

RECONOCIMIENTO DE NEMATODOS FITOPATÓGENOS EN PLÁTANOS DOMINICO HARTÓN (*MUSA* AAB SIMMONDS), ÁFRICA, FHIA-20 Y FHIA-21 EN LA GRANJA MONTELINDO, MUNICIPIO DE PALESTINA (CALDAS), COLOMBIA

por

Óscar Adrián Guzmán-Piedrahita¹ & Jairo Castaño-Zapata, Ph.D.²

Resumen

Guzmán-Piedrahita, O & J. Castaño-Zapata: Reconocimiento de nematodos fitopatógenos en plátanos dominico hartón (*Musa* AAB Simmonds), África, FHIA-20 y FHIA-21 en la granja Montelindo, municipio de Palestina (Caldas), Colombia. *Rev. Acad. Colomb. Cienc.* **28** (107): 295-301, 2004. ISSN: 0370-3908.

Los fitonematodos más devastadores de las musáceas son los endoparásitos migratorios *Radopholus similis* y *Pratylenchus coffeae* y el semiendoparásito *Helicotylenchus multicinctus*. Esta investigación tuvo como objetivo reconocer las especies y poblaciones de fitonematodos afectando las cultivariedades de plátano “Dominico hartón” y “África” e híbridos “FHIA-20” y “FHIA-21”. El estudio se efectuó en la granja Montelindo de la Universidad de Caldas, localizada a 1010 msnm. Cada muestra se conformó de 200 g de suelo y raíces del hijo de sucesión con menos de 2 m de altura, en plantas recién florecidas. La extracción de nematodos se hizo por el método de licuado, centrifugación y flotación en azúcar. Se identificaron los nematodos fitoparásitos *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus*, *Pratylenchus* spp. y *Meloidogyne* spp. Las poblaciones más altas se registraron en raíces de “D. hartón” y “FHIA-21”.

Palabras clave: Plátano, *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus*, *Pratylenchus* spp., *Meloidogyne* spp.

¹ I.A. Programa de Agronomía, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas.

² Profesor Titular. Departamento de Fitotecnia, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas A.A. 275, Manizales Caldas. Colombia. Correo electrónico: fitotec.ucaldas.edu.co

Summary

The most devastating nematodes to *Musa spp.* are the endoparasites *Radopholus similis* and *Pratylenchus coffeae* and the semiendoparasite *Helicotylenchus multicinctus*. This research had as objective to identify the nematodes and their populations affecting the cultivar varieties of plantain "Dominico hartón" and "Africa" and the hybrids "FHIA 20" and "FHIA 21". The study was carried out at the experimental station of Montelindo of the Universidad de Caldas, located at 1010 mosl. Each sample consisted of 200 g of soil and roots. The extraction of nematodes was conducted following the centrifugal flotation method. The nematodes identified were: *R. similis*, *H. multicinctus*, *Pratylenchus spp.* and *Meloidogyne spp.* The highest populations of nematodes were obtained from roots of "D. hartón" and the hybrid "FHIA 21".

Key words: Plantain, *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus*, *Pratylenchus spp.*, *Meloidogyne spp.*

Introducción

En Colombia, hay alrededor de 400.000 Ha sembradas en plátano con una producción de aproximadamente 2'970.000 ton, de las cuales el país consume el 96% y exporta el resto (Merchan, 1996; Arcila & Torres, 1998). El plátano, es un alimento básico en el país y su consumo ocupa el tercer lugar después de la papa y la leche (Grisales & Lescot, 1999); convirtiéndose en un producto indispensable de la canasta familiar debido a su calidad alimenticia, además, su cultivo genera fuentes de trabajo e importantes recursos económicos (Cruz *et al.*, 1990).

Los problemas fitosanitarios más importantes en el cultivo del plátano son las Sigatokas (*Mycosphaerella spp.*) que afectan el follaje, el Picudo negro (*Cosmopolites sordidus*) que afecta el cormo y los nematodos fitoparásitos que afectan las raíces y el cormo. Estos últimos han obligado al desarrollo de estrategias de manejo genético, químico, biológico y cultural, que permitan la disminución de los daños ocasionados por ellos (Montiel *et al.*, 1997).

Los fitonematodos que afectan el plátano causan daño directo a las raíces y el cormo, producen un crecimiento deficiente de las plantas, hojas más pequeñas y en menor número, frutos de un peso reducido e inducen al volcamiento de las plantas y pudrición del sistema radical (Montiel *et al.*, 1997). Las pérdidas en la producción se estiman en un 20% (Saser & Freckman, 1987, citados por Marín, 1997). Sin embargo, pérdidas de hasta 80% han sido determinadas en otros estudios (Sarah, 1989, citado por Marín, 1997).

En Musáceas, se reportan 146 especies de nematodos parásitos o asociados al género *Musa*, distribuidas en 43 géneros. Los fitonematodos más devastadores y amplia-

mente distribuidos son los endoparásitos migratorios *Radopholus similis* y *Pratylenchus coffeae* y el semiendoparásito *Helicotylenchus multicinctus* (Araya, 1995). De menor importancia se reportan las especies del nematodo endoparásito sedentario *Meloidogyne* y el semiendoparásito sedentario *Rotylenchus reniformis* (Gowen & Queneherve 1990; Araya 1995).

R. similis (nematodo barrenador) es el de mayor importancia económica en la mayoría de regiones donde se cultivan banano y plátano. Los síntomas en las raíces, son lesiones de aproximadamente 10 cm de longitud, rojizas al principio y luego negras; después que el tamaño de la lesión aumenta y se forman cavidades en la corteza, el tejido vascular queda expuesto a la invasión de microorganismos secundarios que ocasionan la muerte de la raíz en la parte posterior de la lesión. Infecciones severas tornan el rizoma necrótico, lo que indujo a Ashby (1915) citado por Roman (1978) a llamar a la enfermedad "cabeza negra". Como consecuencia, se produce alargamiento del ciclo vegetativo, disminución en el tamaño, número de hojas y desarrollo de las plantas, lo que a su vez ocasiona reducción en el peso del racimo, y en la vida productiva de la plantación y mayor volcamiento de las plantas (Gowen & Queneherve, 1990).

Han sido reportadas ocho especies del género *Pratylenchus* que atacan Musáceas en el mundo, aunque solamente dos están ampliamente distribuidas y reconocidas como dañinas; éstas son: *Pratylenchus coffeae* y *P. goodeyi* (Thorne, 1961; Gowen & Queneherve, 1990). *P. coffeae* (nematodo lesionador) fue reportado en raíces de plátano en Granada y descrito como *Tylenchus musicola* por Cobb en 1919. Este nematodo, a diferencia de *P. goodeyi*, parece estar ampliamente distribuido a través del mundo (Gowen & Queneherve, 1990). El síntoma en raíces es una necrosis extensiva de color negro o púrpura en los

tejidos epidermal y cortical, con frecuencia acompañada por una pudrición secundaria y ruptura de la raíz (**Gowen & Queneherve, 1990**).

H. multicinctus (nematodo espiral) es probablemente, después de *R. similis*, el nematodo más numeroso y ampliamente diseminado en las plantaciones de banano y plátano del mundo. Los síntomas causados en las raíces, son lesiones superficiales rojas en la epidermis y en la corteza (**Roman, 1978; Gowen & Queneherve, 1990**).

Meloidogyne spp. (nematodos noduladores de las raíces) se encuentran en las raíces de bananos y plátanos en todos los lugares donde crecen estos cultivos (**De Waele & Davide, 1998; Figueroa, 1990**). Los síntomas primarios son hinchamientos y agallas en las raíces primarias y menor cantidad de raíces secundarias y terciarias, produciendo síntomas secundarios como amarillamiento en las partes aéreas de la planta, hojas más angostas, detención del crecimiento de la planta y menor producción, con pérdidas hasta del 57 %. Estos nematodos tienen un amplio rango de hospedantes, especialmente plantas dicotiledóneas, que a menudo se encuentran en las áreas donde se cultivan Musáceas (**De Waele & Davide, 1998**).

El plátano “Dominico hartón”, pertenece al grupo *Musa* (AAB), subgrupo plátano, tipo “Horn”. En otros países de América Latina se conoce como “Macho x Hembra”, “Maricongo” o “Bastard”. Es un material bastante inestable, que de acuerdo con la altitud de siembra muestra el efecto de la interacción genotipo-ambiente sobre la fisiología de la planta y su racimo. Es susceptible a *R. similis* y se considera un material intermedio entre el Dominico y el Hartón (**Belalcázar, 1991**).

El cultivar “África”, es una selección del clon africano “Mbouroukou”, tipo “Hartón”, que se adapta muy bien desde el nivel del mar hasta los 1.700 m de altitud, cuyo racimo puede alcanzar hasta 26 kg de peso y la calidad de los frutos es similar a la del “Dominico hartón”; el ciclo es de aproximadamente 10 meses, dependiendo de la fertilización aplicada, lo que le permite mantener una o dos hojas funcionales hasta el momento de la cosecha (www.corpoica.org.co 2000).

El híbrido “FHIA-20” (AAAB) es resistente al Mal de Panamá, a las Sigatokas negra y amarilla, y es altamente susceptible a *R. similis*; y constituye una alternativa para substituir al plátano “Cuerno”. Su alto rendimiento (20-30 kg sin raquis) y excelente calidad, lo sitúan en un lugar preferencial para consumo fresco, cocido verde o maduro. Su producción puede ser dos a tres veces mayor que el plátano “Cuerno” (WWW.FHIA.HN/Banano.HTM 1998).

El híbrido “FHIA-21” (AAAB) es resistente al Mal de Panamá y a las Sigatokas negra y amarilla, de alto rendimiento (22 –27 kg sin raquis) y su excelente calidad lo sitúa también en un lugar preferencial para consumo fresco, cocido verde o maduro. Este material es susceptible a *R. similis* y está siendo cultivado por pequeños agricultores y cooperativas en Honduras, Nicaragua y Ecuador, con excelentes resultados. Su producción, bajo condiciones similares, puede ser dos a tres veces mayor que el plátano “Cuerno” (WWW.FHIA.HN/Banano.HTM 1998).

Debido al daño que los nematodos causan en las raíces y el cormo, y a la escasa información existente sobre su incidencia en el municipio de Palestina (Caldas, Colombia) se llevó a cabo el presente estudio con el fin de realizar el reconocimiento de los géneros y poblaciones de fitonematodos que causan interferencia en el desarrollo y funcionamiento del sistema radical de los materiales de plátano “Dominico hartón”, “África”, “FHIA-20” y “FHIA-21” en la granja Montelindo.

Materiales y métodos

La granja Montelindo de la Universidad de Caldas, está ubicada en la vereda Santaguada, municipio de Palestina, departamento de Caldas, a una altitud de 1010 msnm, con temperatura media anual de 22.8°C y precipitación anual de 2200 mm. Los suelos son originados a partir de cenizas volcánicas andesíticas de grano fino, clasificados como Typic dystrandep con buena fertilidad natural y textura franco arenosa (**Salazar & Duque, 1994**).

Las plantas de plátano “África”, “FHIA-20” y “FHIA-21” fueron micropropagadas en el laboratorio de cultivo de tejidos del Departamento de Fitotecnia, el “Dominico hartón” fue obtenido en forma de colino, de aproximadamente 1 kg de peso, proveniente de la hacienda Chagualito del municipio de Chinchiná, Caldas. Al momento del muestreo, las plantas tenían 12 meses de edad y estaban sembradas en parcelas de 25 plantas (5 X 5) a una distancia 3 X 2 m, y con bordes de plátano “Dominico hartón” a igual distancia. La distribución de las parcelas se realizó al azar. Antes de la siembra se incorporó, por sitio, 1 Kg de cenichaza, 13 g de furadan 3 GR, 10 g de MgO y 15 g de bórax. Se hicieron tres fertilizaciones cada 4 meses (200 g por planta), la primera, con NH₄ NO₃ + KCl (relación 1:1); la segunda, con cumba (15-4-23-4) y la tercera, con NH₄SO₄ + KCl (relación 1:1). No se aplicaron fungicidas ni insecticidas. Se realizó deshoje dejando dos hijos de sucesión, deshoje (eliminando las hojas dobladas y secas cortando de abajo hacia arriba en la base de las mismas) y desyerbas (cada 4 meses con guadaña en las calles y manualmente en el plato de las plantas).

Se tomaron muestras de 200 g de suelo y raíces del hijo de sucesión con menos de 2 m de altura, procedente de plantas recién florecidas (no más de 8 días) (Araya *et al.*, 1995; Araya & Chaves, 1997). Las muestras se extrajeron con un palín de hoja rectangular (13 x 50 cm de ancho y largo, respectivamente) a una distancia de 25 cm de la base de las plantas de un hoyo de 13 cm de largo y ancho y 30 cm de profundidad, orientado al frente del hijo de sucesión (Araya *et al.*, 1995; Cebrales, 1995). Tanto el suelo como las raíces se colocaron en bolsas plásticas debidamente identificadas (rotuladas) y se trasladaron para su análisis al laboratorio de Fitopatología del departamento de Fitotecnia de la Universidad de Caldas.

Las raíces se lavaron con agua potable por 3 min, se permitió el escurrimiento superficial, y se separaron en funcionales (vivas) y no funcionales (necrosadas y muertas); luego, se pesaron 25 g de raíces funcionales en una balanza Analytical Plus (Ohaus, modelo AP210S), se cortaron con tijeras transversalmente en trozos de 1 cm, y se homogenizaron (Araya *et al.*, 1995). La extracción se hizo por el método de licuado, centrifugación y flotación en azúcar (Castaño-Zapata *et al.*, 1997; Araya *et al.*, 1995) de la siguiente manera: las raíces se colocaron en un *beaker* y se aforó hasta 1000 mL con agua potable, luego fueron licuadas en una licuadora Osterizer (modelo 565-15), pasando de baja a alta velocidad, ambas por 30 seg. El licuado se tamizó en tres tamices sobrepuestos No. 35, 100 y 400 (0.5, 0.150, 0.038 mm, respectivamente). Los tamices No. 35 y 100 se lavaron por 2 min. y el contenido de este se vertió en un *beaker* de 200 mL y se aforó con agua potable hasta 100 mL. Luego, se homogenizó la mezcla agua-raíz con una varilla de vidrio por 30 seg. y se vertió en los tubos de la centrifuga balanceados separadamente (3800 rpm durante 5 min). El sobrenadante se desechó y se volvieron a llenar los tubos con solución azucarada (500 g de azúcar disueltos en 1 L de agua) y se colocaron en la centrifuga a 3800 rpm durante 5 min.; el sobrenadante se depositó en el tamiz No. 400 y se lavó con un frasco lavador, que contenía agua destilada, para eliminar la solución azucarada, luego

se vertió en un *beaker* de 100 mL y se aforó con agua potable hasta 20 mL. La suspensión se homogenizó con una varilla de vidrio por 10 seg. y luego se tomó una alícuota de 5 mL que se transfirió a una cámara de lectura (caja de Petri dividida en 8 cuadrados). Una vez hecho el conteo con la ayuda de un estereoscopio (marca Nikon), los 5 mL se reintegraron al *beaker*, se agitó nuevamente y se repitió el conteo tres veces. Se obtuvo el promedio de nematodos mL⁻¹ y se calculó la población total de nematodos por muestra analizada.

La identificación se realizó tomando 20 nematodos de la cámara de lectura con una aguja de disección, los cuales se colocaron en un porta-objetos con una gota de agua que se cubrió con un cubre-objetos y se observaron en un microscopio compuesto (marca Nikon) a través del objetivo 40 X, haciendo la identificación con la ayuda de las claves taxonómicas de Luc *et al.*, (1990), Thorne (1961), Taylor (1968), Roman (1978) y Castaño-Zapata & Salazar (1998).

Se hizo análisis de varianza para los promedios de las poblaciones obtenidas con el fin de determinar si había diferencias entre los materiales. Los análisis se hicieron utilizando el programa estadístico MSTAT – C de la Universidad de Michigan (Bricker, 1991).

Resultados y discusión

Se identificaron dos géneros y dos especies de nematodos fitoparásitos: *Pratylenchus* spp., y *Meloidogyne* spp., *Helicotylenchus multicinctus* y *Radopholus similis* (Figuras 1 y 2). Con la excepción de *R. similis* para los plátanos “África” y “FHIA-20”, los restantes nematodos se encontraron afectando los materiales de plátano estudiados. Las poblaciones fueron en su orden: *Meloidogyne* spp., *R. similis*, *H. multicinctus* y *Pratylenchus* spp. (Tabla 1), corroborándose el hábitat de éstas especies y sus condiciones de parásitos obligados (Thorne, 1968; Roman, 1978).

Tabla 1. Cuantificación de los fitonemátodos identificados en las cuatro cultivariedades de plátano estudiadas.

Variedad	<i>R. similis</i>		<i>Pratylenchus</i> spp.		<i>H. multicinctus</i>		<i>Meloidogyne</i> spp.	
	Suelo	Raíces	Suelo	Raíces	Suelo	Raíces	Suelo	Raíces
Dominico hartón	412 a)	2605	412	650	204	1166	412	710
África	0	0	285	797	3136	1940	3704	3220
FHIA-20	0	0	860	675	312	2032	2580	3819
FHIA-21	1168	3135	1752	1486	584	3096	2336	4040

a) Promedio de tres repeticiones y 100 g de muestra.

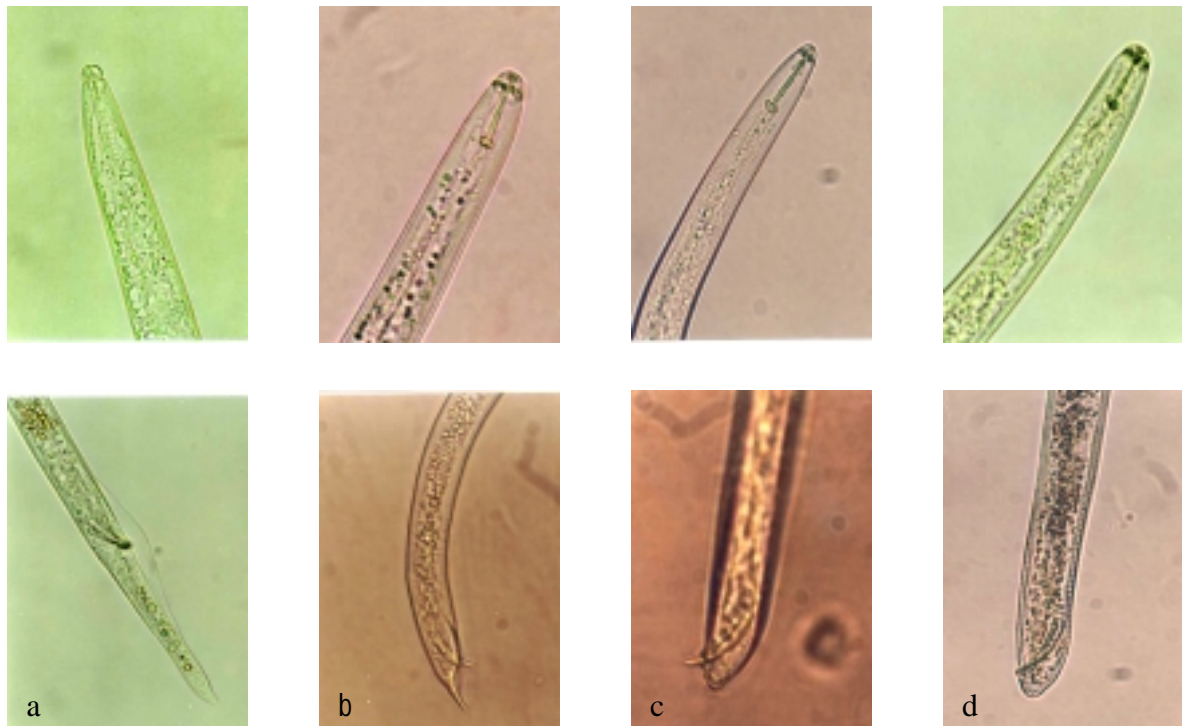


Figura 1. Región de la cabeza y cola de machos de las especies identificadas: **a.** *Radopholus similis*, **b.** *Pratylenchus* spp. **c.** *Helicotylenchus multicinctus*, **d.** *Meloidogyne* spp.

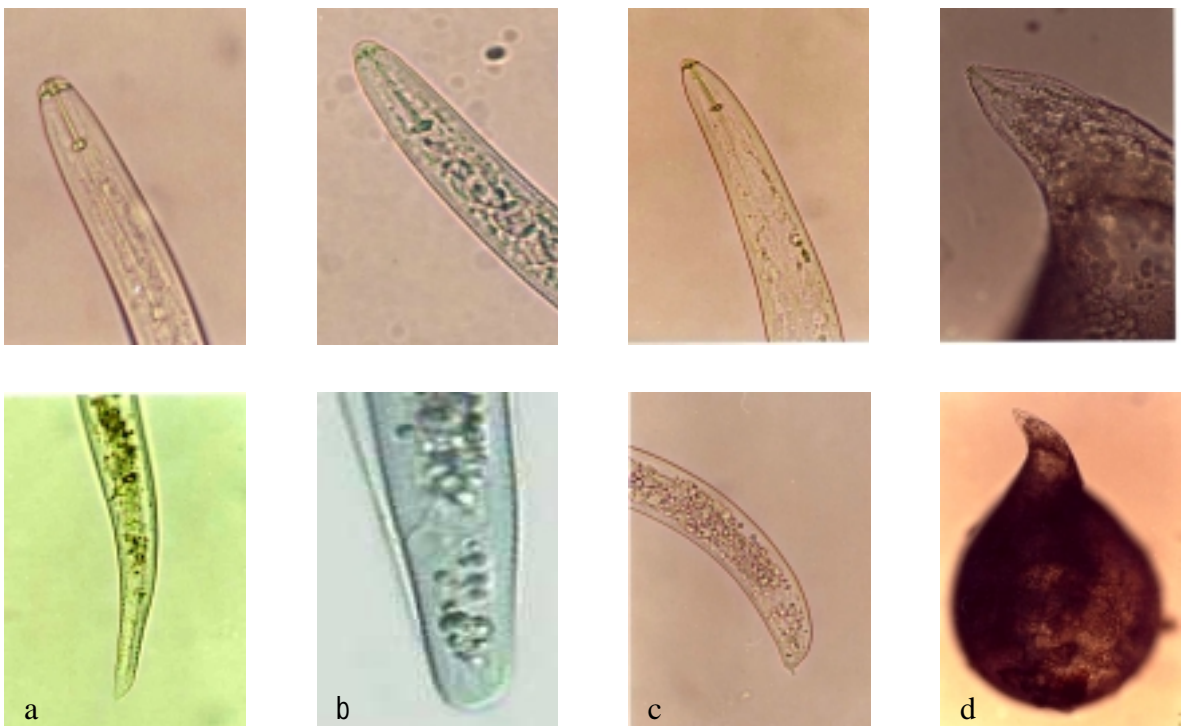


Figura 2. Región de la cabeza y cola de hembras de las especies identificadas: **a.** *Radopholus similis*, **b.** *Pratylenchus* spp. **c.** *Helicotylenchus multicinctus*, **d.** Cabeza y hembra completa de *Meloidogyne* spp.

Las poblaciones más altas de *R. similis* se registraron en raíces de “FHIA-21” y “Dominico hartón” (Tabla 1), lo cual explica el alto porcentaje de volcamiento de éstos genotipos bajo las condiciones del sitio experimental, disminuyendo significativamente sus potenciales de producción.

Las poblaciones bajas de *Pratylenchus* spp. en la región de Santágueda corroboran las observaciones de **Araya et al.** (1993), en el sentido de que éste nematodo es más frecuente en climas fríos.

Aunque en “África” y “FHIA-20” no se registró *R. similis*, si se observaron poblaciones relativamente altas de *Meloidogyne* spp. (Tabla 1). La ausencia de *R. similis* en estos dos genotipos, la especie más limitante de la producción de banano y plátano en el mundo, es un factor que coadyuva al alto rendimiento de estos dos materiales bajo las condiciones de la granja Montelindo. Es de anotar que “FHIA-20” es susceptible a éste nematodo. El hecho de no encontrarlo en muestras de suelo y raíces, se puede atribuir a la ausencia de inóculo, probablemente debido a que previamente esta parcela estuvo establecida con pasto bermuda (*Cynodon dactylon* (L.) Pers.), o a caracteres de resistencia heredados de “SH-3437”, resistente a fitonematodos (**Binks & Gowen**, 1996).

Bajo las condiciones de las zonas cafeteras de la región Andina de Colombia, en donde se cultivan 231.000 Ha en plátano, con una producción de 1.650.000 t año⁻¹, equivalentes al 67% de la producción nacional (**Rodríguez & Rodríguez**, 2001), *R. similis* es una gran amenaza para las explotaciones de plátano, constituyéndose además en un factor predisponente para que actúen otros patógenos como hongos, bacterias y virus; por lo tanto es necesario monitorear sus poblaciones y comenzar a realizar manejos integrados en las plantaciones comerciales.

Bibliografía

- Araya M.** 1995. Efecto depresivo de ataques de *Radopholus similis* en banano (*Musa* AAA). *CORBANA* 20 (43): 3-5.
- Araya M., M. Centeno & W. Carrillo.** 1995. Densidad poblacional y frecuencia de los nematodos parásitos de banano (*Musa* AAA) en nueve cantones de Costa Rica. *CORBANA* 20 (43): 6-11.
- Araya M. & A. Chaves.** 1997. Selección del tipo de planta para el muestreo de nematodos en banano (*Musa* AAA). *INFOMUSA* 7 (1): 23-26.
- Arcila M. & F. Torres.** 1998. Aspectos sobre fisiología y manejo poscosecha del plátano en la región cafetera central. Influencia de las condiciones ambientales sobre las propiedades físicas y químicas del fruto. En: Seminario Internacional sobre Producción de Plátano. Armenia, Quindío, Colombia (4 al 8 de Mayo de 1998). Memorias Seminario Internacional sobre Producción de Plátano. Pp 247-259.
- Belalcázar C. S.** 1991. Aspectos agronómicos. En: El Cultivo del Plátano en el Trópico. Manual de Asistencia Técnica No. 50. Impresora Feriva Ltda. Cali - Colombia. 376 pp.
- Binks R. & S. Gowen.** 1996. Evaluación en el campo de las infestaciones de nematodos en germoplasma de *Musa*. *INFOMUSA* 5 (2): 15-16.
- Bricker B.** 1991. MSTAT-C. A microcomputer program for the design, management, and analysis of agronomic research experiments. Michigan State University.
- Cabrales L.** 1995. Determinación del sitio de muestreo de raíces en estudios nematológicos del banano. *ASCOLFI* 19 (1): 129-135.
- Castaño-Zapata J. & H. Salazar.** 1998. Illustrated guide for identification of plant pathogens. University of Caldas. Manizales, Colombia. Pp 74-98.
- Castaño-Zapata, J., L. Del Río-Mendoza & A. Acosta.** 1997. V. Nematodos fitoparásitos. Pp. 113-120. En: Manual para el Diagnóstico de hongos, bacterias, virus y nemátodos fitopatógenos. (Castaño-Zapata, J. y del Río-Mendoza, eds.). Centro Editorial Universidad de Caldas-Zamorano. 210 pp.
- Cruz C. G., C. A. Rebolledo, D. Betancourt, S. A. Morales & J. R. Duque.** 1990. Evaluación técnica económica de los sistemas de producción de plátano en el gran Caldas. Universidad de Caldas. Facultad de Agronomía. 186 pp.
- De Waele D. & R. Davide.** 1998. Nematodos noduladores de las raíces del banano, *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White, 1919) Chitwood, 1949 y *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949. En: Plagas de *Musa*. Hoja divulgativa No 3.
- Figueroa M.** 1990. Dinámicas poblacionales de cuatro géneros de nematodos parásitos en plátano (*Musa* AAB, subgrupo plátano cv Currare). *ASBANA* 14 (33): 5-7.
- Gowen S. & P. Queneherve.** 1990. Nematodes of bananas, plantains and abaca. In: Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture. (M. Luc, R. Sikora, and J. Bridge, eds.). CAB International. London. Pp. 431-460.
- Grisales-López F. & T. Lescot.** 1999. Encuesta diagnóstica multifactorial sobre plátano en la zona cafetera central de Colombia. *CENICAFE - Chinchina - Caldas - Colombia*. Pp 1-60.
- Luc M., D. Hunt & J. Machon.** 1990. Morphology, anatomy and biology of plant parasitic nematodes - a Synopsis. In: Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture. (M. Luc, R. Sikora and J. Bridge, eds.). CAB International. London. Pp. 1-44.
- Marín D.** 1997. Rotación de cultivos: Una opción para el manejo de nematodos fitoparásitos en la renovación de plantaciones bananeras. *CORBANA* 22 (48): 107-111.
- Merchán V. V. M.** 1996. Prevención y manejo de la Sigatoka negra. ICA. Manizales. Pp 1-14.
- Meredith J.** 1973. Algunos métodos de campo y laboratorio para trabajar con nematodos. Maracaibo, Venezuela. 44 pp.

- Montiel C., L. Sosa, C. Medrano & D. Romero.** 1997. Nematodos fitoparásitos en plantaciones de plátano (*Musa* AAB) de la margen izquierda del río Chana. Estado Zulia, Venezuela. Departamento Fitosanitario. Facultad de Agronomía. Universidad de Zulia. Venezuela. Pp. 245-251.
- Rodríguez J. L. & A. Rodríguez.** 2001. Aspectos socioeconómicos del cultivo del plátano en Colombia. *INFOMUSA* **10** (1): 4-9.
- Roman J.** 1978. Fitonematología tropical. Colegio de Ciencias Agrícolas. Universidad de Puerto Rico. 256 pp.
- Salazar H. & S. Duque.** 1994. Manejo cultural y químico de la Pudrición acuosa del pseudotallo (*Erwinia chrysantemi* pv *paradisiaca*) en *Musa* sp. *Fitopatología Colombiana* **18** (1): 20-35.
- Taylor A.** 1968. Introducción a la nematología vegetal aplicada. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Guía de la FAO para el Estudio y Combate de los Nematodos Parásitos de las Plantas. 131 pp.
- Thorne G.** 1961. Principles of nematology. USA. McGraw-Hill- Book Company. 547 pp. www.corpoica.org.co, 2000. www.fhia.hn/banano.htm, 1998

