



Insectos Plagas de importancia económica en el cultivo de la guayaba y sus estrategias de control



Correo: bac@corpoica.org.co
Teléfono: (57 1) 4 227300 ext. 1257 o 1274
Skype: biblioteca.agropecuaria

**DISTRIBUCIÓN GRATUITA
PROHIBIDA SU VENTA**



www.corpoica.org.co

ISBN: 978-958-740-200-1



9 789587 402001



Insectos Plagas de importancia económica en el cultivo de la guayaba y sus estrategias de control



Insectos

Plagas de importancia económica en el cultivo de la guayaba y sus estrategias de control

Arturo Carabalí Muñoz

PhD Entomología, Corpoica
CI Palmira. Palmira, Valle del Cauca
acarabali@corpoica.org.co

Orlando Ildefonso Insuasty Burbano

Ingeniero agrónomo, Corpoica
CI Tibaitatá. Sede Cimpa. Barbosa, Santander
oinsuasty@corpoica.org.co

Víctor Camilo Pulido Blanco

Biólogo, Corpoica
CI Tibaitatá. Sede Cimpa. Barbosa, Santander
vpulido@corpoica.org.co

Doris Elisa Canacúan Nasamuez

Bióloga, Corpoica
CI Palmira. Palmira, Valle del Cauca
dcanacuan@corpoica.org.co

Bogotá, Colombia 2015

Carabalí Muñoz, Arturo; Insuasty Burbano, Orlando Ildefonso; Pulido Blanco, Víctor Camilo y Canacuan Nasamuez, Doris Elisa. / Insectos. Plagas de importancia económica en el cultivo de la guayaba y sus estrategias de control. Bogotá (Colombia): Corpoica, 2015. 76 p.

Palabras clave:

Psidium guajava, Cultivo, Control de plagas, Medidas fitosanitarias, Control biológico.

Corpoica
EDITORIAL



Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria - Corpoica -
Línea de atención al cliente: 018000121515
atencionalcliente@corpoica.org.co

www.corpoica.org.co

ISBN: 978-958-740-200-1
Primera edición: Noviembre 2015
Tiraje: 2.000
Editora: Liliana Gaona García

Impreso por Carvajal Soluciones de Comunicación S.A.S.
Impreso en Colombia
Printed in Colombia

DISEÑO&DIAGRAMACIÓN

Oficina Asesora de Comunicaciones, Identidad y Relaciones Corporativas // **Corpoica**

La publicación puede ser reproducida parcialmente para fines no comerciales, siempre y cuando se cite la fuente.

Contenido

Presentación	10
Introducción	15
Capítulo I	
Anillador del tallo de guayaba (<i>Carmenta theobromae</i> Eichlin Busck 1910)	18
Descripción y taxonomía	19
Daños e impactos provocados por el anillador del tallo de guayaba	25
Distribución geográfica	32
Ciclo de vida del anillador del tallo	34
Estrategias de control del anillador	35
Capítulo II	
Taladrador del tallo o gusano tornillo de la guayaba (<i>Simplicivalva ampliophilobia</i> sp. nov.)	40
Descripción y taxonomía	40
Daños e impactos provocados por el taladrador del tallo	47
Distribución geográfica	53
Ciclo de vida del taladrador	54
Estrategias de control del taladrador	55
Capítulo III	
Enrollador de las hojas del cultivo de guayaba (<i>Strepsicrates smithiana</i>)	57
Descripción	57
Distribución	57
Daño	59
Biología	61
Descripción de los estados de desarrollo	62
Manejo	69
Bibliografía	70

Índice de figuras

Figura 1	Cultivo de guayaba en sistemas silvopastoriles	14
Figura 2	Árbol de guayaba en sistema tecnificado	16
Figura 3	Centros de investigación de Corpoica, donde se llevan a cabo las investigaciones de las cuatro plagas objeto de estudio	17
Figura 4	Plagas de la guayaba	18
Figura 5	Huevos de anillador	20
Figura 6	Larvas de anillador	21
Figura 7	Pupas de anillador	22
Figura 8	Adultos de anillador	23
Figura 9	Identificación taxonómica del anillador	24
Figura 10	Daño del anillador	25
Figura 11	Evolución del daño de anillador	27
Figura 12	Tejidos afectados por el anillador del tallo	28
Figura 13	Progresión del daño del anillador, en porcentaje de daño total y de árboles afectados (Aa)	29
Figura 14	Tendencia de severidad del daño por anillador a lo largo de un año de seguimiento	30
Figura 15	Relación de daño por parásitas contra el daño ocasionado por el anillador	30
Figura 16	Sitios de estudio de las plagas	33
Figura 17	Mapa de distribución de las plagas anillador (A) y taladrador (T)	34

Figura 18	Duración del ciclo vital del anillador en laboratorio, a 25 ± 3 °C; $60\% \pm 10\%$ HR	35
Figura 19	Incidencia de las plagas según el sistema de siembra	36
Figura 20	Parasitoides de pupas y larvas de anillador	37
Figura 21	Entomopatógenos de pupas y larvas de anillador	39
Figura 22	Huevos de taladrador	41
Figura 23	Larvas de taladrador	43
Figura 24	Pupas de taladrador	44
Figura 25	Adultos de taladrador	45
Figura 26	Identificación taxonómica del taladrador	46
Figura 27	Comparación de la especie objeto de estudio	46
Figura 28	Forma de daño del taladrador	47
Figura 29	Comportamiento del taladrador	49
Figura 30	Tejidos afectados por el taladrador del tallo	50
Figura 31	Progresión del daño del taladrador en porcentaje de daño total y de árboles afectados	51
Figura 32	Tendencia de severidad del daño por taladrador a lo largo de un año de seguimiento	52
Figura 33	Relación de daño por parásitas contra el daño ocasionado por taladrador	52
Figura 34	Duración del ciclo vital del taladrador en laboratorio, a 25 ± 3 °C; $60\% \pm 10\%$ HR	55

Figura 35	Parasitoide de larvas de taladrador: <i>Aganaspis</i> sp. (Figitidae)	56
Figura 36	Distribución de <i>Strepsicrates smithiana</i> en el Valle del Cauca	58
Figura 37	Infestación <i>Strepsicrates smithiana</i> según la fenología del cultivo de guayaba	59
Figura 38	Daño de <i>Strepsicrates smithiana</i> en árboles de guayaba	60
Figura 39	Daño de <i>Strepsicrates smithiana</i> en árboles de guayaba	60
Figura 40	Daño de <i>Strepsicrates smithiana</i> en árboles de guayaba	61
Figura 41	Ciclo de vida de <i>Strepsicrates smithiana</i> en guayaba Palmira ICA-1	61
Figura 42	Huevos de <i>Strepsicrates smithiana</i>	62
Figura 43	Cabeza de <i>Strepsicrates smithiana</i>	63
Figura 44	Larva de <i>Strepsicrates smithiana</i>	63
Figura 45	Larva de <i>Strepsicrates smithiana</i>	64
Figura 46	Prepupa de <i>Strepsicrates smithiana</i>	66
Figura 47	Pupa de <i>Strepsicrates smithiana</i>	67
Figura 48	Adulto de <i>Strepsicrates smithiana</i>	68

Índice de tablas

Tabla 1	Producción nacional de guayaba durante el periodo 2009-2013	10
Tabla 2	Producción de guayaba del departamento de Boyacá durante el periodo 2009-2013	11
Tabla 3	Producción de guayaba del departamento de Santander durante el periodo 2009-2013	11
Tabla 4	Escalas de severidad propuestas para las dos plagas objeto de estudio y para el daño ocasionado por plantas parásitas	31
Tabla 5	Municipios visitados y valores de incidencia y árboles afectados por las dos plagas objeto de estudio	32
Tabla 6	Ciclo de vida del anillador a partir de datos de prevalencia de estados en campo y daño a lo largo del año	34
Tabla 7	Ciclo de vida del taladrador a partir de datos de prevalencia de estados en campo y daño a lo largo del año	54
Tabla 8	Características de cada instar larval de <i>Strepsicrates smithiana</i>	65



Presentación

Los frutales de Colombia están representados por 47 especies cultivadas en un área aproximada de 241.696 ha, cuya producción ronda los 3.305.049 t/año (Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural 2012). Dentro de estos, los cítricos aportan una producción de 467.031 t/año, seguidos por el mango con 221.015 t/año, el aguacate con 215.095 t/año y la guayaba con 121.773 t/año, en promedio. Se estima que el consumo interno de estos frutales equivale a 65 kg/año por persona, los cuales son válidos según recomendaciones de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) y que se pueden incrementar teniendo en cuenta el potencial de biodiversidad del país (FAO 2010, citada en Ministerio de Agricultura... 2012).

El principal productor de guayaba a nivel mundial es India con un 41,5 % de la producción; en segundo lugar, está China con un 12,7 %. El cálculo de la producción de guayaba para Colombia se unifica con la producción de mangos y mangostinos; sin embargo, dentro de esta clasificación ocupa el puesto 23 en el escalafón de producción mundial de 2009. Las producciones nacionales de guayaba oscilaron entre 123.706 t en 2009 y 131.000 t en 2013, tal como se ilustra en la tabla 1.

Tabla 1. Producción nacional de guayaba durante el periodo 2009-2013

	Variable	2009	2010	2011	2012	2013	Variación % 2012-2013
Total nacional	Área (ha)	12.449	12.351	12.535	12.600	12.900	2,38
	Producción (t)	123.706	126.479	128.200	129.000	131.000	1,55
	Rendimiento promedio (t/ha)	9,94	10,24	10,23	10,24	10,16	-0,83

Fuente: Agronet y estimaciones STRC citados en Asociación Hortifrutícola de Colombia (2014)

No obstante, la producción de guayaba hace 10 años estaba limitada a 75.000 t y su incremento se debe a la demanda por la industrialización y consumo en fresco (Insuasty et al. 2007). Del volumen de producción nacional, las evaluaciones agropecuarias del Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, Agronet y la Cadena Agroalimentaria de la Guayaba y su Agroindustria (CAGI) reportan que el principal productor de guayaba en fresco es el departamento del Meta con 28 % de la producción nacional, seguido muy de cerca por el departamento de Santander con 25,5 % y Boyacá con 18 % (tablas 2 y 3). En estos últimos departamentos, la producción se concentra en la subregión de la hoya del río Suárez —guayaba para industria de bocadillo—, con ecotipos de guayaba como regional roja (aproximadamente 80 % del área sembrada), regional blanca (aproximadamente 20 % del área sembrada) y Guadalupe pulpa roja, entre otras (Insuasty 2007).

Tabla 2. Producción de guayaba del departamento de Boyacá durante el periodo 2009-2013

	Variable	2009	2010	2011	2012	2013	Variación % 2011-2012
Total Boyacá	Área (ha)	1.496	1.405	1.500	1.500	1.520	1,33
	Producción (t)	10.112	9.399	20.000	23.000	23.500	2,17
	Rendimiento promedio (t/ha)	6,8	6,7	13,3	15,3	15,46	1,05

Fuente: Agronet y estimaciones STRC, citados en Asociación Hortifrutícola de Colombia (2014)

Para el departamento de Boyacá, las siembras se encuentran concentradas en los municipios de Tununguá, Pauna, Briceño y Moniquirá (Insuasty 2007).

Tabla 3. Producción de guayaba del departamento de Santander durante el periodo 2009-2013

	Variable	2009	2010	2011	2012	2013	Variación % 2012-2013
Total Santander	Área (ha)	3.930	4.024	4.500	4.500	4.510	0,22
	Producción (t)	31.585	32.089	33.000	33.200	33.400	0,60
	Rendimiento promedio (t/ha)	9,31	10,24	7,33	7,38	7,41	0,41

Fuente: Agronet y estimaciones STRC, citados en Asociación Hortifrutícola de Colombia (2014)



Para el departamento de Santander, los cultivos se encuentran concentrados en los municipios de Vélez, Guavatá, Puente Nacional, Barbosa, Jesús María —hoya del río Suárez—, Florián, Guadalupe, Oiba, Charalá y Lebrija (Insuasty 2007).

En la subregión de la hoya del río Suárez, existen cerca de 11.360 ha destinadas al cultivo de guayaba; principalmente, en sistemas silvopastoriles (figura 1a y b) con una producción estimada de 8.180 t anuales. De esta producción, alrededor del 31 % se destina como insumo para la elaboración del bocadillo, producto tradicional y representativo de la región, cuya producción anual se valora en más de US\$24 millones. Existen cerca de 131 establecimientos industriales que se dedican a la producción de bocadillo de guayaba, en los que se vinculan cerca de 7.000 personas en el proceso de transformación (Asociación Hortifrutícola de Colombia 2014). Además, se ha evidenciado una tendencia hacia el establecimiento de cultivos en tecnificación y tecnificados (figura 1c-e), que contribuyen con producciones hasta 400 % mayores a las de los cultivos silvopastoriles (figura 1e) (Carrillo et al. 2012).

Los sistemas silvopastoriles se desarrollan en pequeñas unidades de economía campesina con áreas aproximadas de 1 ha (Insuasty 2007) explotados mediante el trabajo de pequeños productores que aportan más del 80 % de la mano de obra familiar, en los cuales la mujer juega un papel destacado. La mano de obra ocupada en la recolección y empaque de la guayaba se estima en 1.140.000 jornales/año (Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural 2011). El número aproximado de productores en todo el país es de 40.800 personas, de las que se desprenden 25.000 empleos permanentes.

El Valle del Cauca participó con 601 ha para consumo fresco o para mesa con la variedad de guayaba conocida como Palmira ICA-1 (pera), con una producción de 6.944 t y un rendimiento de 11,5 t por hectárea/año, esto indica que el Valle del Cauca participa con el 11,0 % del área nacional cultivada y aporta el 13,5 % de la producción nacional (Lozano et al. 2002).

Pese a la importancia económica y social del cultivo y la agroindustria de la guayaba, se presenta un marcado atraso tecnológico que afecta su competitividad

en los mercados y se refleja en bajos rendimientos del cultivo, altos costos de producción, deficiencias de calidad, y en la inestabilidad de la oferta y los precios de la fruta y sus productos procesados (Asociación Hortifrutícola de Colombia 2014). La guayaba tiene una TIR del 46,39 % y, para 2014, el rendimiento osciló entre 7,5 y 13,9 t/ha (Siembra 2014), cuando el potencial de rendimiento es de 60 t/ha/año y los rendimientos promedios obtenidos en cultivos comerciales tecnificados son de 30 t/ha/año (figura 1c y d).

A estos atrasos tecnológicos se añan graves problemas fitosanitarios, dentro de los cuales se destacan diferentes plagas, primordialmente insectos que afectan la producción y disminuyen el área sembrada. De estos insectos, las infestaciones económica y socialmente más dañinas son provocadas por las moscas del mediterráneo (complejo *Anastrepha* spp.), el picudo (*Conotrachelus* spp.) (Núñez et al. 2003; Sarwar 2006; Monroy e Insuasty 2006; Insuasty et al. 2007) y tres nuevas plagas reportadas por primera vez en este estudio: gusano anillador (*Carmenita theobromae*), gusano tornillo (*Simplicivalva ampliophilobia*) y gusano enrollador (*Strepsicrates smithiana*).

El presente trabajo compila información de interés sobre las últimas cuatro plagas en mención, con datos sobre la biología y ciclo de vida de los insectos, así como la forma del daño, su progresión temporal, distribución, incidencia y severidad. Se anotan las estrategias de control y el manejo integrado de plagas dimanadas de la investigación.



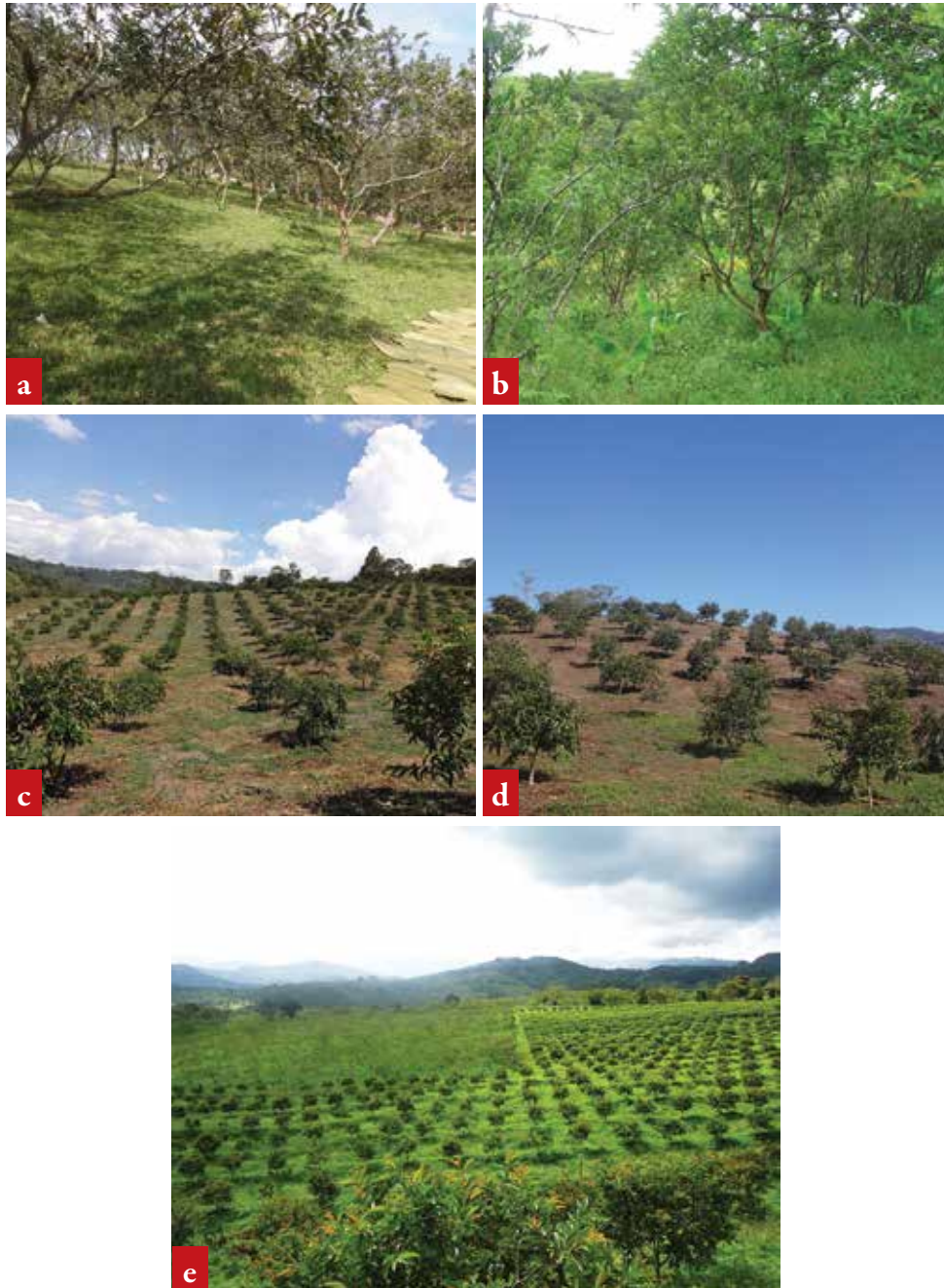


Figura 1. Cultivo de guayaba en sistemas silvopastoriles y tecnificados. a y b. Árboles en sistema silvopastoril disperso. En el sistema silvopastoril disperso, nótese la ausencia de planificación en podas, especies herbáceas asociadas y competidoras (algunas malezas), distancias de siembra y manejo en general; c y d. Árboles en sistema tecnificado; e. Contraste entre un sistema silvopastoril (centro izquierda de la foto) y un sistema tecnificado (centro derecha e inferior de la foto).

Fuente: Autores

Introducción

La guayaba es una especie nativa de América tropical, de la familia Myrtaceae y su origen probablemente está entre México y Perú (Mayorga et al. 1969; Insuasty et al. 2007), pero con relativa confianza se puede asegurar que se sitúa en la América tropical (Gómez et al. 1998). En Colombia, su producción se concentra en los departamentos de Santander y Boyacá (48 %), Meta (28 %), Tolima (10 %), Cundinamarca (9 %), Huila, Antioquia, Cauca, Nariño y Atlántico (5 %), principalmente. Existen más de 12.000 fruticultores de guayaba que, en diferentes regiones, manejan más de 15.000 ha y generan una producción cuyo valor anual se puede estimar entre US\$24 y US\$30 millones.

La guayaba es una fruta atractiva por sus propiedades nutritivas, se destaca su contenido de vitamina C que tiene una concentración aproximadamente siete veces mayor que la naranja y presenta contenido de vitaminas A, tiamina, riboflavina, niacina y minerales como calcio, hierro y fósforo (Villamizar y Gómez 2000; Asociación Hortifrutícola de Colombia 2014). Sustenta una importante agroindustria rural y, solo en la hoya del río Suárez (Santander, Colombia), existen aproximadamente 131 fábricas de bocadillo, cuya producción anual se valora en más de US\$24 millones (Insuasty et al. 2007; Asociación Hortifrutícola de Colombia 2014). La superficie estimada sembrada en Santander es de 10.000 ha, con un rendimiento potencial de 60 a 80 t/ha para cultivos tecnificados.

La guayaba se desarrolla bien desde los 0 hasta los 2.000 msnm; sin embargo, temperaturas cercanas a los 3 °C no permiten maduración del fruto. El requerimiento de agua varía entre los 800 a 2.000 mm anuales. Soporta períodos prolongados de sequía, de hasta seis meses. Es un cultivo rústico y se desarrolla bien en una amplia gama de suelos, desde arenosos hasta arcillosos; sin embargo, para una producción comercial es preferible sembrar en suelos de textura franca. Tolerancia a suelos permeables y, en relación con el pH, el más favorable se encuentra entre 5 a 6; además, posee baja tolerancia al aluminio



(Gómez et al. 1999). La diversidad genética de esta especie permite su utilización en mercado en fresco, como para la industria en la producción de bocadillo, jaleas, néctares y pulpas, que es un renglón importante en la economía regional (Toro y Salazar 1986). Taxonómicamente, la guayaba se ubica dentro de la familia Myrtaceae y la especie corresponde a *Psidium guajava* L. (figura 2).

Reino:	Plantae
Subreino:	Espermatophyta
División:	Angiosperma
Clase:	Magnoliopsidae
Orden:	Myrtales
Familia:	Myrtaceae
Género:	<i>Psidium</i>
Especie:	<i>Psidium guajava</i> L.



Figura 2. Árbol de guayaba en sistema tecnificado (copa formada en mesa, 2,5 m de altura, distancia de siembra en cuadro 5x5, con plateo).

Fuente: Autores

Desde el punto de vista fitosanitario, esta especie afronta una serie de problemas asociados con el ataque de plagas y enfermedades. A las ya conocidas moscas de la fruta y el picudo, se suman dos nuevas especies de gusanos barrenadores del tallo, cuya primera mención compete a 1998 (Gómez et al. 1998), pero que fueron conspicuos a los intereses de cadena desde 2006. A estas plagas, se suma el estudio del enrollador. Por ello, y dada la demanda de los productores y recolectores de la fruta, así como de las gentes involucradas en la agroindustria de la guayaba desde la transformación hasta la comercialización, Corpoica se abocó en el estudio de los gusanos anillador y taladrador en la subregión estratégica de la hoya del río Suárez, y del picudo y enrollador en el norte del Valle del Cauca (figura 3). Se presentan los avances consolidados de investigación de estas cuatro especies para las dos regiones anteriormente señaladas.

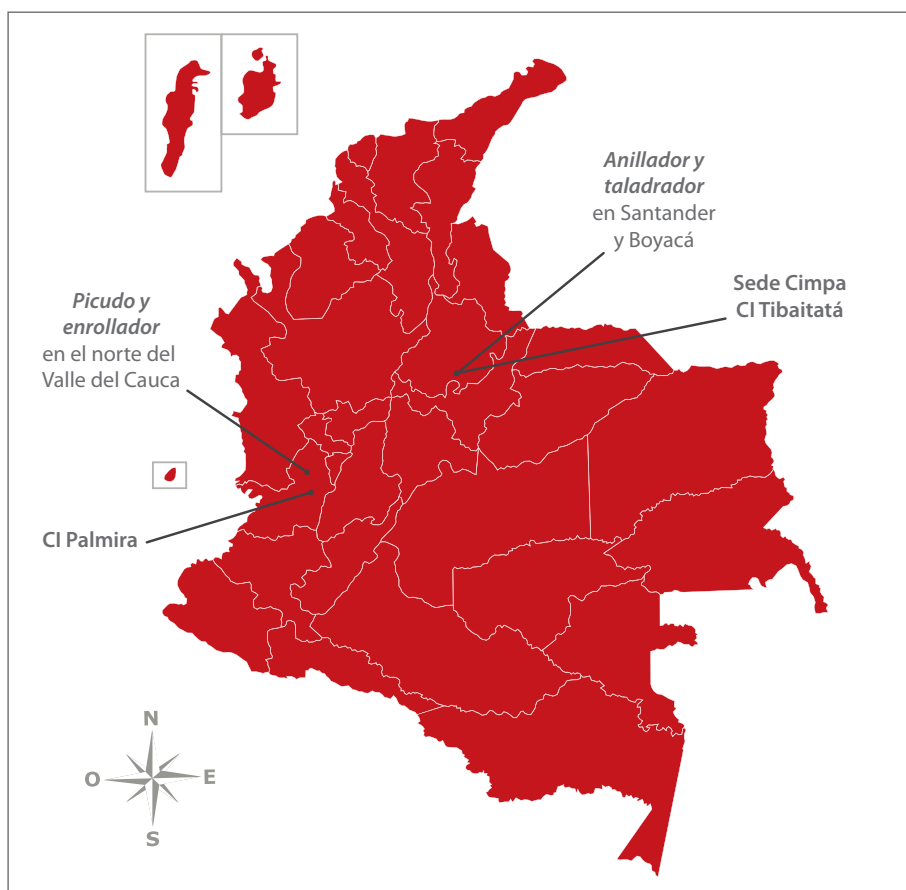


Figura 3. Centros de investigación de Corpoica donde se llevan a cabo las investigaciones de las cuatro plagas objeto de estudio.

Fuente: Corpoica 2013

Anillador del tallo de guayaba (*Carmenta theobromae* Busck 1910)

Se conocía la presencia de un problema limitante de la producción de guayaba en la hoya del río Suárez, cuyo rasgo característico era una herida en el fuste y en las ramas primarias, secundarias y terciarias, hacia las axilas de los brotes y en los ápices de las ramas recientemente cortadas (en labores de poda principalmente) (figura 4).



Figura 4. Plagas de la guayaba. Se resalta en amarillo el daño provocado por agente desconocido, más adelante atribuido al anillador del tallo. Se destaca en blanco el daño provocado por agente desconocido, más adelante atribuido al taladrador del tallo.

Fuente: Autores

Descripción y taxonomía

El anillador pertenece al orden Lepidoptera. Los lepidópteros se caracterizan por poseer alas escamadas y probóscide, glosado (con espiritrompa), ditrisio (hembras con doble apertura genital: una para la oviposición y otra para el apareamiento), de hábitos diurnos. Los caracteres de los crochets uniordinales de la larva de último estadio, las alas heteroneuras hialinas descamadas del adulto, así como los patrones morfométricos (cuerpo delgado mucho más largo que ancho en adultos), de coloración (negro con bandas amarillas en adultos), hábitos y nicho de las larvas (xilófagas), pupas (presentes en residuos de actividad) y adultos (miméticos batesianos), lo situaron como un Sesiidae, familia de importancia económica por poseer multitud de especies plagas en un rango de hospederos muy amplio (400, incluida la familia Myrtaceae). A continuación se presentan los estados del insecto.

Huevo (figura 5): provenientes de posturas simples, espaciadas, en promedio 20 huevos por postura ($n = 5$), ubicadas en campo bajo heridas producto de actividad antrópica (v.g.: cortes con machete) o naturales (resquebrajaduras de crecimiento) ceñidas a la corteza (figura 5a, c-h), solitarios o en grupos de dos, tres o incluso cuatro huevos (figura 5g y h). El huevo es de coloración marrón (figura 5b). Mide $0,37 \pm 0,011$ mm de longitud y $0,22 \pm 0,012$ mm de ancho ($\alpha: 0,05$; $n = 15$); es oblongo o elipsoidal (figura 5b), con la parte posterior redonda. La coloración del huevo es críptica con la zona de postura y las costas radiales fungen como ganchos de sujeción (figura 5f). Debido a su reducido tamaño, no son fácilmente apreciables en campo (figura 5a).



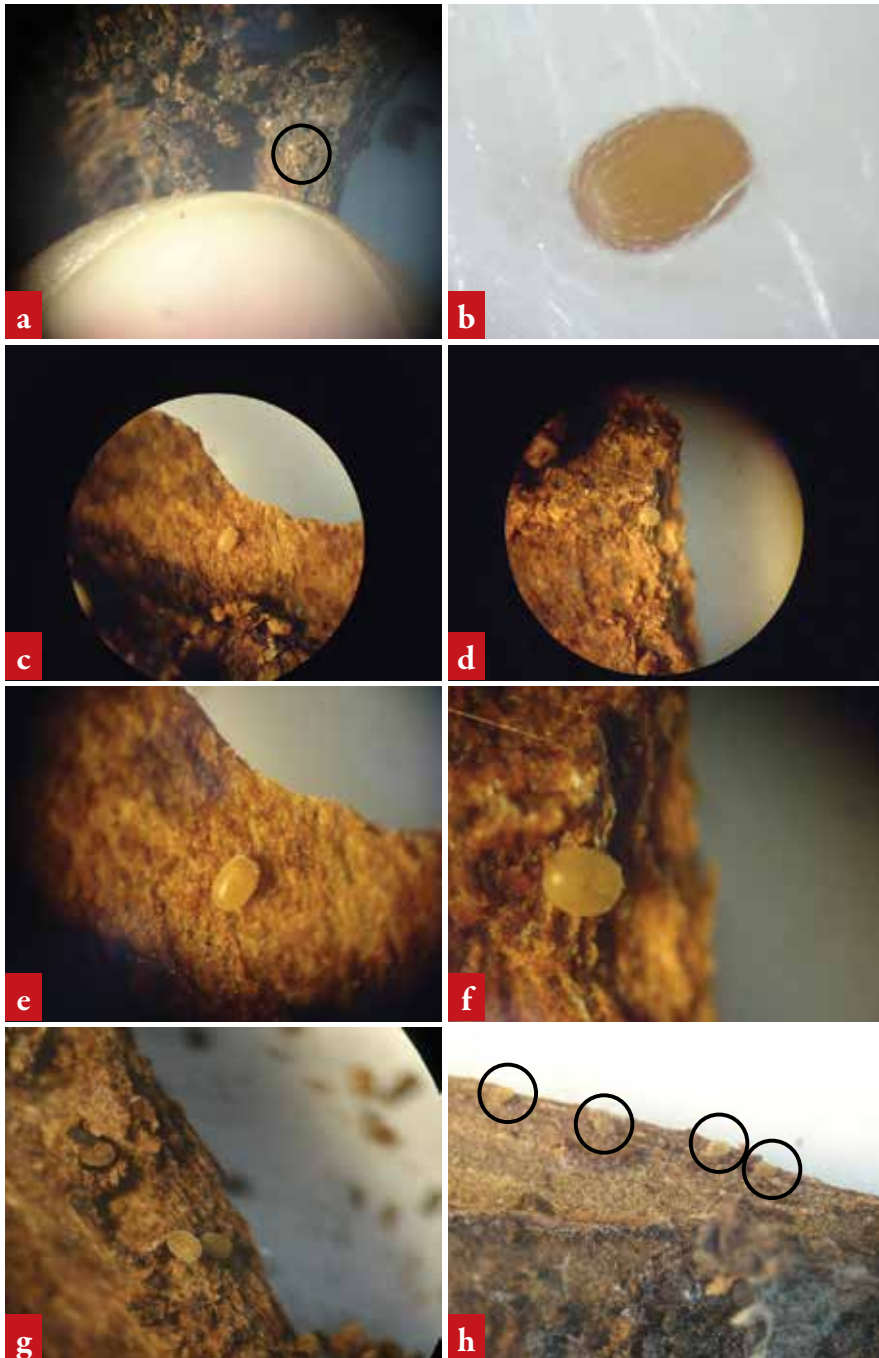


Figura 5. Huevos de anillador. a. Comparación del tamaño de un huevo de anillador con una uña humana del dedo índice (10x); b. Huevo de anillador ampliado (original a 50x); c y d. Huevos de anillador debajo de una corteza (50x); e y f. Huevos ampliados a 100x; g y h. Grupos de tres y cuatro huevos, respectivamente.

Fuente: Autores

Larva (figura 6): eruciforme, mide $15,0 \pm 3,0$ mm de longitud por $0,5 \pm 0,1$ mm (α del 5 %; $n = 60$) (figura 6a-d). Es de color hueso en la mayoría del tegumento; hacia la parte distal del escudo torácico, en el escutelo, zona media, presenta dos manchas esclerotizadas de color marrón del mismo color que la cabeza (figura 6f). Crochets con bandas transversales, uniordinales, típico de los Sesiidae (figura 6e, j, m, n). Mandíbulas fuertemente ensanchadas en la base, color marrón, agudizadas y terminadas en negro, un poco separadas del labro (figura 6g, h, i), con espirinetas típicas de los lepidópteros (figura 6k). Cauda marrón monocromática, aplanada, con quetas largas (figura 6l). Esta larva es fotofóbica e indicativa de daños frescos y es el estado que provoca perjuicio directo a la planta de guayaba. Los primeros estadios larvales son los más voraces y precisan de materia fresca (tejidos vivos) para sobrevivir (Dyar 1890).

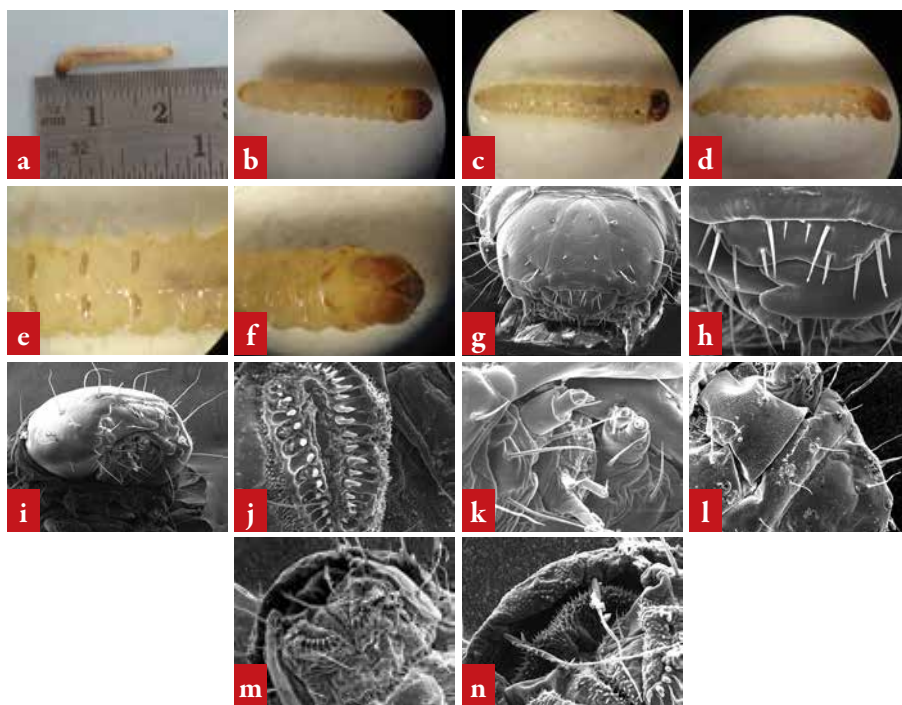


Figura 6. Larvas de anillador. a. Larva de 1,8 cm de longitud (5x); b. Vista superior (5x); c. Vista inferior (5x); d. Vista lateral (5x); e. Detalle de crochets uniordinales en propodios 3A a 5A (10x); f. Manchas del pronoto (10x); g. Cabeza (microscopía electrónica de barrido: 100x); h. Labro y mandíbulas (microscopía electrónica de barrido: 400x); i. Genas y aparato hilador (microscopía electrónica de barrido: 100x); j. Propodio con crochet (microscopía electrónica de barrido: 400x); k. Aparato hilador (microscopía electrónica de barrido: 400x); l. Escudo anal (microscopía electrónica de barrido: 200x); m. Crochet del segmento 10A (microscopía electrónica de barrido: 200x); n. Detalle ano (microscopía electrónica de barrido: 400x).

Fuente: Autores y microfotografías de barrido Gloria Patricia Barrera, Corpoica-UNal.



Pupa (figura 7): obtecta, en machos de $11,0 \pm 0,10$ mm de longitud y $2,0 \pm 0,10$ mm de ancho en promedio ($n = 10$); en hembras de $11,0 \pm 0,1$ mm de longitud y $2,5 \pm 0,50$ mm de ancho en promedio ($n = 10$), color sedona (figura 7a, c-f). El tórax no presenta ningún proceso y, junto con la cabeza, son más oscuros que el tegumento del abdomen. Segmentos abdominales en forma de trapecio. Cremaster ausente. Capullo fibrilar recubierto del sustrato donde medra la larva: esferas irregulares de excretas negras en campo (figura 7b), aserrín en laboratorio. Se suelen encontrar pupas y larvas en el mismo sitio, siendo la predominancia de pupas junto con el cierre del anillo indicativos de un daño avanzado y próximo a terminar.



Figura 7. Pupas de anillador. a. Exuvia saliendo de sitio de medra; b. Capullo de fibra y excretas de sitio de medra; c. Vista frontal de la cabeza, antenas y parte del cofre alar; d. Vista lateral de una pupa hembra; e. Vista posterior de exuvias macho (derecha) y hembra (izquierda); f. Vista anterior de pupas macho (derecha) y hembra (izquierda).

Fuente: Autores

Adulto (figura 8): polilla diurna, machos de $11,5 \pm 0,55$ mm de longitud y $1,5 \pm 0,2$ mm de ancho en promedio ($n = 10$); hembras de $11,0 \pm 0,2$ mm de longitud, y $2,0 \pm 0,15$ mm de ancho en promedio ($n = 10$). Presenta dos colores principales distribuidos alternadamente en el cuerpo: negro y amarillo (figura 8a). La cabeza posee un par de antenas filiformes negras en casi toda su longitud, excepto en el centro, donde los antenitos son amarillos. Frente plateada. Palpos labiales ventralmente amarillos, lateralmente negros en la base y amarillos en el resto de su longitud. Tórax con tres líneas amarillas paralelas que discurren de manera longitudinal a través del protórax y mesotórax, se cierran en línea recta en la parte anterior del protórax y circularmente en la parte distal del mesotórax, formando dos celdas cuyo interior es negro (figura 8a y b). En hembras, el último segmento termina en punta desde donde se extiende el ovipositor (figura 8b). Alas frontales y posteriores hialinas, heteroneuras (figura 8c). La coloración alterna de amarillo y negro del anillador es una estrategia de supervivencia consistente en un mimetismo batesiano del género *Polistes* spp. y del género *Polybia* spp., de los cuales los Sesiidae son de los más exitosos imitadores (figura 8d-g). Incluso, la etología del adulto está condicionada a imitar a las avispas, con rápidos batidos de alas y, en la hembra, con la proyección del ovipositor como si fuese un aguijón, tal como en las avispas mencionadas.



Figura 8. Adultos de anillador. a. Adulto macho de anillador; b. Adulto hembra de anillador; c. Detalle del ala de un macho de anillador; d. Detalle de la frente plateada de una hembra de anillador; e. Vista ventral de la cabeza del anillador; f. Vista dorsal de metatórax escamado del anillador; g. Anillador capturado en campo.

Fuente: Autores



A partir de estos caracteres, se estableció que el anillador pertenece a la especie *Carmenta theobromae* Busck (1910) Eichlin (1992) (figura 9), con sinonimia de *Sesia theobromae* Busck 1910 (Delgado 2005). Esta especie fue inicialmente descrita a partir de un macho colectado en un fruto de cacao y los reportes geográficamente más cercanos a Colombia y recientes provienen de un estudio hecho con pasadores de las semillas de cacao en el estado de Aragua en Venezuela en 2005 (Delgado 2005). Así, se piensa que *C. theobromae* pasó de consumir la mazorca y semillas del cacao al guayabo, argumento que concuerda con lo reportado por Harms y Aiello (1995), quienes consideran que las especies cuyas larvas son perforadoras del fruto tienen un comportamiento aberrante o totalmente diferente al encontrado en la mayoría de las especies de la familia Sesiidae, quienes en su fase larval, se caracterizan por ser perforadoras principalmente de tallos, ramas o raíces (Heppner 1987).

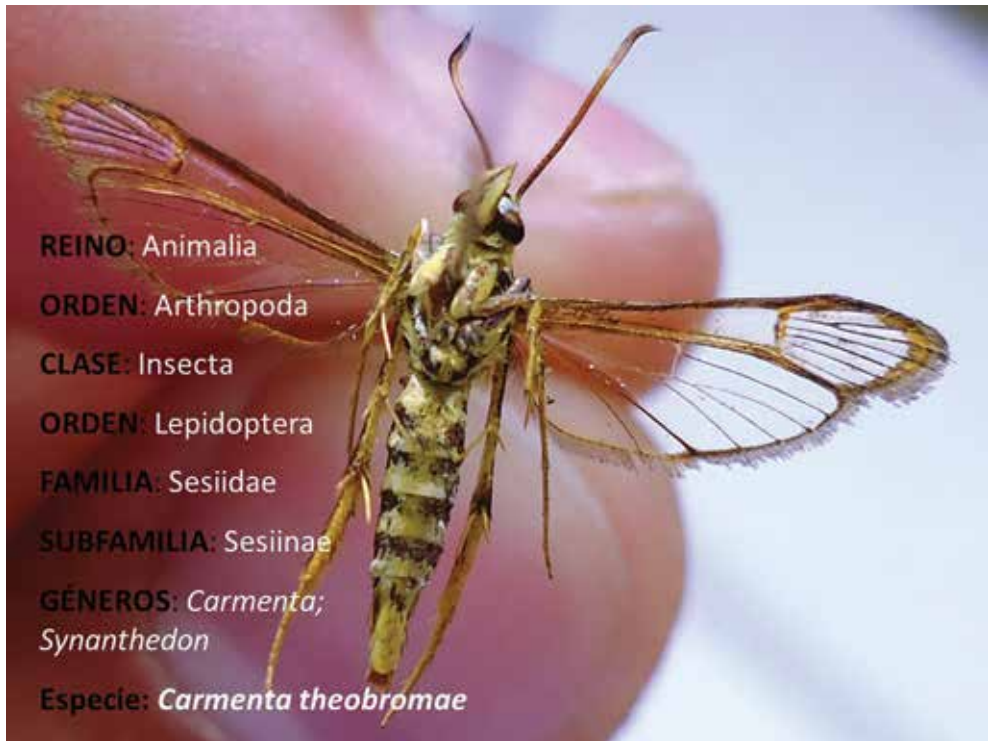


Figura 9. Identificación taxonómica del anillador.

Fuente: Pulido 2014

Daños e impactos provocados por el anillador del tallo de guayaba

Al *Cartmenta theobromae* se le denomina anillador del tallo en razón a la forma del daño provocado en esta zona de la planta, pero que puede hacer daño en ramas secundarias, terciarias y cuaternarias (figura 10).



Figura 10. Daño del anillador. La flecha indica la dirección de este.

Fuente: Autores

¿Cómo es el daño?

La hembra de *C. theobromae* deposita los huevos en espacios abiertos de la corteza con acceso al tejido fresco (figura 11a y b). En laboratorio y campo, se determinó que las oviposiciones se dan durante el periodo de las 10:00 a. m. a las 12:00 m. y entre las 4:00 p. m. y las 6:00 p.m. Las posturas son simples y espaciadas, la hembra puede ovipositar hasta 20 huevos, en varias heridas del árbol e incluso en varios árboles. Después de varios días, las larvas eclosionan con acceso al sitio de medra. Tras un periodo de 15 días de alimentación, por



debajo de la corteza, se empiezan a observar los primeros daños: un abultamiento de la corteza de aproximadamente 2 cm de longitud (figura 11c). La gran mayoría de veces, el abultamiento corre en sentido horizontal. La larva pasa todos sus estadios bajo la corteza (7 estadios a 25 °C y 70 % HR) mientras se alimenta de la corteza interna, el floema y xilemas primarios hasta alcanzar el cámbium vascular. La larva no penetra más allá del xilema secundario, haciendo un ruedo del árbol. El avance de la larva se realiza primordialmente en sentido horizontal y de izquierda a derecha (en sentido de las manecillas del reloj). Aproximadamente 40 a 50 días después, la herida se extiende de 15 a 25 cm, y se encuentran pupas de donde emergerán los adultos. Al cabo de este tiempo la herida puede tener entre 4 a 20 cm de ancho, dependiendo del número de larvas que cohabitan en el árbol (figura 11d-g). En campo, se han encontrado desde 2 hasta 40 larvas en una sola herida. El rasgo más característico de la herida es la acumulación de excretas de las larvas (figuras 4 y 11g). Estas excretas son esferas irregulares de 2 mm de diámetro, y las larvas las usan como medio para resguardarse y esconderse de predadores, así como material para la fabricación de los cocones (figura 11h). Es habitual encontrar huevos eclosionados e incluso sin eclosionar pegados a cocones de excretas. Finalmente, las heridas son abandonadas; pero pueden llegar a ser infestadas por otra nueva generación.

Cabe resaltar que un mismo árbol puede tener simultáneamente daños caducos y activos, en las axilas, las ramas y los ápices de ramas cortadas. Se contabilizaron hasta 14 heridas simultáneas en un solo individuo.





Figura 11. Evolución del daño de anillador. a. Larva de anillador barrenando verticalmente; b. Larva de anillador barrenando horizontalmente; c. Herida inicial de anillador; d. Daño intermedio; e. Daño severo horizontal; f. Daño severo vertical de varias generaciones; g. Aspecto típico de excretas acumuladas bajo la herida; h. Cocon y pupa en su interior recubierto de excretas de larvas de anillador. Fuente: Autores



¿Qué tejidos afecta?

El anillador consume el tejido fresco del árbol representado por el floema, xilema y cámbium vascular, que afecta los sistemas de transporte de nutrientes y agua del guayabo, así como el crecimiento (figura 12). Por ello, los síntomas asociados al daño corresponden a los típicamente observados en dificultades de translocación de fotosintatos, elementos y agua principalmente: amarillamiento (clorosis) y enrojecimiento de hojas, epinastía (caída de hojas), pérdida de vigor, rebrotes por debajo de la zona del daño e inducción de callos circunscritos a la herida. En plantas jóvenes, produce atrofia y hasta la muerte. Árboles mayores a 5 años soportan el daño. Árboles de 10 años en adelante no muestran síntomas. En tal sentido, la plaga actúa como un buen parásito ya que no mata a su hospedero.

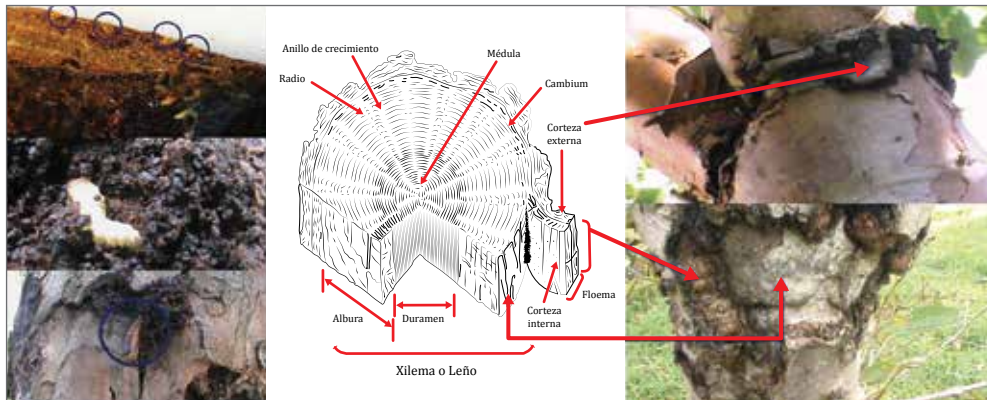


Figura 12. Tejidos afectados por el anillador del tallo.

Fuente: Autores

¿Qué árboles afecta?

Las investigaciones mostraron que las elecciones de los árboles son muy específicas, siendo común las infestaciones reiteradas en el mismo árbol, aun cuando este se encuentra rodeado por árboles sanos. Se han encontrado árboles afectados hacia las zonas con sombrío, frescas y húmedas. Como hospedero alterno, se encontró al arrayán o mirto (*Myrtus communis* L.), con un 5 % de casos reportados en sistemas guayaberos.

¿Cuándo se ocurre el daño?

Tras 56 semanas de seguimiento ininterrumpido en cuatro fincas experimentales de Vélez y Moniquirá, se concluyó que el daño por anillador se puede dar a lo largo de todo el año con tres bien documentados picos de actividad a final de los meses de febrero, octubre y abril, principios de noviembre y mayo (figura 13). En estas cuatro fincas, se observaron 72 árboles: 24 con anillador, 24 con taladrador y 24 inicialmente sanos, con el objetivo de conocer la severidad y progresión de los daños en árboles individualizados. Para monitorear la severidad, se propuso una escala donde se asocia el daño por plantas parásitas, por anillador y por taladrador (tabla 4). Los resultados mostraron que los daños por anillador aumentaron desde noviembre de 2013 y estos se pueden confundir por el daño ocasionado por plantas parásitas de la familia Moraceae (figuras 14 y 15).

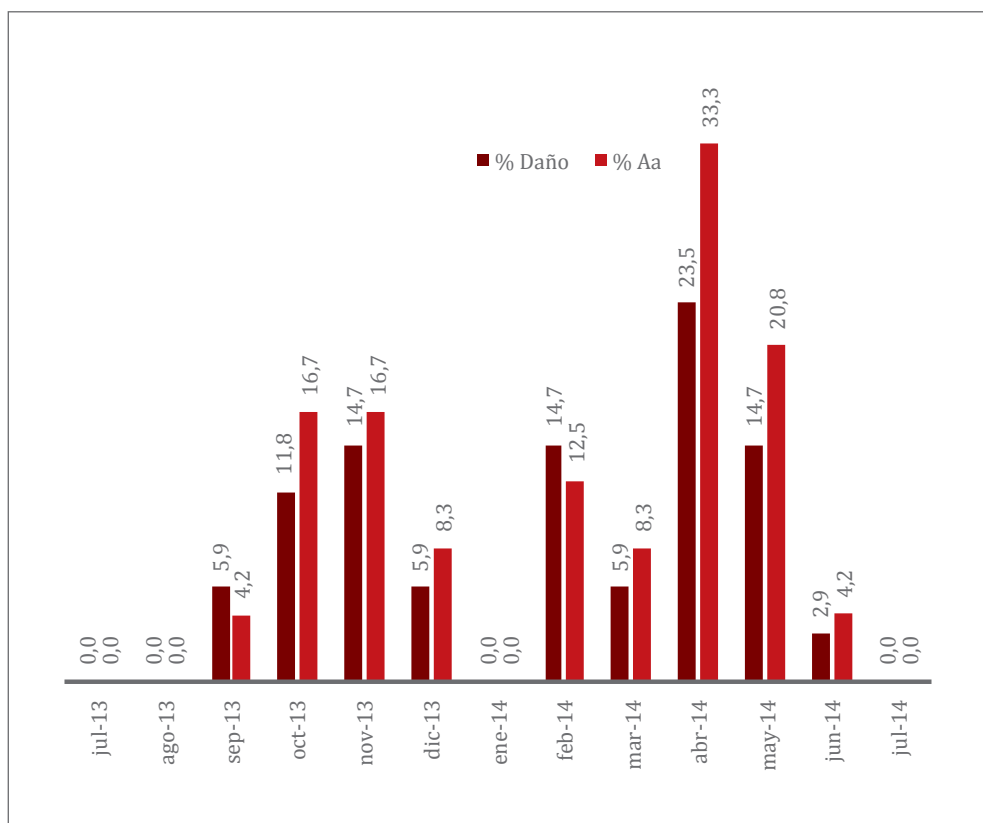


Figura 13. Progresión del daño del anillador, en porcentaje de daño total y de árboles afectados (Aa).

Fuente: Elaboración propia

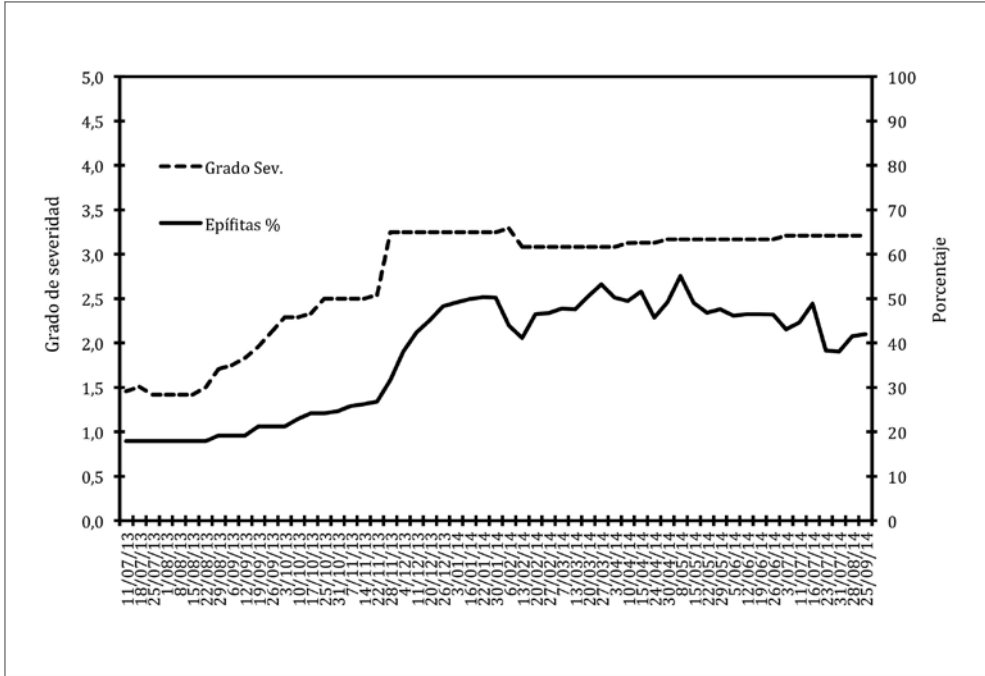


Figura 14. Tendencia de severidad del daño por anillador a lo largo de un año de seguimiento.

Fuente: Elaboración propia

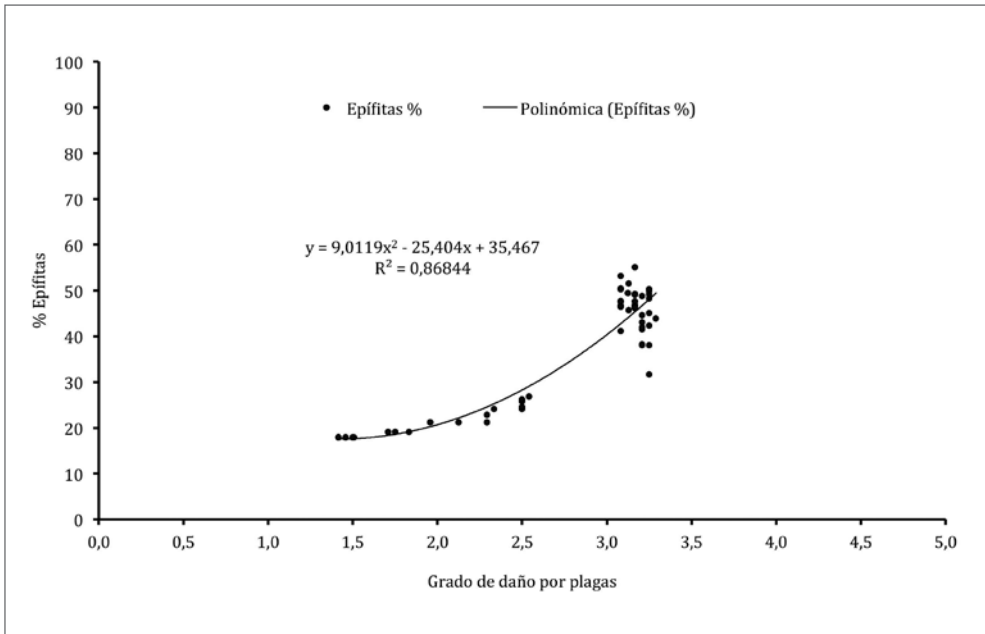


Figura 15. Relación de daño por parásitos contra el daño ocasionado por el anillador.

Fuente: Elaboración propia

Tabla 4. Escalas de severidad propuestas para las dos plagas objeto de estudio y para el daño ocasionado por plantas parásitas

Grado	Síntoma	Anillador (número de heridas)	Taladrador (número de heridas)	Parásitas (% de la corteza cubierta)
0	Ausente	Sin	Sin	Sin
1	Muy leve	Caducas	Caducas	1-10 %
2	Leve	< a 3 activas	1 activa	11-20 %
3	Moderado	3-4 activas	2-4 activas	21-30 %
4	Severo	4-6 activas	5-8 activas	31-50 %
5	Muy severo	≥ 7 activas	9 activas	≥ 51-100 %

Fuente: Elaboración propia

Importancia económica del daño del anillador

En el estudio hecho a 124 predios de los nueve municipios listados en la tabla 5, se encontró que la incidencia por finca es alrededor del 98% [$9,87 \pm 1,94$ árboles infestados sobre $40,74 \pm 5,52$ árboles observados por predio ($n = 4.970$)]. En los sistemas silvopastoriles con un promedio de 100 árboles en $0,93 \pm 0,131$ ha ($n = 122$), se encontró que el 25% estaban afectados por la plaga con una severidad de tres (tabla 4). Bajo estos parámetros, la plaga es económicamente importante.





Tabla 5. Municipios visitados y valores de incidencia y árboles afectados por las dos plagas objeto de estudio

Municipio	Veredas	Predios visitados	Hectáreas trasegadas	Árboles totales	Árboles observados	Taladrador		Anillador	
						Árboles infestados	Incidencia (%)	Árboles infestados	Incidencia (%)
Guavatá	5	14	13,5	1.525	464	194	93	95	100
Vélez	4	18	18,5	2.104	542	230	100	148	94
Barbosa	5	10	7,05	1.680	268	69	90	59	90
Moniquirá	9	16	10,25	1.220	521	77	94	140	100
Puente Nacional	10	19	22,13	2.929	714	137	100	209	100
Jesús María	6	14	13,75	1.481	550	129	100	136	100
San Benito	5	12	9,1	2.975	679	59	85	108	100
Tununguá	5	13	22,4*	6.220*	852*	21	62	288	100
Briceño	5	7	7	2.320	484	1	14	45	100
Total = 9	54	124	123,7	22.454	5074	917*	94	1.228*	98

*: Se excluyen 3.500 y 1.336 árboles, respectivamente, que reportaron la presencia de otras plagas de iguales nichos. El tamaño promedio en la región de un predio silvopastoril es de $0,93 \pm 0,131$ ha ($n = 122$).
Fuente: Elaboración propia

Distribución geográfica

Valle del Cauca

Se ha registrado presencia de *Carmenta theobromae* en la zona norte y centro del departamento, en cultivos tecnificados de guayaba pera variedad Palmira ICA-1 y lotes silvestres de guayaba común, así como en plantaciones de cacao, y en el occidente de Boyacá en guayaba regional roja, la hoya del río Suárez en regional roja y blanca, ICA Pera, Mulata y Jaibana, y, en Venezuela, en el estado de Aragua en cacao (Delgado 2005). Hay reportes en Cundinamarca, en el municipio de Viotá, en guayaba (Arévalo 2010).

Hoya del río Suárez

En 300 ha visitadas, distribuidas en dos zonas geográficas, en la hoya del río Suárez y el occidente de Boyacá (tabla 5, figura 16), entre los 5°42' y 6°06' N y 74° a 73° W, se encontró presencia de la plaga (figura 17).



Figura 16. Sitios de estudio de las plagas. El rectángulo corresponde a la hoya del río Suárez y a la Provincia Ricaurte; el cuadrado corresponde al occidente de Boyacá.

Fuente: Google Earth

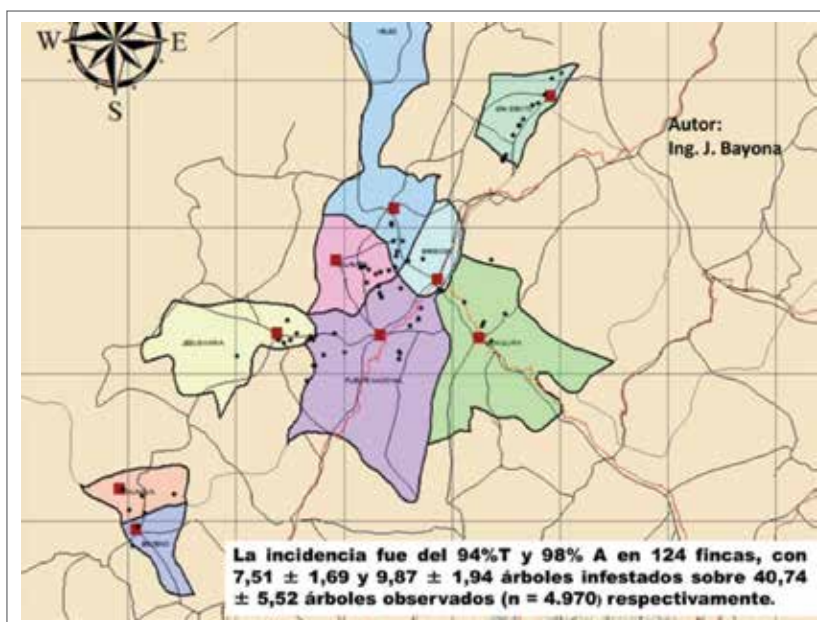


Figura 17. Mapa de distribución de las plagas anillador (A) y taladrador (T). Los puntos negros corresponden a los predios visitados; los recuadros rojos son las cabeceras municipales.

Fuente: J. Bayona, Corpoica

Ciclo de vida del anillador del tallo

Se determinó que en las condiciones abióticas de la subregión de la hoya del río Suárez ($25 \pm 3 \text{ }^\circ\text{C}$; $60\% \pm 10\% \text{ HR}$) el anillador es una especie con tres ciclos en el año de aproximadamente 120 días desde huevo a adulto (tabla 6).

Tabla 6. Ciclo de vida del anillador a partir de datos de prevalencia de estados en campo y daño a lo largo del año (figura 13)

Adultos												
Pupas												
Larvas												
Huevos												
Estado/MES	E	F	M	A	M	Ju	Jul	A	S	O	N	D

Fuente: Elaboración propia

En laboratorio, al suministrar las mismas condiciones abióticas, se obtuvieron datos próximos para el ciclo de vida, y se abarcó cada estado como se señala en la figura 18.

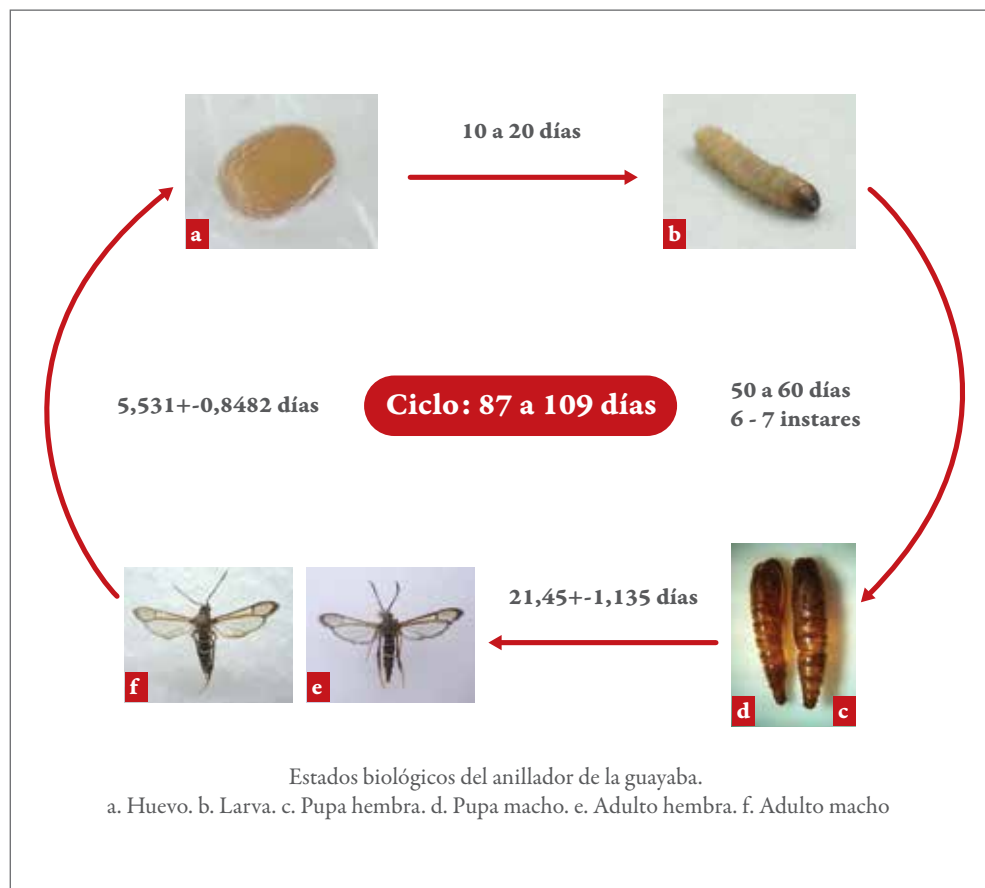


Figura 18. Duración del ciclo vital del anillador en laboratorio, a $25 \pm 3 \text{ }^\circ\text{C}$; $60 \% \pm 10 \% \text{ HR}$.
Fuente: Elaboración propia

Estrategias de control del anillador

Los programas de manejo integrado de plagas contemplan la sinergia del uso de varias estrategias para disminuir los niveles poblacionales de las especies que son plaga de determinados cultivos. En este sentido, se usan conjuntamente los controles culturales, biológicos y químicos, bajo una planeación responsable.



Control cultural

Con el ánimo de conocer si las incidencias del 98 % de la plaga anillador solo se daban en sistemas silvopastoriles, se realizó un bioensayo que contrastó este sistema con sistemas tecnificados. Los resultados de seguimiento a 334 árboles repartidos en seis fincas, tres de cada sistema, 140 en silvopastoril y 194 en tecnificado se muestran en la figura 19. Se concluye que los sistemas silvopastoriles presentan el doble de infestación que los tecnificados. Se observó que sistemas tecnificados no presentaron la plaga, con manejos de más de 1.200 árboles simultáneos. Por ende, la tecnificación reduce hasta el 60,4 % la incidencia de la plaga y aunada a manejo del cultivo como plateo y podas donde se permita la entrada de luz al árbol.

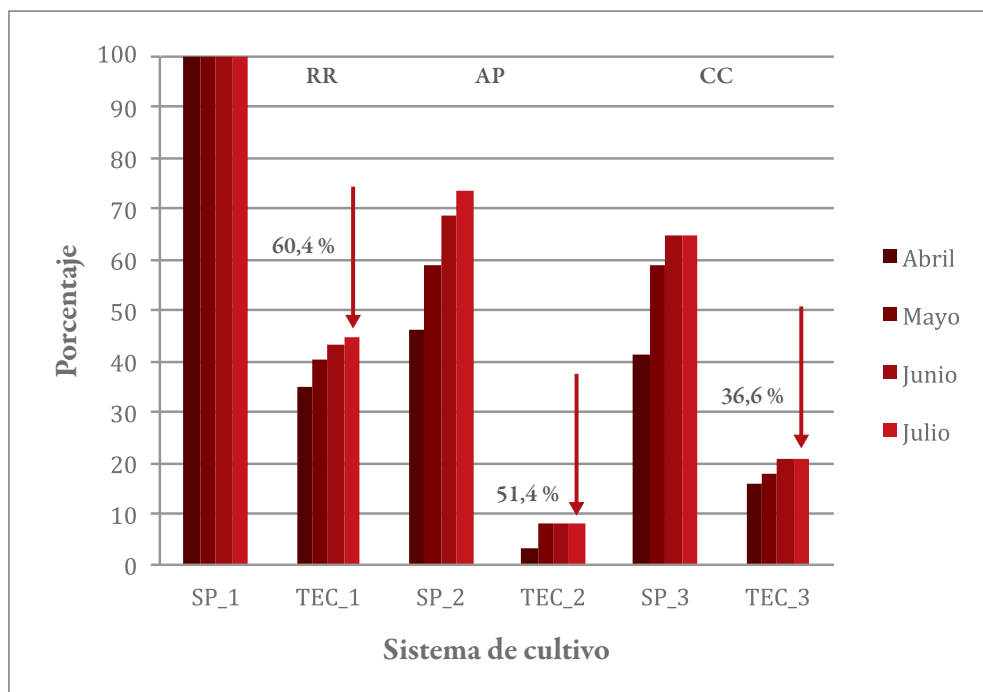


Figura 19. Incidencia de las plagas según el sistema de siembra. RR: finca del sector Los Guayabos, Vélez, Santander. AP: Finca del sector Aco y Peña Blanca, Vélez, Santander. CC: Finca del sector Pozo Negro, Barbosa, Santander. Los sistemas tecnificados lindaban con los silvopastoriles.

Fuente: Elaboración propia

Además de esto, se recomienda remover manualmente las cortezas afectadas y exponerlas al sol; el anillador no soporta exposiciones prolongadas a este.

Control biológico

Se realizó un reconocimiento de los parasitoides y entomopatógenos naturalmente presentes en los estados biológicos del anillador, colectados a lo largo del año.

Parasitoides

Se encontraron parasitaciones de hasta 60 % de las pupas colectadas en campo por el himenóptero *Brachymeria* spp. (Chalcididae): *B. pedalis* y *B. conica* (figura 20a). En el caso de larvas, se encontraron parasitaciones de un 25 % de individuos de último estadio por el himenóptero *Aganaspis* sp. (Figitidae) (figura 20b). Cabe mencionar que se encontraron *Odontosema* sp. (Braconidae) (10 %) (figura 20c), *Doryctobracon* sp. (10 %) (figura 20h), e Ichneumonides que, en total, suman ocho parasitoides himenópteros de la plaga (figura 20d-g). También se encontró Tachinidae (Diptera): *Siphostumia* sp. y *Sturmiomima* sp. (figura 20i); y un anélido sin identificar a la fecha de publicación de esta cartilla.

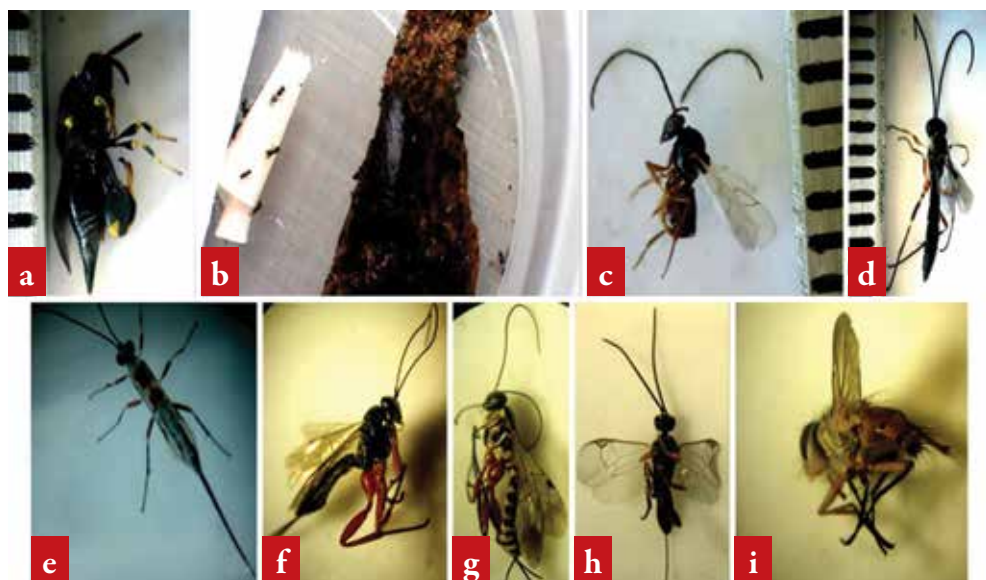


Figura 20. Parasitoides de pupas y larvas de anillador. a. *Brachymeria conica*; b. *Aganaspis* sp.; c. *Odontosema* sp.; d. *Lissonota* sp.; e. Morfoespecie 1; f. *Pimpla sanguinipes*; g. *Ganodes* sp.; h. *Doryctobracon* sp.; i. Tachinidae: *Sturmiomima*.

Fuente: Autores



Entomopatógenos

Se encontraron cuatro entomopatógenos del anillador. En pupas, se identificó a *Lecanicillium lecanii* (figura 21a y b) como entomopatógeno natural. En larvas, se halló *Beauveria bassiana* (figura 21c y d), *B. brongniartii* (figura 21g y h) y *Paecylomyces* sp. (figura 21e y f). Estos entomopatógenos son promisorios para un programa de manejo integrado de plagas. El hecho que se estén presentando naturalmente estas especies mundialmente reconocidas por sus capacidades patogénicas sobre especies plaga conlleva un avance significativo en el desarrollo de un método eficaz de control.

Feromonas

Se ha reportado el uso de la feromona Z, Z. octadecadienol acetato (ODDA), que es un atrayente sintético para machos y componente principal de la feromona sexual emitida por las hembras de los géneros *Carmentis* Edwards y *Synanthedon* Hübner (Nielsen y Balderston 1973; Eichlin 1992; Eichlin y Kinnee 2002; Delgado 2005).

Este método, combinado con trampas tipo Wilkison o McPhail, contribuiría a disminuir el número de machos disponibles para cópula, teniendo en cuenta que la proporción de machos observados en este estudio fue de uno por cada cinco hembras. Se debe advertir que por sí solo este método no constituye una forma eficiente de control.



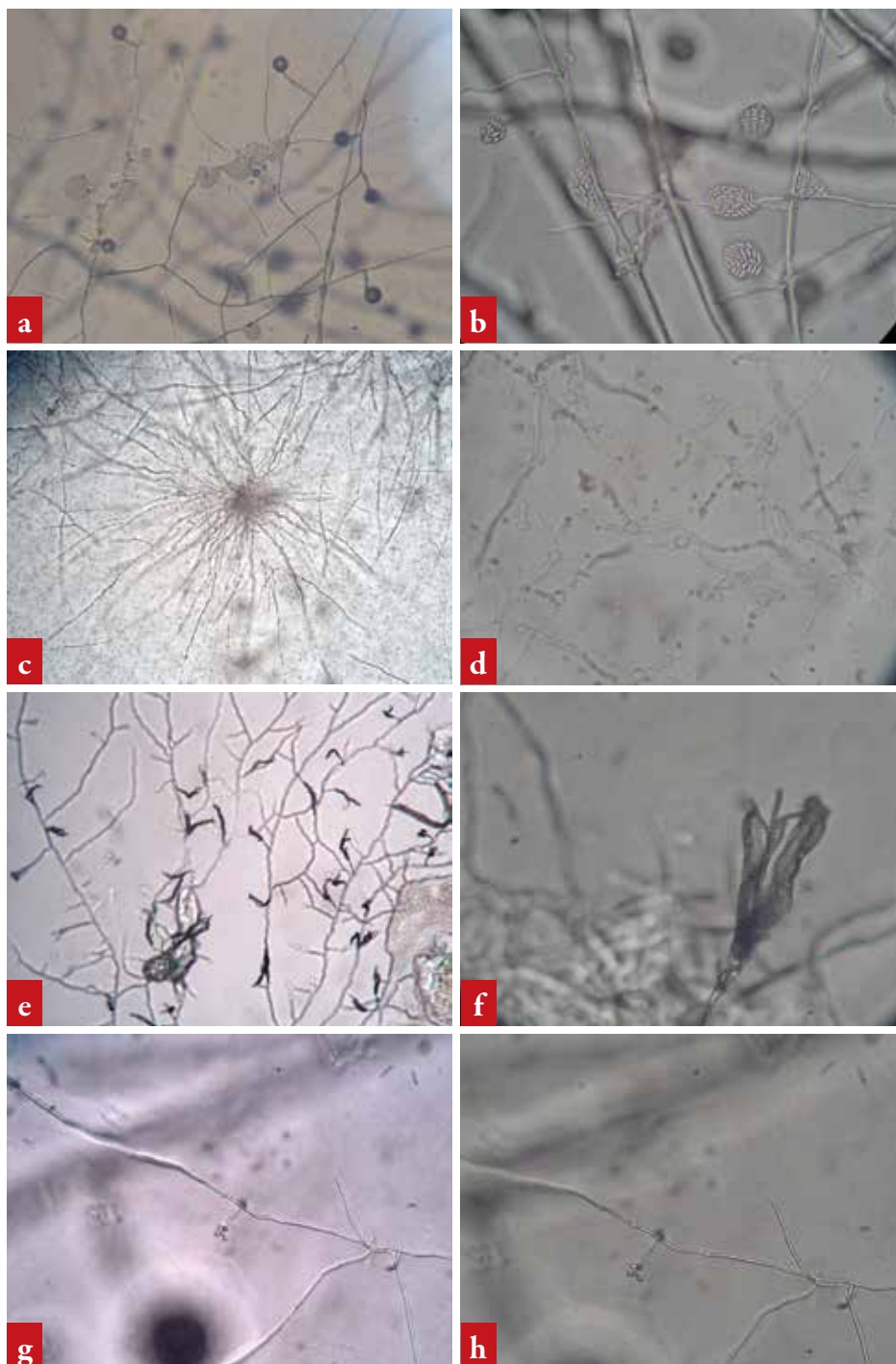


Figura 21. Entomopatógenos de pupas y larvas de anillador. a y b. *Lecanicillium lecanii*; c y d. *Beauveria bassiana*; e y f. *Paecylomyces* sp.; g y h. *Beauveria brongniartii*.

Fuente: Autores

Capítulo II

Taladrador del tallo o gusano tornillo de la guayaba (*Simplicivalva ampliophilobia* sp. nov.)

Sumado al anillador, se reportó la presencia de un problema limitante de la producción de guayaba en la hoya del río Suárez, cuyo daño característico es la acumulación de residuos cilíndricos de distintos tamaños en la base del árbol. Los residuos consistían en restos de madera digerida y excretada (figura 4).

Descripción y taxonomía

El taladrador es un lepidóptero glosado (carácter que pierde secundariamente en su evolución) ditrisio, heterócero. Los caracteres del octavo espiráculo ensanchado en larvas de último estadio, escudo torácico abultado y pigmentado, así como los patrones morfométricos de adultos (cuerpo tan ancho como largo), de coloración (grisáceos con puntos negros), hábitos y nicho de las larvas (xilófagas) y pupas (habitantes de galerías) lo situaron como un Cossidae, familia de importancia económica por poseer varias especies plagas en un rango de hospederos muy amplio (120, incluidas las Myrtaceae). A continuación, se presentan los estados del insecto.



Huevo (figura 22): provenientes de posturas simples, espaciadas, en promedio 40 huevos por postura ($n = 4$); se desconoce el sitio de oviposición, aunque se sospecha que es sobre el fuste, entre epifitas y líquenes. El huevo es de coloración cobrizo oscuro, mide $1,06 \pm 0,086$ mm de longitud y $0,9 \pm 0,066$ mm de ancho ($\alpha: 0,01$; $n = 20$). Es oblongo, aunque se encontraron algunos subpiramidales (figura 22a y b), con la parte posterior ahusada en un ángulo agudo abrupto a partir de la zona donde se atenúan las costas (figura 22b) y con la parte anterior invaginada hacia la roseta del micrópilo (figura 22c-f). Se adhiere a una superficie por medio de una secreción cementante que produce la hembra.

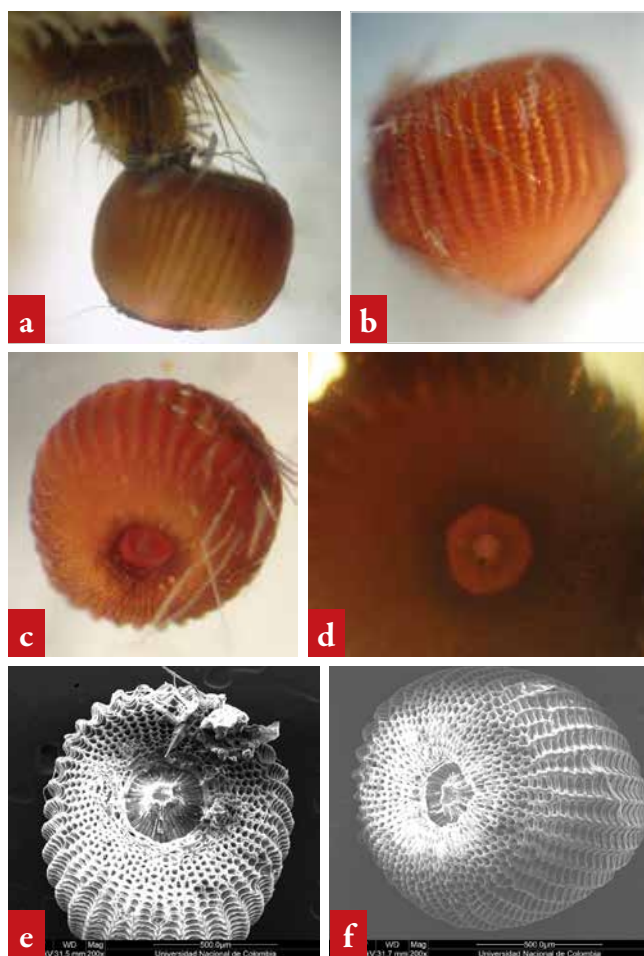


Figura 22. Huevos de taladrador. a. Huevo oblongo (10x); b. Huevo subpiramidal (10x); c. Invaginación del polo anterior (12x); d. Detalle de la roseta micropilar (20x); e. Micro fotografía electrónica de barrido mostrando las células anteriores del corión y la roseta micropilar (100x); f. Micro fotografía electrónica de barrido mostrando las células laterales del corión y la roseta micropilar (100x).

Fuente: Autores y microfotografías de barrido Gloria Patricia Barrera, Corpoica-UNal.



Larva (figura 23): eruciforme, mide $43,33 \pm 16,54$ mm de longitud ($n = 30$) por $0,6$ mm $\pm 0,2$ mm de ancho. Es de color gris en el vientre (figura 23a y b); y en los lados (pleura), pero dorsalmente es púrpura con una franja central traslúcida (figura 23c). Se ha observado que la larva de último estadio es casi completamente nácar dentro del hospedero, por lo que la hipersensibilidad a la luz podría explicar su cambio de color, con la subsecuente fotofobia como respuesta al estímulo lumínico. Posee una fuerte cabeza (figura 23d). Las mandíbulas negras son macizas, cortas, robustas con cinco dientes. El escudo torácico está ensanchado hacia la cabeza y se comprime levemente hacia el tórax (figura 23f). La parte más característica del escudo torácico es la zona posterior: una curvatura convexa (en forma de montaña) delimita la zona pigmentada, con un diseño de gotas. Cada gota discurre con la parte marrón más delgada y diseminada desde la zona anterior hasta una cabeza marrón muy oscurecida o concentrada hacia el tórax (figura 23h). A medida que se alejan de la curvatura, las gotas se hacen más pequeñas y menos alargadas. Los segmentos A1 a A7 presentan espiráculos del mismo marrón que el tegumento del vértex y son de aproximadamente el mismo tamaño. En el segmento A8 se observa un espiráculo muy grande, 3,5 veces mayor que los anteriores y de igual tamaño que el del pronoto. Este estigma es un carácter diagnóstico de la familia Cossidae (figura 23i) y está justo por encima de la línea de los estigmas abdominales. Los crochets con bandas transversales son uniordinales (figura 23g). Cuando es perturbada, la larva secreta un líquido de color rojo por el aparato bucal. La excreta de la larva son cilindros tres veces más largos que anchos de residuos de madera; estas excreciones se acumulan en la base del daño provocado por la larva y son directamente proporcionales al tamaño de esta (figura 23j). La larva no sale de la galería.



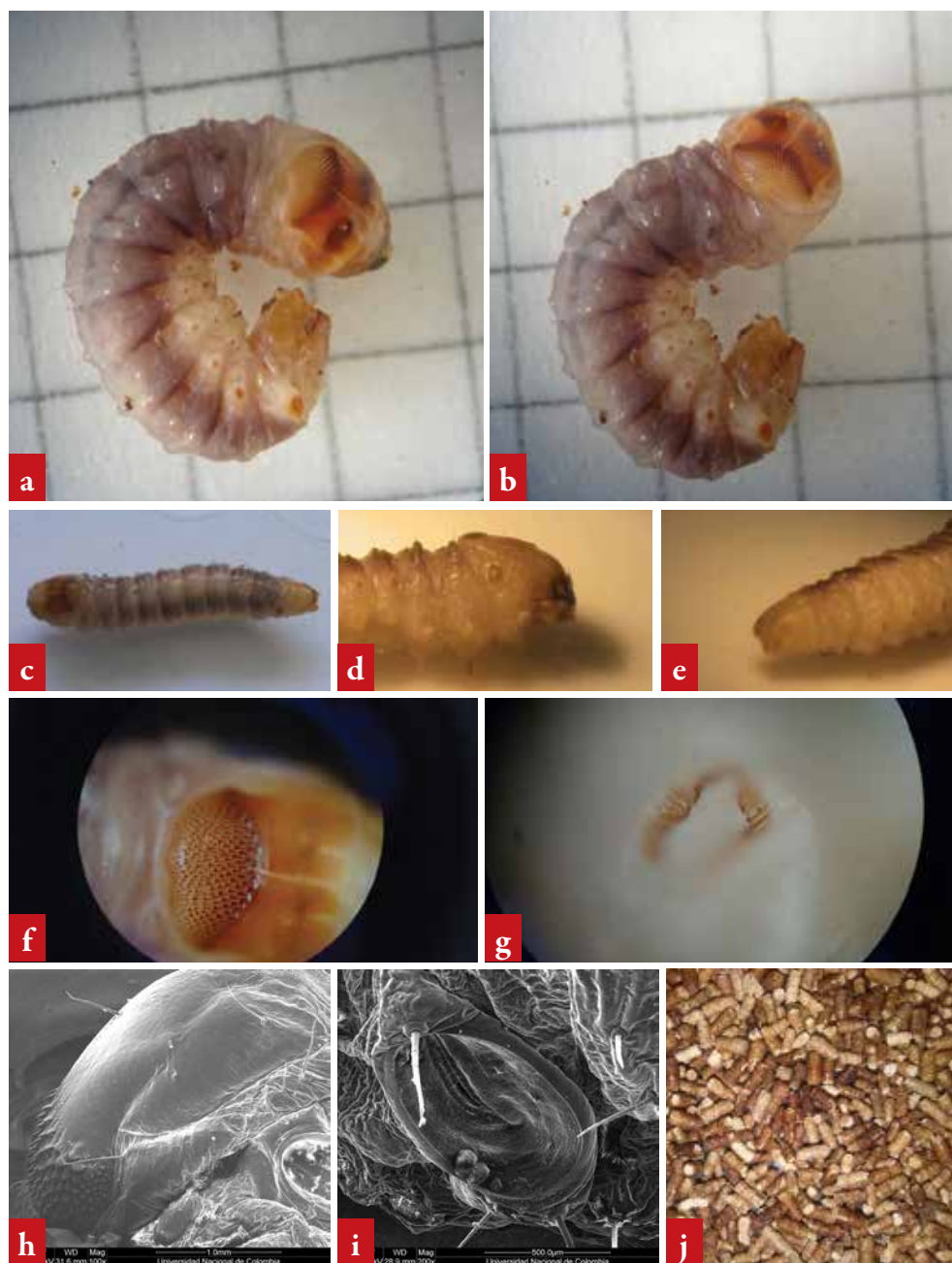


Figura 23. Larvas de taladrador. a. y. b. Vista superior de la larva de tornillo; c. Larva de tornillo extendida; d. Tagma cefálico y torácico en vista lateral; e. Vista de la parte posterior de la larva; f. Escudo torácico con las manchas características de la parte distal; g. Propodio con crochets uniordinales; h. Vista lateral del escudo torácico con las manchas asemejando tejas hilador (microscopía electrónica de barrido: 400x); i. Octavo estigma (microscopía electrónica de barrido: 400x); j. Excretas de la larva acumuladas en la base del árbol.

Fuente: Autores y microfotografías de barrido Gloria Patricia Barrera, Corpoica-UNal.



Pupa (figura 24): pupa obtecta, adéctica, en machos de $12,0 \pm 0,3$ mm de longitud y $5,0 \pm 0,20$ mm de ancho en promedio ($n = 5$); en hembras de $18,0 \pm 0,35$ mm de longitud y $4,5 \pm 0,30$ mm de ancho en promedio ($n = 5$) (figura 24a y b), color caramelo, con tegumento liso, brillante y traslucido, casi hialino, donde se distinguen los crecimientos y pigmentaciones de todos y cada uno de los tagmas del imago (figura 24c y d); a medida que se acerca el día de la emergencia, varias zonas del tegumento se tornan más oscuras. Espiritrompa ausente, palpos labiales robustos y largos, engrosados en la base. El tórax no presenta ningún proceso. Segmentos abdominales en forma rectangular, alargados, con la base más pigmentada de color caramelo. Cremaster ausente. Pupa en el interior de capullo de seda en el interior del tronco (figura 24e). Se distingue un retículo de seda en el orificio de salida de la galería que marca la presencia de la pupa (figura 24f).



Figura 24. Pupas de taladrador. a. y b. Pupa en primeros días de desarrollo; c. y d. Pupa en últimos días de desarrollo; Nótese la reducción de la pupa y la coloración apreciable del adulto en el interior; e. Pupa en el interior de un capullo y un tronco; f. Retículo indicador de presencia de prepupas y pupas.

Fuente: Autores

Adulto (figura 25): polilla nocturna, de $20,0 \pm 0,45$ mm de longitud, y $5,0 \pm 0,54$ mm de ancho en promedio ($n = 4$). Pigmentación heterocromática, con cuatro colores principales: blanco, negro (predominantes), gris y café (figura 25a y b). Antenas pectinadas doradas en toda su longitud, incluyendo el escapo (figura 25c). Escamas piliformes prolongadas sobre la frente, el vértex y el occipucio, de color blanco brillante. Palpos labiales recubiertos de escamas blancas, con el ápice desnudo color dorado. Espiritrompa ausente. Ojos compuestos grandes (figura 25d). Alas heteronéuras recubiertas de escamas blancas, café y negras. Escamas piliformes muy largas en la base alar superior, partiendo desde la tégula y el plato humeral en adelante. Escamas piliformes largas por debajo de la inserción del ala frontal. Termen presente, con patrón de coloración de dos manchas enfrentadas, una negra oscura y otra gris desvanecida (marca discal) (figura 25e). Los colores del imago del taladrador podrían ser crípticos de especies de líquenes y epífitas que crecen sobre el guayabo.

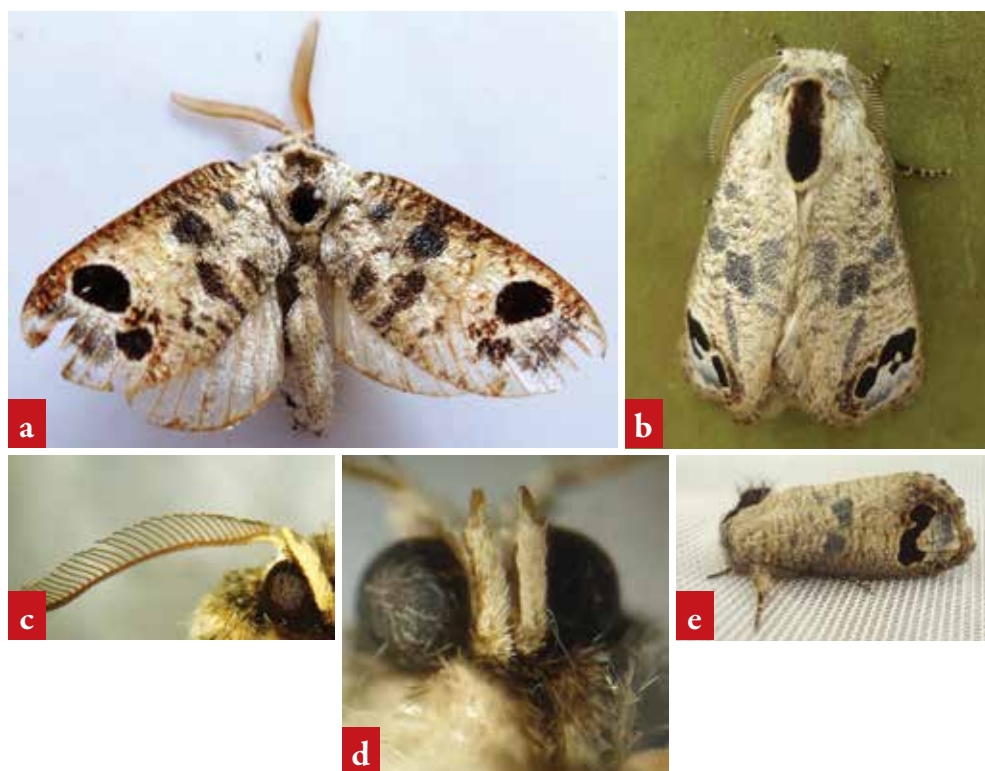


Figura 25. Adultos de taladrador. a. Adulto macho de taladrador; b. Vista inferior; c. Detalle de la antena del macho; d. Detalle de los palpos. Nótese la ausencia de espiritrompa; e. Vista lateral del adulto. Fuente: Autores



Se identificó al taladrador como *Simplicivalva ampliophilobia* sp. nov., Davis, Gentili-Poole & Mitter, que corresponde a una especie muy recientemente descrita en Costa Rica (Davis et al. 2008) (figuras 26 y 27).



Figura 26. Identificación taxonómica del taladrador.

Fuente: Víctor Pulido 2014

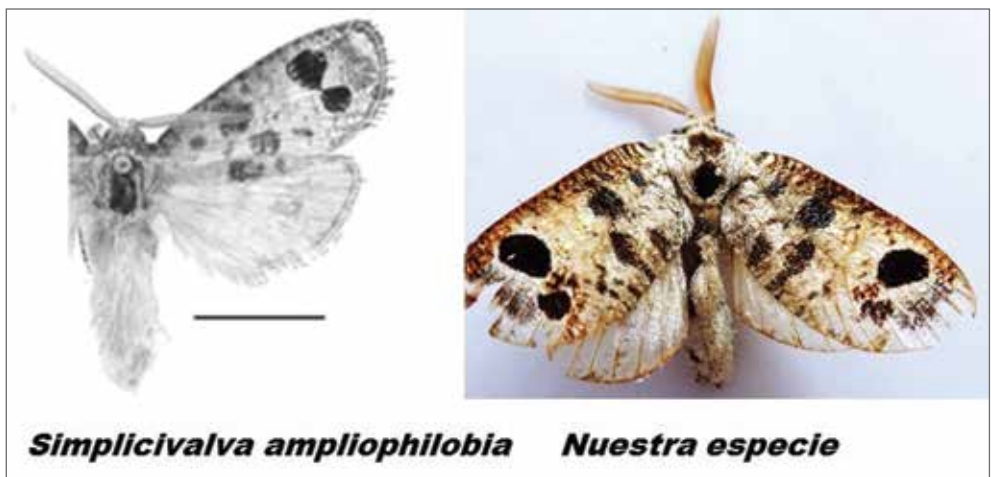


Figura 27. Comparación de la especie objeto de estudio: taladrador con la especie reportada por Davis et al. 2008.

Daños e impactos provocados por el taladrador del tallo

En esta sección se tratará tanto la forma como el estimativo del daño en términos de severidad e incidencia porcentual.

¿Por qué se llama taladrador, tornillo o barrenador del tallo?

A *Simplicivalva ampliophilobia* sp. nov. se le denomina taladrador del tallo por la forma del daño provocado en la planta. También se le llama barrenador por su hábito alimenticio (figura 28). Finalmente, se conoce como tornillo por la forma de su estado larval (figura 25 a-c).



Figura 28. Forma de daño del taladrador. Orificios perfectamente esféricos que recuerdan los hechos por un taladro, de ahí el nombre de la plaga

Fuente: Autores



¿Cómo es el daño?

Se desconoce el sitio exacto de oviposición de la hembra de *Simplicivalva ampliophilobia*, así como el comportamiento de las larvas recién eclosionadas; no obstante, tras un mes y medio a dos meses en el interior del árbol, sin mostrar actividad, se empiezan a acumular excretas muy pequeñas en la base del árbol. Durante esta etapa, la larva solo tiene una galería, la cual no invade el centro del árbol. Se supone que la oviposición se realiza sobre plantas y líquenes epífitos o que el huevo está siendo encubierto. Igualmente, se considera que el periodo entre la eclosión y los primeros síntomas de actividad corresponde a una fase de alta voracidad y acumulación de excretas. Una vez establecida en la galería, la larva permanecerá allí por espacio de ocho a diez meses, formando una galería en promedio de 80 cm en sentido vertical, la cual se encuentra recubierta con seda. Las larvas buscan cercanía con la médula del árbol y en sentido paralelo a esta. No es común que la larva salga de la galería, pero se han observado larvas con este comportamiento. La larva se cubre con una capa de seda que protege todo el cuerpo y allí consume la madera en sentido horizontal hasta alcanzar los vasos del xilema y barrena verticalmente. De la capa de seda queda una delgada línea perimetral y el resto se adhiere a las últimas heces fecales en ser despedidas por el orificio (figura 29a y b). El tamaño de las excretas es indicativo del tamaño de las larvas.

La perforación se realiza hacia el ápice de las ramas, pero también se encuentran larvas que barrenan hacia la raíz. Una larva puede interrumpir el barrenado vertical (figura 29c), realizar un pequeño paso horizontal y continuar consumiendo tejido en sentido vertical (figura 29e). Ello hace que se formen redes sencillas de galerías y que una misma larva tenga de dos a cuatro orificios de excreción y respiración.

Una vez la larva cesa la alimentación y se desplaza cerca de la galería con el orificio más grande, esta forma el retículo de seda, se envuelve en un capullo amarillo y entra en estado de prepupa (figura 24f). Tras 42 días, la pupa rompe el capullo y el retículo y se ancla al orificio de la salida y de allí emerge el adulto y queda la exuvia de la pupa (figura 29d).

Se registraron orificios por larvas por debajo de los 70 cm de altura del árbol. Los orificios que contienen pupas predominan en ramas secundarias a 1,20 m de altura. Las galerías están 10 °C por debajo de la temperatura ambiente y 15 puntos porcentuales por encima de la humedad relativa.

Las remociones de tejido vegetal son mortales en árboles menores a cinco años, los cuales tienen diámetros de ramas pequeñas. Árboles mayores, con ramas gruesas soportan las larvas. Se contabilizaron hasta 20 galerías simultáneas en un solo árbol (figura 29f).



Figura 29. Comportamiento del taladrador. a. Larva construyendo capullo protector; b. Larva bajo el capullo horadando; c. Larva en el interior de galería; d. Exuvia a la salida de un orificio; e. Galería de barrenador. Nótese el sentido vertical y horizontal; f. 20 galerías simultáneas en un individuo.

Fuente: Autores



¿Cuáles tejidos afecta?

El taladrador realiza el daño en sentido horizontal desde la corteza, pasando por el floema y cámbium hasta llegar al xilema primario (figura 30). Si el árbol no es muy grueso, puede llegar hasta la médula. El daño provocado por el taladrador es más agudo que el del anillador por cuanto remueve más masa durante más tiempo, consumiendo los mismos tejidos que el anillador en sentido horizontal y adicionándole la remoción del tejido de conducción per se. Además, al tratarse de daño de los tejidos de conducción de la planta se producen daños asociados al transporte. Existen remociones de tejido tan drásticas que solo queda la corteza exterior; esto se da en ramas terciarias afectadas.

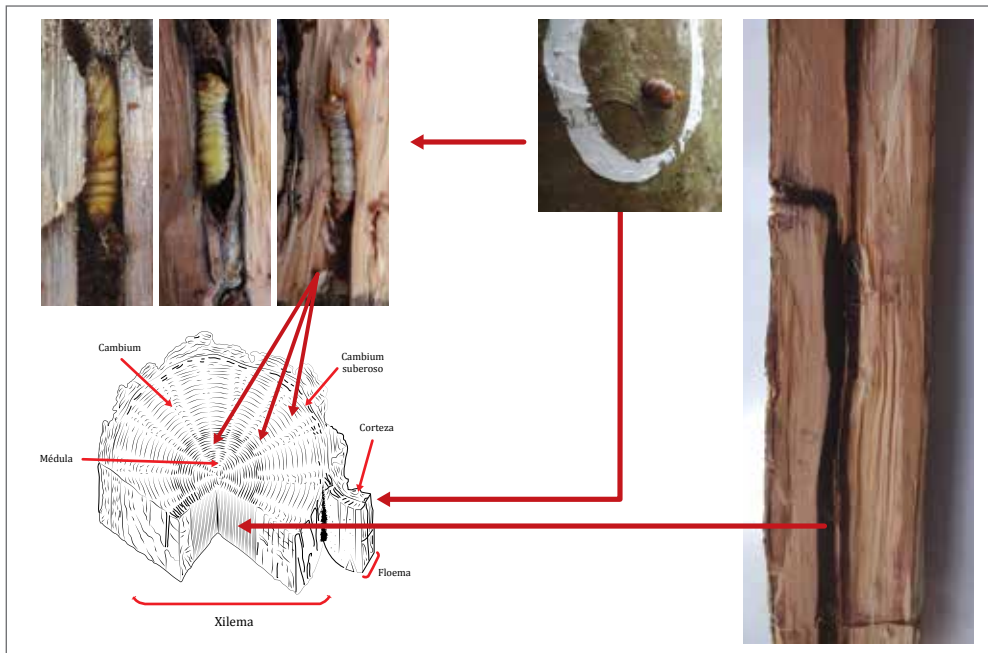


Figura 30. Tejidos afectados por el taladrador del tallo. Se muestran las fases del desarrollo de la plaga presentes en el daño: larva, prepupa y pupa (de derecha a izquierda).

¿Qué árboles afecta?

Las investigaciones mostraron que las elecciones de los árboles son muy específicas, siendo común infestaciones reiteradas en el mismo individuo, aun cuando este se encuentra rodeado por árboles sanos. Se encontraron árboles afectados hacia las zonas con sombrío, frescas y húmedas de los agroecosistemas.

Es necesario adelantar estudios para corroborar si hay kairomonas involucradas en la señalización química que permite reconocer hospederos potenciales a la plaga.

Como hospedero alterno, se encontró al arrayán o mirto (*Myrtus communis* L), con un 10% de casos reportados en sistemas guayaberos.

¿Cuándo ocurre el daño?

Tras 56 semanas de seguimiento ininterrumpido en cuatro fincas experimentales de Vélez y Moniquirá, se concluyó que el daño por taladrador se da a lo largo de todo el año, con un pico pronunciado a finales de mayo (figura 31). En estas cuatro fincas, se observaron 72 árboles: 24 con anillador, 24 con taladrador y 24 inicialmente sanos, con el objetivo de conocer la severidad y progresión de los daños en árboles individualizados. Para monitorear la severidad, se propuso una escala donde se asocia el daño por plantas parásitas y por el taladrador (tabla 4). Los resultados mostraron que los daños por taladrador han aumentado desde noviembre de 2013 y que estos se pueden confundir por el daño ocasionado por plantas parásitas de la familia Moraceae (figuras 32 y 33).

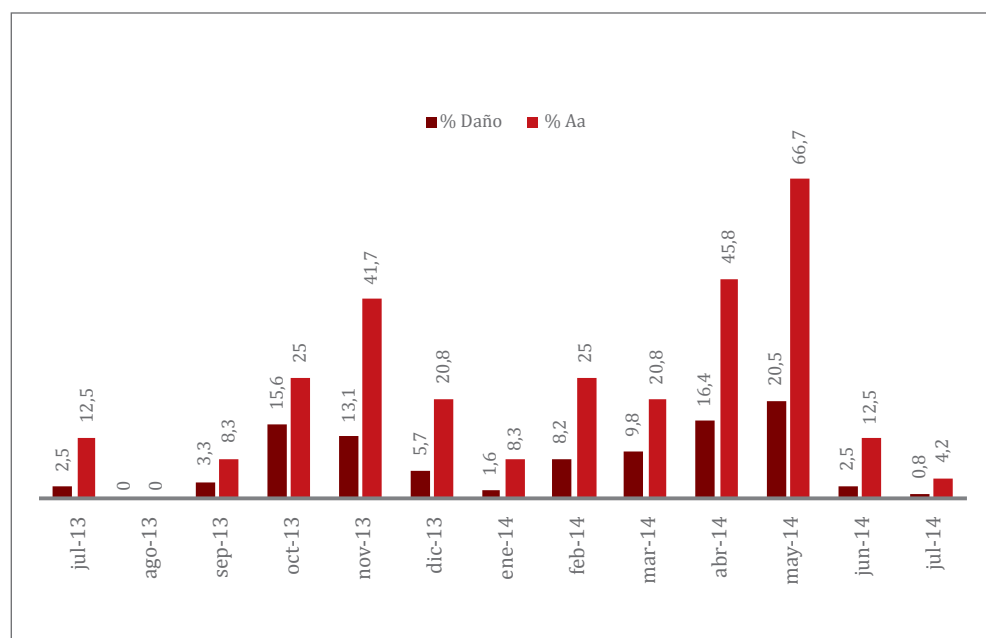


Figura 31. Progresión del daño del taladrador en porcentaje de daño total y de árboles afectados.
Fuente: Elaboración propia

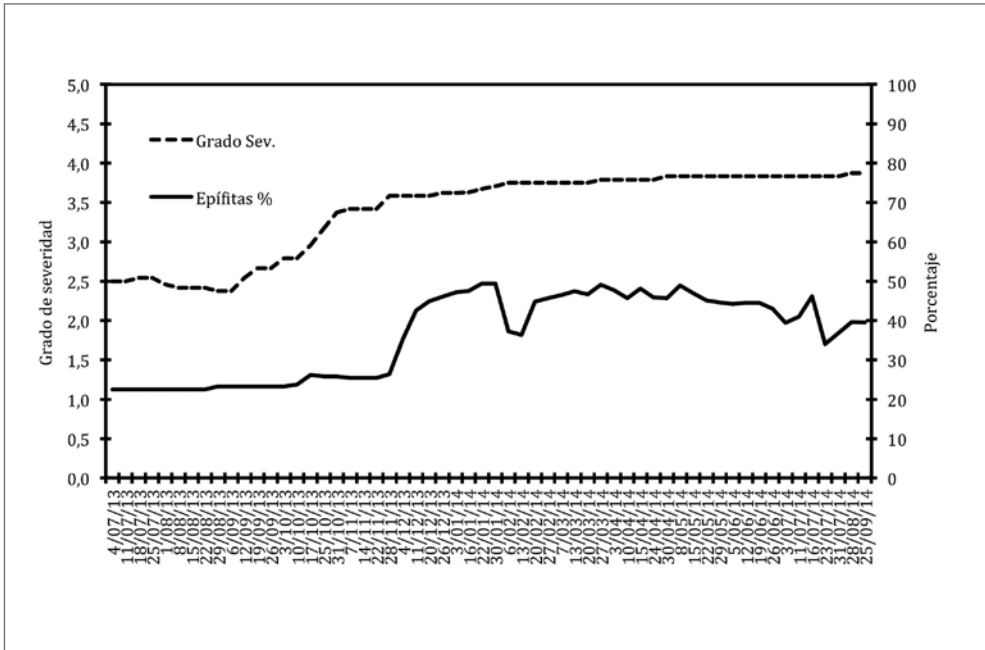


Figura 32. Tendencia de severidad del daño por taladrador a lo largo de un año de seguimiento.
Fuente: Elaboración propia

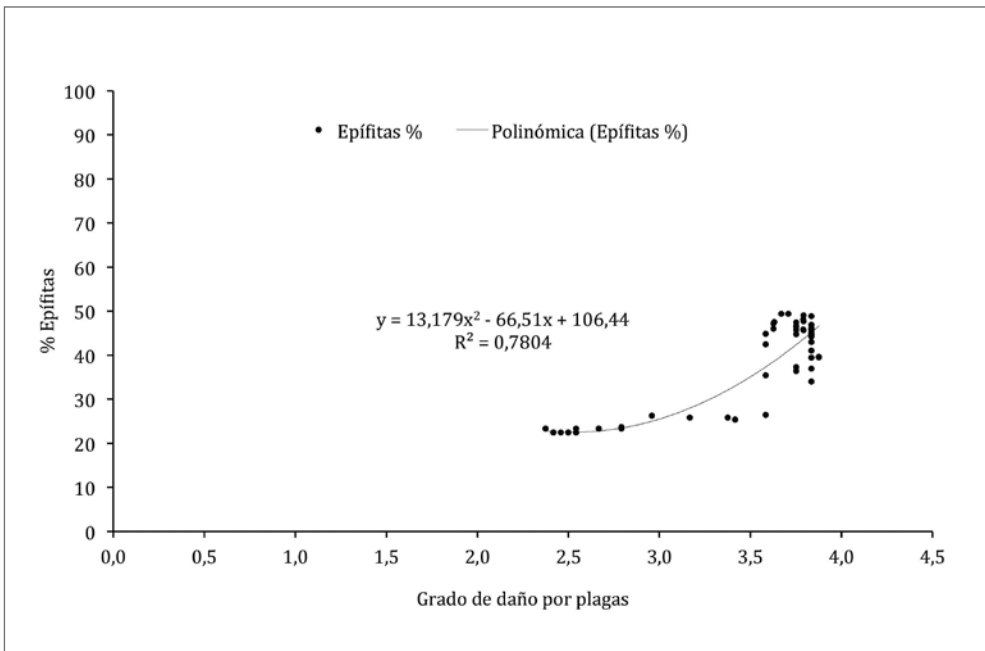


Figura 33. Relación de daño por parásitos contra el daño ocasionado por taladrador.
Fuente: Elaboración propia

Importancia económica

En el estudio hecho a 124 predios de los 9 municipios listados en la tabla 5, se encontró que la incidencia por finca ronda el 94% [$7,51 \pm 1,69$ árboles infestados sobre $40,74 \pm 5,52$ árboles observados por predio ($n = 4.970$)]. Siendo menos crítico el daño en los predios guayaberos, que en sistemas silvo-pastoriles que tienen en promedio 100 árboles en $0,93 \pm 0,131$ ha ($n = 122$); se encontró que el 25 % estaban afectados por la plaga con una severidad de 3 (tabla 4). En estos parámetros, la plaga es económicamente importante.

Distribución geográfica

Esta especie solo se ha reportado en la hoya del río Suárez; sin embargo, se adelantan estudios en el norte del Valle de Cauca con una especie parecida, así como en el occidente de Boyacá. Hay una descripción de *Cossula nigripuncta* (Dognin 1916) en Cundinamarca, cuyos caracteres son inquietantemente parecidos al taladrador. Algunas especies del género pasaron a *Biocellata*, incluida *C. nigripuncta*. No obstante, debido a la antigüedad de la publicación, no se pudo corroborar la información.

En la hoya del río Suárez

En 300 ha visitadas, distribuidas en dos zonas geográficas: la hoya del río Suárez y el occidente de Boyacá (tabla 5, figura 16), entre los $5^{\circ} 42'$ y $6^{\circ} 06' N$ y 74° a $73^{\circ} W$, se encontró presencia total de la plaga (figura 17).





Ciclo de vida del taladrador

Se determinó que, en las condiciones abióticas de la subregión de la hoya del río Suárez ($25 \pm 3 \text{ }^\circ\text{C}$; $60\% \pm 10\% \text{ HR}$), el taladrador es una especie con un ciclo en el año de aproximadamente 294 a 366 días desde huevo a adulto (tabla 7).

Tabla 7. Ciclo de vida del taladrador a partir de datos de prevalencia de estados en campo y daño a lo largo del año (figura 31)

Verano	Enero		Larvas		
Verano	Febrero		Larvas		
Verano	Marzo		Larvas		
Invierno	Abril		Larvas		
Invierno	Mayo		Larvas		
Verano	Junio		Larvas	Pupas	
Verano	Julio			Pupas	
Verano	Agosto	Huevos		Pupas	Adultos
Invierno	Septiembre	Huevos			Adultos
Invierno	Octubre		Larvas		
Invierno	Noviembre		Larvas		
Verano	Diciembre		Larvas		

Fuente: Elaboración propia

En laboratorio, mediante suministro de las mismas condiciones abióticas, se obtuvieron datos próximos para el ciclo de vida, abarcando cada estado lo señalado en la figura 34.

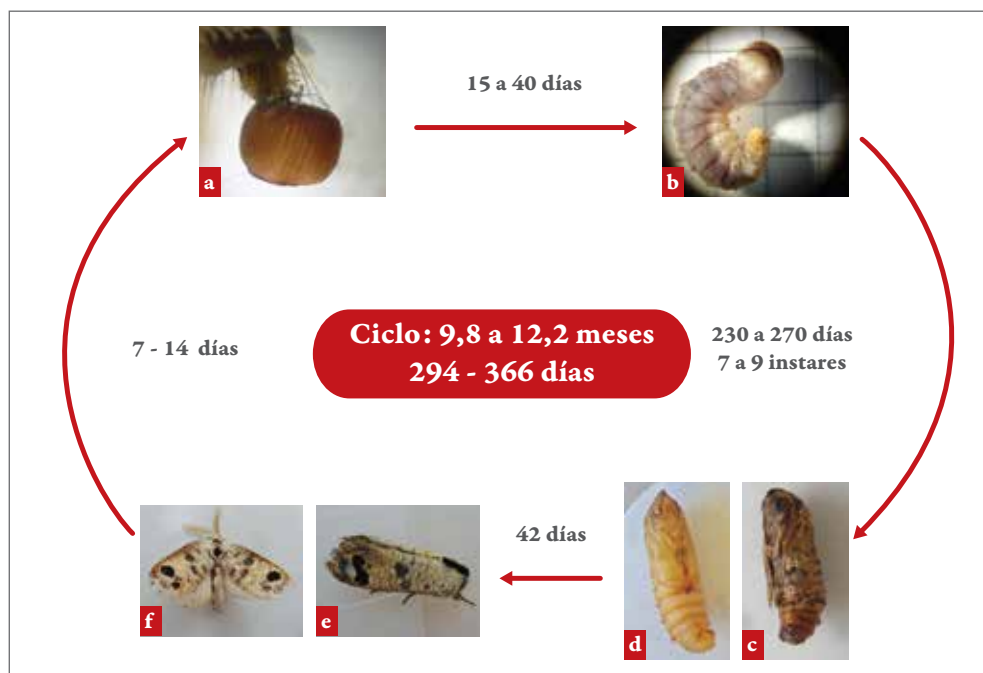


Figura 34. Duración del ciclo vital del taladrador en laboratorio, a $25 \pm 3^\circ\text{C}$; $60\% \pm 10\%$ HR.
Fuente: Elaboración propia

Estrategias de control del taladrador

Al igual que con el anillador del tallo, para el control del gusano taladrador se ha priorizado una serie de estrategias identificadas en campos comerciales de la región de la hoya del río Suárez. A continuación, se detallan cada una de ellas.

Control cultural

Se obtuvieron los mismos resultados que con el anillador (ver control cultural anillador), donde el control cultural por sí solo, a través de la tecnificación, disminuye hasta en un 60,4% la presencia de estas dos plagas y evita su sinergia. Si se combinan el control cultural con otros, en especial el biológico, en un programa conjunto de manejo de plagas, el estimado es un control del 100%, es decir, la erradicación de las plagas de los cultivos.



Control biológico

Se realizó un reconocimiento de los parasitoides y entomopatógenos naturalmente presentes en los estados biológicos del taladrador colectado a lo largo del año.

Parasitoide

Se encontró un parasitoide de larvas de último estadio de taladrador (figura 35). Se trata de una *Aganaspis* sp. (Figitidae), cuyos valores de parasitación rondaron el 60 % de las larvas traídas de campo.

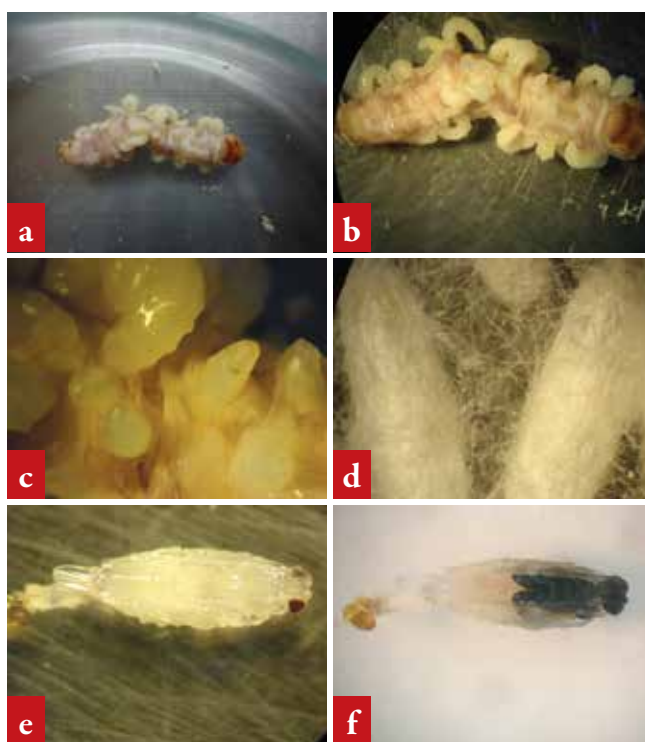


Figura 35. Parasitoide de larvas de taladrador: *Aganaspis* sp. (Figitidae).
Fuente: Autores

Entomopatógenos

Se encontraron cinco entomopatógenos y tres hongos oportunistas en larvas de taladrador. Se listan los entomopatógenos: *Metarhizium* spp, (probablemente *M. anisopliae*), *Lecanicillium* sp., (probablemente *L. lecanii*), *Paecilomyces* sp., *Hansfordia* sp., y *Gliocladium* sp.

Capítulo III

Enrollador de las hojas del cultivo de guayaba (*Strepsicrates smithiana*)

Descripción

Strepsicrates smithiana es una polilla de la familia Tortricidae, especie de amplia distribución geográfica, que se encuentra desde el noreste de Estados Unidos hasta el suroeste de Chile (Vargas 2012). Es conocido comúnmente como plegador de los retoños (Ávalos 2010) o enrollador de las hojas (Carabalí-Muñoz et al. 2013). Existen reportes previos del insecto como plaga en plantaciones de *Myrica pavonis*, *M. faya*, *M. cerífera* (Krauss 1964; Vargas 2012) y *Psidium guajava* (Peña et al. 1999; Instituto de Investigaciones en Fruticultura Tropical 2011; Carabalí-Muñoz et al. 2013). En el norte del Valle del Cauca, altas poblaciones del enrollador en estado larval pueden disminuir la producción hasta en un 50 % en cultivos comerciales de *P. guajava*, variedad Palmira ICA-1, debido a que afecta especialmente en etapa de emisión de brotes, periodo comprendido entre 30 y 45 días después de la práctica de poda, en el que las larvas se alimentan de hojas y rebrotes muy tiernos de la planta, lo que ocasiona amarillamiento y posterior muerte de los terminales vegetativos (Carabalí-Muñoz et al. 2013).

Distribución

S. smithiana presenta una distribución generalizada para el Valle del Cauca (figura 36), asociada a guayaba pera variedad Palmira ICA-1, en donde se encuentran altos niveles de infestación en plantaciones en etapa vegetativa de emisión de brotes; sin embargo, plantaciones en etapa de formación de



botones florales, floración, cuajado y madurez de frutos e incluso en época de cosecha también son susceptibles al ataque del insecto, aunque en menor abundancia, la cual varía dependiendo de la cantidad de brotes terminales presentes en la planta y del manejo al cultivo (figura 37).

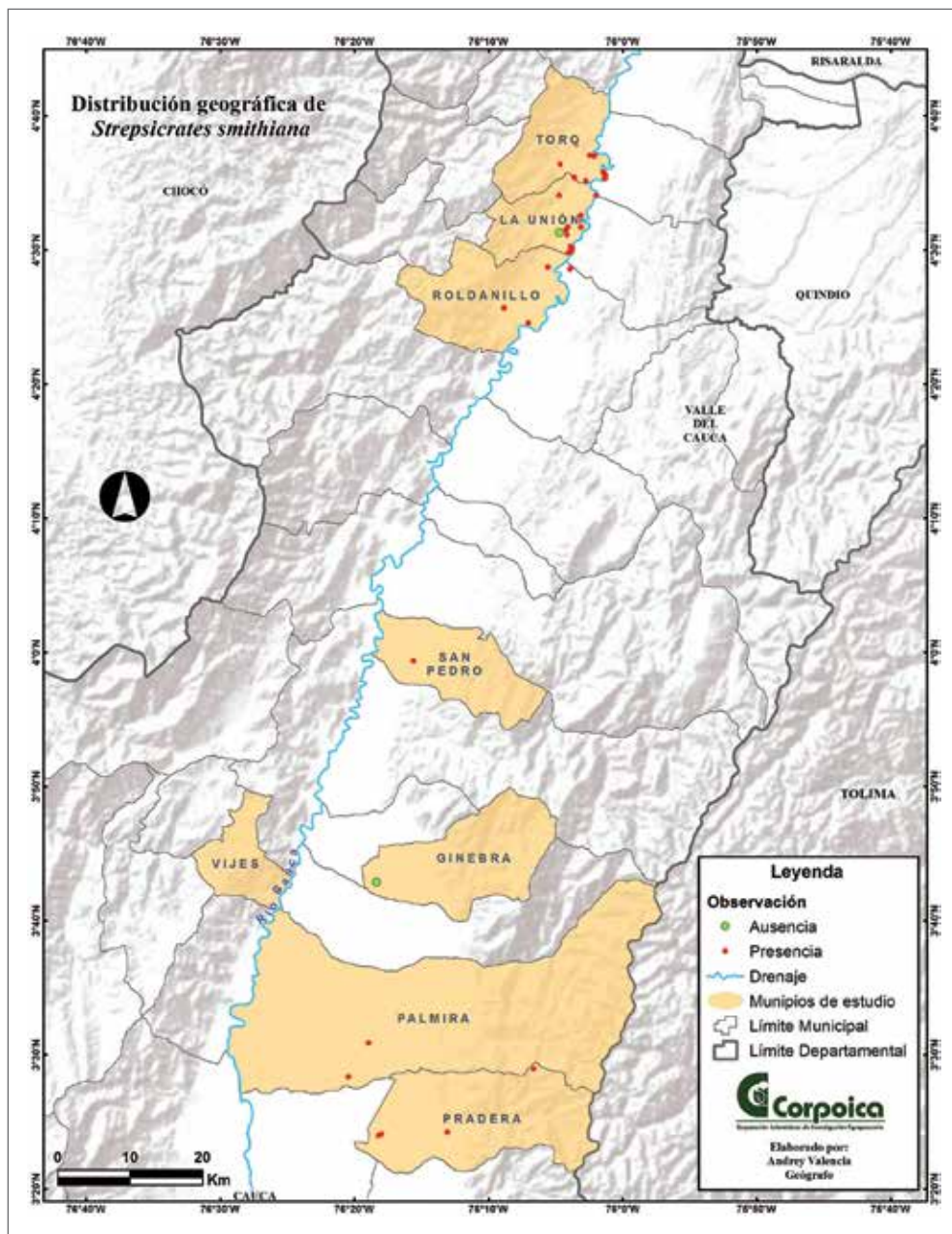


Figura 36. Distribución de *Strepsicrates smithiana* en el Valle del Cauca.

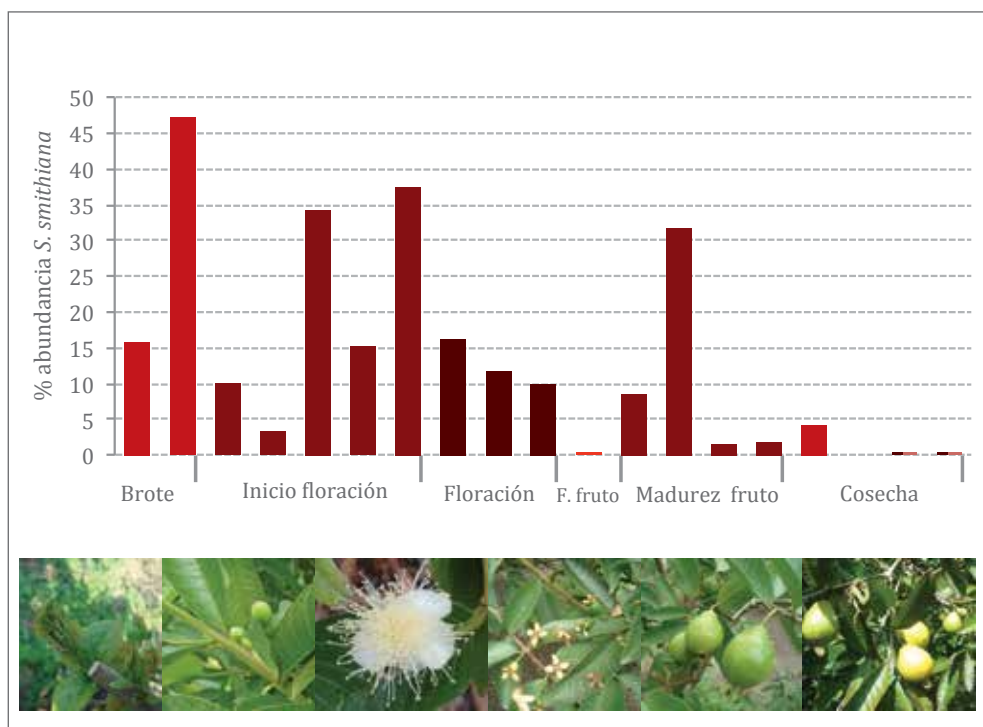


Figura 37. Infestación *Streplicrates smithiana* según la fenología del cultivo de guayaba.
Fuente: Elaboración propia

Daño

El daño lo ocasiona el estado larval de *S. smithiana*, principalmente en etapa de emisión de brotes, entre 15 y 45 días después de la práctica de poda. Durante este periodo, los brotes alcanzan una longitud promedio de 4,5 cm y se caracterizan por ofrecer un follaje muy tierno, del cual se alimentan las larvas (figura 38a). Los primeros síntomas se evidencian por pequeñas raspaduras de color marrón en la lámina foliar, causadas por larvas de primer instar, las cuales, una vez nacidas, se ubican en las nervaduras principales y secundarias de las hojas. Posteriormente, se recubren y protegen con una delgada capa de seda (figura 38b). Una vez situadas, empiezan a consumir el tejido más externo, lo que causa pequeñas raspaduras en la epidermis que son casi imperceptibles a simple vista y que solo se evidencian tres días después de iniciar el daño, como manchas color marrón (figuras 38c y d).



Figura 38. Daño de *Strepsicrates smithiana* en árboles de guayaba. a. Brote afectado; b. Larvas primer instar cubiertas con seda; c y d. Presencia de manchas color marrón en la lámina foliar.

Fuente: Autores

A partir del segundo instar, las larvas abandonan las hojas y suben hasta el ápice del brote donde hacen una pequeña perforación de aproximadamente 1 mm de diámetro por donde la larva se introduce y, a medida que se alimenta, barrena el interior del brote lo que provoca marchites con posterior necrosamiento y muerte del mismo (figuras 39a, b y c). Una vez consumido en su totalidad el terminal vegetativo, las larvas ya en tercer instar (III) descienden nuevamente hacia las hojas, donde forman enrollamientos que adhieren a los bordes de la lámina foliar con hilos de seda y dejan un pequeño orificio en uno de los extremos por donde los inmaduros se introducen en busca de refugio y alimento (figura 39d).



Figura 39. Daño de *Strepsicrates smithiana* en árboles de guayaba. a. Perforación ápice del brote; b. Necrosamiento del brote terminal; c. Muerte de brote terminal; d. Formación de enrollamientos en hojas.

Fuente: Autores

A medida que se consume la parte vegetativa donde se formó el enrollamiento, se pegan nuevas hojas (figura 40a) que son defoliadas vorazmente por larvas de IV y V instar, lo que provoca cortes de forma irregular en la lámina foliar y llega a consumir la hoja casi por completo (figuras 40b y c), incluso afectando botones florales (figura 40d).

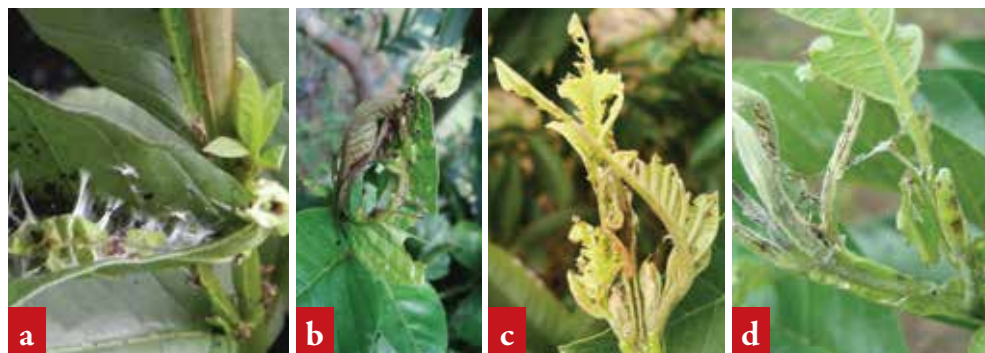


Figura 40. Daño de *Strepsicrates smithiana* en árboles de guayaba. a. Formación de enrollamientos; b. c. y d. Esqueletización de hojas.

Fuente: Autores

Biología

El ciclo de vida de *S. smithiana* sobre guayaba Palmira ICA-1 tuvo una duración promedio desde huevo hasta adulto de 42,93 días. El periodo de incubación de los huevos fue de 4 a 6 días, la etapa larval, prepupa y pupa mostró rangos de duración con una variación entre 17 y 22; 3 a 4 y 8 a 12 días, respectivamente. La longevidad del adulto duró entre 4 y 8 días (figura 41).

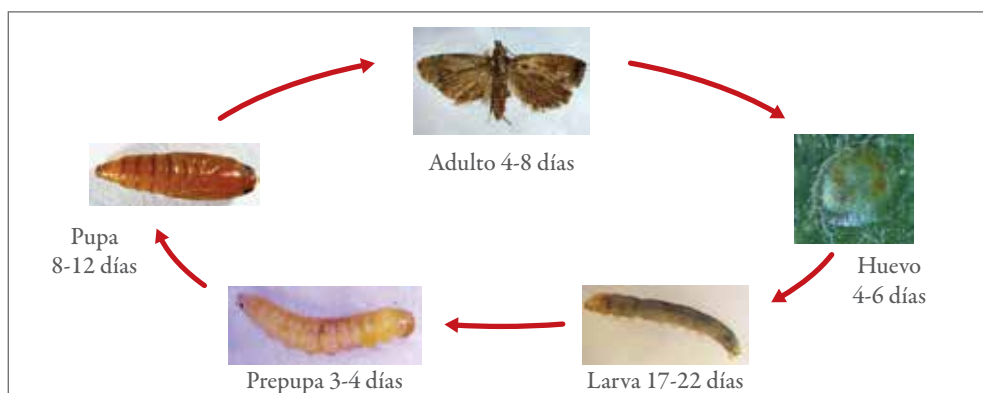


Figura 41. Ciclo de vida de *Strepsicrates smithiana* en guayaba Palmira ICA-1.

Fuente: Elaboración propia



Descripción de los estados de desarrollo

Huevos

Los huevos son redondos, lisos y aplanados de tipo escama; de color tornasol brillante traslúcido, con un diámetro de 0,5 mm. Estos son puestos en forma individual sobre el envés de las hojas (figura 42). Su eclosión varía entre los cuatro y seis días después de la postura. Durante este tiempo, se observan cambios en la coloración; traslúcidos y viscosos semejante a la albumina al inicio (figura 42a); luego, adquieren una coloración blanco tornasol; en seguida, aparecen dos puntos color rojo pálido y un semicírculo color amarillo en el interior del huevo, producto del desarrollo embrionario y una mancha negra que dará origen a la cabeza (figura 42b). Hacia el final, las posturas se tornan completamente traslúcidas y dejan ver la larva ya formada, la cual emerge por la cara superior del corion (figura 42c).

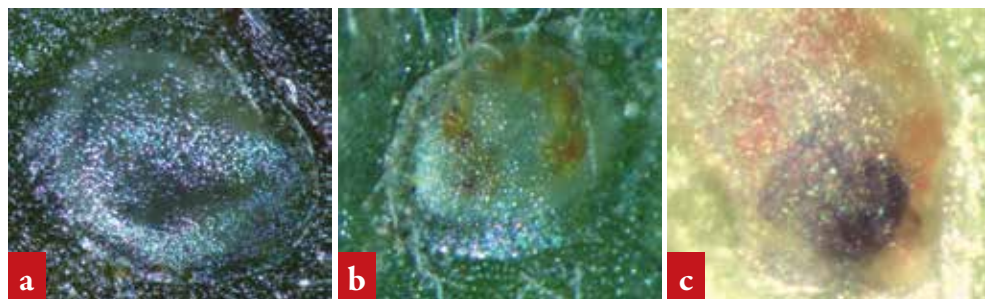


Figura 42. Huevos de *Strepsicrates smithiana*. a. Posturas de 48 horas; b. Formación del embrión; c. Formación de larva (escala 0,7 mm).

Fuente: Elaboración propia

Larvas

Las larvas poseen un cuerpo cilíndrico, tipo eruciforme, de color amarillo grisáceo con setas simples en todo el cuerpo; con una longitud máxima de 14 mm.

Cabeza

La cabeza es hipognata, de color amarillo oscuro, con antenas de tonalidad amarillo claro de dos segmentos, labro bilobulado, mandíbulas quitinizadas de coloración amarillo oscuro con cinco dientes (figura 43a y b).



Figura 43. Cabeza de *Strepsicrates smithiana*. a. Vista lateral (escala 1,1 mm); b. Antena (escala 0,3 mm).
Fuente: Elaboración propia

Tórax

El protórax tiene una placa torácica bien diferenciada de coloración similar a la cabeza, sin reticulaciones (figura 44a), espiráculo de forma circular (figura 44b); las patas son bien diferenciadas, poco quitinizadas, de coloración similar al resto del cuerpo y terminadas en uña simple (figura 44c).

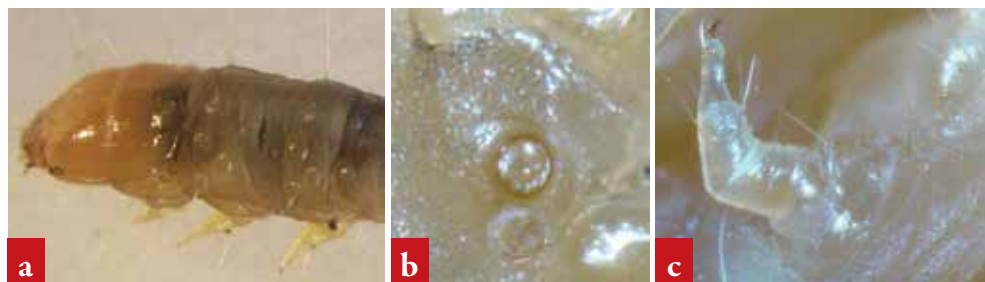


Figura 44. Larva de *Strepsicrates smithiana*. a. Tórax (escala 0,1 mm); b. Espiráculo protorácico (escala 0,1 mm); c. Pata mesotorácica (escala 1,2 mm).

Fuente: Elaboración propia



Abdomen

El abdomen posee espiráculos de forma circular, cinco pares de propatas, cuatro ventrales con crochets dispuestos en círculo (figura 45a) y un par anal bien desarrollado con crochets dispuestos en semicírculo, placa anal diferenciada de color similar a la placa torácica, con cuatro pares de setas en vista dorsal y peine anal ubicado ventralmente (figuras 45b y c).

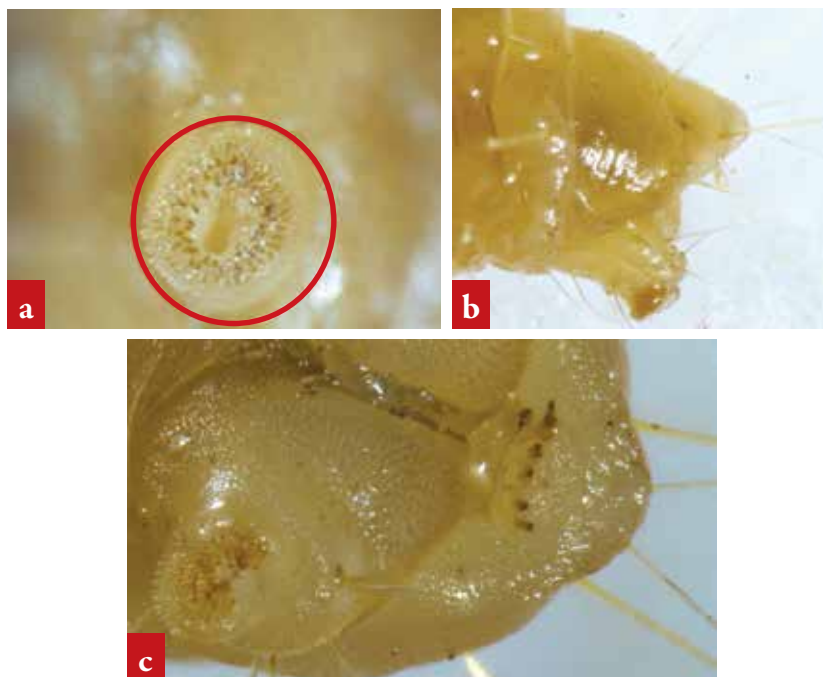







Figura 45. Larva de *Strepsicrates smithiana*. a. Gancho propata abdominal (escala 0,2 mm); b. Vista dorsal de placa anal y lateral de propata anal (escala 0,6 mm); c. Propata y peine anal (escala 0,5 mm). Fuente: Autores

Determinación del número de estadios larvales

S. smithiana presenta cinco instares que varían en los tiempos de duración por factores como: tipo de brote del hospedero, clima y manejo del productor. El mayor incremento de longitud corporal ocurrió en el III instar comparado con los otros instares, siendo esta fase posiblemente donde hay mayor conversión del consumo en peso y desarrollo; en contraste, el V instar mostró bajo crecimiento corporal en relación al instar IV, sin embargo, es evidente el aumento en tamaño de la cápsula cefálica (tabla 8).

Tabla 8. Características de cada instar larval de *Strepsicrates smithiana*

Instar	Características	Duración instar (días)	Imagen
I	Cabeza color negro poco esclerotizada, tórax marrón, abdomen color amarillo con manchas marrones, presencia de abundantes setas simples en todo el cuerpo. Escudo anal color negro. Promedio ACC: 0,177 mm.	3 - 4	
II	Cabeza de color amarillo claro, abdomen de similar coloración, con presencia de una franja longitudinal color rojizo. Promedio ACC: 0,281 mm.	4 - 5	
III	Cabeza quitinizada, de tonalidad amarillo oscuro; tórax y abdomen paulatinamente pasan de color amarillo claro a gris oscuro. Escudo anal de color amarillo claro. Promedio ACC: 0,499 mm.	4 - 5	
IV	Cabeza y placa torácica de coloración amarillo oscuro, abdomen de color grisáceo, placa anal de similar coloración a la placa torácica. Promedio ACC: 0,699 mm.	3 - 4	
V	Cabeza fuertemente quitinizada; hacia el final del estadio, la larva se torna nuevamente de color amarillo con manchas de color gris. Promedio ACC: 0,855 mm.	3 - 4	

I. Primer instar (escala 1 mm); II. Segundo instar (escala 2,21 mm); III. Tercer instar (escala 5,69 mm); IV. Cuarto instar (escala 9,44 mm); V. Quinto instar (escala 11,05 mm).

ACC: Ancho cápsula cefálica

Fuente: Elaboración propia



Prepupa

Inicialmente, las prepupas son de coloración rojiza y muy activas (figura 46a), con posterioridad su tonalidad pasa a crema pálido reducen su actividad y se genera un acortamiento longitudinal del abdomen y engrosamiento del mismo (figura 46b). Antes de entrar a fase de pupa, elaboran una especie de cápsula con el borde de la hoja, en la que transcurrió el último estado larval, dicha envoltura presenta un pequeño orificio en uno de los extremos por donde emerge el adulto y su interior está recubierto de una delgada capa de seda, que protege a la pupa en formación (figura 46c).

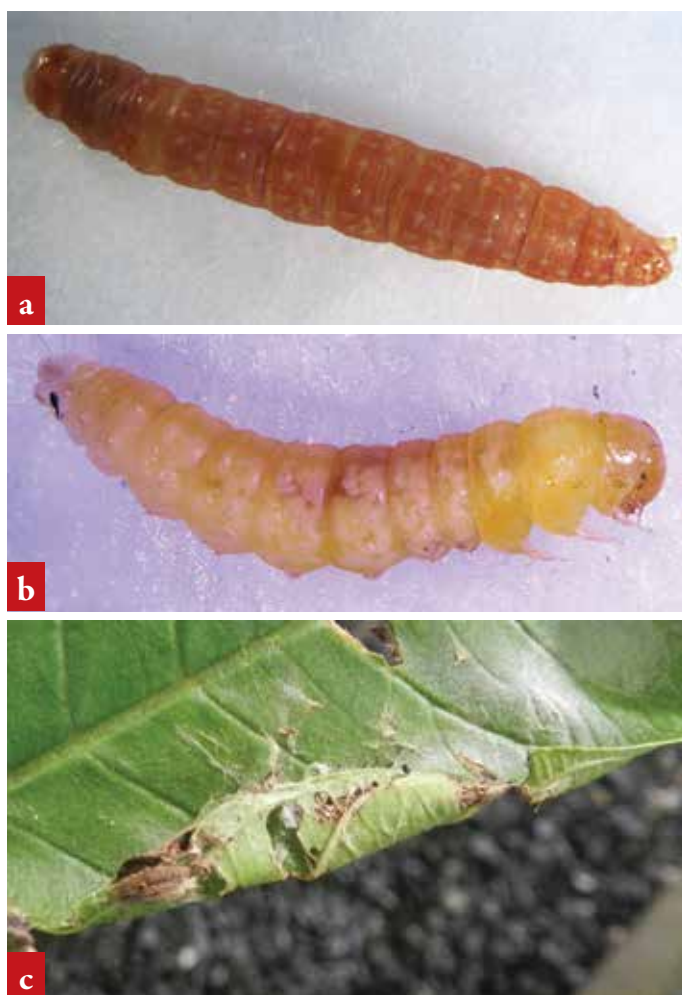


Figura 46. Prepupa de *Strepsicrates smithiana*. a. Etapa inicial prepupa (escala 10,19 mm); b. Acortamiento de segmentos abdominales (escala 10,1 mm); c. Capullo donde se forma la pupa.
Fuente: Autores

Pupa

La pupa es de tipo obtecta, lisa y alargada; presenta 10 segmentos abdominales, su longitud promedio es de 6,0 mm; de coloración marrón claro al inicio de la fase (figura 47a y b). Gradualmente, se oscurece hasta tornarse marrón oscuro, casi negro hacia el final de la etapa, señal que indica que el adulto está próximo a emerger. El dimorfismo sexual en las pupas está determinado por la posición del poro genital. En este caso, la hembra lo presenta en el octavo segmento abdominal (figura 47c) y en machos se localiza en el noveno segmento (figura 47d); en ambos casos, el poro anal se localiza en el último segmento abdominal (figura 47c y d).

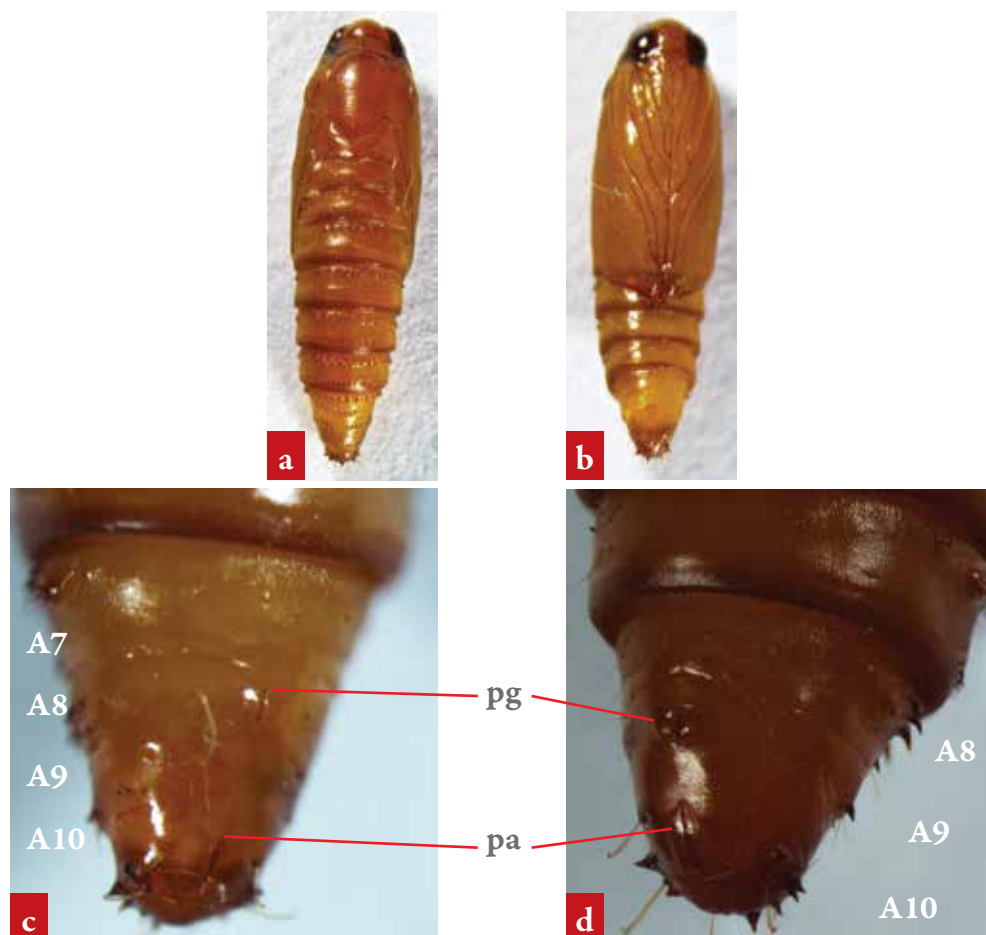


Figura 47. Pupa de *Strepsicrates smithiana*. a. Vista dorsal; b. Vista ventral; c. Hembra; d. Macho (escala 0,19 mm).

Fuente: Autores



Adulto

Las polillas son de tamaño pequeño con longitud promedio corporal de 6,39 mm, en machos, y 7,19 mm, en hembras. El patrón de coloración en adultos presenta dimorfismo sexual; las hembras de coloración marrón oscuro con abundantes escamas blancas en el margen interno de alas anteriores; y mayor tamaño, con abdomen corto y redondeado en comparación a los machos (figura 48a); estos últimos de tonalidad gris oscuro con una ligera banda de escamas blancas y un amplio pliegue costal en las alas anteriores (figura 48b) y presentan una muesca cerca de la base de la antena (figura 48c).

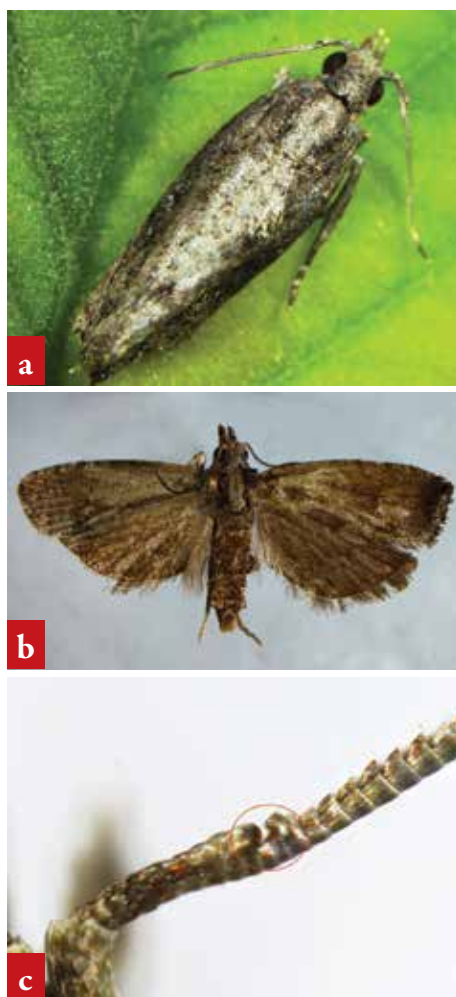


Figura 48. Adulto de *Strepicrates smithiana*. a. Hembra en posición de reposo (escala 6,51 mm); b. Extensión alar (escala 12,67 mm); c. Ranura antenal (escala 0,1 mm).

Fuente: Autores

Manejo

- Se recomienda hacer podas sanitarias cuando se detecten los primeros síntomas del problema.
- Realizar vigilancia y monitoreo de la plantación.
- Sacar y enterrar fuera del cultivo los restos vegetales producto de las podas, con el propósito de mantener bajas las poblaciones del insecto.
- Hacer aplicaciones con insecticidas cuando se inicie el brote foliar.
- Como métodos de control biológico se sugiere hacer liberaciones de *Trichogramma* sp. como parasitoide de huevos.
- Para los primeros estados larvales, se propone hacer liberaciones de *Chrysoperla* sp. como depredador de estados inmaduros.
- Como medida para el control de adultos, se aconseja instalar trampas nocturnas.



Bibliografía

- Arévalo H. 2010. Plaga desconocida. Notas y noticias entomológicas. 30(3):20.
- Asociación Hortofrutícola de Colombia. 2014. Cadena agroalimentaria de la guayaba y su industria. Acta de Reunión N.º 005. Bogotá: Asohofrucol.
- Ávalos Y. 2010. Las feromonas sexuales y su aplicación en el control de lepidópteros plagas de frutales. Boletín Noticitrifrut; [consultado 2014 mar]; 7(1):35-38. <http://www.fruticulturacubana.co.cu/boletines/Boletin%20Noticitrifrut%20No.1%202010.pdf>.
- Busck A. 1910. List of Trinidad microlepidoptera with descriptions of new species. Bull Dept Agric. 9:241-245.
- Carabalí-Muñoz A, Murcia-Riaño N, Ramos-Villafañe YP. 2013. Manejo de enfermedades y plagas en el cultivo de guayaba en el norte del Valle del Cauca. Bogotá: Corpoica.
- Carrillo HC, Rebolledo A, Bolaños M, Ríos-Rojas L. 2012. Poda, nutrición y riego en huertos tecnificados de guayaba, variedad Palmira ICA 1. Cali: Corpoica.
- Corpoica. 2013. Nuestros centros. Corpoica; [consultado 2014 may 8]. <http://www.corpoica.org.co:8086/menu/nc/>.
- Davis SR, Gentili-Poole P, Mitter C. 2008. A revision of the Cossulinae of Costa Rica and cladistic analysis of the world species (Lepidoptera: Cossidae). Zool J Linnean Soc. 154(2):222-227.
- Delgado N. 2005. Morphological characterization of the fruitborer Sesiidae (Insecta: Lepidoptera) of cacao (*Theobroma cacao* L.), found in the coastal region of Aragua State, Venezuela. Entomotropica. 20(2):97-111.
- Dognin P. 1916. Hétérocères Nouveaux de l'Amérique du Sud. Bruselas: Oberthur.
- Dyar HG. 1890. The number of molts of lepidopterous larvae. Psyche. 5 (175-176):420-422.
- Eichlin TD. 1992. Clearwing moths of Baja California, Mexico (Lepidoptera: Sesiidae). Trop Lep Res. 3(2):135-150.

- Eichlin TD, Kinnee SA. 2002. Brazilian Sesiidae in the collection of the Universität des Saarlandes, Saarbrücken, Germany (Lepidoptera). *Zootaxa*. 108:1-15.
- Gómez R, Gélvez CJ, Rangel MC, Bayona A, Quiñones C, Cortés RE, Calle LM, Bautista J. 1998. Capacitación técnica para la producción y comercialización de la guayaba. Bogotá: Corpoica.
- Gómez R, Villamizar C, Prada E, Bayona A, Bautista J, Kopp E. 1999. Desarrollo técnico y agroindustrial de la guayaba (*Psidium guajava* L.) en Colombia. Informe Corpoica Estación Experimental Cimpa. Barbosa: Corpoica.
- Harms KE, Aiello A. 1995. Seed-boring by tropical clearwing moths (Sesiidae): Aberrant behavior or widespread habit? *J Lepid Soc*. 49(1):43-48.
- Heppner JB. 1987. Sesiidae (Sesioidea). En: Sterhr FW, editor. *Immature insects*. Dubuque: Kendall/Hunt Pub. pp: 411-414.
- Instituto de Investigaciones en Fruticultura Tropical. 2011. Instructivo técnico para el cultivo de la guayaba. La Habana: IIFT; [consultado 2013 dic] <http://www.innovacion.gob.sv/inventa/attachments/article/4330/index.pdf>.
- Insuasty O. 2007. Manejo fitosanitario del cultivo de la guayaba (*Psidium guajava* L.) en Santander. Boletín técnico. Bogotá: Corpoica, ICA.
- Insuasty O, Cuadros-Martínez J, Monroy R, Bautista J. 2007. Manejo integrado de la mosca de la fruta de la guayaba (*Anastrepha* spp.). Bogotá: Corpoica.
- Krauss NLH. 1964. Insects Associated with Firebush (*Myrica faya* Aiton). *Proc Hawaii Entomol Soc*. 18(3):405-418.
- Lozano JC, Toro JC, García R, Tafur R. 2002. Manual sobre cultivo de guayabo en Colombia. Cali: Lavalle.
- Mayorga M, Barrero F, Rodríguez G. 1969. Las costras de la guayaba: Identificación, comportamiento y control del microorganismo que las causa [trabajo de grado]. [Tunja]: Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia.
- Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. 2012. Anuario estadístico de frutas y hortalizas 2012 y sus calendarios de siembras y cosechas. Bogotá: MADR.



- Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural. 2011. Anuario estadístico de frutas y hortalizas 2006-2010 y sus calendarios de siembras y cosechas. Bogotá: MADR.
- Monroy RA, Insuaty OI. 2006. Biología del picudo de la guayaba *Conotrachelus psiddii* (Marshall) (Coleoptera: Curculionidae). *Corpoica Cienc Tecnol Agropecu.* 7(2):73-79.
- Nielsen DG, Balderston CP. 1973. Evidence for intergeneric sex attraction among aegeriids. *Ann Entomol Soc Am.* 66(1):227-228.
- Núñez L, Gómez R, Guarín G, León GA. 2003. Moscas de las frutas y parasitoides en guayaba (*Psidium guajava*) en la provincia de Vélez (S). Barbosa: Corpoica-Cimpa, Pronatta.
- Peña JE, Duncan R, Vasquez T. 1999. Guava arthropod seasonality and control of fruit flies in south Florida. *Proc Fla State Hort Soc.* 112:206-209.
- Sarwar M. 2006. Occurrence of insect pests on guava (*Psidium guajava*) tree. *Pakistan J Zool.* 38(3):197-200.
- Siembra. 2014. Bogotá: Minagricultura; [consultado 2014 nov 14]. <http://www.siembra.gov.co/siembra/main.aspx>.
- Toro JC, Salazar R. 1986. El cultivo del guayabo en Colombia. Boletín Técnico N.º 144. Bogotá: ICA.
- Vargas HA. 2012. *Strepsicrates smithiana* Walsingham (Lepidoptera, Tortricidae): first record from Chile and a newly documented host plant. *Rev Bras Entomol.* 56(3):381-382.
- Villamizar C, Gómez R. 2000. Avances tecnológicos de la agroindustria de la guayaba. Informe Corpoica Estación Experimental Cimpa. Barbosa: Corpoica.

Impresión y encuadernación:
Carvajal Soluciones de Comunicación S.A.S.



www.carvajalsolucionesdecomunicacion.com

Terminó de imprimirse
Noviembre de 2015, Bogotá, DC, Colombia

