

Colección Nuevo Conocimiento Agropecuario

Plagas y enfermedades de la guayaba (*Psidium guajava*) en Colombia

Arturo Carabalí Muñoz
Doris Elisa Canacuan
Millerlandy Montes Prado
Leidy Yibeth Deantonio-Florido
Juan Carlos Lesmes Suárez
Claudia María Holguín
Alba Nora Sánchez
Alejandro Jaramillo Laverde

AGROSAVIA
EDITORIAL

Plagas y enfermedades de la guayaba (*Psidium guajava*) en Colombia

Arturo Carabalí Muñoz
Doris Elisa Canacúan Nasamuez
Millerlandy Montes Prado
Leidy Yibeth Deantonio-Florido
Juan Carlos Lesmes Suárez
Claudia M. Holguín
Alba Nora Sánchez Bernal
Alejandro Jaramillo Laverde

Plagas y enfermedades de la guayaba (*Psidium guajava*) en Colombia / Arturo Carabalí Muñoz [y otros siete]. -- Mosquera, (Colombia) : AGROSAVIA, 2021.

156 páginas (Colección Nuevo Conocimiento Agropecuario)

Incluye fotos, tablas y mapas

ISBN E-book: 978-958-740-457-9

1. *Psidium guajava* 2. Plagas de plantas 3. Enemigos naturales 4. Control de enfermedades de plantas 5. Proyectos de investigación.

Palabras clave normalizadas según Tesauro Multilingüe de Agricultura Agrovoc
Catalogación en la publicación – Biblioteca Agropecuaria de Colombia

Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria -
AGROSAVIA

Centro de Investigación Palmira. Diagonal a la intersección de la carrera 36a con calle 23, Palmira, Valle del Cauca.

Centro de Investigación Tibaitatá, sede Cimpa. Kilómetro 2, vía antigua a Cite Barbosa, Santander.

Centro de Investigación La Suiza. Kilómetro 32 vía al mar, vereda Galapagos, Rionegro, Santander.

Esta publicación es el resultado de los siguientes proyectos de investigación: “Estudios e indicadores epidemiológicos del cultivo de la guayaba desarrollados en los gusanos, xilófagos anillador (*Lepidoptera, Sesiidae*), taladrador (*Lepidoptera, Cossidae*) de la guayaba (*Psidium guajava* L.) y enrollador *Strepsirates smithiana* (Lepidoptera: Tortricidae)”; “Tecnologías de manejo del picudo y otras plagas, validadas y productos de control en guayaba desarrollados”; “Estrategias integradas de manejo de las enfermedades limitantes en el cultivo de guayaba en zonas productoras de Colombia (Valle del Cauca, Santander)”; “Contribución al manejo biológico de moscas de las frutas de la guayaba con parasitoides nativos de la Provincia de Vélez - Santander [Colciencias]”; “Desarrollo tecnológico para el manejo poscosecha de la guayaba (*Psidium guajava* L.) en Colombia y Venezuela [en alianza con el Centro de Investigaciones Agrícolas INIA (Venezuela), Fondo Regional de Tecnología Agropecuaria (Fontagro), Convenio 0858]”; “Capacitación y asistencia técnica, en el manejo integrado del picudo (*Conotrachelus psidii* Marshall) en el cultivo de guayaba en el Departamento de Santander, en los municipios de Barbosa, Vélez, Puente Nacional, Guavatá y Jesús María [en alianza con la Gobernación de Santander, la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural de Santander y la Alcaldía Municipal de Barbosa, Santander].

Fecha de recepción: 27 de febrero de 2019

Fecha de evaluación: 04 de julio de 2019

Fecha de aceptación: 21 de enero de 2020

DOI:

<https://doi.org/10.21930/agrosavia.investigation.7404579>

Colección Nuevo Conocimiento Agropecuario

Publicado en Mosquera, Colombia, febrero 2021

Preparación editorial:

Editorial AGROSAVIA

editorial@agrosavia.co

Edición: Diego Pérez Medina

Corrección de estilo: Paola González Osorio

Diagramación: María Paula Berón Ramírez

Línea de atención al cliente: 018000121515

atencionalcliente@agrosavia.co

www.agrosavia.co

Citación sugerida: Carabalí Muñoz, A., Canacuan Nasamuez, D. E., Montes Prado, M., Deantonio-Florido, L. Y., Lesmes Suárez, J. C., Holguín, C. M., Sánchez Bernal, A. N., & Jaramillo Laverde, A. (2021). *Plagas y enfermedades de la guayaba (Psidium guajava) en Colombia*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). <https://doi.org/10.21930/agrosavia.investigation.7404579>

Cláusula de responsabilidad: AGROSAVIA no es responsable de las opiniones e información recogidas en el presente texto. Los autores asumen de manera exclusiva y plena toda responsabilidad sobre su contenido, ya sea este propio o de terceros, y declaran, en este último supuesto, que cuentan con la debida autorización de terceros para su publicación; igualmente, declaran que no existe conflicto de interés alguno en relación con los resultados de la investigación propiedad de tales terceros. En consecuencia, los autores serán responsables civil, administrativa o penalmente, frente a cualquier reclamo o demanda por parte de terceros relativa a los derechos de autor u otros derechos que se hubieran vulnerado como resultado de su contribución.



https://co.creativecommons.org/?page_id=13

Tabla de Contenido

Introducción.....	15
Referencias.....	17
Capítulo I	
Enrollador de las hojas en guayaba <i>Strepsicrates smithiana</i> Walsingham, 1891 (Lepidoptera: Tortricidae)	21
Distribución geográfica	21
Daño	23
Biología y hábitos	23
Descripción morfológica	24
Hospederos	28
Enemigos naturales.....	29
Manejo	29
Referencias.....	33
Capítulo II	
Picudo de la guayaba <i>Conotrachelus psidii</i> Marshall, 1922 (Coleoptera: Curculionidae)	37
Generalidades e importancia.....	37
Distribución geográfica	38
Daño	39
Biología y hábitos	41
Descripción morfológica	41
Biología y hábitos	44
Hospederos	44
Manejo	45
Referencias.....	52
Capítulo III	
Moscas de la fruta <i>Anastrepha</i> spp. (Diptera: Tephritidae)	57
Generalidades e importancia.....	57
Daño	58
Descripción morfológica	58
Biología y hábitos	60
Hospederos	61
Enemigos naturales.....	62
Manejo	65
Referencias.....	71

Capítulo IV

Anillador del tallo de la guayaba *Carmenta theobromae* Busck, 1910

(Lepidoptera: Sesiidae).....	79
Generalidades e importancia.....	79
Daño	80
Descripción morfológica	83
Biología.....	85
Hospederos	86
Enemigos naturales.....	86
Manejo	87
Referencias	90

Capítulo V

Taladrador del tallo de la guayaba *Simplicivalva ampliophilobia* Davis,

Gentili-Poole & Mitter, 2008 (Lepidoptera: Cossidae)	95
Generalidades e importancia.....	95
Daño	96
Descripción morfológica	99
Biología.....	100
Hospederos	100
Manejo	102
Referencias	104

Capítulo VI

Nematodos.....	107
Generalidades e importancia.....	107
Daño	109
Descripción morfológica	111
Biología.....	112
Hospederos	113
Enemigos naturales.....	113
Manejo	115
Referencias	121

Capítulo VII	
Enfermedades	127
Roya	127
Antracnosis	132
Clavo o roña de la guayaba.....	134
Manejo	137
Referencias	142
Los autores	149



Listado de figuras

Figura 1.1	Distribución geográfica de <i>S. smithiana</i> sobre guayaba Palmira ICA-1, en el departamento del Valle del Cauca	22
Figura 1.2	Daño de <i>S. smithiana</i> sobre brotes de guayaba variedad Palmira ICA-1	22
Figura 1.3	Daño sobre brotes de <i>P. guajava</i> ocasionado por <i>S. smithiana</i>	23
Figura 1.4	Ciclo de vida de <i>S. smithiana</i> sobre Palmira ICA-1 ($42,93 \pm 1,68$ días; $T: 28,7 \pm 2,5$ °C; $HR: 57,2 \pm 8,1$ %)	24
Figura 1.5	Adultos de <i>Strepsicrates smithiana</i>	25
Figura 1.6	<i>Strepsicrates smithiana</i> sobre <i>P. guajava</i>	26
Figura 1.7	<i>Strepsicrates smithiana</i>	26
Figura 1.8	Regresión lineal entre el promedio del ancho de la cápsula cefálica y el instar larval de <i>Strepsicrates smithiana</i>	27
Figura 1.9	Fase de pupa de <i>S. smithiana</i>	28
Figura 1.10	Escala fenológica para guayaba variedad Palmira ICA-1	30
Figura 1.11	Monitoreo de <i>S. smithiana</i> con trampas de luz	31
Figura 1.12	Eficiencia de captura de adultos de <i>Strepsicrates smithiana</i> con trampas de luz blanca y luz negra sobre dos variedades y un material de guayaba	31
Figura 1.13	Número de larvas vivas de <i>S. smithiana</i> en relación con la fenología y liberación de <i>C. externa</i>	32
Figura 2.1	<i>Conotrachelus psidii</i> Marshall (Coleoptera: Curculionidae) y afectación al fruto	38
Figura 2.2	Distribución de <i>Conotrachelus psidii</i> en el Valle del Cauca, 2013-2014	39
Figura 2.3	Síntomas de alimentación y daño de <i>C. psidii</i> sobre estructuras de guayaba	40
Figura 2.4	Características de adulto de <i>C. psidii</i>	41
Figura 2.5	Huevos de <i>C. psidii</i>	42
Figura 2.6	Estados inmaduros de <i>C. psidii</i>	43
Figura 2.7	Larva y pupa de <i>C. psidii</i>	44
Figura 2.8	Hospederos de <i>C. psidii</i>	45
Figura 2.9	Mapas de distribución del daño en frutos causado por <i>Conotrachelus psidii</i> , obtenidos por krigeage universal a partir de los modelos teóricos de ajuste para cada uno de los monitoreos	46

Figura 2.10	Mimetismo de <i>C. psidii</i> con estructuras reproductivas	47
Figura 2.11	Monitoreo de adultos de <i>C. psidii</i> con sombrilla invertida	48
Figura 2.12	Síntomas de daño ocasionado por <i>C. psidii</i> en frutos de guayaba	49
Figura 2.13	Larvas de <i>C. psidii</i> inoculadas con hongos entomopatógenos	51
Figura 2.14	Liberación de los NEP del género <i>Steinernema</i> en campo	52
Figura 3.1	Daños causados por moscas de la fruta en guayaba	58
Figura 3.2	Adultos de moscas de la fruta	59
Figura 3.3	Ciclo de vida de <i>A. fraterculus</i> con una duración total de 30 a 42 días en laboratorio (Barbosa, Santander)	60
Figura 3.4	Familias de los parasitoides de <i>A. fraterculus</i> y <i>A. striata</i>	62
Figura 3.5	Monitoreo de moscas de la fruta en árboles de guayaba con trampas	66
Figura 4.1	Heridas causadas por el anillador en tallo primario y secundario de árboles de guayaba	80
Figura 4.2	Trozo de tallo con daño del anillador y residuos de madera y excretas	81
Figura 4.3	Daño ocasionado por el anillador del tallo principal en árboles de guayaba	82
Figura 4.4	Larva del anillador, residuos de madera y daño o lesión ocasionada sobre un árbol de guayaba regional durante su desarrollo	83
Figura 4.5	Pupa del anillador del tallo	84
Figura 4.6	Adulto del anillador del tallo de la guayaba	85
Figura 4.7	Ciclo de vida del anillador del tallo de la guayaba	86
Figura 5.1	Detalle y secuencia del daño ocasionado por larvas de taladrador del tallo de la guayaba	97
Figura 5.2	Daño ocasionado por larvas del taladrador	98
Figura 5.3	Ciclo de vida del taladrador del tallo de la guayaba	101
Figura 5.4	Trampa artesanal con botellas plásticas y tul para la captura de adultos de taladrador del tallo	103
Figura 6.1	Daño ocasionado por <i>Meloidogyne</i> spp. en raíces de la planta de guayaba	109
Figura 6.2	Sintomatología ocasionada por <i>Meloidogyne</i> spp. en la parte aérea de la planta de guayaba	110
Figura 6.3	Hembra de <i>Meloidogyne</i> sp. asociada a raíces de la planta de guayaba	111

Figura 7.1	Síntomas causados por <i>P. psidii</i> Winter	128
Figura 7.2	Uredosporas de <i>P. psidii</i>	129
Figura 7.3	Pústulas de <i>P. psidii</i> en hojas de guayaba	131
Figura 7.4	Síntomas de mancha algácea en hojas viejas de guayaba	131
Figura 7.5	Síntomas causados por <i>C. gloeosporioides</i>	133
Figura 7.6	Conidias de <i>C. gloeosporioides</i>	134
Figura 7.7	Síntomas de <i>P. versicolor</i> en frutos de guayaba	135
Figura 7.8	Conidias de <i>P. versicolor</i>	136
Figura 7.9	Esquema general para el manejo de enfermedades de guayaba	138



Listado de tablas

Tabla 1.1	Instares larvales de <i>Strepsicrates smithiana</i>	27
Tabla 3.1	Densidad de trampas recomendadas para <i>Anastrepha</i> spp. de acuerdo con escenarios y áreas de interés	66
Tabla 3.2	Controladores biológicos reportados para <i>A. striata</i> y <i>A. fraterculus</i>	69
Tabla 4.1	Nivel de daño causado por el anillador del tallo en cultivos de guayaba (<i>Psidium guajava</i> L.)	82
Tabla 4.2	Insectos reportados como parasitoides y predadores de insectos pertenecientes al orden Lepidoptera	89
Tabla 5.1	Nivel de daño causado por el taladrador del tallo en cultivos de guayaba (<i>Psidium guajava</i> L.)	99
Tabla 6.1	Nematodos reportados asociados al cultivo de guayaba a nivel mundial	119
Tabla 7.1	Niveles de severidad reportados en frutos para roña o costra en el cultivo de guayaba	140
Tabla 7.2	Productos químicos usados en el control de las principales enfermedades del cultivo de guayaba	141



Introducción

La guayaba, *Psidium guajava* L. (Mirtales: Myrtaceae), es una especie nativa de América (Lozano et al., 2002) que se cultiva en regiones tropicales y subtropicales. Entre los países con mayor producción se destacan India, Pakistán, México, Colombia, Egipto y Brasil.

En Colombia, *P. guajava* se siembra entre los 0 y 1.900 m s. n. m. (Bolaños et al., 2011), concentrando las mayores áreas de siembra en los departamentos de Santander, Meta, Boyacá, Atlántico y Valle del Cauca (Sistema de Información y Desempeño de Organizaciones de Cadenas [SIOC], 2017). Existe un consenso nacional sobre la importancia del cultivo de guayaba, como fuente de desarrollo e ingresos para productores, por su utilización en la agroindustria y consumo en fresco. En el año 2014, el sector agroindustrial procesó 69.146 toneladas de guayaba común, obtenidas en aproximadamente 8.000 ha, alcanzando un rendimiento promedio de 9,35 ton/ha, y su complemento para el consumo en fresco produjo 66.128 toneladas de fruta, principalmente de la variedad Palmira ICA-1 (SIOC, 2016).

A pesar de estos indicadores positivos, el cultivo aún presenta brechas tecnológicas que se deben cerrar para mejorar la productividad e incrementar su valor agregado. Entre las mayores limitantes de la producción de guayaba se reportan las fitosanitarias. Por esta razón, en uno de los polos de desarrollo agroindustria, la región de la Hoya del río Suárez (HRS), Provincia de Vélez y Bajo Ricaurte, se reportan las moscas de la fruta *Anastrepha striata* (Schiner) y *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann), el picudo de la guayaba *Conotrachelus psidii* (Marshall); y entre las enfermedades, la denominada costra o clavo de la guayaba (*Pestalotia versicolor* Speg.). Sin embargo, en los últimos 10 años se ha observado el ataque de otras plagas, como lo son el gusano taladrador (*Simplicivalva ampliophilobia* [Davis, Gentili-Poole & Mitter, 2008]) y el gusano anillador (*Carmenta theobromae* [Busck, 1910]).

El daño ocasionado por *C. theobromae* se caracteriza por una barrenación continua del cambium, floema y xilema, en ramas primarias, secundarias y terciarias. Esto ocasiona una herida en forma de anillo que interrumpe el crecimiento de la zona afectada, la circulación de agua y nutrientes; los síntomas se manifiestan como clorosis, enrojecimiento de hojas, pérdida de vigor, turgencia y disminución de emergencia de ramas. Daños severos pueden ocasionar muerte de la planta en etapas tempranas de desarrollo. Por su parte, *S. ampliophilobia* se alimenta de la corteza, floema, cambium, xilema primario y médula del árbol, una vez allí consume el tejido conductor en sentido vertical y horizontal.

Entre tanto, en las zonas productoras del Valle del Cauca, los problemas fitosanitarios del cultivo hacen referencia al enrollador *Strepsicrates smithiana* (Walsingham), insecto que ante el incremento de sus poblaciones y altos niveles de infestación en etapas fenológicas de brote de yemas pueden afectar drásticamente el desarrollo de la planta, ocasionando pérdidas superiores al 50 % (Canacuan Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015).

Conotrachelus psidii es considerado una de las principales limitantes entomológicas del cultivo de guayaba en los países productores de América Latina; ocasiona pérdidas que pueden llegar al 100 % de la producción en México, del 64 al 88 % en Venezuela (Boscán & Cásaes, 1981) y en Brasil, del 98 % en monocultivos (Luckmann et al., 2009). En Colombia, *C. psidii* es la principal limitante entomológica del cultivo para las regiones de la Hoya del río Suárez y el Valle del Cauca. Estados inmaduros del insecto causan ennegrecimiento, petrificación y maduración precoz de los frutos, afectando la producción tanto para el mercado en fresco como para la agroindustria, siendo las pérdidas hasta del 60 % en cultivos comerciales (Instituto Colombiano Agropecuario [ICA], 2012).

A nivel mundial, los nematodos representan uno de los principales problemas parasitarios en el cultivo de guayaba (Avelar et al., 2001), entre los que se destacan *Meloidogyne* spp., *Rotylenchulus* spp., *Pratylenchus* spp., *Hoplolaimus* spp., *Tylenchorhynchus* spp., y *Helicotylenchus* spp. (Guzmán & Castaño, 2010) y *Meloidogyne* sp., conocidos estos últimos como nematodos agalladores; entre las especies reportadas están *Meloidogyne*

incognita, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla*, siendo *M. incognita* la especie de mayor importancia en guayaba (Mosquera et al, 1995; Avelar-Mejía et al., 2001).

En Colombia, Valle del Cauca, Mosquera et al. (1995) encontraron nematodos de los géneros *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*, *Rotylenchus*, *Hoplolaimus*, *Tylenchorhynchus* y *Xiphinema*, asociados a guayaba variedad ICA-1 y Roja ICA-2, siendo *Meloidogyne* el de mayor frecuencia en suelo y raíces, generando pérdidas hasta del 60 %.

Por su parte, Villota y Varón (1997) identificaron la especie *M. incognita*, raza 2, en variedades comerciales de guayaba. En los departamentos de Córdoba, Tolima y Huila se reportan las especies *M. incognita* y *M. arenaria* como los patógenos de mayor importancia en el cultivo de guayaba (Gómez-Caicedo et al., 2003; Jaraba et al., 2003). Investigaciones desarrolladas en Caldas por Guzmán y Castaño (2010), asociadas a guayaba variedad Palmira ICA-1, identificaron nematodos del género *Helicotylenchus*, *Pratylenchus* y *Meloidogyne*, siendo este último género el de mayor predominancia. Por su parte Duque y Guzmán (2013), en el departamento de Risaralda, identificaron a *M. incognita* y *M. javanica* asociados a plantas de guayaba en vivero; mientras que Ortiz et al. (2015) reportaron a *M. incognita* y *M. mayaguensis* actuando como un complejo para la misma zona.

Otra limitante del cultivo de guayaba son las enfermedades tales como roya, antracnosis y clavo o roña (Carabalí Muñoz et al., 2013). La roya es una enfermedad causada por el

hongo *Puccinia psidii* Winter, y es una de las principales enfermedades que afecta el cultivo de guayaba (Carabalí Muñoz et al., 2013; Lozano et al., 2002). La antracnosis, considerada como una de las enfermedades de mayor importancia en la agricultura a nivel mundial, en Colombia se encuentra reportada afectando cultivos de guayaba (Carabalí Muñoz et al., 2013); la enfermedad es causada por los hongos *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc. y *Colletotrichum acutatum* Simmonds, y afecta hojas, tallos, flores y frutos, principalmente en época de poscosecha (Soares-Colletti & Lourenço, 2014). La roña es una de las enfermedades más limitantes en la producción de guayaba, afecta principalmente frutos, reduciendo su valor comercial. La enfermedad está asociada a los hongos *Pestalotia versicolor* y *Pestalotiopsis* spp. (Carabalí Muñoz et al., 2013; Insuasty et al., 2006; Solarte, 2014).

En Colombia, los artrópodos plagas y enfermedades son considerados limitantes fitosanitarias de la producción de guayaba; no obstante, y a pesar de su importancia, no han sido ampliamente estudiados y se conoce poco sobre su biología, caracterización del daño y alternativas de manejo para la regulación de sus poblaciones.

Esta publicación contribuirá a llenar este vacío de información, al recopilar los resultados de investigaciones desarrolladas por la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA), en diferentes regiones productoras de Colombia. El contenido incluye aspectos generales relacionados con la distribución geográfica, biología, daño, estrategias y recomendaciones de manejo de las plagas y enfermedades de mayor importancia económica. Esperamos que la publicación sea de interés para investigadores en el manejo integrado de plagas de guayaba, asistentes técnicos y productores.

Referencias

- Avelar-Mejía, J. J., Téliz-Ortiz, D., & Zavaleta-Mejía, E. (2001). Patógenos asociados con el “declinamiento del guayabo”. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 19(2), 223-229.
- Bolaños, M. M., Ramírez, J., Esquivel, F., & Martínez, E. (2011). *Prácticas sostenibles para el manejo de nematodos fitoparásitos en cultivos de guayaba*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria -AGROSAVIA. <http://hdl.handle.net/20.500.12324/1953>
- Boscán, N., & Cásares, M. (1981). Distribución en el tiempo de las fases del gorgojo de la guayaba *Conotrachelus psidii* Marshall (Coleoptera: Curculionidae) en el campo. *Agronomía tropical*, 31(1-6), 123-130.
- Canacuan Nasamuez, D. E., & Carabalí Muñoz, A. (2015). *Strepsicrates smithiana* (Walsingham, 1891), enrollador de hojas de *Psidium guajava*. Identificación, daño y ciclo biológico. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 16(2), 279-292. https://doi.org/10.21930/rcta.vol16_num2_art:373
- Carabalí Muñoz, A., Murcia, N., Ramos, Y. P., Orozco, F., Canacuan Nasamuez, D. E., Jaramillo, A., & Marín, G. (2013). *Manejo de enfermedades y plagas en el cultivo de guayaba Psidium guajava L. (Myrtaceae) en el norte del Valle del Cauca*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria -AGROSAVIA.

- Duque, A., & Guzmán, O. A. (2013). Comportamiento de materiales de guayabo (*Psidium guajava* Linneo) al parasitismo del nematodo formador de agallas [*Meloidogyne incognita* (Kofoed & White) Chitwood y *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood]. *Luna Azul*, 37, 130-154.
- Gómez-Caicedo, L. E., Díaz, G., Ocampo, L. A., Barrios, J., Pérez, N., & Segura, J. D. (2003). *Enfermedades del cultivo de la guayaba común (Psidium guajava L.) en los departamentos del Tolima y Huila. Guía de reconocimiento y manejo* [Boletín Técnico]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria-AGROSAVIA y Programa Nacional de Transferencia de Tecnología Agropecuaria.
- Guzmán, A., & Castaño, J. (2010). Identificación de nematodos fitoparásitos en guayabo (*Psidium guajava* L.), en el municipio de Manizales (Caldas), Colombia. *Revista Académica Colombiana de Ciencias*, 34(130), 117-125.
- Instituto Colombiano Agropecuario. (2012). *Manejo Fitosanitario del cultivo de guayaba (Psidium guajava L.). Medidas para la temporada invernal*. <https://www.ica.gov.co/getattachment/00295b79-bcb0-4ab2-80f9-b6e3ab7218b8/-nbspi;Manejo-fitosanitario-del-cultivo-de-guayaba.aspx>
- Insuasty, O., Monroy, R., Díaz, A., & Bautista, J. (2006). *Manejo fitosanitario del cultivo de la guayaba (Psidium guajava L.) en Santander* [Boletín Técnico]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria -AGROSAVIA e Instituto Colombiano Agropecuario.
- Jaraba, J. D., Lozano, Z., & Suárez, I. E. (2003). *Meloidogyne incognita* (Kofoed and White, 1919) Chitwood 1949 y *Meloidogyne arenaria* (Neal 1889) Chitwood 1949: Nematodos de las nudosidades radiculares en guayaba (*Psidium guajava* L.) c.v. manzana en Montería, Córdoba. *Temas agrarios*, 8(2), 15-21. <https://doi.org/10.21897/rta.v8i2.615>
- Lozano, J. C., Toro, J. C., García, R., & Táfur, R. (2002). *Manual sobre el cultivo del guayabo en Colombia*. Corporación Autónoma Regional del Cauca.
- Luckmann, A., Machado, R., & Boff, P. (2009). Danos e dispersão do gorgulho *Conotrachelus* sp. em goiabeira serrana (*Acca sellowiana*) sob monocultivo e ecossistemas "Capões". *Revista Brasileira de Agroecologia*, 4, 1224-1228.
- Mosquera, A. T., Murcia, N., & Varón, F. (1995). Susceptibilidad del guayabo a nematodos fitoparásitos. *Ascolfi Informa*, 20(6), 71-73.
- Ortiz, R. A., Guzmán, O. A., & Leguizamón, J. (2015). Manejo Integrado del nematodo del nudo radical [*Meloidogyne incognita* (Kofoed & White) Chitwood y *Meloidogyne mayaguensis* Rammh & Hirschmann] en almácigos de guayabo (*Psidium guajava* Linneo), variedad Palmira ICA-1. *Bol. Boletín Científico del Centro de Museos de la Universidad de Caldas*, 19(2), 104-138.

- Sistema de Información y Desempeño de Organizaciones de Cadenas. (2016). *Cifras sectoriales* [Conjunto de datos]. MADR. <https://www.agronet.gov.co/estadistica/Paginas/home.aspx?cod=3>
- Sistema de Información y Desempeño de Organizaciones de Cadenas. (2016). *Cifras sectoriales* [Conjunto de datos]. MADR. <https://www.agronet.gov.co/estadistica/Paginas/home.aspx?cod=3>
- Soares-Colletti, A. R., & Lourenço, S. D. A. (2014). Effect of temperature, wetness duration and cultivar on the development of anthracnose in guava fruits. *Summa Phytopathologica*, 40(4), 307-312. <http://dx.doi.org/10.1590/0100-5405/1988>
- Solarte, A. F. (2014). *Caracterización morfológica, molecular y patogénica de Pestalotiopsis sp. agente causante de la enfermedad del clavo en la guayaba (Psidium guajava L.) y evaluación in-vitro de biofungicidas* [Tesis de Maestría, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá].
- Villota, F, & Varón, F. (1997). Evaluación de materiales de guayaba (*Psidium guajava* L) por su comportamiento al ataque de *Meloidogyne incognita* Raza 2. *Revista Fitopatología Colombiana*, 21(1), 31-38.



Enrollador de las hojas en guayaba *Strepsicrates smithiana* Walsingham, 1891 (Lepidoptera: Tortricidae)

Arturo Carabalí Muñoz

Doris Elisa Canacuan Nasamuez

Strepsicrates smithiana es considerada una de las principales plagas en el cultivo de guayaba en el Valle de Cauca, donde puede ocasionar pérdidas superiores al 50 % (Canacuan Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015; Carabalí Muñoz et al., 2015). Los estados larvales ocasionan defoliación de brotes jóvenes que afectan el posterior desarrollo de estructuras vegetativas y reproductivas. Su presencia, incremento de las poblaciones y daños del insecto se documentaron y registraron a partir del año 2010, periodo en el cual el valle geográfico del río Cauca experimentó un incremento en los promedios mensuales de precipitación, que causaron inundaciones en diferentes zonas de Colombia, provocadas por depresiones tropicales y frentes cálidos propios de la época húmeda, ocasionados por el fenómeno de La Niña.

Distribución geográfica

El microlepidóptero *Strepsicrates smithiana* es nativo de América (Diez-Rodríguez et al., 2016), presenta una amplia distribución geográfica y está reportado en Florida, Hawái, Cuba, Ecuador, Colombia y Brasil (Borges et al., 2004; Canacuan Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015; Carabalí Muñoz et al., 2015; Diez-Rodríguez et al., 2016; Krauss, 1964; Razowski et al., 2008; Weber, 1956). La presencia de *S. smithiana* está estrechamente relacionada con la distribución geográfica de su principal hospedero, *Psidium guajava* (Carabalí Muñoz et al., 2015). En Colombia se ha encontrado a *S. smithiana* asociada a las principales zonas productoras de guayaba en los departamentos de Valle del Cauca, Santander, Tolima, Caldas, Risaralda, Quindío. Para el caso del Valle del Cauca se registró la presencia del insecto en los municipios de Toro, La Unión, Bugalagrande, El Darién (Calima), Yotoco, San Pedro, Buga, Guacarí, Ginebra, Vijes, Palmira y Pradera (figura 1.1).

Investigaciones realizadas por la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA) en el año 2014, en zonas productoras de guayaba en el Valle del Cauca, revelaron que la etapa fenológica más susceptible a la presencia y daño por el insecto es la fase de brote de yemas, con un porcentaje de infestación del 43,7 %, daño que está relacionado con la preferencia de alimentación del insecto por el follaje tierno (figura 1.2), información que concuerda con lo registrado por Peña et al. (1999), Carabalí Muñoz et al. (2015) y Canacuan Nasamuez y

Carabalí Muñoz (2015). Sin embargo, plantaciones en etapa de floración, fructificación y cosecha también son vulnerables a la presencia del insecto, aunque en menor abundancia; la variación depende de la cantidad de brotes terminales en la planta (Canacué Nasamuez y Carabalí Muñoz, 2015; Carabalí Muñoz et al., 2015).

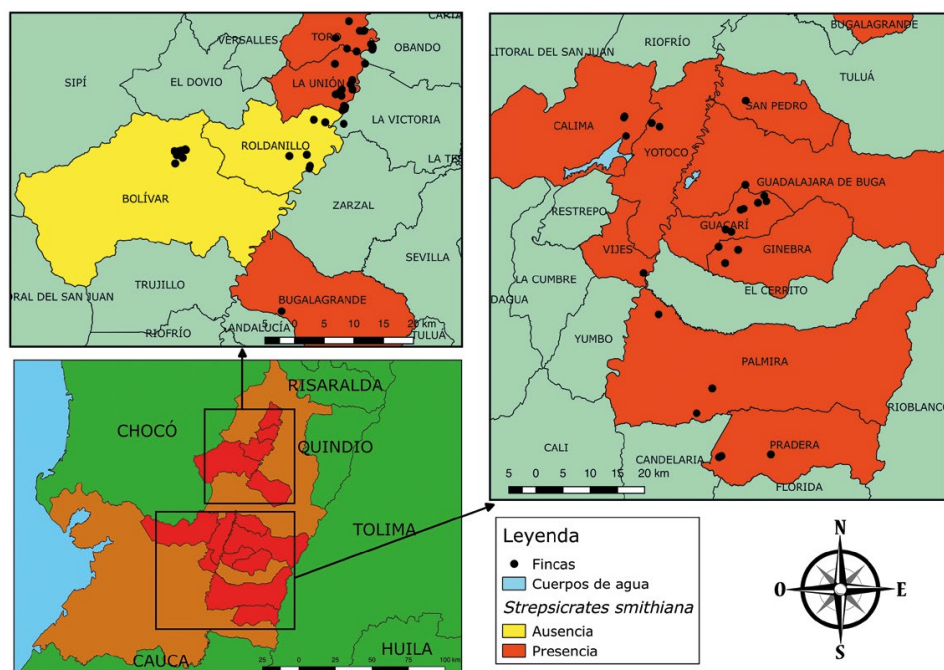


Figura 1.2. Daño de *S. smithiana* sobre brotes de guayaba variedad Palmira ICA-1 a. Daño sobre brote en estado fenológico 15 (brotes con hojas no abiertas en su totalidad); b. Daño sobre brote en estado fenológico 19 (brotes con hojas abiertas); c. Daño ocasionado sobre brote en estado fenológico 51 (brotes con primordios florales).

Fotos: Arturo Carabalí Muñoz
y Doris Elisa Canacué Nasamuez

Daño

Los síntomas se manifiestan inicialmente con perforaciones en el ápice del brote (figura 1.3a), daño ocasionado por larvas de instar I y II, al consumir la parte interna del brote (figura 1.3b), necrosamiento y muerte del brote (figura 1.3c), enrollamiento de hojas producido por larvas de instar III (figura 1.3d), con posterior unión de hojas mediante una sustancia filamentosa secretada por la larva (figura 1.3e). En general, con el primer brote (inicial) la larva alcanza el estado biológico del III instar, y requiere una nueva fuente de alimentación y desarrollo, momento en el cual sale del brote necrosado e inicia la colonización de un nuevo brote en la planta (figura 1.3f). Allí consume el tejido foliar y produce el síntoma de esqueletización, en este brote transcurre el estado biológico del instar IV y V (figura 1.3g).



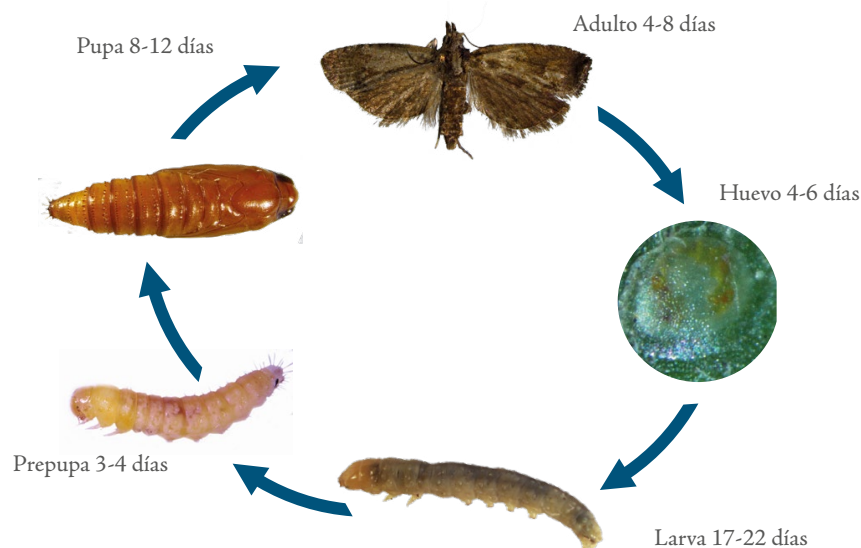
Fotos: Arturo Carabalí Muñoz y Doris Elisa Canacuan Nasamuez

23

Figura 1.3. Daño sobre brotes de *P. guajava* ocasionado por *S. smithiana*. a. Daño inicial; b. Daño intermedio en la base de la hoja; c. Daño intermedio con mayor consumo y daño ocasionado por la larva; d. Daño avanzado; e. Larva de *S. smithiana* alimentándose y formación de "hilos de seda"; f. Consumo y plegamiento de hojas; g. Síntomas de esqueletización de hojas ocasionado por *S. smithiana*.

Biología y hábitos

La duración promedio del ciclo de vida de *S. smithiana* sobre Guayaba Pera ICA-1, desde huevo hasta adulto es de 42,93 días. El periodo promedio de incubación de huevos fue de $5,07 \pm 0,37$ días; larvas de primer instar, $3,23 \pm 0,43$ días; segundo instar, $4,10 \pm 0,31$ días; tercer instar, $4,43 \pm 0,50$ días; cuarto instar, $3,27 \pm 0,45$ días, y quinto instar, $3,13 \pm 0,35$ días. El periodo de duración de prepupa es de $3,27 \pm 0,45$ días, el de pupa corresponde a $10,57 \pm 1,04$ días, y el adulto tiene una longevidad de $5,87 \pm 1,20$ días (figura 1.4). La relación de sexos fue de 1:1 días (Canacuan Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015).



Fotos: Arturo Carabalí Muñoz y Doris Elisa Canacuan Nasamuez

Figura 1.4. Ciclo de vida de *S. smithiana* sobre Palmira ICA-1 ($42,93 \pm 1,68$ días; $T: 28,7 \pm 2,5$ °C; $HR: 57,2 \pm 8,1$ %).

Descripción morfológica

Los adultos de *S. smithiana* presentan dimorfismo sexual, las hembras exhiben patrones de coloración marrón oscuro, con abundantes escamas blancas en el margen interno de alas anteriores, alas posteriores con forma de quilla en la parte distal y de tonalidad ligeramente más clara. Los machos se reconocen por su tonalidad gris oscura, presencia de un pliegue costal en alas anteriores y una muesca cerca de la base de la antena (Canacuan Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015).

Adulto

El adulto del enrollador de las hojas de guayaba *Strepsicrates smithiana* es una polilla de hábitos nocturnos, las hembras poseen una extensión alar de 11,56 mm y los machos, 10,87 mm (Canacuan Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015). Hembras y machos se diferencian por el patrón de coloración; en las hembras predomina el color marrón oscuro, con una franja de color blanco en las alas anteriores, a diferencia de los machos que son color gris oscuro (Canacuan Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015) (figura 1.5).



Fotos: Arturo Carabalí Muñoz
y Doris Elisa Canacuán Nasamuez

Figura 1.5. Adultos de *Strepsicrates smithiana*. a. Hembra; b. Macho.

Huevos

La hembra coloca los huevos individualmente sobre el envés de las hojas, en brotes tiernos; presentan forma redondeada, lisa y aplanada, con un diámetro de 0,5 mm. El periodo de incubación varía entre cuatro y seis días, durante este tiempo sufren cambios en su coloración. Al inicio son de color blanco tornasol, posteriormente adquieren una coloración amarillo claro, producto del desarrollo embrionario; hacia el final de la maduración adquieren una tonalidad translúcida (Canacuán Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015) (figura 1.6a).

Larvas

Las larvas de primer instar son de color amarillo claro y con abundantes setas simples (figura 1.6b). En esta fase, *S. smithiana* generalmente se alimenta y desarrolla en el interior de los terminales del brote (figura 1.6a). Sin embargo, observaciones bajo condiciones de casa malla evidenciaron que altas poblaciones del insecto pueden generar una alta presión de consumo foliar sobre una misma planta, llegando a encontrarse hasta dos (2) larvas por hoja (figura 1.6c). Larvas de instar II, III y IV

adquieren una tonalidad gris en la parte dorsal, y amarillo en la parte ventral del abdomen (figuras 1.6d y 1.6e); en el instar V las larvas se tornan de color amarillo mate y alcanzan una longitud máxima de 14 mm (figura 1.6f) (Canacuán Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015).

Tienen cabeza hipognata, de color amarillo oscuro, antenas con dos segmentos, labro bilobulado y mandíbulas con cinco dientes (Canacuán Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015). El tórax presenta placa torácica bien diferenciada, sin reticulaciones, espiráculo de forma circular (figura 1.7a) y patas abdominales terminadas en uña simple (figura 1.7b) (Canacuán Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015). El abdomen cuenta con setas simples dispuestas en pináculos (figura 1.7c), segmentos abdominales con un espiráculo de forma circular, cinco pares de pseudopatas, cuatro ventrales, con crochets dispuestos en círculo uniserial-triordinal (margen lateral) y uniordinales (margen interno) (figura 1.7d), y un par anal en el segmento A10 con crochets dispuestos de forma triordinal en mesoserie. Tienen placa anal con cuatro pares de setas dorsales (figura 1.7e), y peine con seis dientes en vista ventral (figura 1.7f) (Canacuán Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015).



26 **Figura 1.6.** *Strepsicrates smithiana* sobre *P. guajava*. a. Huevo; b y c. Larva instar I; d. Larva instar III; e. Larva instar IV; f. Larva instar v.

Fuente: Canacuán Nasamuez y Carabalí Muñoz (2015)

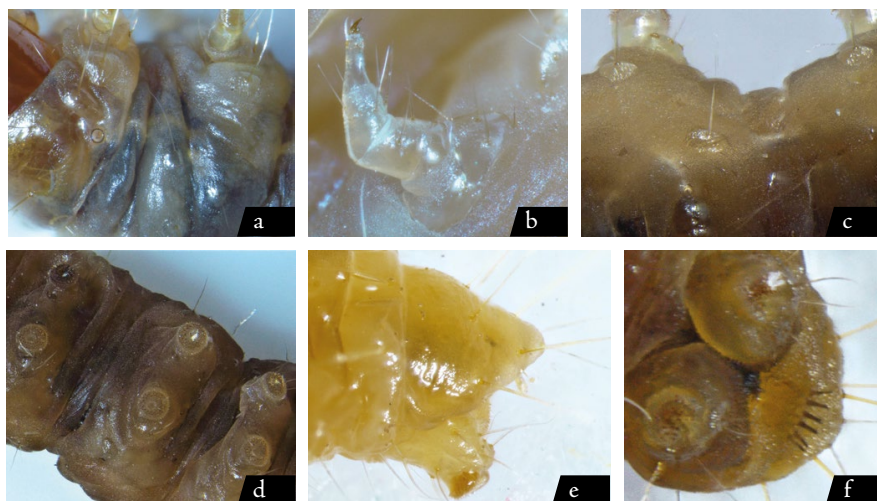


Figura 1.7. *Strepsicrates smithiana*. a. Espiráculo torácico; b. Pata mesotorácica; c. Seta dispuesta en pináculo; d. Crochet propata abdominal; e. Placa anal; f. Peine anal.

Fuente: Canacuán Nasamuez y Carabalí Muñoz (2015)

Determinación del número de estados larvales

S. smithiana presenta cinco instares. La fase de larva presenta amplia dispersión de los datos con coeficientes de variación entre 3,5 % y 14,2 %. La mayor variabilidad en tiempo se presentó en el instar III (14,2 %), siendo menor en el instar V (3,5 %). El instar III presentó un mayor crecimiento (1,7 %), comparado con

los otros instares, siendo esta fase donde hay posiblemente mayor conversión del consumo en peso y desarrollo (tabla 1.1). Al relacionar el logaritmo del promedio de las cápsulas cefálicas con el número de estadios, se obtuvo la ecuación de una recta con un ajuste de regresión lineal alto (0,96), mostrando que la curva de crecimiento sigue un patrón geométrico exponencial consistente con la Regla de Dyar (figura 1.8).

Tabla 1.1. Instares larvales de *Strepsicrates smithiana*

Instar larval	N	Media + se	Rango (días)	cv %	Razón de crecimiento
I	20	0,177±0,018	0,138-0,199	10,114	
II	21	0,281±0,033	0,211-0,365	11,68	1,584
III	18	0,499±0,071	0,402-0,595	14,283	1,778
IV	14	0,699±0,082	0,600-0,803	11,744	1,4
V	20	0,855±0,03	0,810-0,920	3,542	1,224

Fuente: Canacuan Nasamuez y Carabali Muñoz (2015)

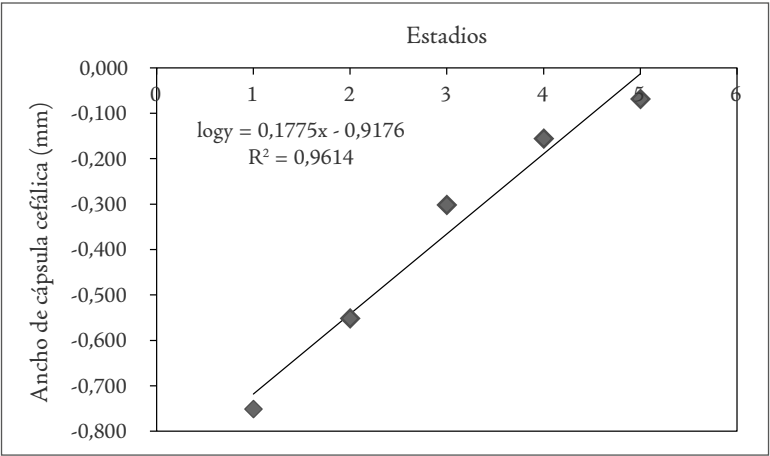


Figura 1.8. Regresión lineal entre el promedio del ancho de la cápsula cefálica y el instar larval de *Strepsicrates smithiana*.

Fuente: Canacuan Nasamuez y Carabali Muñoz (2015)

Prepupa

Al inicio se caracteriza por presentar un color rojo-anaranjado y gran actividad (figura 1.9a), posteriormente su tonalidad cambia a color crema claro y reduce la movilidad (figura 1.9b). Generalmente, en esta etapa el insecto se ubica en uno de los bordes de la hoja, donde construye un capullo realizando un delgado pliegue en la hoja, el cual recubre en su interior con una capa de seda (Canacuán Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015) (figura 1.9c).

Pupa

Tipo obtecta, con diez segmentos abdominales, longitud promedio 6 mm, la coloración varía de marrón claro en la etapa inicial, a marrón oscuro hacia el final de la fase (figura 1.9d). La posición del poro genital se considera como un carácter diagnóstico en la diferenciación de sexos; en hembras está ubicado ventralmente en el octavo esternito, y en los machos se localiza en el noveno segmento (Canacuán Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2015).



Figura 1.9. Fase de pupa de *S. smithiana*. a. Prepupa fase inicial; b. Prepupa fase avanzada; c. Cámara pupal; d. Fase de pupa.

Fuente: Canacuán Nasamuez y Carabalí Muñoz (2015)

Hospederos

Larvas de *S. smithiana* han sido registradas alimentándose de *Morella cerifera* (L.) (Myricaceae), *Morella faya* (Aiton) Wilbur (Myricaceae) (Krauss, 1964; Weber, 1956), *Psidium guajava* L. (Myrtaceae) (Borges et al., 2004; Razowski, et al., 2008) y *Psidium cattleianum* Sabine (Myrtaceae) (Diez-Rodríguez et al., 2016). En Colombia se ha encontrado alimentándose de brotes de plantas de guayaba común y variedades (*P. guajava*) (Canacuán Nasamuez & Carabalí, Muñoz 2015; Carabalí Muñoz et al., 2015).

Enemigos naturales

Investigaciones desarrolladas durante los últimos años permitieron identificar entre los enemigos naturales de *S. smithiana* una avispa parasitoide de la familia Braconidae. Esta familia incluye un amplio grupo de parasitoides de importancia en el control biológico de insectos plagas en cultivos de frutales, hortalizas y en bosques (Coronado et al., 2005; Fernández & Sharkey, 2006). Otro grupo de enemigos naturales identificados fueron individuos del género *Chrysoperla* sp., los cuales se encontraron depredando larvas de *S. smithiana* (Carabalí Muñoz, 2014).

Parasitoides

Investigaciones realizadas por AGROSAVIA durante el año 2014 sobre árboles de guayaba criolla ubicados en el Valle del Cauca permitieron identificar como enemigo natural de *S. smithiana* un parasitoide identificado como *Bassus* sp. (Braconidae: Agathidinae), cuyos adultos emergen una vez se ha formado la pupa de *S. smithiana* (Carabalí Muñoz, 2014). Esto concuerda con lo reportado por Fernández y Sharkey (2006), quienes afirman que todos los Agathidinae son endoparasitoides koinobiontes de larvas ocultas de lepidópteros, en los cuales es característico que el estado adulto del parasitoide emerja después del último instar larval de su hospedero.

Manejo

Investigaciones realizadas por AGROSAVIA han hecho énfasis en la identificación de estrategias de manejo diferentes a la aplicación de insecticidas químicos para el control de las poblaciones de

S. smithiana en el cultivo de guayaba (variedad Palmira ICA-1), en el Valle del Cauca. Los nuevos programas de manejo proponen realizar monitoreos permanentes del cultivo, monitorear las poblaciones de adultos de *S. smithiana* mediante el uso de trampas de luz, implementar liberaciones periódicas de *Chrysoperla externa* durante la etapa fenológica de emisión de brotes y hacer un manejo adecuado de residuos vegetales producto de las podas de formación y sanitaria.

Métodos de monitoreo

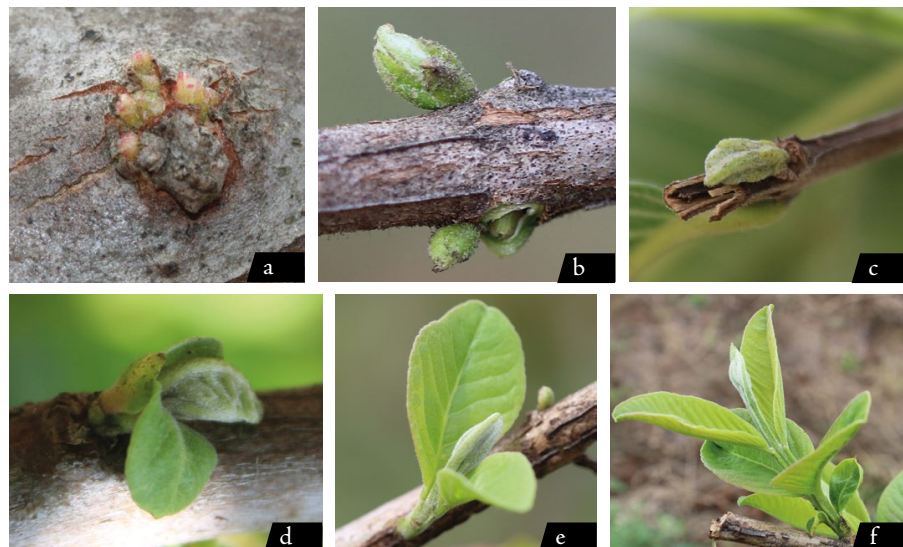
Los métodos de monitoreo deben ser periódicos y tienen como propósito identificar la densidad de la plaga (número de larvas) y el daño (brotes afectados), dirigidos a los estados fenológicos iniciales (A:00, B1:01, B2:02). Es una herramienta útil para definir el momento de liberaciones de enemigos naturales o implementar medidas culturales. Para poblaciones de *S. smithiana*, se sugieren dos métodos de monitoreo: a) monitoreo de brotes de acuerdo con fenología de la planta; b) trampas de luz. Los monitoreos se deben hacer cada ocho días, mediante la revisión aleatoria de brotes con o sin síntomas de daño, para verificar la presencia del insecto; en aquellas plantas donde se encuentren larvas, se recomienda eliminar los brotes afectados.

Monitoreo de brotes

Un importante método es determinar la presencia de daño durante el periodo de emisión de brotes de yemas, entre los 0 y los 45 días después de la práctica de poda de cosecha, y que abarca los estados fenológicos A:00, B1:01, B2:02, C:11, D2:15 y D4:19 (figura 1.10). Como complemento a la práctica de monitoreo,

se sugiere eliminar yemas vegetativas remanentes en plantas podadas, de tal manera que se minimicen las poblaciones de larvas

presentes en la plantación y de esta manera reducir la colonización y daño ocasionado por las larvas en los nuevos brotes.



Foros: Arturo Carabali Muñoz y Doris Elisa Canacuan Nasamuez

30

Figura 1.10. Escala fenológica para guayaba variedad Palmira ICA-1. a. A:00 Aparición de primeros brotes; b. B1:01 Brote hinchado alargado; c. B2:02 Crecimiento del brote; d. C: 11 La primera hoja se hace visible; e. D2:15 Más hojas desplegadas, aún no alcanzan el desarrollo completo; f. D4:19 Hojas completamente desarrolladas.

Trampas luz para adultos de *Strepsicrates smithiana*

Estudios donde se evaluaron dos métodos de capturas de adultos: a) dispositivo con luz blanca y b) dispositivo con luz ultravioleta (figura 1.11), realizados sobre las variedades Corpoica Carmín 0328, Palmira ICA 1 y el material J181 mostraron que el mayor número de adultos se capturaron con el dispositivo de luz negra, en comparación con el dispositivo de luz blanca, sobre la variedad Palmira ICA 1, seguido del material Corpoica J181 y la variedad Corpoica Carmín 0328. Este

comportamiento está relacionado con la fisiología de las variedades, plantaciones de guayaba Palmira ICA 1, las cuales se caracterizan por presentar brotes tiernos, suaves y succulentos durante un periodo de tiempo más largo, en comparación con las otras dos variedades, donde las hojas de los brotes se tornan de aspecto tosco y áspero en un tiempo corto. Por esta razón, la variedad Palmira ICA 1 es atractiva para los adultos que buscan una planta huésped que garantice condiciones óptimas para la oviposición y suficiente recurso alimenticio para las futuras larvas (figura 1.12).

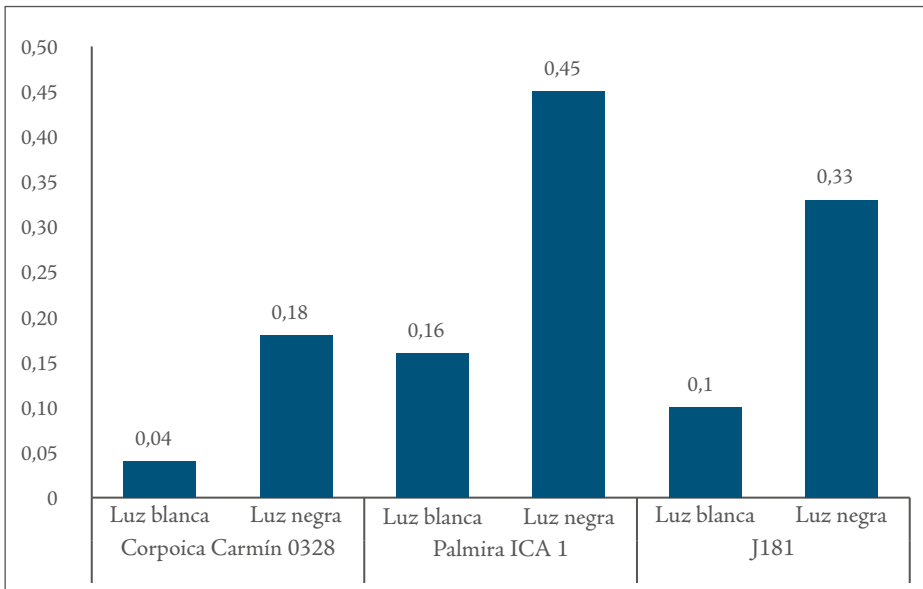
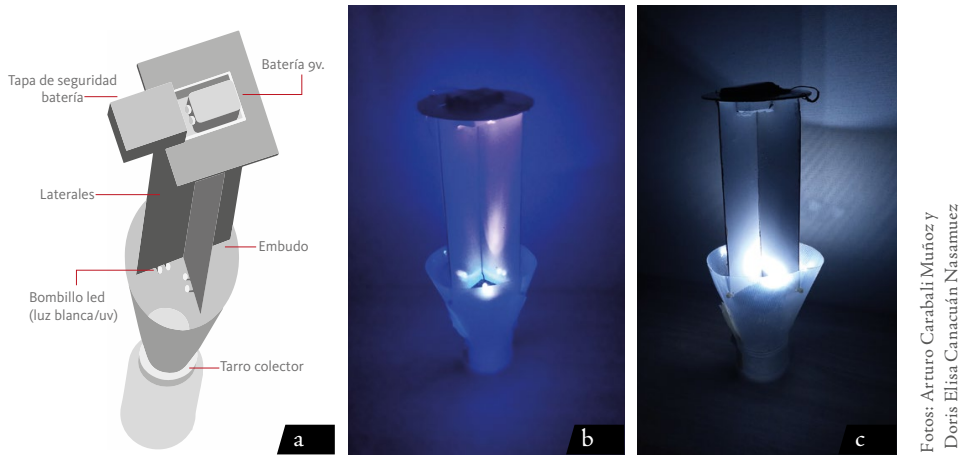


Figura 1.12. Eficiencia de captura de adultos de *Strepsicrates smithiana* con trampas de luz blanca y luz negra sobre dos variedades y un material de guayaba.
Fuente: Elaboración propia

Liberaciones de *Chrysoperla externa*

Investigaciones de campo, llevadas a cabo por AGROSAVIA, mostraron la reducción de poblaciones de enrollador con liberaciones del controlador biológico *Chrysoperla externa* (origen comercial), a la vez que se constituyeron en el primer registro del efecto depredador de *C. externa*, sobre poblaciones de larvas de *S. smithiana*. En bioensayos, *C. externa* presentó un consumo del 22%, 91%, 84%, y 6,6%, para los instares I, II, III, IV y V, respectivamente (Canacuan Nasamuez & Carabalí Muñoz, 2018), siendo igualmente positivos a los registrados

en campo, donde el consumo estuvo entre el 54% y 87%. Cuando se analizaron las relaciones entre el daño, los estados fenológicos de la planta y el efecto de *C. externa*, se encontró que, a pesar de las liberaciones, sobre el estado fenológico B2:02, permanecían un mayor número de larvas vivas y con poblaciones de mayor desarrollo (instar III-IV) en el estado fenológico E1:51. Estos resultados muestran que el crecimiento de las larvas de enrollador depende del estado fenológico en que se encuentra la planta e, igualmente, el desarrollo de las poblaciones del depredador está relacionadas con estos dos estados biológicos (figura 1.13) (Carabalí Muñoz, 2016).

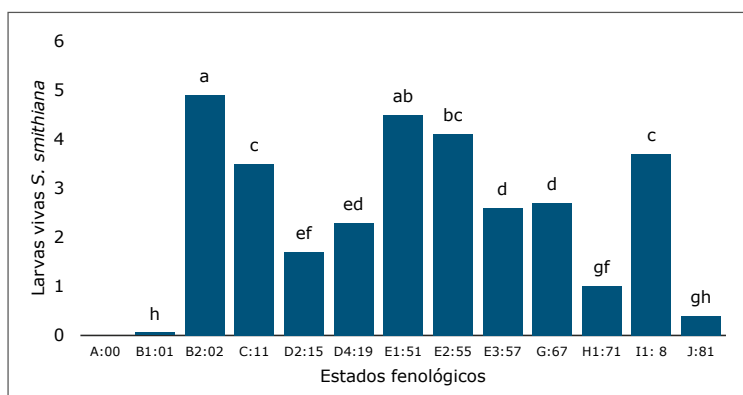


Figura 1.13. Número de larvas vivas de *S. smithiana* en relación con la fenología y liberación de *C. externa*.
Fuente: Elaboración propia

Los resultados obtenidos permiten sugerir como una estrategia biológica de reducción de poblaciones de *S. smithiana* la implementación de liberaciones de *C. externa*. Las liberaciones iniciales deben estar dirigidas al control de larvas de *S. smithiana* de primeros estados de desarrollo (instar I y II). En una primera fase, se sugieren liberaciones periódicas en una dosis de 100 larvas de *C. externa*/planta, cada 15 días durante el periodo de brote de

yemas (fenología A:00, B1:01, B2:02 y C:11). Así mismo, se recomienda una segunda fase de liberaciones en una dosis más baja (10000-20000 individuos/hectárea/mes) durante el ciclo productivo del cultivo, de tal manera que se permita el establecimiento de poblaciones del depredador. Complementario al efecto de *C. externa*, se aconseja el uso de componentes microbiológicos, a base de formulados con *Bacillus thuringiensis* en dosis comercial, dirigido

al control de larvas de instar I y II; al igual que con *C. externa*, las aplicaciones se deben realizar durante la etapa de emisión de brotes, durante los estados fenológicos B1:01, B2:02 y C:11.

Control cultural

El objetivo de la estrategia es propiciar unas condiciones adversas para el desarrollo de los diferentes estados biológicos de *S. smithiana*, con el fin de reducir la incidencia y el número de brotes afectados.

Residuos de podas

Se debe realizar un manejo adecuado de residuos vegetales producto de la poda de árboles después de la cosecha, y en especial se deben sacar fuera del lote aquellas ramas o brotes que manifiesten síntomas de daño ocasionados por el enrollador. Esta práctica cultural permite eliminar larvas y pupas, y de esta manera reducir la emergencia de futuras poblaciones de adultos, disminuyendo así la oviposición en el tejido vegetal de brotes en formación y desarrollo.

Referencias

- Borges, M., Beltrán, A., Juncal, J., Gómez, M., González, C., Montes, M., Cabrera, R. I., Hernández, D., & Rodríguez, J. L. (2004). Influencia de la biodiversidad en el manejo de plagas en el contexto de la fruticultura cubana. En *Memorias del II Congreso de Agricultura Tropical*. Instituto de Geografía Tropical (IGT).
- Canacuán Nasamuez, D. E. & Carabalí Muñoz, A. (2015). *Strepsicrates smithiana* (Walsingham, 1891), enrollador de hojas de *Psidium guajava*. Identificación, daño y ciclo biológico. *Corpoica. Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 16(2), 279-292. https://doi.org/10.21930/rcta.vol16_num2_art:373
- Canacuán Nasamuez, D. E. & Carabalí Muñoz, A. (2018). *Chrysoperla externa* H. (Neuroptera: Chrysopidae) como controlador biológico de *Strepsicrates smithiana* W. (Lepidoptera: Tortricidae), en el cultivo de guayaba. En *45 Congreso Sociedad Colombiana de Entomología Socolen*, Cali, Colombia. <https://www.socolen.org.co/publicaciones/memorias-45-congreso-socolen>
- Carabalí Muñoz, A. (2014). *Estudios e indicadores epidemiológicos de plagas emergente (anillador, taladrador y enrollador) en el cultivo de la guayaba*. [Informe final de meta]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Carabalí Muñoz, A. (2016). Estudios e indicadores epidemiológicos del cultivo de la guayaba desarrollados en los gusanos, xilófagos anillador (Lepidoptera: Sesiidae), taladrador (Lepidoptera: Cossidae) de la guayaba (*Psidium guajava* L.) y Enrollador *Strepsicrates smithiana* (Lepidoptera: Tortricidae) [Informe final de meta]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Carabalí Muñoz, A., Insuasty, O. I., Pulido, V. C., & Canacuán Nasamuez, D. E. (2015). *Insectos plagas de importancia económica en el cultivo de la guayaba y sus estrategias de control*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.

- Coronado, J. M., Ruiz, E., Martínez, J. A., & Horta, J. V. (2005). Listado preliminar de los bracónidos (Hymenoptera) de Tamaulipas, México. En L. L. Barrientos, S. A. Correa, J. V. Horta Vega, & J. J. García (Eds.), *Biodiversidad Tamaulipeca* (pp. 151-155). DGEST-ITCV.
- Diez-Rodríguez, G. I., Nava, D. E., Hubner, L. K., Neto, F. C., & Antunes, L. E. (2016). Biología e infestação de *Strepsicrates smithiana* em araçazeiro. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 51(3), 280-283. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-204X2016000300010>
- Fernández, F., & Sharkey, M. J. (2006). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Universidad Nacional de Colombia.
- Krauss, N. L. H. (1964). Insects associated with firebush (*Myrica faya* Aiton). *Proceedings, Hawaiian Entomological Society*, 18(3), 405-411.
- Peña J. E., Duncan. R., & Vasquez, T. (1999). Guava arthropod seasonality and control of fruit flies in south Florida. *Proceedings of the Florida State Horticultural Society*, 112, 206-209.
- Razowski, J., Landry, B., & Roque-Albelo, L. (2008). The Tortricidae (Lepidoptera) of the Galapagos Islands, Ecuador. *Revue suisse de zoologie*, 115(1), 185-220.
- Salazar, D. M., Melgarejo, P., Martínez, R., Martínez, J. J., Hernández, F. & Burguera, M. (2006). Phenological stages of the guava tree (*Psidium guajava* L.). *Scientia Horticulturae*, 108(2), 157-161. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2006.01.022>
- Weber, P. W. (1956). Recent introductions for biological control in Hawaii-II. *Proceedings, Hawaiian Entomological Society*, 16(2), 313-314.





Picudo de la guayaba *Conotrachelus psidii* Marshall, 1922 (Coleoptera: Curculionidae)

Arturo Carabalí Muñoz
Millerlandy Montes Prado

En Colombia, *Conotrachelus psidii* presenta una distribución geográfica generalizada y es considerado un insecto plaga de importancia económica en los principales sistemas silvopastoriles y tecnificados de *Psidium guajava*; la cual representa una importante fuente de desarrollo e ingresos para productores, por su utilización en la agroindustria y consumo en fresco. En agroecosistemas tecnificados, la reducción de poblaciones se ha enfocado principalmente en la aplicación de moléculas de síntesis químicas dirigidas al follaje para el control de adultos, lo que hace necesario la identificación de nuevas estrategias articuladas de manera integral que permitan la generación de esquemas de manejo eficientes y sostenibles.

Generalidades e importancia

El picudo de la guayaba *Conotrachelus psidii* Marshall (Coleoptera: Curculionidae) se considera el principal limitante fitosanitario en cultivos de guayaba en el país (Camacho et al., 2009; Delgado, 2012; (Insuasty et al., 2007) (figura 2.1a). Pérdidas en la producción y la calidad del fruto (no apropiado para el consumo en fresco o su uso en procesos agroindustriales) son ocasionados por el insecto cuando la hembra oviposita en frutos en desarrollo y provoca el daño externo, el cual se reconoce por una pequeña horadación que, con el crecimiento del fruto, adquiere la forma de cicatriz invaginada; también cuando las larvas en desarrollo producen el daño interno del fruto, el cual se evidencia en el ennegrecimiento y endurecimiento de la pulpa (figura 2.1b).



Fotos: Arturo Carabalí Muñoz y Millerlancy Montes Prado

Figura 2.1. *Conotrachelus psidii* Marshall (Coleoptera: Curculionidae) y afectación al fruto. a. Adulto de *Conotrachelus psidii*; b. Daño al interior del fruto ocasionado por larvas del insecto.

Distribución geográfica

Especies del género *Conotrachelus* han sido registradas como plagas del cultivo de guayaba en países productores del continente americano: *Conotrachelus dimidiatus*, encontrado en Guatemala, Honduras y México (O'Brien & Wibmer, 1982; Vargas-Madríz et al., 2017); *Conotrachelus copalensis*, en México (Mancera et al., 2018; Salas-Araiza & Romero-Nápoles, 2012), y *Conotrachelus psidii*, en Brasil, Perú y Venezuela (Bailez et al., 2003; Boscán &

Cáseres, 1981; Monroy & Insuasty, 2006; Vásquez et al., 2002). En Colombia, Monroy e Insuasty (2006) reportaron la especie que afectaba cultivos de guayaba localizados en la Hoya del río Suárez.

En el Valle del Cauca, durante 2013 y 2014, se realizaron muestreos periódicos en zonas productoras de guayaba, registrándose la presencia de *C. psidii* en municipios del norte: Roldanillo, La Unión, Toro, Bolívar y Palmira (Carabalí Muñoz, 2013, 2014) (figura 2.2).

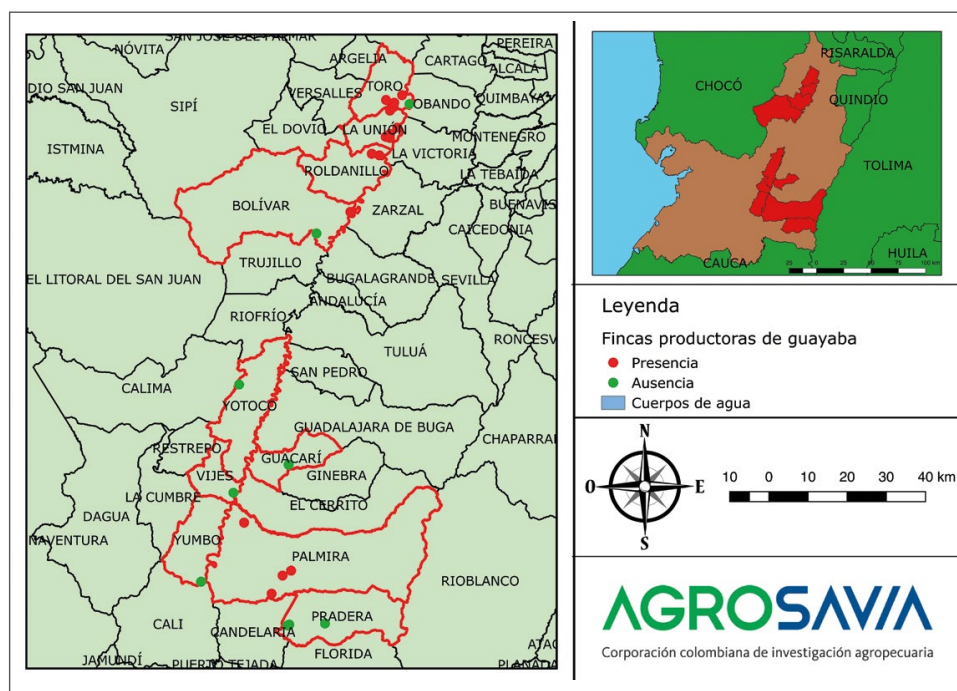


Figura 2.2. Distribución de *Conotrachelus psidii* en el Valle del Cauca, 2013-2014.

Fuente: Carabalí Muñoz (2013)

Daño

Los adultos emergen del suelo con el inicio de las lluvias. Recientes investigaciones han permitido corroborar que la presencia del daño está asociado a periodos de humedad acumulada del suelo, regulada por las precipitaciones, con rangos entre 50-150 mm de precipitación y 27 a 34% de humedad en el suelo (Carabalí Muñoz, 2017). Los adultos se alimentan de diferentes estructuras, dependiendo del estado fenológico del cultivo, mostrando una mayor preferencia por el raquis tierno de los tallos (figura 2.3a), la nervadura central de las hojas (figura 2.3b y 2.3c), los botones florales (figura 2.3d y 2.3e) y los frutos con madurez fisiológica (figura 2.3f).

El daño en la producción inicia con la oviposición de la hembra sobre los frutos recién cuajados y en desarrollo (sin alcanzar madurez de cosecha), estados fenológicos que garantizan el posterior desarrollo y supervivencia de la descendencia. La hembra con su “pico” construye una cámara donde ubica un huevo, la cual es recubierta con excrementos, esta actividad puede tardar de 30 a 45 minutos. Las larvas recién emergidas se alimentan de la pulpa y se dirigen hacia el centro del fruto; durante el recorrido, el tejido se torna de color negro y se endurece. Cuando la larva alcanza el instar IV abandona el fruto a través de un orificio de salida; en respuesta al daño, la planta: a) detiene el crecimiento en

la zona donde se realizó la postura y se forman invaginaciones que deforman el fruto; b) los frutos afectados maduran precozmente, y c) dependiendo del material afectado se presenta

la dehiscencia del fruto. Cuando el fruto permanece adherido al árbol, el orificio de salida de las larvas sirve de ingreso a insectos asociados a otras funciones biológicas.



Fotos: Arturo Carabali Muñoz y Millerlancy Montes Prado

Figura 2.3. Síntomas de alimentación y daño de *C. psidii* sobre estructuras de guayaba. a. Daño por consumo de raquis tierno; b. Síntoma de alimentación en nervadura principal de hojas; c. Síntoma de alimentación sobre ápice de la hoja, con patrones de color marrón, en daño avanzado de nervadura principal de la hoja; d. Daño por alimentación sobre botón floral, con punteadura marrón; e. Síntoma de alimentación sobre botones y raquis, con punteaduras marrón; f. Daño de alimentación producido por adultos y larvas de *C. psidii* en frutos de diferentes estados de desarrollo fenológico.

Biología y hábitos

El ciclo de vida de *Conotrachelus psidii* sobre guayaba Palmira ICA-1, desde huevo hasta la emergencia del adulto del suelo, tiene una duración promedio de $136 \pm 15,59$ días. El huevo tarda un promedio de $4,39 \pm 0,30$ días en incubar; cuando emergen las larvas pasan por una fase de alimentación que cumplen dentro del fruto, en aproximadamente $14,37 \pm 3,15$ días; cuando ingresan al suelo permanecen en estado de latencia durante $117 \pm 15, 59$ días. Sobre la variedad Palmira ICA1, la longevidad del adulto es de aproximadamente $104 \pm 24,53$ días.

Descripción morfológica

El adulto de *C. psidii* se caracteriza por un patrón de color marrón generalizado, con manchas

oscuras a negras en la cabeza y los élitros, setas entremezcladas color marrón y blanco; en los élitros tiene puntos irregulares ubicados en forma paralela a los intervalos y crestas sobresalientes y discontinuas en el intervalo cinco (5) (figura 2.4) e imperceptibles en el tercio basal. Presenta humeros redondeados.

Adulto

En los adultos el patrón de manchas, disposición de setas, forma del humero, protuberancia y discontinuidad de los intervalos son caracteres morfológicos clave que ayudan a diferenciar las especies dentro del género. El tamaño promedio es de 6 mm de largo, 4,15 mm de ancho y 3,15 mm de alto. Las hembras se diferencian de los machos por la ausencia de setas en la parte central del último esclerito abdominal, mientras que los machos presentan setas blancas dispersas de manera uniforme.

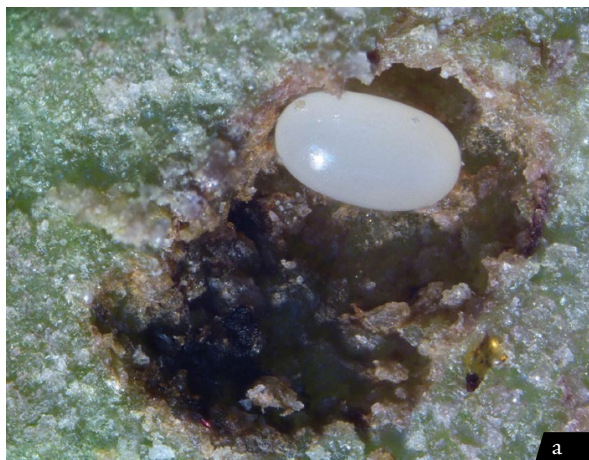


Fotos: Arturo Carabali Muñoz y Millerlandy Montes Prado

Figura 2.4. Características de adulto de *C. psidii*. a. Vista dorsal con mancha negra, punteaduras y setas blancas; b. Vista lateral, se observan las crestas en los intervalos de los elitros.

Huevo

La hembra, con ayuda del pronoto, cava un orificio bajo la epidermis del fruto, donde oviposita un huevo por sitio, el cual cubre con sus excretas. Los huevos son blanquecinos, de forma ovalada, y cambian de cristalino a blanco lechoso (figura 2.5a); con el pasar de dos días se observa la formación de las mandíbulas y próximo a la eclosión se ve la cápsula cefálica (figura 2.5b). Las larvas emergen a los $4 \pm 0,34$ días.



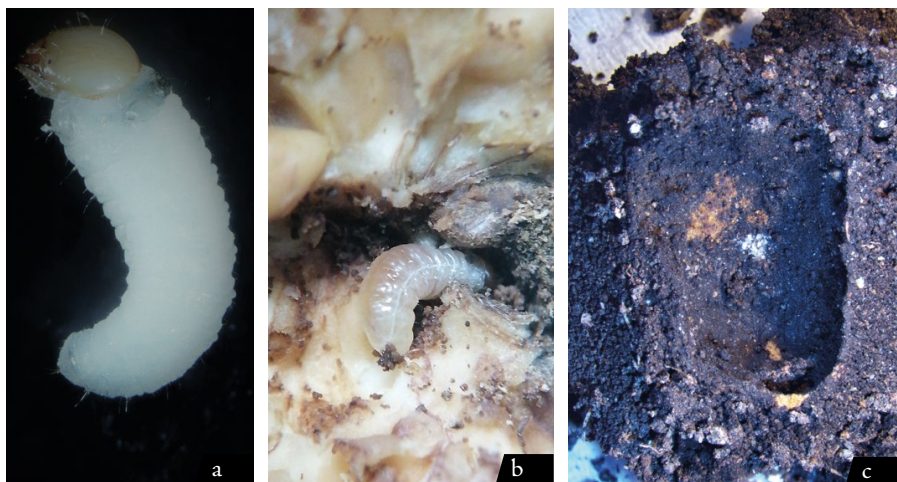
Fotos: Arturo Carabali Muñoz y Millerlandy Montes Prado

Figura 2.5. Huevos de *C. psidii*. a. Menor a 24 horas; b. Próximo a la eclosión.

Larvas

Recién emergidas son de color blanco-cremoso (figura 2.6a). Al avanzar se alimentan del mesocarpio del fruto, con dirección hacia el centro (figura 2.6b). Transcurrido $17 \pm 5,96$

días, se encuentran en su instar larval iv que se caracteriza por el patrón de coloración crema. En este periodo abandonan el fruto, caen al suelo y posteriormente se profundizan a pocos centímetros de la superficie e inician la formación de la cámara pupal (figura 2.6c).

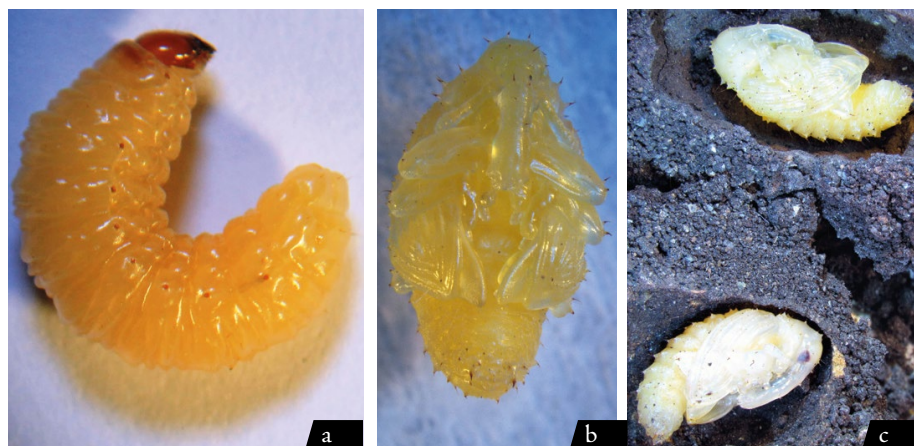


Fotos: Arturo Carabali Muñoz y Millerlandy Montes Prado

Figura 2.6. Estados inmaduros de *C. psidii*. a. Larva recién emergida; b. Larva alimentándose en guayaba. c. Cámara pupal.

Prepupa y pupa

Larvas maduras de instar iv inician la fase de prepupa (figura 2.7a), periodo en el cual los individuos entran en latencia e interrumpen la alimentación. Protegidos de factores bióticos y abióticos, permanecen en la cámara pupal construida luego de su ingreso y profundización en el suelo. Una vez las condiciones climáticas en el exterior asociadas a la humedad alcanzan los rangos requeridos por el insecto, inician la etapa de pupa (figura 2.7b y 2.7c). Las pupas son de color crema, ovaladas, del tipo exarata. El tiempo promedio de desarrollo entre larvas y pupas es de $144 \pm 26,41$ días. Después de este tiempo emergen los adultos del suelo e inician nuevamente su ciclo.



Fotos: Arturo Carabalí Muñoz y Millerlancy Montes Prado

Figura 2.7. Larva y pupa de *C. psidii*. a. Larva de instar IV; b. Vista ventral de una pupa de *C. psidii*; c. Pupas en cámara pupal.

Biología y hábitos

Las hembras de *C. psidii* prefieren ovipositar en frutos de 20 días de formación, etapa fenológica que garantiza que su descendencia cumpla su tiempo de desarrollo dentro del fruto antes que llegue a madurez y caiga del árbol. Investigaciones realizadas en cultivos con presencia y daño del insecto han revelado que periodos de precipitaciones incrementan las poblaciones de *C. psidii*, debido a diferenciales incrementos de los contenidos de humedad en el suelo. Ello hace que las pupas maduras que permanecen en la cámara pupal rompan la latencia y pasen a la fase adulta (Carabalí Muñoz, 2014). Así mismo, estudios sobre distribución espacial han mostrado que las poblaciones de *C. psidii* presentan un patrón de distribución agregado (Carabalí Muñoz,

2014), el cual es repetitivo entre ciclo y ciclo productivo. Además, varían en el tamaño del “foco”, el cual puede incrementar su radio de disseminación y, de no establecerse programas de manejo, el daño se generaliza en el cultivo trascurridos varios ciclos productivos.

Hospederos

Conotrachelus psidii es una especie de picudo reportada en plantas de la familia Myrtaceae, siendo el hospedero principal *Psidium guajava* (figura 2.8a). En el Valle del Cauca, Colombia, se encontró en cultivos de guayaba coronilla o guayabo agrio *Psidium friedrichsthalianum* (figura 2.8b) (Carabalí Muñoz, 2013) y se ha reportado afectando frutos de feijoa *Acca sellowiana* en Brasil (Machado et al., 2015).



Fotos: Arturo Carabali Muñoz y Millerlidy Montes Prado

Figura 2.8. Hospederos de *C. psidii*. a. Daño de *C. psidii* en *P. guajava*; b. Daño de *C. psidii* en *P. friedrichsthalianum*.

Manejo

Investigaciones realizadas por la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica), ahora AGROSAVIA, entre los años 2013-2017, mostraron que para el establecimiento de un programa de manejo integrado (MIP) sostenible de *C. psidii*, este debe estar sustentado en el reconocimiento de la distribución espacial de las poblaciones del insecto, acompañado de métodos de monitoreos con alto nivel de precisión que involucren estrategias culturales y biológicas. Así mismo, debido a los hábitos del insecto, se deben tener en cuenta las relaciones existentes con la fenología de la planta, condiciones físicas y humedad del suelo, características biofísicas de la región e historial de manejo.

Distribución espacial

Estudios realizados por Pinchao y Carabali Muñoz (2019), en parcelas comerciales de guayaba Palmira ICA-1, revelaron que frutos afectados por *C. psidii* (FAC) exhiben un

patrón de distribución espacial no uniforme. Los mapas en la figura 2.9 representan la distribución espacial del daño en frutos causado por el picudo, considerando la información de la estructura espacial descrita en los semivariogramas. Los mapas muestran el comportamiento temporal del número de FAC y revelan que al llegar al monitoreo 5 se registran unos pequeños sitios de agregación (lote 1). En el siguiente monitoreo se observa la dispersión del daño a partir de los sitios con concentración del lote 1, con mayor presencia en los bordes y la esquina noreste del lote 1. En el monitoreo 7 y 8, el daño alcanza una mayor distribución en el lote 1 y 2, siendo superior la acumulación en el noreste y este del lote 1; la agregación del daño “foco” persiste durante aproximadamente dos meses. En los monitoreos 9 y 10, se observa cómo el daño en frutos se presenta en el borde superior de los lotes 1, 2 y 3, y a partir de ahí se distribuye hacia el borde inferior. En el monitoreo 10, se registra una reducción del número de frutos con daño, resultado del inicio de la cosecha en el lote 1; no obstante, la concentración del daño persiste en el “foco”

inicial. En contraste, en el lote número 4 no se presentaron daños durante el ciclo de evaluación e históricamente no se han registrado frutos afectados. En el siguiente ciclo productivo (monitoreo 20) en el lote 1, se identificaron dos pequeños focos, uno de ellos ubicado en la misma zona donde se encontraron los focos en el monitoreo 5 del ciclo anterior.

La información suministrada por los mapas (figura 2.9) permitió comprobar que en los cultivos de guayaba existen zonas donde el número de FAC es mayor y se repite en cada

monitoreo. Ello indica que hay una distribución agregada del número de FAC, y sugiere que estos sitios de concentración favorecen la presencia y desarrollo de poblaciones de *C. psidii*. Con la información de las variables de condiciones físicas del suelo y climáticas se correlacionó la tendencia espacial. Los resultados revelaron que el contenido de humedad en el suelo (entre 27-34 %), arcillas (≤ 30 %) y limos (≥ 40 %) son las variables de mayor significancia, que ofrecen una mejor explicación de la distribución espacial del daño (Pinchao & Carabalí Muñoz, 2019).

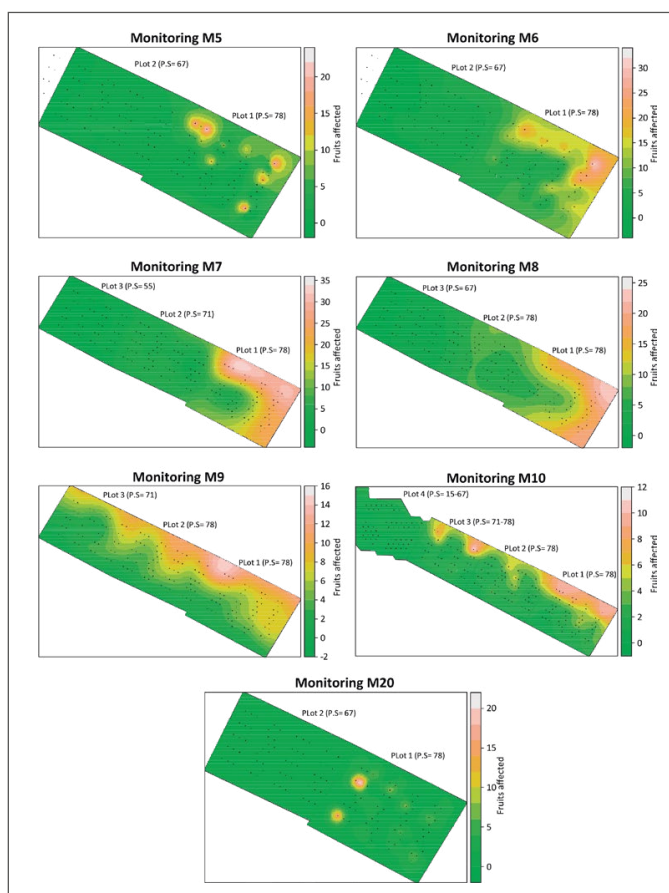


Figura 2.9. Mapas de distribución del daño en frutos causado por *Conotrachelus psidii*, obtenidos por krigage universal a partir de los modelos teóricos de ajuste para cada uno de los monitoreos.

Fuente: Pinchao y Carabalí Muñoz (2019)

Monitoreo

La selección de un determinado método de monitoreo de poblaciones de picudo debe tener en cuenta aspectos del comportamiento y bioecología del insecto: *C. psidii* posee características como el tamaño (6 mm) y el comportamiento adaptativo de tanatosis, el cual representa una forma de engaño (simulación de estar muerto). También utiliza como estrategia el mimetismo, al asemejarse con estructuras de la

planta (figura 2.10a). Este conjunto de características y comportamientos debe ser tenido en cuenta antes de implementar un determinado método de monitoreo. Estudios realizados por AGROSAVIA, dirigidos a caracterizar el daño ocasionado por el insecto relacionado con la fenología de la planta, permitieron identificar estructuras vegetales que el insecto prefiere para su alimentación y oviposición de acuerdo con el estado fenológico del cultivo (figura 2.10b) (Carabalí Muñoz, 2015).



Fotos: Arturo Carabalí Muñoz y Millerlancy Montes Prado

Figura 2.10. Mimetismo de *C. psidii* con estructuras reproductivas. a. Adulto de *C. psidii* mimetizado con estambres secos; b. Adulto de *C. psidii* dentro de brácteas de fruto en desarrollo.

Reconocimiento del daño

Es considerado un método de monitoreo de observación directa. Su implementación en etapas iniciales, debe ser dirigido al daño ocasionado por los adultos en las diferentes estructuras de la planta. Esos monitoreos iniciales y el conocimiento del historial del cultivo deben suministrar información preliminar sobre la distribución espacial del daño. Se sugiere realizar recorridos en forma de zigzag por el cultivo. En cultivos tecnificados se debe realizar al iniciar la formación de las primeras ramas, cuando el raquis aún no pierde el color verde. En la etapa reproductiva, los muestreos deben estar dirigidos a los botones florales. Los muestreos son obligatorios y con más frecuencia (cada semana) en periodos de mayores precipitaciones, en un intervalo mínimo de dos semanas, y cuando el acumulado de estas precipitaciones se encuentre entre 50 y 150 mm. Los monitoreos posteriores deben ir dirigidos a frutos recién cuajados (diámetro

del fruto $\leq$ a 1 cm) y frutos en desarrollo. Otras zonas para incluir en el programa de monitoreo son los árboles que se encuentran en sitios de tránsito de frutos en cosecha, árboles en áreas cercanas al punto de acopio y en sitios de drenajes, principalmente en las zonas más bajas o donde se presenten condiciones de humedad permanente.

Sombrilla invertida

Se recomienda su uso en el monitoreo de adultos y alcanza una mayor eficiencia cuando previamente se tienen identificados los sitios de agregación del daño o “focos”. Consiste en ubicar una sombrilla (de un color que contraste con el de los insectos adultos) bajo las ramas de los árboles que conforman los “focos” (figura 2.11). Luego se deben agitar (tres veces) las ramas de cada punto cardinal. A continuación, se debe revisar, cuantificar y registrar el número de adultos/árbol, recuperados en la sombrilla.

48



Fotos: Arturo Carabali Muñoz y Millerlandy Montes Prado

Figura 2.11. Monitoreo de adultos de *C. psidii* con sombrilla invertida. a. Agitación de ramas; b. Ubicación de sombrilla invertida de color blanco que contrasta con el color del insecto.

Estrategias de manejo

En las primeras etapas de implementación de un programa de manejo se recomienda realizar observaciones periódicas en etapas fenológicas de cuajado y llenado de frutos, dirigidas a la identificación de síntomas de daño presente en los frutos. Sus características son: a) síntomas dejados por la hembra en la oviposición (posturas menores a 24 horas) (figura 2.12a); b) presencia de residuos

de excretas en el sitio de postura, invaginaciones con manchas pardas, y c) sintomatología de madurez precoz del fruto (frutos con coloraciones amarillentas) (figura 2.12b). Una vez confirmado el patrón de distribución espacial de *C. psidii* y definido el mejor método de monitoreo, se propone un programa de manejo por sitio específico: “focos”. El esquema de manejo propuesto para la reducción de poblaciones del insecto está basado en dos componentes: cultural y biológico.



Fotos: Arturo Carabali Muñoz y Millerlandy Montes Prado

Figura 2.12. Síntomas de daño ocasionado por *C. psidii* en frutos de guayaba. a. Daño en etapa inicial producido por la hembra durante la ubicación de la postura en la corteza del fruto (inferior a 24 horas); b. Síntoma de daño en etapa intermedia, presencia de excretas y tejido necrosado (15 días en fruto verde), y daño en etapa final, fruto con madurez prematura y orificio de salida de la larva.

Control cultural

Esta práctica consiste en remover del árbol aquellos frutos con síntomas de daño (oviposición), y en retirar del cultivo los frutos afectados, con especial cuidado de no permitir que las larvas caigan al suelo durante su traslado dentro del lote. Se recomienda utilizar tarros de 50 litros para la cosecha; y cuando se hace con canastillas, colocar un fondo en malla que reciba las larvas que caen de los frutos para evitar su dispersión en el lote. Los frutos cosechados afectados deben ser eliminados de acuerdo con la facilidad del productor (uso de ripiadoras, entierre de frutos asegurando un nivel de 50 cm de suelo por encima de la última capa de frutos depositados, previa aplicación de cal o un insecticida de carácter biológico).

50

Resultados de validaciones de estrategias de manejo de *C. psidii*, realizadas en cultivos comerciales del norte del Valle del Cauca, en su componente cultural incluyeron el tratamiento de embolsado de frutos y revelaron que el embolsado en cultivos comerciales de Palmira ICA-1 no es una práctica económica y ambientalmente viable. Un árbol de guayaba puede alcanzar un rango entre 400 y 700 frutos en un ciclo. En contraste, la estrategia de recolección de frutos afectados, realizada durante dos ciclos continuos de producción, mostró una reducción del 41,6 % en el número de frutos con daño (Carabalí Muñoz, 2014, 2015).

Control biológico

La estrategia biológica se basa en el empleo de microorganismos entomopatógenos que han mostrado ser una herramienta promisoría

para la reducción de poblaciones de adultos y estados inmaduros de *C. psidii*, mediante la utilización de dos géneros de hongos (*Beauveria* y *Metarhizium*) y la liberación de nematodos entomopatógenos (NEP) del género *Steinernema*.

Hongos entomopatógenos (HEP)

Estudios realizados por AGROSAVIA (Carabalí Muñoz, 2014), bajo condiciones de laboratorio, revelaron que cepas de los hongos *Beauveria bassiana* y *Metarhizium* sp. ocasionaron mortalidades hasta del 100 % sobre larvas de instar IV de *C. psidii* (figura 2.13). Así mismo, bajo condiciones de campo durante un ciclo productivo, después de aplicados los HEP, el daño registrado pasó del 33 % al 17 %. El promedio de daño en ese ciclo productivo fue del 11 %, en el siguiente ciclo el registro del daño pasó al 1 %.

En campo, hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium* sp., aplicados en mezcla al suelo, en las dosis recomendadas por el fabricante, afectan poblaciones de la especie al entrar en contacto con las esporas de los hongos: a) afectan larvas que se dejan caer al suelo; b) contaminan adultos emergentes del suelo, y c) contaminan larvas en latencia en el suelo y, en general, poblaciones en diferentes estados de desarrollo. Se sugiere seguir de manera rigurosa las recomendaciones de uso del fabricante, en las cuales se resaltan las condiciones de humedad que debe tener el suelo, previas a las aplicaciones. Además, se aconseja iniciar aplicaciones dirigidas al follaje y suelo en épocas de inicio de las lluvias, cuando los monitoreos registran frutos afectados por el insecto.



Fotos: Arturo Carabalí Muñoz y Milerlándy Montes Prado

Figura 2.13. Larvas de *C. psidii* inoculadas con hongos entomopatógenos. a. *Metarhizium* sp.; b. *Beauveria bassiana*.

Nematodos entomopatógenos (NEP)

El empleo de nematodos entomopatógenos es otro método para disminuir las poblaciones del insecto plaga en el suelo, la dosis recomendada es de un millón de juveniles infectivos del género *Steinernema* por árbol. Debido a la complejidad de trabajar con esta clase de microorganismos vivos en campo, se recomienda como método

de aplicación la técnica de cadáveres de *Galleria mellonella* afectados por los NEP, en dosis de 20 cadáveres infectados por árbol, distribuidos en cuatro puntos (cinco cadáveres infestados/punto), bajo la copa del árbol (figura 2.14). Investigaciones realizadas por AGROSAVIA (Carabalí Muñoz, 2014) en cultivos comerciales han registrado una reducción del daño en frutos del 7 al 4% cuando se aplican nematodos entomopatógenos en el precedente ciclo productivo.



Fotos: Arturo Carabali Muñoz y Millerlandy Montes Prado

Figura 2.14. Liberación de los NEP del género *Steinernema* en campo. a. Cadáveres de *G. melonella* infectados con los NEP; b. Transporte de los NEP en recipientes refrigerados; c. Procedimiento de liberación en campo; d. Disposición de los NEP en sitio; e. Cubrimiento del sitio de liberación.

Referencias

- Bailez, O. E., Viana-Bailez, A. M., De Lima, J. O., & Moreira, D. (2003). Life-history of the guava weevil, *Conotrachelus psidii* Marshall (Coleoptera: Curculionidae), under laboratory conditions. *Neotropical Entomology*, 32(2), 203-207. <http://dx.doi.org/10.1590/S1519-566X2003000200003>
- Boscán, N., & Cásares, M. (1981). Distribución en el tiempo de las fases del gorgojo de la guayaba *Conotrachelus psidii* Marshall (Coleoptera: Curculionidae) en el campo. *Agronomía tropical*, 31(1-6), 123-130.

- Camacho, C., Díaz, B., Insuasty, O., & Martínez, J. (2009). Alternativas para el manejo integrado del picudo (*Conotrachelus psidii* Marshall) de la guayaba (*Psidium guajava* L.). En Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, *Desarrollo tecnológico para el manejo poscosecha de la guayaba (Psidium guajava L.) en Colombia y Venezuela. Resultados de investigación en Colombia*, 2006 (pp. 78-83).
- Carabalí Muñoz, A. (2013). *Determinación de incidencia, daño y validación de estrategias de manejo integrado del picudo Conotrachelus psidii en guayaba pera (Palmira, ICA 1) en el norte del Valle del Cauca*. [Informe Técnico Final]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Carabalí Muñoz, A. (2014). *Estudios e indicadores epidemiológicos del cultivo de la guayaba desarrollados en los gusanos, xilófagos anillador (Lepidóptera, Sesiidae), taladrador (Lepidóptera, Cossidae) de la guayaba (Psidium guajava L.) y Enrollador Strepsicrates smithiana (Lepidóptera: Tortricidae)*. [Informe final]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Carabalí Muñoz, A. (2015). *Validación de estrategias de manejo de poblaciones del picudo de la guayaba C. psidii*. [Informe final de meta]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Carabalí Muñoz, A. (2017). *Estrategia de manejo de poblaciones de Conotrachelus psidii en el cultivo de guayaba*. [Informe final de meta]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Delgado, C. Y. (2012). *Control del picudo de la guayaba Conotrachelus psidii Marshall (Coleoptera: Curculionidae) con nematodos entomopatógenos* [Tesis de doctorado]. Universidad Nacional de Colombia.
- Insuasty, B., Monroy, R., Díaz, A., & Bautista, J. (2007). *Manejo integrado del picudo de la guayaba (Conotrachelus psidii Marshall) en Santander*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Machado, J., Carissimi, M. I., Zanelato, M., Agostinetto, L., & Boff, P. (2015). Damage caused by *Conotrachelus psidii* (Coleoptera: Curculionidae) to the fruits of feijoa (*Acca sellowiana*). *Revista Colombiana de Entomología*, 41(1), 12-17.
- Mancera, A. V., Bautista, N., Illescas, C. P., Valdez, J. M., & Castañeda, Á. (2018). *Conotrachelus* species of agricultural and quarantine importance for Mexico. *Southwestern Entomologist*, 43(1), 45-55. <https://doi.org/10.3958/059.043.0123>
- Monroy, R. A., & Insuasty, O. I. (2006). Biología del Picudo de la guayaba *Conotrachelus psidii* (Marshall) (Coleoptera: Curculionidae). *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 7(2), 73-79.
- O'Brien, C. W., & Wibmer, G. J. (1982). *Annotated checklist of the weevils (Curculionidae sensu lato) of North America, Central America, and the West Indies (Coleoptera: Curculionoidea) (n.º 34)*. American Entomological Institute. https://pdfs.semanticscholar.org/1a59/e4a7aa89005bdfd7d20b74443d44fa1f6961.pdf?_ga=2.245685252.1894357558.1581377301-1933639939.1581267707

- Pinchao, E. C., & Carabalí Muñoz, A. (2019). Mapping the spatial distribution of *Conotrachelus psidii* (Coleoptera: Curculionidae): Factors associated with the aggregation of damage. *Neotropical Entomology*, 478-691.
- Salas-Araiza, M. D., & Romero-Nápoles, J. (2012). Species of *Conotrachelus* (Coleoptera: Curculionidae: Molytinae) associated to the guava and new species description. *Revista Colombiana de Entomología*, 38(1), 124-127.
- Vargas-Madríz, H., Martínez-Damián, M., & Mena-Nevárez, G. (2017). Tratamientos poscosecha para el control de *Conotrachelus dimidiatus* (Coleoptera: Curculionidae) en guayaba (*Psidium guajava*). *Revista Colombiana de Entomología*, 43(1), 14-20.
- Vásquez, J., Delgado, C., Couturier, G., & Ferrero, D. M. (2002). Harmful insects for the guava tree (*Psidium guajava* L.: Myrtaceae) in Peruvian Amazonia. *Fruits* (París), 57(5/6), 323-334. <https://doi.org/10.1051/fruits:2002029>





Moscas de la fruta *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae)

Leidy Yibeth Deantonio-Flrido

Arturo Carabalí Muñoz

A las moscas de la fruta (*Anastrepha* spp.) se les atribuye uno de los daños más comunes en la guayaba, debido a que el estado larval se alimenta de la pulpa; esto promueve su oxidación y maduración prematura. A pesar de contar con recomendaciones de monitoreo y manejo generados en los años noventa, el ataque de las moscas continúa afectando la calidad de la guayaba destinada al consumo en fresco y a la agroindustria. Por lo anterior, cobra importancia exponer aspectos de la biología y opciones de manejo integrado disponibles en la actualidad.

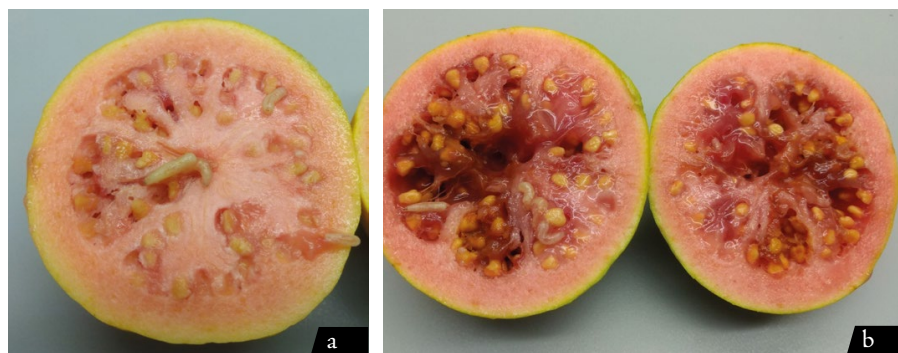
Generalidades e importancia

Las especies de importancia económica en Colombia incluyen los géneros *Anastrepha* (Schiner) *Toxotrypana* (Gerstaecker) y *Ceratitis* (Macleay) (Núñez, 1994). En este sentido, el género *Anastrepha* es considerado el más numeroso e importante en las zonas tropicales y subtropicales de México, Centroamérica y Suramérica de donde es originario, ya que cuenta con más de 200 especies descritas (Gómez, 2005; Norrbom & Korytkowski, 2007; Núñez, 1994). *Anastrepha* se ha reportado en zonas de hasta 2.130 m s. n. m., y en temperaturas entre los 16 y 30 °C (Martínez-Alava, 2007; Núñez, 1981). Taxonómicamente, este género hace parte del orden Díptera, superfamilia Tephritoidea, infraorden Muscomorpha, sección Schizophora y familia Tephritidae del tercer clado (Gómez, 2005).

En Colombia, uno de los cultivos afectados por *Anastrepha* es la guayaba; estas moscas son una de las principales limitantes para su producción en zonas como la provincia de Vélez (Santander) (Gómez, 1996; Instituto Colombiano Agropecuario [ICA], 2012; Núñez et al., 2004) y el departamento del Tolima (Castañeda, 2010). Las especies representativas en Colombia son *Anastrepha fraterculus*, *A. suspensa* y *A. striata* (Insuasty et al., 2007; Gómez, 2005) con incidencias entre el 96 y el 100 % dependiendo de la localidad (Gómez, 1996; Núñez et al., 2004).

Daño

Las moscas de la fruta ocasionan pérdidas directas sobre la guayaba por oviposición (Lorscheiter et al., 2012; Núñez, 1996; Santos et al., 2008) y desarrollo de larvas (figura 3.1). Estas causan oxidación, maduración prematura y la pudrición de las guayabas (ICA, 2012); así como pérdidas económicas por restricciones cuarentenarias impuestas a los países exportadores (ICA, 2012; Martínez-Alava, 2007; Núñez, 1994). Además, causa la caída prematura de los frutos por disturbios hormonales (Lorscheiter et al., 2012) y la maduración precoz, debido al desdoblamiento de la pectina, hidrólisis de la glucosa, disminución de la consistencia, deterioro del color, aspecto de la pulpa y cambio del aroma (Gutiérrez, 2001).



Fotos: Eugenio Kopp Sanabria

Figura 3.1. Daños causados por moscas de la fruta en guayaba. a. Presencia de larvas de mosca en la pulpa de la guayaba regional; b. Larvas al interior del fruto acompañado de sobremaduración de la pulpa de guayaba regional.

Descripción morfológica

El ciclo de desarrollo de las moscas de la fruta presenta las etapas de huevo, larva, pupa y adulto; cada una de estas tiene características morfológicas particulares, las cuales se describen a continuación:

Huevos

Los huevos de las moscas de la fruta difieren entre especies; no obstante, su tamaño es generalmente menor de 2 mm, son de color blanco cremoso, forma alargada y ahusada en los extremos, y en algunos casos presenta corion ornamentado (Gómez, 2005). El huevo completamente desarrollado es opaco, y antes de la eclosión, la larva de primer instar puede ser vista raspando la pared interna del corion (Marín, 2002).

Pupa

La cápsula cilíndrica es de 3 a 10 mm y 1,25 a 3,25 mm de longitud y diámetro, respectivamente. Presenta 11 segmentos y varias tonalidades, combinaciones entre café, rojo y amarillo, dependiendo de la especie (Gómez, 2005). Tiene una longitud de 7 a 9 mm; lóbulos anales parcialmente bífidos o semibífidos; 11 a 17 (dígitos) espiráculos anteriores, y 5 a 8 carinas bucales (Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria [Senasica], 2014).

Adulto

Según Hernández-Ortiz, Guillén-Aguilar y López (2010), la cabeza de las especies de importancia económica del género *Anastrepha* cuentan con 2 sedas orbitales, 3 a 5 frontales, una vertical externa, una vertical interna, ocelares desarrolladas débilmente; carina facial presente, antenas cortas sin alcanzar el margen inferior facial.

En el tórax cuenta con una seda postpronotal dos notopleurales, una supraalar presutural, una supraalar postsutural, una postalar, una intraalar, una dorsocentral, una acrostical y dos escutulares. Las alas cuentan con celda bcu con una extensión posteroapical moderadamente larga y vena M recurvada anteriormente en el ápice al conectarse con la vena costal.

El patrón alar típico es de bandas de color amarillo, banda costal (C) desde la base del ala hasta la vena R1; banda S desde el ápice de la celda bcu, cruzando la vena R-M hacia el margen costal; banda V formada por un brazo proximal sobre la vena DM-Cu y el brazo distal sobre la celda m.

Finalmente, el ovipositor tiene una longitud entre 1,3 y 1,6 mm, con 9 a 11 dientes por lado en forma de espinas de rosal, presenta una funda del ovipositor generalmente de tamaño menor que el resto del abdomen (figura 3.2) (Senasica, 2014).



Figura 3.2. Adultos de moscas de la fruta. a. *A. striata*; b. *A. fraterculus*.

Biología y hábitos

Las moscas de la fruta cuentan con cuatro estadios: huevo, larva, pupa y adulto. Estos se desarrollan luego de que las hembras depositan los huevos en el fruto hasta completar el periodo de incubación, eclosión y desarrollo de la larva, la cual pasa por tres instares, y una vez que llega al estado de prepupa, abandona el fruto para empupar en el suelo a poca profundidad (Núñez, 1996).

Alcanzan varias generaciones al año (Insuasty et al., 2007), según el ICA (2012), entre cuatro y ocho. Bajo condiciones de laboratorio (22 °C y 80 % HR), el ciclo de vida de *Anastrepha* spp. inicia con la oviposición de los huevos, entre el octavo y el décimo día. La eclosión se presenta 3 días después. El desarrollo de tres instares larvales se da durante 10 a 12 días, y empupa aproximadamente entre los 15 y 17 días para dar origen al adulto de las moscas, el cual vuela libremente para repetir su ciclo biológico (figura 3.3) (Insuasty et al., 2007).

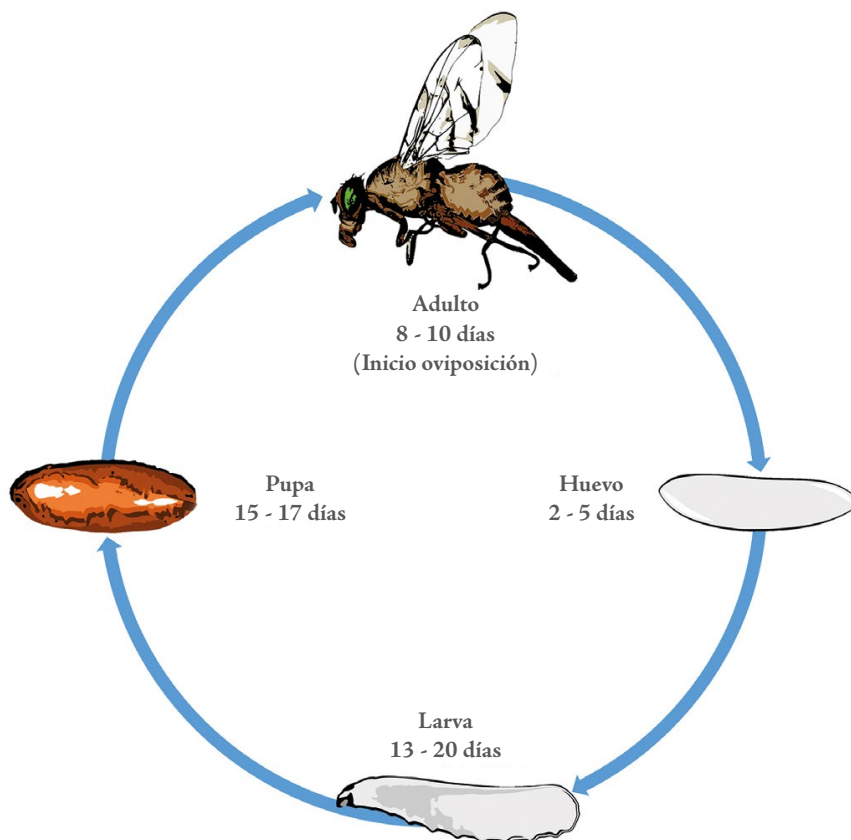


Figura 3.3. Ciclo de vida de *A. fraterculus* con una duración total de 30 a 42 días en laboratorio (Barbosa, Santander).

Fuente: Elaboración propia con base en Insuasty et al. (2007)

Los adultos se alimentan de secreciones glandulares y néctar de las plantas, savia exudada por los troncos, tallos, hojas o frutos con lesiones, así como de frutas excesivamente maduras o fermentadas; adicionalmente, se pueden alimentar de excretas de pájaros y ganado, insectos muertos y secreciones azucaradas dejadas por homópteros al alimentarse de las plantas (ICA, 2012).

Las mayores poblaciones de adultos de *Anastrepha* spp. se han reportado en los trimestres de diciembre a febrero y junio a agosto, periodos caracterizados por lluvias escasas (Díaz & Vásquez, 1993). Sin embargo, se ha constatado que la oviposición de *Anastrepha* spp. varía en función de las zonas productoras de guayaba. Para el caso de Villavicencio (Meta), la oviposición se registra entre la novena y decimotercera semana (63 a 91 días) de desarrollo de frutos nativos (Díaz & Vásquez, 1993). En Barbosa (Santander), la oviposición es diferente para las variedades Brasil Redonda y Cimpa 00916, en la primera, la oviposición se presenta aproximadamente entre los 110 y 115 días de edad del fruto, con niveles de infestación entre 16,7 y 33,3 % a los 130 días, y 100 % a partir de los 125 días; mientras en la segunda, el ataque inicia entre los 120 y 125 días, con una infestación del 12,5 % y llega a su máximo nivel a partir de los 130 días (Gutiérrez, 2001).

Otra variable que influye en el ciclo de vida es la temperatura, que afecta el número de generaciones por año, supervivencia y fecundidad del insecto. Los valores óptimos de temperatura se presentan en el rango de 6 a 30 °C, con un límite máximo para la supervivencia de

45 °C. De otro lado, el fotoperiodo (14 h luz y 10 h de oscuridad) determina las actividades de alimentación, oviposición y hábitos de apareamiento o cópula (Núñez, 1996).

Hospederos

Para el género *Anastrepha* se han identificado cerca de 200 especies de plantas hospedantes, las cuales pertenecen a 41 familias; sin embargo, se desconocen las hospedantes de más de la mitad de las especies reconocidas (Núñez, 2000).

En Colombia, hasta 1996, se reportaron para el género *A. fraterculus* los siguientes hospederos: anón (*Annona squamosa*), arrayán (*Myrtus foliosa*), café (*Coffea arabica*), chirimoya (*A. cherimolia*), guayaba (*Psidium guajava*), lulo (*Solanum quitoense*), mango (*Mangifera indica*), mora (*Rubus* sp.), naranja agria (*Citrus aurantium*), naranja dulce (*C. sinenses*), pitahaya (*Acanthocercus pitajaya*), pomarroza (*Eugenia jambos*), tomate de árbol (*Cyphomandra betae*) (Núñez, 2000) y durazno (*Prunus persica*) (Cruz et al., 2017). Mientras que para el género *A. striata* se han reportado los cultivos de guayaba (*P. guajava*), feijoa (*Feijoa sellowiana* Berg.), mango (*M. indica*) (Núñez, 2000), curuba de castilla (*Passiflora tripartita* var. *mollissima*), ají (*Capsicum annuum*), cucubo (*Solanum nudum*), guayaba agria (*P. guineense*), café (*C. arabica*) (Castañeda et al., 2010), guama (*Inga* sp.), hobo (*Spondias mombin*) y mandarina (*C. nobilis*) (Cruz et al., 2017). Para las dos especies mencionadas se reporta el níspero (*Eriobotrya japonica*) (Cruz et al., 2017).

Enemigos naturales

Los enemigos naturales de las moscas de las frutas son diversos. Entre estos se han estudiado e identificado parasitoides, predadores, hongos entomopatógenos, nematodos entomopatógenos y bacterias.

Parasitoides

Según estudios realizados en el sur de Santander (Colombia), los principales parasitoides de *A. striata* y *A. fraterculus* tanto en el cultivo de guayaba como de café son las siguientes especies de la familia Braconidae: *Doryctobracon crawfordi*, *Utetes anastrephae*, *Microcrasis* sp., *Asobara* sp.; de la familia Figitidae: *Aganaspis pelleranoi* y *Odontosema anastrephae*; y de la familia Eulophidae: *Aceratoneuromyia indica* (Guarín & León, 2002; Núñez et al., 2004) (figura 3.4). Más recientemente Cruz et al. (2017) reportaron las especies *Bracon* sp., *Torymus* sp. e *Ichneumonidae* sp. como nuevos parasitoides de las moscas de la fruta.



Figura 3.4. Familias de los parasitoides de *A. fraterculus* y *A. striata*. a. Braconidae (*Cotesia congregata*); b. Figitidae (*Callaspidia* sp.); c. Eulophidae (*Elasmus* sp.).

Fuente: a. Moisset (2008); b. Dumas (2010); c. Thorpe (2010).

Al respecto, Núñez et al. (2004) evaluaron el porcentaje de parasitoidismo de *D. crawfordi*, *Microcrasis* spp. y *U. anastrephae* y evidenciaron una proporción alta, media y baja, respectivamente. El parasitoidismo de las especies de la familia Braconidae (Núñez et al., 2004) fue mayor que la familia Figitidae (Guarín & León, 2002).

Predadores

Luego de la captura de cerca de 8.572 insectos predadores de *Anastrepha* en cultivos de guayaba en Brasil, se encontró que los insectos más abundantes y considerados de importancia en el control de larvas y adultos de moscas de la fruta fueron los coleópteros *Calosoma granulatum*,

Calleida sp., *Scarites* sp. (Carabidae); *Belonuchus haemorrhoidalis* y *B. ruffipenis* (Staphylinidae); el dermáptero *Labidura* sp. (Labiduridae) y los himenópteros *Pheidole* sp. y *Solenopsis* sp. (Formicidae), y especies de la familia Mutillidae (Galli & Rampazzo, 1996).

Así mismo, se ha reconocido el papel de las hormigas como agentes reguladores de la población de moscas. Aluja, Sivinski, Rull y Hodgson (2005), y Fernandes, Sant'Ana, Raizer y Lange (2012) registraron la depredación de las larvas de *Anastrepha* en un periodo de 5 a 10 minutos después de que estas salieran de frutas de ciruela, cítricos, guayaba y mango, logrando la eliminación de aproximadamente 93 % de los individuos.

Hongos entomopatógenos

Existen amplias referencias de la susceptibilidad de las moscas de la fruta a hongos entomopatógenos (Dimbi et al., 2013; Destéfano et al., 2005; Hernández et al., 2010; Osorio-Fajardo & Canal, 2011; Toledo et al., 2007). En este contexto, Dimbi et al. (2013) evaluaron en laboratorio la transmisión del entomopatógeno *Metarhizium anisopliae* sobre las especies de *Ceratitis cosyra*, *C. fasciventris* y *C. capitata*, así como el efecto de la infección sobre el potencial reproductivo de las hembras sobrevivientes. Se observó la transmisión horizontal de conidios entre moscas durante el apareamiento, lo cual estuvo acompañado de mortalidades entre 83 y 100 % en *C. capitata*, de 72 a 85 % en *C. cosyra* y de 71 a 93 % en *C. fasciventris*, y una reducción en los porcentajes de fecundidad en las moscas con valores de 82, 73 y 37 % en *C. capitata*, *C. fasciventris* y *C. cosyra*, respectivamente.

En laboratorio también fue evaluado el control con *Beauveria bassiana* y *M. anisopliae* sobre *A. obliqua*. Al respecto, Hernández et al. (2010) registraron infecciones de 99,8 y 93,5 %, con dos cepas de *B. bassiana* (Bb26 y BbJLSV, respectivamente) y 89,8 % con una cepa de *M. anisopliae* (MaCENGICAÑA). Osorio-Fajardo y Canal (2011) seleccionaron tres cepas de 15 como las más virulentas para el control de especies de *Anastrepha*, entre las cuales está *A. obliqua*; además encontraron dos cepas de *Beauveria* y una de *Metarhizium* como las causantes de mortalidades del 77, 71 y 66 %, respectivamente.

En el control biológico de adultos de *A. ludens*, mediante el uso de dos productos a base de *B. bassiana*, se constató, a partir de su aplicación, una mortalidad entre 98 y 99 %, transmisión horizontal a las hembras entre 80 y 84 % durante el apareamiento, y 15 a 22 % a través de intentos de aparearse (Toledo et al., 2007).

Para el control de *A. fraterculus* se sugiere la aplicación de *Metarhizium anisopliae* var. *anisopliae* aislado del salivazo de los pastos (*Deois flavopicta*, Hemiptera: Cercopidae), esto basado en los resultados reportados en Brasil por Destéfano et al. (2005), quienes registraron reducciones importantes en la emergencia de adultos con la aplicación de este hongo en suelos tratados (AS) y no tratados en autoclave (NAS); emergencia de 0 y 2 % en el primer día para AS y NAS, respectivamente; y una emergencia máxima de 14 % al quinto día de evaluación tanto para AS y NAS, con concentración de conidios de $2,52 \times 10^{10}$. Adicionalmente, con la dosis empleada, los investigadores confirmaron la mortalidad de los insectos mediante el reaislamiento del hongo, con lo que lograron tasas de 97 y 95 % para AS y NAS, respectivamente.

Nematodos entomopatógenos

Los nematodos entomopatógenos son actualmente una opción prometedora en el control biológico de insectos cuyos hábitos se llevan a cabo al interior del suelo; de dichos controladores se destacan los géneros *Steinernema*, *Heterorhabditis*, *Neosteinerma* y *Oscheius* (Poinar, 1990; Torres et al., 2011).

Para el control de la especie *A. fraterculus*, Barbosa-Negrisoni et al. (2009) realizaron experimentos en laboratorio, invernadero y campo, y seleccionaron cepas nativas de nematodos entomopatógenos eficientes para su control. De 19 cepas analizadas en laboratorio, las especies *Heterorhabditis bacteriophora* y *Steinernema riobrave* generaron mayor mortalidad de larvas y pupas del insecto; en campo, *H. bacteriophora* y *S. riobrave* asperjadas individualmente sobre fruta infestada, artificial y naturalmente resultaron en mortalidad de larvas de 28,1 a 51,3 % y de 20 a 24,3 %, respectivamente; mientras que para la mortalidad pupal no se presentaron diferencias con las dos especies de nematodos; sin embargo, en el uso de insectos muertos e infectados, *H. bacteriophora* fue más eficiente que *S. riobrave*, perfilando a *H. bacteriophora* como el microorganismo más virulento de las larvas de esta especie de *Anastrepha*. Foelkel, Voss, Monteiro y Nishimura (2017) verificaron la presencia de nematodos endémicos al interior de *A. fraterculus* en cultivos de manzano y, a partir de 73 aislamientos de nematodos obtenidos, lograron aislar cinco géneros de *Oscheius* sp. patógenos a la mosca de la fruta.

Para el caso de *A. suspensa*, Heve, El-Borai, Carrillo y Duncan (2017, 2018) evaluaron la virulencia de 10 nematodos entomopatógenos

en etapas de larva y pupa, y su efecto sobre el parasitoide de las moscas *Diachasmimorpha longicaudata* (Braconidae); con este estudio se reporta que los nematodos *S. feltiae* y *H. bacteriophora* generaron las mortalidades más altas de *A. suspensa*, seguidos por los nematodos *H. indica* y *S. carpocapsae*; esto comprueba a la vez emergencias de *D. longicaudata* similares al control, con lo cual demostraron que ninguna de las especies de nematodos afectó significativamente la aparición del parasitoide.

La eficiencia de los nematodos empleados en el control de moscas de la fruta depende en gran medida de las condiciones del medio en el que se encuentre. En este sentido, Toledo et al. (2009) evaluaron el efecto de la profundidad y tipo de suelo, así como temperatura en la actividad del nematodo *S. carpocapsae*, utilizando larvas de *A. obliqua*. Dentro de los resultados obtenidos se constató ineffectividad de *S. carpocapsae* a causa de inadecuadas temperatura y profundidad del suelo, así como la interacción de estos factores. A pesar de esto, en este estudio se determinaron las condiciones óptimas para la infección de larvas de 8 y 6 días de edad registrando 61 y 91 % infección a una temperatura de 26°C y profundidad aproximada de 8 cm.

Bacterias

Para el control del género *Anastrepha*, se han adelantado estudios principalmente con *A. ludens*. Entre estos se destaca que Kuzina et al. (2001) aislaron e identificaron 18 especies de bacterias pertenecientes a las familias Enterobacteriaceae, Pseudomonadaceae, Vibrionaceae, Micrococcaceae, Deinococcaceae, Bacillaceae y al género *Listeria*; los géneros de mayor frecuencia de aislamiento fueron *Enterobacter*, *Providencia*, *Serratia*

y *Staphylococcus* spp. A partir de este estudio también se reportaron nuevas especies (*B. cereus*, *E. sakazakii*, *P. stuartii* y *Pseudomonas aeruginosa*), y evaluaron la resistencia y sensibilidad a 12 antibióticos. Se comprobó que *E. cloacae*, *E. sakazakii*, *K. pneumoniae*, *P. rettgeri*, *P. aeruginosa* y *B. cereus* presentan resistencia a la penicilina y la ampicilina, y sensibilidad a la rifampicina y la estreptomycinina.

Por otro lado, a partir de 201 aislamientos de *B. thuringiensis* obtenidos de suelo de plantaciones de cítricos, Buentello-Wong et al. (2015) adelantaron experimentos para determinar su actividad insecticida contra *A. ludens*. Del total de aislamientos, ocho contaron con caracterización molecular y presentaron mortalidades entre 5 y 28%; sin embargo, estos resultados difieren de los obtenidos por Robacker et al. (1996), quienes reportan mortalidades de 40 a 80% sobre adultos con cinco aislamientos de *B. thuringiensis*.

Los efectos tóxicos que ejerce *B. thuringiensis* dependen de la etapa biológica del insecto, es así como la beta-exotoxina producida por la bacteria ha demostrado ser letal para los terceros estadios larvales de las especies *A. ludens*, *A. obliqua* y *A. serpentina*, al causar incrementos significativos en la deformación de pupas (Toledo et al., 1999).

Manejo

El manejo integrado de las moscas de la fruta en cultivos de guayaba incluye el monitoreo y muestreo de frutos, así como la implementación de estrategias de manejo que se refieren a la aplicación de una o el conjunto de prácticas asociadas al control biológico, cultural, físico y químico.

Monitoreo mediante trampas

La principal herramienta de monitoreo de las moscas de la fruta de la guayaba se basa en la utilización de trampas. Estas trampas se aplican para: a) monitorear sus poblaciones sin utilizar ninguna medida de control en el área; b) medir la eficacia de las medidas de control, como las aspersiones de cebo, liberación de insectos estériles (TIE), control biológico y la aniquilación de machos, todo esto con el fin de reducir la población de moscas de la fruta y limitar los daños y su dispersión; c) lograr erradicación para establecer áreas libres de mosca de la fruta, y d) minimizar el riesgo de introducción o reintroducción de una plaga en un área libre (ICA, 2020). El monitoreo de las moscas de la fruta se sugiere mediante el uso de trampas o directamente en frutos (ICA, 2020; Organismo Internacional de Energía Atómica [OIEA], 2005).

El trampeo se realiza mediante estructuras físicas (trampa) que permiten combinar un método de atrayentes y retención. Atrayentes como productos naturales o sintéticos, principalmente acetato de amonio + putrescina (AA+Pt) y derivados proteicos (proteínas hidrolizadas - PH); y retención a partir de la captura de los adultos dentro de la trampa (ICA, 2020). Se emplean trampas con cebos proteicos como la McPhail (figura 3.5) o trampas cebadas con atrayentes como la Jackson, sin embargo, los atrayentes varían en función de la especie y sexo de las moscas. Para el monitoreo de *Anastrepha* spp., tanto para hembras como para machos, los atrayentes empleados son PH y AA+Pt (ICA, 2020; OIEA, 2005).



Fotos: Ximena López González

66

Figura 3.5. Monitoreo de moscas de la fruta en árboles de guayaba con trampas; a. Trampa McPhail; b. Trampa artesanal con cebo.

Para realizar un monitoreo y control efectivo de las moscas de la fruta se debe considerar la conformación de una red de trampeo, lo que garantiza una densidad apropiada de trampas (ICA, 2020). La densidad se puede ajustar en función de factores físicos (altitud, clima y topografía), productivos (etapa fenológica y áreas

de producción), especie de la mosca y eficiencia del atrayente. Para *Anastrepha* se proponen diferentes densidades con el propósito de monitorear el área infestada contener la prevalencia de los insectos (supresión) y minimizar el riesgo de introducción o reintroducción a áreas libres (exclusión) (tabla 3.1) (OIEA, 2005).

Tabla 3.1. Densidad de trampas recomendadas para *Anastrepha* spp. de acuerdo con escenarios y áreas de interés

Escenario	Densidad de trampas/km ²			
	Área de producción (ha)	Área marginal	Área urbana	Puntos de entrada
Monitoreo de área infestada	0,25 a 0,5	0,25 a 0,5	0,25 a 0,5	0,25 a 0,5
Monitoreo para supresión	2 a 4	1	0,25 a 0,5	0,25 a 0,5
Delimitación para supresión		10 a 20	10 a 20	
Detección para exclusión/contención	2	3	6	6 a 10

Fuente: OIEA (2005)

Aun cuando las trampas se pueden adquirir en el comercio, también existe la posibilidad de fabricarlas de manera artesanal. Para esto se recomienda el uso de botellas plásticas de 1 L, lavadas con una solución de hipoclorito de sodio. A las botellas se les abre una ventana lateral de 10 x 3,5 cm, a unos 6 cm de distancia de la base de esta, dejando la pestaña levantada en la parte superior para proteger el atrayente de la lluvia, y se ubica en el tercio superior del árbol (ICA, 2012).

Otra alternativa para optimizar la captura de moscas de la fruta con las trampas es el uso de cebos. La elaboración del cebo incluye una mezcla de agua caliente, proteína hidrolizada y bórax en una proporción 100:10:2 y se recomienda colocar 250 cm³ por trampa (ICA, 2012); o cuatro pastillas de proteína hidrolizada disueltas en 300 ml de agua en cada trampa (Insuasty et al., 2007).

Posterior al trampeo y monitoreo, se sugiere calcular la cantidad de moscas por trampa por día (MTD) o el índice de infestación con la siguiente ecuación (OIEA, 2005):

$$MTD = \frac{M}{T \times D}$$

M = Número total de moscas capturadas.

T = Número de trampas instaladas.

D = Número promedio de días en que las trampas estuvieron en campo.

67

Con el fin de establecer la dinámica poblacional del insecto, estrategias y épocas de aplicación del control, el ICA (2012) recomienda tomar medidas inmediatas cuando se obtengan un MTD de 0,5 (adultos/trampa/día) o superior.

Muestreo de frutos

Consiste en la colecta y verificación de estados inmaduros del insecto al interior de estos, con lo cual se puede obtener la cantidad de larvas por fruto o por kilogramo de fruta (nivel de infestación); conocer el daño directo al cultivo, la densidad de adultos y establecer los hospederos reales de las especies (ICA, 2020). En este sentido, con los datos recopilados en los muestreos, se puede calcular el porcentaje de infestación dividiendo el número total de frutas infestadas entre el número total de frutas de la muestra y multiplicado por 100 (Gómez, 2005):

$$\text{Porcentaje de infestación} = \frac{\text{Número de fruta infestada}}{\text{Número de frutas revisadas}} \times 100$$

Estrategias de manejo

Con el propósito de contar con un manejo integrado de las moscas de la fruta de la guayaba se sugiere la implementación de estrategias de manejo, entre estas se cuenta con prácticas asociadas al control biológico, cultural, físico, liberación de insectos macho estériles y control químico.

Control biológico

Para las especies de moscas de la fruta más limitantes en el cultivo de guayaba (*A. striata* y *A. fraterculus*), se han reconocido cerca de 13 especies de parasitoides, seis depredadores, dos hongos entomopatógenos, tres nematodos entomopatógenos y una bacteria entomopatógena (tabla 3.2).

68

Para que los controladores biológicos con hábitos de parasitoides y depredadores del género *Anastrepha* sean efectivos, deben tener alta capacidad de búsqueda y desplazamiento, especificidad en cuanto al insecto plaga objetivo y una tasa de reproducción superior al del huésped o presa, así como ser de fácil reproducción bajo condiciones de laboratorio. Resultados de estudios en cultivos semicomerciales, realizados por Insuasty et al. (2007), recomiendan la liberación de 4 a 5 hembras de *A. pelleranoi* por fruto, cuando el volumen de larvas de *A. striata* por fruto infestado se encuentre entre 4 y 7 larvas, preferiblemente en los meses de diciembre o enero, de esta forma es probable obtener niveles de parasitación hasta del 40 %.

Para un adecuado uso de hongos entomopatógenos y lograr una efectividad aceptable en condiciones de campo, estos microorganismos

deben contar con alta virulencia y especificidad sobre la especie de insecto plaga; tolerancia a condiciones climáticas tales como radiación solar, temperatura, humedad relativa, entre otros, y ser de fácil producción y almacenamiento por periodos largos de tiempo. Así mismo, es importante tener en cuenta la cantidad de esporas infectivas para producir la enfermedad sobre los insectos, la cual está en función de las dosis y formulaciones recomendadas por los laboratorios que reproducen los controladores.

Para el uso de nematodos entomopatógenos, es necesario tener en cuenta el tipo de formulación y las condiciones físicas que influyen en su efectividad. En este sentido, Urtubia (2013) menciona que las formulaciones más empleadas buscan restringir la movilidad de los microorganismos, la prolongación energética de lípidos y la disminución del consumo de oxígeno por estos. Acorde a esto, instituciones como el Instituto de Investigaciones Agropecuarias (INIA) han desarrollado formulaciones de nematodos entomopatógenos nativos en gránulos, geles, mezclas arcillosas y suspensiones acuosas (Luppichini et al., 2013). Adicionalmente, al igual que otros controladores, es necesario tener en cuenta factores abióticos que puedan llegar a influir en el establecimiento de los nematodos en campo, tales como la textura, la temperatura y la profundidad del suelo (Toledo et al., 2009).

Finalmente, el uso de metabolitos secundarios producidos por la fermentación del actinomiceto del suelo *Saccharopolyspora spinosa*, conocido como spinosad, ha sido reportado como un bioinsecticida de contacto e ingestión, con alta actividad en insectos de los órdenes *Lepidoptera*, *Thysanoptera*, *Isoptera* y *Diptera* (Argueta et al., 2011;

Páez et al., 2015; Zamora et al., 2008). Este producto es sugerido para el control de adultos de varias especies de moscas de la fruta (Insuasty et al., 2007).

Tabla 3.2. Controladores biológicos reportados para *A. striata* y *A. fraterculus*

Hábito	Nombre científico	Fuente
Parasitoide	<i>Doryctobracon crawfordi</i>	Guarín y León (2002); Insuasty et al. (2007); Núñez et al. (2004).
	<i>Utetes anastrephae</i>	Guarín y León (2002); Insuasty et al. (2007); Núñez et al. (2004).
	<i>Microcrasis</i> sp.	Guarín y León (2002); Insuasty et al. (2007); Núñez et al. (2004).
	<i>Asobara</i> sp.	Insuasty et al. (2007).
	<i>Aganaspis pelleranoi</i>	Guarín y León (2002); Insuasty et al. (2007); Núñez et al. (2004).
	<i>Odontosema anastrephae</i>	Guarín y León (2002); Insuasty et al. (2007); Núñez et al. (2004).
	<i>Pachycrepoideus vindemmiae</i>	Insuasty et al. (2007).
	<i>Trichopria</i> sp.	Insuasty et al. (2007).
	<i>Aceratoneuromyia indica</i>	Núñez et al. (2004); Guarín y León (2002).
	<i>Tetrastichus giffardii</i>	Insuasty et al. (2007).
	<i>Bracon</i> sp.	Cruz et al. (2017).
	<i>Torymus</i> sp.	Cruz et al. (2017).
Depredador	<i>Ichneumonidae</i> sp.	Cruz et al. (2017).
	<i>Calasoma granulatum</i>	Galli y Rampazzo (1996).
	<i>Calleida</i> sp.	Galli y Rampazzo (1996).
	<i>Scarites</i> sp.	Galli y Rampazzo (1996).
	<i>Labidura</i> sp.	Galli y Rampazzo (1996).
	<i>Pheid</i> sp.	Galli y Rampazzo (1996).
Hongos entomopatógenos	<i>Solenopsis</i> sp.	Galli y Rampazzo (1996).
	<i>Beauveria bassiana</i>	Toledo et al. (2007).
Nematodos entomopatógenos	<i>Metarhizium anisopliae</i>	Destéfano et al. (2005).
	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	Barbosa-Negrisoni et al. (2009).
	<i>Steinernema riobrave</i>	Barbosa-Negrisoni et al. (2009).
Bacteria entomopatógena	<i>Oscheius</i> sp.	Foelkel et al. (2017).
	<i>Bacillus thuringiensis</i>	Buentello-Wong et al. (2015); Kuzina et al. (2001); Toledo et al. (1999).

Fuente: Elaboración propia

Control cultural

Las principales medidas se basan en prácticas que reducen la tasa de desarrollo de la población de insectos y la modificación de los nichos para las especies plaga. Acorde con esto, un factor a tener en cuenta es la densidad de siembra (450 árboles/ha), práctica que contribuye a la disminución de 9,14 % de frutos afectados e incrementos del 50 % en el rendimiento (Gómez, 1996); en paralelo a la densidad de siembra mencionada, se sugiere la ubicación de trampas tipo McPhail con proteína hidrolizada, práctica con la cual se obtiene una disminución del daño en frutos del 12,18 %, se alcanzan reducciones del 4,14 % en dos años y aumentan los rendimientos entre 7 y 16,5 toneladas al año.

70

Como complemento, se recomienda la recolección de frutos caídos o sobremaduros, afectados posiblemente por moscas de la fruta, cubrirlos con cal y enterrarlos en fosas; además, puede colocarse un marco con una maya, serán o anejo de 16 mallas/cm² para evitar el escape de los adultos de las moscas (ICA, 2012).

Control físico

Con el propósito de mejorar la producción y calidad de la guayaba, se evaluaron barreras físicas como el embolsado de los frutos, con lo que se lograron reducciones de 100 % del daño (Gómez, 1997; Gutiérrez, 2001; Robles, 2002). La práctica de embolsado favorece un color de la epidermis más uniforme y no afecta la evaluación de propiedades poscosecha como pH, acidez titulable, sólidos solubles y vitamina C (Gutiérrez, 2001; Robles, 2002).

Se debe tener en cuenta que el tipo de material de la bolsa influye en la temperatura alcanzada por el fruto (Robles, 2002) y, por ende, en la velocidad de maduración. Gutiérrez (2001) sugiere el uso de insumos biodegradables y, en ese sentido, Robles (2002) evaluó bolsas de papel kraft, tela, bijao y plásticas, a partir de los 55 días después de fecundado el ovario. Se destaca que uno de los resultados indicó que los cuatro tipos de material utilizados fueron resistentes al agua y al viento, siendo la bolsa de tela la más apropiada para futuras cosechas por su posible reutilización. Además, se reporta que, en el embolsado con bijao, la maduración fisiológica de la fruta se retrasa, por lo cual es una alternativa para mercados distantes, a la vez que conserva las características organolépticas y físicas, pero que dependen de factores edafoclimáticos.

En cuanto a costos, la implementación de bolsas de tela requiere alta inversión que no se ve compensada por los años de reutilización; las bolsas de papel permiten un buen desarrollo del fruto con una inversión media, mientras que la bolsa de bijao ofrece beneficios micro-económicos al generar empleo, debido a que el manejo de la hoja es netamente artesanal (Robles, 2002).

Liberación de insectos macho estériles

De manera general, la técnica de insectos estériles (TIE) es una forma de control de la natalidad específica de la especie impuesta a la población, es una herramienta importante para eliminar poblaciones de insectos plaga, y es más eficiente cuando se aplica como una táctica en un sistema implementado a nivel de área (Klassen, 2005). Dicha técnica se basa en la introducción

de la esterilidad en las hembras de la población de insectos, después del apareamiento de estas hembras con machos liberados. Según lo registrado por Robinson (2005), la esterilidad se presenta porque los machos portan en su esperma mutaciones letales dominantes que han sido inducidas por la radiación ionizante.

La técnica TIE se posicionó como alternativa de control factible para el manejo integrado de algunas de las especies más importantes a nivel mundial. Es así como a principios de la década de los noventa en México, en el marco de la campaña nacional de las moscas de la fruta, la TIE junto con el control biológico aumentativo fueron elegidos como los principales métodos de control, por lo que se construyeron instalaciones de cría masiva para producir 50 millones de *A. ludens* y *A. obliqua* estériles, y 30 millones de parasitoides de *D. longicaudata* por semana (Orozco et al., 2002).

Control químico

El control se basa en el uso de cebos, los cuales son económica y ecológicamente más viables

que la aplicación química directa (Insuasty et al., 2007). Para la preparación de estos se utiliza el ingrediente activo malathion en mezcla con vinagre natural, melaza, proteína hidrolizada, agua y un emulsificante (ICA, 2012; Insuasty et al., 2007).

Para la preparación de la solución se mezclan 50 mm de malathion, 1 L de vinagre natural, 1 L de melaza, 0,25 L de proteína hidrolizada, 9 L de agua y un emulsificante según las recomendaciones del fabricante (ICA, 2012; Insuasty et al., 2007).

Según recomendaciones del ICA (2012), la mezcla debe prepararse en bombas de espalda de 12 L con boquilla de 4/64 pulgadas sin difusor. Se recomienda hacer la aplicación en las primeras horas de la mañana, dirigiendo el producto al sitio más oscuro del árbol y cubriendo de 1 a 2 m² a razón de 1 L de mezcla por árbol afectado. Dependiendo de los niveles de afectación, se recomienda dejar uno o dos árboles sin tratamiento por hectárea, con el fin de atraer las moscas, cosechar los frutos y enterrarlos.

Referencias

- Aluja, M., Sivinski, J., Rull, J., & Hodgson, P. (2005). Behavior and predation of fruit fly larvae (*Anastrepha* spp.) (Diptera: Tephritidae) after exiting fruit in four types of habitats in tropical Veracruz, Mexico. *Environmental Entomology*, 34(6), 1507-1516. <https://doi.org/10.1603/0046-225X-34.6.1507>
- Argueta, A., Valle, J., & Marina, C. (2011). Ovicidal and larvicidal effects of spinosad in *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 37(2), 269-272.
- Barbosa-Negrisoni, C., García, M., Dolinski, C., Negrisoni, A., Bernardi, D., & Nava, D. (2009). Efficacy of indigenous entomopathogenic nematodes (Rhabditida: Heterorhabditidae, Steinernematidae), from Rio Grande do Sul Brazil, against *Anastrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera: Tephritidae) in peach orchards. *Journal of Invertebrate Pathology*, 102(1), 6-13. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2009.05.005>

- Buentello-Wong, S., Galán-Wong, L., Arévalo-Niño, K., Almaguer-Cantú, V., & Rojas-Verde, G. (2015). Characterization of cry proteins in native strains of *Bacillus thuringiensis* and activity against *Anastrepha ludens*. *Southwestern Entomologist*, 40(1), 15-24. <https://doi.org/10.3958/059.040.0102>
- Castañeda, M., Osorio, A., Canal, N., & Galeano, P. (2010). Species, distribution and hosts of the genus *Anastrepha* Schiner in the department of Tolima, Colombia. *Agronomía Colombiana*, 28(2), 265-271.
- Cruz, M., Bacca, T., & Canal, N. (2017). Diversidad de moscas de las frutas (Diptera: Tephritidae) y sus parasitoides en siete municipios del departamento de Nariño. *Boletín Científico del Centro de Museo de Historia Natural Universidad de Caldas*, 21(2), 81-98.
- Destéfano, R., Bechara, I., Messias, C., & Piedrabuena, E. (2005). Effectiveness of *Metarhizium anisopliae* against immature stages of *Anastrepha fraterculus* fruitfly (Diptera: Tephritidae). *Brazilian Journal of Microbiology*, 36(1), 94-99. <http://dx.doi.org/10.1590/S1517-83822005000100018>
- Díaz, A., & Vásquez, B. (1993). Época de oviposición de la mosca de las frutas (*Anastrepha* spp.), relacionada con la fenología de la guayaba nativa. *Revista ICA*, 28(4), 323-333.
- Dimbi, S., Maniania, N., & Ekesi, S. (2013). Horizontal transmission of *Metarhizium anisopliae* in fruit flies and effect of fungal infection on egg laying and fertility. *Insects*, 4(2), 206-216. <https://doi.org/10.3390/insects4020206>
- Dumas, H. (2010). *Callaspidia* sp. [Fotografía]. Wikimedia <https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Callaspidia.jpg>
- Fernandes, W., Sant'Ana, M., Raizer, J., & Lange, D. (2012). Predation of fruit fly larvae *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) by ants in grove. *Psyche: A Journal of Entomology*, 2012, 1-7. <https://doi.org/10.1155/2012/108389>
- Foelkel, E., Voss, M., Monteiro, L., & Nishimura, G. (2017). Isolation of entomopathogenic nematodes in an apple orchard in Southern Brazil and its virulence to *Anastrepha fraterculus* (Diptera: Tephritidae) larvae, under laboratory conditions. *Brazilian Journal of Biology*, 77(1), 22-28. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.08315>
- Galli, J., & Rampazzo, E. (1996). Enemigos naturales predadores de *Anastrepha* (Diptera, Tephritidae) capturados con trampas de suelo en huertos de *Psidium guajava* L. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, 22(2), 297-300.
- Gómez, H. (2005). *Las moscas de la fruta*. Instituto Colombiano Agropecuario.
- Gómez, R. (1996). Métodos culturales y trampeo para el control de mosca de las frutas (*Anastrepha* spp.) en guayabo (*Psidium guajava* L.) en el sur de Santander. En Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, *Investigaciones del segundo seminario técnico regional* (pp. 19-22).
- Gómez, R. (1997). Embolsado de frutos de guayaba (*Psidium guajava* L.) como método de control al daño causado por la mosca de la fruta (*Anastrepha* spp.) y mejoramiento de la producción. En Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, *Memorias del tercer seminario técnico regional* (pp. 36-40).

- Guarín, E., & León, G. (2002). *Reconocimiento, distribución temporal y espacial de moscas de las frutas (Diptera: Tephritidae) y sus parasitoides en guayaba (Psidium guajava L.) y café (Coffea arabica L.) en tres municipios de la provincia de Vélez (Santander)* [Tesis de pregrado]. Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia.
- Gutiérrez, D. (2001). *Época de oviposición de la mosca de la fruta Anastrepha spp. y su relación con la dinámica de crecimiento del fruto y evolución de las propiedades fisicoquímicas en dos materiales genéticos de guayaba Psidium guajava L.* [Tesis de pregrado]. Instituto Universitario de la Paz, Barrancabermeja, Santander.
- Hernández, N., Pérez, N., & Toledo, J. (2010). Patogenicidad de tres cepas de hongos entomopatógenos a adultos de *Anastrepha obliqua* (Macquart) (Diptera: Tephritidae) en condiciones de laboratorio. *Acta Zoológica Mexicana*, 26(3), 481-494.
- Hernández-Ortiz, V., Guillén-Aguilar, J., & López, L. (2010). Taxonomía e identificación de moscas de la fruta de importancia económica en América. En P. Montoya, J. Toledo & E. Hernández (Eds.), *Moscas de la Fruta: Fundamentos y procedimientos para su manejo* (pp. 49-80). S y G Editores.
- Heve, W., El-Borai, F., Carrillo, D., & Duncan, L. (2017). Biological control potential of entomopathogenic nematodes for management of caribbean fruit fly, *Anastrepha suspensa* Loew (Tephritidae). *Pest Management Science*, 73(6), 1220-1228. <https://doi.org/10.1002/ps.4447>
- Heve, W., El-Borai, F., Carrillo, D., & Duncan, L. (2018). Increasing entomopathogenic nematode biodiversity reduces efficacy against the caribbean fruit fly *Anastrepha suspensa*: interaction with the parasitoid *Diachasmimorpha longicaudata*. *Journal of Pest Science*, 91(2), 799-813. <https://doi.org/10.1007/s10340-017-0942-0>
- Instituto Colombiano Agropecuario. (2012). *Manejo Fitosanitario del cultivo de guayaba (Psidium guajava L.). Medidas para la temporada invernal*. <https://www.ica.gov.co/getattachment/00295b79-bcb0-4ab2-80f9-b6e3ab7218b8/-nbspx;Manejo-fitosanitario-del-cultivo-de-guayaba.aspx>
- Instituto Colombiano Agropecuario. (2020). *Manual técnico de trampeo de moscas de la fruta. Plan Nacional de Detección, Control y Erradicación de Moscas de la Fruta (PNMF)*. https://www.ica.gov.co/areas/agricola/servicios/epidemiologia-agricola/archivos/manual_moscas_2020.aspx
- Insuasty, O., Cuadros, J., Monroy, R., & Bautista, J. (2007). *Manejo integrado de moscas de la fruta de la guayaba (Anastrepha spp.)*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, Convenio SENA - Colciencias. https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/2174/43113_50491.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Klassen, W. (2005). Area-wide integrated pest management and the sterile insect technique. En V. Dyck, J. Hendrichs & A. Robinson (Eds.), *Sterile insect technique* (pp. 39-68). Springer.
- Kuzina, L., Peloquin, J., & Vacek, D. (2001). Isolation and identification of bacteria associated with adult laboratory mexican fruit Flies, *Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae). *Current Microbiology*, 42(4), 290-294. <https://doi.org/10.1007/s002840110219>

- Lorscheiter, R., Rodrigues, L., Botton, M., & Zanella, M. (2012). Caracterização de danos causados por *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann) (Diptera, Tephritidae) e desenvolvimento larval em frutos de duas cultivares de quizeiro (*Actinidia* spp.). *Revista Brasileira de Fruticultura*, 34(1), 067-076. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-29452012000100011>
- Luppichini, P., France, A., Urtubia, I., Olivares, N., & Rodríguez, F. (2013). Manejo del Burrito de la vid, *Naupactus xanthographus* (Germar) y otros curculiónidos asociados a vides [Boletín INIA N.º 260]. Instituto de Investigaciones Agropecuarias (INIA).
- Marín, M. (2002). Identificación y caracterización de moscas de las frutas en los departamentos del Valle del Cauca, Tolima y Quindío [Tesis de pregrado]. Universidad de Caldas.
- Martínez-Alava, J. (2007). New records in the genus *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) for Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 33 (1), 36-42.
- Moisset, B. (2008). Parasitic wasp *Cotesia congregata* (Braconidae) on hornworm *Manduca sexta*. [Fotografía]. Wikimedia <https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/7/7f/Cotesia9061.8.15.07.c.jpg>
- Norrbom, L., & Korytkowski, A. (2007). A new species, new synonymy, and taxonomic notes in the *Anastrepha schausi* group (Diptera: Tephritidae). *Zootaxa*, 1497, 47-55.
- Núñez, L. (1981). Contribución al reconocimiento de las moscas de las frutas (Diptera: Tephritidae) en Colombia. *Revista ICA*, 16(4), 173-179.
- Núñez, L. (1994). Moscas de las frutas (Diptera: Tephritidae). *Revista ICA*, 129, 121-134.
- Núñez, L. (1996). Las moscas de las frutas en Colombia e incidencia en la fruticultura colombiana. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Núñez, L. (2000). Las moscas de la fruta: Importancia económica, aspectos taxonómicos, distribución mundial de los géneros de importancia económica. En *Memorias del primer seminario taller sobre el manejo de las moscas de las frutas en el departamento de Arauca*. Instituto Colombiano Agropecuario.
- Núñez, L., Gómez, R., Guarín, G., & León, G. (2004). Fruits flies (Diptera: Tephritidae) and parasitoids associated with *Psidium guajava* L. and *Coffea arabica* L. in three municipalities of Vélez County (Santander, Colombia). *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 5(1), 5-12.
- Núñez, L., Gómez, R., Guarín, G., & León G. (2003). Identificación y evaluación bianual de las moscas de las frutas y parasitoides en tres municipios de la provincia de Vélez, Santander. Trabajo presentado en el Seminario técnico de la guayaba "Ajuste tecnológico de las variables críticas de pre cosecha y post cosecha para la comercialización de guayaba de buena calidad".
- Organismo Internacional de Energía Atómica. (2005). Guía para el trapeo en programas de control de la mosca de la fruta en áreas amplias. <http://www.naweb.iaea.org/nafa/ipc/public/trapping-web-sp.pdf>
- Orozco, D., Domínguez, J., Reyes, J., Villaseñor, A., & Gutiérrez, J. (2002). SIT and biological control of *Anastrepha* fruit flies in Mexico. En B. Barnes (Ed.), *Proceedings of the 6th International Symposium on Fruit Fly* (pp. 245-249). Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.

- Osorio-Fajardo, A., & Canal, N. (2011). Selection of strains of entomopathogenic fungi for management of *Anastrepha obliqua* (Macquart, 1835) (Diptera: Tephritidae) in Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 64(2), 6129-6139.
- Páez, P., Carrizo, B., Musse, R., Varela, E., Armiñana, A., Milla, F., Vera, M., & De la Vega, M. (2015). Baseline data of four insecticides with different modes of action for *Anastrepha fraterculus* and *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Revista Agronómica del Noroeste Argentino*, 35(1), 37-43.
- Poinar, G. (1990). Taxonomy and biology of Steinernematidae and Heterorhabditidae. En R. Gaugler & H. Kaya (Ed). *Entomopathogenic nematodes in biological control*. Taylor & Francis. <https://doi.org/10.1201/9781351071741>
- Santos, J., Corrent, A., Berton, O., Schwarz, L. & Denardi., F. (2008). Incidência de podridão-branca em frutos de macieira com e sem fermentos. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 30(1), 118-121. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-29452008000100022>
- Robacker, D., Martínez, A., García, J., Díaz, M., & Romero, C. (1996). Toxicity of *Bacillus thuringiensis* to Mexican fruit fly (Diptera: Tephritidae). *Journal of Economic Entomology*, 89(1), 104-110. <https://doi.org/10.1093/jee/89.1.104>
- Robinson, A. (2005). Genetic basis of the sterile insect technique. En V. Dyck, J. Hendrichs & A. Robinson (Eds.), *Sterile insect technique* (pp. 95-114). Springer. https://doi.org/10.1007/1-4020-4051-2_4
- Robles, M. (2002). *Evaluación de bolsas biodegradables para la protección de frutos de guayaba (Psidium guajava L.) contra el ataque de moscas de la fruta (Anastrepha spp.) y su efecto en la calidad en la Hoya del Río Suárez: provincia de Vélez*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. (2014). *Manual técnico para la identificación de moscas de la fruta*. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/109291/ManualT_cnicoparalaIdentificaci_ndeMoscasdelaFruta_1_.pdf
- Thorpe, S. E. (2010). Adult male *Elasmus* sp. (Eulophidae). [Fotografía]. Wikimedia <https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/7/7f/Cotesia9061.8.15.07.c.jpg>
- Toledo, J., Campos, S., Flores, S., Liedo, P., Barrera, J., Villaseñor, A., & Montoya, P. (2007). Horizontal transmission of *Beauveria bassiana* in *Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae) under laboratory and field cage conditions. *Journal of Economic Entomology*, 100(2), 291-297. <https://doi.org/10.1093/jee/100.2.291>
- Toledo, J., Liedo, P., Williams, T., & Ibarra, J. (1999). Toxicity of *Bacillus thuringiensis* β -exotoxin to three species of fruit flies (Diptera: Tephritidae). *Journal of Economic Entomology*, 92(5), 1052-1056. <https://doi.org/10.1093/jee/92.5.1052>

- Toledo, J., Williams, T., Pérez, C., Liedo, P., Valle, J., & Ibarra, J. (2009). Abiotic factors affecting the infectivity of *Steinernema carpocapsae* (Rhabditida: Steinernematidae) on larvae of *Anastrepha obliqua* (Diptera: Tephritidae). *Biocontrol Science and Technology*, 19(9), 887-898. <https://doi.org/10.1080/09583150903180429>
- Torres, A., Suazo, A., Buhlerc, W., & Cardoza, Y. (2011). Studies on the entomopathogenicity and bacterial associates of the nematode *Oscheius carolinensis*. *Biological Control*, 59(2), 123-129.
- Urtubia, I. (2013). Formulación de nemátodos entomopatógenos. En P. Luppichini, A. France, I. Urtubia, N. Olivares, & F. Rodríguez (Eds). *Manejo del Burrito de la vid, Naupactus xanthographus* (Germar) y otros curculiónidos asociados a vides [Boletín INIA N.º 260; pp. 63-72]. Instituto de Investigaciones Agropecuarias.
- Zamora, M., Martínez, A., Nieto, M., Schneider, M., Figueroa, J., & Pineda, S. (2008). Actividad de algunos insecticidas biorracionales contra el gusano cogollero. *Revista Fitotecnica Mexicana*, 31(4), 351-357.





Anillador del tallo de la guayaba *Carmenta theobromae* Busck, 1910 (Lepidoptera: Sesiidae)

Leidy Yibeth Deantonio-Flrido

Arturo Carabalí Muñoz

La barrenación del tallo de la guayaba es un daño recientemente asociado al anillador del tallo (*Carmenta theobromae* Busck, 1910). La diversidad de insectos plaga que afectaban al sistema productivo ocasionaban daño a la parte aérea o copa del árbol, principalmente a los frutos, órgano de interés en la comercialización y transformación de la guayaba regional. Este gusano xilófago puede afectar de manera severa la integridad de árboles productivos de guayaba, por lo que cobra especial importancia contar con información precisa para su reconocimiento en campo y manejo integrado.

Generalidades e importancia

En Colombia existen sistemas productivos de guayaba regional con diferentes niveles tecnológicos. En algunos cultivos realizan prácticas agronómicas de manejo y en otros no llevan a cabo ninguna; adicional a esto, se presentan árboles con edades superiores a 20 años y plantaciones nuevas con menos de 6 años, por lo cual la producción promedio oscila entre 9,7 y 20 t/ha.

En 2013, en las provincias de Vélez (Santander) y Ricaurte (Boyacá), zonas caracterizadas por la producción de guayaba regional roja y blanca (*Psidium guajava* L.), fueron reportadas perforaciones en los tallos de los árboles, las cuales generaron pérdidas productivas de fruta y hasta muerte de los árboles (figura 4.1). Uno de los insectos plaga identificados fue el anillador del tallo de la guayaba (*Carmenta theobromae*), plaga reportada inicialmente en cultivos de cacao, la cual ocasiona afectaciones económicas de importancia en las mazorcas, y ahora es denominada plaga emergente en el cultivo de guayaba.



Fotos: Juan Carlos Lesmes Suárez

Figura 4.1. Heridas causadas por el anillador en tallo principal y secundario de árboles de guayaba. a. Ruptura y desprendimiento de la corteza del tallo principal; b. Tallo secundario de guayaba con lesiones viejas, causadas por larvas del anillador del tallo.

80

El nombre común, anillador del tallo, hace referencia al daño ocasionado por las larvas (0,37 mm de longitud y 0,22 mm de ancho) en los tallos tanto principales como secundarios, terciarios y cuaternarios (Carabalí Muñoz et al., 2015) (figura 4.1). Otras especies de la familia Sesiidae generan un daño similar, el cual es comparado con un ataque voraz debido al alto requerimiento de tejido vivo (Lorya et al., 2002).

De los años 2013 a 2015, en Santander y Boyacá se registró una incidencia cercana al 98% en 124 lotes semicomerciales de guayaba regional, y se encontró adicionalmente que, en un promedio de 100 árboles, el 25% estaba afectado con un nivel de daño moderado 3 (3 o 4 lesiones activas); mientras que en cultivos en proceso de tecnificación la incidencia fue menor (40%) y se observó que el manejo agronómico de los árboles influyó positivamente en la reducción del daño de este insecto plaga (Carabalí Muñoz et al., 2015).

Daño

La perforación del tallo es causada por el estado larval del anillador a árboles de guayaba con diferentes edades; sin embargo, árboles jóvenes (<5 años) son más susceptibles, ya que no podrían recuperarse debido a los daños ocasionados sobre la integridad de los tejidos del tallo o a la reinfestación de diferentes generaciones de larvas. De acuerdo con lo descrito por Carabalí Muñoz et al. (2015), aunque los huevos o las larvas no son detectables fácilmente por presentar tamaños reducidos, las heridas o lesiones sí se identifican con mayor facilidad, debido a que sobre los tallos se puede observar la acumulación abundante de excretas de las larvas (figura 4.2). Los residuos de la madera y excretas de las larvas son utilizados por el anillador para protegerse de depredadores, completar el ciclo de desarrollo de las pupas (figura 4.2), y para que las hembras ubiquen nuevos huevos.



Fotos: Juan Carlos Lesmes Suárez

Figura 4.2. Trozo de tallo con daño del anillador y residuos de madera y excretas. (L) Larva de anillador ubicado sobre un tallo barrenado; (P) pupa protegida con los residuos de madera y excretas.

Las hembras pueden ovipositar hasta 20 huevos en diferentes heridas del árbol e incluso en varios árboles, y es habitual encontrar huevos eclosionados y sin eclosionar pegados a cocones de excretas. La oviposición se presenta entre las 10:00 a. m. y las 12:00 m., y entre las 4:00 p. m. y las 6:00 p. m., con las posturas simples y espaciadas sobre una o varias heridas del árbol e incluso en diferentes árboles (Carabalí Muñoz et al., 2015). Luego de la eclosión de las larvas (10 a 20 días), estas se alimentan de cada uno de los tejidos vegetales y lignificados de los tallos como la corteza, el xilema, el floema y el cambium vascular, y en un periodo promedio de 15 días se evidencian abultamientos (2 cm de longitud) por debajo de la corteza. La lesión

o perforación se extiende en sentido horizontal (15 a 25 cm) hasta que las larvas pasan de siete instares en un periodo de 60 a 70 días, generan una herida de 4 a 20 cm de ancho y causan daño a la región central del tallo (Carabalí Muñoz et al., 2015).

Por árbol de guayaba se pueden registrar hasta 14 heridas simultáneamente y entre 2 y 40 larvas en una sola herida. Adicional a esto, las heridas pueden permanecer activas en función del número de larvas que cohabitan el árbol, caducas o abandonadas (Carabalí Muñoz et al., 2015), pero estas pueden ser reinfestadas por nuevas generaciones de larvas (figura 4.3).



Fotos: Juan Carlos Lesmes Suárez

Las larvas consumen el tejido fresco del árbol, lo que genera obstrucción al transporte de nutrientes y agua. Como consecuencia, los árboles de guayaba presentan amarillamiento (clorosis), enrojecimiento de hojas y abscisión foliar (epinastía), pérdida de vigor, presencia de rebrotes o callo por debajo de la zona del daño. Los árboles con edades superiores a 10 años podrían no presentar síntomas asociados a los daños del anillador (Carabalí Muñoz et al., 2015), debido a la capacidad de regeneración de tejidos (totipotencia) y vigor de la parte aérea y sistema radicular.

De acuerdo con lo registrado por Carabalí Muñoz et al. (2015), los árboles de guayaba atacados por el anillador atienden a una selección específica. Siendo comunes las infestaciones reiteradas en el mismo árbol y en aquellos que se ubican en las zonas con sombrío, frescas y húmedas.

Carabalí Muñoz et al. (2015) establecieron una escala que describe la severidad y nivel del daño ocasionado por las larvas del anillador del tallo, puesto que las lesiones encontradas fueron diferenciadas, desde niveles muy leves hasta muy severos, indicando en esta última categoría una condición avanzada de daño que podría ocasionar la muerte o pérdida de los árboles productivos de guayaba (tabla 4.1).

Tabla 4.1. Nivel de daño causado por el anillador del tallo en cultivos de guayaba (*Psidium guajava* L.)

Nivel de daño	Número de heridas o lesiones en el tallo
Ausente	Sin
Muy leve	Caducas
Leve	<3 activas
Moderado	3 a 4 activas
Severo	4-6 activas
Muy severo	≥7 activas

Fuente: Adaptado de Carabalí Muñoz et al. (2015)

El daño causado por el gusano anillador suele darse a lo largo del año. En Santander y Boyacá (Colombia) se presentan picos de actividad al finalizar los meses de febrero (58,89 mm mes⁻¹), octubre (216,76 mm mes⁻¹) y abril (221,60 mm mes⁻¹), principios de noviembre (137,58 mm mes⁻¹) y mayo (246,80 mm mes⁻¹). Estos meses se caracterizan por presentar fluctuación en las precipitaciones, debido a que son épocas de transición entre menores y mayores volúmenes de lluvias.

Descripción morfológica

El anillador del tallo de la guayaba pertenece al orden Lepidoptera y se caracteriza por presentar diferencias morfológicas, entre las que resaltan a simple vista la coloración del cuerpo y de las celdas de las alas anteriores (Navarro et al., 2004).

Huevo

Los huevos se diferencian por el color, la forma, el tamaño, y la textura del corión (Delgado, 2005). El huevo es de coloración marrón, mide

entre 0,37 mm de longitud y 0,22 mm de ancho (Carabalí Muñoz et al., 2015), generalmente es semirectangular, con la región anterior redondeada y posterior roma (Delgado, 2005). Provenientes de posturas simples, espaciadas, en promedio 20 huevos por postura, ceñidas a la corteza, solitarios o en grupos de dos, tres o incluso cuatro huevos.

Larva

Mide 15 mm de longitud por 0,5 mm de ancho. Es de color hueso y presenta dos manchas de color marrón, del mismo color que la cabeza. Posee mandíbulas ensanchadas fuertemente, en la base un poco separadas del labro, con espirinetas típicas de los lepidópteros. Las larvas del último instar presentan diferencias en los siguientes caracteres: color del cuerpo, el ancho cefálico, forma del escudo torácico, color de las setas abdominales, del escudo anal y el grado de fotofobia (Delgado, 2005). Este estadio requiere gran cantidad de alimento para superar siete instares de desarrollo (figura 4.4); los primeros estadios larvales son los más voraces, ya que requieren materia fresca (tejidos vivos) para sobrevivir (Carabalí Muñoz et al., 2015) y desarrollarse.



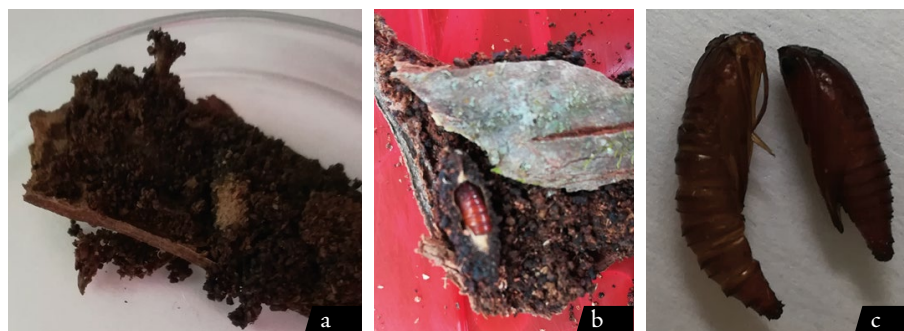
Fotos: Juan Carlos Lesmes Suárez

Figura 4.4. Larva del anillador, residuos de madera y daño o lesión ocasionada sobre un árbol de guayaba regional durante su desarrollo.

Pupa

Mide en promedio 11 mm de longitud, pero en machos se ha registrado un ancho de 2 mm, mientras que en hembras 2,5 mm (Carabalí Muñoz et al., 2015) (figura 4.5). Presenta un color castaño rojizo y segmentos abdominales en forma de trapecio; el pronoto tiene estrías transversales profundas; con surcos alares estrechos en la base y el ápice, y ensanchados en su zona media; metanoto, base de las alas posteriores y tergo A1 con alta densidad de punturas circulares (Delgado, 2005). La presencia de pupas

en los árboles puede indicar un daño avanzado y finalización de este. Además, suelen encontrarse pupas y larvas en el mismo sitio (Carabalí Muñoz et al., 2015). La fase de pupa presenta el mayor número de caracteres diagnóstico para diferenciar a las especies *C. theobromae* (Busck, 1910) y *C. foraseminis* Eichlin 1995 (Delgado, 2005). Según observaciones realizadas por Navarro et al. (2004), al momento de la emergencia de los adultos, estos rompen la película externa en el sitio donde se ubica la peca y dejan el resto de la pupa adherida a la herida del tallo de la planta.



Foros: Juan Carlos Lesmes Suárez

Figura 4.5. Pupa del anillador del tallo. a. Pupa rodeada o cubierta por cocones de excretas; b. Pupa protegida y recubierta con excretas; c. Pupa sin (izquierda) y con (derecha) adulto en el interior.

Adulto

Se reconoce como una polilla de hábito diurno, presenta un color negro y amarillo y un tamaño promedio de 11,5 mm de longitud y 1,5 mm de ancho en machos, y 11 mm de longitud y 2 mm de ancho en hembras. En la cabeza se diferencia la frente plateada y los palpos labiales color amarillos en la región ventral, y negro en la región lateral. El tórax también presenta esos

dos colores, y en particular tres líneas amarillas paralelas sobre el protórax y el mesotórax; en las hembras se presenta una modificación del último segmento, el cual se extiende para dar paso al ovipositor. Las alas frontales y posteriores son hialinas. Los adultos del anillador tienen la capacidad de mimetizarse, ya que los colores amarillo y negro les permite imitar a avispas de los géneros *Polistes* spp. y *Polybia* spp. (Carabalí Muñoz et al., 2015) (figura 4.6).



Figura 4.6. Adulto del anillador del tallo de la guayaba.

Fuente: Colección Taxonómica Nacional de Insectos Luis María Murillo, AGROSAVIA.

Biología

En general, las hembras de la familia Sesiidae colocan sus huevos sobre grietas en los troncos, ramas o raíces expuestas, y cuando emergen las larvas se alimentan de dichas grietas, formando canales (Hernández-Baz & Equihua, 2000, citados por Vásquez et al., 2015) (figura 4.7). Los adultos de *C. theobromae* presentan actividad en horas de la mañana (Morillo et al., 2009; Sarmiento et al., 2016) al realizar vuelos cortos sobre el tallo de guayaba regional (Sarmiento et al., 2016). Carabalí Muñoz et al. (2015) observaron que la oviposición se presenta entre las 10:00 a. m. y las 12:00 m., y entre las 4:00 p. m. y las 6:00 p. m., con las posturas simples y espaciadas sobre una o varias heridas del árbol e incluso en diferentes árboles de guayaba.

El ciclo de vida de *C. theobromae* es de 87 a 109 días, en los cuales la hembra oviposita en espacios abiertos de la corteza del árbol con acceso al tejido fresco; los huevos tardan en eclosionar entre 10 y 12 días, mientras que las larvas pasan por siete instares durante 50 y 60 días. Una vez formadas las pupas, tardan entre 21 y 23 días en pasar a su estado adulto, el cual tiene una duración de 5,5 a 6,4 días (Carabalí Muñoz et al., 2015) (figura 4.7). Los estados de larva y pupa pueden ubicarse en el mismo sitio de la planta. Para las condiciones agroecológicas del sur de Santander (Colombia), el anillador del tallo puede alcanzar tres cohortes al año (Carabalí Muñoz et al., 2015).

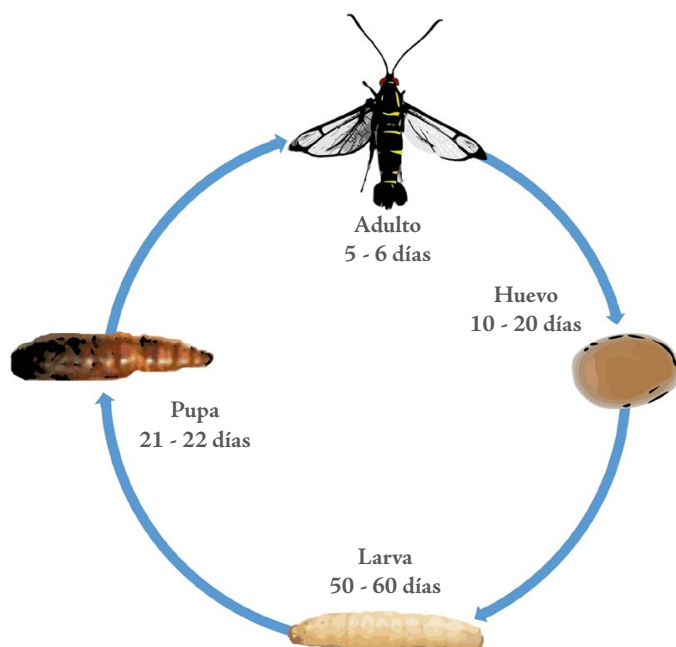


Figura 4.7. Ciclo de vida del anillador del tallo de la guayaba.

Fuente: Elaboración propia con base en Carabalí Muñoz et al. (2015)

Hospederos

Según Carabalí Muñoz et al. (2015), *C. theobromae* cuenta con un amplio rango de hospederos y llegan a cerca de 400 especies. Entre estos se encuentra la familia Myrtaceae a la cual pertenece el guayabo (*Psidium guajava* L.) y el arrayán o mirto (*Myrtus communis* L.). En cultivos de importancia agrícola como el cacao *Theobroma cacao* L. (Malvaceae), *C. theobromae* ha causado daño en la mazorca (Delgado, 2005; Instituto Colombiano Agropecuario [ICA], 2014; Navarro et al., 2004; Vásquez et al., 2015). Las hembras depositan sus huevos en la superficie de los frutos de cacao, las larvas perforan posteriormente las mazorcas y se mantienen en el epicarpio del fruto sin alimentarse de las semillas; las mazorcas

afectadas pueden ser aprovechadas de manera parcial (Delgado, 2005; Navarro et al., 2004). Muchas especies de sésidos son consideradas de importancia económica, debido a los daños generados en tallos, raíces y frutos de plantas cultivadas (Brown & Mizzell, 1993; McKern & Szalanski, 2007; Vásquez et al., 2015). En Colombia se han reportado un total de 12 especies de Sesiidae afectando diversas especies vegetales (Hernández-Baz, 2014).

Enemigos naturales

Los enemigos naturales, identificados en el control biológico del anillador del tallo, son parasitoides nativos y hongos entomopatógenos.

Parasitoides

En cultivos de guayaba regional (*Psidium guajava* L.) en Santander (Colombia), se registraron parasitaciones de hasta 60 % de las pupas de *C. theobromae*, por parte de los insectos *Brachymeria* spp. (Chalcididae): *B. pedalis* y *B. conica* (Pulido, 2014). En el último instar de las larvas se presentaron parasitaciones de hasta 25 % de los individuos por *Aganaspis* sp. (Figitidae). Adicionalmente, se encontraron *Odontosema* sp. (Braconidae) (10 %), *Doryctobracon* sp. (10 %) y Tachinidae (Diptera): *Siphostumia* sp. y *Sturmiomima* sp. (Carabalí Muñoz et al., 2015).

Hongos entomopatógenos

De manera natural se han encontrado cuatro entomopatógenos asociados a los estados de pupa y larva del anillador del tallo. Entre estos se encuentran *Lecanicillium lecanii* en pupas y *Beauveria bassiana*, *B. brongniartii* y *Paecilomyces* sp. en larvas (Carabalí Muñoz et al., 2015).

Manejo

El manejo integrado del anillador del tallo, en cultivos de guayaba, incluye el monitoreo y las estrategias de control cultural, biológico y químico.

Monitoreo

Es una estrategia válida para el control de poblaciones de larvas anillador que consiste en la observación directa de daños en los guayabos y tiene como propósito identificar y coleccionar larvas causantes de lesiones. Esta estrategia es viable para identificar daños iniciales o moderados,

para direccionar las prácticas de manejo a árboles vulnerables a este insecto plaga.

El uso de trampas para captura de adultos lepidópteros ha mostrado eficacia tanto para el monitoreo como para la reducción de poblaciones. En palma de aceite, los adultos de *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Brassolidae) son controlados con cebos a base de guarapo o caña molida, en mezcla con un insecticida al 0,5 % (Aldana et al., 1999; Calvache, 1995; Lorya et al., 2002). Otra alternativa para atraer adultos es el uso de contrastes de colores, por lo cual se sugiere que las trampas se pinten con colores amarillo, rosado y azul (Charlín, 2005). Con trampas de malla de tul se han obtenido promedios de captura que fluctúan entre 50 y 300 adultos/trampa/día, y según sea la cantidad de capturas se distribuyen manualmente o se les aplica insecticida.

Control cultural

El control cultural es de tipo preventivo. Incluye la preparación adecuada de las áreas y terrenos destinados a los cultivos, la rotación de estos, la modificación de las épocas de siembra o renovación de cultivos atendiendo a los aspectos fisiológicos de la planta, características biológicas del insecto plaga y condiciones ambientales existentes y esperadas.

Para el cultivo de guayaba, las dos principales recomendaciones se orientan a realizar podas (formación, producción y sanitaria) y plateo (limpieza del plato del árbol); prácticas con las cuales se puede lograr un porcentaje de mortalidad del 100 % de las larvas después de nueve días de implementar dichas prácticas (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria [AGROSAVIA], 2018).

Las podas, especialmente de formación, favorecen la entrada de luz para asegurar un ambiente adverso al anillador del tallo con el subsecuente incremento de la temperatura del fuste y las ramas (AGROSAVIA, 2018), lo que disturba el hábitat del insecto. Con la poda se orientan las ramas para obtener una mejor exposición al sol, se suprime la madera seca y se equilibra el peso de los frutos sobre el árbol (Carrillo et al., 2012). Por su parte, con el plateo se eliminan las plantas asociadas a la base del árbol y, por ende, reservorios para los estados biológicos del insecto (Pulido, 2014). Se debe destacar que este insecto plaga muestra preferencia de consumo sobre árboles de guayaba regional con manejo tradicional, y que la tecnificación de cultivos, involucrando la poda y el plateo, facilita su manejo y reducción de daños y poblaciones.

Control biológico

En cultivos de guayaba del sur de Santander (Colombia), se realizó el reconocimiento de parasitoides y hongos entomopatógenos en los diferentes estadios de desarrollo del anillador del tallo (Pulido, 2014). En cultivos de guayaba fueron evaluados *Lecanicillium lecanii* y *Beauveria bassiana* para el control de larvas de anillador y se registró mortalidad de 75 y 44,5 %, respectivamente (AGROSAVIA, 2018).

Parasitoides

Los controladores biológicos identificados para el control de larvas de *C. theobromae* o anillador del tallo fueron los parasitoides *Brachymeria pedalis* y *Telenomus* sp. (AGROSAVIA, 2018).

Generalmente, entre los insectos parasitoides de lepidópteros, se destacan individuos de los órdenes Hymenoptera y Díptera; entre estos sobresalen los microhimenópteros por su amplio rango de hospederos y efectividad en la agricultura comercial, mientras que entre los principales predadores se encuentran insectos de los órdenes Neuroptera, Coleoptera e Hymenoptera (Bautista & Cardona, 2012) (tabla 4.2).

Una vez identificado el organismo que actuará sobre el insecto objetivo, es necesario emplear técnicas adecuadas para su establecimiento (introducción) y la aplicación periódica para asegurar un incremento de las poblaciones al no poder reciclar dichos controladores (inundativo). El mecanismo de acción de insectos parasitoides y predadores se da por la oviposición de huevos de la hembra dentro o cerca de los insectos hospederos (endo o ectoparásito). En esta etapa, el controlador pasa su estado larval al interior del insecto plaga, alimentándose de sus fluidos. Cuando el parasitoide llega al final de su desarrollo, causa la muerte a su víctima y se transforma posteriormente en pupa dentro de los restos, y emerge finalmente para continuar su ciclo de vida.

En este caso, los predadores requieren más de un insecto para su subsistencia y consumen gran cantidad de estos durante este periodo; de este tipo de insectos existen cerca de 32 grupos que dependen de individuos considerados como plagas en cultivos de importancia agrícola, los cuales a su vez suelen ser de menor tamaño que el depredador.

Tabla 4.2. Insectos reportados como parasitoides y predadores de insectos pertenecientes al orden Lepidoptera

Parasitoides			
Orden	Familia	Género-especie	Huésped
Diptera	Tachinidae	<i>Leskiopalpus diadema</i> Wd., <i>Phorocera</i> sp., <i>Siphoniomya melaena</i> , <i>Zenillia</i> sp., <i>Zygozenillia</i> sp. y <i>Leschehnauta</i> sp.	Órdenes Coleoptera, Lepidoptera, Hymenoptera, Hemiptera y Orthoptera
Hymenoptera	Pteromalidae	<i>Spalangia cameroni</i>	Orden Lepidoptera, Hymenoptera, Hemiptera, Diptera, Coleoptera y sacos de huevos de arañas
Hymenoptera	Scelionidae	<i>Telenomus remus</i>	Huevos de grillos, arañas, mantidos, Hemipteros, Hymenopteros, Neutropteros, Coleopteros y Lepidopteros
Hymenoptera	Bethylidae	<i>Cephalonomia stephanoderis</i>	Orden Coleoptera, Lepidoptera y Hymenoptera
Hymenoptera	Trichogrammatidae	<i>Trichogramma exiguum</i> , <i>T. atopovirilia</i> y <i>T. pretiosum</i>	Orden Lepidoptera
Depredadores			
Orden	Familia	Género-Especie	Huésped
Neuroptera	Chrysopidae	<i>Chrysopa</i> spp.	Pulgones, áfidos y huevos de insectos de la familia Lepidoptera
Coleoptera	Carabidae	<i>Brachinus</i> spp., <i>Carabus</i> spp., <i>Chlaenius</i> spp. <i>Harpalus</i> spp. y <i>Calosoma granulatum</i>	Larvas de insectos
Hymenoptera	Vespidae	<i>Polistes</i> spp., <i>Polybia</i> spp., <i>Zethus</i> spp., <i>Apoica</i> spp.	Larvas de insectos del orden Lepidoptera

Fuente: Bautista y Cardona (2012).

Hongos entomopatógenos

De la amplia variedad de hongos potenciales en el control biológico de insectos plaga, para el manejo de larvas de anillador en cultivos de guayaba se ha identificado a *Beauveria bassiana*, *B. brongniartii*, *Paecilomyces* sp., *Paecilomyces lilacinus* y *Lecanicillium lecanii*;

y para pupa, *Lecanicillium lecanii* (Pulido, 2014). En este sentido, evaluaciones con los hongos entomopatógenos *Lecanicillium lecanii* y *Beauveria bassiana* han permitido constatar porcentajes de mortalidad entre 50 y 70% de las larvas de anillador del tallo en cultivos comerciales de la guayaba regional (AGROSAVIA, 2018).

Dichos organismos requieren huéspedes específicos y condiciones ambientales apropiadas para su desarrollo. De la misma manera que un hongo fitopatógeno ataca los tejidos vegetales, los hongos entomopatógenos penetran la cutícula de los insectos, invaden su interior y causan su muerte.

Control químico

El control químico de plagas consiste en la represión de las poblaciones o la prevención de su desarrollo mediante el uso de sustancias químicas con actividad biológica. La eficiencia de las estrategias de control químico depende, entre otros, del criterio de selección del producto, y la forma y época de aplicación. Estas decisiones requieren conocimientos sobre las características de los productos insecticidas, los equipos de aplicación, los insectos plagas y del cultivo (Cisneros, 2014).

Bajo experimentación semicontrolada, en condiciones agroecológicas de la región productora de guayaba de Santander (Colombia), se evaluó la aplicación de un producto comercial para el control de larvas de anillador del tallo en cultivos de guayaba regional; en el experimento se evaluó la aspersión sobre larvas expuestas en la superficie del tallo. Los resultados mostraron una mortalidad del 90 % de las larvas con el uso del insecticida con modo de acción por contacto, inhalación e ingestión, y de categoría toxicológicas moderadamente peligrosa (AGROSAVIA, 2018). Con base en los resultados obtenidos y bajo la supervisión de un ingeniero agrónomo, se sugiere la aplicación responsable de productos químicos con ese modo de acción, que cuenten con registro ICA para el control del blanco biológico o insecto plaga y su uso en el cultivo de guayaba.

90

Referencias

- Aldana, J. A., Fajardo, J., & Calvache, H. (1999). Evaluación de dos diseños de trampas para la captura de adultos de *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Brassolidae) en una plantación de palma de aceite. *Revista Palmas*, 20(2), 23 -29.
- Bautista, L. G., & Cardona, J. A. (2012). *Evaluación de la actividad entomopatógena de tres hongos sobre Hortensia similis y Collaria columbiensis en pasturas ganaderas de la granja tesorito, en Manizales, Caldas* [Tesis de pregrado]. Universidad de Caldas.
- Brown, L., & Mizzell, R. F. (1993). The clearwing borers of Florida (Lepidoptera: Sesiidae). *Tropical Lepidoptera*, 4(4), 1-21.
- Calvache, H. (1995). Manejo integrado de plagas de la palma de aceite. *Revista Palmas*, 16, 255-264. <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/view/517>
- Carabalí Muñoz, A., Insuasty, O. I., Pulido, V. C., & Canacuan Nasamuez, D. E. (2015). *Insectos plagas de importancia económica en el cultivo de la guayaba y sus estrategias de control*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.

- Carrillo, H. C., Rebolledo, A., Bolaños, M., & Ríos, L. (2012). *Poda, nutrición y riego en huertos tecnificados de guayaba, variedad Palmira ICA-1*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Charlín, R. (2005). *Técnicas de muestreo (monitoreo) de las principales plagas del palto (Persea americana: Lauracea) e identificación y control para un manejo integrado de la producción frutal (MIPF) (2.ª parte)*. <http://repositorio.uchile.cl/handle/2250/120089>
- Cisneros, F. (2014). *Control químico de plagas*. <https://hortintl.cals.ncsu.edu/sites/default/files/articles/control-quimico-de-plagas.pdf>.
- Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. (2018). *Esquema de manejo fitosanitario de los de los gusanos: anillador (Lepidoptera: Sesiidae), taladrador (Lepidoptera: Cossidae) en la hoya del río Suárez y enrollador (Lepidoptera: Sesiidae) en el Valle del Cauca en Guayaba (Psidium guajava L.)* [Informe final de meta].
- Delgado, N. (2005). Caracterización morfológica de los Sesiidae (Insecta: Lepidoptera) perforadores del fruto del cacao (*Theobroma cacao* L.), presentes en la región costera del estado Aragua, Venezuela. *Entomotropica*, 20(2), 97-111.
- Hernández-Baz, F. (2014). Las polillas de Colombia: Una síntesis preliminar. En *III Simposio Colombiano de Lepidopterología: hacia una check list de las mariposas de Colombia* (conferencia magistral). Universidad Nacional de Colombia, Bogotá.
- Instituto Colombiano Agropecuario. (2014). *Reconozca los barrenadores de la mazorca del cacao*. <https://www.ica.gov.co/getattachment/Areas/Agricola/Servicios/Control-y-Eradicacion-de-Riesgos-Fitosanitarios/PLEGABLE-barrenador-cacao-27-02-2017.pdf.aspx?lang=es-CO>
- Lorya, R., Chinchilla, C., Domínguez, J., & Mexzón, R. (2002). Una trampa efectiva para capturar adultos de *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Brassolidae) y observaciones sobre el comportamiento de la plaga en palma de aceite. *Revista Palmas*, 23(1), 29-37. <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/view/907>
- McKern, J. A., & Szalanski, A. L. (2007). Molecular diagnostics of economically important clearwing moths (Lepidoptera: Sesiidae). *Florida Entomologist*, 90(3), 475-479. [https://doi.org/10.1653/0015-4040\(2007\)90\[475:MDOEIC\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1653/0015-4040(2007)90[475:MDOEIC]2.0.CO;2)
- Morillo, F., Sánchez, P., Herrera, B., Liendo-Barandiaran, C., Muñoz, W., & Hernández, J. V. (2009). Pupal Development, Longevity and Behavior of *Carmenta theobromae* (Lepidoptera: Sesiidae). *Florida Entomologist*, 92(2), 355-361. <https://doi.org/10.1653/024.092.0222>
- Navarro, R., Clavijo, J., Vidal, R., & Delgado, N. (2004). Nuevo insecto perforador del fruto del cacao de importancia económica en Venezuela. *INIA Divulga*, 2, 27-30.

- Pulido, V. C. (2014). *Determinación de los ciclos de vida de los gusanos anillador (Lepidóptera, Sesiidae), taladrador (Lepidóptera, Cossidae) y enrollador (Lepidóptera: Tortricidae) de la guayaba (Psidium guajava L.) bajo condiciones de laboratorio y campo.* (Informe final de la meta). Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Sarmiento, X., Insuasty, O., Martínez, J., & Barreto-Triana, N. (2016). Aspectos biológicos del anillador de la guayaba *Carmenta theobromae* (Lepidoptera: Sesiidae) en Santander, Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*, 42(2), 176-183.
- Vásquez, Y., Muñoz, J., Muriel, S., & Hernández-Baz, F. (2015). Ocurrencia de los barrenadores *Carmenta foraminis* Eichlin y *Carmenta theobromae* (Busck) (Lepidoptera: Sesiidae) en *Theobroma cacao* L., en el departamento de Antioquia-Colombia. *Boletín del Museo de Entomología de la Universidad del Valle*, 16(1), 34-38.





Capítulo V

Taladrador del tallo de la guayaba *Simplicivalva ampliophilobia* Davis, Gentili-Poole & Mitter, 2008 (Lepidoptera: Cossidae)

Leidy Yibeth Deantonio-Flrido

Arturo Carabalí Muñoz

Juan Carlos Lesmes Suárez

En Colombia, el sistema productivo de la guayaba (*Psidium guajava* L.) contó durante algunas décadas con insectos plaga conocidos, en los cuales se concentraron buena parte de los estudios de biología, ecología y manejo integrado. Sin embargo, en las regiones productoras de guayaba regional con manejo tradicional, recientemente se registraron daños causados por el taladrador del tallo de la guayaba (*Simplicivalva ampliophilobia* Davis, Gentili-Poole & Mitter), un barrenador considerado como una de las plagas emergentes de este cultivo.

Generalidades e importancia

En Colombia, a partir del año 2006 fueron reportadas perforaciones en los tallos de cultivos de guayaba regional (*Psidium guajava* L.), lo cual ocasionó reducción en la producción de fruta y en el vigor de los árboles. Además, se evidenciaron daños severos que causaron la muerte de árboles productivos que superaban 20 años de establecidos. Los municipios afectados fueron las principales zonas productoras de guayaba regional roja y blanca, ubicados en las provincias de Vélez (Santander) y de Bajo Ricaurte (Boyacá).

Uno de los insectos plaga identificados fue el taladrador del tallo de la guayaba o también conocido como gusano tornillo (*Simplicivalva ampliophilobia* Davis, Gentili-Poole & Mitter) (Carabalí Muñoz et al., 2015; Pulido et al., 2019); el nombre común se relaciona con la forma del daño en los árboles. La presencia de este insecto plaga fue cuantificada y se registró una incidencia del 94 %, donde en promedio el 25 % de 100 árboles evaluados presentaron un nivel de daño moderado y caracterizado por contar con 2 o hasta 4 lesiones activas (Carabalí Muñoz et al., 2015; Pulido et al., 2019).

El taladrador del tallo de la guayaba o *Simplicivalva ampliophilobia* sp. nov., Davis, Gentili-Poole & Mitter (Lepidóptero: Cossidae) corresponde a una especie descrita en Costa Rica (Davis et al., 2008). En el estado larval se conocen como gusanos xilófagos que barrenan o perforan los tallos en forma de tornillo, y en el estado adulto, como polillas (Pulido et al., 2019). Este lepidóptero pertenece al género *Simplicivalva* (Davis et al., 2008), así como otras especies de insectos de importancia económica como: *Simplicivalva marmorata* (Schaus, 1905), reportada como *Hemipecten marmorata* y *Schausiana marmorata*; *Simplicivalva philobia* (Druce, 1898), registrada en Panamá, y *Simplicivalva poecilosema* (Clench, 1960), distribuidas en Argentina y Bolivia (Penco & Yakovlev, 2015).

económica y algunas cuarentenarias (Sistema Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de plagas [Sinavimo], 2018).

Daño

El daño ocasionado por las larvas de *Simplicivalva ampliophilobia* en los guayabos se caracteriza por una barrenación en forma de tornillo al interior del tallo, y cada orificio constituye la entrada a las galerías formadas con residuos de su alimentación (figura 5.1a). La barrenación del taladrador puede iniciar en sentido horizontal, desde la corteza del tallo, pasando por tejidos como el floema y el cambium vascular hasta llegar al xilema primario (figura 5.1b). Posteriormente, la trayectoria de la perforación puede cambiar en función del consumo de tejido fresco, la larva también realiza movimientos en sentido vertical y se pueden presentar perforaciones de hasta 80 cm. Durante ese periodo, la larva se protege con una seda y barrena en diferentes direcciones, de esta manera forma galerías que le permiten respirar y depositar los residuos de las excretas (Carabalí Muñoz et al., 2015; Pulido et al., 2019). Las larvas se desarrollan en esas galerías por un periodo de 8 a 10 meses hasta iniciar la etapa de pupa.

De igual manera, la familia Cossidae cuenta con especies como *Comadia redtenbacheri* Hammerschmidt (Lepidoptera: Cossidae), conocida como el gusano rojo de maguey, el cual es usado en México para consumo; *Zeuzera pyrina*, *Dyspessa ulula*, *Cossus cossus* y *Chilecomadia valdiviana*, esta última denominada comúnmente como gusano carpintero del ñire. Estas especies han sido reportadas en Argentina como plagas de importancia



Fotos: Juan Carlos Lesmes Suárez

97

Figura 5.1. Detalle y secuencia del daño ocasionado por larvas de taladrador del tallo de la guayaba. a. Orificio inicial cubierto con residuos; b. Orificio expuesto después de retirar los residuos o la viruta; c. Detalle del área afectada por la larva, tamaño del orificio inicial y de la lesión a lo largo del tallo en dirección vertical; d. Larva alojada en la parte superior de la lesión y detalle de la longitud de la perforación; e. Sección del tallo principal de guayaba con lesión, daño o perforación ocasionada por larvas de taladrador; f. Detalle de un tallo de guayaba afectado por larvas de taladrador, a pesar del daño presenta tejido vivo aún cuando la longitud de la perforación es superior a 40 cm.

La alta voracidad del estado larval genera también la acumulación de excretas en la proximidad del orificio o en la base del tallo, estos residuos se pueden encontrar sobre el mismo tallo o en el suelo; el tamaño de

las excretas indica el tamaño de las larvas (figura 5.2). Aun cuando no es común que la larva salga de la galería, se podría presentar ese comportamiento (Carabalí Muñoz et al., 2015; Pulido et al., 2019).



Fotos: Juan Carlos Lesmes Suárez

Figura 5.2. Daño ocasionado por larvas del taladrador. a. Orificios y residuos producidos, en el pie del árbol, por larvas de taladrador del tallo de la guayaba; b. Residuos de madera luego de la perforación de la larva de taladrador en el pie del árbol de guayaba regional.

En arboles de guayaba sembrados en Santander (Colombia), las larvas de taladrador barrenan los tallos durante todo el año, con aumento en su actividad y en la severidad del daño a finales del mes de mayo; época que habitualmente se asocia al incremento de la frecuencia y del volumen de precipitación o lluvias (246,80 mm mes⁻¹). En árboles jóvenes (<5 años), la tolerancia al daño causado por las larvas de taladrador es menor, puesto que ocasiona daños severos y hasta la muerte; los árboles con edad superior a 5 años, al presentar ramas o tallos secundarios y terciarios de mayor diámetro, tienen mayor soporte y tolerancia al daño del barrenador. Un árbol puede presentar hasta 20 galerías, y también se puede

registrar daño repetido en algunos árboles, incluso cuando este se encuentra rodeado por árboles sanos (Carabalí Muñoz et al., 2015; Pulido et al., 2019). Este fenómeno podría estar relacionado con la comunicación intra e interespecífica de las plantas o producción de metabolitos secundarios, conocidos como señales químicas, que le permiten a la plaga reconocer hospederos potenciales. A partir de observaciones registradas por Carabalí Muñoz et al. (2015), se evidenció que los daños causados por el taladrador han aumentado desde noviembre de 2013 en cultivos guayaba regional, y adicionalmente estos se pueden confundir con el daño ocasionado por plantas parásitas de la familia Moraceae.

La dinámica de alimentación del taladrador puede diferenciarse por el tipo de heridas o lesiones encontradas en el árbol, por tal razón es común registrar dos características particulares en los tallos: heridas caducas o activas. Las primeras hacen referencia al daño generado por un grupo de larvas que luego abandonan el tallo, lo que permite la cicatrización del tejido. En cuanto a las heridas activas, evidencian el daño causado por diferentes generaciones de larvas, es decir que los árboles son afectados de manera continua y, como lo indican Carabalí Muñoz et al. (2015) y Pulido et al. (2019), se pueden presentar entre 1 y 9 lesiones o perforaciones por debajo de los 70 cm de altura del árbol. Esto indicará el nivel de daño en una escala que va desde muy leve hasta muy severa (tabla 5.1).

Tabla 5.1. Nivel de daño causado por el taladrador del tallo en cultivos de guayaba (*Psidium guajava* L.)

Nivel de daño	Número de heridas o lesiones en el tallo
Ausente	Sin
Muy leve	Caducas
Leve	1 activa
Moderado	2 a 4 activas
Severo	5 a 8 activas
Muy severo	9 activas

Fuente: Elaboración propia con base en Carabalí Muñoz et al. (2015)

Descripción morfológica

Las larvas del taladrador del tallo poseen en el último estadio el octavo espiráculo ensanchado, escudo torácico abultado y pigmentado, así

como los patrones morfométricos de adultos o polillas, con una coloración grisácea y con puntos negros (Carabalí Muñoz et al., 2015; Pulido et al., 2019). La oviposición ocurre generalmente en madera en descomposición o debajo de la corteza de los árboles, lo cual causa daño en las ramas y los troncos de un amplio número de árboles y arbustos (Davis et al., 2008).

Huevo

Las hembras ovipositan un promedio de 40 huevos con posturas simples o espaciadas sobre el tallo, plantas epífitas y líquenes. En promedio, el huevo mide 1,06 mm de longitud y 0,9 mm de ancho, y presenta una coloración cobriza oscura; puede ser oblongo o subpiramidal. Se adhiere a las superficies por medio de una secreción cementante que produce la hembra (Carabalí Muñoz et al., 2015; Pulido et al., 2019).

Larva

Mide 43,33 mm de longitud y 0,6 mm de ancho. Presenta un color gris y púrpura en el vientre, con una franja central traslúcida dorsalmente. La cabeza es de color marrón oscuro, y las mandíbulas son macizas, cortas y de color negro. Presenta *crochets*, que son setas pequeñas y curvadas, ubicadas alrededor de la base de las patas abdominales de las larvas. La larva secreta del aparato bucal un líquido de color rojo, y las excretas son residuos de madera en forma cilíndrica; estas excreciones se acumulan en la base de los árboles que presentan heridas o lesiones, y son proporcionales al tamaño de las larvas (Carabalí Muñoz et al., 2015; Pulido et al., 2019).

Pupa

En machos mide 12 mm de longitud y 5 mm de ancho; y en hembras, 18 mm de longitud y 4,5 mm de ancho. Presenta un color caramelo y el tegumento es liso, brillante y traslúcido. Cerca de la emergencia del adulto, el tegumento se torna más oscuro. La pupa se ubica al interior del capullo de seda dentro del tallo, y estas se pueden detectar por la presencia de seda en el orificio de salida de la galería (Carabalí Muñoz et al., 2015; Pulido et al., 2019).

Adulto

Se reconoce como una polilla de hábito nocturno, que presenta 20 mm de longitud y 5 mm de ancho. El adulto tiene una combinación de colores negro, blanco, gris y café. Tiene antenas pectinadas, escamas piliformes, palpos labiales recubiertos de escamas blancas, con el ápice desnudo color dorado y alas heteroneuras (Carabalí Muñoz et al., 2015; Pulido et al., 2019).

Biología

Como lo describen Carabalí Muñoz et al. (2015) y Pulido et al. (2019), este insecto plaga hace parte de la familia Cossidae, en la que también se registran varias especies de plagas de importancia económica, en un amplio rango de hospederos (120), entre estas las Myrtaceae. Las larvas del taladrador del tallo poseen hábito xilófago, razón por la cual construyen galerías donde se desarrollan posteriormente las pupas.

Bajo condiciones agroecológicas del sur de Santander (Colombia) (25 °C y 60% HR), el ciclo de vida del taladrador es de un año, puesto que requiere aproximadamente 294 a 366 días para su desarrollo (figura 5.3). La etapa de huevo

tiene una duración de 15 a 40 días, seguida del estado de larva, considerada como la etapa más agresiva del ciclo del taladrador, con 230 a 270 días (7 a 9 instares), hasta la formación de la pupa. Las pupas requieren 42 días para pasar al estado adulto, el cual tiene una duración de 7 a 14 días (Carabalí Muñoz et al., 2015).

Según Pulido et al. (2019), el ciclo de vida del taladrador se presenta en un periodo de 330 a 360 días, y las etapas de desarrollo así: huevo entre 15 y 30 días; la larva requiere cerca de 270 días; prepupa, 15 días; pupa, 30 días, y adulto, entre 15 y 30 días.

Hospederos

La familia Cossidae ha sufrido modificaciones a través de los años. Muchas especies antes reconocidas como cósidos han sido excluidas de esta familia y ubicadas dentro de familias afines (Schoorl, 1990). La familia Cossidae se conforma por polillas de amplia distribución geográfica, han sido registradas en Europa, África, Madagascar, Asia, Australia y en todo el continente americano, desde Estados Unidos hasta localidades del Sur de Chile y Argentina (Gentili, 1989; Pastrana, 2004; Schoorl, 1990). Se reconocen alrededor de 110 géneros y unas 1.000 especies en el mundo (Van Nieukerken et al., 2011), y se estima que el número de especies es aún mayor.

Pertenecen a la superfamilia Cossoidea y son conocidas como “polillas carpinteras” o *carpenter moths*. Estas larvas se alimentan del tronco o tallo de las plantas hospederas, formando galerías y profundas heridas. Muchas especies son consideradas plagas agrícolas, particularmente en café, pacana, manzanos, ciruelos y melocotoneros (Davis et al., 2008).

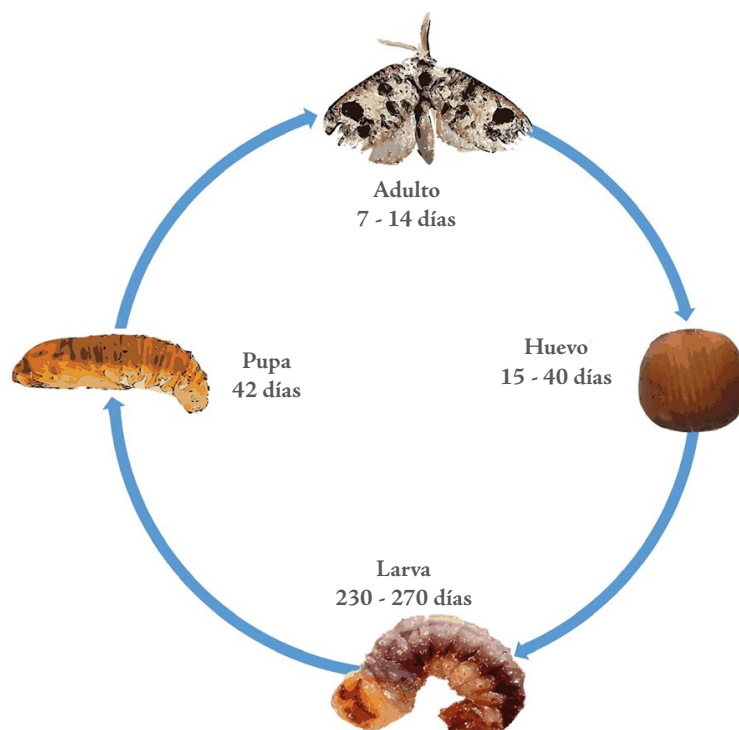


Figura 5.3. Ciclo de vida del taladrador del tallo de la guayaba.
Fuente: Elaboración propia con base en Carabalí Muñoz et al. (2015)

De acuerdo con el listado de Cossidae (Lepidóptera) para Argentina (Penco & Yakovlev, 2015), Pastrana (2004) registró las plantas hospederas de ocho especies (*Chilecomadia moorei*, *Ch. munroei*, *Ch. valdiviana*, *Morpheis melanoleucus*, *M. putridus*, *M. pyracmon*, *M. strigillatus* y *M. xylotribus*); y Cordo, Logarzo, Braun y Di Iorio (2004) registraron cuatro especies (*Chilecomadia moorei*, *Ch. munroei*, *Morpheis melanoleucus* y *M. xylotribus*).

El daño causado por taladradores o perforadores del tallo es poco común en frutales; sin embargo, para especies forestales el insecto es considerado como una de las principales plagas. Tal es el caso de *Morpheis* sp. (Lepidóptera: Cossidae), conocidas como orugas barrenadoras del sauce en Argentina, las cuales causan daño en el tronco y generan orificios (Penco & Yakovlev, 2015) similares a los reportados para el taladrador del tallo de la guayaba (*S. ampliophilobia*).

En cuanto al reporte de plagas con daños similares a los descritos por Carabalí Muñoz et al. (2015) y Pulido et al. (2019), solo Fischer, Melgarejo y Miranda (2012), de manera general, registraron para el cultivo de guayaba en Colombia las plagas brocas de las Mirtáceas (*Timocratina albella* Zeller), causantes de la perforación de tallos y ramas, y coleobroca (*Trachyderes thoracicus*

Oliv.), asociada al consumo de madera de los tallos, la cual deja a la vista aserrín en el suelo junto al tronco.

Enemigos naturales

Los enemigos naturales, identificados para el control biológico de larvas del taladrador del tallo de la guayaba, son parasitoides nativos y hongos entomopatógenos.

Parasitoides

El reconocimiento de los parasitoides y hongos entomopatógenos, presentes naturalmente en los estados biológicos del gusano taladrador, se realizó en cultivos de guayaba regional de la provincia de Vélez, Santander (Colombia). Allí se identificó al controlador biológico *Apanteles* sp. (Braconidae) para el control del taladrador del tallo (Pulido et al., 2019). Adicionalmente se registró que, en promedio, de 10 larvas colectadas en campo, 6 mostraron superparasitismo de koinobionte de esta especie (Pulido et al., 2019). De otro lado, Carabalí Muñoz et al. (2015) registraron al controlador *Aganaspis* sp. (Figitidae), con una parasitación de 60 % de larvas del último estadio de desarrollo del insecto.

Hongos entomopatógenos

Carabalí Muñoz et al. (2015) registraron los siguientes hongos entomopatógenos a partir de la colecta de estados inmaduros del taladrador en cultivos de guayaba regional: *Metarhizium* spp., (probablemente *M. anisopliae*),

Lecanicillium sp., (probablemente *L. lecanii*), *Paecilomyces* sp., *Hansfordia* sp., y *Gliocladium* sp. Además, se evaluaron estrategias biológicas para el control de larvas de taladrador en laboratorio (*Lecanicillium lecanii*, *Beauveria bassiana* y *B. brongniartii*), y en campo, aplicando *L. lecanii* y *B. bassiana* (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria [AGROSAVIA], 2018; Pulido et al., 2019).

Manejo

El manejo integrado del taladrador del tallo en cultivos de guayaba incluye el monitoreo y las estrategias de control cultural, biológico y químico.

Monitoreo

La principal estrategia para el manejo del taladrador del tallo (*Simplicivalva ampliophilobia*) es el monitoreo y el seguimiento en campo a través del uso de trampas (Pulido et al., 2019). El uso de cebos también constituye una herramienta útil para vigilar o monitorear poblaciones de insectos en los programas de manejo integrado de plagas (MIP) (Aldana et al., 1999).

La colecta de adultos de taladrador se podría realizar con trampas artesanales ubicadas en los orificios de emergencia de los adultos, de respiración o de salida de las excretas de las larvas. Los materiales más utilizados son botellas plásticas y tubos PVC, con un extremo abierto hacia la trampa y el otro taponado con tela tul (figura 5.4) (Pulido et al., 2019).



Fotos: Juan Carlos Lesmes Suárez

Figura 5.4. Trampa artesanal con botellas plásticas y tul para la captura de adultos de taladrador del tallo.

Control cultural

La tecnificación de los cultivos de guayaba, a través de prácticas como la poda y el plateo, favorecen el control de esta plaga, con una reducción de hasta 60,4% en la población (Carabalí Muñoz et al., 2015).

Las podas, en especial las de formación, favorecen la entrada de luz para asegurar un ambiente adverso a las larvas del taladrador, ya que se presenta aumento en la temperatura del fuste y las ramas (AGROSAVIA, 2018; Pulido et al., 2019), lo que disturba el hábitat

del insecto. Además, se orientan las ramas para una mejor exposición al sol, se suprime la madera seca y se equilibra el peso de los frutos sobre el mismo (Carrillo et al., 2012). Otra práctica cultural es el plateo (Pulido et al., 2019), con la cual se eliminan las plantas arvenses que crecen debajo de la copa del árbol de guayaba, lo que desfavorece el establecimiento de diferentes estados biológicos del insecto (AGROSAVIA, 2018).

Con la cuantificación del porcentaje de mortalidad de larvas de taladrador, se determinó que la principal estrategia de manejo para

el control de este estado de desarrollo es la implementación combinada de poda y platio. Con esta estrategia se puede lograr hasta 100% de mortalidad desde el quinto día después de la realización de estas prácticas en árboles productivos de guayaba regional (AGROSAVIA, 2018).

Control biológico

A partir de pruebas de eficacia realizadas en laboratorio y campo, se determinó el efecto positivo de *Lecanicillium lecanii* y *Beauveria bassiana* sobre el control de larvas de taladrador (Pulido et al., 2019); es así como en laboratorio se reportaron porcentajes de mortalidad del 45% y en campo, del 80 y 90% respectivamente (AGROSAVIA, 2018).

Control químico

Por su biología, el control químico de gusanos xilófagos, asociados a especies de interés forestal y agrícola (membrilleros, eucaliptos, sauces, olivos, cerezos, manzanos y aguacate), se ha desarrollado mediante prácticas que

involucran la ubicación de galerías y posterior cierre del orificio con aserrín húmedo, la inyección de productos fitosanitarios en su interior (Charlín, 2005; Fischer et al., 2012) y también el sellamiento de las galerías con barro (Charlín, 2005).

Una de las alternativas de manejo de las larvas de taladrador incluye la aplicación de un insecticida con modo de acción por contacto, inhalación e ingestión. A partir de la experimentación en campo, sobre cultivos comerciales de guayaba en Santander (Colombia), se registraron porcentajes de mortalidad de las larvas del 80% luego de realizar aspersiones al tallo, y sobre larvas expuestas en las ramas secundarias del guayabo con un insecticida de moderada peligrosidad (categoría toxicológica II) (AGROSAVIA, 2018). Bajo la supervisión de un ingeniero agrónomo, se sugiere la aplicación responsable de productos químicos con ese modo de acción, que cuenten con registro del Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) para el control del blanco biológico o insecto plaga y su uso en el cultivo de guayaba.

Referencias

- Aldana, J. A., Fajardo, J., & Calvache, H. (1999). Evaluación de dos diseños de trampas para la captura de adultos de *Opsiphanes cassina* Felder (Lepidoptera: Brassolidae) en una plantación de palma de aceite. *Revista Palmas*, 20(2), 23-29. <https://publicaciones.fedepalma.org/index.php/palmas/article/view/697>
- Carabalí Muñoz, A., Insuasty, O. I., Pulido, V. C., & Canacuan Nasamuez, D. E. (2015). *Insectos plagas de importancia económica en el cultivo de la guayaba y sus estrategias de control*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Carrillo, H. C., Rebolledo, A., Bolaños, M., & Ríos, L. (2012). *Poda, nutrición y riego en huertos tecnificados de guayaba, variedad Palmira ICA 1*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Charlín, R. (2005). *Técnicas de muestreo (monitoreo) de las principales plagas del palto (Persea americana: Lauraceae) e identificación y control para un manejo integrado de la producción frutal (MIPF) (2.ª parte)*. <http://repositorio.uchile.cl/handle/2250/120089>

- Clench, H. K. (1960). The Philobia Group of the Genus *Cossula* (Lepidoptera: Cossidae). *Annals and Magazine of Natural History*, 3(31), 407-416. <https://doi.org/10.1080/00222936008651036>
- Cordo, H. A., Logarzo, G., Braun, K., & Di Iorio, O. R. (Dir.). (2004). *Catálogo de insectos fitófagos de la Argentina y sus plantas asociadas*. Sociedad Entomológica Argentina.
- Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. (2018). *Esquema de manejo fitosanitario de los gusanos: anillador (Lepidoptera: Sesiidae), taladrador (Lepidoptera: Cossidae) en la hoya del río Suárez y enrollador (Lepidoptera: Sesiidae) en el Valle del Cauca en Guayaba (Psidium guajava L.)* (Informe final de meta).
- Davis, S. R., Gentili-Poole, P., & Mitter, C. (2008). A revision of the Cossulinae of Costa Rica and cladistic analysis of the world species (Lepidoptera: Cossidae). *Zoological Journal of the Linnean Society*, 154(2), 222-227. <https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.2008.00406.x>
- Druce, H. (1898). *Biologica Centrali-Americana: zoology, botany and archaeology. Insecta. Lepidoptera-Heterocera* (vol. 2). Taylor & Francis. <https://doi.org/10.5962/bhl.title.730>
- Fischer, G., Melgarejo, L. M., & Miranda, D. (2012). Guayaba (*Psidium guajava* L.). En G. Fischer (Ed.), *Manual para el cultivo de frutales en el trópico* (pp. 526-549). Produmedios.
- Gentili, P. (1989). Revisión sistemática de los Cossidae (Lep.) de la Patagonia andina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 45(1-4), 3-75.
- Pastrana, J. A. (2004). *Los lepidópteros argentinos: sus plantas hospedadoras y otros sustratos alimenticios*. Sociedad Entomológica Argentina, South American Biological Control Laboratory.
- Penco, F. C., & Yakovlev, R. (2015). Lista comentada de los Cossidae (Lepidóptera) de Argentina. *Historia Natural*, 5(2), 79-94.
- Pulido, V. C., Insuasty, O. I., Sarmiento, Z. X., & Ramírez, D. J. (2019). Guava borer worm (Lepidoptera: Cossidae), a limiting pest in guava: biology, lifecycle and management alternatives. *Heliyon* 5, e01252. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2019.e01252>
- Schaus, W. (1905). Descriptions of new South American moths. *Proceedings of the United States National Museum*, 29(1420), 179-345. <https://doi.org/10.5479/si.00963801.1420.179>
- Schoorl, J. W. (1990). A phylogenetic study on Cossidae (Lepidoptera: Ditrysia) based on external adult morphology. *Zoologische Verhandelingen*, 263, 4-295. <https://www.repository.naturalis.nl/document/149102>
- Sistema Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de plagas. (2018). *Lepidóptera (Cossidae)*. <https://www.sinavimo.gov.ar/taxonomia-insectos/cossidae>
- Van Nieukerken, E. J., Kaila, L., Kitching, I. J., Kristensen, N. P., Lees, D. C., Minet, J., Mitter, C., Mutanen, M., Regier, J. C., Simonsen, T. J., Wahlberg, N., Yen, S. H., Zahiri, R., Adamski, D., Baixeras, J., Bartsch, D., Bengtsson, B. A., Brown, J. W., Bucheli, S. R., ... Zwick A. (2011). Order Lepidoptera Linnaeus, 1758. *Zootaxa*, 3148, 212-221. <https://www.mapress.com/j/zt/article/view/zootaxa.3148.1.41/21730>



Nematodos

Claudia M. Holguín
Alba Nora Sánchez Bernal

Generalidades e importancia

A nivel mundial los nematodos representan uno de los principales problemas parasitarios en el cultivo de guayaba (*Psidium guajava* L.) (Avelar et al., 2001). En total se han reportado alrededor de 28 géneros asociados al cultivo (González, 2009), entre los que se destacan *Meloidogyne* spp., *Rotylenchulus* spp., *Pratylenchus* spp., *Hoplolaimus* spp., *Tylenchorhynchus* spp. y *Helicotylenchus* spp. (Guzmán & Castaño, 2010). El género *Meloidogyne* es el más importante a nivel mundial (Carneiro et al., 2012; Guzmán & Castaño, 2010; Pereira et al., 2009; Perry & Moens, 2006; Villota & Varón, 1997).

En Asia, países como India reportan trece especies de nematodos asociadas al cultivo: *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *M. graminicola*, *Pratylenchus coffeae*, *P. brachyurus*, *Hoplolaimus indicus*, *Rotylenchulus reniformis*, *Helicotylenchus goodii*, *H. indicus*, *H. abunamai*, *Tylenchorhynchus mashhoodi*, *T. nudus* y *Aphelenchus avenae*. Los patógenos más limitantes son *Pratylenchus*, *Meloidogyne*, *Rotylenchulus reniformis*, *Xiphinema* y *Longidorus*. Estos pueden ocasionar daño al cultivo solos o en asociación con otros patógenos del suelo (Khan, Hassan, et al., 2007). En Malasia, los géneros *Pratylenchus* y *Meloidogyne* son los más predominantes, siendo *M. incognita* la especie reportada que ocasiona daños más altos en este país (Razak & Lim, 1987).

En países del norte, centro y sur de América, como Cuba, Puerto Rico, México, Venezuela y Brasil, especies de nematodos agalladores del género *Meloidogyne* han ocasionado altas pérdidas en cultivos comerciales de guayaba en los últimos años, y han disminuido la producción de esta fruta por las altas presiones de especies del género (Carneiro et al., 2012; El Borai & Duncan, 2005). Entre las especies reportadas en estas regiones se encuentran *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla*, siendo *M. incognita* catalogada como una de las de mayor importancia en guayaba (Mosquera et al., 1995; Avelar et al., 2001). En Costa Rica, *M. enterolobii* fue reportada y asociada a cultivos de guayaba silvestre y cultivada (Humphreys et al., 2012).

En Brasil, una enfermedad compleja que involucra a *Meloidogyne enterolobii*, sinónimo de *M. mayaguensis*, en asociación con el patógeno *Fusarium solani*, se ha convertido en una amenaza a la producción de guayaba (Gomes et al., 2011). En ese país, esta enfermedad ha ocasionado mortalidad en 5.000 hectáreas de guayabo, representadas en 70 millones de dólares (Pereira et al., 2009). *Meloidogyne enterolobii* se ha reportado recientemente en varios países de América del Norte, América Central y del Sur, África y Asia (European and Mediterranean Plant Protection Organization [OEPP/EPP], 2014). Por su parte, *M. mayaguensis* ha sido reportada principalmente en Florida (EE. UU.), Brasil, Venezuela y Perú (González, 2009).

Es importante resaltar que, siendo los nematodos del género *Meloidogyne* uno de las mayores limitantes fitosanitarias que afectan a la guayaba, se debe considerar la dificultad de identificar a *Meloidogyne enterolobii* (*M. mayaguensis*) solo por el patrón perineal. Esta especie puede haber sido identificada incorrectamente en diferentes regiones del mundo e identificada con frecuencia como *M. incognita* o *Meloidogyne* spp. (Gomes et al., 2011). La identificación de la especie es posible usando esterasa fenotipo o marcadores moleculares. Por medio de estas técnicas, solo *M. enterolobii* fue detectado en guayaba en Brasil, lo cual permitió confirmar identificaciones anteriores como incorrectas (Gomes et al., 2011).

En Colombia, diferentes géneros de nematodos han sido reportados asociados al cultivo de guayaba. En el Valle del Cauca, muestreos realizados por Mosquera et al. (1995) encontraron como géneros de nematodos

asociados al cultivo de guayaba (variedades Palmira ICA-1 y Roja ICA-2) a *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus*, *Rotylenchus*, *Hoplolaimus*, *Tylenchorhynchus* y *Xiphinema*. *Meloidogyne* es el de mayor frecuencia en suelo y raíces; ocasionando pérdidas hasta del 60% de acuerdo con los reportes del productor. Villota y Varón (1997) también reportaron para el cultivo de guayaba en el mismo departamento susceptibilidad a *M. incognita*, raza 2, en variedades comerciales. Córdoba, Jaraba, Lozano y Suárez (2003) identificaron los nematodos del género *Meloidogyne* asociados a este cultivo, en poblaciones provenientes de una finca localizada en Montería; los autores concluyeron que *M. incognita* y *M. arenaria* afectaban conjuntamente el cultivo de guayaba en esta región.

En los departamentos del Huila y Tolima se reportan también especies del género *Meloidogyne* (*M. incognita* y *M. arenaria*) como los principales nematodos que afectan el cultivo de la guayaba (Gómez-Caicedo et al., 2003). Guzmán y Castaño (2010) identificaron los nematodos presentes en un cultivo de guayaba pera en la vereda La Cabaña, donde encontraron a los géneros *Meloidogyne*, *Helicotylenchus* y *Pratylenchus*; el más predominante es el género *Meloidogyne* spp. En otro estudio, Duque y Guzmán (2013) identificaron a *M. incognita* y *M. javanica* como el complejo de especies presente en una población proveniente de un vivero ubicado en el municipio de Pereira, Risaralda. Finalmente, Ortiz, Guzmán y Leguizamón (2015) identificaron la misma población del municipio de Pereira, como complejo de *M. incognita* y *M. mayaguensis*. Las investigaciones en mención han sido basadas en la morfología de las especies, utilizando

patrones perineales de la hembra y algunos caracteres morfométricos de juveniles de segundo estadio. La tabla 6.1, al final del presente capítulo, consigna un resumen de los géneros de nematodos asociados al cultivo del guayabo en diferentes países.

Daño

En el cultivo de guayabo, los síntomas típicos detectados por nematodos se asocian a especies del género *Meloidogyne*. Estos nematodos ocasionan nodulaciones o agallas

en las raíces jóvenes menores de 2 mm de diámetro (figura 6.1), por esto el tejido viejo se rompe y origina chancros de apariencia corchosa y grietas longitudinales; las raíces mueren, lo cual impide la formación de raicillas y la asimilación de nutrientes (González, 2009). Cuando las agallas se encuentran unidas entre sí (coalescentes) formando masas, tumoraciones (figura 6.1) y en proceso de descomposición, los niveles de nematodos son altos y el árbol tiene pocas reservas para producir raicillas, razón por la cual inicia un proceso de declinación paulatina (González, 2009).



Foto: Alejandro Jaramillo Laverde

Figura 6.1. Daño ocasionado por *Meloidogyne* spp. en raíces de la planta de guayaba.

Con poblaciones altas en el suelo, la pérdida de las raíces secundarias también puede causar pérdida de anclaje y volcamiento del árbol. Las heridas generadas por estos fitoparásitos permiten, además, la entrada de otros hongos que causan pudriciones de la raíz. En la parte aérea de las plantas, se observan hojas pequeñas, cloróticas con bordes de color castaño, enanismo, pobre desarrollo foliar,

defoliación en la parte baja de las plantas y pobre crecimiento (figura 6.2). Cuando hay frutos presentes, son normalmente pequeños, no maduran, también se puede presentar aborto de frutos y baja a nula producción (Bolaños et al., 2011; Carabalí Muñoz et al., 2013; Gómez-Caicedo et al., 2003; Guzmán & Castaño, 2010; Mosquera et al., 1995; Villota & Varón, 1997).



Foto: Alejandro Jaramillo Laverde

Figura 6.2. Sintomatología ocasionada por *Meloidogyne* spp. en la parte aérea de la planta de guayaba.

Además del daño directo ocasionado por nematodos fitoparásitos al cultivo de guayaba, se ha reportado asociación entre estos parásitos y hongos fitopatógenos. Es el caso del declinamiento de la guayaba, una enfermedad ocasionada por la asociación sinérgica entre el hongo *Fusarium solani* (Mart.) y el nematodo *M. enterolobii* (Gomes et al., 2011). En esta enfermedad, después del parasitismo ocasionado por *M. enterolobii*, las plantas de

guayaba son afectadas por el hongo, lo que genera alto grado de necrosis al sistema radicular, incluso en plantas resistentes (Gomes et al., 2011). Con el declinamiento de la guayaba, los árboles se vuelven susceptibles a la pudrición extensa de la raíz causada por *F. solani* después del parasitismo por *M. enterolobii*, lo cual causa una reducción de la biomasa de brotes y raíces, asociada con podredumbre de raíces.

En algunas ocasiones, por la apariencia de los árboles, se les denomina árboles cenizos o guayabo rojo (Avelar et al., 2003). El declinamiento del guayabo no afecta la anatomía de las ramas de la planta. En general, la corteza, el floema y el cámbium vascular de raíces enfermas presentan hiperplasia e hipertrofia, así como un aumento en el contenido de polifenoles, y necrosis. Las plantas atacadas producen clorosis en el follaje, los brotes y frutos reducen su tamaño, la corteza se torna de color gris y la raíz presenta agallas y pudrición, lo que posteriormente ocasiona la muerte de los árboles (Avelar et al., 2001).

Descripción morfológica

González (2009) describe los nematodos como gusanos alargados filiformes, diferenciados por sexos, de cuerpo delgado, redondos, no segmentados, con simetría bilateral y radial. La reproducción es casi siempre sexual con fecundación interna, aunque existen especies hermafroditas o partenogenéticas. Cuentan con sistema digestivo completo y permanente, pero carecen de los sistemas respiratorio y

circulatorio. El sistema nervioso intraepitelial está localizado en la epidermis, la faringe y el sistema digestivo posterior, con un anillo nervioso circunfaringeo ubicado en el esófago, en la región del istmo. Tienen metamorfosis gradual, en la que los estados jóvenes se parecen a los adultos, aunque más pequeños, y los órganos reproductivos no están bien desarrollados. En general, se presentan estados de huevecillos, cuatro juveniles y el adulto.

En los nematodos nodulares, como el género *Meloidogyne*, se presenta dimorfismo en el estado adulto. La hembra es piriforme (figura 6.3) y el macho piliforme. El estilete y los nódulos son de tamaño mediano, visibles al microscopio. El bulbo medio es corto, la región del istmo es muy corta. La hembra en estado adulto es globosa, el ano y la vulva se encuentran separados. La región cefálica es anillada (dos anillos), y la parte anterior del estilete tiene forma de “remo” con punta roma, los nódulos basales son en general redondeados. Además, el patrón perineal puede presentar diferentes formas, con estrías que varían de lisas a onduladas (Gallegos-Morales, et al., 2009; González, 2009).

111



Foto: Mario Alonso Mesa

Figura 6.3. Hembra de *Meloidogyne* sp. asociada a raíces de la planta de guayaba.

Biología

Los nematodos del nudo, del género *Meloidogyne*, son considerados endoparásitos sedentarios, ya que penetran completamente la raíz y se alimentan, maduran y depositan sus huevos dentro de esta (González, 2009). El ciclo biológico inicia con el estado de huevo, en el cual se desarrolla el juvenil de primer instar (J1). Dentro del huevo ocurre la primera muda; el juvenil (J2) es el estado que sale en búsqueda de la raíz, por esta razón se conoce como el estado infectivo. Una vez dentro de la raíz, el J2 se mueve intercelularmente, pasando por dos estadios más (J3 y J4), hasta llegar al estado adulto. Este nematodo establece un sitio de alimentación cerca del cilindro vascular e induce la formación de células gigantes multinucleadas. Alrededor del sitio de alimentación se produce hipertrofia e hiperplasia celular, lo que da origen a la agalla o nódulo radicular característico de este nematodo.

En *Meloidogyne* spp., en la medida en que la hembra empieza a adquirir una forma piriforme, se secreta una matriz gelatinosa en la que deposita de 500 a 1.000 huevos. El número de generaciones al año son varias. La temperatura óptima para la eclosión de huevos en *M. hapla* es de 25 °C, y para *M. javanica* es superior a los 30 °C. Al ser organismos poiquilotérmicos, el ciclo se acorta o se alarga, acorde con la temperatura; en promedio, el ciclo de vida oscila entre 20 y 25 días. La eclosión en suelo de los huevos depende de factores bióticos y abióticos, y se suspende en condiciones de altas temperaturas, baja

humedad atmosférica, alta presión osmótica y humedad. A menudo, en una agalla se pueden encontrar varios estados de diferentes hembras por ser partenogénicas obligadas o facultativas (González, 2009).

En el caso de *M. enterolobii*, los juveniles en etapa J2 nacen de los huevos en el suelo o la raíz y escombros, y migran hacia la punta de la raíz del hospedero. Los juveniles ingresan (usando su estilete o heridas) a la zona sin cobertura de células epidérmicas, cerca de la punta de la raíz, hasta llegar dentro del tejido cortical, donde inician una alimentación permanente en sitio, muy cerca del tejido vascular.

Estados juveniles pierden pronto su movilidad y se vuelven sedentarios. Al mismo tiempo, la alimentación de los juveniles (J2), en las células de la raíz, induce a diferenciarse en células multinucleadas, llamadas células gigantes. El tejido circundante comienza a dividirse y da lugar a una típica agalla de raíz o nudo de raíz. Durante el desarrollo adicional, los estados juveniles se hinchan y se someten a tres mudas antes de llegar a la edad adulta. Las hembras adultas tienen forma de pera, y se encuentran casi completamente incrustadas en el tejido del huésped. Los huevos son puestos por la hembra en un saco gelatinoso cerca de la superficie de la raíz. Los machos adultos son vermiformes y se encuentran libres en la rizosfera o cerca del cuerpo sobresaliente de la hembra. El ciclo de vida de *M. enterolobii* tarda entre 4 y 5 semanas en condiciones favorables, y las hembras producen alrededor de 400 a 600 huevos (OEPP/EPP, 2014).

Hospederos

Nematodos del género *Meloidogyne*, por ser polífagos, tienen muchas plantas hospederas, incluyendo cultivadas y malezas. Estos nematodos pueden afectar hospederos como frijol (*Phaseolus vulgaris*), café (*Coffea arabica*), algodón (*Gossypium hirsutum*), berenjena (*Solanum melongena*), lulo o naranjilla (*Solanum quitoense*), papa (*Solanum tuberosum*), papa dulce (*Ipomoea batatas*), tomate (*Lycopersicon esculentum*), papaya (*Carica papaya*), ají (*Capsicum annuum*), soya (*Glycine max*), tabaco (*Nicotiana tabacum*) y sandía (*Citrullus lanatus*) (Bitencourt & Silva, 2010; Brito et al., 2007; Da Silva & Krasuski, 2012; Gomes et al., 2008; Quénéhervé et al., 2011; Silva et al., 2010; Ye et al., 2013). Sin embargo, se ha estimado que en los cultivos que ocasiona daños severos son guayaba, tomate y melón (Da Silva & Krasuski, 2012; Kiewnick et al., 2008; Martins et al., 2013; Ramírez-Suárez et al., 2014). También ha sido reportado en *Aquilaria malaccensis*, *Brugmansia*, *Enterolobium contortisiliquum*, *Euphorbia punicea*, *Hibiscus*, *Morinda citrifolia*, *Ocimum basilicum*, *Paulownia alargada*, *Syzygium aromaticum*, *Thunbergia*, *Tibouchina* y varias malezas (Almeida & Santos, 2011; Carneiro et al., 2006; Han et al., 2012; Kaur et al., 2007). Los experimentos llevados a cabo en los Países Bajos también tienen muestra que los cactus, *Ficus*, *Syngonium* y *Vitis*, pueden ser plantas hospedadoras de *M. enterolobii* (OEPP/EPP, 2014).

Enemigos naturales

Existen varios enemigos naturales reportados sobre nematodos, específicamente del género *Meloidogyne* spp., en agroecosistemas de guayaba. A continuación, se mencionan algunos ejemplos:

Hongos antagonistas

Los microorganismos que han mostrado un efecto supresor sobre poblaciones de *Meloidogyne* spp. se han encontrado en la rizosfera (Ruanpanun et al., 2010; Wei et al., 2014) y han mostrado ventajas adicionales sobre la planta (Adam et al., 2014; Khan, Kim et al. 2007).

Uno de los microorganismos benéficos aislados y asociados a la rizosfera del guayabo, con uso potencial en control biológico a partir de hembras de *Meloidogyne*, es el hongo *Paecilomyces farinosus*, reportado en la región de Calvillo, Aguascalientes, México. Este hongo no se había reportado previamente, hasta esta investigación, como parásito de hembras de *M. incognita* o de nematodos, y sí de insectos. Mientras que el hongo patógeno reportado de *Meloidogyne* spp. ha sido *P. lilacinus*, el cual no fue hallado (Gallegos-Morales et al., 2009).

En una investigación realizada por Mosquera, Murcia y Varón (1997), fueron potenciales en la reducción en suelo de poblaciones de nematodos para la variedad Palmira ICA-1 los hongos *Beauveria bassiana* y *Paecilomyces lilacinus* en menor proporción, porque este último requiere

de condiciones específicas para su desarrollo. En general, se redujeron las poblaciones, pero no la recuperación de los árboles ni el mejoramiento de la producción, con lo que se infiere que, para usar métodos biológicos, es necesario evaluar las condiciones ambientales y agronómicas para su establecimiento en el campo, teniendo en cuenta que las aplicaciones sean de forma continua y por un tiempo prolongado, para recuperar y mantener el equilibrio de las poblaciones.

En el norte del Valle de Cauca, derivado del proyecto de investigación para manejo de nematodos fitoparásitos en cultivos de guayaba con énfasis en *Meloidogyne* sp., y aunque el efecto de los diferentes tratamientos para reducir las densidades poblacionales del nematodo no fue evaluado, los autores encontraron que la aplicación de micorriza nativa tuvo efectos positivos en las plantas y en la producción, superando los rendimientos obtenidos con respecto al manejo tradicional de los productores. También funcionó el biocontrolador *Trichoderma* sp., mientras el uso de un producto cuyo ingrediente activo es *Paecilomyces lilacinus* tuvo un efecto menor de control y se ubicó como el cuarto tratamiento entre las opciones evaluadas (Bolaños et al., 2011).

Bacterias

Las bacterias benéficas aisladas y asociadas a la rizosfera del guayabo con actividad para el control biológico de *Meloidogyne* sp., pertenecientes a las especies de *Bacillus cereus*, *B. subtilis* y *B. megaterium*, están involucradas en la inactivación y muerte del segundo estadio juvenil (Gallego-Morales et al., 2009).

Investigaciones realizadas en la Habana, Cuba, por Márquez, Torres y Escobar (2003), tras la evaluación de cuatro cepas de *Bacillus licheniformis*, dos cepas de *Bacillus thuringiensis* y una de *Bacillus subtilis*, arrojaron diferentes comportamientos de eclosión de huevos de *M. incognita* expuestos a las bacterias. Dos cepas de *B. licheniformis* y una de *B. thuringiensis* presentaron reducción mayor del 80 %; y la de menor reducción, con un 39 %, fue la cepa de *B. subtilis*. Con la bacteria *B. licheniformis* existió un efecto combinado de naturaleza enzimática extracelular (antibiótico bacitracina) que ejerce su acción sobre la pared de los huevos y que inhibe el proceso de eclosión. Mientras que en *B. thuringiensis* es la beta-exotoxina la que tiene los efectos nematostáticos o nematicidas. Sin embargo, con los resultados solo se infiere la posibilidad de elaborar un biopreparado que emplee la combinación de las bacterias promisorias y se lleve a evaluación, no solo en condiciones *in vitro* sino también en campo.

En Colombia, Bolaños et al. (2011) evaluaron el efecto de *Bacillus thuringiensis*, sobre poblaciones de *Meloidogyne* sp., y encontraron un impacto positivo en los rendimientos de la planta.

Nematodos

Uno de los agentes de control biológico de *Meloidogyne* sp. son los nematodos. Las especies *Rhabditis* y el depredador *Mononchus* se han encontrado asociados a la rizosfera del guayabo, con uso potencial en control biológico (Gallegos-Morales et al., 2009).

Otros

Extractos vegetales de flor de muerto (*Tagetes* spp.) y fique (*Furcraea* sp.) tuvieron un efecto en la reducción de las poblaciones del suelo asociadas a la rizosfera de guayaba (variedad Palmira-ICA-1): de 55 % en el primer caso, y de 33 % en el segundo (Mosquera et al., 1997).

El uso de *Tagetes* e higuera (*Ricinus communis*) redujeron las poblaciones y el número de agallas causados por nemátodos en Guayaba (González, 2009).

Manejo

Para el manejo integrado de nematodos fitoparásitos en el cultivo de guayaba, el control biológico, cultura y químico y la resistencia varietal son alternativas que han mostrado funcionar eficientemente en diferentes regiones del mundo. Aunque en Colombia los estudios sobre la evaluación de estrategias de manejo para nematodos fitoparásitos en guayaba son limitados, a continuación, se presenta una recopilación de diferentes opciones de control implementados en algunas regiones de América Latina y Colombia, iniciando con diferentes tipos de monitoreo con especificidad en nematodos del género *Meloidogyne*.

Monitoreo

Diversos sistemas de monitoreo son reconocidos para muestrear nematodos. Es necesario tomar muestras en suelos y plantas para verificar existencia de daños en el sistema radicular (agallas,

crecimientos, raíces necrosadas, hinchadas, deformes, etc.) o presencia de nematodos en hojas con síntomas de pudrición, necrosadas o arrosietadas. En general, las muestras deben ser empacadas en bolsas plásticas, marcadas y registradas.

La muestra se toma en el área de goteo, de 30 a 50 cm del tronco. De forma general, se toman submuestras de 100 a 300 cm³ de diferentes sitios, para conformar una muestra compuesta. De esta manera, para un árbol de guayabo se toman cuatro muestras en los puntos cardinales y al mezclarlas se conforma una muestra individual de 1 kg. El número total de muestras dependerá del objetivo del muestreo. Por ejemplo, si es para estudio de fluctuación de poblaciones, se deben seleccionar al menos tres árboles, colectando las muestras de suelo con una periodicidad definida (15, 30 días) y al menos durante un ciclo de producción.

Para estudios de nematodos asociados se recomienda seleccionar 10 árboles al azar. Para obtener distribuciones espaciales se deben trazar monitoreos secuenciales usando un croquis de la huerta que permita identificar patrones de distribución o identificar prácticas que estén favoreciendo los daños. En el caso de muestras de partes vegetales aéreas, se cortan partes representativas o que muestren afectaciones, síntomas que indiquen la condición que se esté muestreando. El número óptimo de muestras depende del nivel de variación de estas, por lo cual se toma inicialmente un número mayor, y con la observación de la estabilización de este nivel se selecciona un número menor de muestras (González, 2009).

En Venezuela, para el cultivo comercial de guayaba, monitorearon por medio de muestras compuestas por seis submuestras, tomadas al azar en diferentes puntos de la plantación o lugares de crecimiento. Con un palín se limpió la superficie del suelo para eliminar restos vegetales; el mismo objeto fue introducido hasta una profundidad de 25 o 30 cm para coleccionar el suelo y las raíces que se encontraban. El proceso se repitió cinco veces más, hasta completar 1,5-2 kg de suelo y 20-25 g de raíces (Lugo et al., 2007).

En México, para estudios de identificación de especie de *Meloidogyne*, se colectaron 20 muestras de raíces agalladas de árboles con síntomas de declinamiento del guayabo (uno por huerto) (Avelar et al., 2001). En el mismo país, se seleccionaron árboles de guayabo con síntomas aéreos ocasionados por nematodos (20 árboles al azar con diferente grado de daño). De cada árbol, a una distancia de 1 m del tallo y con orientación norte, se obtuvo una submuestra de 2 kg de suelo y 200 g de raíz, a una profundidad de 0-30 cm; las 20 submuestras de suelo y raíz se mezclaron y se obtuvo una muestra compuesta/huerta que constó de 10 kg de suelo y 1 kg de raíz (Gallegos-Morales et al., 2009)

Control biológico

Hongos como *Purpureocillium lilacinum* y *Pochonia chlamydosporia*, en formulación comercial, han demostrado potencial para el control de los nematodos *M. incognita* y *M. mayaguensis* en condiciones de almácigo para la variedad Palmira ICA-1. La evaluación se realizó en raíces, en relación con el crecimiento de las plantas, efecto que es mejorado en combinación con tratamiento químico (Ortiz et al., 2015).

En Cuba, una práctica común es usar de manera preventiva *P. lilacinus* en dosis de 50 gr/ bolsa de vivero, 30 días antes del trasplante, y 100 gr/huevo al momento de la plantación (González, 2009).

En el comercio, *Bacillus thuringiensis* es habitualmente encontrado en diferentes presentaciones, y se deben aplicar las recomendaciones que el proveedor del producto establezca. En un proyecto de investigación desarrollado en el norte del Valle del Cauca (Colombia) (Bolaños et al., 2011), se inocularon plántulas de guayaba en etapa de vivero con una solución de 2 gr de producto comercial en 50 cm³ de agua. Durante la fase de establecimiento y mantenimiento, en etapa de campo, se usaron 2,5 L por árbol en una preparación de 500 gr, en 100 L de agua. A su vez, la micorriza se adicionó en etapa de establecimiento del semillero, 20 gr por plántula, equivalentes a un inóculo de 30 esporas por gramo (Bolaños et al., 2011).

Control químico

En México, González (2009) compiló ensayos de diferentes autores que usaron productos con compuestos como carbofuran 5 %, fenamiphos 10 % y ethoprop 10 %. Sin embargo, aclara que en ese país no se cuenta con un nematocida de síntesis química registrado ante Sanidad Vegetal para el cultivo de guayaba.

En Venezuela, Casassa, Mattheus, Crozzoli y Casanova (1996) evaluaron nematocidas en una plantación de guayaba con dos aplicaciones distribuidas en dosis de 4 g i. a. / árbol para una primera aplicación, y cuatro meses después la segunda dosis de 8 g i. a. / árbol. Los autores concluyeron que la aplicación de carbofuran,

fenamiphos y ethoprop no redujeron las pérdidas de producción en cultivo del guayabo en el municipio Mara, del Estado Zulia, causadas por el nematodo *Meloidogyne* spp.

En Colombia, en el Valle del Cauca, Mosquera et al. (1995) reportaron que es costumbre del agricultor realizar cuatro aplicaciones de nematicidas por año, sin que ello contribuya a reducción de la población o mejoramiento de la producción.

Ortiz et al. (2015) usaron carbofuran, en presentación comercial, para evaluación del efecto de crecimiento de las plantas, en condiciones de almácigo para guayaba (variedad Palmira ICA-1), ofreciendo control de los nematodos *M. incognita* y *M. mayaguensis*.

Control cultural

La fertilización química y enmiendas orgánicas como el compost de gallina y estiércol de vacuno, aplicadas en la gotera del árbol, han mostrado alta supresión en poblaciones de *Meloidogyne* spp. (Gomes et al., 2010). Por otro lado, en otros cultivos como papa y tomate, el uso de enmiendas orgánicas ha resultado en un aumento de la producción, reducción de las poblaciones de individuos del género *Meloidogyne* y supresión de la enfermedad causada por estos (Thoden et al., 2011). Aunque algunos reportes muestran resultados contrastantes con la aplicación de enmiendas orgánicas, se considera que hay un balance general positivo, orientado hacia un aumento de la biodiversidad y mejoramiento de las características físico-químicas del suelo, que permite una mayor resistencia de las plantas hacia nematodos patógenos (Thoden et al., 2011).

A continuación, se consignan las principales prácticas de manejo, referidas por González (2009), que evitan la diseminación, el establecimiento y el crecimiento de los nematodos, y favorecen la recuperación del árbol afectado.

- ♦ Realizar propagación asexual de plantas sanas o adquisición en viveros certificados de plantas propagadas, mediante acodos aéreos o enraizamiento de estacas.
- ♦ Analizar en laboratorio el suelo donde se establecerá el cultivo.
- ♦ Hacer rotación de cultivos.
- ♦ Regar independiente para áreas donde se tienen plantas con raíces afectadas.
- ♦ Tener las plantas de guayabo en zonas de ladera, para concentrar nematodos en la zona más baja de los lotes.
- ♦ Reducir en lo posible la temporada durante la cual se suspende el riego previo a la cosecha, y aplicar una capa de mulch.
- ♦ Realizar aplicaciones de fuentes de materia orgánica que se conocen como supresivas (aserrín, bagazo de caña, estiércoles compostados) o de materiales quitinosos (cáscaras de crustáceos).
- ♦ Colocar alrededor del tronco del árbol de guayabo mezcla de estiércol y mantillo orgánico para favorecer la emisión de raicillas.
- ♦ Hacer solarización.
- ♦ Aplicar residuos de plantas como brócoli, canola y mostaza, por el efecto de la liberación de isotiocianatos, que son compuestos tóxicos que interfieren en el ciclo reproductivo del nematodo.
- ♦ Aplicar mejoradores de suelo con base en fitohormonas, ácidos húmicos, fúlvicos y nitrógeno.

Apoyados en la literatura de los efectos positivos de las enmiendas orgánicas en el control sobre las poblaciones de *Meloidogyne*, el proyecto de investigación realizado por Bolaños et al. (2011) en el norte del Valle del Cauca incluyó la aplicación de compost comercial; los autores encontraron un efecto positivo en el rendimiento del cultivo de guayaba con este tratamiento, superando el obtenido con la aplicación de compost elaborado.

En Brasil (Gomes et al., 2009), huertos comerciales de guayaba con afectación por *M. mayaguensis* fueron manejados con fertilización química y enmiendas orgánicas. Se encontró que el compost de aves de corral y el estiércol de vaca, aplicados de forma homogénea bajo el dosel, proporcionó la mayor supresión de nematodos y el mejoramiento de productividad. En razón de lo anterior, se indica que es factible y rentable manejar moderadamente huertos infestados con fertilización química adecuada, junto con aplicaciones de enmiendas orgánicas del suelo. Lo anterior se complementa con los resultados obtenidos en el mismo país por Macedo, Moreira, Gomes y Bessa (2012), quienes usaron harina de carne y hueso entre la evaluación de diferentes compuestos orgánicos, lo cual mostró los mejores resultados para reducir las poblaciones de *M. enterolobii* y activar las poblaciones de bacterias benéficas.

Control por resistencia vegetal

Villota y Varón (1997) utilizaron 23 materiales diferentes de guayabo, con inoculaciones directas de *M. incognita* raza 2. En dichos materiales se afectó la altura en su mayoría, con excepción del G. Trujillo (0660). Aun

cuando todos los materiales fueron susceptibles a este patógeno, la guayaba coronilla (*P. friedrichsthalianum*) (0330) presentó la menor tasa de reproducción, por lo cual se puede considerar un material hipersensible, que puede ser promisorio como portainjerto para seguir evaluando en Colombia. Teniendo en cuenta los parámetros evaluados, se formaron tres grupos de afectación: alto (porcentaje de reducción superior al 50 %), medio (porcentaje de reducción entre 25 y 50 %) y bajo medio (porcentaje de reducción menor del 25 %).

En estudios realizados por Casassa et al. (1996) en Venezuela, con la variedad *P. friedrichsthalianum*, bajo condiciones de almácigo, no se permitió la reproducción de *M. incognita* raza 1. Por ello se infiere que, dentro de un programa de manejo integrado de plagas (MIP), podría ser usado como patrón para el control del nematodo.

En el caso de *M. enterolobii*, la variabilidad genética intraespecífica de 16 aislamientos provenientes de diferentes regiones geográficas y hospedantes que fueron analizadas con diferentes marcadores moleculares (RAPD, ISSR y AFLP), mostraron un alto nivel de homogeneidad entre las poblaciones. Teniendo en cuenta la baja variabilidad entre los aislamientos de *M. enterolobii*, la resistencia genética podría considerarse el método de control más efectivo. Solo una accesión de *P. friedrichsthalianum* (guayaba silvestre costarricense) fue resistente y compatible como porta-injerto con *P. guajava* (Paluma) en condiciones de campo (Carneiro et al., 2012).

Aunque este nematodo del nudo de la raíz muestra un rango muy amplio de huéspedes, los estudios mostraron que la rotación de

cultivos es posible para limpiar áreas infestadas por este, usando 38 plantas hospederas. Catorce árboles frutales no son buenos hospedantes de *M. enterolobii*, entre ellos: aguacate, marañón, algunos cítricos, coco y mango; y solo cuatro árboles frutales resultaron ser buenas plantas hospedantes, como higos, banano, algunas variedades de uva y melón (Carneiro et al., 2012). Considerando la imposibilidad de cultivar guayaba en campos infestados por *M. enterolobii*, los cultivadores podrían utilizar hospedantes no hospedadores o pobres, pero se deberían realizar más estudios en los campos de áreas infestadas para apoyar los resultados obtenidos en condiciones de invernadero (Carneiro et al., 2012).

Para el caso de resistencia varietal, en un estudio conducido por Bogantes y Mora (2010), se determinó el efecto de varios patrones en la injertación de la guayaba sobre el crecimiento y desarrollo de un clon experimental

de guayaba (*Psidium guajava*). Se evaluaron cuatro patrones y como resultado se determinó que en las raíces de cas criollo (*Psidium friedrichsthalianum*) y de arrayán (*Psidium friedrichsthalianum*) no se encontraba la presencia de los nematodos *Meloidogyne* sp. y *Pratylenchus* sp., encontrados en las raíces de los patrones de cas brasileño (*Psidium friedrichsthalianum*) y guayaba criolla (*Psidium guajava* L.), con y sin nematicida.

Control por otros métodos

Estudios realizados por Valle (1994) y Cepeda et al. (2003) han evaluado alternativas menos contaminantes que la química para nematodos en guayabo, con productos orgánicos y botánicos. Sin embargo, han sido investigaciones aisladas, considerando que con la sola aplicación se reducen las poblaciones de nematodos a niveles que no causan daños económicos (Padilla et al., 2009).

Tabla 6.1. Nematodos reportados asociados al cultivo de guayaba a nivel mundial

Género	India	Malasia	Estados Unidos	México	Cuba	Venezuela	Brasil	Perú	Colombia
<i>Meloidogyne incognita</i>	x	x	x	x	x	x			x
<i>M. javanica</i>	x			x	x				
<i>M. arenaria</i>				x	x				x
<i>M. hapla</i>					x				
<i>M. graminicola</i>	x								
<i>Meloidogyne enterolobii</i> (<i>M. mayaguensis</i>)			x				x	x	
<i>Pratylenchus</i>	x			x	x	x	x		x
<i>Pratylenchus coffeae</i>	x								
<i>P. brachyurus</i>	x								
<i>Hoplolaimus</i>	x			x	x		x		x
<i>Hoplolaimus indicus</i>	x								

(Continúa)

(Continuación tabla 6.1)

Género	India	Malasia	Estados Unidos	México	Cuba	Venezuela	Brasil	Perú	Colombia
<i>Rotylenchulus</i>	x			x	x	x			x
<i>Rotylenchulus reniformis</i>	x								
<i>Helicotylenchus</i>	x			x	x	x	x		x
<i>Helicotylenchus goodi</i>	x								
<i>H. indicus</i>	x								
<i>H. abunamai</i>	x								
<i>Tylenchorhynchus</i>	x				x		x		x
<i>Tylenchorhynchus mashhoodi</i>	x								
<i>T. nudus</i>	x								
<i>Aphelenchus avenae</i>	x								
<i>Xiphinema spp.</i>	x					x	x		x
<i>Aphelenchus</i>	x			x	x				
<i>Aphelenchoides</i>				x	x				
<i>Chilopacus</i>					x				
<i>Criconema</i>				x					
<i>Criconemella</i>						x			
<i>Criconemoides</i>	x			x					
<i>Diphterophora</i>				x					
<i>Ditylenchus</i>				x					
<i>Dorylaimus</i>				x					
<i>Hemicycliophora</i>				x			X		
<i>Heterodera</i>					x				
<i>Longidorus</i>	x								
<i>Meloidodera</i>				x					
<i>Mesodorylaimus</i>					x				
<i>Panagrolaimus</i>					x				
<i>Peltamigratus</i>					x				
<i>Psilenchus</i>					x				
<i>Rhabditis</i>									x
<i>Seinura</i>					x				
<i>Tobrilus</i>					x				
<i>Tylenchus</i>						x			

Fuente: Elaboración propia.

Referencias

- Adam, M., Heuer, H., & Hallmann, J. (2014). Bacterial antagonists of fungal pathogens also control Root-Knot nematodes by induced systemic resistance of tomato plants. *PLoS ONE*, 9(2), 1-8. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0090402>
- Avelar, J., Cárdenas, E., Téliz, D., & Cid del Prado, I. (2003). Efecto del declinamiento del guayabo en la anatomía de rama y raíz de *Psidium guajava* L. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 21(3), 309-315.
- Avelar, J., Téliz, D., & Zavaleta, E. (2001). Patógenos asociados con el declinamiento del guayabo. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 19(2), 223-229.
- Bitencourt, N. V., & Silva, G. S. (2010). Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas. *Nematologia Brasileira*, 34, 181-183.
- Bogantes, A., & Mora, E. 2010. Evaluación de cuatro patrones para injertos de guayaba. *Psidium guajava* L. *Revista Agonomía mesoamericana*, 21(1), 103-111.
- Bolaños, M. M., Ramírez, J., Esquivel, F., & Martínez, E. (2011). *Prácticas sostenibles para el manejo de nematodos fitoparásitos en cultivos de guayaba*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Brito, J. A., Stanley, J. D., Mendes, M. L., Cetintas, R., & Dickson, D. W. (2007). Host status of selected cultivated plants to *Meloidogyne mayaguensis* in Florida. *Nematropica*, 37(1), 65-71.
- Carabalí Muñoz, A., Murcia, N., Ramos, Y., Orozco, F., Canacuan Nasamuez, D., Jaramillo, A., & Marín, G. (2013). *Manejo de enfermedades y plagas en el cultivo de guayaba Psidium guajava* L. (Myrtaceae) en el norte del Valle del Cauca. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Carneiro, R. G., do Monaco, A. P. A., Moritz, M. P., Nakamura, K. C., & Scherer, A. (2006). Identificacao de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em plantas invasoras, em solo argiloso, no Estado do Parana (Identification of *Meloidogyne mayaguensis* in guava and weeds, in loam soil in Parana State. *Nematologia Brasileira*, 30, 293-298.
- Carneiro, R. M., Castro, J. M., Carneiro, R. G., De Freitas, V. M., Mattos, J. K., & Gomes C. B. (2012). Major guava nematodes and control prospects using resistance on *Psidium* spp. and non-host crops. En S. Silva & J. Cunha (Eds.), *III International Symposium on Guava and Other Myrtaceae*. *Acta Horticulturae*, 959, 41-49. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2012.959.4>
- Casassa, A., Mattheus, J., Crozzoli, R., & Casanova, A. (1996). Control químico de *Meloidogyne* spp. en el cultivo del guayabo (*Psidium guajava* L.) en el municipio Mara del estado Zulia, Venezuela. *Revista Facultad de Agronomía*, 13(3), 313-312.
- Cepeda, S., González, E., Gallegos, G., Padilla, J., Reyes, L., Perales, M., & Reyes, H. (2003). El nematocida Ditera (*Myrothecium verrucaria*) una alternativa biológica para el control de nematodos en guayaba. En J. Padilla, L. Reyes, E. González, & M. Perales. (Eds.). *Memoria del primer Simposio Internacional de la Guayaba* (pp. 222-228.). Aguascalientes, México.

- Da Silva, G. S., & Krasuski A. I. (2012). Reacao de algumas especies frutiferas tropicais a *Meloidogyne enterolobii* (Reaction of some tropical fruits species to *Meloidogyne enterolobii*). *Nematologia Brasileira*, 36, 83-86.
- De Almeida, E. J., & Santos, J. M. (2011). Ocorrencia de *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback, no municipio de Uberlandia, Minas Gerais, Brasil (Occurrence of *Meloidogyne enterolobii* in the municipality of Uberlandia, State of Minas Gerais, Brazil). *Bioscience Journal*, 27, 877-878.
- Duque, A., & Guzmán, O.A. (2013). Comportamiento de materiales de guayabo (*Psidium guajava* Linneo) al parasitismo del nematodo formador de agallas [*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood y *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood]. *Revista Luna Azul*, 37, 130-154.
- El Borai, F. E., & Duncan, L. W. (2005). Nematodes parasites of subtropical and tropical fruits tree crops. En M. Luc, R. A. Sikora & J. Bridge (Eds.), *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture* (pp. 467-492). CABI.
- European and Mediterranean Plant Protection Organization [OEPP/EPPO]. (2014). *Meloidogyne enterolobii*. *Bulletin OEPP/EPPO*, 44(2), 159-163. <https://doi.org/10.1111/epp.12120>
- Gallegos-Morales, G., Cepeda-Siller, M., Hernandez-Castillo, F. D., Acosta-Zamarripa, A. M., Velásquez-Valle, R., González-Gaona, E., & Sanchez-Yáñez, J. M. (2009). Beneficent microorganisms associated to *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood in guava (*Psidium guajava* L.) of Calvillo, Aguascalientes, México. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 27(2), 106-112.
- Gomes, C. B., Couto, M. E. O., & Carneiro R. M. D. G. (2008). Registro de ocorrencia de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e fumo no Sul do Brasil (Occurrence of *Meloidogyne mayaguensis* on guava and tabacco in South of Brazil). *Nematologia Brasileira*, 32(3), 244-247.
- Gomes, V. M., Souza, R., Correa, R., & Dolinski, C. (2010). Management of *Meloidogyne mayaguensis* in commercial guava orchards with chemical fertilization and organic amendmets. *Nematologia Brasileira*, 34(1), 23-30.
- Gomes, V. M., Souza, R., Mussi-Dias, V., Silveira, S. F., & Dolinski, C. (2011). Guava decline: A complex disease involving *Meloidogyne mayaguensis* and *Fusarium solani*. *Journal of Phytopathology*, 159(1), 45-50. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0434.2010.01711.x>
- Gómez-Caicedo, L. E., Caicedo, G., Ocampo, L. A, Barrios, J., Pérez, N., & Segura, J. D. (2003). *Enfermedades del cultivo de la Guayaba común* (*Psidium guajava* L.) en los departamentos del Tolima y Huila. *Guía de reconocimiento y manejo* [Boletín Técnico]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- González, E. (Ed.). (2009). *Identificación y control de nematodos que afectan al cultivo del guayabo en México*. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Centro de Investigación Regional Norte Centro.
- Guzmán, O., & Castaño, J. (2010). Identificación de nematodos fitoparásitos en guayabo (*Psidium guajava* L.), en el municipio de Manizales (Caldas), Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas*, 34(130), 117-126.

- Han, H., Brito, J. A., & Dickson, D. W. (2012). First report of *Meloidogyne enterolobii* infecting *Euphorbia punicea* in Florida. *Plant Disease*, 96(11), 1706. <https://doi.org/10.1094/PDIS-05-12-0497-PDN>
- Humphreys, D. A., Williamson, V. M., Salazar, L., Flores-Chaves, L., & Gómez-Alpizar, L. (2012). Presence of *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback (= *M. mayaguensis*) in guava and acerola from Costa Rica. *Nematology*, 14(2), 199-207. <https://doi.org/10.1163/138855411X584151>
- Jaraba, J. D., Lozano, Z., & Suárez, I. E. (2003). *Meloidogyne incognita* (Kofoid and White, 1919) Chitwood 1949 y *Meloidogyne arenaria* (Neal 1889) Chitwood 1949: Nematodos de las nudosidades radiculares en guayaba (*Psidium guajava* L.) c.v. manzana en Montería, Córdoba. *Temas Agrarios*, 8(2), 15-21. <https://doi.org/10.21897/rta.v8i2.615>
- Kaur, R., Brito, J. A., & Rich, J. R. (2007). Host suitability of selected weed species to five *Meloidogyne* species. *Nematropica*, 37(1), 107-120.
- Khan, M. R., Hassan, A., Ghosh, B., Das, B. Ghosh, S., & Ray, S. K. (2007). Diversity and community analyses of soil nematodes associated with guava from West Bengal, India. *Acta Hort*, 735, 483-488. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2007.735.65>
- Khan, Z., Kim, S. G., Jeon, Y. H., Khan, H. U., Son, S. H., & Kim, Y. H. (2007). A plant growth promoting rhizobacterium, *Paenibacillus Polymyxa* Strain GBR-1, suppresses root-knot nematode. *Bioresource Technology*, 99(8), 3016-3023. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2007.06.031>
- Kiewnick, S., Karssen, G., Brito, J. A., Oggenfuss, M., & Frey, J. E. (2008). First report of root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* on tomato and cucumber in Switzerland. *Plant Disease*, 92(9), 1370. <https://doi.org/10.1094/PDIS-92-9-1370A>
- Lugo, Z., Crozzoli, R., Perichi, G., Medina, R., & Castellano, G. (2007). Nematodos fitoparasíticos asociados a plantas cultivadas y silvestres en el municipio Miranda del estado Falcón, Venezuela. *Fitopatología Venezolana*, 20(1), 15-20.
- Macedo, A., Moreira, R., Gomes, V., & Bessa, G. (2012). Greenhouse and field assessment of different organic compounds against guava-parasitic *Meloidogyne enterolobii*. *Bragantia*, 71(1), 67-74. <https://doi.org/10.1590/S0006-87052012000100011>
- Márquez, M. E., Torres, L. A., & Escobar, M. (2003). Evaluación del efecto nematicida de cepas de *Bacillus* spp. *Fitosanidad*, 7(2), 55-58.
- Martins, L. S., dos Mussser, R. S., da Souza, A. G., Resende, L. V. & Maluf, W. R. (2013). Parasitismo de *Meloidogyne enterolobii* em espécies de Myrtaceae (Parasitism of *Meloidogyne enterolobii* in Myrtaceae species). *Revista Brasileira de Fruticultura* 35, 477-484. <https://doi.org/10.1590/S0100-29452013000200017>
- Mosquera A. T., Murcia, N., & Varón, F. (1995). Susceptibilidad del guayabo a nematodos fitoparásitos. *Ascolfi Informa*, 20(6), 71-73.
- Mosquera A. T., Murcia, N., & Varón, F. (1997). Efecto de extractos vegetales y hongos patógenos en la población de nematodos de guayaba *Psidium guajava* L. *Fitopatología Colombiana*, 21(2), 25-29.

- Ortiz, R. A., Guzmán, O. A., & Leguizamón, J. (2015). Manejo Integrado del nematodo del nudo radical [*Meloidogyne incognita* (Kofoed & White) Chitwood y *Meloidogyne mayaguensis* Rammh & Hirschmann] en almácigos de guayabo (*Psidium guajava* Linneo), variedad Palmira ICA-1. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 19(2), 104-138. <https://doi.org/10.17151/bccm.2015.19.2.7>
- Padilla, J. S., González, G. E., & Peláez de la C., M. A. (2009). *Origen, importancia y principales problemas sanitarios del guayabo* [libro técnico n.º 6]. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Centro de Investigación Regional Norte Centro.
- Pereira, F. O. M., Souza, R. M., Souza, P. M., Dolinski, C., & Santos, G. K. (2009). Estimativa do Impacto Econômico e Social Direto de *Meloidogyne mayaguensis* na Cultura da Goiaba no Brasil. *Nematologia Brasileira*, 33(2), 176-181.
- Perry, R., & Moens, M. (Eds.). (2006). *Plant nematology*. CAB.
- Quénéhervé, P., Godefroid, M., Mège, P., & Marie-Luce, S. (2011). Diversity of *Meloidogyne* spp. parasitizing plants in Martinique Island, French West Indies. *Nematropica*, 41(2), 191-199.
- Ramírez-Suárez, A., Rosas-Hernández, L., Alcasio, S., & Powers, T. O. (2014). First report of the Root-Knot nematode *Meloidogyne enterolobii*, parasitizing watermelon from Veracruz, México. *Plant Disease*, 98(3), 428. <https://doi.org/10.1094/PDIS-06-13-0636-PDN>
- Razak, A. R., & Lim, T. K. (1987). Occurrence of the Root-knot Nematode *Meloidogyne Incognita* on Guava in Malaysia. *Pertanika*, 10(3), 265-270.
- Ruanpanun, P., Tangchitsomkid, N., Hyde, K. D., & Lumyong, S. (2010). Actinomycetes and fungi isolated from plant-parasitic nematode infested soils: screening of the effective biocontrol potential, indole-3-acetic acid and siderophore production. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 26(9), 1569-1578. <https://doi.org/10.1007/s11274-010-0332-8>
- Silva, A. R., Santos J. M, Hayashi P. C. R., & Hayashi, E. (2010). Reação de clones e cultivares de batata avaliados em casa de vegetação a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. mayaguensis* e in vitro a *M. javanica*. *Nematologia Brasileira, Piracicaba*, 34(1), 48-55.
- Thoden, T. C., Korthals, G. W., & Termorshuizen, A. J. (2011). Organic amendments and their influences on plant-parasitic and free-living nematodes: A Promising Method for Nematode Management? *Nematology*, 13(2), 133-153. <https://doi.org/10.1163/138855410X541834>
- Valle, G. P. (1994). Vigorización de árboles de guayabo afectados por nematodos (*Meloidogyne* sp) mediante solarización e incorporación de residuos vegetales al suelo. *Investigación y ciencia de la Universidad Autónoma de Aguascalientes*, 13, 2-6.
- Villota, F. & Varón, F. (1997). Evaluación de materiales de guayaba (*Psidium guajava* L.) por su comportamiento al ataque de *Meloidogyne incognita* Raza 2. *Fitopatología Colombiana*, 21(1), 31-38.

- Wei, L., Shao, Y., Wan, Feng, H., Zhu, H., Huang, H., & Zhou, Y. (2014). Isolation and Characterization of a rhizobacterial antagonist of root-knot nematodes. *PLoS ONE*, 9(1), 1-7. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0085988>
- Ye, W. M., Koenning, S. R., Zhuo, K., & Liao, J. L. (2013). First report of *Meloidogyne enterolobii* on cotton and soybean in North Carolina, United States. *Plant Disease*, 97(9), 1262. <https://doi.org/10.1094/PDIS-03-13-0228-PDN>



Enfermedades

Alejandro Jaramillo Laverde

En Colombia, el cultivo de guayaba se desarrolla principalmente en los departamentos de Santander, Boyacá, Meta, Valle del Cauca, Caldas, Risaralda, Atlántico y Tolima. Los principales canales de comercialización de la fruta son la venta para consumo en fresco y la producción de bocadillo. Por tal razón, las enfermedades que afectan directamente el rendimiento y la calidad de la fruta, como la roya, la antracnosis y el clavo o roña de la guayaba, son consideradas limitantes dentro del sistema productivo. Estas son más o menos frecuentes de acuerdo con el estado de desarrollo del cultivo (Carabalí Muñoz et al., 2013).

Roya

La roya es una de las principales enfermedades que afectan a la familia de las mirtáceas a nivel mundial. Representa un riesgo para cultivos comerciales como eucalipto, guayaba, jaboticaba, pomarrosa, pimienta y té (Alfenas et al., 2003; Machado, Glen et al., 2015; Martins et al., 2011). En Colombia se encuentra reportada en cultivos de guayaba (Carabalí Muñoz et al., 2013; Lozano et al., 2002), árboles ornamentales como *Callistemon citrinus* o escobillón rojo (Salazar & Buriticá, 2012) y plantaciones forestales de eucalipto (Rodas et al., 2015).

La enfermedad es causada por el hongo *Puccinia psidii* Winter, caracterizado por su amplio rango de hospederos, una producción masiva de uredosporas y alta facilidad para dispersarse a través de largas distancias (Machado, Glen et al., 2015; Martins et al., 2012).

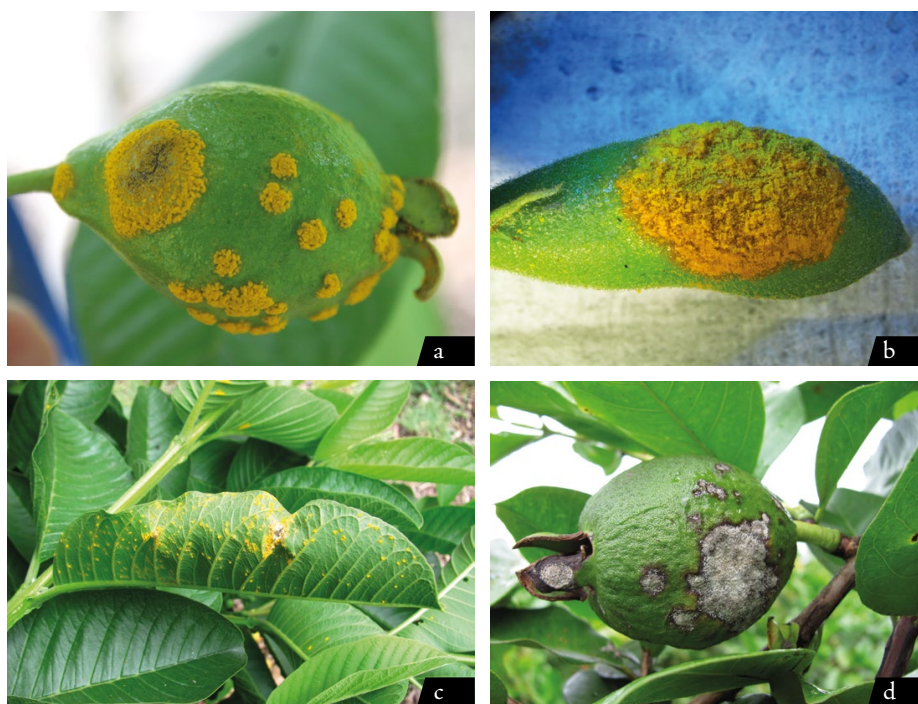
Distribución geográfica

P. psidii fue descrita por primera vez en San Francisco del Sur, Brasil, en 1884. Afecta actualmente cerca de 56 géneros y 244 especies de mirtáceas en Suramérica, Centroamérica y el Caribe, en estados como Florida, California y Hawái (Estados Unidos de Norte América), y otros países como Japón, Australia, China, Suráfrica, Indonesia y Nueva Caledonia (Baskarathevan et al., 2016; Giblin, 2013; Machado, Alfenas et al., 2015; Pegg et al., 2014; Uchida et al., 2006).

Sintomatología

P. psidii es un patógeno biotrófico obligado, el cual puede ser fácilmente propagado por el viento o por el contacto con material vegetal infectado (Alfenas et al., 2003; Lana et al., 2012). Los síntomas ocurren en hojas jóvenes, rebrotes vegetativos, flores y frutos jóvenes, iniciando con la aparición de las típicas esporas amarillas (uredosporas)

en patrones circulares sobre la superficie (figura 7.1). Estas lesiones se expanden y provocan necrosis en el tejido, deformación, momificación y caída de hojas y frutos (Martins et al., 2011; Martins et al., 2014). En muchos casos, la ruptura de los tejidos a causa de las uredosporas permite la entrada de otros hongos que degradan el tejido y generan la pérdida de frutos (Carabalí Muñoz et al., 2013; Lozano et al., 2002).



Fotos: Alejandro Jaramillo Laverde

Figura 7.1. Síntomas causados por *P. psidii* Winter. a y b. Síntomas de roya en frutos de guayaba en desarrollo; c. Deformación en hojas; d. Estado avanzado de la enfermedad en frutos.

Agente causal

P. psidii es el estado sexual del hongo causante de la roya, mientras que el estado asexual incluye diversas especies como *Uredo psidii*, *U. rangelii* y *U. seclusa*. Sin embargo, la literatura científica las considera parte del complejo de *P. psidii* (Carnegie et al., 2010; Glen et al., 2007; Simpson et al., 2006).

Clasificación taxonómica

Nombre común: Roya de la guayaba

Nombre científico: *Puccinia psidii* Winter

Reino: Fungi

Phylum: Basidiomycota

Subphylum: Pucciniomycotina

Clase: Pucciniomycetes

Orden: Pucciniales

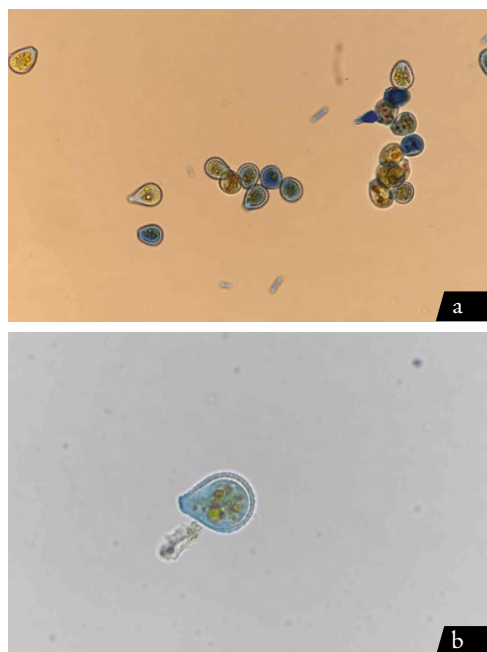
Familia: Pucciniaceae

Género: *Puccinia*

Descripción morfológica

Las uredosporas se observan generalmente en las pústulas en tejidos jóvenes, mientras que en las pústulas de los tejidos viejos se observan teliosporas (figura 7.2). Las uredosporas son equinuladas (cubiertas de espinas) de forma piriforme, globosa u ovoide, con paredes exteriores angulares de pared hialina de color amarillo claro. Las teliosporas presentan un tabique mediano, de color amarillo oscuro a marrón, de forma elipsoidal a ovoide, son bicelulares y con papila achatada en la pared distal (Pegg et al., 2014).

129



Fotos: Luz Natalia Martínez Caballero y Alejandro Jaramillo Laverde

Figura 7.2. Uredosporas de *P. psidii*. a. vista a 40x; b. vista a 100x.

Epidemiología

Como todos los hongos causantes de royas, *P. psidii* depende obligatoriamente del huésped para completar su ciclo de vida, obteniendo sus nutrientes de los tejidos vivos (Pegg et al., 2014). La germinación de las uredosporas y la infección están fuertemente afectadas por la temperatura (15-25 °C), la humedad relativa, la presencia de agua sobre los tejidos, intensidad de luz y el fotoperiodo. El progreso y la severidad de la enfermedad varía de año a año, de acuerdo con las condiciones ambientales (Bora et al., 2016; Coutinho et al., 1998; Glen et al., 2007; Martins et al., 2011; Ruiz et al., 1989). En condiciones del Valle del Cauca, la enfermedad es más frecuente en estado de floración (2-3 meses después de poda) y llenado de fruto (3-4 meses después de poda). En condiciones de alta humedad en el suelo y baja aireación del cultivo, se pueden presentar ataques severos de la enfermedad (Jaramillo et al., 2013).

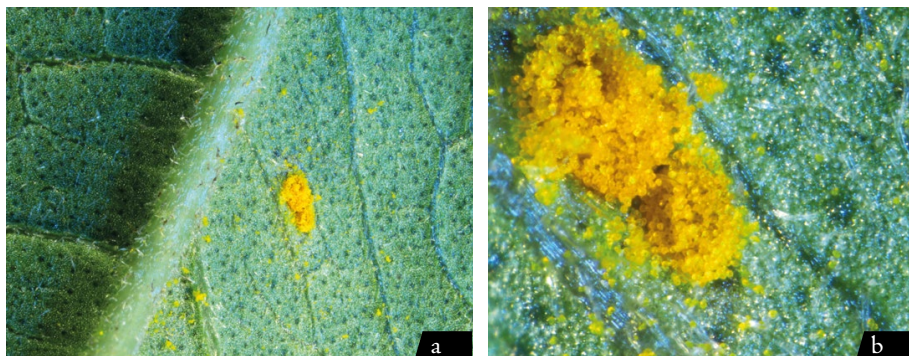
Ciclo de vida

P. psidii se dispersa rápidamente por el viento, lluvia o insectos a través de las uredosporas, y en menor medida por las teliosporas. Las pústulas se producen en ciclos de cerca de

10 a 14 días en condiciones de verano, y la infección repetida puede provocar la muerte de los tejidos (Carnegie et al., 2010; Clark, 2011).

Como otros tipos de roya, *P. psidii* tiene varias etapas caracterizadas por los diferentes tipos de esporas producidas. Las formas infecciosas de esporas son las aeciosporas, las cuales no son reconocidas debido a su similitud con las uredosporas, que son el tipo más común de esporas, y las basidiosporas, que son observadas raramente. La reproducción se da por generaciones repetidas de uredosporas, aunque ocasionalmente se producen teliosporas (Clark, 2011; Glen et al., 2007).

El proceso de infección implica, en primer lugar, la germinación de la uredospora (la cual se da entre 15 y 21 °C), la formación de un apresorio (estructura especializada de infección) y la posterior penetración directa de las células vegetales. Dentro del hospedero, el hongo se extiende y ramifica intracelularmente, y los síntomas se pueden observar a simple vista, 3 a 5 días después de inoculado (Glen et al., 2007). Cerca de 12 días después, las pústulas de las uredosporas amarillas se hacen visibles (figura 7.3). Después de que aparecen estas pústulas, pueden surgir infecciones secundarias en el tejido (Coutinho et al., 1998; Glen et al., 2007).



Fotos: Alejandro Jaramillo Laverde

Figura 7.3. Pústulas de *P. psidii* en hojas de guayaba. a. Pústulas en el envés observables a simple vista; b. Pústulas observadas al estereoscopio.

Los síntomas de roya no se deben confundir con la mancha algácea, la cual es causada por el alga *Cephaleuros virescens*. Esta enfermedad se presenta en las hojas viejas, sobre todo en los sectores del árbol con mayor sombrío y poca aireación. Los síntomas se caracterizan por presentar lesiones circulares de color amarillo, de entre 0,5 y 1 mm de diámetro, con un crecimiento superficial denso, conformado por las estructuras del alga (Instituto Colombiano Agropecuario [ICA], 2012) (figura 7.4). Estas lesiones se pueden observar en el haz y el envés de las hojas, lo que puede causar daños en la epidermis (Quesada-Gutiérrez et al., 2009).

C. virescens es favorecida por la presencia de humedades relativas altas, pues al ser una especie aerofítica obtiene agua directamente del aire, aunque requiere de una película de agua para completar su ciclo de vida (Quesada-Gutiérrez et al., 2009; Nelson, 2008).

Esta alga parasita plantas cultivadas como mango (*Mangifera indica*), palma de aceite (*Elaeis guineensis* L.), aguacate (*Persea americana* L), mora (*Rubus* spp.), eucalipto (*Eucalyptus camaldulensis* Dehn), cítricos (*Citrus* spp.) y litchi (*Litchi chinensis* Sonn), entre otras (Pardo-Cardona, 2004).

131



Foto: Alejandro Jaramillo Laverde

Figura 7.4. Síntomas de mancha algácea en hojas viejas de guayaba.

Antracnosis

La antracnosis es una de las enfermedades más importantes para la agricultura a nivel mundial. Esta enfermedad afecta frutos, flores, tallos y hojas en un amplio rango de cultivos que van desde plantas leñosas a herbáceas, especialmente en regiones tropicales y subtropicales (Bragança et al., 2016; Gutiérrez et al., 2002; Jeffries et al., 1990). En Colombia se reporta en cultivos de guayaba (Carabalí Muñoz et al., 2013), guanábana (Álvarez et al., 2004), mora (Botero et al., 2002; Marulanda et al., 2007; Saldarriaga-Cardona et al., 2008), manzano (Saldarriaga-Cardona et al., 2008), banano (Gañán et al., 2015), aguacate (Tamayo, 2007), lima Tahití, mango y tomate de árbol (Martínez et al., 2009; Saldarriaga-Cardona et al., 2008), entre otros.

132

La antracnosis está asociada a los hongos *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc. y *Colletotrichum acutatum* Simmonds, los cuales se han aislado en una gran diversidad de ambientes y afectan principalmente frutos en poscosecha (Gutiérrez-Alonso et al., 2002; Soares-Colletti & Lourenço, 2014).

Distribución geográfica

La antracnosis se ha reportado en cultivos de guayaba en países productores como Colombia (Carabalí Muñoz et al., 2013), Brasil (Moraes et al., 2013; Moraes et al., 2015), México (Gutiérrez-Alonso et al., 2002), Nigeria (Amusa et al., 2005), Pakistán (Ansari et al., 2000; Haq et al., 2013), Egipto (Abdul-Wahid, 2001) e India (Pandey et al., 1997).

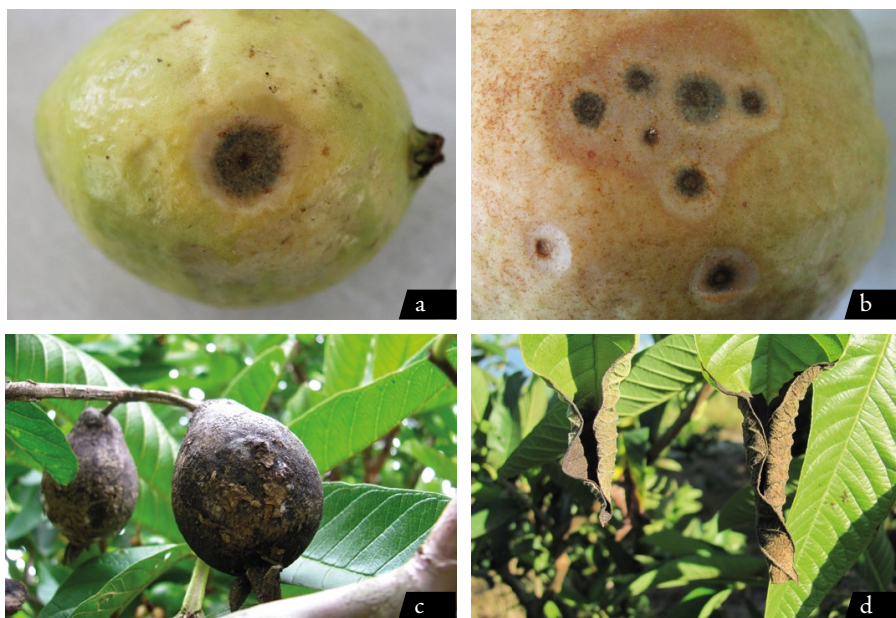
Sintomatología

La antracnosis puede afectar distintas estructuras de la planta, como ramas, hojas o flores. Sin embargo, es más frecuente que afecte frutos maduros o cercanos a madurez fisiológica. Los síntomas en fruto inician con pequeñas lesiones circulares con cierto hundimiento, las cuales se tornan de color café. A medida que avanza la enfermedad, la lesión toma un color marrón oscuro y se empiezan a observar acérvulos en círculos concéntricos sobre el sitio de infección. En la lesión se producen grandes cantidades de esporas, las cuales van a ser fuente de inóculo para nuevas infecciones (figura 7.5). Cuando la severidad es alta, se pueden encontrar frutos momificados (Carabalí Muñoz et al., 2013; Soares-Colletti & Lourenço, 2014).

Agente causal

Glomerella cingulata es el estado sexual del hongo causante de antracnosis, mientras que el estado asexual incluye especies como *C. gloeosporioides* y *C. acutatum* (Correa et al., 2007; Martínez et al., 2009).

La discriminación entre especies de *Colletotrichum* se ha basado en sus características morfológicas y culturales, tales como el tamaño y la forma de las conidias, crecimiento del micelio, formación de estructuras como apresorios, además de la patogenicidad de los aislamientos. Sin embargo, este género es parcialmente difícil de identificar por métodos taxonómicos tradicionales, por lo cual se recurre a técnicas moleculares (Correa-Londoño et al., 2007; Martínez et al., 2009; Weir et al., 2012).



Fotos: Carol Liliana Puentes y Alejandro Jaramillo Laverde

Figura 7.5. Síntomas causados por *C. gloeosporioides*. a y b. Síntomas de antracnosis en frutos maduros de guayaba; c. Frutos momificados; d. Síntomas en hojas.

Clasificación taxonómica

Nombre común: Antracnosis de la guayaba

Nombre científico: *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) Sacc. y *C. acutatum* Simmonds

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Subphylum: Pezizomycotina

Clase: Sordariomycetes

Orden: Phyllachorales

Familia: Glomerellaceae

Género: *Glomerella*

Género anamorfo: *Colletotrichum*

Descripción morfológica

Colletotrichum se encuentra en la naturaleza en su estado asexual. El micelio del hongo es hialino, septado y ramificado, produce acérvulos que son portadores de las conidias, las cuales son hialinas, unicelulares y de forma ovoide (figura 7.6). Las masas de las conidias son de color rosa o salmón. En medio de cultivo, el hongo produce esclerocios de color marrón oscuro, ocasionalmente setosos (Agrios, 2005; Revelo, 2014).

Epidemiología

Algunos estudios han descrito que el género *Colletotrichum* puede encontrarse como saprófito, parásito o endófito en la naturaleza (Cannon et al., 2012). La enfermedad es más severa durante temporadas prolongadas de lluvia; sin embargo, otras variables climáticas como la temperatura y la humedad relativa influyen en el desarrollo de la enfermedad. La tasa de infección, medida en la velocidad de germinación y formación del apresorio, está en un rango entre 15 y 30 °C., siendo *C. acutatum* más sensible a una variación de temperatura y al periodo de humedad del tejido que *C. gloeosporioides* (Soares-Colletti & Lourenço, 2014).

Colletotrichum puede sobrevivir en el suelo creciendo como saprófito en tejido vegetal muerto, y tiene la capacidad de dispersar las conidias y las ascosporas a través de salpicadura de agua y el viento (Cannon et al., 2012). En la fruta infectada en campo, el hongo puede permanecer inactivo hasta que comienza el proceso de maduración, momento en el cual las lesiones comienzan a desarrollarse (Agrios, 2005).

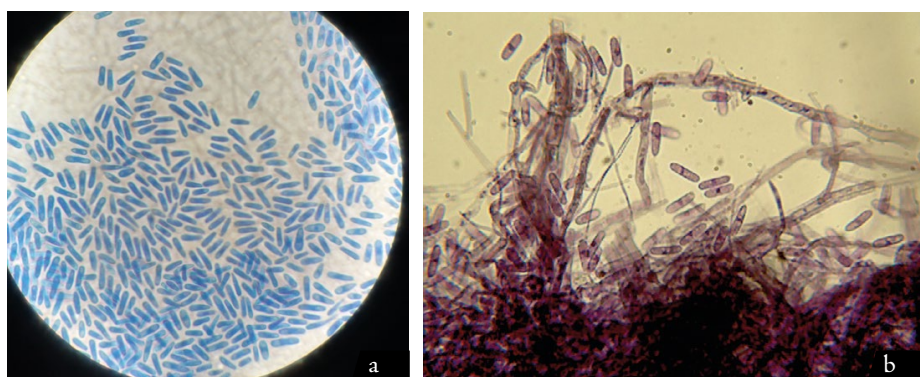
Ciclo de vida

El hongo sobrevive en tallos, hojas y frutos enfermos como micelio o espora. Las ascosporas o conidias son las causantes de las infecciones primarias. Estas ocurren por la formación de un apresorio que se desarrolla a partir de la espora que germina en la superficie del tejido, únicamente en presencia de agua, y penetra directamente los tejidos del huésped, como la cutícula o las células epidérmicas. El micelio crece inter e intracelularmente produciendo acérvulos y conidias justo debajo de la cutícula, la cual puede romperse y liberar conidias que causan nuevas infecciones. El micelio puede permanecer latente por algún tiempo, antes de que las células colapsen y se degraden (Agrios, 2005; Cannon et al., 2012).

Clavo o roña de la guayaba

El clavo o roña de la guayaba es una de las enfermedades más limitantes para la producción de guayaba en distintas zonas del país, pues afecta principalmente los frutos en distintos estados de desarrollo, reduciendo su valor económico (Farfán et al., 2006; Lozano et al., 2002).

134



Fotos: Alejandro Jaramillo Laverde

Figura 7.6. Conidias de *C. gloeosporioides*. a. agrupamiento de conidias observadas a 10X; b. Conidias sobre tejido observadas a 10X.

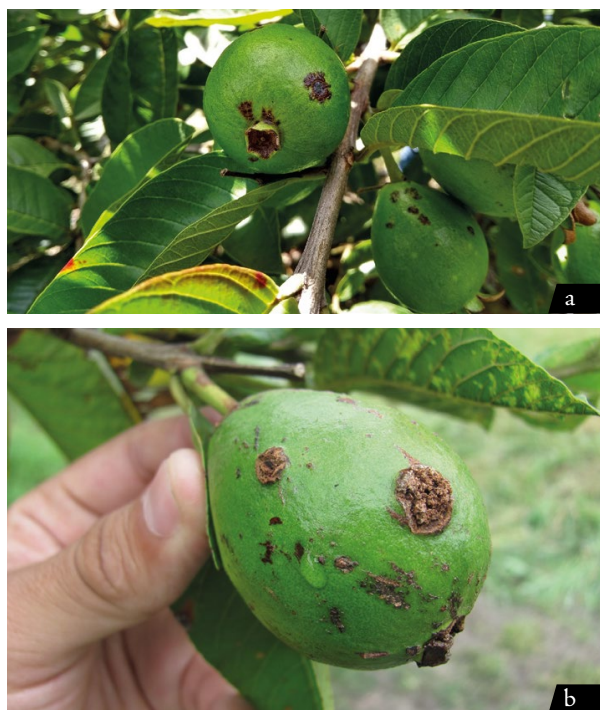
Esta enfermedad está asociada con los hongos *Pestalotia versicolor* y *Pestalotiopsis* spp. (Carabalí Muñoz et al., 2013; Insuasty et al., 2006; Solarte, 2014), los cuales se encuentran comúnmente en zonas tropicales como patógenos, endófitos o saprofitos (Maharachchikumbura et al., 2011; Tejesvi et al., 2007).

Distribución geográfica

Esta enfermedad ha sido reportada en cultivos de guayaba en países como México (Morera-Montoya & Blanco-Metzler, 2009), Australia, Malasia, India, Mozambique, Zambia, Nigeria, Venezuela, Ecuador y Puerto Rico (Solano, 1999, citado por Farfán et al., 2006), Estados Unidos (Keith et al., 2006) y Colombia (Carabalí Muñoz et al., 2013; Farfán et al., 2006; Solarte, 2014).

Sintomatología

Los principales síntomas de la enfermedad se observan en la epidermis de los frutos en cualquier estado de desarrollo. Las lesiones inician con puntos de color negro, de forma globosa lenticular, las cuales se levantan posteriormente y rompen la cutícula debido a la presencia de acérvulos, bajo la epidermis, que adquieren una apariencia de corcho (figura 7.7). Finalmente, las lesiones coalescen, necrosan el tejido y forman una costra redondeada con el perímetro marcado por una depresión (Carabalí Muñoz et al., 2013; Insuasty et al., 2006; Keith et al., 2006; Solarte, 2014).



Fotos: Alejandro Jaramillo Laverde

Figura 7.7. Síntomas de *P. versicolor* en frutos de guayaba. a. Síntomas iniciales; b. Síntomas avanzados.

Agente causal

P. versicolor Speg y *Pestalotiopsis* spp. se encuentran generalmente en su estado anamorfo (asexual). Solo a 20 especies, de las 235 descritas hasta el momento, se les conoce su estado teleomorfo, conocido como *Pestalosphaeria* (Solarte, 2014).

La identificación y clasificación dentro del género se ha basado principalmente en la morfología de las conidias, carácter considerado importante en la diferenciación de especies relacionadas como *Pestalotia* y *Pestalotiopsis* (Maharachchikumbura et al., 2011).

Clasificación taxonómica

Nombre común: Clavo o roña de la guayaba

Nombre científico: *Pestalotia versicolor* Speg y *Pestalotiopsis* spp.

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Subphylum: Pezizomycotina

Clase: Sordariomycetes

Orden: Xylariales

Familia: Amphisphaeriaceae

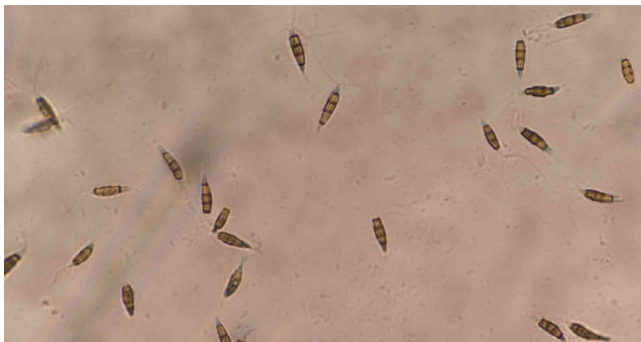
Género: *Pestalosphaeria*

Género anamorfo: *Pestalotiopsis*

136

Descripción morfológica

Los hongos del género *Pestalotia* y *Pestalotiopsis* se caracterizan por tener conidias divididas en cuatro, cinco y seis septos, las células apicales y basales son generalmente hialinas con terminación en punta, de las cuales se desprenden uno o varios apéndices (figura 7.8), dependiendo de la especie (Solarte, 2014).



Foro: Germán Ceballos Aguirre

Figura 7.8. Conidias de *P. versicolor*.

Epidemiología

La enfermedad se presenta con mayor severidad en condiciones de alta humedad relativa y altas temperaturas, sobre frutos en todos los estados de desarrollo. Las lesiones con características de costras se forman en un rango de temperatura entre 25 y 35 °C, y humedad relativa entre 80 y 100 % (Jaramillo et al., 2013; Keith et al., 2006; Solarte, 2014).

En los periodos de transición entre invierno/verano y verano/invierno se presentan altos valores de incidencia de la enfermedad. La severidad es mayor en cultivos con densidades superiores a 490 árboles por hectárea (Farfán et al., 2006).

Ciclo de vida

Las especies patógenas de *Pestalotia* y *Pestalotiopsis* establecen contacto con el hospedero a través de las conidias o esporas fragmentadas, las cuales pueden sobrevivir en condiciones adversas y causar infecciones primarias. Estas

conidias germinan a través de aberturas naturales o heridas, formando picnidios que rompen la cutícula y liberan nuevas conidias. El inóculo secundario, producido en el tejido enfermo, puede causar nuevas infecciones y aumentar la severidad de la enfermedad. El ciclo del hongo se desarrolla completamente en el hospedero, hasta que las esporas son dispersadas por el agua o por el viento (Maharachchikumbura et al., 2011; Solarte, 2014).

Manejo

Diversas estrategias de manejo se han planteado a nivel mundial para el control de enfermedades que afectan la productividad y la calidad de la guayaba; estas incluyen prácticas culturales, controles químicos y biológicos, y uso de materiales tolerantes. El esquema general de manejo de las enfermedades en el cultivo de guayaba reúne una serie de actividades mínimas que se deben seguir para asegurar un menor impacto de estas en el cultivo (figura 7.9).

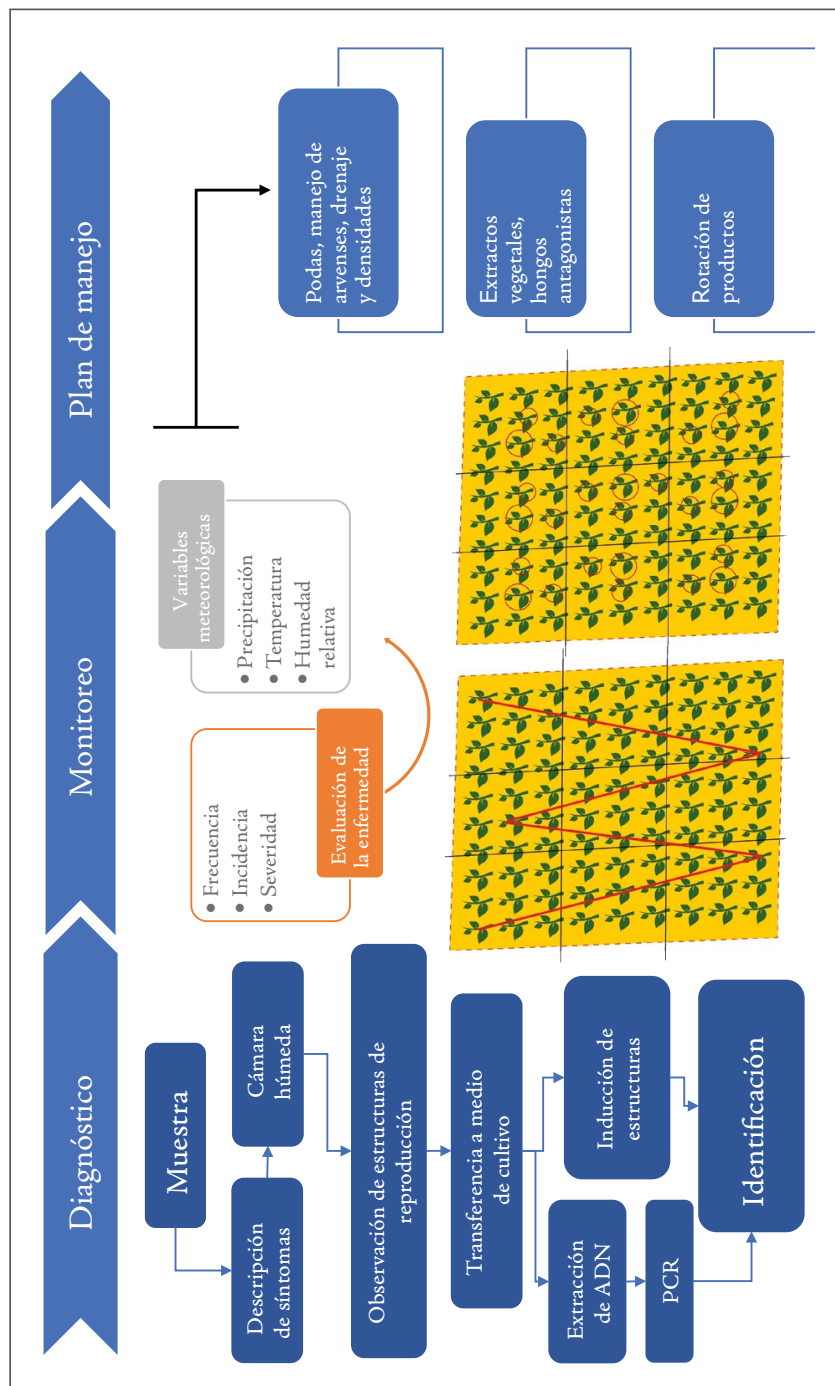


Figura 7.9. Esquema general para el manejo de enfermedades de guayaba.

Fuente: Elaboración propia

Diagnóstico

Las medidas de manejo que se implementen en el cultivo dependen de la identificación apropiada de los agentes causales de las enfermedades. Por lo tanto, identificar de manera errónea el agente causal puede derivar en una mala práctica de manejo, la cual puede llevar a aumentar o acelerar la presencia y el desarrollo de la enfermedad en los lotes.

Para realizar un correcto diagnóstico se deben tener en cuenta los siguientes aspectos:

- ♦ Identificación del estado fenológico en el cual se presentan los síntomas.
- ♦ Identificación de síntomas: falta de desarrollo de los tejidos, necrosis o muerte de tejidos, pudriciones y apariencia anormal.
- ♦ Identificación de signos: micelio, esporas, cuerpos fructíferos y exudados.

Cuando las observaciones de síntomas o signos no proporcionan suficiente claridad acerca de la causa de una enfermedad, es necesario llevar la muestra al laboratorio para realizar la identificación del agente causal, la cual se realiza por medio de técnicas microbiológicas o moleculares (Riley et al., 2002).

Monitoreo

El monitoreo frecuente permite evaluar el nivel de incidencia de cada enfermedad en el huerto, con el fin de obtener la información necesaria para aplicar los manejos requeridos. El monitoreo debe hacerse semanalmente, muestreando aleatoriamente cerca del 10% de

los árboles, en un patrón ya sea en X, Z o W, en el cual se logre abarcar todo el lote sin tener en cuenta los bordes. La muestra debe ser suficiente para proporcionar una estimación que pueda informar adecuadamente lo que se requiera saber con respecto a toda la población de plantas (Castaño-Zapata, 1996).

Al considerar la planta como unidad de medida, la incidencia es la proporción de plantas con síntomas de la enfermedad evaluada. De igual manera, la incidencia también puede ser estimada evaluando ramas individuales, hojas o frutos como la unidad de la planta. Esta es con frecuencia la medida más fácil y rápida para evaluar una enfermedad (Castaño-Zapata, 2002).

Para el caso de guayaba, la incidencia de las enfermedades en etapa vegetativa se determina seleccionando aleatoriamente 10 ramas en el tercio medio de cada árbol, para cubrir los cuatro puntos cardinales. En cada una de las ramas seleccionadas se observa la presencia de síntomas asociados a antracnosis, roya y costra, en un total de 10 hojas/rama y se registra el número de hojas afectadas por cada una de las enfermedades.

La incidencia de las enfermedades en etapa productiva se determina seleccionando aleatoriamente 20 frutos en el tercio medio de cada árbol, con lo cual se cubren los cuatro puntos cardinales. En cada uno de los frutos se observa la presencia de síntomas asociados a antracnosis, roya y costra, y se registra en el formato el número de frutos afectados por cada una de las enfermedades.

El porcentaje de incidencia por árbol de cada una de las enfermedades se calcula así:

$$\text{Incidencia/árbol (\%)} = \frac{\text{Número de hojas/frutos con presencia de la enfermedad}}{\text{Número total de hojas/frutos evaluados}} \times 100$$

La severidad se refiere al área total, proporción o porcentaje de tejido de la planta que presenta síntomas típicos de la enfermedad (Castaño-Zapata, 2002). Para el caso de guayaba, la severidad de cada enfermedad en etapa productiva se registra en los niveles: 1) muy leve; 2) leve; 3) moderado; 4) severo, y 5) muy severo, teniendo en cuenta que cada nivel representa un valor de área afectada. En la tabla 7.1. se muestra un ejemplo de nivel de severidad para el caso del clavo o roña de la guayaba.

Tabla 7.1. Niveles de severidad reportados en frutos para roña o costra en el cultivo de guayaba

Enfermedad (Patógeno)	Severidad				
	Muy leve	Leve	Moderado	Severo	Muy severo- muerte
Clavo o roña	Menos del 5 % del área del fruto afectada	Hasta 5,9 % del área del fruto afectada	Entre 6-50 % del área del fruto afectada	Entre 50,1-75,9 % del área del fruto afectada	Del 76 al 100 % del área del fruto afectada

Fuente: Farfán et al. (2006).

Plan de manejo

El plan de manejo de las enfermedades limitantes debe incluir prácticas encaminadas a disminuir la cantidad de inóculo que pueda estar presente en el cultivo, con el fin de evitar y prevenir su dispersión. Este plan debe estar compuesto de varios métodos de control, incluyendo semilla con características genéticas, sanitarias y fisiológicas ideales proveniente de viveros registrados ante el ICA, prácticas culturales que incluyan fertilización, riego, drenajes, manejo de podas, distancias de siembra adecuadas, además de controles químicos y biológicos

Control cultural

El control cultural debe incluir la limpieza, podas productivas y sanitarias, y el mantenimiento de los árboles, para permitir una buena aireación del huerto, con el fin de reducir la humedad relativa dentro del cultivo.

Se deben realizar cosechas oportunas sin dejar madurar en exceso los frutos. Además, se debe hacer la recolección de frutos maduros presentes en el suelo, y retirar del lote los frutos enfermos para evitar la diseminación de los patógenos. Se recomienda la instalación y uso de

sistemas de riego localizados, y la construcción de drenajes para evitar encharcamientos dentro del lote. Se recomienda la aplicación de un plan de fertilización, de acuerdo con las necesidades del cultivo y el estado fenológico en que se encuentre. Además, se debe realizar control de malezas, para evitar hospederos transitorios del patógeno dentro del cultivo.

Control químico

El uso de fungicidas es importante para el manejo de algunas enfermedades, tanto en etapa vegetativa como productiva. Para que sean efectivos, los fungicidas deben aplicarse antes de que se haya establecido una infección exitosa, y en cantidad suficiente para lograr una cobertura adecuada de la planta; sin embargo,

la protección es temporal, debido a que están sujetos a efectos del medio ambiente. No obstante, el escaso control que en ocasiones ofrecen se puede deber a la baja efectividad del producto, el método de aplicación, el tiempo inadecuado de aplicación, las condiciones ambientales y la resistencia del patógeno al fungicida (Gutiérrez & Gutiérrez, 2003).

En la tabla 7.2 se muestran los ingredientes activos más usados en el control de las principales enfermedades de origen fúngico en el cultivo de guayaba.

El uso de productos de síntesis química debe responder a los niveles de la enfermedad presentes en el huerto, y deben usarse en la dosis recomendada.

Tabla 7.2. Productos químicos usados en el control de las principales enfermedades del cultivo de guayaba

Enfermedad	Ingrediente activo	Fuente
Roya	Mancozeb	Martins et al. (2011, 2012, 2014)
	Oxicloruro de cobre	
	Tebuconazol + trifloxystrobin	
	Triadimenol	
	Azoxistrobina + difenoconazol	
Antracnosis	Metalaxil-M + mancozeb	Haq et al. (2013)
	Azoxistrobina	Fischer et al. (2012)
Clavo o roña	Kasugamicina	Insuasty et al. (2006)
	Hexaconazol	

Fuente: Elaboración propia

Control biológico

El control biológico es una alternativa de mucha importancia en el manejo de enfermedades de las plantas, pues los organismos usados frecuentemente para este fin (sean nativos o introducidos) estimulan la resistencia de la

planta o suprimen la actividad de las poblaciones fitopatógenas que se pueden encontrar en el patosistema (Hoyos-Carvajal, 2011; Pal & McSpadden, 2006). Los efectos sobre las poblaciones pueden ser directos, implicando contacto físico con el hospedante (depredación, parasitismo); e indirecto, modificando las

condiciones ambientales que interfieran en el desarrollo de los patógenos (inhibición, competencia, favorecimiento de la planta) (Hoyos-Carvajal, 2011).

El control biológico de las enfermedades de la guayaba se basa en la aplicación frecuente al suelo de productos a base de *Trichoderma*

harzianum, *T. koningii*, *Metarhizium anisopliae*, *Purpureocillium lilacinum* y cepas comerciales de *Bacillus* sp., durante todo el ciclo del cultivo, principalmente para evitar problemas asociados a nematodos. Esta práctica se debe acompañar de la aplicación de micorrizas y materia orgánica, al menos una vez al año, con el fin de mejorar las condiciones físicas del suelo.

Referencias

- Abdul-Wahid, O. A. (2001). Occurrence of *Colletotrichum* anthracnose disease of guava fruit in Egypt. *International journal of pest management*, 47(2), 147-152. <https://doi.org/10.1080/09670870151130679>
- Agrios, G. N. (2005). *Plant pathology* (5.ª ed.). Elsevier Academic Press.
- Alfenas, A. C., Zauza, E. A. V., & Assis, T. F. (2003). First record of *Puccinia psidii* on *Eucalyptus globulus* and *E. viminalis* in Brazil. *Australasian Plant Pathology*, 32(2), 325-326. <https://doi.org/10.1071/AP03021>
- Álvarez, E., Ospina, C. A., Mejía, J. F., & Llano, G. A. (2004). Caracterización morfológica, patogénica y genética del agente causal de la antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides*) en guanábana (*Annona muricata*) en el Valle del Cauca. *Fitopatología Colombiana*, 28(1), 1-8.
- Amusa, N. A., Ashaye, O. A., Oladapo, M. O., & Oni, M. O. (2005). Guava fruit anthracnose and the effects on its nutritional and market values in Ibadan, Nigeria. *World Journal Agricultural Sciences*, 1(2), 169-172.
- Ansari, T. H., Yoshida, T., & Meah, M. B. (2000). An Integrated Approach to Control Anthracnose of Guava (*Psidium guajava*). *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 3(5), 791-794. <https://doi.org/10.3923/pjbs.2000.791.794>
- Baskarathevan, J., Taylor, R. K., Ho, W., McDougal, R. L., Shivas, R. G., & Alexander, B. J. R. (2016). Real-time PCR assays for the detection of *Puccinia psidii*. *Plant Disease*, 100(3), 617-624. <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-15-0851-RE>
- Bora, K. C., Scheinpflug, G., García, C., Figueredo, Á., & Silveira, M. (2016). Climatic favorability for eucalyptus rust in Paraná State, Brazil. *Summa Phytopathologica*, 42(1), 24-42. <https://doi.org/10.1590/0100-5405/2015>
- Botero, M. J., Ríos, G., Franco, G., Romero, M., Pérez, J. C., Morales, J. E., Gallego, J., & Echeverry, D. I. (2002). Identificación y espacialización de enfermedades asociadas a los cultivos de mora (*Rubus glaucus* Benth.) en el Eje Cafetero. En *Memorias IV Seminario Frutales de Clima Frío Moderado*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.

- Bragança, C. A., Damm, U., Baroncelli, R., Massola, N. S., & Crous, P. W. (2016). Species of the *Colletotrichum acutatum* complex associated with anthracnose diseases of fruit in Brazil. *Fungal biology*, 120(4), 547-561. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2016.01.011>
- Cannon, P. F., Damm, U., Johnston, P. R., & Weir, B. S. (2012). *Colletotrichum* - current status and future directions. *Studies in mycology*, 73(1), 181-213. <https://doi.org/10.3114/sim0014>
- Carabalí Muñoz, A., Murcia, N., Ramos, Y., Orozco, F., Canacuan Nasamuez, D., Jaramillo, A., & Marín, G. (2013). *Manejo de enfermedades y plagas en el cultivo de guayaba Psidium guajava L. (Myrtaceae) en el norte del Valle del Cauca*. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria.
- Carnegie, A. J., Lidbetter, J. R., Walker, J., Horwood, M. A., Tesoriero, L., Glen, M., & Priest, M. J. (2010). *Uredo rangellii*, a taxon in the guava rust complex, newly recorded on Myrtaceae in Australia. *Australasian Plant Pathology*, 39(5), 463-466. <https://doi.org/10.1071/AP10102>
- Castañó-Zapata, J.. (1996). Estimación de enfermedades en plantas y sistemas de muestreo. *Fitopatología colombiana*, 20(2), 59-68.
- Castañó-Zapata, J. (2002). *Principios básicos de fitoepidemiología*. Universidad de Caldas.
- Clark, S. (2011). *Risk analysis of the Puccinia psidii/Guava Rust fungal complex (including Uredo rangellii/Myrtle Rust) on nursery stock*. Ministry of Agriculture and Forestry. <https://www.nzffa.org.nz/assets/452/puccinia-psidii-on-nursery-stock-ra.pdf>
- Correa, G., Lavalett, L. L., Galindo, M. P., & Afanador, L. (2007). Use of multivariate methods for grouping strains of *Colletotrichum* spp. based on cultural and morphological characters. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 60(1), 3671-3690.
- Coutinho, T. A., Wingfield, M. J., Alfenas, A. C., & Crous, P. W. (1998). Eucalyptus rust: a disease with the potential for serious international implications. *Plant disease*, 82(7), 819-825.
- Farfán, P. D., Insuasty, O., & Casierra, F. (2006). Distribución espacio temporal y daño ocasionado por *Pestalotia* spp. en frutos de guayaba. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 7(2), 89-98. https://doi.org/10.21930/rcta.vol7_num2_art:75
- Fischer, I. H., Silva, B. L., Soares, A. R., Arruda, M. C., Parisi, M. C. M., & Amorim, L. (2012). Efeito de fungicidas e produtos alternativos no controle da antracnose e da pinta preta da goiaba. *Semina: Ciências Agrárias*, 33(1), 2753-2766. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2012v33Supl1p2753>
- Gañán, L., Álvarez, E., & Zapata, J. C. (2015). Identificación genética de aislamientos de *Colletotrichum* spp. causantes de antracnosis en frutos de aguacate, banano, mango y tomate de árbol. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 39(152), 339-347. <http://dx.doi.org/10.18257/raccefyn.192>
- Giblin, F. (2013). *Myrtle rust report: New Caledonia. Assessment of myrtle rust situation in New Caledonia*. University of the Sunshine Coast Maroochydore. https://davar.gouv.nc/sites/default/files/atoms/files/rapport_de_mission_de_fiona_giblin_universite_de_la_sunshine_coast_-_australie.pdf

- Glen, M., Alfenas, A. C., Zauza, E. A. V., Wingfield, M. J., & Mohammed, C. (2007). *Puccinia psidii*: a threat to the Australian environment and economy — a review. *Australasian Plant Pathology*, 36(1), 1-16. <https://doi.org/10.1071/AP06088>
- Gutiérrez, O., & Gutiérrez, J. G. (2003). Evaluación de resistencia a benomil, thiabendazol y azoxystrobin para el control de antracnosis (*Colletotrichum gloeosporioides* Penz.) en frutos de guayaba (*Psidium guajava* L.) en postcosecha. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 21(2), 228-232.
- Gutiérrez, O., Nieto, D., Gutiérrez, J. G., Delgadillo, F., & Domínguez, J. L. (2002). Características morfológicas, culturales y patogenicidad de aislamientos de *Colletotrichum* spp. obtenidos de frutos de guayaba (*Psidium guajava* L.). *Revista Mexicana de Fitopatología*, 20(1), 24-30.
- Haq, I., Sajjad, M., Khan, S. A., Jaskani, M. J., & Ullah, Z. (2013). Occurrence of guava anthracnose in Punjab (Pakistan) and its integrated management. *Pakistan Journal of Agricultural Sciences*, 50(4), 707-710.
- Hoyos-Carvajal, L. (2011). Conceptos generales en manejo biológico de fitopatógenos. En L. Hoyos-Carvajal (Ed.). *Enfermedades de plantas: Control biológico* (pp. 1-10). Universidad Nacional de Colombia.
- Instituto Colombiano Agropecuario. (2012). *Manejo fitosanitario del cultivo de guayaba (Psidium guajava L.). Medidas para la temporada invernal*. <https://www.ica.gov.co/getattachment/00295b79-bcb0-4ab2-80f9-b6e3ab7218b8/-nbs;Manejo-fitosanitario-del-cultivo-de-guayaba.aspx>
- Insuasty, O., Monroy, R., Díaz, A., & Bautista, J. (2006). *Manejo fitosanitario del cultivo de la guayaba (Psidium guajava L.) en Santander* [Boletín Técnico]. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, Instituto Colombiano Agropecuario.
- Jaramillo, A., Marín, G., & Murcia, N. (2013). Diagnóstico y seguimiento epidemiológico a cultivos de guayaba (*Psidium guajava* L.) en zonas afectadas por la ola invernal en cuatro municipios del Valle del Cauca. En *Memorias del XXI Congreso de Fitopatología*. Asociación Colombiana de Fitopatología y Ciencias Afines (Ascolfi).
- Jeffries, P., Dodd, J. C., Jeger, M. J., & Plumbley, R. A. (1990). The biology and control of *Colletotrichum* species on tropical fruit crops. *Plant pathology*, 39(3), 343-366. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.1990.tb02512.x>
- Keith, L. M., Velasquez, M. E., & Zee, F. T. (2006). Identification and characterization of *Pestalotiopsis* spp. causing scab disease of guava, *Psidium guajava*, in Hawaii. *Plant Disease*, 90(1), 16-23. <https://doi.org/10.1094/PD-90-0016>
- Lana, V. M., Mafia, R. G., Ferreira, M. A., Sartório, R. C., Zauza, E. A. V., Mounteer, A. H., & Alfenas, A. C. (2012). Survival and dispersal of *Puccinia psidii* spores in eucalypt wood products. *Australasian Plant Pathology*, 41(3), 229-238. <https://doi.org/10.1007/s13313-011-0112-4>
- Lozano, J. C., Toro, J. C., García, R., & Tafur, R. (2002). *Manual sobre el cultivo del guayabo en Colombia*. Lavalle.

- Machado, P. D., Alfenas, A. C., Alfenas, R. F., Mohammed, C. L., & Glen, M. (2015). Microsatellite analysis indicates that *Puccinia psidii* in Australia is mutating but not recombining. *Australasian Plant Pathology*, 44(4), 455-462. <https://doi.org/10.1007/s13313-015-0364-5>
- Machado, P. D., Glen, M., Pereira, O. L., Silva, A. A., & Alfenas, A. C. (2015). Epitypification of *Puccinia psidii*, causal agent of guava rust. *Tropical Plant Pathology*, 40(1), 5-12. <https://doi.org/10.1007/s40858-014-0002-8>
- Maharachchikumbura, S. S., Guo, L. D., Chukeatirote, E., Bahkali, A. H., & Hyde, K. D. (2011). Pestalotiopsis-morphology, phylogeny, biochemistry and diversity. *Fungal Diversity*, 50(1), 167-187. <https://doi.org/10.1007/s13225-011-0125-x>
- Martínez, E. P., Hío, J. C., Osorio, J. A., & Torres, M. F. (2009). Identification of *Colletotrichum* species causing anthracnose on Tahiti lime, tree tomato and mango. *Agronomía Colombiana*, 27(2), 211-218.
- Martins, M., Serrano, L., Lima, I., & Oliveira, E. B. (2012). Incidência e controle químico da ferrugem da goiabeira em diferentes épocas de poda na região norte do Espírito Santo. *Revista Ceres*, 59(2), 178-184. <https://doi.org/10.1590/S0034-737X2012000200005>
- Martins, M., Silveira, S., & Maffia, L. A. (2014). Guava fruit loss caused by rust. *Summa Phytopathologica*, 40(2), 107-113. <https://doi.org/10.1590/0100-5405/1904>
- Martins, M., Silveira, S., Maffia, L., Rocabado, J., & Mussi-Dias, V. (2011). Chemical control of guava rust (*Puccinia psidii*) in the Northern Region of Rio de Janeiro State, Brazil. *Australasian Plant Pathology*, 40(1), 48-54. <https://doi.org/10.1007/s13313-010-0012-z>
- Marulanda, M. L., Isaza, L., & Ramírez, A. M. (2007). Identificación de la especie de *Colletotrichum* responsable de la antracnosis en la mora de castilla en la región cafetera. *Scientia Et Technica*, 13(37), 585-590.
- Moraes, S. R., Escanferla, M. E., & Massola, N. (2015). Prepenetration and penetration of *Colletotrichum gloeosporioides* into guava fruit (*Psidium guajava* L.): effects of temperature, wetness period and fruit age. *Journal of Phytopathology*, 163(3), 149-159. <https://doi.org/10.1111/jph.12294>
- Moraes, S. R., Tanaka, F. A., & Massola, N. (2013). Histopathology of *Colletotrichum gloeosporioides* on guava fruits (*Psidium guajava* L.). *Revista Brasileira de Fruticultura*, 35(2), 657-664. <https://doi.org/10.1590/S0100-29452013000200039>
- Morera-Montoya, R., & Blanco-Metzler, H. (2009). Microorganismos asociados a frutos embolsados de guayaba Taiwanesa variedad Tai Kuo. *Agronomía mesoamericana*, 20(2), 339-349.
- Nelson, C. S. (2008). Cephaleuros species, the plant parasitic green algae. *Plant Disease*, 43, 1-6. <https://www.ctahr.hawaii.edu/oc/freepubs/pdf/PD-43.pdf>
- Pal, K., & McSpadden, B. (2006). Biological control of plant pathogens. *The plant health instructor*. <https://doi.org/10.1094/PHI-A-2006-1117-02>

- Pandey, R. R., Arora, D. K., & Dubey, R. C. (1997). Effect of environmental conditions and inoculum density on infection of guava fruits by *Colletotrichum glososporioides*. *Mycopathologia*, 137(3), 165-172. <https://doi.org/10.1023/A:1006842801828>
- Pardo-Cardona, V. M. (2004). Directorio de hospedantes de *Cephaleuros virescens* Kunze en Colombia y primer registro de *Tectona grandis* L. (Verbenaceae) como hospedante. *Ascolfi Informa*, 30 (2), 10-12.
- Pegg, G. S., Giblin, F. R., McTaggart, A. R., Guymer, G. P., Taylor, H., Ireland, K. B., Shivas, R. G., & Perry, S. (2014). *Puccinia psidii* in Queensland, Australia: disease symptoms, distribution and impact. *Plant Pathology*, 63(5), 1005-1021. <https://doi.org/10.1111/ppa.12173>
- Quesada-Gutiérrez, M. D. C., Diaz-Celaya, M., Gregorio-Cipriano, M. R., Rodríguez-Alvarado, G., & Fernández-Pavia, S. P. (2009). Mancha algal en guayabo (*Psidium guajava* L.) y mango (*Mangifera indica* L.) ocasionada por *Cephaleuros virescens* en Michoacán, México. *Biológicas*, 11(1), 87-92.
- Revelo, E. (2014). *Caracterización genética de Colletotrichum spp. agente causal de antracnosis en tomate de árbol (Solanum betaceum) en el Valle de Sibundoy, Putumayo* [Tesis de grado, Universidad de Nariño, Colombia].
- Riley, M. B., Williamson, M. R., & Maloy, O. (2002). Plant disease diagnosis. The Plant Health Instructor. <https://doi.org/10.1094/PHI-I-2002-1021-01>
- Rodas, C. A., Roux, J., Maier, W., Granados, G. M., Bolaños, M. D., McTaggart, A. R., & Wingfield, M. J. (2015). First report of *Puccinia psidii* on *Corymbia citriodora* and *Eucalyptus* in Colombia. *Forest Pathology*, 45(6), 534-536. <https://doi.org/10.1111/efp.12223>
- Ruiz, R. A. R., Alfenas, A. C., & Ferreira, F. A. (1989). Influência da temperatura, luz e origem do inóculo sobre a produção de uredosporos e teliosporos de *Puccinia Psidii*. *Fitopatologia Brasileira*, 14(2), 70-73.
- Salazar, M., & Buriticá, P. (2012). Nuevos registros de royas (*Pucciniales*) en plantas de interés agronómico y ornamental en Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 65(2), 6691-6696.
- Saldarriaga-Cardona, A., Castaño-Zapata, J., & Arango-Isaza, R. (2008). Caracterización del agente causante de la antracnosis en tomate de árbol, manzano y mora. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 32(123), 145-156.
- Simpson, J. A., Thomas, K., & Grgurinovic, C. A. (2006). Uredinales species pathogenic on species of Myrtaceae. *Australasian Plant Pathology*, 35(5), 549-562. <https://doi.org/10.1071/AP06057>
- Soares-Colletti, A. R., & Lourenço, S. (2014). Effect of temperature, wetness duration and cultivar on the development of anthracnose in guava fruits. *Summa Phytopathologica*, 40(4), 307-312. <https://doi.org/10.1590/0100-5405/1988>
- Solarte, A. F. (2014). *Caracterización morfológica, molecular y patogénica de Pestalotiopsis sp. agente causante de la enfermedad del clavo en la guayaba (Psidium guajava) y evaluación in-vitro de biofungicidas* [Tesis de maestría]. Universidad Nacional de Colombia.

- Tamayo, P. J. (2007). Enfermedades del aguacate. *Revista Politécnica*, 3(4), 51-70.
- Tejesvi, M. V., Kini, K. R., Prakash, H. S., Subbiah, V., & Shetty, H. S. (2007). Genetic diversity and antifungal activity of species of *Pestalotiopsis* isolated as endophytes from medicinal plants. *Fungal Divers*, 24(3), 37-54.
- Uchida, J., Zhong, S., & Killgore, E. (2006). First report of a rust disease on Ohia caused by *Puccinia psidii* in Hawaii. *Plant Disease*, 90(4), 524-524. <https://doi.org/10.1094/PD-90-0524C>
- Weir, B. S., Johnston, P. R., & Damm, U. (2012). The *Colletotrichum gloeosporioides* species complex. *Studies in mycology*, 73(1), 115-180. <https://doi.org/10.3114/sim0011>



Los autores

Arturo Carabalí Muñoz

Correo: acarabali@agrosavia.co

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-7623-3316>

Ingeniero agrónomo, M. Sc. en Ciencias Biología-Entomología y Ph. D. en Ciencias Biología-Entomología; especialista en Entomología Económica de la Universidad del Valle, Colombia. Líder de proyectos de investigación enfocados en el desarrollo de programas de manejo de insectos-plaga de importancia económica en frutales tropicales que incorporan herramientas geoespaciales. En la actualidad se desempeña como investigador Ph. D. asociado en la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA), donde coordina proyectos de investigación en insectos-plaga de importancia económica en frutales tropicales y cacao. Publicaciones: “*Strepsicrates smithiana* (Walsingham, 1891), enrollador de hojas de *Psidium guajava*. Identificación, daño y ciclo biológico”; *Insectos plagas de importancia económica en el cultivo de guayaba y sus estrategias de control*, y *Prácticas de manejo sostenible para el cultivo de guayaba*.

Doris Elisa Canacuan Nasamuez

Correo: dcanacuan@agrosavia.co

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-8649-7286>

Bióloga, candidata a magíster en Ciencias Agrarias con énfasis en protección de cultivos de la Universidad Nacional de Colombia. En la actualidad se desempeña como profesional de apoyo a la investigación en proyectos de manejo integrado de plagas en frutales tropicales en la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA), en la red de frutales. Publicaciones: “*Strepsicrates smithiana* (Walsingham, 1891), enrollador de hojas de *Psidium guajava*. Identificación, daño y ciclo biológico”; *Insectos plagas de importancia económica en el cultivo de guayaba y sus estrategias de control*, y *Prácticas de manejo sostenible para el cultivo de guayaba*.

Millerlandy Montes Prado

Correo: mmontesp@agrosavia.co

Orcid: <https://orcid.org/0000-0001-7184-6618>

Ingeniera agrónoma, candidata a magíster en Ciencias Agrarias con énfasis en protección de cultivos de la Universidad Nacional de Colombia. Ha participado en la coordinación y asistencia técnica de proyectos productivos en el marco del programa Alianzas Productivas del Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural (MADR), en cacao y palma de aceite en la costa Caribe colombiana. En la actualidad, se desempeña como profesional de apoyo a la investigación en proyectos de manejo integrado de plagas de frutales tropicales y cacao en la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). Publicaciones: *Prácticas de manejo sostenible para el cultivo de guayaba*.

Leidy Yibeth Deantonio-Florido

Correo: ldeantonio@agrosavia.co

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-8520-1340>

Ingeniera agrónoma, M. Sc. en Fisiología Vegetal. Investigadora máster del Centro de Investigación Tibaitatá sede Cimpa, de la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA). Cuenta con experiencia en frutales tropicales, propagación *in vitro* e identificación de genes involucrados en la embriogénesis somática de Passifloras. Desde su vinculación a AGROSAVIA, adelanta proyectos de investigación y transferencia de tecnología sobre riesgos y zonificación agroclimática de sistemas agropecuarios de Colombia; modelo de producción de semilla de calidad, captura de carbono y estudio epidemiológico de enfermedades limitantes para el sistema productivo de caña de azúcar para panela; comportamiento de la guayaba regional roja y blanca y su interacción con plagas y enfermedades, así como en la respuesta fisiológica y producción de metabolitos secundarios.

Juan Carlos Lesmes Suárez

Correo: jlesmes@agrosavia.co

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-1322-2783>

Ingeniero agrónomo de la Universidad Nacional de Colombia y candidato a magister en Desarrollo Sostenible y Medio Ambiente de la Universidad de Manizales. Profesional de apoyo a la investigación en la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA), en donde se ha destacado por su participación y aporte en proyectos de investigación con énfasis en el manejo integrado de cultivo, mecanización y producción de semilla de calidad para las agroindustrias panelera y de la guayaba para bocadillo de la región de la Hoya del río Suárez, Colombia.

Claudia M. Holguín

Correo: cholguin@agrosavia.co

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-6498-3195>

Ingeniera agrónoma con maestría en Entomología y doctorado en Nematología. Investigadora Ph. D. en la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA), con experiencia en el manejo integrado de insectos plaga y nematodos fitoparásitos en cultivos de importancia económica como yuca, soya, algodón, aguacate, con énfasis en identificación, caracterización molecular, ecología y distribución espacial. En AGROSAVIA, actualmente está vinculada a proyectos de identificación, estructura genética poblacional y manejo de nematodos fitoparásitos en cultivos de papa y guayaba, así como de manejo de insectos plaga en la red de frutales y cacao. Una de las publicaciones relacionadas con la temática de la presente obra en las que ha participado es “Distribution of *Hoplolaimus* species in soybean fields in South Carolina and North Carolina”.

Alba Nora Sánchez Bernal

Correo: ansanchez@agrosavia.co

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-5692-745X>

Ingeniera agrónoma, especialista en Ingeniería Ambiental y candidata a magíster en Medio Ambiente y Desarrollo de la Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín. Ha trabajado en implementación y certificación de sistemas de gestión ambiental y social, mejoramiento de procesos técnicos y ambientales con énfasis en frutales de clima frío moderado. Así mismo, ha participado en proyectos de estudios de impacto ambiental y planes de manejo. En AGROSAVIA se desempeña como profesional de apoyo a la investigación, adscrita a la red de frutales, en donde ha trabajado en proyectos relacionados con aguacate, mora, guayaba, brócoli, lechuga, calabacín y fresa; los cuales han sido orientados a la investigación de buenas prácticas y sostenibilidad aplicables a los sistemas productivos, así como a las áreas de suelos y fitopatología.

151

Alejandro Jaramillo Laverde

Correo: ajaramillolv@agrosavia.co

Orcid: <https://orcid.org/0000-0002-7950-1304>

Ingeniero agrónomo y magíster en Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira, línea de investigación en protección de cultivos; especialista en Estadística Aplicada de la Universidad del Valle. En la actualidad se desempeña como investigador máster del Centro de Investigación Palmira en la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (AGROSAVIA), donde participa en proyectos de identificación y evaluación de métodos de manejo de enfermedades limitantes en cultivos de guayaba y aguacate, y en el Plan Nacional de Semillas, mediante el establecimiento de esquemas de producción de semilla limpia de plátano.





Terminó de diseñarse
en febrero de 2021, Bogotá, D. C., Colombia

En Colombia, el cultivo de guayaba (*Psidium guajava*) es considerado de importancia por su contribución en la seguridad alimentaria y nutricional, a la vez que se constituye en fuente de desarrollo e ingresos para productores, por su utilización en la agroindustria y consumo en fresco. Entre las mayores limitantes de la producción de guayaba se reportan el incremento de poblaciones de insectos plaga e incidencia de enfermedades, temas fitosanitarios que no han sido ampliamente estudiados y que han sido abordados y documentados de manera independiente para cada especie tratada. Este libro es un compendio que recopila resultados de investigación e información disponible sobre los insectos y enfermedades que afectan materiales y variedades de guayaba de importancia económica. El contenido es presentado en capítulos que le permiten al lector tener una información general y específica sobre los insectos y patógenos, su clasificación, descripción morfológica, biología y hábitos, daños que ocasionan, estado fenológico que afectan, enemigos naturales y métodos de manejo y control. Esperamos que el libro sea de interés para investigadores en el manejo integrado de plagas y enfermedades de frutales tropicales, entomólogos, fitopatólogos, asistentes técnicos y productores.



BIBLIOTECA AGROPECUARIA DE COLOMBIA

CORREO: **bac@agrosavia.co**

TELÉFONO: **(57 1) 422 73 00 EXT. 1257 o 1274**

SKYPE: **[biblioteca.agropecuaria](https://www.skype.com/name/identifiers/alias/biblioteca.agropecuaria)**

www.agrosavia.co

Distribución gratuita
Prohibida su venta



**El campo
es de todos**

Minagricultura