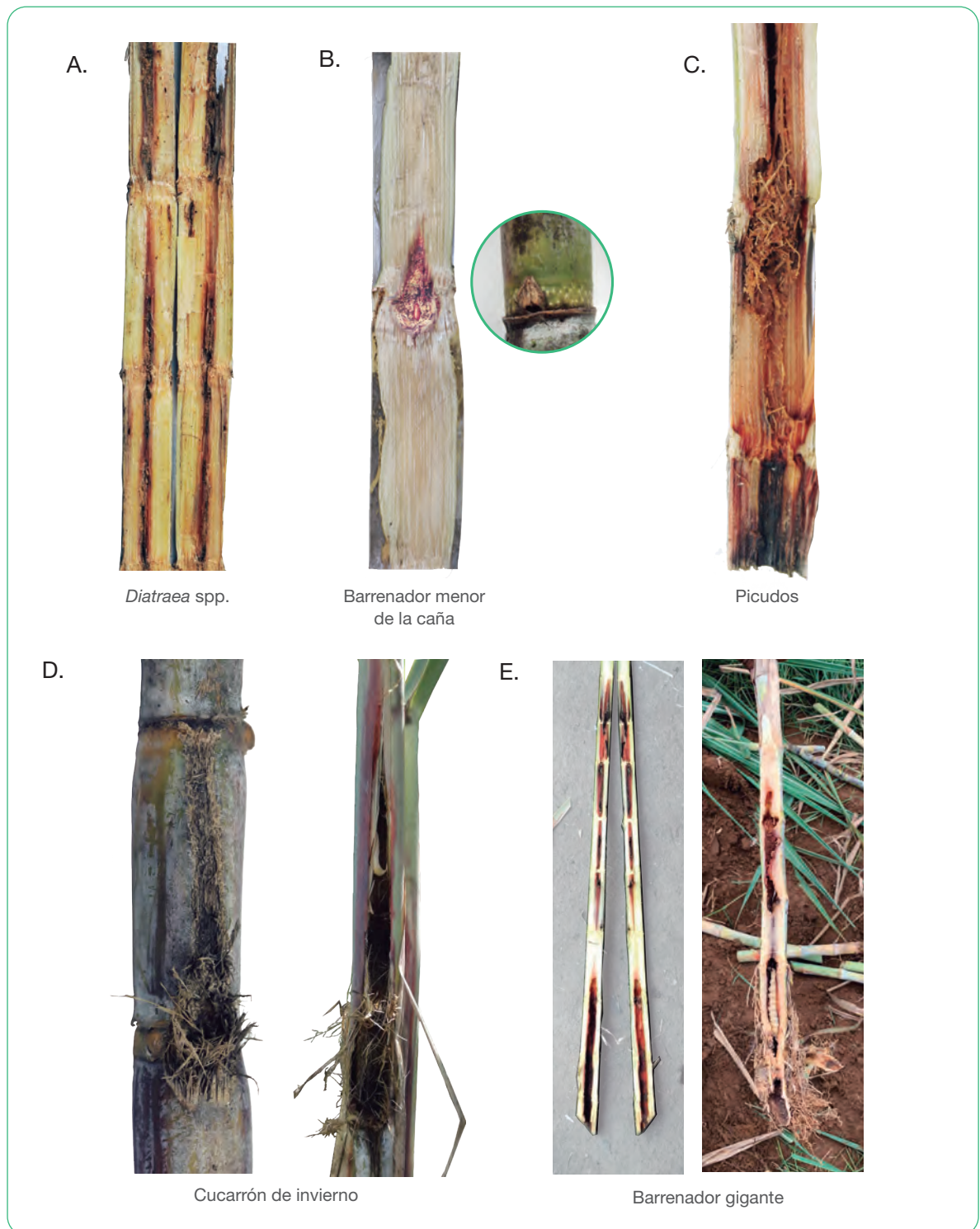


Figura 4. Daño causado por cinco insectos barrenadores del tallo en caña con edades superiores a 3.5 meses: *Diatraea* spp. (A), barrenador menor de la caña *Blastobasis graminea* (B), picudos *Rynchophorus palmarum* y *Metamasius hemipterus* (C), barrenador gigante *Telchin licus* (D), cucarrón de invierno *Podischnus agenor* (E).

Sistemas de monitoreo de los barrenadores *Diatraea*

A pesar de que en el valle del río Cauca han aumentado las áreas cosechadas mecánicamente, a la fecha una importante fracción de ellas todavía se cosecha a mano y los tallos se apilan en el campo antes del alce a vagones. En estas circunstancias, el método más generalizado para evaluar el porcentaje de entrenudos barrenados es tomar una muestra de 100 tallos por lote al momento de la cosecha, cuando la caña se encuentra apilada en el suelo; esto se hace independientemente del área del lote, siempre y cuando los tallos se tomen bien distribuidos en el lote a evaluar y sean tomados al azar. En caña panelera cuando los lotes se cosechan por entresaque se plantea que se evalúen 20 tallos (ICA 2017).

García et al. (2006) afirman que este muestreo tiene un porcentaje de confianza del 90% y un margen de error en la estimación del daño de $\pm 1\%$ de entrenudos barrenados. Sin embargo, los agricultores pueden evaluar tempranamente el porcentaje de entrenudos barrenados durante el desarrollo del cultivo, especialmente en las variedades que Cenicaña ha identificado como susceptibles, esto con el objetivo de ajustar las prácticas de manejo. En todo caso, se considera que las evaluaciones tempranas son complementarias a la que se realiza al momento de la cosecha, dados los cambios que ocurren de acuerdo con la fenología del cultivo y la variación en la estimación del daño a lo largo del ciclo de cultivo (Gómez & Vargas, 2014). El nivel de daño crítico que se ha definido para los barrenadores en la industria azucarera del valle del río Cauca en Colombia, como un nivel de daño económico nominal, está en el 2.5% de entrenudos barrenados, a partir del cual se plantean diferentes tipos de control al ciclo siguiente de cultivo, que involucran el uso de parasitoides de huevos y larvas (Vargas, 2015; ICA, 2017).

En Brasil también se evalúan en la etapa de cosecha los entrenudos barrenados, pero se toman cuatro puntos al azar por hectárea y en cada uno de ellos se eligen cinco tallos, para un total de 20 tallos por hectárea (García, 2014). El nivel de daño crítico se considera como el 3%, pero por encima del 9% se considera como inaceptable y lleva a una intervención con hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* (Bals.), buscando un descenso rápido de la población del insecto. Al respecto, Hernández et al. (2012) informan que en Brasil *B. bassiana* (3.7×10^8 esporas por mililitro) muestra reducciones del daño por *D. saccharalis* hasta en 45%. García (2014), por su parte, consigna que el seguimiento de la plaga durante todo el ciclo de cultivo permite tomar oportunamente la decisión de liberar sus enemigos naturales. Al respecto, en el caso particular de *Cotesia flavipes* (Cameron) (Hymenoptera: Braconidae), parasitoide de larvas de diferentes especies de *Diatraea*, las liberaciones se hacen cuando en el campo se encuentran más de 10 larvas mayores que 1.5 cm en una hora/hombre de esfuerzo de muestreo (García, 2014).

En México, Rodríguez et al. (2012) mencionan que las evaluaciones de la plaga en campos de temprana edad se realizan hasta los tres meses desde cosecha, con base en la observación del síntoma de corazón muerto (ver Figura 3), para lo cual se eligen cinco sitios por hectárea, donde se analizan diez metros lineales en cada uno. En este caso el umbral de intervención se da cuando del total de tallos evaluados se detecta un 8% con el síntoma de corazón muerto. Además, en cañas de cosecha se toman 50 tallos por parcela, en los que se estima el porcentaje de entrenudos barrenados y se cuentan las larvas encontradas. El umbral de manejo se establece entonces cuando se detecta un 8% de entrenudos barrenados, o cuando se encuentran cuatro larvas del insecto. Sin embargo, los autores no especifican qué medidas de control se adoptan en cada caso de acuerdo con estos niveles críticos.

No siempre es posible encontrar información publicada acerca de los métodos de control utilizados contra *Diatraea* en el hemisferio occidental, pero en consultas efectuadas en diez países la mayoría de los programas de manejo incluyen el uso de parasitoides de huevos y de larvas.

Métodos usados para el control de *Diatraea*

No siempre es posible encontrar información publicada acerca de los métodos de control utilizados contra *Diatraea* en el hemisferio occidental, pero en consultas efectuadas en diez países la mayoría de los programas de manejo incluyen el uso de parasitoides de huevos y de larvas (Cuadro 1). Adicionalmente, se tienen reportes de al menos seis países (Estados Unidos, México, Argentina, Cuba, Venezuela, Colombia y Brasil) donde se han detectado hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) atacando larvas de diferentes especies de *Diatraea* en condiciones naturales, o que reportan evaluaciones de su patogenicidad en pruebas de laboratorio (Cardona & Soto, 2015; Hernández et al., 2012). Sin embargo, no se dispone de información suficiente acerca de la implementación comercial de alguna de estas cepas, ni de su forma de aplicación, ni sobre cómo se articulan a los programas de control biológico, con excepción de Brasil, en donde la empresa Biocontrol ofrece un producto comercial para el manejo de *D. saccharalis* denominado Bouveriz®, que se aplica a razón de 270 gramos/ha cuando las poblaciones de la plaga son altas, en combinación con las liberaciones de parasitoides de huevos y de larvas (Pinto, comunicación personal).²

Parra et al. (2010) informan que en Brasil los parasitoides de larvas se han liberado hasta en 1.7 millones de hectáreas por año; pero según Pinto (comunicación personal, 2016), el incremento de los perjuicios por esta plaga en dicho país ha obligado a liberar estos parasitoides en cerca de 3.5 millones de hectáreas. Complementariamente, en áreas de mayor daño los parasitoides de huevos se han liberado en cerca de 150 mil hectáreas. Si se considera que los parasitoides de huevos y larvas son los bioinsumos más utilizados en Brasil para atacar la plaga y que los hongos entomopatógenos solo se usan para casos de daños muy graves, es dable suponer que las áreas aplicadas con estos productos pueden estar mostrando un aumento en los últimos años.

Control biológico de *Diatraea* en Colombia

En Colombia el manejo de *Diatraea* spp. se basa principalmente en el control biológico, específicamente mediante la liberación de insectos parasitoides de huevos y larvas. Entre 1960 y 1982 el sector azucarero colombiano –principalmente los ingenios Riopaila y Manuelita– hizo un gran esfuerzo en la exploración y búsqueda de enemigos naturales de la plaga en diferentes países, con el objetivo de importarlos. En tal sentido, se tiene registro de al menos once introducciones entre avispas y moscas parasitoides de huevos, larvas y pupas de la plaga (Gaviria, 1998). Sin embargo, de las especies importadas, solo dos moscas taquínidas parasitoides de larvas, *Lyde-lla minense* (Townsend) y *Billaea claripalpis* (van der Wulp), se establecieron exitosamente en las condiciones del valle del río Cauca.

En el caso de *L. minense*, que se sabía asociada a *Diatraea* en diferentes países del continente como Brasil y Venezuela, en Colombia no se encontraba establecida. Por tanto, su introducción al país constituyó lo que en control biológico se conoce como una ‘nueva asociación’. En cuanto

². Alexandre de Sene Pinto, PhD, director de Investigación y desarrollo de Bug Agentes Biológicos S.A. Brasil (octubre de 2016).

Cuadro 1. Métodos de control de los barrenadores del tallo *Diatraea* spp. en caña de azúcar en diferentes países de América (en orden alfabético).

País	Control	Productos	Referencias
Brasil	Liberación de parasitoides de huevos y larvas.	Uso de parasitoides en niveles inferiores a 15% de daño en cosecha. Avispas <i>Cotesia flavipes</i> en dosis de 6000 avispas/ha. Avispas <i>Trichogramma galloi</i> en dosis de 150,000 avispas/ha.	Pinto, comunicación personal ^a
	Uso de hongos entomopatógenos.	Por encima de 15% de daño en entrenudos se incluye <i>Beauveria bassiana</i> . Dosis de 270 g/ha, 1×10^{12} esporas por gramo.	Pinto, comunicación personal ^a
	Uso de insecticidas químicos.	Clorantraniliprole, 34 cc/ha.	Gianotto et al. (2019)
	Uso de caña con genes Cry.	Variedades CTC 20BT, CTC 175-A y CTC 91087-6 transformadas con genes Cry.	Cheavegatti-Gianotto et al. (2011 y 2019)
Colombia	Liberación de parasitoides de huevos y larvas.	Moscas taquínidas <i>Lydella minense</i> en cada liberación en dosis de 30 moscas/ha. Avispas <i>Cotesia flavipes</i> en dosis de 2000 avispas/ha. Avispas <i>Trichogramma exiguum</i> en dosis de 88,000 avispas/ha. Durante el cultivo se realizaron de dos a tres liberaciones de cada benéfico. La cantidad de liberaciones depende del daño en la cosecha anterior o la variedad en plantilla a sembrar.	ICA, 2017 Vargas et al. (2015) Echeverri et al. (2018 y 2022)
Costa Rica	Liberación de parasitoides de larvas.	Avispas <i>Cotesia flavipes</i> , dosis de 6000 avispas/ha hasta tres veces por ciclo de cultivo si se encuentran 10 o más larvas de tercer instar.	Badilla et al. (1991)
Ecuador	Liberación de parasitoides de larvas.	Moscas taquínidas <i>Billaea claripalpis</i> en dosis no definida. Avispas <i>Cotesia flavipes</i> en dosis no definida.	Cincae (2013)
Estados Unidos	Aplicación de insecticidas químicos y siembra de variedades resistentes.	Tebufenozide en dosis de 428 ml/ha.	White et al. (2008)
México	Liberación de parasitoides de huevos y aplicación de hongos entomopatógenos e insecticidas químicos.	Entre 4 y 6 liberaciones por ciclo de cultivo de <i>Trichogramma</i> sp., entre 24,000 y 32,000 avispas/ha por liberación. Uso de <i>Metarhizium anisopliae</i> y <i>Beauveria bassiana</i> en dosis no especificada. Uso de monocrotofos, ciflutrin y triclorfon en dosis de 750 cc a 1.5 litros aplicados al follaje para combatir larvas recién emergidas.	Sánchez (2005) Rodríguez et al. (2012)
Panamá	Liberación de parasitoides de larvas.	Avispas <i>Cotesia flavipes</i> en dosis no definida.	Zachrisson (2014)
Perú	Liberación de parasitoides de huevos y de larvas.	Liberaciones de <i>Trichogramma exiguum</i> en dosis de 520,000 avispas/ha, entre 2 y 6 meses de edad del cultivo; y de moscas taquínidas <i>Billaea claripalpis</i> en dosis de 60 moscas/ha entre los 4 y 6 meses.	Zamorano, comunicación personal ^b
Venezuela	Liberación de parasitoides de larvas.	Avispas <i>Cotesia flavipes</i> y moscas <i>Lydella minense</i> en dosis no definida.	Linares & Ferrer (1990)

^a Alexandre de Sene Pinto, PhD, director de investigación y desarrollo de Bug Agentes Biológicos S.A. Brasil (octubre de 2016).

^b Diego Zamorano, Ing. Agrónomo, jefe de tecnología agrícola, Ingenio Sol de Laredo, Trujillo, Perú (junio de 2015).

a *B. claripalpis*, aunque ya se tenía registro en el país de una población, su largo ciclo de vida la hacía poco eficiente como reguladora de la plaga; lo que pareció haberse superado con la importación de una población peruana de *B. claripalpis*, que al cruzarse con la colombiana resultó en una reducción ostensible de su ciclo de vida y en el aumento de su eficiencia como regulador biológico (Gaviria, 1998). Así mismo, se cuenta con niveles importantes de parasitismo natural brindado por la mosca taquínida nativa *Genea jaynesi* (Rondani), que hasta hoy no ha sido posible criar masivamente en confinamiento y es considerada como la más abundante y de mayor impacto sobre la plaga, especialmente en las zonas centro y sur del valle del río Cauca (Vargas et al., 2006 y 2018). Además, se cuenta con la posibilidad de utilizar el parasitoide de huevos *Trichogramma exiguum* Pinto & Platner (Hymenoptera: Trichogrammatidae) y otras especies como *Telenomus* (Hymenoptera: Scelionidae) (Carmona et al., 2011), cuyos niveles de parasitismo sobre ellos pueden llegar hasta un 90% en campos donde es liberado con periodicidad (Metcalf & Breniere, 1969).

Trichogramma exiguum (Hymenoptera: Trichogrammatidae)

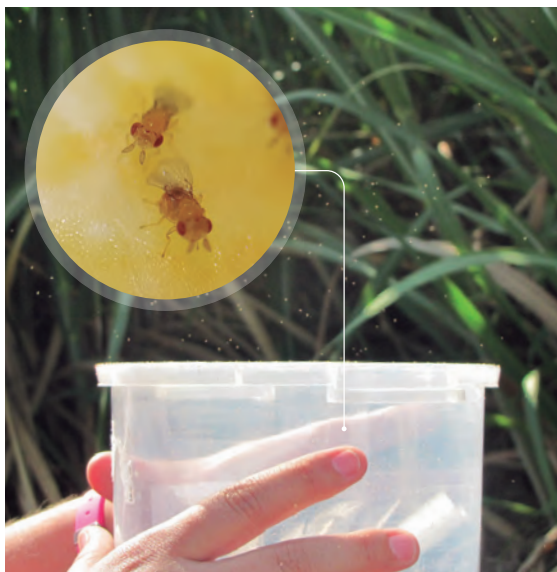
En Colombia varios estudios han demostrado el uso exitoso de especies del género *Trichogramma* para controlar plagas en diferentes cultivos, como algodón, soya, tomate y yuca (Vélez, 1997), reportándose nueve especies para el país (Querino & Zucchi, 2019). En caña de azúcar, la especie que genera los mayores parasitismos sobre los huevos de *Diatraea* corresponde a *T. exiguum* Pinto & Platner (Figura 5); sin embargo estudios recientes encontraron parasitismo natural con otras especies como *T. atopovirilia* Oatman & Platner, *T. pretiosum* Riley, *T. lasallei* Pinto y tres especies por identificar (Carmona et al., 2020, Gómez et al., 1996), las cuales podrían servir a futuro para manejar el complejo de barrenadores de *Diatraea*.

Según Metcalfe & Breniere (1969), la actividad de los adultos de *Trichogramma* está asociada

con la luz, por lo cual el parasitismo es más alto en condiciones de alta luminosidad que de sombra, dado que las avispas tienen un marcado fototaxismo positivo y se localizan principalmente en las áreas de las plantas más expuestas a la luz. Colazza et al. (2010) señalan que las hembras de *Trichogramma* permanecen como “flotando” en un radio no muy lejano de su sitio de emergencia hasta detectar una señal química de la presencia del hospedante, lo que las induce a posarse en las plantas y recorrer sus estructuras en búsqueda de más señales químicas del hospedante que las conduzcan finalmente hasta las posturas. Una vez localizadas las posturas de *Diatraea*, la hembra examina cuidadosamente el huevo caminando sobre él y palpándolo con sus antenas, y si lo considera propicio lo atraviesa con su ovipositor para depositar en el huevo su descendencia. Al final del desarrollo larval de *Trichogramma* los huevos de *Diatraea* se tornan negros. Geetha & Balakrishnan (2010) reportan que la dispersión de *Trichogramma chilonis* en la India, utilizado para combatir la plaga *Chilo sacchariphagus* (Bojer) (Lepidoptera: Crambidae), el barrenador de la caña en ese país, fue más alta a edades tempranas del cultivo (45 días de edad en comparación con siete meses de edad), y que el parasitoide se desplazó hasta 10 metros del sitio de liberación hasta una edad de cinco meses del cultivo, tiempo a partir del cual disminuyó su capacidad de dispersión. Esto indica que los sistemas de liberación deben asegurar que las avispas tengan un contacto directo con el follaje del cultivo, con independencia de la edad de liberación. De otra parte, Leyton-Flor et al. (2018) encontraron que el parasitismo de huevo por *T. exiguum* estuvo asociado con la población de la plaga, dándose una correlación en el incremento de las dos variables con la edad del cultivo, especialmente en la zona norte del valle del río Cauca, con predominio de *D. tabernella*.

Trichogramma exiguum es el principal parasitoide de huevos de *Diatraea* en Colombia.

A.



B.



C.



D.



E.



F.



Figura 5. Avispitas de *Trichogramma exiguum* en plena emergencia (A), posturas de *T. exiguum* para su emergencia en campo (B), hembra de *T. exiguum* parasita huevos de *Diatraea* con menos de tres de días desde la oviposición (C), masa de huevos de *Diatraea* con algunos de ellos parasitados por *T. exiguum* (D), larvas de *Diatraea* emergiendo de los huevos no parasitados (E), avispieta *T. exiguum* emergiendo de huevos de *Diatraea* parasitados (F).

Moscas taquínidas (Diptera: Tachinidae)

Este grupo de moscas pertenece a la familia Tachinidae, de allí su nombre común, las cuales se alimentan en su estado de larva de otros insectos que afectan los cultivos, pero no de material en descomposición como es el caso de las moscas comunes de la familia Muscidae. En el cultivo de caña de azúcar, en el valle del río Cauca, los principales taquínidos que atacan el estado de larva de *Diatraea* son *Lydella minense*, *Billaea claripalpis* y *Genea jaynesi* (Vargas et al., 2018) (Figura 6). De acuerdo con Bennett (1969), la biología de estos tres parasitoides presenta características en común, aunque sus tiempos de desarrollo pueden variar. Pocas horas después de la emergencia de los adultos se presenta la madurez reproductiva, y al estímulo de la cópula los huevos descienden de los ovarios al útero donde son fertilizados y retenidos hasta que ocurre la eclosión, alrededor de 7 a 12 días después. Las hembras de *Lydella* y *Billaea* larvipositan en las entradas de las perforaciones dejadas por los barrenadores, por las cuales la larva (cresa) se introduce en los túneles y se desplaza guiada por fototaxis negativa para ubicar a su hospedante mediante la exploración aleatoria de los túneles; posteriormente, con un diente cortante abre la cutícula del insecto y lo penetra. En el caso de *Lydella* y *Billaea*, la larva se adhiere al conducto respiratorio del hospedante o de una de sus ramificaciones. *Genea*, por el contrario, permanece adherida del sitio de penetración, es decir, se ubica en la hipodermis del hospedante, que reacciona produciendo una estructura de embudo donde permanece durante su desarrollo. El periodo larval de la mosca toma por lo general entre 9 y 11 días (Aya et al., 2019), luego de lo cual *Lydella* y *Billaea* rompen la dermis del hospedante, empupando por fuera de este, mientras que *Genea* rompe parte de la dermis del barrenador empupando adherida a tejido del hospedante. Según Bennett (1969) el estado de pupa dura entre 9 y 12 días, por su parte Aya et al. (2019) mencionan que en el estado de pupa *Lydella* se tomó en promedio 12 días, mientras que *Billaea*, en promedio 23 días. Estos taquínidos, en particular *L. minense*, se guían por el olor de las larvas de *Diatraea* sin evidencia que

demuestre preferencia por una u otra especie de la plaga. Las hembras larvipositan en cualquier lugar que expida olores de las larvas de *Diatraea*, y se muestran especialmente atraídas por el excremento dejado por los barrenadores en las salidas de los túneles (Bennett, 1969).

Los adultos de *L. minense* y *B. claripalpis* observados por Aya et al. (2019) duraron en promedio 9 y 11 días, respectivamente. En general, son insectos de vuelo muy activo, lo que hace difícil seguir sus movimientos y, por tanto, no existe mucha información acerca de su dispersión en el campo y en particular en el cultivo de caña de azúcar (Stireman et al., 2006). Sin embargo, Jaynes (1933), citado por Bennett (1969), señala que los machos adultos de *Billaea* difícilmente se encuentran en los campos de caña de azúcar —a pesar de comprobarse en ellos altos niveles de parasitismo— ubicándose principalmente en los árboles que rodean los cultivos, donde la mayoría de los individuos detectados son hembras. Las pocas hembras recolectadas en los árboles aledaños a las plantaciones resultaron no fertilizadas o solo recientemente fertilizadas, en tanto las recolectadas en los cultivos siempre estaban fertilizadas, aunque no siempre prontas a larvipositar. Esto indica que luego de la emergencia de los adultos estos se congregan en los árboles circundantes al lote cultivado, donde se alimentan de nectarios florales, y retornan al cultivo solo para larvipositar. Al respecto, Vargas et al. (2006) señalan que *G. jaynesi* ha sido observada frecuentemente alimentándose del néctar de las plantas que crecen en los callejones y bordes de los cultivos de caña de azúcar. Summers et al. (1976) brindan alguna información acerca de la capacidad de dispersión de las liberaciones de la mosca cubana *Lixophaga diatraeae* (Townsend) (Diptera: Tachinidae) en la Florida, donde luego de cinco generaciones del insecto sus parasitismos sobre *D. saccharalis* se pudieron detectar hasta 32 kilómetros de distancia de los sitios originales de liberación, lo que sugiere que cada generación tuvo una dispersión de 0.6 kilómetros. Más recientemente, Aya et al. (2019) encontraron que el parasitismo de *L. minense* y *B. claripalpis* era reducido en

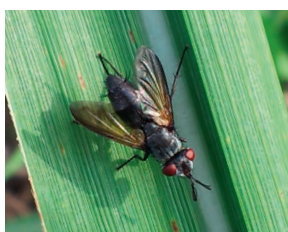
A.



B.



C.



Lydella minense



Billaea claripalpis



Genea jaynesi

D.



E.



F.



G.



L. minense

B. claripalpis

G. jaynesi

Figura 6. Liberación manual de adultos de moscas taquínidas *Lydella minense* y *Billaea claripalpis* (A), sitios de refugio y fuente de alimento de controladores biológicos, principalmente *Genea jaynesi* (B), especies de moscas taquínidas parasitoides de larvas de *Diatraea* (C), adulto de mosca taquínida con sus crías (D), larvas de *Diatraea* parasitadas por moscas taquínidas (E), muerte de la larva *Diatraea* por aparición de la pupa del taquinido (F), pupas de las especies de taquinidos *Lydella minense*, *Billaea claripalpis* y *Genea jaynesi* (G).

D. tabernella y *D. busckella* en comparación con el encontrado sobre *D. saccharalis* y *D. indigenella*, lo que en parte explicaría el brote de la plaga experimentado en el valle del río Cauca entre los años 2012 y 2018.

Las larvas de las moscas taquínidas se alimentan de *Diatraea* y no de material en descomposición. Mientras que los adultos de las moscas taquínidas se alimentan de néctar de las flores, por lo cual es importante la preservación de áreas de refugio.

Cotesia flavipes (Hymenoptera: Braconidae)

Cotesia flavipes (Cameron) es un parasitoide de larvas que ha sido introducido en aproximadamente 40 países desde 1950, con el propósito de controlar plagas barrenadoras del tallo de diferentes cultivos de la familia Poaceae (Muirhead et al., 2006) (Figura 7). La hembra adulta de *C. flavipes* entra a las galerías dejadas por el barrenador guiada por las señales de excremento fresco, luego de ubicar al hospedero inyecta un número aproximado de entre 30 a 60 huevos en cada oviposición (Londoño et al., 2019; Arboleda y Vargas, 2019). De un tiempo total de 20 días de huevo a adulto, en unos 12 a 14 días se da el desarrollo de los inmaduros que salen de la larva para formar capullos individuales en la galería dejada por el barrenador (Londoño et al., 2019). Este endoparasitoide gregario es conocido por su capacidad de desarrollarse en diferentes familias de insectos (Noctuidae, Tortricidae, Pyralidae y Crambidae) y por su asociación con Polydnavirus, que se encargan de deprimir el sistema inmune del hospedante y brindar protección al desarrollo de los huevos (Potting, 1996; Salamanca, 2019).

Este parasitoide es reconocido por hacer parte de un complejo conformado por cuatro especies: *C. flavipes*, de la región Indo-asiática; *C. sesamiae* (Cameron), de África; *C. chilonis* (Matsumura) de China y Japón; y *C. nonagriæ* (Olliff), de Australia y Papúa Nueva Guinea (Muirhead et al., 2012), que se diferencian morfológicamente sobre todo por la genitalia del macho, difícil de precisar debido a la variación intraespecífica (Muirhead et al., 2008). En Asia y África el principal objetivo al introducir *C. flavipes* fue controlar *Chilo* spp. (Lepidoptera: Crambidae) en sorgo (*Sorghum bicolor*) y maíz (*Zea mays*) (Muirhead et al., 2006); en América, lo fue el control del barrenador *D. saccharalis* (Potting et al., 1997); igualmente se introdujo en el Caribe, Centro y Suramérica y en algunos estados del sur de los Estados Unidos, con resultados contrastantes de adaptación (Gifford & Mann, 1967; Badilla, 2002; White et al., 2004). En Brasil la introducción de *C. flavipes* en 1978, desde Pakistán e India, resultó en su establecimiento exitoso y una mejora en el control de *D. saccharalis* en comparación con *L. minense* y *B. claripalpis*, las moscas taquínidas empleadas en ese momento (Botelho, 1992; Parra et al., 2010).

En Colombia se produjeron liberaciones masivas del parasitoide entre 1975 y 1982 en el valle del río Cauca y en los departamentos de Santander y Norte de Santander. Sin embargo, su establecimiento no fue posible en el valle del río Cauca, como sí ocurrió en los departamentos de Santander y Norte de Santander, sin que a la fecha se conozca las razones de esto (Gaviria, 1990). Al mismo tiempo, en el valle del río Cauca se estaba trabajando en el establecimiento de la mosca *L. minense*, que se adaptó satisfactoriamente sobre *D. saccharalis* y se constituyó en el principal enemigo natural de la plaga para combatirla en la región (Vargas et al., 2015a), lo que indujo a no insistir en intentos adicionales de establecimiento de *C. flavipes*. Valga mencionar que no se tenía registro de la presencia del parasitoide en el valle del río Cauca hasta comienzos de la década del 2010 (Vargas et al., 2013). Los brotes de la plaga en esta región entre el 2013 y 2014, debidos principalmente a la aparición de

A.



B.



C.



D.



E.



F.



G.



Figura 7. Cocones de *Cotesia flavipes* para su emergencia en campo (A), adultos de *C. flavipes* (B), hembra de *C. flavipes* ovipositando en una larva de *Diatraea* (C), muerte de *Diatraea* por emergencia de larvas de *C. flavipes* (D), formación de cocones de *C. flavipes*, (E), cocones (F), avispa en campo (G).

dos nuevas especies, *D. tabernella* y *D. busckella* (Vargas, 2015), motivaron la realización de liberaciones de *C. flavipes* como alternativa para hacerles frente. Se logró el establecimiento del parasitoide en la mayor parte del valle del río Cauca y en las diferentes especies de *Diatraea* presentes (Arboleda & Vargas, 2019; Aya et al., 2017; Londoño-Sánchez et al., 2019; Salamanca, 2019; Vargas et al., 2015b).

Salamanca et al. (2023) estudiando el potencial de *C. flavipes* para controlar el complejo de *Diatraea* en el valle del río Cauca encontraron que aunque en general las cuatro especies de *Diatraea* permitieron el desarrollo de las poblaciones de *C. flavipes* utilizadas (campo y comercial), se presentaron diferencias en el desarrollo del parasitoide según la especie de hospedero y según la población de avispas utilizadas, siendo que poblaciones del parasitoide refrescadas de campo exhibieron ventajas biológicas al parasitar a sus diferentes especies de hospedero y señalando la necesidad de realizar la renovación periódica de las crías de laboratorio con material de campo.

Genea jaynesi (Diptera: Tachinidae)

Como se mencionó, además de los parasitoides de larvas producidos y liberados comercialmente, se tiene también a *G. jaynesi* (Rondani), uno de los mejores reguladores de los barrenadores, pero que solo se reproduce en su ambiente natural y se encuentra en los diferentes campos cultivados con caña de azúcar en el valle del río Cauca. Al respecto, Vargas et al. (2018) encontraron que *G. jaynesi* causó entre el 10% y el 40% del parasitismo detectado sobre las diferentes especies de *Diatraea* presentes en el valle del río Cauca.

***Genea jaynesi* es la mosca taquinida que genera mayor control biológico, la estrategia es conservarla en su hábitat o refugio porque no se cría en laboratorio.**

Este taquinido puede ser considerado como el principal parasitoide de larvas de *Diatraea* en el valle del río Cauca (Vargas et al., 2018); sin embargo, se conoce poco de su biología y no ha sido posible generar cópulas en laboratorio que permitan criarlo comercialmente. Se sabe que en estado de larva dura entre 17 a 20 días desarrollándose al interior de las larvas de *Diatraea* y que dura en estado de pupa entre 15 a 20 días y al emerger el adulto este debe buscar flores que le provean néctar y nutrientes que le permitan sostenerse durante el periodo de 12 días de gestación de sus crías (Zenner et al., 1965), es por esto que una de las estrategias es estimular el establecimiento y la proliferación de plantas nectaríferas para la permanencia de *G. jaynesi* y de otros enemigos naturales en los campos cultivados, permitiendo implementar un control biológico por conservación (Vargas et al., 2006) (Figura 8).

Al respecto, Jiménez et al. (2018), al estudiar la manipulación de arvenses de hoja ancha en los callejones que circundan los campos cultivados de caña de azúcar, realizaron un registro de 16 de estas arvenses y al menos en cuatro de ellas se observó actividad directa de *G. jaynesi*, destacándose entre estas botoncillo blanco o amorseco (*Althernanthera albotomentosa* Suess.), papunga o cadillo (*Bidens bipinnata* L. y *Bidens pilosa* L.), escobo blanco (*Melochia lupulina* Sw.), botoncillo de oro (*Acmella oppositifolia* (Lam.) R. K. J) y botoncillo (*Eclipta prostrata* L.). Estos autores comprobaron que la permanencia de estas plantas estuvo asociada con la mayor abundancia de adultos de *G. jaynesi* y con el incremento del porcentaje de parasitismo en larvas de *D. tabernella*. Además, cuando se compararon los niveles de daño de la cosecha anterior, se halló que el daño promedio aumentó en todos los campos donde se eliminaron las arvenses de hoja ancha, y disminuyó en aquellos donde fueron conservadas. Si se tiene en cuenta que en todos los campos se implementó el programa convencional de manejo de la plaga, que incluye liberaciones de *Cotesia flavipes*, *Lydella minense* y *Trichogramma exiguum*, se deduce que el hecho de haber protegido las arvenses de hoja

ancha en los callejones se tradujo en una disminución relativa del daño, por lo cual estos últimos autores concluyen que la conformación de refugios de vegetación en las franjas vegetales que rodean los cultivos y la preservación de arvenses de hoja ancha en los callejones que dividen los lotes cultivados son medidas efectivas que complementan las liberaciones de insectos benéficos utilizadas actualmente.

Tetrastichus howardi
(Hymenoptera: Eulophidae)

Tetrastichus howardi (Olliff) es un parasitoide de pupas de *Diatraea* (Barbosa et al., 2018; Fave-

ro et al., 2015; Pereira et al., 2015) que ocasionalmente se encuentra en el valle del río Cauca, donde fue criado en el ingenio Incauca (Gutiérrez & Montoya, 2012) y en Cenicaña; sin embargo, se decidió no continuar con sus crías porque en laboratorio se observaba parasitismo sobre las pupas de taquínidos. Al respecto, Limo (2017) indica que esto se presenta principalmente en laboratorio, pero no en condiciones de campo, y pese a emplearse en algunos países como Brasil y Cuba como manejo complementario (Vargas et al., 2011; Vega et al., 2016), en Colombia se debe realizar más investigación para establecer en las condiciones particulares puede emplearse sin afectar el resto de parasitoides.

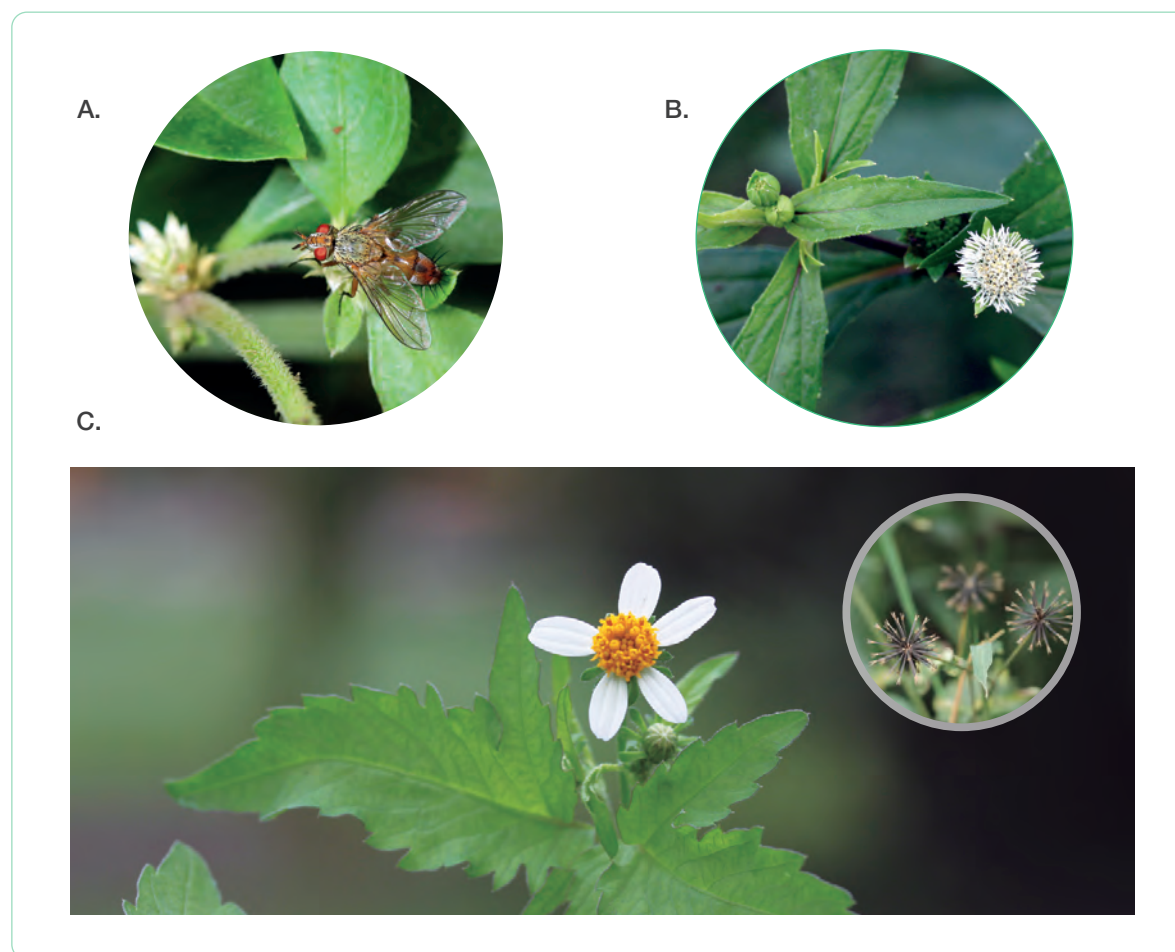


Figura 8. Arvenses de hoja ancha proveen refugio y néctar a la mosca nativa *Genea jaynesi*, parasitoide de larvas de *Diatraea*: amorseco o botoncito blanco, *Alternanthera albotomentosa* Suess (Amararanthaceae) y *G. jaynesi* (A), *Eclipta prostrata* L. (Asteraceae) (B), papunga o cadillo, *Bidens pilosa* L. (Asteraceae) (C).

Los salizavos, *Aeneolamia varia* y *Mahanarva bipars* (Hemiptera: Cercopidae)

Importancia económica

Los salivazos son considerados una de las plagas más importantes de la caña de azúcar y de los pastos en el continente americano (Peck, 1998). En Guatemala se comprobó que una colonización de tan solo un individuo de *Aeneolamia contigua* (Walker) por tallo reduce siete libras de azúcar por tonelada de caña (Cengicaña, 1999); y en Venezuela, Salazar & Proaño (1989) encontraron que el ataque de *Aeneolamia varia* puede causar una disminución en la producción del cultivo cercana al 25%. Por su parte, en Brasil el salivazo *Mahanarva fimbriolata* (Stål) puede generar pérdidas agrícolas e industriales hasta del 60% (Mendoza, 2001). En Colombia la historia de los salivazos en caña de azúcar data del 2002 (*M. bipars*) (Peck et al., 2004) y 2007 (*A. varia*) (Gómez, 2007) y la investigación realizada ha permitido el conocimiento de su biología y ecología. En general, se considera que el daño que producen en la planta se debe a la acumulación del efecto inducido por la alimentación tanto de las ninfas como de los adultos (Holmann & Peck, 2002).

Aeneolamia varia

Bioecología

En cuanto a la biología de estos insectos, se sabe que las hembras de *A. varia* pueden penetrar en las grietas del suelo hasta una profundidad entre uno y dos centímetros para ovipositar, pero también suelen hacerlo cerca de residuos vegetales o alrededor de las raíces (Figura 8). El régimen climático es un factor importante en la dinámica poblacional de los salivazos. Así, en áreas de alta humedad se pueden encontrar poblaciones a lo largo de todo el año, mientras que en zonas secas los periodos de infestación coinciden con el periodo de lluvias (Valerio et al.,

2001). Sin embargo, poco se ha documentado de la dinámica poblacional de *A. varia* en las condiciones climáticas de la zona andina.

Luego de ser detectado en el valle del río Cauca, originalmente el insecto se halló distribuido en su zona central, específicamente entre los municipios de Buga y Tuluá (Castro et al., 2009). Vargas & Ramírez (2019) reportaron que ya para 2018 el insecto se hallaba extendido entre El Cerrito y Cartago. El tiempo de desarrollo de *A. varia* en la caña de azúcar fue de 40.5 días (30°C de temperatura y 70% de humedad relativa del aire) (Bustillo & Castro, 2011), cuando, de acuerdo con Sendoya et al. (2012), durante los primeros dos instares se observaron los más altos niveles de mortalidad, que llegaron al 68%. Con respecto a su capacidad reproductiva, se tuvo que en promedio fue de 28 huevos/hembra en la variedad de caña de azúcar CC 84-75 y de 38 huevos/hembra en pasto *Urochloa* sp. (antes *Brachiaria*), es decir, un 26% menos de fecundidad en la caña de azúcar (Sendoya et al., 2012). De otra parte, Gómez & Lastra (2009) detectaron que a pesar de que se encontraron huevos diapáusicos de corta duración (hasta tres meses), estos representaron solo el 22% de los huevos observados; el 75% eclosionaron antes de un mes y solo el 3% tardó más de un mes en hacerlo.

Entre 2008 y 2010 se analizaron las fluctuaciones poblacionales de las ninfas y adultos de *A. varia* en un campo de caña de azúcar sembrado con la variedad CC 84-75 y en las pasturas colindantes sembradas con *Urochloa* sp. Las capturas realizadas mostraron que el desarrollo del cultivo influyó en estas variaciones. Así, en los periodos iniciales del cultivo, ya sea pocos meses después de la siembra o del establecimiento de las socas, se produjo la mayor captura

de adultos (Sendoya et al., 2012). Igualmente, se pudo apreciar que el régimen climático también tiene un rol en dichas fluctuaciones, pues se ha encontrado que las poblaciones del insecto son bajas en condiciones extremas, ya sea de alta o baja precipitación, mientras que son abundan-

tes cuando existen periodos de transición o alternancia de días lluviosos y días secos, siendo además que condiciones de precipitación regulares de las dos épocas lluviosas del año en el valle del río Cauca lo favorecen (Sendoya et al., 2012).

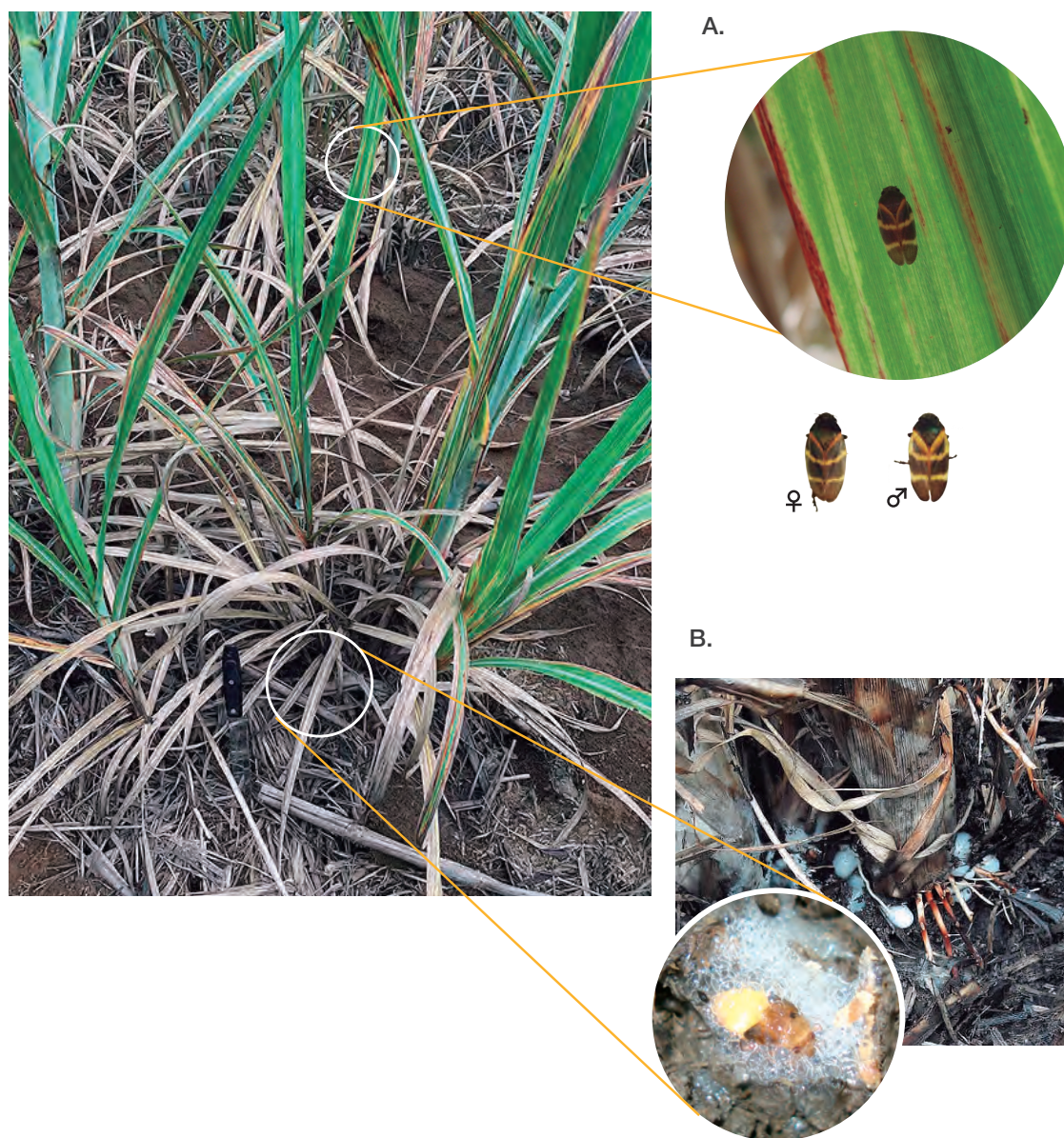


Figura 9. Síntoma en las hojas por efecto de *Aeneolamia varia* en caña menor de 3 meses (A), ninfa de *A. varia* alimentándose de la raíz y espuma característica en la base del tallo (B).

Sistemas de monitoreo de *A. varia*

Gómez (2007) señala que el trameo se puede realizar colocando en el cultivo dos trampas pegajosas amarillas por hectárea, cada una de 40 cm x 50 cm o de 50 cm x 60 cm, que deben revisarse cada semana con el fin de determinar la presencia del salivazo. Este tipo de muestreo puede ser complementado con la inspección de cuatro sitios por hectárea dentro del campo, en donde se determine el número de ninfas y adultos presentes, ya sea por cepa o su equivalente, que sería un metro lineal de surco. Entre los dos tipos de muestreo, el uso de trampas amarillas es el más recomendable puesto que permanecen expuestas en el campo durante todo el día, además de disminuir el factor de error humano tanto en la estimación de la presencia/ausencia de la plaga como en lo referente al conteo de los individuos.

Monitoreo de adultos en trampas pegajosas amarillas

Teniendo en cuenta que los brotes de la plaga aparecen estacionalmente, Vargas & Gutiérrez (2017) recomiendan el uso de trampas 'vigías', esto es, trampas permanentes durante todo el año, colocadas a razón de una trampa cada 20 hectáreas y revisadas semanalmente para obtener información temprana de la colonización de los lotes. En caso de observar poblaciones de la plaga se recomienda colocar dos trampas por hectárea (Figura 10) para detectar focos en el área, y si en estas trampas se observan poblaciones entre 31 y 49 adultos por trampa por semana, se puede instalar 20 trampas por hectárea como medida de control en el foco de alta población. Todo esto hasta retornar a niveles inferiores a 30 adultos por trampa por semana (Vargas y Gutiérrez, 2017). En estas 20 trampas por hectárea no es necesario realizar conteos, ya que su función es de control y no de monitoreo, pero sí se debe hacer mantenimiento al pegante, que debe ser colocado en toda la extensión del plástico amarillo, dejando una franja de cinco centímetros en sus bordes para poder manipular la trampa y favorecer la presencia del benéfico

Salpingogaster nigra. El nivel crítico de población del salivazo a partir del cual se recomienda aplicar hongos entomopatógenos se establece cuando las capturas superan 50 adultos por trampa y por semana, y se aconseja aplicar insecticidas químicos de tipo sistémicos cuando el nivel de adultos capturados excede los 100 por trampa y por semana. Gómez (2007) sugiere que el nivel crítico que debe inducir a tomar medidas de control es de 50 adultos por trampa por semana.

Muestreo de salivas y adultos por tallo

Con respecto al muestreo de ninfas, Vargas & Ramírez (2019) recomiendan hacerlo en cuatro puntos por hectárea, en cada uno de los cuales se selecciona una cepa (o un metro lineal) y en ella se cuenta el número de adultos, de salivas y de tallos (Figura 11). Cuando la población de salivas o adultos por tallo es mayor que 0.05 se recomienda instalar 20 trampas por hectárea como control en las áreas detectadas como focos de infestación, y en estas trampas no se efectúa conteo pues su función es de control y no de monitoreo, pero si se les debe hacer mantenimiento del pegante. Las trampas de control se mantienen hasta que la plaga retorne a niveles inferiores a 0.05 salivas o adultos por tallo. Si las poblaciones superan los 0.1 adultos o ninfas por tallo se recomienda la aplicación de entomopatógenos a razón de 2 kg por hectárea, en particular del producto Bio-ma®, la cepa CeMa9236 del hongo *Metarhizium anisopliae* que Cenicaña trabajó con el laboratorio Bioprotección (Matabanchoy et al., 2012). Si el número de adultos, ninfas o espumas por tallo es superior a 0.2 se aconseja aplicar insecticidas químicos. Combinando las dos formas de monitoreo (el control de los niveles de población de la plaga por medio de la trampa pegajosa amarilla, y el conteo de salivas por tallo) se definen las acciones a tomar (Vargas y Gutiérrez, 2017).

Las trampas de control se mantienen hasta que la plaga retorne a niveles inferiores a 0.05 salivas o adultos por tallo.



Figura 10. Trampa pegajosa amarilla para la captura y conteo semanal de adultos de *Aeneolamia varia*.



Figura 11. Monitoreo de salivas (ninfas) de *Aeneolamia varia* antes de los siete meses de edad de la caña.

Métodos usados para el control de *A. varia*

Uso de insecticidas (químicos y botánicos)

Los productos que vienen siendo usados desde el año 2008 son a base de tiametoxam e imidacloprid como sustancias activas; sin embargo, Cenicaña junto con los ingenios ha trabajado en alternativas botánicas de efecto repelente, como son aquellos a base de ajo-aji (Capsialil® 300 cc/ha), un extracto de neem (Azasol® 32g/ha) y mezclas de varios productos botánicos (L'Ecomix® 600 cc/ha), que han mostrado ser tan efectivos como los productos químicos mencionados anteriormente (Vargas & Ramírez, 2019). De otra parte el ingenio Sancarlos ha realizado evaluaciones comerciales de Polycal, (polisulfuro de calcio 1 L/ha) con dos aplicaciones al segundo y cuarto mes del cultivo, como repelente para adulto. Cabe anotar que al aplicar todo tipo de insecticida hay que tener en cuenta ciertos factores, como la calidad del agua de disolución (preferiblemente pH inferior a 6 y dureza inferior a 120 ppm), la humedad del suelo en el campo y utilizar boquillas de cono para la aspersión, o sin boquillas en caso de realizar aplicaciones en *drench*.

El uso de insecticidas se recomienda como medida de choque para reducir el nivel de infestación en los campos afectados y evitar la diseminación del problema a otras zonas de la región (Gómez, 2007; Gutiérrez & Gómez, 2009; Vargas & Ramírez, 2019). Como se mencionaba anteriormente tiametoxam e imidacloprid han brindado los mejores resultados en la disminución de la población de la plaga. Sin embargo, la dependencia exclusiva de este tipo de productos acarrearía un impacto negativo en el manejo integral de las plagas de la caña de azúcar, que tradicionalmente se ha basado en el control biológico, especialmente para el caso de los barrenadores del tallo *Diatraea* spp., por ello se recomienda aplicaciones focalizadas. Ante esto, se ha trabajado en el uso de insecticidas microbiológicos como hongos y nematodos entomopatógenos, y en alternativas como insecticidas botánicos.

Resistencia varietal

Un factor de especial relevancia en el manejo integrado de plagas es conocer el comportamiento de las diferentes variedades de caña de azúcar al ataque de sus principales plagas y mantener el estado de alerta frente a variedades susceptibles que estén siendo sembradas de forma comercial. La disponibilidad de un grupo amplio de variedades confirmadas como resistentes permitirá al programa de mejoramiento aumentar la frecuencia de los genes de resistencia en las nuevas variedades obtenidas. Al respecto, con base en una metodología de evaluación propuesta por Cenicaña, una variedad se caracteriza como resistente al ataque de las ninfas de *A. varia* al obtener una calificación de daño foliar menor que 3 (en una escala de 1 a 5) y mostrar un daño foliar inferior al testigo susceptible CC 85-92, mediante un test de Dunnett, ($P < 0.05$) (Castro et al., 2012; Cuarán et al., 2012; Ramírez et al., 2022).

Vargas & Ramírez (2019) evaluaron las variedades comerciales CC 01-1940, CC 85-92 y CC 93-4418 y las encontraron susceptibles a *A. varia*. Sin embargo, es de anotar que los ataques más graves de la plaga reportados en zonas correspondientes a los municipios de Tuluá, Buga, Lagrande y Cartago (Valle del Cauca) fueron en la variedad CC 01-1940, lo que hace suponer que esta variedad tiene un factor adicional de susceptibilidad a la plaga.

Prácticas culturales

Aunque el objetivo principal de las trampas pegajosas amarillas es monitorear las poblaciones del salivazo, Vargas & Gutiérrez (2017) recomiendan el uso de 20 trampas por hectárea con el fin de reducir las poblaciones de adultos de la plaga. De otra parte, se considera que las labores de preparación del suelo, el aporque, el despeje de la cepa después de la cosecha y el encalle centrado de los residuos, contribuyen a reducir la plaga puesto que exponen los huevos y las ninfas del salivazo a los factores ambientales. Al respecto, Gutiérrez & Gómez (2009) encontraron que las labores de renovación del cultivo condujeron a una reducción de la población de

A. varia en comparación con un campo en donde no se renovó. Sin embargo, hay que reconocer que la decisión de renovar el cultivo implica una inversión de alto costo que podría ser considerada solo cuando un brote de la plaga represente un grave impacto económico en el cultivo. Se han planteado otras alternativas de control, como el uso de las cultivadoras tipo Lilliston, acogiendo las experiencias referidas en Centroamérica con este tipo de control (Gómez, 2007); pero hasta la fecha no se ha evaluado el potencial de esta posibilidad en el valle del río Cauca.

Control biológico de *A. varia*

Para controlar los salivazos se han aplicado insecticidas microbiológicos como hongos y nematodos entomopatógenos donde la especificidad es muy importante (Matabanchoy et al., 2012). Es posible que puedan existir otras cepas que afectan a *A. varia* pero se debe realizar investigación previa, para lo cual se puede emplear el protocolo planteado por Garcia et al. (2012) a fin de probar su eficiencia en invernadero antes de llevarlo a niveles comerciales.

Hongos entomopatógenos

En Centro y Suramérica se han seleccionado cepas de *Metarhizium anisopliae* para el control de diferentes especies de *Aeneolamia*, incluida *A. varia*, así como de algunas especies de *Mahanarva* (Alves & Lopes, 2008; Cengicaña, 1999;

Mendoza, 2001; Torres de la Cruz et al., 2006). En Colombia se han evaluado cepas de *M. anisopliae* para el manejo de *A. varia*, *A. reducta* (Lallemand), *Zulia carbonaria* (Lallemand) y *Z. pubescens* (F.) en pasturas, con resultados de eficacia variable (Morales et al., 2001).

Mediante la toma de muestras de suelo recolectadas en los municipios de Guática (Risaralda), Oiba, (Santander), Anapoima (Cundinamarca), Riofrío, Buga y Tuluá (Valle del Cauca), y de adultos de *A. varia* y *Z. carbonaria* observados en campo con signos de infección, se obtuvieron cepas de hongos y de nematodos entomopatógenos; además, se contó con contribuciones de cepas de hongos y nematodos suministradas por Cenicafé, el laboratorio Bioprotección y el CIAT (Bustillo et al., 2011; Matabanchoy et al., 2012; Obando et al., 2012; Rosero et al., 2012). Las pruebas de patogenicidad en laboratorio, invernadero y campo resultaron en la selección de tres cepas (CCMa0906, CCMa1008, CeMa9236 y CoMa01), la de mayor eficacia CeMa9236 en dosis de 1.0×10^{13} conidias/ha que, en algunas pruebas de campo, causó mortalidades entre el 40% y el 76% de las ninfas (Matabanchoy et al., 2012; Moreno et al., 2012). Validaciones posteriores en condiciones comerciales mostraron que la cepa de *M. anisopliae*, Bioma®, proveniente del laboratorio Bioprotección, aplicada en dosis de 2 kg/ha, redujo entre 60% y 74% las poblaciones de ninfas de la plaga (Figura 12).



Figura 12. Adultos de *Aeneolamia varia* afectados por el hongo entomopatógeno *Metarhizium anisopliae*.

Nemátodos

Otra alternativa de control para los salivazos en caña de azúcar es el uso de nematodos entomopatógenos de los géneros *Heterorhabditis* spp. y *Steinernema* spp. en el caso de los nematodos (Moreno et al., 2012; Sendoya et al., 2012) (Figura 13), y aunque no se tiene mucha experiencia en este recurso para tal efecto, su utilización posiblemente sería promisorio dadas las características bioecológicas de estos agentes de control. Los nematodos entomopatógenos buscan a sus hospedantes dentro del suelo, donde usualmente las ninfas de la plaga están protegidas de otros medios de control (Coomans, 2000; Ferrer et al., 2004).

Hasta la fecha en Colombia las validaciones en campo de la efectividad de los nematodos para controlar esta plaga han sido parciales, debido a la baja cantidad del nematodo de que se dispone para las pruebas, derivada de su actual proceso de producción que se basa en la cría de *Galleria mellonella* L. (Lepidoptera: Pyralidae), por lo que

no se descarta que si se orienta su producción hacia sistemas *in vitro*, se podría contar con nematodos suficientes para validar su efectividad en campo para combatir la plaga.

De otra parte, se ha reportado que *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar (cepa Fresno HNI0100) (Rhabditida: Heterorhabditidae) y *Steinernema colombiense* (cepa SNIO198) (Rhabditida: Steinernematidae) causan una mortalidad de *Aeneolamia* de 100% y 75%, respectivamente, en pastizales (Aristizabal et al., 2015). En caña se han realizado trabajos con tres especies de nematodos entomopatógenos seleccionadas en investigaciones previas de laboratorio e invernadero; *Steinernema* sp.1, *Heterorhabditis bacteriophora* y *Heterorhabditis* sp. (cepa Gua 31), donde *H. bacteriophora* en dosis de 1.5×10^{11} juveniles infectivos por hectárea (JI/ha) generó una mortalidad del 76% de las ninfas y *Heterorhabditis* sp., una mayor mortalidad de 42.3% en una dosis de 5×10^{10} JI/ha (Moreno et al., 2012, Sendoya et al., 2012).

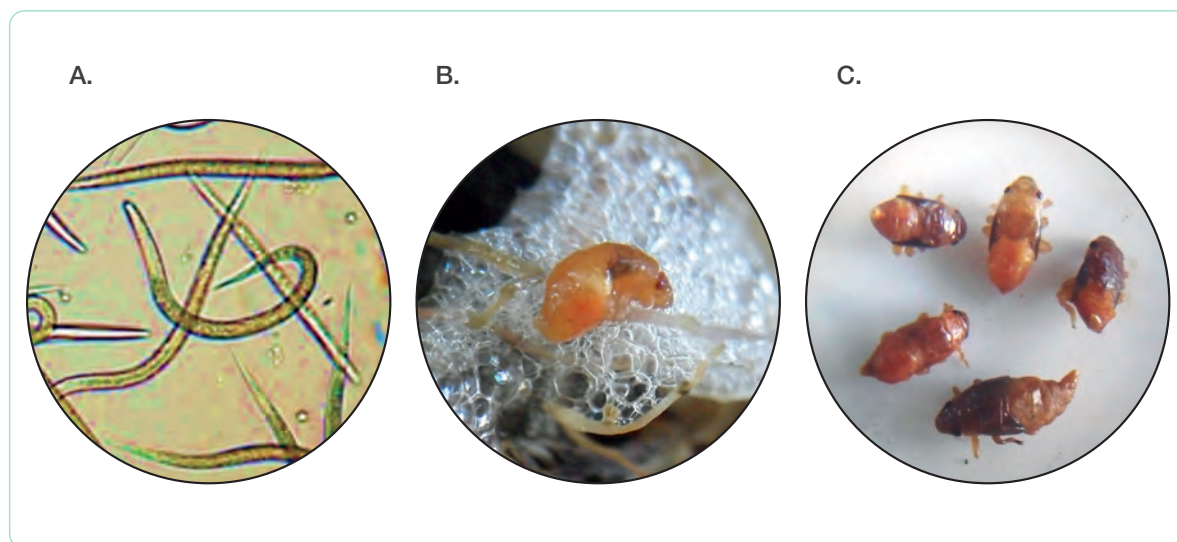


Figura 13. Nematodos entomopatógenos (A), ninfas de *Aeneolamia varia* infectadas por hongos entomopatógenos (B), ninfas muertas por infección del nematodo *Heterorhabditis bacteriophora* (C).

Depredador *Salpingogaster nigra* (Diptera: Syrphidae)

Es una mosca depredadora de ninfas de salivazo. Adicionalmente, se ha encontrado una alta asociación entre las fluctuaciones poblacionales de *Salpingogaster nigra* (Schiner) (Diptera: Syrphidae) y las poblaciones de *A. varia*, lo que plantea su potencial para el control biológico de la plaga (Gutiérrez & Gómez, 2009). En condiciones de cautiverio en laboratorio se obtuvo progenie de la mosca *S. nigra* usando ninfas de *Zulia carbonaria* (Lallemand) (Hemiptera: Cercopidae) como presa alternativa, en el lugar de *A. varia*; se observó que el huevo de *S. nigra* duró en promedio 3.2 días, la larva 9.6 días, la pupa 10.7 días y el adulto entre 14 y 17.6 días, y que para obtener un solo adulto de la mosca sería necesario suministrarle al menos 40 ninfas de *A. varia* a la colonia (Granobles et al., 2011). Esta cifra es cercana a la reportada por Veríssimo et al. (2019), quienes suministraron 44 ninfas de *Mahanarva spectabilis* (Distant) (Hemiptera: Cercopidae) para obtener un solo individuo del depredador. Lo anterior plantea unos requerimientos altos para la producción masiva del controlador biológico *S. nigra*, que exigen mejorar las técnicas de producción masiva de *A. varia* en laboratorio en función de la dieta propicia para la mosca benéfica. Granobles et al. (2012), con datos de laboratorio, también señalan que es posible sostener la capacidad de reproducción de las hembras de *S. nigra* en el campo favore-

ciendo las poblaciones del benéfico mediante el mantenimiento y estímulo de arvenses como la marihuana macho (*Parthenium hysterophorus* L., familia Asteraceae) y la hierba socialista (*Emilia sonchifolia* (L.) DC. ex Wight, Asteraceae) (Figura 14).

Manejo del salivazo en gramíneas adyacentes a los cultivos de caña

En los callejones y jarillones que circundan los campos de caña se pueden encontrar poblaciones de salivazos establecidas sobre gramíneas como *Brachiaria* sp., pasto estrella (*Cynodon nlemfuensis* Vanderyst) y caminadora (*Rottboellia* sp.), entre otras. La aplicación de hongos entomopatógenos (Bioma®) en estos sitios evita que las poblaciones proliferen e invadan los campos de caña de azúcar. Sólo en caso de brotes de la plaga o muy altas infestaciones de estos sectores aledaños al cultivo (cuando las trampas muestren más de 100 adultos por semana durante más de tres semanas consecutivas) se recomienda utilizar insecticidas químicos. En tal caso valga recordar que al aplicar agroquímicos manualmente hay que respetar una franja de tres metros alrededor de todo cuerpo de agua, medida desde las orillas (ICA, Decreto 3930 de 2010), y que en el caso de los plaguicidas se debe tener en cuenta el Decreto 1843 de 1991 o la normatividad que se encuentre vigente en su momento.



Los salivazos son considerados una de las plagas más importantes de la caña de azúcar y de los pastos en el continente americano. Implementar labores culturales y acciones preventivas ayuda a reducir poblaciones.



Figura 14. Adulto de la mosca *Salpingogaster nigra* depredadora de ninfas del salivazo *Aeneolamia varia* (A); arvenses que favorecen las poblaciones de *S. nigra* en el campo: marihuana macho, *Parthenium hysterophorus* (B) y hierba socialista, *Emilia sonchifolia* (C); oviposición de *S. nigra* en las espumas de *A. varia* (D); larva de *S. nigra* depredando ninfas de salivazo (E).

Mahanarva bipars

Bioecología

De acuerdo con Gómez (2008), el estado ninfal de *M. bipars* pasa por cinco instares, que al igual que en otras especies de salivazos pueden reconocerse por la presencia y longitud de los muñones alares. Las hembras prefieren la hojarasca para ovipositar, seguida por la superficie del suelo descubierto; en una inspección de campo se localizaron en ambos sitios cerca del 85% de los huevos, y aunque también se encontraron huevos en los tallos, no representaron más del 1% del total (Gómez et al., 2006). La duración del estado ninfal fue de 61.3 días, siendo que la duración desde huevo hasta el adulto fue de 101 días (T: 19.2 ± 1.1 °C y H.R.: $84\% \pm 5.6\%$). La fecundidad de las hembras fue en promedio de 65 huevos durante su vida reproductiva, que puede durar hasta 11 días. En las condiciones del municipio de Guática (Risarlalda) no se observó el fenómeno de diapausa en el estado de huevo. Una vez emergen, las ninfas se localizan en la parte aérea de las plantas, principalmente en las yaguas de las hojas, en donde además se protegen con la formación de la masa de espuma típica de la familia Cercopidae (Gómez et al., 2006) (Figura 15).

Mahanarva bipars fue registrado en caña de azúcar en el año 2000 en la vereda Santa Ana, localidad San José (Guática, Risarlalda), en campos para la producción de panela, sin causar mayores daños. Fue en septiembre de 2002 cuando los lotes infestados mostraron un daño importante y en visitas de reconocimiento se identificó la especie (Peck et al., 2004; Gómez et al., 2007). Quince años después, en 2017, se encontró en caña para la producción de azúcar del municipio de Viterbo (Caldas), a 25 km de Guática. Inicialmente se manejó con un enfoque de prevención y erradicación, lo que incluyó la restricción temporal de utilizar como fuente de semilla material de la zona y la solicitud de permisos para efectuar quemas agrícolas controladas antes de la cosecha y para recurrir al uso de insecticidas químicos; esto ayudó a contener las poblaciones

de la plaga en los predios en que se detectó su presencia (ICA, 2017). No obstante, en 2019 la plaga se presentó en cultivos azucareros en Belén de Umbría (Risarlalda) y Anserma Nuevo (Valle del Cauca) y, en 2022 en la Virginia (Risarlalda). Para conocer el impacto potencial de la plaga en la región azucarera Cenicaña y el ingenio Risarlalda iniciaron los estudios acerca de la biología del insecto y su impacto económico (Ramírez et al., 2019).

Además de caña de azúcar, *M. bipars* ha sido observado en pasto elefante (*Pennisetum purpureum* Schumacher), pasto Johnson (*Sorghum halepense* (L.) Pers.) y caña brava (*Gynerium sagittatum* (Aubl.) P. Beauv.) (Gómez, 2008). En el caso específico de la caña de azúcar en las zonas paneleras estudiadas por Gómez et al. (2006), la población de la plaga inicia su colonización de los tallos a los cuatro meses de edad del cultivo y aumenta su presencia a medida que avanza el desarrollo del cultivo. De otra parte, no se encontró una relación directa entre los registros de precipitación y las poblaciones tanto de adultos como de ninfas.

Potencial de daño de *M. bipars*

Con respecto al daño causado por este insecto en la caña de azúcar, Gómez (2008) encontró, en las condiciones de Guática, que las parcelas sembradas con la variedad CC 84-75 y tratadas con insecticidas durante todo el ciclo del cultivo produjeron un 22% más de kilogramos de caña cosechada que las dejadas sin tratar, lo cual es un indicador del potencial del daño del insecto. Se debe anotar que el control químico durante todo el ciclo del cultivo no mostró diferencias en la producción con la obtenida con el control realizado entre la germinación y los cuatro meses de edad del cultivo, lo que posiblemente indica que se presenta una interrupción del proceso de colonización del cultivo antes de los cuatro meses, etapa crítica en el aumento de las poblaciones de la plaga.

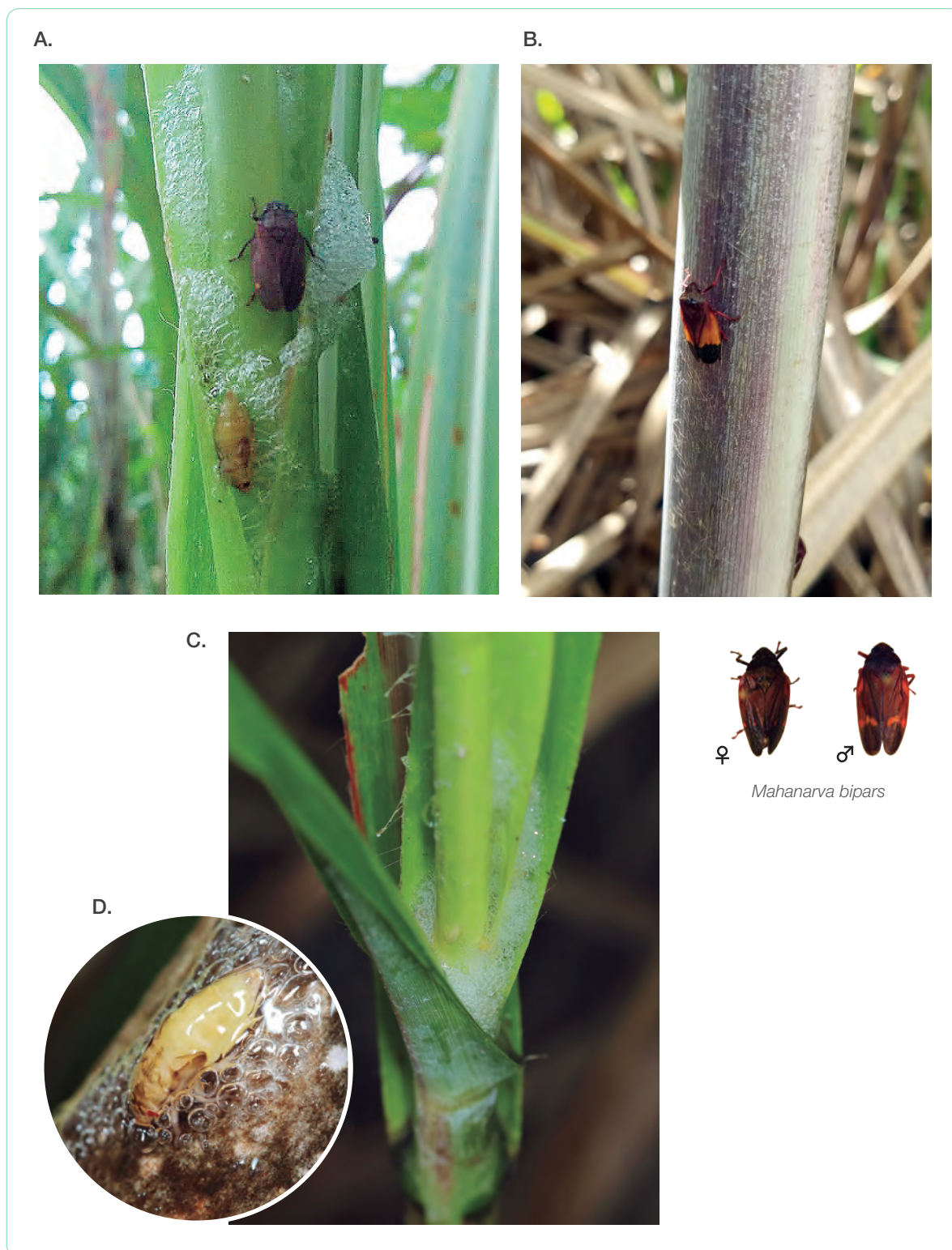


Figura 15. *Mahanarva bipars*, en caña menor de 3 meses (A), adulto de *M. bipars* (B), espuma y ninfas en el tallo a la altura de la yagua (C), ninfa alimentándose del tallo (D).

Monitoreo de salivas y adultos de *M. bipars*

Tal como se mencionó anteriormente, en condiciones de caña de azúcar para la producción de panela las poblaciones de *M. bipars* están asociadas con la edad del cultivo y aumentan a partir de los cuatro meses, tiempo que podría considerarse crítico para tomar medidas correctivas. Sin embargo, esto solo aplicaría para campos manejados con corte por parejo, porque en aquellos donde el corte se hace por medio del entresaque, como sucede en algunos cultivos de caña panelera en zonas montañosas, las poblaciones del salivazo serán más uniformes, ya que continuamente habrá tallos maduros capaces de sostener el desarrollo de las ninfas (Gómez, 2008). Para estimar de forma aproximada el nivel poblacional de la plaga en el campo, el muestreo de *M. bipars* se puede hacer tomando 50 tallos distribuidos al azar y de forma uniforme por parcela y contando en ellos el número de adultos y de ninfas (Gómez, 2008; ICA, 2017).

Métodos usados para el control de *M. bipars*

Insecticidas químicos

Estudios realizados en las condiciones de Guática demostraron que las poblaciones tanto de ninfas como de adultos pueden ser reducidas temporalmente aplicando insecticidas químicos (imidacloprid) (Gómez et al., 2006), que se han constituido en un recurso de choque para combatir una población de la plaga establecida al norte del valle del río Cauca, específicamente en el municipio de Viterbo (Ramírez et al., 2019).

Resistencia varietal

En Guática se sembraron 15 variedades comerciales de caña de azúcar distribuidas en parcelas de cuatro surcos de 10 m de largo, en un diseño de bloques completos al azar, en los cuales se contó mensualmente el número de ninfas y adultos en 50 tallos por variedad. Se encontró que

las tradicionales POJ 28-78 y POJ 27-14 mostraron los niveles más bajos tanto de adultos como de ninfas por tallo, por lo cual se caracterizaron como resistentes, mientras que MZC 82-11, RD 75-11 y MZC 74-275 evidenciaron los niveles más altos y se caracterizaron como susceptibles (Gómez et al., 2006). Hay que suponer que esta caracterización está sujeta a gran variación ambiental, pero representa una aproximación a la respuesta varietal en un sitio de alta infestación por la plaga. El hecho de que variedades tradicionales y de amplia distribución en los campos cultivados para la producción de panela como las POJ tengan un factor de resistencia contra *M. bipars* genera tranquilidad por la reducción del impacto económico que la plaga pueda estar causando en el sector panelero.

Prácticas culturales

Gómez et al. (2006) realizaron observaciones del efecto que sobre la plaga puede estar teniendo el uso de prácticas culturales del cultivo como el deshoje basal de los tallos, el corte por parejo y una fertilización basada en una aplicación de NPK al momento de la siembra, y de nitrógeno tres meses después de la siembra. Luego de los 10 meses de edad del cultivo se observaron diferencias en los conteos tanto de ninfas como de adultos por tallo, y se dedujo que la labor de deshoje se tradujo en una reducción de la población de los salivazos mayor que la que se logró con los tratamientos de fertilización y corte parejo. La fertilización resultó en un mayor conteo tanto de ninfas como de adultos, pero hay que considerar que en condiciones de alta infestación la fertilización puede ayudar en el proceso de recuperación del cultivo (Gómez et al., 2006). El deshoje se constituye, por tanto, en la práctica que mayor efecto tiene en la reducción de las poblaciones de la plaga, que junto con la siembra de variedades con buen deshoje natural se podrían convertir en alternativas efectivas a ser integradas en el manejo de las poblaciones del salivazo en zonas de alta infestación.

Control biológico

Con respecto a la alternativa de utilizar hongos entomopatógenos, se han probado diferentes cepas de *Metarhizium anisopliae* tanto en laboratorio como en campo. Los resultados de campo se tradujeron en mortalidades de la plaga entre el 48% y el 64% en el estado adulto (Gómez, 2008). En Guatemala se registraron mortalidades de *Aeneolamia* sp. entre el 35% y el 65% con la aplicación de diferentes cepas de *M. anisopliae* (Gómez, 2006). Pero es México el país que reporta las más altas mortalidades de la plaga

(98.7%) al aplicársele *M. anisopliae* cuatro veces cada dos semanas (Bautista & González, 2005).

En Guática se observó la depredación de las ninfas de *M. bipars* por las tijeretas (Dermaptera: Forficulidae) y las arañas, habitantes comunes en los campos de caña panelera. Adicionalmente, es importante señalar que durante las labores de corte o deshoje del cultivo se registró abundancia de aves de corral alimentándose de las ninfas de la plaga que quedan desprotegidas en los tallos (Gómez, 2008).



Las hembras de *Aeneolamia varia* pueden penetrar en las grietas del suelo hasta una profundidad entre 1-2 cm para ovipositar, pero también suelen hacerlo cerca de residuos vegetales o alrededor de las raíces.

El barrenador gigante, *Telchin licus* (Lepidoptera: Castniidae)

Importancia económica

El barrenador gigante de la caña de azúcar, *Telchin licus* (Drury) (Lepidoptera: Castniidae) es una plaga que puede causar pérdidas en producción entre el 20% y el 60% en países de América Central y América del Sur (Gómez & Gaviria, 1984; González, 2003; González & Hernández-Baz, 2012; Arboleda et al., 2014). Se ha determinado que por cada 1% de intensidad de infestación se pierden 0.66% de pol (contenido de sacarosa en jugo) de la caña en relación a las muestras sanas (Lima & Oliveira, 1980). En muchos casos, la larva permanece en el interior de la cepa y cierra el orificio de entrada con fibras de caña e hilos de seda, formando un tapón la protege (Figura 16). En las socas, la larva se alimenta de los rizomas y posteriormente hace galerías en los brotes, que mueren, produciendo el síntoma de corazón muerto. El ataque de *T. licus* causa la muerte de las cepas, lo que aumenta la invasión de arvenses en los transectos de surcos despolados y disminuye la longevidad del cañaduzal (Dinardo-Miranda, 2008; Macedo et al., 2012; Negrisola et al., 2015). El estilo de vida endófito de la plaga dificulta la eficacia de los métodos de control químico y biológico (Mendonça et al., 1996) y su impacto económico puede ser mayor que el causado por barrenadores como *Diatraea* spp., puesto que *T. licus* afecta también la parte subterránea de la planta, lo que se traduce en pérdidas de la población. Adicionalmente, el daño causado por la larva implica la destrucción de los entrenudos basales en una distancia de hasta un metro de la base, las galerías pueden comprometer una fracción importante del diámetro del tallo, lo que además facilita infecciones secundarias por microorganismos (Negrisola et al., 2015).

Bioecología

Originalmente de la región amazónica, *T. licus* se encuentra ampliamente distribuido por el continente americano (Moraes & Duarte, 2014), donde ha sido posible diferenciar 12 subespecies (Silva-Brandão et al., 2013), (González et al., 2017); definidas principalmente por variaciones mínimas de coloración alar y su distribución geográfica (Lamas, 1995).

En Colombia, Aya et al. (2021) encontraron tres especies de *Telchin* distribuidas así: *Telchin licus* en caña de azúcar para la producción de panela y bioetanol en la altillanura, departamentos de Meta, Caquetá y Casanare, y en cañabrava (*Arundo donax*; Poaceae) en Meta; *Telchin atymnius* en caña de azúcar para la producción de panela en Antioquia, Caldas y Nariño, heliconias (Heliconiaceae) y plátano (*Musa* spp.; Musaceae) en Valle del Cauca; y *Telchin cacica angusta* (Druce, 1907), que fue identificada en Nariño afectando plátano, banano y heliconias. En este estudio, a través de métodos taxonómicos y secuenciación de COI, se confirmó la existencia de dos especies de *Telchin* que atacan la caña de azúcar en diferentes zonas de Colombia, y se reportó la presencia de nuevas especies en cultivos de plátano (Figura 17). Esto representa un riesgo para los cultivos de caña de azúcar cercanos, dada su posible dispersión ayudada por el transporte de material vegetal. Por lo cual, es necesario complementar esta información con consideraciones ecológicas de posible aislamiento geográfico y asociación de hospedantes alternos, para entender las condiciones geográficas y ambientales que determinan su distribución en Colombia, señalan Aya et al. (2021).

A.



B.



C.



D.



Figura 16. Síntoma de corazón muerto en caña menor de 3 meses debido al ataque del barrenador gigante *Telchin licus* (A), larva de *T. licus*, (B), daño en los tallos de la caña de azúcar por la plaga (C), daño causado por la larva de *T. licus* en plátano (D).

● *Telchin licus* (Drury, 1773)



Altillanura
174 - 400 m
Meta, Caquetá, Casanare

● *Telchin atymnius* (Dalman)



Región Andina
790 - 1292 m
Antioquia, Caldas, Valle del Cauca, Nariño



Figura 17. Adultos de las especies *Telchin licus* y *Telchin atymnius* colectados en la altillanura y en la región andina de Colombia (A); distribución de las especies y cultivos a los cuales está afectando (B). Adaptado de Aya et al. (2021).

Conforme con lo que se ha evidenciado, las especies del complejo *Telchin* presentan un amplio rango de hospederos (caña de azúcar, musáceas, heliconias y pasto elefante), lo que favorece su rápida diseminación y establecimiento (Salt 1929; González et al., 2017).

Los adultos de *Telchin licus* son polillas grandes, de hábitos diurnos, de 35 mm de longitud y 90 mm de envergadura alar; su coloración es oscura, casi negra, con algunas manchas blancas en la región apical y una banda transversal blanca en las alas anteriores. Las alas posteriores presentan una banda curva y transversal blanca, y manchas rojas en la margen externa. Luego del comportamiento de cortejo y la cópula, las hembras hacen las posturas en los residuos vegetales o en la base de los tallos. Los huevos son alargados, de 4 mm de diámetro y con cinco aristas longitudinales. En las condiciones de Puerto López, Meta (T: 26.8 ± 3.2 °C; H.R: 84.2%), Cruz (2020) encontró que cada hembra puede depositar entre 7 y 83 huevos, y que después de 9 a 13 días surgen las larvas, cuneiformes, que alcanzan hasta 80 mm de longitud y 12 mm de ancho. El período larval tarda de 92 a 211 días y pasa por 8 y hasta 14 instares. La transformación en pupa ocurre en el interior de un capullo hecho con fibras del cultivo, localizado generalmente en la parte inferior de la cepa de la planta, y dura entre 28 y 32 días. En general, en estas condiciones el ciclo de vida dura entre 152 y 216 días (Cruz, 2020).

Lo anterior coincide con los periodos de aparición de los adultos en el campo, entre abril y mayo, al inicio de las primeras lluvias del año y luego entre octubre y noviembre, cuando está a punto de cerrarse el ciclo de lluvias y comienza la temporada seca en la altillanura. Este ciclo de vida puede variar con las fluctuaciones de temperatura. En condiciones de campo en el nordeste brasileño ocurren dos picos poblacionales de adultos, uno mayor entre junio y julio, que coincide con la época de lluvias, y uno menor entre noviembre y diciembre, en la época seca (Negrisoli et al., 2015).

La familia Castniidae

La familia Castniidae tiene una distribución pantropical que comprende aproximadamente 150 especies, con presencia en las regiones neotropical, en el sudeste asiático y en Australia (González & Stüning, 2007; González et al., 2010). En el neotrópico, varias especies de Castnidos son también plagas de importancia económica: *Castnia invaria* Walker en cultivos de piña; *Eupalamides guyanensis* en palma de aceite y algunas especies del género *Telchin* en cultivos de plátano y caña de azúcar (Korkytowski & Ruiz, 1979; Vélez, 1997; Gallo et al., 2002; Parrales & Vargas, 2017; Aya et al., 2021). Los Castnidos, a pesar de pertenecer taxonómicamente a los lepidópteros nocturnos o polillas (Heterocera), comparten características morfológicas y ecológicas con las mariposas diurnas (Rhopalocera), ya que en este grupo se incluyen adultos diurnos o crepusculares que frecuentemente intervienen en complejos miméticos con mariposas. Las larvas son barrenadoras de plantas de las familias Araceae, Bromeliaceae, Heliconiaceae, Musaceae, Orchidaceae y Poaceae, como reportan González & Stüning (2007), quienes señalan que muchas de las especies de esta familia son particularmente raras, endémicas y de distribución geográfica reducida, y posiblemente algunas se han extinguido debido a la modificación o destrucción de su hábitat.

La taxonomía asociada a *T. licus* ha sido muy confusa, y muchos epítetos específicos y subespecíficos han calificado a este grupo (González & Stüning, 2007). Comúnmente había sido conocida como *Castnia licus* (Drury), *Castnia licoides* (Boisduval) y *Castniomera licus licus* (Drury) (González, 2003); sin embargo, Lamas (1995) cambió la denominación del género debido a que el nombre genérico *Telchin* utilizado por Hübner es el más antiguo disponible para designar *Papilio licus* Drury, por lo que todos los nombres genéricos y epítetos específicos anteriormente utilizados quedaron como sinónimos de *T. licus*. Actualmente, *Telchin licus* es parte de un complejo de especies que incluye a *Telchin syphax* (Fabricius, 1775) y *Telchin atymnius* (Dalman,

1824) (González & Cock, 2004; Moraes & Duarte, 2009). Este complejo presenta distribución simpátrica a lo largo de la región neotropical, tienen similitudes morfológicas y una amplia gama de hospederos (*Saccharum officinarum*, Heliconiaceae y Musaceae) (González & Cock, 2004). Los reportes de distribución de las especies de *Telchin* y hospederos en Colombia son variables dada la escasez de caracteres morfológicos informativos en estado de larva (Miller, 1987; Aya et al., 2021), lo cual ha generado confusión en la identificación de las especies de *T. licus* y *T. atymnius* en campo y en algunas referencias se han reportado como sinónimos (Esquivel, 1981; González & Stüning, 2007).

Monitoreo

En los ingenios azucareros de Brasil el nivel poblacional del barrenador gigante se establece en la cosecha, preferiblemente veinticuatro horas después del corte, cuando las larvas están en las cepas taponando las galerías de los tallos. Tres meses después de la cosecha los daños se evalúan contabilizando el número de plantas con corazón muerto (Dinardo-Miranda, 2008). Almeida et al. (2007) proponen evaluar 18 cepas de caña por hectárea, preferencialmente en áreas con sospecha de infestación. Otro método consiste en evaluar cinco puntos por hectárea, cada uno de dos metros lineales, donde se cuenta el total de tallos de las cepas y los tallos perforados para determinar el índice de infestación del área, que se expresa en porcentaje (%) de tallos afectados (Negrisoli et al., 2015). Pabón et al. (2019), estudiando la distribución de la plaga en la altillanura colombiana, consideran que la toma de dos puntos de dos metros lineales de surco cada uno por hectárea, en los cuales se cuenta la cantidad de individuos de *T. licus* encontrados, incluidas larvas y pupas, es suficiente para estimar de la población de la plaga, lo que disminuye el esfuerzo de muestreo y el daño asociado con un muestreo destructivo de cepas.

Se han realizado intentos para aislar las feromonas sexuales asociadas a *T. licus*, pero hasta ahora no han sido exitosos (Negrisoli et

al., 2015). Wadt (2012) sugiere que, además de la comunicación química, otros factores influyen en el comportamiento de cópula en *T. licus*, tales como la atracción visual, el movimiento del insecto y la presencia de luz natural. Así las cosas, no hay perspectivas en el corto plazo de desarrollar cebos atractivos para los adultos, lo que implica que el monitoreo del insecto depende de los levantamientos de las larvas en campo (Negrisoli et al., 2015). Al respecto, a la fecha no se han determinado los niveles de daño económico que causa esta plaga, y su manejo se limita por lo general al levantamiento de las larvas para detectar las áreas más infestadas, y su posterior destrucción mecánica (Dinardo-Miranda, 2008; Negrisoli et al., 2015).

Manejo

En la actualidad el barrenador gigante se ha convertido en una de las principales limitantes de los proyectos de etanol en la altillanura colombiana, por su impacto en la producción y las dificultades para su manejo. Prevenir a toda costa su llegada al valle del río Cauca es improbable y podría provenir de zonas diferentes a las actualmente infestadas en el Meta, por lo que se requiere un enfoque preventivo para minimizar sus efectos. En tal sentido, Cenicaña trabajó en un proyecto de investigación que aborda la bioecología y el manejo de la plaga en la zona inicial de ataque, entre los municipios de Puerto López y Puerto Gaitán, departamento del Meta. Conocer y manejar el problema del barrenador gigante haciendo énfasis en el control biológico, ayudará a contener sus efectos en la altillanura colombiana y contribuirá a adoptar alternativas de manejo en caso de que se llegara a convertir en un problema en el valle del río Cauca.

Insecticidas químicos

El manejo de esta plaga con insecticidas de contacto ha resultado ineficaz debido a que las larvas se alimentan en lugares protegidos dentro de los tallos (Craveiro et al., 2010; Fonseca et al., 2015). Es por esto que Cenicaña evaluó el insecticida sistémico clorantanoliprol 20% en dosis de

300 mL/ha y 500 mL/ha, y encontró que ambas dosis generan mortalidad del insecto bien sea aplicado sobre la cepa o al interior de esta, con una residualidad de hasta 180 días si el producto es aplicado dentro de la cepa (Cenicaña, 2022). También se reporta que este insecticida sistémico puede ser asperjado luego del corte de los tallos cuando se acopla a las cosechadoras de caña (Macedo et al., 2012), también puede ser aplicado en las arvenses o rociando el rebrote 2 a 3 meses después, lo que puede reducir la población de larvas hasta en un 76% (Dario et al., 2014; Negrisoni et al., 2015; García & Botelho 2016).

Resistencia varietal

En relación con el control por resistencia varietal, Dinardo-Miranda (2008) indican que, aunque todas las variedades son atacadas por la plaga, los índices de infestación varían en función de la variedad cultivada, como pudo verificarse en levantamientos hechos durante cinco cosechas en una unidad productiva del nordeste brasileño.

Prácticas culturales

Las prácticas culturales para la destrucción de las socas infestadas buscan disminuir la presión de la población de la plaga en las nuevas plantaciones. La recolección manual de larvas y de pupas utilizando herramientas en forma de chuzo y la captura de adultos con red entomológica continúan siendo actividades recomendadas como método de control, aunque su efectividad es motivo de discusión (Dinardo-Miranda, 2008; Macedo et al., 2012). Otra estrategia para el manejo de esta plaga es el aporque de las plantas en forma manual o mecanizada a 10-20 cm de altura de la base de la cepa de caña, labor que a representado una reducción cerca al 65% de los adultos del barrenador (Pabón et al., 2022).

Control biológico

Hongos, bacterias y nemátodos entomopatógenos

El hongo entomopatógeno *Beauveria bassiana* (Balsamo-Grivelli) Vuillemin (Hypocreales: Cord-

ycipitaceae) puede considerarse una buena herramienta para el control biológico de larvas de esta plaga cuando es aplicado en dosis de 0.5 kg/ha (Mycotrol®) acoplado el equipo de aplicación a una abonadora con discos para incorporar el producto durante la labor de fertilización (Cenicaña, 2022). En Brasil, la aplicación de este hongo entomopatógeno mediante sistemas de riego por goteo subterráneo ha demostrado ser relativamente eficaz (Krontal, 2014).

Otra alternativa complementaria que puede servir para el control microbiológico del barrenador gigante es el uso de la bacteria *Bacillus thuringiensis* (Firmicutes: Bacillaceae) en dosis de 1.0 kg/ha (Corethur®), que puede afectar larvas y pupas cuando es aplicado al interior de la cepa de caña y sobre la cepa de caña donde fue más efectivo cuando es pulverizado sobre la cepa (Cenicaña, 2022).

En cuanto al nemátodo entomopatógeno *Heterorhabditis bacteriophora* (Nematoda: Rhabditida: Heterorhabditidae) se observó mortalidad a nivel de laboratorio, pero en campo, al emplear 40,000 juveniles infectivos/m² (Nemaguard®) no se observó un efecto negativo sobre las poblaciones del barrenador gigante (Pabón et al., datos sin publicar).

Controladores biológicos

Hasta el momento no se conoce un manejo de esta plaga mediante parasitoides, aunque se han reportado dípteros (*Tachinidae* y *Sarcophagidae*) cumpliendo esta función (Linares et al., 1995; Mendoza y Gualle, 2012), que no han sido observados en la altillanura colombiana. Actualmente Cenicaña adelanta investigación en la búsqueda de controladores biológicos. Se encontró una larva de *Telchin* proveniente de Caquetá, Colombia parasitada por un taquinido pero este no emergió de la larva, desconociéndose su identificación (Echeverri-Rubiano com. pers.). También se están haciendo pruebas con *Ooencyrtus* sp., ya que este parasitoide ha sido reportado como controlador biológico de especies de (Ruiz y Korytkowski 1979).

Los picudos de la semilla, *Rynchophorus palmarum* y *Metamasius hemipterus* (Coleoptera: Dryophthoridae)

Importancia económica

Los picudos afectan la germinación de la caña de azúcar porque atacan la semilla vegetativa o las cepas de las socas que se están estableciendo. Estos daños se manifiestan en corazones muertos (Figura 18). En Colombia, al dejar la semilla expuesta a la plaga en campo durante siete días antes de la siembra se observó una disminución de 30% en la germinación en comparación con una parcela sembrada con semilla sana; sin embargo, tres meses más tarde, las cepas presentaron buen macollamiento y en el momento de la cosecha no se detectaron disminuciones ni en el tonelaje ni en la producción

de azúcar (Lastra & Gómez, 1984). Es así que podrían llegar a causar pérdidas en el cultivo, aunque hasta ahora no se han demostrado sus efectos negativos en la producción en las condiciones del valle del río Cauca. El aumento de las áreas cosechadas en verde ha sido asociado a la proliferación del picudo rayado, *Metamasius hemipterus* (Gómez & Lastra, 1998), y se considera que lo mismo decirse de a *Rynchophorus palmarum*. El daño ocasionado por ambos picudos se puede observar a partir de 1.5 meses de ocurrida la germinación, mientras que es posible tener ataques combinados de *M. hemipterus* y *Diatraea* spp. en cañas por encima de los 5 meses (Gómez & Vargas, 2014).



Figura 18. Corazón muerto debido al daño causado por los picudos en la semilla vegetativa de caña de azúcar.

Manejo de las poblaciones de picudos

Hasta ahora la principal manera de reducir las poblaciones de los picudos es su captura masiva mediante trampas. Durante varios años Cenipalma recomendó el uso de trampas de guadua, que utilizan caña machacada como atrayente, en las cuales se recogen semanalmente los adultos de ambas especies (Bustillo, 2013). Sin embargo, en el caso particular de *R. palmarum* se está usando la trampa desarrollada por Oehlschlager et al. (1993) en Costa Rica y adecuada a Colombia por Cenipalma, compuesta de un recipiente plástico con cebo de la feromona de agregación Rhynchophorol y caña de azúcar como atrayente (Chinchilla & Oehlschlager, 1992; Mora et al., 1994; Moya-Murillo et al., 2015; Cenipalma 2017). El uso de esta trampa en el valle del río Cauca para la captura de *R. palmarum* en el cultivo de caña de azúcar ha resultado en la recolección de una gran cantidad de adultos. Es importante señalar que hay que tener especial cuidado al ubicar la trampa en el campo, ya que su libre exposición al sol la hace perder su poder atractivo para la plaga debido a una mayor tasa de evaporación del contenido del dispensador de la (Figura 19). Este método requiere la recolección periódica de los insectos y mantener caña machacada fresca en su interior –debe ser renovada al menos una vez por semana– y debe considerarse que la vida útil de la feromona en el campo es de aproximadamente tres meses, por lo que se recomienda renovarla cumplido este tiempo; aunque también su vida útil puede acabarse cuando al menos tres de las siguientes condiciones ocurren: las dos paredes del difusor se pegan, no se observa color en el difusor, se hace presión a lo largo del difusor y no se observa presencia de la feromona en uno de los extremos, la lectura de las trampas muestra reducción en la captura de los insectos y no se observa la burbuja. En caso de que la feromona no sea instalada en el campo, debe ser almacenada a una temperatura inferior a 0 °C (temperatura de congelador) y su transporte a campo debería hacerse con al menos con una pila refrigerante (Cenipalma, 2017).

En cuanto a *M. hemipterus*, se ha encontrado que la feromona META-LURE® de agregación permite capturar más de 500 adultos por trampa (Chinchilla et al., 1996) y tiene el potencial de ser utilizada en el manejo de estos barrenadores si sus poblaciones se convirtieran en un problema serio en caña de azúcar; sin embargo, el manejo y control de esta plaga en la región se sigue haciendo mediante el uso de trampas de guadua cebadas con caña machacada (Figura 19).

En los cultivos de caña de azúcar se recomienda utilizar dos trampas por lote para monitorear la plaga, pero cuando los individuos capturados superan los 100 por semana se aconseja ubicar dos trampas por hectárea (ICA, 2023), aunque actualmente se ha sugerido utilizar las trampas solo en el corte de los tallos, ya sea para semilla o para cosecha o cuando se observa caña caída, a razón de dos trampas por hectárea y en el perímetro del área de corte, esto atendiendo que los picudos no muestran ninguna actividad en el cultivo cuando este no presenta cortes en sus tallos, y de que una vez entra en proceso de germinación y producción de macollos ya no es atractivo para las hembras en su intención de ovipositar. El mantenimiento de las trampas consiste en recolectar los individuos al menos una o dos veces por semana, durante al menos uno o dos meses.

Los picudos afectan la germinación de la caña de azúcar porque atacan la germinación de la semilla vegetativa o las cepas de las socas que se están estableciendo.

Hasta ahora la principal manera de reducir las poblaciones de los picudos es su captura masiva mediante trampas.

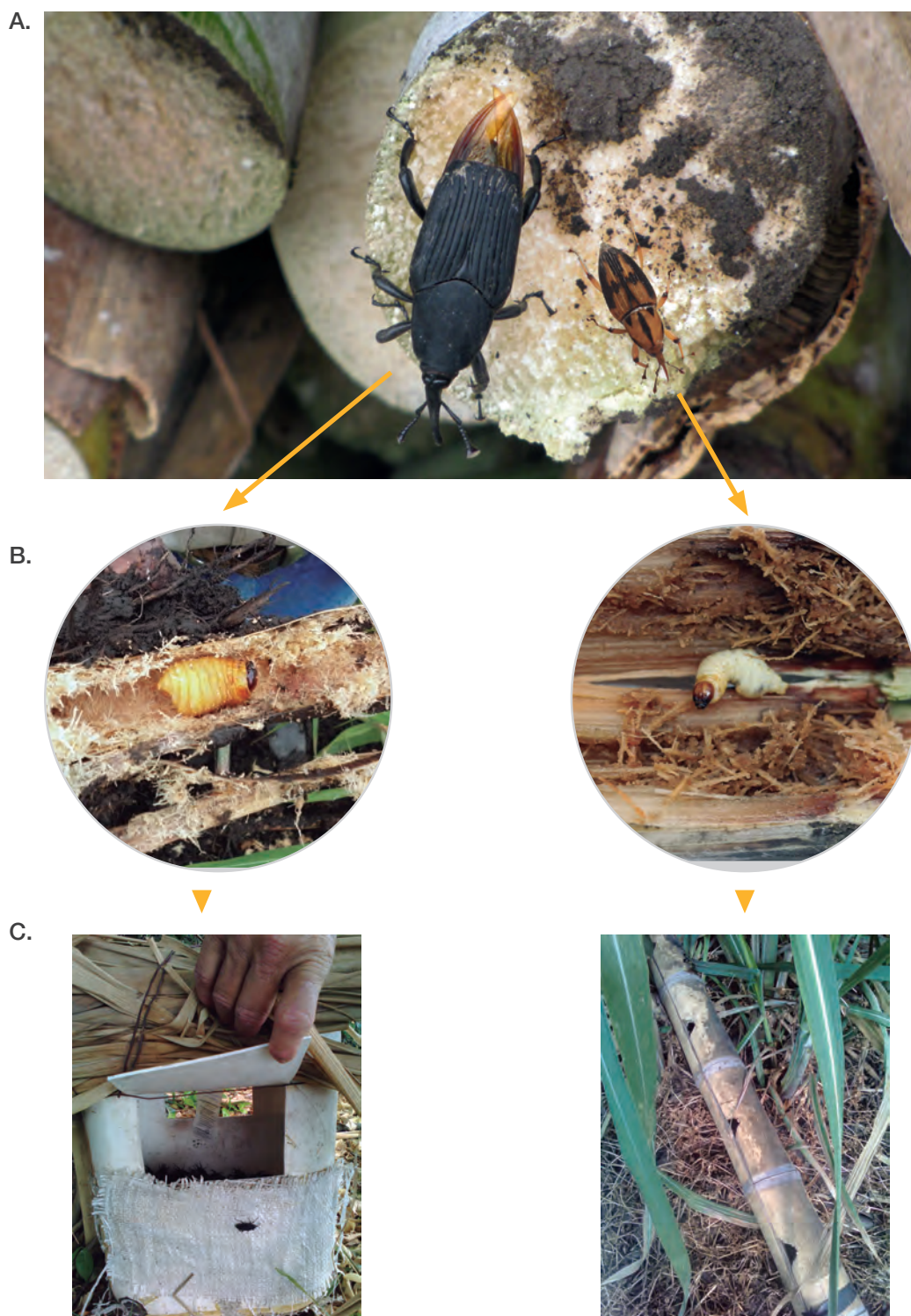


Figura 19. Adultos del picudo negro *Rynchophorus palmarum* (izquierda) y el picudo rayado *Metamasius hemipterus* (derecha) (A); larvas de los picudos (B); trampas para la captura de adultos según la especie del picudo (C).

Los defoliadores de la caña, *Caligo illioneus*, *Spodoptera frugiperda* y *Mocis latipes*

Importancia económica

En general, se considera que la presencia de los defoliadores *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) y *Mocis latipes* (Guenée) (Lepidoptera: Erebidae) es esporádica en la caña de azúcar, ya que prefieren las malezas que circundan el cultivo y solo lo invaden cuando han agotado este recurso alimenticio (Figura 20); de ahí que su daño en la caña de azúcar ocurre por lo común en lotes enmalezados y cuando se han aplicado tardíamente los herbicidas postemergentes (Gómez & Lastra, 1995). Pese que hasta la fecha no existe evidencia de que el daño temprano de estos defoliadores (antes de los tres meses de edad de la caña) tenga un impacto en la producción (Gómez & Vargas, 1992), en algunas ocasiones se presentan brotes considerables de influencia regional. Adicionalmente, de forma

eventual se registran brotes del gusano cabrito, *Caligo illioneus* Butter (Lepidoptera: Nymphalidae), del que no se refiere ningún ataque en la región desde 2004, cuando Gómez (2004) reportó altas poblaciones de esta plaga en los ingenios Incauca, Providencia, Manuelita y Risaralda.

La aparición de brotes esporádicos y generalizados de la plaga puede atribuirse a las fluctuaciones de las condiciones climáticas, pues se presume que las bajas precipitaciones podrían estar asociadas con la dinámica poblacional del insecto, lo que ha sido observado por Salazar et al. (2020) quienes en los periodos secos registran mayor captura de *S. frugiperda*. En el caso de *Mocis latipes* la humedad relativa y la precipitación son los factores que más influyen (González et al., 1998). Se ha observado que eventos climáticos drásticos (p.e., incremento de la tempe-

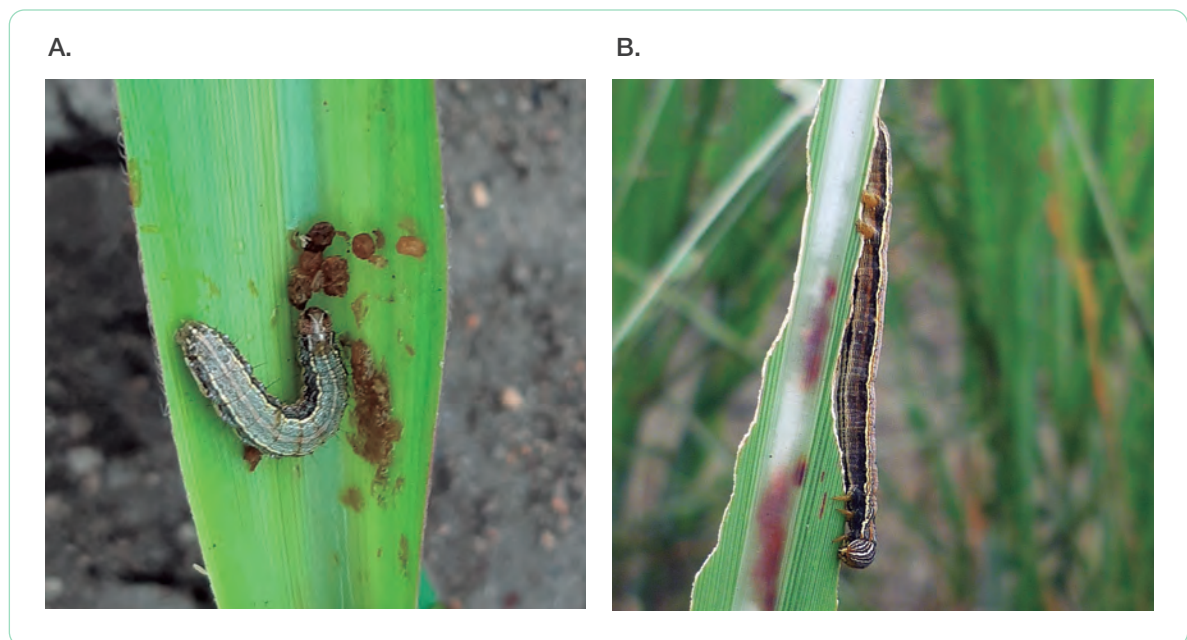


Figura 20. Larvas de los defoliadores *Spodoptera frugiperda* (A) y *Mocis latipes* (B).

ratura, exceso o déficit de precipitación) pueden tener un impacto negativo en la población de los enemigos naturales de las larvas defoliadoras de follaje del orden Lepidóptera, usualmente moscas y avispas parasitoides, que las haría rezagarse con respecto a las poblaciones de la plaga, con la consecuente reducción del parasitismo y el aumento de las poblaciones de las larvas defoliadoras (Dyer et al., 2012). Cuando han ocurrido los brotes, por lo general se ha encontrado en el cultivo una densidad muy baja de sus enemigos naturales como parasitoides de huevos, larvas o pupas.

A pesar de que no existe información directa acerca del impacto económico del daño causado por estos defoliadores en el cultivo de la caña de azúcar, estudios realizados sobre los efectos de una defoliación simulada permitieron comprobar que cuando esta es pronunciada (remoción total de la lámina foliar) y se prolonga por uno a dos meses, especialmente durante los tres y los seis meses de edad del cultivo, puede llegar a mermar el peso de la caña hasta un 50% y hasta un 25% el contenido de azúcar (Gómez & Vargas, 1992; Gómez, 2004).

El manejo de los defoliadores

Para el control de estos defoliadores (*Mocis*, *Spodoptera* y *Caligo*) se utilizan principalmente insecticidas a base de *Bacillus thuringiensis* Berliner, de los cuales existen diferentes formulaciones comerciales, o insecticidas selectivos como inhibidores de la síntesis de la quitina (Vargas & Gutiérrez, 2013). La aplicación de este tipo de productos produce la muerte de los insectos entre cuatro y cinco días después de la aspersión, y sus primeros efectos son la interrupción de la alimentación de las larvas y la posterior aparición de larvas muertas con el cuerpo flácido –asociado a la acción de *B. thuringiensis*– o con deformaciones –asociado a la acción de los insecticidas inhibidores de quitina–. Los productos de amplio espectro (p.e., clorpirifos, cypermctrina) no son selectivos para el control de la plaga y actúan también sobre la fauna benéfica, como las moscas taquínidas reguladoras de los barrena-

dores del tallo *Diatraea* spp., por lo que su uso no es recomendado. Además, es importante monitorear permanentemente los potreros que colindan con los cultivos, las áreas de callejones, las orillas de los ríos cercanos y todos aquellos sitios próximos con abundancia de gramíneas, que sirven de reservorio para los defoliadores que luego se desplazarán a las plantaciones cañeras.

El gusano cabrito, *C. ilioneus* (Figura 21), puede también controlarse utilizando trampas de bolsa transparente cebadas con caña machacada, para la captura de los adultos. Con respecto a este método, Bustillo (2013) señala que si en conteos visuales en transectos de 100 metros en los alrededores del campo (preferiblemente en las primeras horas o últimas horas del día) se detecta un promedio de más de 20 adultos se debe proceder a ubicar de 10 a 12 trampas por hectárea. La trampa consiste en una bolsa plástica transparente de 50 cm x 75 cm, en cuyo interior se colocan tres tallos de caña de azúcar machacados y remojados en una solución de agua y melaza al 30%. La abertura de la bolsa tiene dos separadores de madera de 7 cm a 9 cm de largo, que permiten la entrada del insecto, pero no su salida, por lo que no es necesario adicionar insecticida. Los insectos son removidos cada ocho días y al tiempo se remplazan la caña y la melaza para que mantengan su poder de atracción. Adicionalmente, en las esquinas basales de la trampa se hace un agujero para facilitar su drenaje en caso de lluvia (Figura 21).

Los defoliadores de la caña son plagas secundarias cuyas poblaciones pueden incrementarse esporádicamente. Evite emplear insecticidas químicos para su control, es más aconsejable el uso de *B. thuringiensis*.



Figura 21. Estados de desarrollo del gusano cabrito *Caligo illioneus* (A), trampa para la captura de adultos de *Caligo illioneus* (B).

La hormiga loca, *Nylanderia fulva* (Hymenoptera: Formicidae)

Importancia económica

Nylanderia fulva recibe el nombre de hormiga loca por sus movimientos rápidos y erráticos. Su importancia económica en diferentes cultivos y en particular en la caña de azúcar es indirecta, porque no los ataca, sino que brinda protección y transporte a insectos de hábitos chupadores, que son los que realmente producen el daño en el cultivo. Altas poblaciones de la hormiga y, por supuesto, de los insectos chupadores asociados, pueden generar pérdidas en los sembrados de caña de azúcar hasta de un 70% (Della Lucia, 2003). Cuando insectos chupadores como áfidos, cochinillas, y escamas (Hemiptera) se alimentan de la savia de las plantas, estos excretan una sustancia llamada ligamaza, muy apetecida por la hormiga, que establece una relación simbiótica con estos insectos chupadores, la hormiga les brinda protección y limpieza y los insectos le suministran un alimento rico en nutrientes (Girón et al., 2005). Adicional a su impacto económico relevante en los cultivos, la dominancia de la hormiga loca, aún en ecosistemas naturales, acarrea impactos en la comunidad de hormigas y en la fauna circundante que conlleva su desplazamiento y la pérdida de biodiversidad, además de los problemas de invasión en las viviendas y afectación en la tranquilidad de los residentes por la invasión exagerada de hormigas en las áreas residenciales cercanas a la caña (Chacón de Ulloa, 1998; Vargas et al., 2004).

Altas poblaciones de la hormiga y, por supuesto, de los insectos chupadores asociados, pueden generar pérdidas en los sembrados de caña de azúcar hasta de un 70%.

Monitoreo de las poblaciones

Para determinar la magnitud de la presencia de las poblaciones de hormiga loca se emplean 50 trampas cebadas por lote de caña, como indican Gómez & López (1995), quienes explican que para construirlas se utilizan recipientes plásticos en los cuales se perforan ocho orificios de 0.5 cm ubicados cada uno aproximadamente a 0.5 cm de la base, y se introduce en la bolsa el cebo, que puede ser atún y miel, o una rodaja de salchicha o salchichón de 0.3 cm de grosor. Luego se ubican las trampas en el terreno distanciadas 10 metros una de otra, y se espera entre media hora y tres horas para recolectarlas e introducirlas rápidamente en un recipiente de mayor tamaño o en una bolsa de cierre hermético, y se espera a que las hormigas mueran para proceder a contarlas (puede emplearse un congelador). Se considera que una población superior a 100 individuos/trampa debe ser controlada.

Manejo de la hormiga loca

La mayoría de estudios y observaciones prácticas sobre la actividad de la hormiga loca plantean que el uso de cebos tóxicos es lo más efectivo para controlar su proliferación (Vázquez et al., 2002) (Figura 22). Los cebos tóxicos son sustancias insecticidas mezcladas con sustancias naturales o artificiales que reciben el nombre de matriz atrayente (atrayentes, cebos o mezclas) y, como su nombre lo indica, atraen a las hormigas para posteriormente causarles la muerte o disminuir el desarrollo de sus estados inmaduros (Zenner & Ruiz, 1982). Cuando la hormiga obrera recolecta el cebo tóxico lo transporta al nido para alimentar al resto de la colonia, con lo cual el ingrediente activo se empieza a distribuir entre sus individuos y los mata a medida que más y más obreras acarrear el cebo (Delabie & Fernández,



Figura 22. Obrera de la hormiga loca *Nylanderia fulva* cuidando cochinillas harinosas (A), cebo tóxico que la hormiga loca transporta hasta el nido (B).

2003). De esta forma, al cabo de algún tiempo la actividad de las hormigas disminuye o la colonia desaparece (Zenner, 1990; Chacón de Ulloa et al., 2000).

Para atraer y controlar la hormiga loca se han probado cerca de 43 variantes de cebos tóxicos que emplean diversas matrices atrayentes combinadas con diferentes ingredientes activos (Bustillo, 2013; Echeverri-Rubiano, 2013). Igualmente, Bustillo (2013) señala que utilizar aceite como solvente permite aplicar el cebo incluso tres días después de la preparación ya que retarda la descomposición. Ante las dificultades presentadas en el uso de algunos ingredientes activos de acuerdo con la normatividad fitosanitaria en Colombia, existe la necesidad de investigar nuevos ingredientes activos diferentes al usado hasta ahora en la preparación de estos cebos tóxicos.

El cebo tóxico se asperja a razón de 12 kg por hectárea mediante franjas, líneas, bandas o chorros distanciados 10 m entre sí (Zenner & Ruiz, 1982), para lo cual se recomienda emplear un cernidor de celda de 2 mm x 2 mm de diámetro (Echeverri-Rubiano, 2013), ya que garantiza una dispersión homogénea (Zenner & Ruiz, 1982). En

caso de que en las cercanías del campo haya animales domésticos, el cebo tóxico debe aplicarse en trampas de guadua u otro material, lo cual, aunque es menos eficiente, evita la eventual intoxicación de los animales que se presentaría con la aspersión (Echeverri-Rubiano, 2013). Adicionalmente se recomienda aplicar los cebos tóxicos dos meses después de la cosecha, periodo en el cual se forman nuevas reinas de la hormiga y pueden distribuirse por todo el lote. Este método de control permite mantener bajas las poblaciones de la hormiga hasta por tres meses; si después se incrementan y su abundancia lo amerita, se puede repetir el proceso (Bustillo, 2013).

En general, los cebos tóxicos tienen por objetivo reducir la presión poblacional de la plaga y permitir que la comunidad de hormigas nativas se restablezca generando la verdadera regulación de la hormiga loca. Al respecto, se ha encontrado que las hormigas nativas establecen relaciones de competencia interespecífica y depredación sobre las colonias de *N. fulva* (Vargas et al., 2004). González et al. (2004) señalaron a *Macrodynechus sellnicki* (Hirschmann) (Mesostigmata: Uropodidae) como ectoparasitoide de pupas de la hormiga loca en el valle del río Cauca.



Los cebos se utilizan para reducir la presión poblacional de la plaga, lo que contribuye a que la comunidad de hormigas nativas se restablezca.

El cucarrón de invierno, *Podischnus agenor* (Coleoptera: Melolonthidae)

Importancia económica

Los adultos del cucarrón de invierno, *Podischnus agenor* Olivier (Coleoptera: Melolonthidae) son considerados como una plaga ocasional en caña de azúcar cuyas poblaciones se asocian con los periodos de lluvias, en los cuales se observan adultos del insecto causando daños sobre el cultivo. En el valle del río Cauca se han registrado ataques con niveles de daño en los tallos de hasta un 20% de infestación, especialmente en áreas periféricas de los lotes, donde con edades superiores a los 5 meses se considera que ocasionan un compromiso económico, sin llegar a estimaciones precisas de las pérdidas que se puedan causar (Bustillo, 2013) (Figura 23). La importancia económica de esta plaga está dada por los adultos que se alimentan de los tallos causando perforaciones grandes y profundas en campos en la etapa de rápido crecimiento y en etapas posteriores. Sin embargo, también se pueden presentar ataques de adultos en tallos en macollamiento en cultivos de entre 2 y 3 meses de edad, causando el síntoma conocido como “corazón muerto”, aunque se asume que su impacto económico no es tan importante en atención a la capacidad de la caña de azúcar de compensar los tallos durante este periodo vegetativo, pero si el ataque ocurre en edades más avanzadas, el tallo eventualmente muere.

Bioecología

En los tallos afectados es común encontrar adultos generando perforaciones en los tallos, encontrándose generalmente a más de un adulto por galería (machos y hembras), ya que estas perforaciones son adicionalmente cámaras para la cópula. Además del daño físico en los tallos, estas galerías permiten el ingreso de microorganismos como hongos y bacterias que aceleran

la descomposición del tallo y que al mismo tiempo atraen a otros insectos que contribuyen con la pérdida de este tallo o lo hacen frágil para el quiebre (Eberhard, 1977; Saldarriaga, 1981; Pardo-Locarno et al., 2009). En el caso de las larvas, no se ha encontrado que en su comportamiento exista alimentación de las raíces de la caña y en cambio son consideradas como un dinamizador del suelo ya que beneficia el ciclo de la materia orgánica al alimentarse de residuos vegetales en descomposición (Pardo-Locarno et al., 2009).

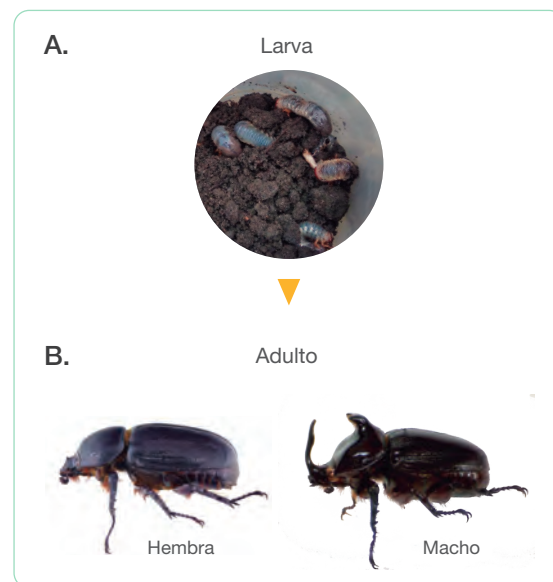


Figura 23. Larva y adultos del cucarrón de invierno, *Podischnus agenor*.

Este insecto además de Colombia ha sido registrado en México, Honduras, Guatemala, Nicaragua, Costa Rica, Panamá, Venezuela y Brasil (Saldarriaga, 1981). En Colombia se encuentra en 15 departamentos, en un rango altitudinal casi desde el nivel del mar hasta 1600 msnm, en zonas de bosque seco a húmedo tropical (Pardo-Locarno, 2009). *P. agenor* ha sido observado

alimentándose de caña de azúcar, caña brava, guadua, cocotero, fique, maíz, palma africana y piña (Bustillo, 2013; Cadavid, 2007). En condiciones del valle del río Cauca su ciclo tarda entre 230 a 345 días, con el estado de huevo tomándose entre 11 y 19 días, el de larva entre 134 y 199 días, la pupa entre 40 y 59 días, mientras que el estado adulto puede tener una longevidad de entre 45 y 69 días (Pardo-Locarno et al., 2009).

Monitoreo de las poblaciones

Dado que usualmente el ataque de *P. agenor* se presenta principalmente en las temporadas de lluvias y su ataque es usualmente localizado en los bordes de los lotes, se recomienda estar atentos a estas dos condiciones para evaluar la presencia de la plaga, especialmente en plantaciones con edades superiores a los cinco meses. El muestreo se realiza bordeando el lote y mediante una distribución uniforme de 16 puntos (cepas) por lote, independiente del área, en cada punto se registra el total de tallos afectados y el total de tallos por cepa. Para determinar el porcentaje de infestación se calcula la relación entre el número de tallos afectados sobre el número total de tallos evaluados y se multiplica por 100. Se considera que un resultado superior al 10% de tallos infestados amerita tomar medidas de control.

Manejo del cucarrón de invierno

Teniendo en cuenta que el estado larval del insecto no causa ningún daño al cultivo, las acciones de control se dirigen principalmente hacia el estado adulto; sin embargo, para hacer un control eficiente es recomendable estudiar el planteamiento de un manejo integral, que considere el manejo de las larvas en el suelo conforme con la idea de prevenir la formación de los adultos.

Como prácticas culturales de manejo y en el caso de renovaciones se recomienda preparar bien el suelo antes de la siembra con el objeto de destruir los huevos, las pupas los adultos y exponer las larvas a los rayos solares (Cadavid,

2007). La ejecución de labores mecanizadas en el suelo permitirá la exposición de estos estados del insecto a condiciones ambientales de radiación directa o la acción de enemigos naturales como las garzas (*Ardea alba L.*, *Ardeidae*). Adicionalmente se tiene que ante altas infestaciones se recomienda el control manual de los adultos (Figura 24), previa localización de los tallos dañados donde se encuentran los adultos, para su extracción y recolección para posterior sacrificio en solución jabonosa. En cultivos en etapa de formación de macollos se debe inicialmente reconocer las plantas con el síntoma de muerte de la yema apical (corazón muerto), para seguidamente ubicar los insectos debajo de la cepa, extraerlos y eliminarlos de la misma forma planteada anteriormente.

Como alternativas de control etológico se emplean trampas de guadua a las cuales como atrayente se les provee de trozos de bagazo o caña machacada que al fermentarse atraen a los insectos adultos proporcionando así su control (Bustillo, 2013). También se emplean trampas con luz negra colocadas en los campos más afectados, ya que los adultos de *P. agenor* acuden de forma masiva hacia las fuentes de luz cuando se encuentran activos volando durante la noche. Otra alternativa que tiene potencial para el manejo de la plaga es la aplicación de repelentes botánicos en la periferia del lote y dirigido a los dos tercios superiores del tallo durante los periodos de alta infestación y luego de la implementación de las prácticas de recolección manual con el fin de prevenir la recolonización de los lotes. La aplicación de mezclas de ajo-ají en dosis de 1 L/ha tiene el potencial de reducir hasta en 30% los niveles de infestación de los adultos en estas áreas (Vargas, información sin publicar). Adicionalmente, se reporta que al interior o debajo de troncos descompuestos, en el bagazo o suelos ricos en material vegetal en descomposición, las larvas de *P. agenor* son afectadas por epizootias generadas por *Metarhizium anisopliae* (Pardo-Locarno, 2002), lo que plantea una línea de investigación en el planteamiento del manejo de la plaga reduciendo las poblaciones de larvas en el suelo.

A.



B.



Figura 24. Ataque del adulto del cucarrón de invierno *Podischnus agenor* en caña de azúcar mayor de 5 meses de edad (A), control de poblaciones de *P. agenor* mediante la captura de adultos (B).

Consideraciones finales

En este documento se describen de modo general los perfiles de insectos plaga asociados al cultivo de la caña de azúcar en Colombia y los sistemas adoptados para su manejo. Hasta ahora, ha sido posible demostrar que son limitantes económicamente los barrenadores *Diatraea*, los salivazos y el barrenador gigante, por ejemplo, y se reconoce que los demás deben ser observados teniendo en cuenta las dinámicas ambientales que pueden favorecer su abundancia y la posibilidad de impacto en el cultivo.

La sanidad vegetal es un aspecto susceptible a cambios debido a la relación estrecha entre los agentes bióticos (entre ellos las mismas plantas cultivadas y sus patógenos e insectos plaga) y los factores cambiantes del clima. Además, la aparición de plagas exóticas es una amenaza constante, debido a que en cualquier momento éstas pueden ser acarreadas por el movimiento de material vegetal de un sitio a otro sin los protocolos de cuarentena establecidos.

En el sector azucarero colombiano, como en toda actividad agropecuaria, se enfrenta la dinámica del entorno ambiental y una oferta climática variable que amenaza la efectividad de las prácticas implementadas en el sistema productivo, lo que obliga a considerar alternativas para garantizar su sostenibilidad. De instaurarse la conciencia del consumo de productos obtenidos de una forma más sostenible y amigable con el ambiente, el sistema productivo enfrentará la encrucijada de incorporar más insumos externos para menguar las limitantes de la producción o desarrollar procesos de resiliencia interna en su operación.





Una de las estrategias de preservación de la actividad azucarera es mantener una oferta diversa de variedades de caña de azúcar que contribuyan a incrementar los índices de productividad y al mismo tiempo prevengan los brotes epidemiológicos de difícil manejo causados por la presencia de una misma variedad o de unas pocas en grandes extensiones de terreno. De ahí la importancia de fomentar la diversidad varietal en las áreas sembradas por la agroindustria, como una estrategia central para la adaptación del sistema productivo a los desafíos climáticos y epidemiológicos. En el propósito de garantizar no solo la sanidad del cultivo sino la sostenibilidad del sector cañicultor, conviene reflexionar acerca del enfoque de los procesos productivos desarrollados hasta ahora y su idoneidad para enfrentar los desafíos que se plantean en el futuro.

Lo anterior implica la necesidad de que cultivadores, ingenios e investigadores sumen esfuerzos en la búsqueda de una respuesta conjunta al desafío de sostener la agroindustria y su productividad, que no puede ser otra que aceptar la transición de los sistemas productivos actuales hacia agroecosistemas más resilientes que articulen las diferentes prácticas de manejo de las plagas con una visión de sostenibilidad del cultivo. En este sentido, la estrategia del control biológico por conservación, en la que se promueven refugios de vegetación natural para la fauna benéfica asociados al cultivo (p.e., corredores biológicos y parches de arvenses nobles) se plantea como un complemento a los actuales esquemas de manejo de plagas de importancia económica. A su vez, se muestra promisorio para revertir los efectos nocivos de prácticas intensivas en la agricultura de la caña de azúcar, como el uso extensivo de herbicidas químicos y la destrucción sistemática de los refugios vegetales, permitiendo que adicionalmente el cultivo sea más resiliente a la invasión de plagas foráneas y a brotes de aquellas nativas estimuladas por el cambio climático e incrementando la calidad y diversidad del paisaje agrícola.

Así, la búsqueda de una ‘caña más biodiversa’, con la restauración de coberturas naturales asociadas al cultivo como modelo de control biológico por conservación, constituye una prioridad para el sector azucarero y representa una herramienta estructural para el manejo integrado de las plagas de la caña de azúcar, como una estrategia enfocada en la preservación de la biodiversidad, el favorecimiento de procesos de apropiación por parte de las comunidades circundantes al cultivo y el aseguramiento de la sostenibilidad la agroindustria y del territorio en el que se encuentra.

1. *Alabagrus* sobre *Alternanthera albotomentosa*.
2. *Genea jaynesi* alimentándose de la planta Yuyo.
3. Mariquita (Coccinelidae) sobre *Alternanthera albotomentosa*.
4. Halconcito colorado depredando una langosta.
5. Avispa benéfica sobre *Emilia sonchifolia*.
6. *Zelus longipes* alimentándose de salivazo (*A. varia*).

2.



1.



3.



Alternanthera



Morada



Botoncillo de oro



Papunga

El proyecto de caña biodiversa busca incentivar la conservación de corredores biológicos o franjas vegetales para fomentar diversidad de flora y fauna en el paisaje cañero.



Barquito



Marihuana macho



Clavelito



Verbena

Bibliografía

- Almeida L. C.; Dias-Filho M. M. & Arrigoni, E. B. (2007). Primeira ocorrência de *Telchin licus* (Drury, 1773), a broca gigante da cana-de-açúcar, no Estado de São Paulo. *Revista de Agricultura*, 82: 223-226.
- Aguiar, S. B. (2001). Bases técnicas para el establecimiento y manejo del cultivo de caña en el departamento de Casanare. Recuperado de: <http://hdl.handle.net/20.500.12324/17619>.
- Arboleda, B. & Vargas, G. (2019). Efficacy of *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) in reducing *Diatraea tabernella* (Lepidoptera: Crambidae) injury in sugarcane. *Florida Entomologist*, 102: 520-525.
- Arboleda, J.W., Grossi de Sa, M.F. & Valencia, A. (2014). Activity of Leucine Aminopeptidase of *Telchin licus licus*: An Important Insect Pest of Sugarcane. *Protein and peptide letters*, 21, 535-541.
- Alves, S. B. & Lopes, R. B. (2008). Controle microbiano de pragas na America Latina. Piracicaba: FEALQ, 414 pp.
- Aya, V. M.; Pabón, A.; González, J. & Vargas, G. (2019). El complejo del barrenador gigante *Telchin* spp. (Lepidoptera: Castniidae) atacando caña de azúcar en Colombia. Congreso Sociedad Colombiana de Entomología, Memorias & Resúmenes. 46 Congreso Socolen. Medellín, 17, 18 y 19 de julio de 2019. Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín. USB. Medellín, Colombia, 662 pp.
- Aya, V. M.; Pabón, A.; González, J. M.; Vargas, G. (2021). Morphological and molecular characterization of Castniidae (Lepidoptera) associated to sugarcane in Colombia. *Bull Entomol Res*
- Aya, V. M.; Echeverri-Rubiano, C.; Barrera, G. & Vargas, G. (2017). *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) as a biological control agent of sugarcane borers in Colombia's Cauca River Valley. *Florida Entomologist*, 100: 826-830.
- Aya, V. M.; Montoya-Lerma, J.; Echeverri-Rubiano, C. & Vargas, G. (2019). Host resistance to two parasitoids (Diptera: Tachinidae) helps explain a regional outbreak of novel *Diatraea* spp. stem borers (Lepidoptera: Crambidae) in Colombia sugarcane. *Biological Control*, 129: 18-23.
- Badilla, F.; Solís, I.; & Alfaro, D. (1991). Control biológico del taladrador de la caña de azúcar *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Pyralidae) en Costa Rica. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)*, 20-21: 39-44.

- Badilla, F. (2002). Un programa exitoso de control biológico de insectos plaga de la caña de azúcar en Costa Rica. *Manejo Integrado de Plagas*, 64: 77-87.
- Barbosa, R. H.; Pereira, F. F.; Motomiya, A.; Kassab, S. O.; Rossoni, C.; Torres, J. B.; Mussury, R. M. & PaStori, P. L. (2018). *Tetrastichus howardi* density and dispersal toward augmentation biological control of sugarcane borer. *Neotropical Entomology*. 48: 323-331
- Bautista, A. & Gonzáles, N. (2005). Tres dosis de *Metarhizium anisopliae* sobre la mosca pinta (*Aeneolamia* spp.) en caña de azúcar en la región de los Ríos, Estado de Tabasco. *Universidad y Ciencia*. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Villahermosa, México, 21: 37-40.
- Benavides, M. & Perry, M. C. (1982). El gusano tornillo: una amenaza para las plataneras. *ICA Informa*, 17: 7-8.
- Bennett, F. D. (1969). Tachinid flies as biological control agents for sugarcane moth borers, pp. 117-147. En: J.R. Williams J.R. Metcalfe R. W. Mungomery y R. Mathes (eds.), *Pests of Sugar Cane*. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands.
- Botelho, P. S. (1992). Quinze anos de controle biológico da *Diatraea saccharalis* utilizando parasitoides. *Pesq. Agropec. Bras.*, 27: 255-262.
- Box, H.E. (1953). List of sugarcane insects. Commonwealth Institute of Entomology, Londres, UK. 101 pp.
- Bustillo, A. E. (2013). Insectos plaga y organismos benéficos del cultivo de la caña de azúcar en Colombia. Cenicaña, Cali, Colombia.
- Bustillo, A. E. & Castro, U. (2011). El salivazo de la caña de azúcar *Aeneolamia varia* (F.) (Hemiptera: Cercopidae). Hábitos, biología y manejo de poblaciones. Serie Divulgativa N.º11. Cali, Cenicaña, 16 pp.
- Cadavid, G. O. 2007. Manual técnico: Buenas prácticas agrícolas (BPA) y buenas prácticas de manufactura (BPM) en la producción de caña y panela. FAO, Gobernación de Antioquia, MANA, CORPOICA Centro de Investigación “La Selva”. 202 p.
- Capinera, J. L. (2009). Sugarcane borer – *Diatraea saccharalis* (Fabricius). Featured creatures. Entomology and Nematology Department, University of Florida. Disponible en línea: http://entnemdept.ufl.edu/creatures/field/sugarcane_borer.htm
- Castro, U.; Gómez, L. A.; Gutiérrez, Y.; Andrade, L. P.; Villegas, A. & Bernal, N. (2009). Distribución y especies de salivazo (Homoptera: Cercopidae) asociadas con la caña de azúcar (*Saccharum* sp. L) en el valle del Cauca y Colombia. En: *Memorias Tecnicaña – VIII Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar*, pp.144-151.

- Castro, U.; Cuarán, V. L.; Bustillo, A. E.; Ramírez, G. D.; Salazar, F. & Gómez, L. A. (2012). Resistencia/Susceptibilidad de variedades de *Saccharum* spp. al ataque de *Aeneo-lamia varia* F. (Hemiptera: Cercopidae). En: Memorias IX Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar, (Tecnicaña), y VIII Congreso de la Asociación de Técnicos Azucareros de Latinoamérica y el Caribe (Atalac). Cali, Colombia, septiembre 12-14, pp. 343-350
- Cárdenas, D.L. (1984). Observaciones preliminares sobre el barrenador menor de la caña de azúcar *Valentinia* sp. (Lepidoptera: Blastobasidae). En: memorias I Congreso de la Sociedad Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña), Cali, Colombia, noviembre 28-30, pp.133-143.
- Cardona, L. F. & Soto, A. (2015). Susceptibilidad de *Diatraea saccharalis* (f) (Lepidoptera: Crambidae) a diferentes hongos entomopatógenos en caña panelera. Boletín científico Centro de Museos. Museo de Historia Natural, 19: 95-103.
- Cenicaña. (2022) Informe Anual 2021. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia. CENICAÑA. – Cali: 138 p.
- Cengicaña. (1999). Manejo integral de plagas. En: Informe anual Cengicaña, 1998-1999. pp. 25-32.
- Cenipalma. (2017). Guía para la elaboración y ubicación de trampas para la captura de *Rhynchophorus palmarum* L. Centro de Investigación en Palma de Aceite (Cenipalma), Bogotá, Colombia. 10 p.
- Chacón de Ulloa, P. (1998). Introducción de la hormiga loca en Colombia, pp. 99-100. En: Chaves, M. E. y Arango, N. (eds.). Causas de pérdida de biodiversidad en Colombia, 1997. Tomo II. Santa Fe de Bogotá: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH), 200 pp.
- Chacón de Ulloa, P.; Bustos, J.; Aldana, R. C. & Baena, M. L. (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: 151-156.
- Cheavegatti-Gianotto, A.; Abreu, H.; Arruda, P.; Filho, J.; Burnquist, W.; Creste, S.; Ciero, L.; Ferro, J.; Figueira, W.A.; Filgueiras, T.; Grossi-de-sá, M.; Guzzo, E.; Hoffmann, H.; Landell, M.; Macedo, N.; Matsuoka, S.; Reinach, F.; Romano, E.; Silva, W.; Filho, N. & Ulian, E. (2011). Sugarcane (*Saccharum x officinarum*): a reference study for the regulation of genetically modified cultivars in Brazil. Tropical plant biology, 4: 62-89.
- Cheavegatti-Gianotto, A.; Oliveira, W. S.; Lopes, F. C. C.; Gentile, A.; Onosaki, R.; Burnquist, W. L. (2019). Development of CTC20BT, the first genetically modified sugarcane commercially available in the world. Proceedings of the International Society of Sugar Cane Technologists (30): 1272–1279.

- Chinchilla, C. M. & Oehlschlager, C. C. (1992). Comparación de trampas para capturar adultos de *Rhynchophorus palmarum* utilizando la feromona de agregación producida por el macho. ASD Oil Palm Papers (Costa Rica), 5: 9–14.
- Chinchilla, C.; Oehlschlager, C. & Bulgarelli, J. (1996). Un sistema de trampeo para *Rhynchophorus palmarum* y *Metamasius hemipterus* basado en el uso de feromonas. ASD Oil Palm Papers (Costa Rica), 12, 11–17.
- Cincae. (2013). Barrenador del tallo. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar del Ecuador. Disponible en línea: <http://cincae.org/areas-de-investigacion/manejo-de-plagas/barrenador-del-tallo/> (Último acceso septiembre 7 de 2020).
- Cimpa. (1988). Avances en el cultivo de la caña y elaboración de panela. Convenio ICA – Holanda para el mejoramiento de la industria panelera en Colombia. Barbosa, Santander. 66p.
- Cock, M. J. W. (1985). Review of Biological Control of Pests in the Commonwealth Caribbean and Bermuda Up to 1982. Technical Communication N.º 9. CABI, Wallingford, UK.
- Colazza, S.; Peri, E.; Salerno, G. & Conti, E. (2010). Host searching by egg parasitoids: exploitation of host chemical cues, pp. 97–148. En: Consoli, F.L.; Parra, J.; Zucchi, R.A. (eds.). Egg parasitoids in agroecosystems with emphasis on *Trichogramma*. Springer, New York, 479 pp.
- Coomans, A. (2000). Nematode systematics: past, present and future. *Nematology*, 2(1): 3–7.
- Cuarán, V. L.; Castro, U.; Bustillo, A. E.; Mesa, N. C.; Ramírez, G. D.; Moreno, C. A. & Gómez, L. A. (2012). Método para evaluar el daño de los salivazos (Hemiptera: Cercopidae) sobre caña de azúcar, *Saccharum* spp. *Revista Colombiana de Entomología*, 38(2): 171–176.
- Craveiro, K. I. C.; Gomes-Júnior, J. E.; Silva, M. C.; Macedo, L. L. P.; Lucena, W. A.; Silva, M. S.; Souza, J. D.; Oliveira, G. R.; Quezado, M. T.; Santiago, A. D. & Grossi, M. F. (2010). Variant Cry1la toxins generated by DNA shuffling are active against sugarcane giant borer. *Journal of Biotechnology*, 145: 215–221.
- Cristofolletti, P. T.; Kemper, E. L.; Capella, A. N.; Carmago S. R.; Cazoto J. L.; Ferrari, F.; Galvan, T. L.; Gauer, L.; Monge, G. A.; Nishikawa, M. A.; Santos, N. Z.; Semeao A. A.; Silva, L.; Willse, A. R.; Zanca, A.; Edgerton, M. D. (2018). Development of Transgenic Sugarcane Resistant to Sugarcane Borer. *Tropical Plant Biology*, 11: 17–30.
- Cruz, J.A. (2020). Biología del barrenador gigante de la caña de azúcar *Telchin licus* (Lepidoptera: Castniidae) en condiciones de casa de malla en Puerto López, Meta. Tesis Ingeniería Agronómica. Universidad de los Llanos, Villavicencio, Meta, 70 pp.

- Dario GA, Dario, LS, Valle FN, Soares DA, Arruda IO, Maschhio E. 2014. Ocorrência das brocas gigante (*Castnia licus*) e peluda (*Hyponeuma taltula*) em canaviais do Nordeste e o controle com inseticida Tiametoxam + Clorantprilprole, pp. 885 In Resúmenes del XXV Congresso Brasileiro de Entomologia. Goiania, Brasil, 14–18 Sep 2014.
- Delabie, J. H. C. & Fernández, F. (2003). Relaciones entre hormigas y “homópteros” (Hemiptera: Sternorrhyncha y Auchenorrhyncha), pp. 181-197. En: Fernández, F. (ed.). Introducción a las hormigas de la región neotropical. Bogotá: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH), XXVI + 398 pp.
- Della Lucia, T. M. C. (2003). Hormigas de importancia económica en la región neotropical, pp. 337-359. En: Fernández, F. (ed.). Introducción a las hormigas de la región neotropical. Bogotá: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH), XXVI + 398 pp.
- Dinardo-Miranda, L L. (2008). Pragas, pp. 349- 404 En: Dinardo-Miranda LL.; Vasconcelos, ACM; Landell, MGA [Eds.], Cana-de-Açúcar. IAC, Sao Paulo, Brasil.
- Dyer, L. A.; Wagner, D. L.; Greeney, H. F.; Smilanich, A. M.; Massad, T. J.; Robinson, M. L.; Fox, M. S.; Hazen, R. F.; Glassmire, A. E.; Pardikes, N. A.; Fredrickson, K. B.; Pearson, C. V.; Gentry, G. & Stireman III, J.O. (2012). Novel insights into tritrophic interaction diversity and chemical ecology using 16 years of volunteer-supported research. *American Entomologist*, 58: 15-19.
- Eberhard, W. G. (1977). La ecología y comportamiento de los adultos del cucarrón (*Podischnus agenor*). *Revista Colombiana de Entomología*, 3: 17-21.
- Echeverri-Rubiano, C. (2013). Evaluación de dos cebos tóxicos para el control de *Nylanderia fulva* (Formicidae) en cultivos de café. *Fitosanidad*, 17: 11-17.
- Echeverri-Rubiano, C (2019). Desarrollo de una metodología para evaluar la resistencia de caña de azúcar a *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae). Universidad Nacional de Colombia. Palmira, Colombia. 196 p.
- Echeverri-Rubiano, C.; Chica-Ramírez H. A.; Vargas, G. (2017). Resistencia varietal al ataque por *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae) en caña de azúcar. *Revista Colombiana de Entomología*, 43: 186-194.
- Echeverri-Rubiano, C; Gómez, L. A.; Castro-Valderrama, U.; Chica-Ramírez, H. A.; Vargas, G. (2018). Variedades de caña de azúcar y resistencia a los barrenadores de tallo *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae). pp. 138-147. 781 p. XI Congreso Atalac-Tecnicaña 2018
- Echeverri-Rubiano, C.; Chica-Ramírez, H. A.; Vargas, G. 2022. Biology of the most widely distributed sugarcane stem borers, *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae), in Colombia. *Neotrop Entomol.* doi: 10.1007/s13744-022-00990-7

- Echeverri-Rubiano, C.; Salazar, F.; Viveros, C. A.; López, L. O.; Chica-Ramírez, H. A.; Vargas, G. 2022. Evaluación del daño ocasionado por *Diatraea* en variedades de caña de azúcar de megambientes húmedo 2009-2010 y 2011, semiseco 2004-2009 y piedemonte 2003-2011. pp. 27–32. En: Ramírez; A. , K. García (eds.) Memorias XII Congreso Asociación de Técnicos Azucareros de Colombia. Septiembre 12-16 de 2022. Tecnicaña. Cali, Colombia.
- Espinel, N. C.; Uscátegui, M. A. & Cortés A. (2011). Los beneficios de la adopción del maíz genéticamente modificado en Colombia. Agro-Bio. Asociación de Biotecnología Vegetal Agrícola. Bogotá, Colombia.
- Esquivel, E. A. (1979). El barrenador gigante de la caña de azúcar (*Castnia licus* Drury) en la provincia de Chiriquí, Panamá, pp. 65 – 75. En: Tercer Congreso de Técnicos Azucareros Centroamericanos. Asociación de Técnicos Azucareros de El Salvador. 2-7 Sep. Memorias. San Salvador, Salvador.
- Fava, F. D.; Imwinkelried, J. M. & Trumper, E. W. (2004). Manejo del barrenador del tallo de maíz *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae). Boletín N.º 6. Ediciones Instituto Nacional de Tecnologías Agropecuarias (INTA), Argentina.
- Favero, K.; Fagundes, F.; Braz, J. T., Nonato, H.; Kassab, S. O. & Cola, J. (2015). Reproduction of *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera: Eulophidae) in *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) pupae at different temperatures. Florida Entomologist. 98: 865–869.
- Ferrer, F.; Arias, M.; Trelles, A.; Palencia, G. & Navarro, J. M. (2004). Posibilidades del uso de nematodos entomopatógenos para el control de *Aeneolamia varia* en caña de azúcar. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología (CATIE), 72: 39-43.
- Figuroa, A. (1977). Insectos y acarinos de Colombia. Universidad Nacional de Colombia, Palmira, Colombia.
- Fonseca FC, Firmino AA, Macedo LL, Coelho RR, Júnior JD, Silva-Júnior OB, Toga- wa RC, Pappas GJ, Góis LA, Silva MC, Grossi-de-Sá MF. 2015. Sugarcane giant borer transcriptome analysis and identification of genes related to digestion. PLoS One 10: e0118231. doi.org/10.1371/journal.pone.0118231 (last accessed).
- Gallo, D.; Nakano, O.; Neto, S. S.; Carvalho, R. P.; Baptista, G. C.; Filho, E. B.; Parra, J. R.; Zucchi, R. A.; Alves, S. B.; Vendramin, J. D.; Marchini, L. C.; Lopes, J. R. & Omoto, C. (2002). Entomología agrícola. FEALQ, Piracicaba, Brasil.
- Gamonal, H. (1989). El barrenador gigante de la caña de azúcar: *Castnia licus* (Lepid.: Castniidae). Revista Peruana de Entomología, 32: 47- 49.
- García, J. F. (2014). Gestión en el manejo integrado de *Diatraea saccharalis* en caña de azúcar: Brasil. En: Memorias XXXI Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología (Socolen). Cali, Colombia, julio 15-18, pp. 98-102.

- García JF, Botelho PS. 2016. *Telchin licus* (Drury, 1773) (Lepidoptera: Castniidae), pp. 79–96 In Neto DE, García JF [eds.], *Cana-de-acúcar: pragas e doenças* (Boletim técnico, 4). CRIAR, Jaboticabal, Brasil.
- García, V. M.; González, A.; Gómez, L. A. & Palma, A. E. (2006). Nuevos elementos para la determinación del daño por *Diatraea* spp. en caña de azúcar, pp. 179-189. En: *Memorias VII Congreso de la Asociación de Técnicos de la Caña de Azúcar de Colombia* (Tecnicaña), 6-8 septiembre, Cali, Colombia.
- Gaviria, J. (1990). El control biológico de insectos plaga de la caña de azúcar de Colombia, pp. 201-227. En: *Memorias I Congreso de la Asociación de Técnicos Azucareros de Latinoamérica y el Caribe* (Atalac), y *III Congreso de la Asociación de Técnicos de la Caña de Azúcar de Colombia* (Tecnicaña), 10-14 septiembre, Cali, Colombia.
- Gaviria, J. (1998). Problemas entomológicos en caña de azúcar en Colombia. En: *Caña, azúcar y panela con el mejor entorno ambiental. Homenaje 21 años de Cenicaña* (1997-1998). Cali, Cenicaña, pp. 46-63.
- Geetha, N. & Balakrishnan, R. (2010). Dispersal pattern of *Trichogramma chilonis* Ishii in sugarcane field. *Journal of Biological Control*, 24: 1-7.
- Gianotto, a. C.; Rocha, m. S.; Cutri, I.; Lopes, f. C.; Dal'acqua, w.; Hjelle, j. J.; Lirette, r. P.; Oliveira, w. S.; Sereno, M. L. 2019. The insect-protected CTC91087-6 sugarcane event expresses Cry1Ac protein preferentially in leaves and presents compositional equivalence to conventional sugarcane. (10): 208–219.
- Gifford, J. R. & Mann, G. A. (1967). Biology, rearing and a trial release of *Apanteles flavipes* in the Florida Everglades to control sugarcane borer. *Journal of Economic Entomology*, 60: 44- 47.
- 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: 29-35.
- Gómez, L. A. (2007). Manejo del salivazo *Aeneolamia varia* en cultivos de caña de azúcar en el valle del río Cauca. *Carta Trimestral*, Cenicaña, Cali, Colombia, pp. 10-17.
- Gómez, L. A. (2004). Brote de *Caligo illioneus* en el valle del río Cauca. *Carta Trimestral* 2 y 3, Cenicaña, Cali, Colombia, 26: 4-5.
- Gómez, L. A. & López, C. L. (1995) Determinación de un método de muestreo para hormiga loca en caña de azúcar. *Revista Colombiana de Entomología*, 21: 105-110.
- Gómez, L. A.; Hincapié, L. A. & Marín, M. E. (2007). El salivazo de la caña de azúcar *Mahanarva bipars*. *Serie Divulgativa N.º 10*. Cenicaña, Cali, Colombia, 4 pp.

- Gómez, L. A.; González, G.; Guzmán, J.D.; Ospina, J.; Hincapié, L. A. & Marín, M. E. (2006). Bases para el manejo integral del salivazo colombiano de la caña de azúcar, *Mahanarva bipars* (Homoptera: Cercopidae). En: Memorias Tecnicaña – VII Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar, 196-208 pp.
- Gómez, L. A. (2008). Informe Final Proyecto Colciencias: Manejo preventivo del salivazo (*Mahanarva bipars*). Cenicaña, Cali, Colombia.
- Gómez, P. (2006). Evaluación de cuatro concentraciones de *Metarhizium anisopliae* en condiciones semi controladas para el control de chinche salivosa (*Aeneolamia* sp. y *Prosapia* sp.) en la Corporación Pantaleón-Concepción, S. A. Universidad de San Carlos de Guatemala. Facultad de Agronomía, pp. 99-149.
- Gómez, L. A. & Lastra, L. A. (1995). Insectos asociados con la caña de azúcar en Colombia, pp. 237- 263. En: Cassalett, C.; Torres, J. e Isaacs, C. (eds.). El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Cenicaña, Cali, Colombia, 412 pp.
- Gómez, L.A.; Díaz, A.E. & Lastra, L.A. (1996). Reconocimiento de las especies de *Trichogramma* asociadas con la caña de azúcar en Colombia. Revista de la Sociedad Colombiana de Entomología, 22: 1-5.
- Gómez, L. A. & Lastra, L. A. (1998). Insectos y caña verde. Carta Trimestral Cenicaña, Cali, Colombia, 4: 8-10.
- Gómez, L. A., & Lastra, L. A. (2009). Supervivencia de huevos de salivazo y características de la mosca depredadora *Salpingogaster nigra*: aspectos que pueden contribuir al manejo de *Aeneolamia varia*. En: Memorias Tecnicaña – VIII Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar, 152-158 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. & Vargas, H. A. (1992). Evaluation of the damage caused by leaf feeders in sugar cane through simulated defoliation. Sugar Cane, 6: 11-14.
- Gómez, L. A. & Vargas, G. (2014). Los barrenadores de la caña de azúcar, *Diatraea* spp., en el valle del río Cauca: investigación participativa con énfasis en control biológico. Documento de Trabajo N° 734, Cenicaña. Disponible en línea: https://www.cenicana.org/pdf_privado/no_clasificacion/6625.pdf
- González, J. M. (2003). Castniinae (Lepidoptera: Castniidae) from Venezuela. V: *Castnia* Fabricius and *Telchin* Hübner. Boletín del Centro de Investigaciones Biológicas, 37: 191-201.
- González, J. R.; Caballero, A. & Montalván, J. (1998). Gradiente ambiental de la comunidad de insectos asociados al cultivo de la caña de azúcar en Cuba. Cultivos Tropicales, 19: 69–73.

- González, J. M. & Cock, M. J. W. (2004). A synopsis of the Castniidae (Lepidoptera) of Trinidad and Tobago. *Zootaxa*, 762: 1-19.
- González, J. M. & Stüning, D. (2007). The Castniidae at the Zoologisches Forschungsmuseum Alexander Koenig Bonn (Lep. Castniidae). *Entomologische Zeitschrift*, 117: 89-93.
- González, J. M.; Boone, J. H.; Brilmyer, G.M. & Le, D. (2010). The Giant Butterfly-moths of the Field Museum of Natural History, Chicago, with notes on the Herman Strecker collection (Lepidoptera: Castniidae). *SHILAP Revista de Lepidopterología*, 38: 385-409.
- González, J. M. & Hernández-Baz, F. (2012). Polillas y taladradores gigantes de la familia Castniidae (Lep.) de Guatemala, pp. 145 – 153. En: Cano EB, Schuster JS [Eds], *Biodiversidad de Guatemala*. Universidad del Valle de Guatemala, Guatemala.
- González, J. M.; Andrade-C, M. G.; Worthy, B. & Hernández-Baz, F. (2017). Giant butterfly moths of the Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia (Lepidoptera: Castniidae). *SHILAP Revista de Lepidopterología*, 45: 447- 456.
- Gutiérrez, Y. & Gómez, L. A. (2009). Algunas experiencias en el manejo del salivazo *Aeneolamia varia* (Hemiptera: Cercopidae) en el valle del Cauca. En: *Memorias Tecnicaña – VIII Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar*, 160-167 pp.
- Gutiérrez-Hernández, Y. & Montoya-Navarro, D. M. (2012). Aspectos biológicos de *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera:Eulophidae), nuevo parasitoide pupal de *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) en el Valle del Cauca. En: *Memorias IX Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña)*, y VIII Congreso de la Asociación de Técnicos Azucareros de Latinoamérica y el Caribe (Atalac). Cali, Colombia, septiembre 12 - 14, 325-332 pp.
- Granobles, Y. X.; Castro, U.; Bustillo, A. E.; Lastra, L. & Moreno, C. A. (2011). Cría de *Salpingogaster nigra* Schiner (Diptera: Syrphidae) usando *Zulia carbonaria* (Lallemand) (Hemiptera: Cercopidae). Congreso Sociedad Colombiana de Entomología, Resúmenes. 38 Congreso Socolen. Manizales, julio de 2011. Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín. USB. Medellín, Colombia, 181 pp.
- Granobles, Y. X.; Castro, U.; Bustillo, A. E.; Lastra, L. A.; Palma, A. & Gómez, L. A. (2012). La fecundidad y longevidad de hembras de *Salpingogaster nigra* Schiner (Diptera: Syrphidae) alimentadas con flores de *Parthenium hysterophorus* y *Emilia sonchifolia*. En: *Memorias IX Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña)*, y VIII Congreso de la Asociación de Técnicos Azucareros de Latinoamérica y el Caribe (Atalac). Cali, Colombia, septiembre 12 - 14, 351-357 pp.

- González, V. E.; Gómez, L. A. & Mesa, N. C. (2004). Observaciones sobre la biología y comportamiento del ácaro *Macrodynichus sellnicki* (Mesostigmata: Uropodidae) ectoparásitoide de la hormiga loca *Paratrechina fulva* (Hymenoptera: Formicidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 30: 143-149.
- Hensley, S. D. & Long W. H. (1969). Differential yield responses of commercial sugarcane varieties to sugarcane borer damage. *Journal of Economic Entomology*, 62: 620-622.
- Hernández-Velázquez, V. M.; Lina-García, L. P.; Obregón-Barboza, V.; Trejo-Loyo, A. G. & Peña-Chora, Guadalupe (2012). Pathogens associated with sugarcane borers, *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Crambidae): a review. *International Journal of Zoology*. Disponible en línea: <https://www.hindawi.com/journals/ijz/2012/303589/>
- Holmann, F. & Peck, D. C. (2002). Economic damage caused by spittlebugs (Homoptera: Cercopidae) in Colombia: a first approximation of impact on animal production in *Brachiaria decumbens* pastures. *Neotropical Entomology*, 31: 275-284.
- Huang, F.; Rogers, B.; Gable L. & Gable, R. (2006). Comparative Susceptibility of European Corn Borer, Southwestern Corn Borer, and Sugarcane Borer (Lepidoptera: Crambidae) to Cry1Ab Protein in a Commercial *Bacillus thuringiensis* Corn Hybrid. *Journal of Economic Entomology*, 99: 194-202.
- Huang, F.; Rogers, L.; Moore, S.; Yue, B.; Parker, R.; Reagan, T.; Stout, M.; Cook, D.; Akbar, W.; Chilcutt, C.; White, W.; Lee, D. & Biles, S. (2008). Geographical susceptibility of Louisiana and Texas populations of the sugarcane borer, *Diatraea saccharalis* (F.) (Lepidoptera: Crambidae) to *Bacillus thuringiensis* Cry1Ab protein. *Crop Protection*, 27: 799-806.
- ICA. 2017. Resolución No. 00017848 (20/12/2017). Medidas fitosanitarias en el cultivo de caña (*Saccharum officinarum* L.) en el territorio nacional para la vigilancia y control de las especies barrenadoras del tallo del género *Diatraea* Guilding. Bogotá, Colombia. 10 p.
- ICA. 2017A. Resolución No. 00017848 (20/12/2017). Medidas fitosanitarias en el cultivo de caña (*Saccharum officinarum* L.) en el territorio nacional para la vigilancia y control de las especies barrenadoras del tallo del género *Diatraea* Guilding. Bogotá, Colombia. 10 P.
- ICA. 2017B. Alerta Fitosanitaria ICA No. MAHAB20170908. Actualización de la situación de *Mahanarva bipars* (Walker) (Hemiptera: Cercopidae) en zonas productoras de caña (*Saccharum officinarum* L.) de Colombia. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), Bogotá, Colombia. 2 P.
- ICA. 2023. Resolución No. 3372 (30/03/2023). Actualización del registro de venta ICA No. 9210 al bioinsumo feromona *Rhynchophorol C* a la Corporación Centro de Investigación en Palma de Aceite (Cenipalma), por ampliación de uso al cultivo de caña de azúcar. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), Bogotá, Colombia. 9 p.

- Jiménez, M. A.; Molina, I. C.; Mejía, J. C.; Ramírez, M.; Ramírez, G. & Vargas, G. (2018). Mantenimiento de arvenses de hoja ancha en los callejones del cultivo de caña de azúcar para aumentar la actividad de la mosca benéfica *Genea jaynesi* sobre los barrenadores del tallo, *Diatraea* spp. En: Memorias XI Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña) y XI Congreso de la Asociación de Técnicos Azucareros de Latinoamérica y el Caribe (Atalac). Cali, Colombia, septiembre 24-28, pp. 148-159.
- Korkytowski, C. A. & Ruiz, E. R. (1979). El barreno de los racimos de la palma aceitera, *Castnia daedalus* (Cramer), Lepidoptera: Castniidae, en la plantación de Tocache, Perú. Revista Peruana de Entomología, 22: 49-62.
- Krontal Y. 2014. New applications, through drip systems enable environmentally-friendly sugarcane growing techniques. International Sugar Journal 116: 430-437.
- Lamas, G. (1995). A critical review of J. Y. Miller's checklist of the Neotropical Castniidae (Lepidoptera). Revista Peruana de Entomología, 37: 73-87.
- Lastra, L. A. & Gómez, L. A. (1984). Tiempo de exposición de semilla como un factor que afecta los niveles de población de *Rynchophorus palmarum* L. y *Metamasius hemipterus* L. en dos variedades de caña de azúcar; y evaluaciones de medidas de control. En: Memorias I Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña). Cali, Colombia, noviembre 28- 30, pp. 195-208.
- Leyton-Flor, S. A., M. Gordillo, P. A. González, Ospina, J. A. & G. Vargas. (2018). Distribución espacio-temporal de *Diatraea* spp. (Lepidoptera : Crambidae) en el valle del río Cauca, Colombia. Revista Colombiana de Entomología 44 (2): 177-186.
- Lima, R. O. R. & Oliveira, J. V. 1980. Avaliacao dos prejuicios causados pela broca gigante *Castnia licus* Drury, 1770 (Lep: Castniidae) nos redimimentos agrícolas e industrial da cana-de acucar. IAA/PLANAZUCAR e ESA/UFRP: 330 - 334
- Linares, B. A. & Ferrer, F. (1990). Introducción de *Cotesia flavipes* cameron (Hymenoptera: Braconidae) para el control de *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Pyralidae) en Venezuela. Caña de Azúcar, 8: 5-11.
- Londoño-Sánchez, C.; Montoya-Lerma, J.; Michaud, J. P.; Vargas, G. 2019. The gregarious parasitoid *Cotesia flavipes* displays a high level of preadaptation to a novel host, *Diatraea indigenella*. BioControl (65): 37-46.
- Macedo, N.; Macedo, D.; Campos, M. B.; Novaretti, W. & Ferraz, L. (2012). Manejo de pragas e nematoides, pp. 125-160. En: Santos F, Borém A, Caldas C [Eds.] Cana-de-açúcar: bioenergia, açúcar e etanol. 2ª. ed. UFV, Viçosa-MG, Brasil.
- Márquez, J. M.; Velásquez, S.; Gómez, J. V.; López, E. & Calleja, A. (2009). Eficiencia de control de la primera generación de ninfas de salivazo (*Aeneolamia postica*) utilizando *Metarrhizium* y productos químicos. En: Memorias Tecnicaña – VIII Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar, pp. 127-135.

- Matabanchoy, J. A.; Bustillo, A. E.; Castro, U.; Mesa, N. C. & Moreno, C. A. (2012). Eficacia de *Metarhizium anisopliae* para controlar *Aeneolamia varia* (Hemiptera: Cercopidae), en caña de azúcar. *Revista Colombiana de Entomología* (38): 177–181.
- Mendonça, A. F. (2001). Manejo integrado del salivazo de la raíz de la caña de azúcar *Mahanarva fimbriolata* en Brasil. *Memorias del I Taller Latinoamericano sobre Plagas de la Caña de Azúcar*. Guayaquil, Nov. 28-30. Aeta-Atalac, pp. 48-55.
- Mendonça, A. F.; Viveiros, A. J. & Sampaio, F. F. (1996). A broca gigante da cana-de-açúcar, *Castnia licus* Drury, 1770 (Lep.: Castniidae), pp. 133-167. En: Mendonça AF [Ed.], *Pragas da cana-de-açúcar*. Insetos Cia., Maceió, Brasil.
- Mendoza, J. & Gualle, D. (2012). El barrenador gigante de la caña de azúcar, *Telchin* (=Castnia) *licus* Drury, pp. 13-16. En: Castillo RO [Ed.], *Carta Informativa*. Centro de Investigación de la Caña de Azúcar del Ecuador (Cincae), Guayaquil, Ecuador.
- Mendoza, J. R. (2001). Bioecología del salivazo de la caña de azúcar, *Mahanarva andigena* (Hom: Cercopidae) en el Ecuador. *Memorias del I Taller Latinoamericano sobre Plagas de la Caña de Azúcar*. Guayaquil, Nov. 28-30. Aeta-Atalac, pp. 40-47.
- Metcalfe, J. R. & J. Breniere (1969). Egg parasites (*Trichogramma* spp.) for control sugarcane moth borers, pp. 81-115. En: J.R. Williams, J.R. Metcalfe, R. W. Mungomery and R. Mathes (eds.). *Pests of Sugar Cane*. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands.
- Miller, J. Y. (1995). Castniidae Checklist: Part 2. Hyblaeoidea-Pyraloidea- Tortricoidea. *Atlas of Neotropical Lepidoptera*, 3: 133-137, 176-177. Association for Tropical Lepidoptera/ Scientific Publishers, Gainesville.
- Moya-Murillo, O. M., Cecilia, R., Torre, A. L. A., & Bustillo-pardey, A. E. (2015). Eficacia de trampas para capturar *Rhynchophorus palmarum* (Coleoptera: Dryophthoridae) en plantaciones de palma de aceite. *Revista Colombiana de Entomología*, 41: 18–23.
- Mora, L. S.; Calvache, H. & Ávila, M. (1994). Diseminación de *Rhadinaphelenchus cocophilus* (Cobb) Goodbye agente causal del anillo rojo-hoja corta de la palma de aceite en San Carlos de Guaroa (Meta). *Palmas*, 15: 15-27.
- Moraes, S. S. & Duarte, M. (2009). Morfologia externa comparada das três espécies do complexo *Telchin licus* (Drury) (Lepidoptera, Castniidae) com uma sinonímia. *Revista Brasileira de Entomologia*, 53: 245-265.
- Moraes, S. S. & Duarte, M. (2014). Phylogeny of Neotropical Castniinae (Lepidoptera: Cossoidea: Castniidae): testing the hypothesis of the mimics as a monophyletic group and implications for the arrangement of the genera. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 170: 362-399.
- Morales, A.; Tobón, R.; Yela, O. & Peck, D. C. (2001). Characterization and formulation of select fungal entomopathogen isolates for field evaluation. *Research group on the Comparative Bioecology and IPM of grassland spittlebugs*. Summary of Activities, Ciat, pp. 38-39.

- Moreno, C. A.; Bustillo, A. E.; López, J. C.; Castro, U.; Ramírez, G. D. (2012). Virulencia de nematodos entomopatógenos para el control del salivazo *Aeneolamia varia* (Hemiptera : Cercopidae) en caña de azúcar. *Revista Colombiana de Entomología*. 38: 260–265.
- Muirhead, K. A.; Murphy, N. P.; Sallam, M. N.; Donnellan, S. C. & Austin, A. D. (2006). Mitochondrial DNA phylogeography of the *Cotesia flavipes* complex of parasitic wasps (Hymenoptera: Braconidae). *Annales Societe Entomologique de France*, 63: 904–914.
- Muirhead, K.; Austin, A. & Sallam, M. (2008). The systematics and biology of *Cotesia non-agriæ* (Olfiff) stat. rev. (Hymenoptera: Braconidae: Microgastrinae), a newly recognized member of the *Cotesia flavipes* complex. *Zootaxa*, 1846: 35-46.
- Muirhead, K. A.; Murphy, N. P.; Sallam, N.; Donnellan, S. C. & Austin, A. D. (2012). Phylogenetics and genetic diversity of the *Cotesia flavipes* complex of parasitoid wasps (Hymenoptera: Braconidae), biological control agents of lepidopteran stemborers. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 63: 904-914.
- Negrisol, A. S.; Baldani, J. I.; Grossi de Sá, M. F. Silva, M. C.; Macedo, L. L.; Fonseca, F. C.; Negrisol, C. R. & Guzzo, E.C. (2015). Manejo da broca-gigante da cana-de-açúcar (*Telchin licus*) (Drury) (Lepidoptera: Castniidae) no nordeste do Brasil. *Embrapa Tabuleiros Costeiros*, Aracaju, Brasil.
- Obando, J.; Rosero, M.; Matabanchoy, J.; Moreno, C. A.; Ramírez, G.; García, A.; Arenas, Y.; Bustillo, A. E.; Gómez, L.A. & Vargas, G. (2012). Perspectivas del control microbiológico del salivazo *Aeneolamia varia* en caña de azúcar. En: *Memorias IX Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña) y VIII Congreso de la Asociación de Técnicos Azucareros de Latinoamérica y el Caribe (Atalac)*. Cali, Colombia, septiembre 12-14, pp. 358-366.
- Oehlschlager, A. C.; Chinchilla, C. M.; González, L. M.; Jirón, J. F.; Mexzon, R. & Morgan, B. (1993). Development of a pheromone-based trapping system for *Rynchophorus palmarum* (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Economic Entomology*, 86: 1381-1392.
- Pabón, A. H.; Oso Osorio, D. & Vargas, G. (2019). Muestreo de *Telchin licus* (Lepidoptera: Castniidae) en caña de azúcar en la altillanura colombiana. *Congreso Sociedad Colombiana de Entomología, Memorias & Resúmenes*. 46 Congreso Socolen. Medellín, 17, 18 y 19 de julio de 2019. Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín. USB. Medellín, Colombia. 662 pp.
- Pabón-valverde, a. H.; Michaud, j. P.; Vargas, g. 2022. Cultural control of giant sugarcane borer, *Telchin licus* (Lepidoptera : Castniidae), by soil mounding to impede adult emergence. *Florida Entomological Society Biological* (105): 22–26.

- Pardo-Locarno, L. C. (2002). Aspectos sistemáticos y bioecológicos del complejo chisa (Col.: Melolonthidae) de Caldon, Norte del Cauca. Colombia. Tesis Maestría, Departamento de Biología, Universidad del Valle. Cali, Colombia. 139 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 del tercer estadio de Dynastinae neotropicales. *Kemppiana*, 5:20 – 42.
- Parra, J. R.; Machado, P. S. & Pinto, A. (2010). Biological control of pests as a key component for sustainable sugarcane production, pp. 441-450. En: Sugarcane Bioethanol R&D for productivity and sustainability. Editor: Luis Augusto Barbosa Cortez. Blucher Brazilian Science and Technology, 992 pp.
- Parralles, D. A., & Vargas-Fonseca, S. A. (2017). Mariposas-polilla gigantes (Lepidoptera: Castniidae: Castniinae) en la Colección Entomológica del Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. *Biota Colombiana* 18(2), 180-189.
- Peck, D. C. (1998). Natural history of the spittlebug *Prosapia* nr. *bicincta* (Homoptera: Cercopidae) in association with dairy pastures of Costa Rica. *Annals of the Entomological Society of America*, 91: 434-444.
- 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: 82-84.
- Pereira, F. F.; Kassab, S. O.; Calado, V. R. F.; Vargas, E. L.; Oliveira, H. N.; De Zanuncio, J. C. (2015). Parasitism and Emergence of *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera: Eulophidae) on *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) Larvae, Pupae and Adults. *Florida Entomologist*. 98: 377–380.
- Pinto J. (1990). Valoración de daño por *Diatraea* spp. en caña panelera. Programa Nacional Caña Panelera. ICA. Cimpa, Barbosa, Santander.
- Potting, R. P. J.; Vet, L. E. M. & Overholt, W. A. (1997). Geographical variation in host selection and reproductive success in the stem borer parasitoid *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae). *Bulletin of Entomological Research* 87: 515-524.
- Potting, R. P. J. (1996). Hunting for hiding hosts: the behavioral ecology of the stemborer parasitoid *Cotesia flavipes*. PhD Thesis. Wageningen Agricultural University, The Netherlands. 125 p.
- Querino, R. B. & Zucchi, R. A. (2019). Annotated checklist and illustrated key to the species of *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) from South America. *Zootaxa* (4656): 201–231. doi: 10.11646/zootaxa.4656.2.1.

- Ramírez, G., Echeverri-Rubiano, C. y Vargas, G. 2022. Genotipos de caña de azúcar con niveles de daño contrastante para evaluaciones específicas de resistencia a *Aeneolamia varia*. En: Borrero-Echeverry, F. (ed.) Memorias 49 Congreso Sociedad Colombiana de Entomología, 6, 7 y 8 de julio de 2022. Sociedad Colombiana de Entomología (Socolen). Bogotá, Colombia. 364 p.
- Ramírez, G.; Ospina, B.; Molina, I. C.; Mejía, J. C. & Vargas, G. (2019). Primer reporte de *Mahanarva bipars* (Hemiptera: Cercopidae) en el valle del río Cauca. Congreso Sociedad Colombiana de Entomología, Memorias & Resúmenes. 46 Congreso Socolén. Medellín, 17, 18 y 19 de julio de 2019. Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín. USB. Medellín, Colombia, 662 pp.
- Rice, M. E. (2012). Southwestern corn borer. Crop Focus. Pioneer. Disponible en: https://www.pioneer.com/CMRoot/Pioneer/US/Non_Searchable/agronomy/cropfocus_pdf/southwestern_corn_borer_cropfocus.pdf (Consultado última vez octubre 9 de 2016).
- Ríos, S. D. & González, J. M. (2011). A synopsis of the Castniidae (Lepidoptera) of Paraguay. Zootaxa, 3055: 43–61.
- Rodríguez, L.; Loredó, R.; Mata, H. & Ávila, J. (2012). Manejo integrado de barrenadores en caña de azúcar en el sur de Tamaulipas. Folleto Técnico N.º MX-0-310304-04-03-13-09-53. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, México.
- Rosero, M.; Bustillo, A. E.; López, J. C.; Castro, U. & Gómez, E. D. (2012). Eficacia de entomonematodos para controlar estado de *Aeneolamia varia* (Hemiptera: Cercopidae) en condiciones de invernadero. Revista Colombiana de Entomología, 38: 266-273.
- Salamanca, L. (2019). Potencialidad de *Cotesia flavipes* Cameron (Hymenoptera: Braconidae) para el control del complejo *Diatraea* (Lepidoptera: Crambidae) en el cultivo de caña de azúcar en el valle del río Cauca, Colombia. Universidad Nacional de Colombia, Sede Palmira Facultad de Ciencias Agropecuarias. Doctorado en Ciencias Agrarias. 107 pp.
- Salamanca, L.; Echeverri-Rubiano, C.; Rondón, M.; Manzano, M. R.; Sarmiento, C. E.; Michaud, J. P.; Vargas, G. 2023. Divergent life histories between wild and commercially-sourced *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) parasitizing four species of *Diatraea* (Lepidoptera: Crambidae). Biological Control (178): 105144. doi: 10.1016/J.BIOCONTROL.2022.105144.
- Salazar, J. D.; Cadet, E. & González, F. (2020). Monitoreo de *Spodoptera* spp. en caña de azúcar: uso de trampas con feromonas sexuales. Agronomía Mesoamericana, 31: 445–459.
- 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 zafas 84/85 y 85/86. Caña de Azúcar, 7: 49-54.

- Salazar, J. D.; González, J.F.; Cadet, E.; Oviedo, R. & Sáenz, C. (2017). Catálogo de identificación de plagas del cultivo de la caña de azúcar en Costa Rica. Liga Agrícola Industrial de la Caña de Azúcar (Laica), San José, Costa Rica.
- Sánchez, C. (2005). Estrategias de manejo integrado de plagas de la caña de azúcar para la Huasteca Potosina. Folleto para productores N.º 5. Gobierno del Estado de San Luis Potosí, 16 pp.
- Saldarriaga, A. (1981). Industrialización de la caña: plagas de la caña de azúcar y sus métodos de control. Gobernación de Antioquia, secretaria de agricultura y fomento. Compendio N° 42.
- Sendoya, C. A.; Ramírez, G.; Bustillo, A. E.; Castro, U.; Gómez, L.A. & Vargas, G. (2012). Bioecología del salivazo de la caña de azúcar *Aeneolamia varia*. En: Memorias IX Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar (Técnicaña) y VIII Congreso de la Asociación de Técnicos Azucareros de Latinoamérica y el Caribe (Atalac). Cali, Colombia, septiembre 12-14, pp. 249-255.
- Silva-Brandão, K. L.; Almeida, L. C.; Moraes, S.S. & Cônsoli, F.L. (2013). Using population genetic methods to identify the origin of an invasive population and to diagnose cryptic subspecies of *Telchin licus* (Lepidoptera: Castniidae). Bulletin of Entomological Research, 103: 89-97.
- Solís, M. A. & Metz, A. M. (2016). An illustrated guide to the identification of the known species of *Diatraea* Guiling (Lepidoptera, Crambidae, Crambinae) based on genitalia. Zookeys, 565: 73-121.
- Stireman, J. O.; O'Hara, J. E. & Wood, D. M. (2006). Tachinidae: evolution, behavior and ecology. Annual Review of Entomology, 55: 525-525.
- Summers, T. E.; King, E. G.; Martin, D. F. & Jackson, R. D. (1976). Biological control of *Diatraea saccharalis* (Lep.: Pyralidae) in Florida by periodic releases of *Lixophaga diatraeae* (Dip.: Tachinidae). Entomophaga, 4: 395-366.
- 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. Memorias Congreso Internacional de Control Biológico. Mayo 31 - junio2, 2006. Palmira, Colombia, 22 pp.
- Valerio, J. R.; Cardona, C.; Peck, D. C. & Sotelo, G. (2001). Spittlebugs: bioecology, host plant resistance and advances in IPM, pp. 217-221. En: Proceedings, 19th International Grassland Congress, 11-21 February 2001. São Pedro, Fundação de Estudos Agrários Luiz de Queiroz (FEALQ).
- Vargas, E. L.; Pereira, F. F.; Tavares, M. T. & Pastori, P. L. (2011). Record of *Tetrastichus howardi* (Hymenoptera: Eulophidae) parasitizing *Diatraea* sp. (Lepidoptera: Crambidae) in sugarcane crop in Brazil. Entomotropica, 26: 143-146.

- Vargas, G. A.; Díaz, P. A.; Lastra, L. A.; Mesa, N. C.; Zenner de 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: 225-232.
- Vargas, G. & Gutiérrez, Y. (2017). Manejo de las poblaciones de *Aeneolamia varia* (In English: Management of *Aeneolamia varia* population's). *Carta Informativa Cenicaña* N.º 1, pp. 18-19.
- Vargas, G. & Ramírez, G. (2019). Diversidad varietal, una alternativa para el manejo del saivazo *Aeneolamia varia*. *Revista Procaña*, junio, N.º 126, pp. 20-23. Cali, Colombia.
- Vargas, G. A.; Obando, V. P. & Gómez, L. A. (2006). *Jaynesleskia jaynesi*: otra alternativa para el manejo de *Diatraea* spp. *Carta Trimestral* N.º 2, pp. 3-5. Cenicaña, Cali, Colombia.
- Vargas, G. (2015). Retos y oportunidades en el manejo de los barrenadores del tallo, *Diatraea* spp. Cali, Cenicaña, 6 pp. Serie Divulgativa N.º 17. Disponible en: http://www.cenicana.org/pdf/serie_divulgativa/sd_17/sd_17.pdf (Consultado última vez octubre 9 de 2016).
- Vargas, G.; Gómez, L. A. & Michaud, J. P. (2015a). Sugarcane stem borers of the Colombian Cauca River Valley: pest status, biology and control. *Florida Entomologist*, 98: 728-735.
- Vargas, G.; Villegas, A.; Ramírez, D.; Barco, L. E.; Gutiérrez, Y.; Herrera, D. & Valencia, I. C. (2015b). Eficacia de las liberaciones de enemigos naturales para el manejo de *Diatraea tabernella* y *D. busckella* en la zona norte del valle del río Cauca. En: *Memorias X Congreso de la Asociación Colombiana de Técnicos de la Caña de Azúcar (Tecnicaña)*. Cali, Colombia, septiembre 14-18, pp. 411-422.
- Vargas, G. A.; Lastra, L. A.; Ramírez, G. D. & Solís, A. M. (2018). The *Diatraea* complex (Lepidoptera: Crambidae) in Colombia's Cauca River valley: making a case for the geographically localized approach. *Neotropical Entomology*, 47: 395-402.
- Vargas, G. A.; Díaz, P.A.; Lastra, L. A.; Mesa, N. C.; Zenner, 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: 226-237.
- Vargas, G. & Gutiérrez, Y. (2013). Atención al brote de defoliadores en caña de azúcar, *Spodoptera* spp. y *Mocis* sp. Documento de Trabajo N.º 729, Cenicaña.
- Vázquez, L. L.; Peña, E. & López, D. (2002) Evaluación de diferentes atrayentes e insecticidas para cebo Formicida. *Fitosanidad*, 6:19-23.
- Vélez, R. (1997). Plagas agrícolas de impacto económico en Colombia: bionomía y manejo integrado. Editorial Universidad de Antioquia. Medellín, Colombia, 480 pp.

- Vega, Z. L.; Rojas, C. G. & Regal, M. R. (2016). Geostatistical tools for the assessment of the incidence of *Diatraea saccharalis* in sugarcane in Cuba. Proceedings of the International Society of Sugar Cane Technologists. 29: 1362–1368.
- Veríssimo, B. A.; Auad, A. M.; Silva, S. E. B.; da Silva, G. B. (2019). Biology and olfactory response of *Salpingogaster nigra* Schiner (Diptera: Syrphidae). Florida Entomologist. 101: 702 – 704.
- Wadt, L. (2012). Comportamento reprodutivo da broca gigante da cana-de-açúcar, *Telchin licus* (Drury, 1773) (Lepidoptera: Castniidae), como base para seu controle. Dissertação de Mestrado. ESALQ, Piracicaba, Brasil.
- White, W. H.; Reagan, T. E.; Mith, J. W. & Salazar, J.A. (2004). Refuge releases of *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae) into the Louisiana sugarcane ecosystem. Environmental Entomology, 33: 627-632.
- White, W. H.; Viator R. P.; Dufrene, E. O.; Dalley, C. D.; Richard, E. P. & Tew, T. L. (2008). Re-evaluation of sugarcane borer (Lepidoptera: Crambidae) bionomics in Louisiana. Crop Protection, 27: 1256-1261.
- Zachrisson, B. (2014). Situación actual y proyección del manejo de *Diatraea* spp. (Lepidoptera: Pyralidae) en Panamá. En: Memorias XXXI Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología (Socolén). Cali, Colombia, julio 15–18, pp. 112-115.
- Zenner, I.; Jaramillo, C. & García. A. (1965). Determinación del parasitismo natural de *Diatraea* spp. en dos ingenios del Valle del Río Cauca. Tesis Agronomía. Universidad Nacional de Colombia, Sede Palmira. 100p.
- Zenner, I. & Ruiz, N. (1982). Uso de cebos contra la hormiga loca, *Nylanderia fulva* (Mayr) (Hymenoptera: Formicidae). Revista Colombiana de Entomología, 8: 24-31.
- Zenner, I. (1990) Management of the “hormiga loca” *Paratrechina* (*Nylanderia*) *fulva* (Mayr) in Colombia, pp. 701-707. En: Vander Meer, R. K.; Jaffe, K. y Cedeno, A. (eds.). Applied Myrmecology: A World perspective. Boulder, United States. Westview Studies in Insect Biology, 745 pp.

Fotografías

Andrea Campiño: p.16, fig.5A (fondo); p.49, fig.22A (der.)

Alejandro Pabón: p.10, fig.3C (der.); p.11, fig.4D (der.); p.37, fig.16A y 16C.

Brayan Ospina: p.10, fig.3 (izq. arriba)

Carlos González: p.55-56, (*Zelus*)

Claudia Echeverri: p.7, fig.1A (izq., centro); p.9, fig.2A (abajo) y fig.2B (arriba-izq.); p.10, fig.3C (izq.), 3D y 3E (der.); p.11, fig.4B (der.), 4C y 4E; p.16, fig.5B (abajo) y 5E; p.18, fig.6G; p.20, fig.7F; p.42, fig.18; p.44, fig.19B (der.) y 19C; p.47, fig.21B (izq. y der.); p.51, fig.23A; p.53, fig.24B (izq.)

Francisco Machado: p.33, fig.15C y 15D; p.47, fig.21A (izq., centro, abajo); p.49, fig.22A (izq.) y 22B.

Germán Vargas: p.37, fig.16B.

Gerson Ramírez: p.10, fig.3A y 3E (izq.); p.11, fig.4A y 4E (der.); p.20, fig.7A y 7E; p.24, fig.9A y 9B (arriba); p.27, fig.10 (izq.); p.33, fig.15B; p.53, fig.24A (izq. y centro)

Jennifer Carmona: p.16, fig.5D.

Jennifer Román: p.11, fig.4D (izq.).

Johana Obando: p.28, fig.12.

Laura Collazos: p.53, fig.24B (der.)

Luis Pérez: p.9, fig.2B (abajo der.); p.53, fig.24A (der.)

Leidy Salamanca: p.16, fig.5A (arriba); p.20, fig.7C y 7G.

Leonardo Rivera: p.18, fig.6B y 6C (izq.); p.22, fig.8 (arriba) [amorseco]; p.55-56, (todas excepto *Zelus*)

Luz Adriana Lastra: p.7, fig.1A (der.), 1B (izq. y centro) y 1C; p.9, fig.2A (arriba); p.16, fig.5C y 5F; p.18, fig.6F; p.20, fig.7B y 7D; p.24, fig.9 (adultos); p.33, fig.15 (adultos); p.44, fig.19B (izq.); p.47, fig.21A (der.); p.51, fig.23B.

María Claudia Pizarro: p.44, fig.19A (montaje)

Myriam Rosero: p.29, fig.13B (izq. y centro)

Ulises Castro: p.35 (arriba)

Viviana Obando: p.18, fig.6D; p.37, fig.16-D.

Viviana Aya: p.18, fig.6E; p.33, fig.15A.

Victoria Carrillo: p.9, fig.2B (arriba-der.); p.11, fig.4B (izq.); p.18, fig.6ª.

Ximena Granobles: p.31, fig.14A, 4C y 4D.

Yolanda Gutiérrez: p.45, fig.20B; p.47, fig.21B (fondo)

Banco de imágenes de Cenicaña: p.7, fig.1B (der.); p.10, fig.3B l(izq); p.16, fig.5B (arriba); p.18, fig.6C (centro y der.); p.22, fig.8 (arriba-der. y abajo) [eclipta y papunga]; p.24, fig.9A (izq.) y 9B (abajo); p.27, fig.10 (centro y der.); p.27, fig.11; p.29, fig.13B (der.); p.31, fig.14B y 14C; p.45, fig.20A.

LOS AUTORES

Germán Vargas

Ingeniero Agrónomo de la Universidad Nacional de Colombia con doctorado en Entomología de la Universidad Estatal de Kansas en los Estados Unidos. Vinculado al Centro de Investigación de la Caña de azúcar de Colombia, Cenicaña, como coordinador del área de Entomología entre los años 2012 y 2021, donde trabajó en el control biológico de los barrenadores del tallo *Diatraea* spp., la implementación de alternativas de manejo de los salivazos de la caña de azúcar, especialmente *Aeneolamia varia* y en general el manejo integrado de los insectos asociados al cultivo. Actualmente se encuentra vinculado como investigador temporal en el *Tropical Research and Education Center* de la Universidad de Florida, Estados Unidos, en un proyecto asociado con el control biológico del picudo del hibisco, una plaga exótica que afecta la industria de ornamentales en la zona sur del estado de Florida. A la fecha cuenta con un total de 60 publicaciones que incluyen un capítulo de libro, 26 artículos científicos en revistas nacionales e internacionales, 20 documentos divulgativos y 13 memorias en congresos científicos. Actualmente es presidente de la Sección Neotropical de la Organización para el Control Biológico de Plantas y Animales Nocivos (IOBC-NTRS) para el periodo 2023-2027.

Claudia Echeverri-Rubiano

Bióloga de la Pontificia Universidad Javeriana, sede Bogotá, con maestría en Ciencias Agrarias en la línea de protección de cultivos de la Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira. Fue asistente de investigación en el Centro Nacional de Investigaciones de Café (Cenicafé) y desde el 2016 está vinculada al Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia (Cenicaña) como profesional de apoyo a las investigaciones del área de Entomología enfocadas al manejo integrado de los insectos asociados al cultivo. Durante la labor ha desarrollado y mejorado los procesos de cría de los barrenadores del tallo *Diatraea* spp. y sus parasitoides (*Trichogramma* y *Cotesia*). Por otra parte, trabaja junto con el área de mejoramiento genético con el objetivo de caracterizar la resistencia de las variedades de caña frente a *Diatraea*. Ha documentado sus investigaciones en artículos científicos y ha divulgado su conocimiento en congresos o capacitaciones a personal de ingenios, universidades, instituciones externas o empresas de control biológico. Es secretaria de la junta de la Sociedad Colombiana de Entomología (Socolen) para el periodo 2022-2024.

Viviana M. Aya Vargas

Bióloga de la Universidad del Valle, vinculada a Cenicaña desde 2016 donde realizó sus prácticas profesionales en el área de Entomología, identificando a nivel molecular el parasitoide *C. flavipes* distribuido en el valle del río Cauca. Posteriormente, en su trabajo de grado estudió el ciclo de vida de los parasitoides taquínidos sobre las cuatro especies del barrenador de tallo de la caña de azúcar (*Diatraea* spp.). En 2017, se vinculó como investigadora en Cenicaña, en trabajos de identificación morfológica y molecular de plagas de importancia para la industria. Actualmente, trabaja en taxonomía molecular y microbiología con especial interés en estudiar el potencial endofítico de hongos entomopatógenos, como alternativa para el control de insectos plagas y enfermedades en la caña de azúcar.

Gerson D. Ramírez Sánchez

Ingeniero agrónomo, egresado de la Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira. Vinculado al Centro de Investigación de la Caña de Azúcar de Colombia Cenicaña, desde el año 2009 en el área de entomología; desempeñando investigación en sus inicios exclusivamente en el tema de salivazo *Aeneolamia varia* y a partir del año 2012 apoyando a ingenios y agricultores en procesos de manejo integrado de plagas, con enfoque en el desarrollo de estrategias de monitoreo de plagas, implementación de controladores biológicos, uso de alternativas biológicas (hongos y nematodos entomopatógenos), así como también validación de productos insecticidas de síntesis química como medida de choque en situaciones requeridas y finalmente evaluación de prácticas culturales como mecanismo preventivo que evite el establecimiento y haga control de plagas. Coautor de varios artículos científicos en los temas mencionados y relacionados también con biología y taxonomía de plagas emergentes. Actualmente estudiante de maestría en protección de cultivos.

Alejandro H. Pabón Valverde

Ingeniero agrónomo de la Universidad Nacional de Colombia-sede Palmira, maestría en Entomología y doctorado en Ciencias de la Universidad Federal de Viçosa, Brasil. Su trayectoria en entidades de investigación como Cenicaña, CIAT y RIDEA (Red universitaria para el desarrollo de la industria sucro energética, Brasil) le ha permitido especializarse en el desarrollo de alternativas de manejo integrado de plagas en cultivos extensivos, con énfasis en caña de azúcar y pastos braquiaria. Profesor universitario y autor de artículos científicos y artículos de divulgación, actualmente es jefe de agronomía de Bioenergy, donde tiene la misión de desarrollar alternativas productivas y sostenibles para el establecimiento y crecimiento de la agroindustria de la caña de azúcar en la región de altillanura colombiana.



Manejo integrado
de las plagas de la
caña de azúcar
con énfasis en
el control biológico

www.cenicana.org