

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.

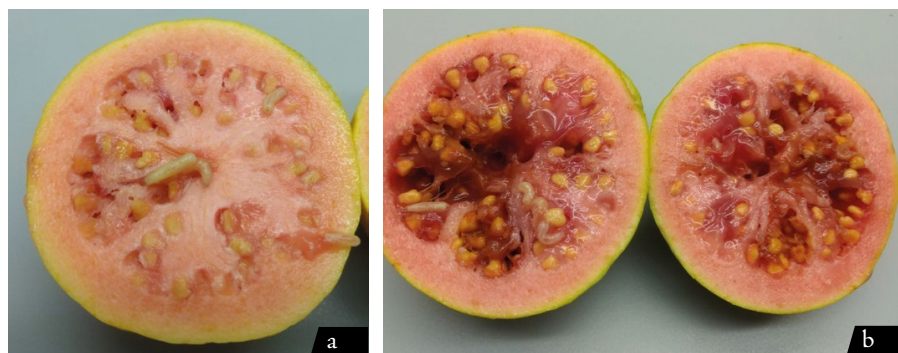
Generalidades e importancia

Las especies de importancia económica en Colombia incluyen los géneros *Anastrepha* (Schiner) *Toxotrypana* (Gerstaecker) y *Ceratitidis* (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

58

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 carnias 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 escutelares. 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).

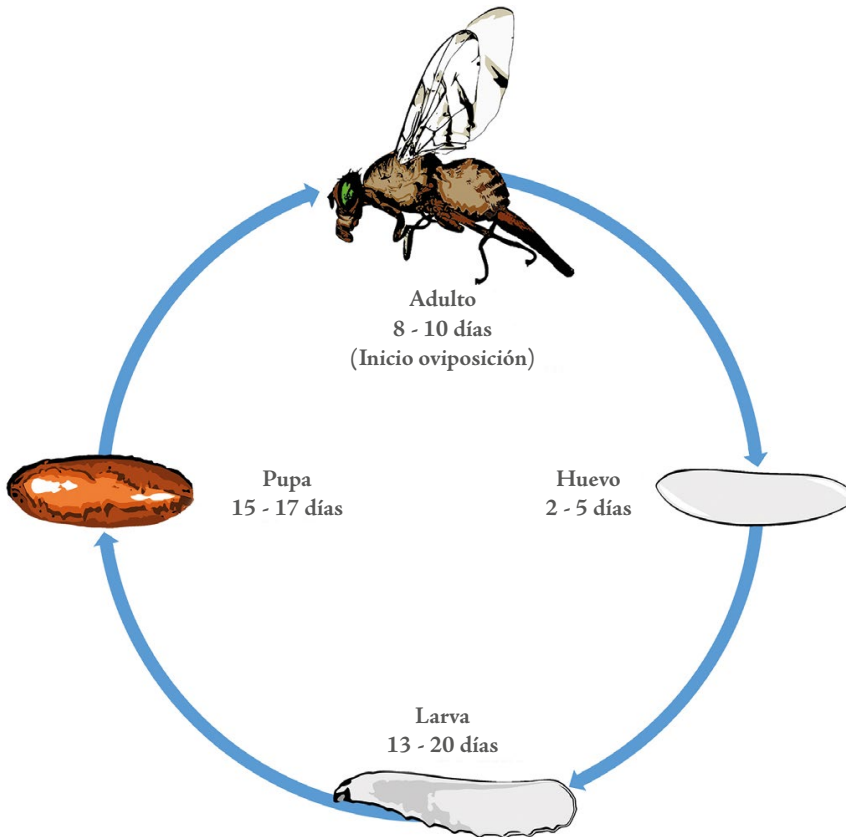


Figura 3.3. Ciclo de vida de *A. fraterculus* con una duración total de 30 a 42 días en laboratorio (Barbosa, Santander).

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*), pomarroja (*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 annum*), 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.



62

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*, *Neosteinerema* 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 inefectividad 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 trapeo 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). Estos de varias especies de moscas de la fruta producto es sugerido para el control de adul- (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).
<i>Ichneumonidae</i> sp.	Cruz et al. (2017).	
Depredador	<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>Pheidae</i> sp.	Galli y Rampazzo (1996).
	<i>Solenopsis</i> sp.	Galli y Rampazzo (1996).
Hongos entomopatógenos	<i>Beauveria bassiana</i>	Toledo et al. (2007).
	<i>Metarbizium anisopliae</i>	Destéfano et al. (2005).
Nematodos entomopatógenos	<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>	Barbosa-Negrisoni et al. (2009).
	<i>Steinernema riobrave</i>	Barbosa-Negrisoni et al. (2009).
	<i>Oscheius</i> sp.	Foelkel et al. (2017).
Bacteria entomopatógena	<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, sarán 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 microeconómicos 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., Buhler, 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 Fitotecnia Mexicana*, 31(4), 351-357.