

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/EPPO], 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).



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 polifagos, 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/EPP0, 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 arrosadas. 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 cm<sup>3</sup> 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/hueco 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 cm<sup>3</sup> 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 nematicida de síntesis química registrado ante Sanidad Vegetal para el cultivo de guayaba.

En Venezuela, Casassa, Mattheus, Crozzoli y Casanova (1996) evaluaron nematicidas 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 almacigo, 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>Diptherophora</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* (Treb) 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 amendments. *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 especies 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* (Kofoid & 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>