

ENFERMEDADES EN VIVEROS COMERCIALES DE *Musa* AAB 'DOMINICO HARTÓN' EN EL DEPARTAMENTO DE CALDAS, COLOMBIA*

Yohana Maritza Viveros Folleco¹, Óscar Adrián Guzmán Piedrabita², Bernardo Villegas Estrada³

Resumen

La propagación vegetativa de plátano (*Musa* AAB Simmonds) mediante cormos o plántulas infectadas ha sido la principal responsable de la diseminación de problemas fitopatológicos. Por ello, el objetivo de este estudio fue identificar las enfermedades presentes en cormos y plántulas de viveros comerciales de plátano (*Musa* AAB) 'Dominico Hartón' en el departamento de Caldas, Colombia. Los muestreos se realizaron en cinco viveros: dos ubicados en el municipio de Chinchiná, y los demás en los municipios de Risaralda, Neira y Victoria. En cada vivero se recolectó el 10% de las plántulas y se les diagnosticó las enfermedades ocasionadas por nematodos, bacterias, virus y hongos en los laboratorios de Fitopatología y Nematología de la Universidad de Caldas. En las plántulas y en los cormos, de cuatro de los cinco viveros estudiados, se extrajeron e identificaron nematodos de los géneros *Radopholus*, *Meloidogyne* y *Helicotylenchus*, mientras que el género *Pratylenchus* se encontró en un solo vivero. En los viveros de Chinchiná se encontró la bacteriosis causada por *Dickeya chrysanthemi* con 8% de incidencia, y el rayado del banano – *Banana streak badnavirus* con 20% de incidencia. En los diferentes órganos de la planta solamente se encontraron enfermedades fungosas en las hojas como las sigatoka negra y amarilla, con 28 y 11% de incidencia, respectivamente, y las manchas foliares ocasionadas por los hongos *Cordana* spp. y *Colletotrichum* spp., con incidencia menor a 5%. Los anteriores resultados demostraron que el material de siembra comercial de plátano Dominico Hartón contaminado está contribuyendo a la diseminación de estos problemas fitosanitarios, amenazando los cultivos de musáceas de esta región y del país, debido al daño que ocasionan en los tejidos de las plantas y las pérdidas en rendimiento.

Palabras clave: *Musa*, nematodos fitoparásitos, bacterias, virus.

* FR: 6-VI-2017. FA: 22-IX-2017.

¹ Candidata a Magíster en Fitopatología. Programa de Maestría en Fitopatología, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: johanaviveros@gmail.com
ORCID: 0000-0003-3495-9888

² M.Sc. Profesor Asociado, Programa de Maestría en Fitopatología, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: oscar.guzman@ucaldas.edu.co ORCID: 0000-0001-1724-2304

³ M.Sc. Profesor Asociado, Programa de Maestría en Fitopatología, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad de Caldas. Manizales, Colombia. E-mail: bernardo.villegas@ucaldas.edu.co ORCID: 0000-0003-4441-5278

CÓMO CITAR:

VIVEROS, Y.M., GUZMÁN, Ó.A. & VILLEGAS, B., 2017.- Enfermedades en viveros comerciales de *Musa* AAB 'Dominico Hartón' en el departamento de Caldas, Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat. U. de Caldas*, 21 (2): 61-80. DOI: 10.17151/bccm.2017.21.2.5



DISEASES IN COMMERCIAL NURSERIES OF *Musa* AAB ‘DOMINICO HARTÓN’ IN THE DEPARTMENT OF CALDAS, COLOMBIA

Abstract

Vegetative propagation of plantain (*Musa* AAB Simmonds) by infected corms or seedlings has been the main responsible for the dissemination of phytopathological problems. Therefore, the objective of this study was to identify the diseases that affect corms and seedlings in commercial nurseries of plantain (*Musa* AAB) ‘Dominico Hartón’ in the Department of Caldas, Colombia. Samplings were carried out in five nurseries, two located in the municipality of Chinchiná, and the others, in the municipalities of Risaralda, Neira and Victoria. In each nursery, 10% of the seedlings were collected and diseases caused by nematodes, bacteria, viruses and fungi were diagnosed in the Plant Pathology and Nematology laboratories of Universidad de Caldas. Nematodes of the genus *Radopholus*, *Meloidogyne* and *Helicotylenchus* were extracted and identified in the seedlings and corms of four of the five nurseries studied while the genus *Pratylenchus* was found in a single nursery. In the nurseries in Chinchiná, the incidence of bacteriose caused by *Dickeya chrysanthemi* was 8%, and *Banana streak badnavirus* had 20% incidence. In the different organs of the plant, only fungal diseases were found in leaves such as black and yellow Sigatoka, with 28% and 11% incidence respectively, and leaf spot caused by fungi *Cordana* spp. and *Colletotrichum* spp., with an incidence less than 5%. The foregoing results demonstrated that the contaminated commercial of plantain planting material is contributing to the dissemination of these phytosanitary problems, threatening *Musa* crops of this region and the country due to the damage they cause in plant tissues and yield losses.

Key words: *Musa*, plant parasitic nematodes, bacteria, virus.

INTRODUCCIÓN

Alrededor del mundo, las plantaciones de plátano (*Musa* AAB Simmonds) han sido tradicionalmente establecidas mediante material de propagación vegetativo como cormos o plántulas, los cuales han sido los principales responsables de la diseminación a gran escala principalmente de nematodos endoparásitos migratorios como *Radopholus similis* Cobb (Thorne) y *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann) Filipjev & Schuurmans Stekhoven (LOOS, 1961; SARAH *et al.*, 1996; MARTÍNEZ *et al.*, 2004; GOWEN *et al.*, 2005; GUZMÁN, 2011; CARDONA & GUZMÁN, 2013), bacterias como *Ralstonia solanacearum* raza 2 Smith causante del moko o maduraviche (GRANADA, 2003; GÓMEZ *et al.*, 2005; GENIN & DENNY, 2012) y *Dickeya chrysanthemi* (BURKHOLDER) SAMSON, causante de la pudrición acuosa del pseudotallo (NAGARAJ *et al.*, 2012; VAN VAERENBERGH *et al.*, 2012), virus como el rayado del banano – *Banana streak badnavirus* (BSV) y el Mosaico del pepino – *Cucumber*

mosaic cucumovirus (CMV) (DANIELLS *et al.*, 1995; LOCKHART & JONES, 1999; ROOSSINCK, 1999; PLOETZ, 2004; MARTÍNEZ, 2005; VILLEGAS *et al.*, 2011) y el hongo *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (E.F. Smith) Snyder & Hansen, causante del marchitamiento por *Fusarium* (PLOETZ, 2006; ICA, 2012a). De igual manera, las plántulas de plátano, además de diseminar los patógenos antes mencionados, también pueden diseminar los hongos que producen la Sigatoka negra, causada por *Mycosphaerella fijiensis* Morelet estado anamorfo: *Paracercospora fijiensis* (Morelet) Deighton y la Sigatoka amarilla, causada por *Mycosphaerella musicola* Leach, estado anamorfo: *Pseudocercospora musae* (Zimm.) Deighton (FULLERTON, 1994; ICA, 2012b). Tanto las sigatokas, como las enfermedades antes mencionadas, pueden afectar el crecimiento y la producción de las especies del género *Musa* en todos sus estados de desarrollo, siendo indispensable el cuidado fitosanitario de los cormos o rizomas debido a que son el material de siembra más usado en viveros comerciales (SARAH *et al.*, 1996; DICKSON & DE WAELE, 2005; COTO, 2009).

En Colombia, enfermedades como el moko y el marchitamiento por *Fusarium* se encuentran dentro de las enfermedades en alerta fitosanitaria y control oficial por el Instituto Colombiano Agropecuario –ICA– (resoluciones 03330 de 2013 y 2398 de 2011, respectivamente), debido a que pueden ser transmitidas por semilla asexual, siendo esta la principal forma de dispersión entre las regiones productoras de plátano y banano (ICA, 2012a; ÁLVAREZ, 2013).

Una de las herramientas preventivas, que tiene el agricultor frente a la amenaza de los anteriores problemas fitosanitarios en sus cultivos, es la adquisición de material vegetal sano, ya que este determina el éxito del cultivo en cuanto a sanidad, costos de producción, rendimientos y homogeneidad en la producción. Teniendo en cuenta la importancia del material de siembra sano en las nuevas plantaciones de musáceas, y con el propósito de conocer el estado sanitario de los cormos y las plántulas que son adquiridas por los agricultores, el objetivo de este estudio fue identificar las enfermedades presentes en el material de siembra de viveros comerciales de plátano (*Musa* AAB Simmonds) 'Dominico Hartón' del departamento de Caldas, Colombia.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización. Los muestreos se realizaron en cinco viveros, ubicados en cuatro municipios del departamento de Caldas, Colombia, así: dos viveros en Chinchiná (altitud 1310 m, humedad relativa 78,3% y temperatura promedio 21,1°C), uno en Risaralda (altitud 1119 m, humedad relativa 78,7% y temperatura promedio 23,2°C), otro en Neira (altitud 1427 m, humedad relativa 81,3% y temperatura promedio 19,5°C) y el último en Victoria (altitud 758 m, humedad relativa 88,3% y temperatura promedio 24,3°C), los cuales comercializan cormos y plántulas de plátano (*Musa* AAB) 'Dominico Hartón'.

Tamaño y recolección de las muestras. La cantidad (número) de cormos o plántulas muestreada en el vivero de cada municipio correspondió a una muestra de 1 a 10% de la población con base en la siguiente fórmula (OSPINA, 2001):

$$n = \frac{Z^2 \cdot p \cdot q \cdot N}{N \cdot e^2 + Z^2 \cdot p \cdot q}$$

Donde: n = Tamaño de la muestra, $Z = 1,96$ (tabla de distribución normal para el 95% de confiabilidad y 5% de error), N = Universo (cormos y plántulas), $p = 0,05$ (probabilidad a favor), $q = 1 - p = 0,95$, $e = 0,05$ (Error).

En los cinco viveros se recolectó el 1% de los cormos del cultivo comercial y el 10% de muestras de plántulas en condiciones de almácigo. En todos los casos, las muestras se recolectaron haciendo un recorrido en zigzag. Para el vivero 1 de Chinchiná se colectaron 36 cormos entre 200 y 250 g del cultivo en campo y 21 plántulas de almácigo en bolsas de 20 x 25 cm, mientras que en el vivero 2 de Chinchiná se tomaron 32 cormos de 400 g y 30 plántulas sembradas en bolsas de 20 x 25 cm. En el vivero de Risaralda se colectaron 28 cormos de 400 g y 33 plántulas en bolsa de 20 x 23 cm, en el vivero Neira se muestrearon 24 cormos de 300 g y 19 plántulas sembradas en bolsas de 20 x 25 cm, en el vivero de Victoria se muestrearon 22 cormos de 400 g y 41 plántulas sembradas en bolsas de 17 x 23 cm. A todos los cormos, según información de los propietarios del vivero, se les realizó desinfección con carbofuran (Furadan® 330 SC).

Cada una de las muestras fue depositada en bolsas plásticas sellables, las cuales se rotularon con: nombre del propietario, vivero, vereda, municipio y tipo de material vegetal.

Descripción de principales actividades agronómicas realizadas a las plantas en condiciones de almácigo y campo en los viveros de cada municipio

1) Chinchiná 1. El cultivo de plantas madre de donde se extraen los colinos proviene de lotes comerciales de la misma finca con buena producción. Las plantas se fertilizan al momento de la siembra con gallinaza y cada 45 días con Urea (60% de N) + DAP: Fosfato diamónico (48% de P_2O_5), y el manejo de arvenses se realiza con machete entre las calles. Las semillas para los almácigos, bolsas de 20 x 25 cm, se desinfectan con carbofuran (Furadan® 330 SC). El suelo para el llenado de las bolsas se solariza y se mezcla con gallinaza. En el almácigo, cuando las plántulas tienen cuatro hojas, se fertilizan con Urea + DAP al igual que a los 30 días después de siembra. Posteriormente, cada 30 o 45 días se aplica triple 15 (15% de N, P y K, respectivamente) después de haber realizado un manejo manual de arvenses. Las sigatokas se manejan con deshoje y despunte sanitario.

2) Chinchiná 2. Las plantas madre de plátano Dominico Hartón con las que se inició el vivero provenían de material *in vitro*. En condiciones de campo, realizan tratamiento a los cormos antes de la siembra desinfectándolos con carbofuran (Furadan® 330 SC), y adicionan cal agrícola y materia orgánica. La primera fertilización se realiza con fosfato diamónico (DAP) cuando las plantas tienen cinco hojas, la segunda a los 45 días con triple 15 (N-P-K) y luego cada 30 o 45 días hasta la venta. El manejo de las sigatokas es realizado con deshojes y despuntes y aplicaciones de Propiconazol; y el manejo de arvenses con machete entre las calles, cada vez antes de aplicar el fertilizante. En almácigo se utilizan bolsas de 20 x 25 cm. El suelo es solarizado y mezclado con gallinaza al momento de la siembra; cada 30 días se aplica Urea + DAP. A los cormos, una vez arrancados, se les hace inmersión en solución de carbofuran (Furadan® 330 SC).

3) Risaralda. El vivero inició con material *in vitro*. En condiciones de campo, realizan tratamiento de cormos con carbofuran (Furadan® 330 SC). La primera fertilización se hace con DAP cuando las plantas tienen cinco hojas, la segunda y cada 30 días con Urea + DAP + Fertibanano (18N-6P-28K-2MgO-2S); también, cada 45 días se fertiliza el retorno con triple 15 + Fertibanano. El manejo de sigatokas se realiza con Mancozeb en dosis de 1,8 L/ha, y el manejo de arvenses con machete, entre las calles, cada 45 días, y luego se aplica el fertilizante. En condiciones de almácigo, las plántulas de vivero se siembran en bolsas de 20 x 23 cm. Se realiza solarización del suelo y al momento de la siembra se mezcla con gallinaza + micorrizas, la desinfección de cormos se hace con carbofuran (Furadan® 330 SC) y cada 30 días se aplica DAP y triple 15. El manejo de arvenses se realiza manualmente, cada que se aplica el fertilizante o cuando se aplica riego.

4) Neira. El origen de la semilla fue de plántulas de Dominico Hartón *in vitro* certificadas como material libre de enfermedades y ahora se extraen colinos de cada cepa inicial que fue sembrada en condiciones de campo, donde se realizan varias fertilizaciones: la primera al momento de la siembra con materia orgánica + cal dolomita; la segunda, cuando las plántulas tienen cuatro hojas, con Urea + DAP; la tercera a los 30 o 45 días después de la siembra con triple 15 + DAP o con triple 15 + Fertibanano. También, se realiza fertilización del retorno con materia orgánica + Biofertmex. El manejo de sigatokas es realizado con deshoje y despunte; además de aplicaciones de Tebuconazole y Pyrimethanil. El manejo de arvenses se hace con machete entre las calles, cada vez que se aplica el fertilizante. En condiciones de almácigo, se realiza solarización del suelo y al momento de la siembra se mezcla con gallinaza + micorrizas, cada 30 días se aplica DAP + triple 15, además de *Beauveria* spp. y *Trichoderma* spp. La desinfección de cormos se hace con carbofuran (Furadan® 330 SC) y yodo agrícola. El manejo de arvenses es manual cuando se aplica el fertilizante o riego.

5) Victoria. El cultivo inició con plántulas *in vitro* certificadas como material libre de enfermedades y ahora obtienen colinos de cada cepa inicial. En condiciones de campo se hace tratamiento de cormos presiembra con carbofuran (Furadan® 330 SC) – Yodo Biomex Di-31 – Biofertmex. La fertilización la realizan al momento de siembra con materia orgánica: la primera, cuando las plántulas tienen cinco hojas, con Urea + DAP + Cazumag-p (15%P₂O₅-15%CaO-4%S-20%MgO-32,2%SiO₂); la segunda a los 30 o 45 días después de la siembra con Urea + DAP + Cazumag-p (1) + Fertibanano (1). Asimismo, también fertilizan cada 30 o 45 días con triple 15 + Cazumag-p (1) + Fertibanano (1) aplicándolo al hijo de retorno con materia orgánica + Biofertmex. El manejo de las sigatocas se hace mediante deshoje y despunte; al igual que con la aplicación de Mancozeb 1,5 L/ha. También, se hace control biológico de insectos plaga con *Beauveria* spp. y *Trichoderma* spp. El manejo de arvenses se realiza con machete entre las calles, cada vez que se aplica el fertilizante. En condiciones de almácigo se realiza solarización del suelo y al momento de la siembra se mezcla con cascarilla de arroz, relación 2:1, aplicación de micorrizas y desinfección de cormos con la mezcla: Carbofuran – Yodo Biomex Di-31 – Biofertmex. Al momento de la siembra aplican gallinaza + micorrizas, y cada 30 días aplican DAP + triple 15 y los hongos controladores biológicos *Beauveria* spp. y *Trichoderma* spp., y realizan control manual de arvenses cuando se aplican fertilizantes.

Procedimientos para la identificación de los agentes causantes de enfermedades.

El diagnóstico fitosanitario de las muestras recolectadas se realizó en los laboratorios de Fitopatología y Nematología del Departamento de Producción Agropecuaria de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad de Caldas.

A. Extracción e identificación de nematodos fitoparásitos. A cada una de las plántulas recolectadas del almácigo se le lavaron las raíces con agua corriente. Luego, con la ayuda de un cuchillo, se cortaron en trozos de 1 cm de longitud y se mezclaron para luego pesar 30 g. Así mismo, a cada uno de los cormos recolectados del campo se le realizó limpieza sanitaria, que consistió en hacer cortes o pelado con un cuchillo, alrededor de los primeros 10 cm del tejido externo de ellos, y finalmente, se cortaron trozos transversales de 1 cm de longitud y se mezclaron hasta completar 30 g.

La extracción de nematodos se realizó modificando el procedimiento de JENKINS (1964) con base en el uso de tamices y el principio de flotación de ellos en azúcar. Después de la extracción, los nematodos se lavaron con abundante agua y se transfirieron 15 ml de la suspensión a una caja Petri.

La cuantificación de nematodos se realizó utilizando la metodología de FIGUEROA (1990), utilizando un estereoscopio Leica EZ4-D y una cámara de lectura. El procedimiento se repitió tres veces. Los datos obtenidos se promediaron y transformaron a cantidad (#) de nematodos en 100 g de raíces y cormos.

Para la identificación de los nematodos se transfirieron 20 individuos de la suspensión a un portaobjetos para observarlos a través del objetivo 40X, comparándolos con las claves taxonómicas de THORNE (1961), MAGGENTI *et al.* (1987), MAI *et al.* (1996), SIDDIQI (2000), PERRY & MOENS (2006), EISENBACK & HUNT (2009) y GUZMÁN (2016). Finalmente, se calcularon los promedios del número de nematodos fitoparásitos en 100 g de raíces y cormos, al igual que los géneros de estos.

B. Aislamiento e identificación de bacterias fitopatógenas. Para determinar la presencia de bacterias fitopatógenas en los haces vasculares, se hicieron cortes de pseudotallo o de raíz de 1-2 cm de largo de una plántula muestreada. Posteriormente, se realizaron observaciones de flujo bacterial siguiendo la metodología de FRENCH & HEBERT (1980), en la cual el tejido se colocó suspendido en posición horizontal, en la superficie del agua de un tubo de ensayo. Este se dejó allí por 5 min para posteriormente realizar la observación de posible flujo bacteriano. Adicionalmente, a las muestras que resultaron positivas para el flujo bacterial se les realizó la tinción de Gram con base en la metodología de FRENCH & HEBERT (1980).

Finalmente, las bacterias que resultaron Gram negativas se aislaron y purificaron en medio de cultivo según la metodología de BOTERO *et al.* (2013), a partir de porciones de tejido con pudrición acuosa, como las calcetas, de las cuales se escogieron fracciones de 5 x 5 cm incluyendo tejido sano y tejido enfermo, las cuales se dividieron en subfracciones de 0,5 x 0,5 cm con una cuchilla de bisturí previamente desinfectada con el fuego de un mechero, para luego ser maceradas en una caja Petri que contenía 5 ml de agua estéril. Luego se obtuvo la suspensión bacterial, de la cual se tomó 1 ml y mediante diluciones se tomó una muestra de la dilución de 10^{-5} y se sembró en medio de cultivo Agar Nutritivo, AN, (3 g extracto de carne, 2,5 g glucosa, 15 g de agar / 1 L de agua) en condiciones estériles. También se realizaron siembras de las colonias en diferentes medios de cultivo para caracterizar las bacterias con base en su morfología y reacciones bioquímicas siguiendo el esquema de SCHAAD (1988). Finalmente, para el reconocimiento de *R. solanacearum*, causante del moko del plátano y banano, se utilizaron tirillas ImmunoStrip® Rs (Agdia, 2016). De la muestra se tomó una sección de aproximadamente 6,5 cm², se introdujo en la bolsa de extracción, se siguió el protocolo (AGDIA, 2015) y por último se retiró la tira de prueba y se interpretaron los resultados.

Una vez identificadas las bacterias fitopatógenas, se determinó la incidencia aplicando así: cantidad (#) de plantas con síntomas / cantidad (#) de plantas muestreadas y multiplicado por 100.

C. Identificación de virus fitopatógenos. En todos los viveros, del 10% de las plántulas muestreadas de cada uno de los almácigos, se evaluó la incidencia de enfermedades virales; se recolectaron porciones de la parte media de la hoja más joven

para ser procesadas y sometidas a los métodos de diagnóstico de los causantes como se describen a continuación:

- **Detección del virus del mosaico del pepino – *Cucumber mosaic cucumovirus* (CMV) mediante la técnica de ImmunoStrip® de Agdia:** Se siguió el protocolo de Agdia Incorporated (<http://www.agdia.com>), como se indicó anteriormente (AGDIA, 2015).
- **Detección del virus del rayado del banano – *Banana streak badnavirus* (BSOLV) con ELISA de triple anticuerpo (TAS-ELISA):** Se utilizaron platos de poliestireno para microtitulación, con dos repeticiones para cada muestra al igual que para los controles. Se siguió el procedimiento según el fabricante (DSMZ, 2015). La lectura de los resultados se realizó con promedios de las dos repeticiones. Se asumió como parámetro de clasificación de muestras positivas, cuando el valor de la absorbancia fuera dos veces mayor que la media de los controles negativos (MATTHEWS, 1991).

D. Aislamiento e identificación de hongos fitopatógenos. Este procedimiento se realizó con base en la metodología propuesta por CASTAÑO-ZAPATA & DEL RÍO (1997), de la siguiente manera: inicialmente, las muestras de hojas, raíces, cormos y pseudotallos con síntomas de enfermedad, se llevaron al estereoscopio Leica EZ4-D para observar la posible presencia de estructuras reproductivas de hongos. Cuando estaban presentes en alguno de los tejidos, se realizaron raspados superficiales y cortes con un bisturí en las zonas afectadas para remover el micelio con una aguja de disección, y posteriormente con la ayuda de lactofenol al 0,05% (20 g de fenol cristalino + 20 cm³ de ácido láctico + 20 cm³ de glicerina + 20 cm³ de agua destilada, y azul de algodón al 5% en agua) se colocaron las estructuras fúngicas en una lámina portaobjetos con una gota de lactofenol y se cubrió con un cubreobjetos para observar al microscopio de luz con el objetivo 40X. La identificación de los hongos se realizó con base en las claves taxonómicas de hongos desarrolladas por BARNETT & HUNTER (1998) y CASTAÑO-ZAPATA (2015). Posteriormente, se determinó su incidencia (%) de las enfermedades fungosas con la misma fórmula descrita anteriormente para calcular la incidencia de enfermedades bacterianas. Para determinar la(s) especie(s) de *Mycosphaerella* causante(s) de la(s) sigatoka(s) se utilizó la metodología de impronta descrita por AGUIRRE *et al.* (2003). También, se determinó el índice de severidad de la(s) sigatoka(s) con los diagramas estándares de STOVER (1971) modificados por CRAENEN (1998).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Enfermedades causadas por nematodos fitoparásitos

En las plántulas y en los cormos de cuatro de los cinco viveros estudiados, se encontraron e identificaron nematodos de los géneros *Radopholus*, *Meloidogyne* y *Helicotylenchus*, mientras que el género *Pratylenchus* se encontró en un solo vivero (Figuras 1 y 2).

Las mayores poblaciones de nematodos fueron del género *Radopholus* en las raíces de las plántulas de plátano Dominico Hartón de los viveros de Risaralda, Chinchiná 1 y 2 y Neira con 3.978, 2.792, 2.246 y 1.368 nematodos/100 g, respectivamente, seguidas por las de *Meloidogyne* con 537 y 1.251 nematodos/100 g en los viveros Chinchiná 2 y Neira. Las poblaciones del género *Helicotylenchus* fueron menores con valores inferiores a 612 individuos/100 g (Figura 1). El género *Pratylenchus* solo se encontró en el vivero Chinchiná 2 con 257 nematodos/100 g (Figura 1). En los cormos de las plántulas, al igual que en suelo, se encontraron menores cantidades de nematodos que en las raíces para los géneros antes mencionados, cuyos valores fueron menores a 988 individuos/100 g de raíces, cormo o suelo (Figura 1).

También, es de destacar la ausencia de *Radopholus*, *Meloidogyne* y *Pratylenchus* en el vivero del municipio de Victoria (Figura 1), lo cual evidencia el adecuado manejo sanitario del material vegetal comercializado a los agricultores de la región, ya que no se encontraron los fitonematodos más devastadores y ampliamente distribuidos en los cultivos de musáceas como *Radopholus similis* y *Pratylenchus coffeae*, los cuales, por su hábitat alimenticio de endoparásitos migratorios, se diseminan fácilmente en los cormos o semillas (GOWEN *et al.*, 2005; GUZMÁN, 2011).

En las raíces retiradas de los cormos de plátano Dominico Hartón de los viveros ubicados en Chinchiná, Risaralda y Neira, se encontró que el género *Radopholus* tuvo las mayores poblaciones con valores entre 2.477 y 8.534 nematodos/100 g de raíces, seguido por los géneros *Meloidogyne* y *Helicotylenchus* con valores inferiores a 1.895 individuos/100 g de raíces (Figura 2). En el vivero Chinchiná 2 solo se encontró el género *Pratylenchus* con valores de 3.381 y 305 individuos/100 g de cormo y raíces, respectivamente (Figura 2). Así mismo, del tejido de los cormos pelados del plátano Dominico Hartón de los mismos viveros, se aislaron en mayor población los nematodos de los géneros *Radopholus* y *Meloidogyne*, endoparásitos migratorios y sedentarios, respectivamente (Figura 3). Estos resultados concuerdan con los síntomas primarios en las raíces y cormo tales como lesiones de color rojizo o marrón que fueron característicos de los nematodos endoparásitos migratorios (Figura 3), al igual que nudos o agallas ocasionadas por los endoparásitos sedentarios (Figura 4).

En este estudio, los nematodos endoparásitos migratorios presentaron la mayor población, contraria a la de los endoparásitos sedentarios y semiendoparásitos migratorios; debido a estas características alimenticias, los primeros pueden movilizarse desde las raíces hasta el cormo, conllevando a su diseminación de un lugar a otro a través de los cormos contaminados, de ahí la importancia de realizar la limpieza sanitaria de estos antes de la siembra en el sitio definitivo (ALARCÓN & CASTAÑO, 2006; GUZMÁN *et al.*, 2012). Los cormos o rizomas pueden transportar con mayor facilidad los nematodos endoparásitos migratorios como *Radopholus*, *Pratylenchus* y *Helicotylenchus*; mientras que *Meloidogyne*, por su condición de endoparásito sedentario, es diseminado con mayor facilidad a través de las plántulas de almácigo. Aunque producir semilla de musáceas *in vitro* es uno de los métodos de manejo más importante para liberar material de siembra de estos fitonematodos (FIGUEROA, 1990; ÁLVAREZ *et al.*, 2013), este método es de poco uso en Colombia, principalmente para áreas pequeñas de cultivo.

Con base en las poblaciones de nematodos encontradas en los viveros de plátano y banano del departamento de Caldas, los géneros de fitonematodos más comunes fueron: *Radopholus*, *Meloidogyne*, *Helicotylenchus* y *Pratylenchus*. Resultados que coinciden con los obtenidos por ARAYA (2004) en estudios realizados en cultivos de musáceas en Centroamérica, donde estos parásitos son los más comunes.

El nivel poblacional de los nematodos que causan daño económico en cultivos establecidos de musáceas es muy variable debido al material vegetal, las condiciones edafoclimáticas y a otros factores, pero se ha evaluado bajo una población dada, por ejemplo, *Radopholus* con 10.000 nematodos/100 g de raíces (TARTÉ & PINOCHET, 1981), *Meloidogyne* con 5.000 nematodos/100 g de raíces (DAVIDE & MARASIGAN, 1985), *Pratylenchus* con 8.000 nematodos/100 g de raíces (Rodríguez *et al.*, 2001) y *Helicotylenchus* con 50.000 nematodos/100 g de raíces (SIKORA & SCHLOSSER, 1973). Con el parámetro general de 10.000 *Radopholus*/100 g de raíces se toman decisiones para su manejo en las plantaciones de banano en América Central y Ecuador (CHÁVEZ-VELAZCO *et al.*, 2009). Este no debería considerarse como parámetro de manejo, por lo que se hace necesario estudiar los niveles de daño económico en contextos regionales (PINOCHET, 1988). En el caso de viveros, el nivel de nematodos fitoparásitos debe ser de cero.

En la zona de estudio se evidenció el desconocimiento generalizado de los nematodos fitoparásitos por parte de los propietarios de los viveros. Esta situación, ha contribuido a la diseminación generalizada de los nematodos fitoparásitos en toda la región donde se realizó el estudio, haciendo la excepción del vivero del municipio de Victoria donde no se encontraron los fitonematodos más importantes en este cultivo. Esto se debió a que el propietario estableció el cultivo del plátano Dominico Hartón en un lote donde no se habían sembrado musáceas anteriormente y a que el material de siembra

inicial fue adquirido de material vegetal *in vitro*. Adicionalmente, tal como lo reportó GUZMÁN (2011), *R. similis* no se encuentra en suelos no cultivados previamente con musáceas, sin vocación agrícola o vírgenes.

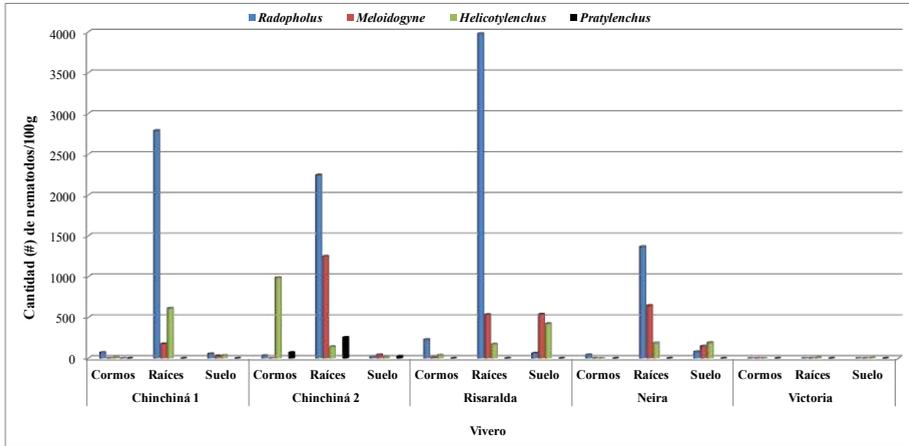


Figura 1. Cantidad (#) y géneros de nematodos fitoparásitos en 100 g de raíces, cormo y suelo en plántulas de plátano Dominico Hartón, en los cinco viveros estudiados.

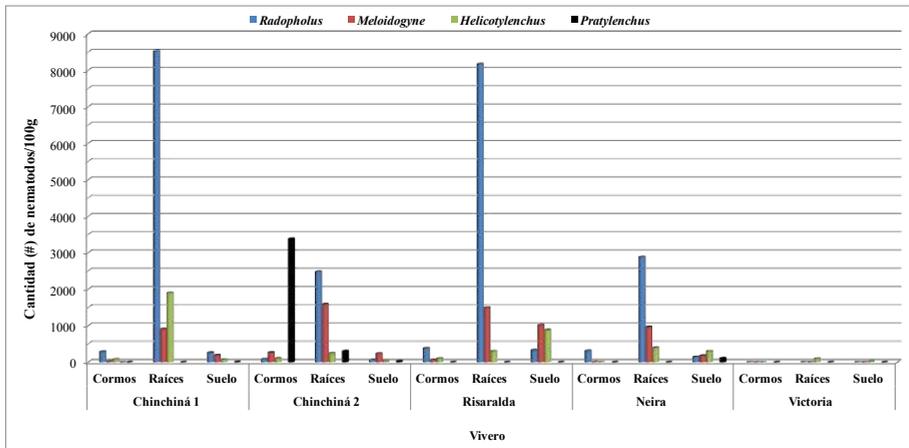


Figura 2. Cantidad (#) y géneros de nematodos fitoparásitos en 100 g de raíces, cormo y suelo en cormos de plátano Dominico Hartón, en los cinco viveros estudiados.

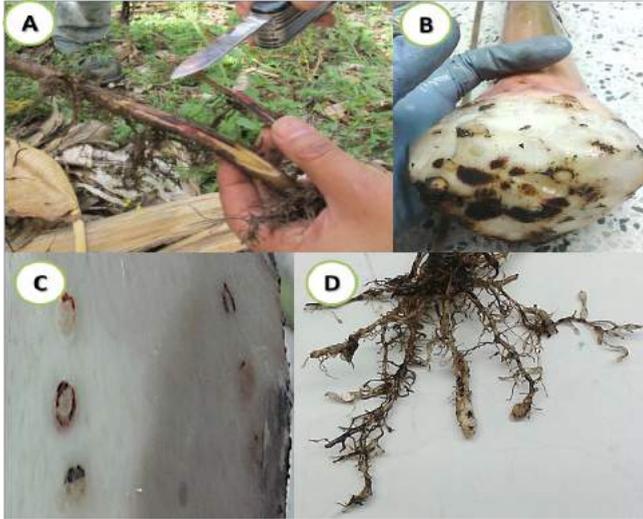


Figura 3. Raíces y cormos de plátano Dominico Hartón parasitados por nematodos fitoparásitos. **A.** Raíces con lesiones de color marrón o rojizas ocasionadas por *Radopholus similis*. **B y C.** Cormo y fragmento de cormo con lesiones de color rojizo y necróticas ocasionadas por *R. similis*. **D.** Raíces y fragmento de raíces con nudos o agallas producidas por *Meloidogyne* spp.



Figura 4. Nematodos fitoparásitos encontrados en los cormos y plántulas de plátano Dominico Hartón. **A.** Hembra adulta de *Radopholus similis* en el objetivo 40X. **B.** Hembra adulta de *Helicotylechus* spp. en 40X. **C.** Estado juvenil (J2) de *Meloidogyne* spp. en 40X. **D.** Hembras adultas de *Pratylenchus* spp. en 40X. **E.** Hembra adulta de *Aphelenchoides* spp. en 10X. **F.** Hembra adulta de *Tylenchus* spp. en 10X.

Enfermedades causadas por bacterias fitopatógenas

En los viveros Chinchiná 1 y Chinchiná 2 se encontraron plántulas de plátano Dominico Hartón con pudrición acuosa del pseudotallo, con olor fétido y presencia de exudado bacteriano, principalmente en las calcetas y cormos. En algunas plántulas, con estados avanzados de la enfermedad, el patógeno ocasionó necrosis del pseudotallo. De esta pudrición se obtuvieron bacterias con forma de bacilo, Gram (-) y según las pruebas bioquímicas se identificó como *Dickeya chrysanthemi*, con incidencia del 8 y 4%, respectivamente (Figura 5).

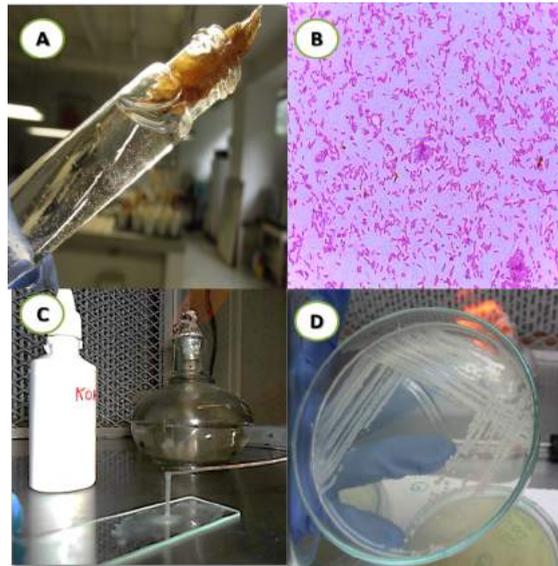


Figura 5. Procedimiento de identificación de las bacterias. **A.** Fragmento de calceta en tubo de ensayo con agua destilada estéril emitiendo flujo bacteriano. **B.** Células bacterianas Gram negativas. **C.** Filancia de bacterias en prueba KOH. **D.** Crecimiento de la bacteria *Dickeya chrysanthemi* en Agar Nutritivo.

Según ARANZAZU *et al.* (2002), un factor predisponente de esta enfermedad es el desbalance nutricional de las plantas, especialmente por deficiencias de boro y potasio; además, entre los factores que aumentan la severidad de la enfermedad están los períodos de sequía, alternados con fuertes lluvias. FERNÁNDEZ & LÓPEZ (1970) consideran que una de las causas de su diseminación en el cultivo es la falta de selección de semilla y de desinfestación de herramientas, siendo el agricultor el principal diseminador de la bacteria al no realizar las prácticas antes mencionadas. Otros factores predisponentes para la enfermedad son los destronques inmediatos al pseudotallo después de la cosecha y la carencia de semilla de buena calidad. Adicionalmente, BELALCÁZAR (1991) afirmaron que la alta incidencia de insectos, como *Metamasius hemipterus sericeus*, incrementa la dispersión de la bacteria en campo.

En el vivero Chinchiná 1 también se encontraron plántulas de plátano Dominico Hartón con síntomas de clorosis y marchitamiento de hojas, síntomas característicos del moko o maduraviche ocasionado por *Ralstonia solanacearum* raza 2. A los cormos y pseudotallos de las plántulas se les realizaron cortes transversales y longitudinales sin observar síntomas de necrosis u obstrucciones de los haces vasculares, y tampoco exudados bacterianos (GRANADA, 2003; GÓMEZ *et al.*, 2005). Luego de utilizar el Kit rápido de reconocimiento de *R. solanacearum* en el tejido vegetal con ImmunoStrip-Rs® de Agdia® (AGDIA, 2016), se descartó la presencia de esta bacteria. Los síntomas de clorosis y marchitamientos pudieron ser ocasionados por deficiencias nutricionales o estrés hídrico debido al fenómeno de El Niño que se presentó en Colombia durante el estudio.

En los demás viveros, después de realizar la prueba antes mencionada en plántulas de plátano y banano, no se detectó presencia de la bacteria. La ausencia de *R. solanacearum* raza 2 es un aspecto positivo de los cinco viveros estudiados.

Enfermedades causadas por virus

Después de usar ImmunoStrip® (AGDIA, 2015) para detección de CMV en plántulas de plátano Dominico Hartón con síntomas como mosaicos, clorosis intervenal, detención del crecimiento y necrosamiento de la hoja cigarro, el resultado fue negativo, por lo tanto, estos síntomas no están asociados a esta enfermedad en ninguno de los cinco viveros evaluados. Por lo tanto, estos síntomas pueden relacionarse con otros factores como estrés hídrico, fitotoxicidad por algún plaguicida aplicado o efecto de la presencia de nematodos fitoparásitos en las raíces.

Después de aplicar la técnica TAS-ELISA, el BSOLV fue detectado en las plántulas de plátano Dominico Hartón del vivero Chinchiná 1 con una incidencia de 20% (Tabla 1). A pesar de que las plántulas recolectadas en este vivero no tenían retraso en el crecimiento, en ellas se observaron síntomas como rayado clorótico en los espacios intervenales (Figura 6A), deformación y arrugamiento con presencia de rayas cloróticas paralelas a la nervadura central de las hojas (Figura 6B).

Los síntomas antes descritos, coinciden con los reportados por VILLEGAS *et al.* (2011) y LÓPEZ-CARDONA *et al.* (2014) en plantas de Dominico Hartón infectadas con BSOLV, que presentan síntomas de rayado en hojas, líneas paralelas a la nervadura central, distorsión de la filotaxia de la hoja, mostrando el síntoma típico de hojas en forma de abanico. Así mismo, según MARTÍNEZ (2005), en plantas con menos de dos meses de edad se observó desarrollo rápido de los síntomas virales en las hojas número 4 y 5.

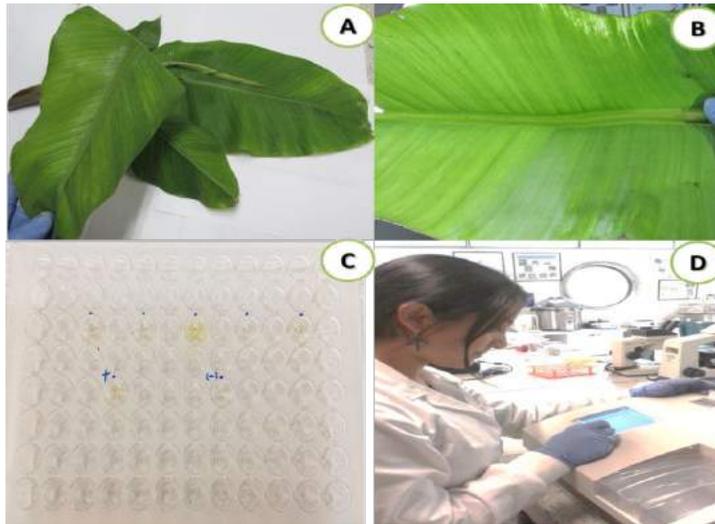


Figura 6. Diagnóstico del virus del rayado del banano – *Banana streak OL badnavirus* (BSOLV). **A y B.** Hojas de plátano Dominico Hartón con síntomas. **C.** Resultados microplato ELISA. **D.** Escaneo en el lector de ELISA.

Tabla 1. Resultados de las pruebas TAS-ELISA para el virus del rayado del banano – *Banana streak OL badnavirus* (BSOLV) en plántulas de Dominico Hartón en cinco viveros comerciales de plátano en el departamento de Caldas

Vivero	Planta	Absorbancia ^a (450 nm)	Controles ^b		DCN*	Resultados
			C+	C-		BSOLV
Chinchiná 1	1	0,70	0,215	0,162	0,324	+
	2	0,65	0,215	0,162	0,324	+
	3	0,76	0,215	0,162	0,324	+
Risaralda	1	0,144	0,215	0,162	0,324	-
	2	0,145	0,215	0,162	0,324	-
	3	0,142	0,215	0,162	0,324	-
Neira	1	0,151	0,215	0,162	0,324	-
	2	0,151	0,215	0,162	0,324	-
	3	0,149	0,215	0,162	0,324	-
Victoria	1	0,143	0,215	0,162	0,324	-
	2	0,159	0,215	0,162	0,324	-
	3	0,149	0,215	0,162	0,324	-
Chinchiná 2	1	0,158	0,215	0,162	0,324	-
	2	0,163	0,215	0,162	0,324	-
	3	0,156	0,215	0,162	0,324	-

* Denota el Doble del Control Negativo. ^a Cada valor consolidado de la absorbancia, representa el promedio de 3 plántulas evaluadas.

^b Valor de la absorbancia a 450 nm. (+) Resultado positivo para BSOLV. (-) Resultado negativo para BSOLV.

Enfermedades causadas por hongos fitopatógenos

De todos los tejidos analizados (raíces, cormos, pseudotallos y hojas) solamente se encontraron enfermedades fungosas en las hojas de las plántulas de plátano Dominico Hartón. Las enfermedades más comunes fueron las sigatokas negra y amarilla, con una incidencia del 28 y 11%, respectivamente, en el vivero Chinchiná 1, en comparación con las plántulas de los demás viveros cuya incidencia estuvo entre 0 y 8% (Tabla 2). Las especies de *Mycosphaerella* que ocasionan las sigatokas fueron corroboradas con la prueba de la impronta descrita por AGUIRRE *et al.* (2003). En ambos viveros de Chinchiná, la severidad de las sigatokas negra y amarilla fue del 50 y 33%, respectivamente (datos no mostrados).

Los anteriores resultados demostraron que los viveros ubicados en el municipio de Chinchiná presentaron la mayor incidencia de las sigatokas por contar con condiciones climáticas favorables para el desarrollo de la enfermedad. La Sigatoka negra se puede presentar y establecer donde se cultiven plátano y banano, especialmente destructiva sobre variedades susceptibles en regiones cálidas y húmedas localizadas por debajo de los 550 msnm y con un promedio de temperatura entre 25 y 28°C (MERCHÁN, 1998).

Los síntomas de la Sigatoka negra varían en función del estado de desarrollo de la planta, la susceptibilidad del hospedante y la severidad del ataque. Según MERCHÁN (1998), en las plántulas de plátano las lesiones son anormalmente grandes, ovals a circulares, lo cual concuerda con lo encontrado en plántulas de Dominico Hartón de los dos viveros de Chinchiná, donde la enfermedad se reconoció por la gran cantidad de rayas o estrías y manchas definidas de color café a negro que cubrían el área foliar desde la tercera hoja más joven hacia abajo (ARANZAZU *et al.*, 2002), lo cual fue corroborado con la prueba de la impronta descrita anteriormente por AGUIRRE *et al.* (2003).

La Sigatoka amarilla presentó mayor incidencia en las plántulas de los viveros Chinchiná 1 y Chinchiná 2, ubicados por encima de los 1200 msnm, lo que coincide con BELALCÁZAR (1991), quienes encontraron una relación estrecha del cultivo con la enfermedad por encima de esta altitud. En ausencia de prácticas de control, se estima que las hojas tan pronto como emergen son infectadas por ascosporas en temporada lluviosa y por conidios en época seca, situación que se presenta en estos viveros donde hay deficiencias de prácticas preventivas para el manejo de la enfermedad; esto ligado a las condiciones ambientales propicias que generan ciclos permanentes de la enfermedad, ya que el periodo de incubación de estos hongos es de aproximadamente 29 días (BELALCÁZAR *et al.*, 2000).

Otra enfermedad que se diagnosticó en las hojas de las plántulas de plátano Dominico Hartón fue la mancha Cordana (Figura 7), con una incidencia menor a 5% en los viveros Chinchiná y Victoria, mientras que en los demás viveros no se presentó (Tabla 2).

Finalmente, en las hojas inferiores de las plántulas de plátano Dominico Hartón con síntomas de amarillamiento y pérdida de turgencia, recolectadas de los viveros de Risaralda y Victoria, con una incidencia de 3 y 5%, respectivamente, se aisló e identificó al hongo *Colletotrichum* spp., el cual, después de dos días, produjo una colonia de color salmón con perímetro de color blanco, que después se tornó grisáceo (Figura 8A), el hongo presentó conidios hialinos unicelulares, de forma ovoide ubicados en acérvulos, con presencia de setas, característica que permitió diferenciarlo de *Gloeosporium* (Figura 8B); resultados similares fueron reportados por BAILEY & JEGER (1992). En las plántulas de los demás viveros no se encontró este hongo (Tabla 2). Según ALARCÓN & CASTAÑO (2006), *Colletotrichum* spp. es secundario o contaminante en hojas de plántulas de plátano en condiciones de almácigo, por lo cual no se realizaron pruebas de patogenicidad.

Tabla 2. Incidencia de las enfermedades identificadas en las plántulas de plátano Dominico Hartón (*Musa* AAB) en los viveros estudiados

Enfermedad	Agente causal	Incidencia (%)				
		El Trébol	Sinaí	Alaska	Flandes	La Viena
Sigatoka negra	<i>Mycosphaerella fijiensis</i>	28	0	3,7	0	7,5
Sigatoka amarilla	<i>Mycosphaerella musicola</i>	11	0	3,2	0	8
Mancha Cordana	<i>Cordana musae</i>	5	0	0	1	0
Antracnosis	<i>Colletotrichum</i> spp.	0	3	0	5	0

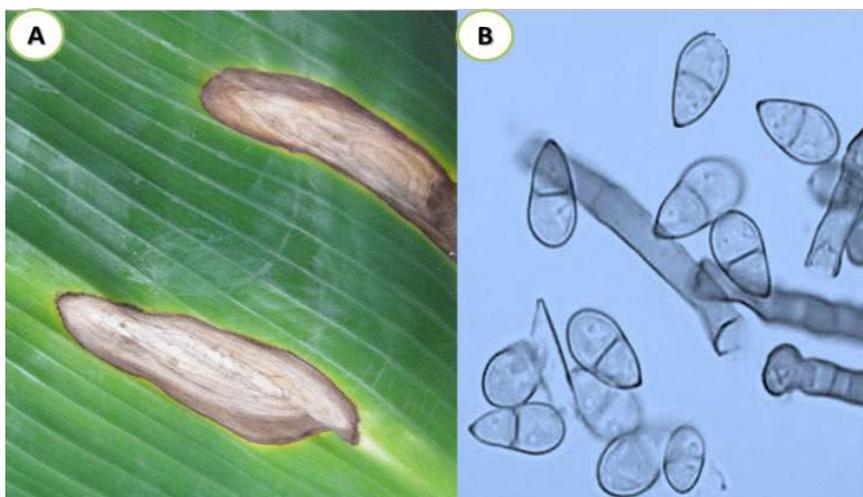


Figura 7. Síntomas de mancha foliar por *Cordana*. **B.** Conidióforos y conidios de *Cordana musae*.

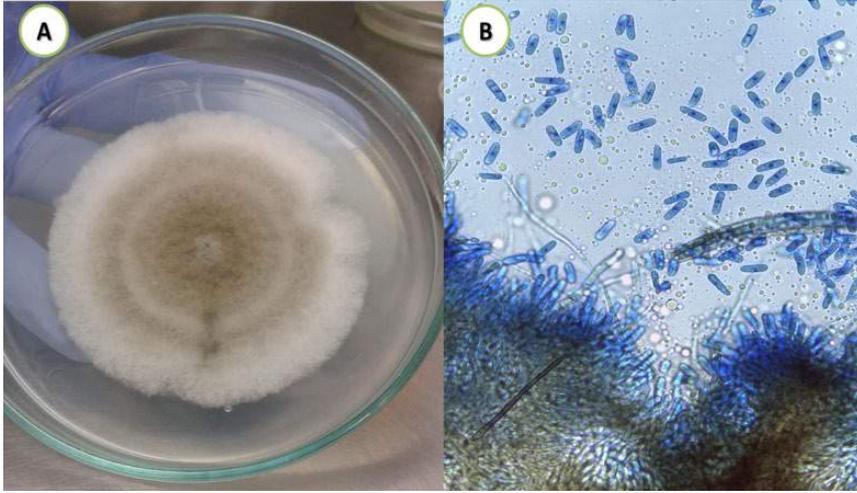


Figura 8. A. *Colletotrichum* sp. en el medio de cultivo PDA. B. Conidióforos con conidios hialinos ovoides teñidos con el colorante azul de lactofenol y presencia de setas.

CONCLUSIONES

En las plántulas y cormos de plátano Dominico Hartón y banano Gros Michel de los viveros evaluados, las enfermedades más frecuentes fueron las ocasionadas por nematodos fitoparásitos de los géneros *Radopholus*, *Pratylenchus*, *Meloidogyne* y *Helicotylenchus*, y las sigatokas negra y amarilla. Con menor incidencia se encontraron la pudrición acuosa del pseudotallo, mancha Cordana, el virus OL del rayado del banano, marchitamientos y antracnosis, resultados que demuestran cómo el material de siembra comercial está contribuyendo a la diseminación de estos problemas fitosanitarios.

Los nematodos fitoparásitos, especialmente los endoparásitos migratorios como *Radopholus similis* y *Pratylenchus* spp., están siendo diseminados por los agricultores debido a que se encontraron en el 80% del material de siembra de los viveros del departamento de Caldas, Colombia, amenazando los cultivos de musáceas de esta región y del país debido al daño que ocasionan en las raíces y las pérdidas en rendimiento.

El rendimiento de los cultivos de plátano y banano del departamento de Caldas, Colombia, está siendo amenazado por la comercialización de material de siembra contaminado en los viveros comerciales; debido posiblemente al desconocimiento de estas enfermedades o a su mal manejo, conllevando a la diseminación de problemas fitosanitarios y al empobrecimiento de los agricultores. Por lo tanto, es necesario continuar realizando estudios regionales sobre el estado fitosanitario de las especies

vegetales que se comercializan en los viveros para poder predecir daños y determinar cuándo se debe aplicar una medida de manejo.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad de Caldas, y al Fondo de Ciencia, Tecnología e Innovación del Sistema General de Regalías por la financiación de esta investigación en el marco del proyecto “Implementación de estrategias para el fortalecimiento tecnológico de la actividad agrícola y de transformación del plátano en Caldas”.

REFERENCIAS

- AGDIA, 2015.- Pathogen Tests - ImmunoStrip Tests® for Cucumber mosaic virus (CMV).- www.agdia.com
- AGDIA, 2016.- Pathogen Tests – ImmunoStrip Tests® for *Ralstonia solanacearum* (Rs). www.agdia.com
- AGUIRRE, M., CASTAÑO-ZAPATA, J. & ZULUAGA, L., 2003.- Método rápido de diagnóstico de *Mycosphaerella musicola* Leach y *M. fijiensis* Morelet, agentes causantes de las Sigatokas amarilla y negra. *Rev. Acad. Colomb. Cienc.*, 27 (105): 619-623.
- ALARCÓN, R. & CASTAÑO, J., 2006.- Reconocimiento fitosanitario de las principales enfermedades del plátano Dominicano Hartón (*Musa* spp., Simmonds). *Agronomía*, 14 (1): 65-80.
- ÁLVAREZ, A.M., 2013.- Diversity and diagnosis of *Ralstonia solanacearum*: 437-447 (en) ALLEN, C., PRIOR, P. & HAYWARD, A.C. (eds.) *Bacterial Wilt Disease and the Ralstonia solanacearum Species Complex*. APS Press, St. Paul, MN, USA.
- ÁLVAREZ, E., CEBALLOS, G., GANÁN, L., RODRÍGUEZ, D., GONZÁLEZ, S. & PANTOJA, A., 2013.- *Producción de material de 'siembra' limpio en el manejo de las enfermedades limitantes del plátano*. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Publicación CIAT No. 384.
- ARANZAZU, F., VALENCIA, J., ARCILA, M., CASTRILLÓN, C., BOLAÑOS, M., CASTELLANOS, P., PÉREZ, J. & RODRÍGUEZ, J., 2002.- *El cultivo de plátano: manual técnico*. Corpoica, Manizales.
- ARAYA, M., 2004.- Los fitonematodos del banano (*Musa* AAA Subgrupo Cavendish cultivares Grande Naine, Valery y Williams) su parasitismo y combate: 84-105 (en) XVI Reunión Internacional Acorbat. *Publicación especial*. Oaxaca, México.
- BAILEY, J. & JEGGER, M., 1992.- *Colletotrichum. Biology, pathology and control*. CAB International, Wallingford, UK.
- BARNETT, H.L., & HUNTER, B., 1998.- *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. 4th ed. APS Press, St. Paul, Minn.
- BELALCÁZAR, S., 1991.- El cultivo del plátano (*Musa* AAB Simmonds) en el trópico. Manual de asistencia técnica No. 50. Armenia, Colombia.
- BELALCÁZAR, S., MERCHÁN, V., MAYORGA, M., LONDOÑO, M., PULIDO, J., GARCÍA, F., DE POLANÍA, I., LEÓN, G. & VALENCIA, J., 2000.- Plagas y enfermedades del plátano. *Boletín de Sanidad Vegetal*. Bogotá.
- BOTERO, O., CASTAÑO-ZAPATA, J., SALDARRIAGA, C. & CASTRO, T., 2013.- *Manual práctico de bacteriología vegetal*. Primera edición. Universidad de Caldas. Manizales.
- CARDONA, L. & GUZMÁN, O., 2013.- Mecanismos de diseminación de nematodos fitoparásitos en plátano (*Musa acuminata* Simmonds) grupo AAB, cultivariedad Dominicano Hartón. *Agron.*, 21 (1): 26-36.
- CASTAÑO-ZAPATA, J., 2015.- *Principios básicos de hongos fitopatógenos*. Editorial Universidad de Caldas, Manizales.
- CASTAÑO-ZAPATA, J. & DEL RÍO, M. L., 1997.- *Manual para el diagnóstico de hongos, bacterias, virus y nematodos fitopatógenos*. Zamorano Academic Press, Honduras.
- CHÁVEZ-VELAZCO, C., SOLÓRZANO-FIGUEROA, F. & ARAYA-VARGAS, M., 2009.- Relación entre nematodos y la productividad del banano (*Musa* AAA) en Ecuador. *Agronomía Mesoamericana*, 20 (2): 351-360.
- COTO, J., 2009.- *Guía para multiplicación rápida de cormos de plátano y banano*. Centro de Comunicación Agrícola de la Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA), La Lima, Cortés, Honduras, C.A.
- CRAENEN, K., 1998.- *Technical manual on black sigatoka disease of banana and plantain*. International Institute of Tropical Agriculture, Ibadan-Nigeria.
- DANIELLS, J., THOMAS, J.E. & SMITH, M., 1995.- Seed transmission of banana streak virus confirmed. *Infomusa*, 4 (1): 7.
- DAVIDE, R.G. & MARASIGAN, L.Q., 1985.- Yield loss assessment and evaluation of resistance of banana cultivars to the nematodes *Radopholus similis* Thorne and *Meloidogyne incognita* Chitwood. *Phil Agri.*, 68: 335-349.
- DICKSON, D.W. & DE WAELE, D., 2005.- Nematode parasites of peanut (en) LUC, M., SIKORA, R. & BRIDGE, J. (eds.) *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. 2nd Edition. CAB International, London.
- DSMZ-GERMAN COLLECTION OF MICROORGANISMS AND CELL CULTURES, 2015.- <https://www.dsmz.de/catalogues/catalogue-plant-viruses-and-antisera.html>
- EISENBACK, J.D. & HUNT, D.J., 2009.- Chapter 16: General morphology: 18-54 (en) PERRY, R.N., MOENS, M. & STARR, J.L. (eds.) *Root-knot Nematodes*. CABI Publishing, Wallingford, UK.
- FERNÁNDEZ, B. & LÓPEZ, S., 1970.- Pudrición acuosa del pseudotallo del plátano (*Musa paradisiaca*) causada por *Erwinia paradisiaca*, n. sp. *Cenicafé*, 21 (1): 1-44.
- FIGUEROA, M., 1990.- Dinámicas poblacionales de cuatro géneros de nematodos parásitos en plátano (*Musa* AAB, subgrupo plátano Cv currare). *ASBANA*, 14 (33): 5-7.

- FRENCH, E.R. & HEBERT, T., 1980.- *Métodos de investigación fitopatológica*. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas, Costa Rica.
- FULLERTON, R. A., 1994.- Sigatoka leaf diseases. In: Compendium of Tropical Fruit Diseases. Ploetz, R.C. *et al.* (Editors). The American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota. Pp. 12-14.
- GENIN, S. & DENNY, T., 2012.- Pathogenomics of the *Ralstonia solanacearum* species complex. *Annual Review of Phytopathology*, 50: 67-89.
- GÓMEZ, G., ÁLVAREZ, E. & LLANO, E., 2005.- Identificación y caracterización del agente causal del Moko de plátano *Ralstonia solanacearum* raza 2 provenientes de plantaciones afectadas en Colombia. *Fitopatología Colombiana*, 28 (2): 71-75.
- GOWEN, S., QUÉNÉHERVÉ, P. & FOGAIN, R., 2005.- Chapter 16: Nematodes parasites of bananas and plantains: 611-643 (en) LUC, M., SIKORA, R. & BRIDGE, J. (eds.) *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. 2nd Edition. CAB International, London.
- GRANADA, G.A., 2003.- Manejo integrado del Moko (*Ralstonia solanacearum* Raza 2) en cultivos de banano y plátano. Centro de Investigación del Banano-CENIBANANO. Boletín Técnico No. 2: 6-12.
- GUZMÁN, O.A., 2011.- El nematodo barrenador (*Radopholus similis* [Cobb] Thorne) del banano y plátano. *Revista Luna Azul*, 32: 137-153.
- GUZMÁN, O.A., 2016.- *Manual para la identificación de nematodos fitoparásitos*. Primera edición. Manizales, Caldas. 134p.
- GUZMÁN, O.A., CASTAÑO, J. & VILLEGAS, B., 2012.- Efectividad de la sanidad de cormos de plátano Dominico Hartón (*Musa AAB Simmonds*), sobre nematodos fitoparásitos y rendimiento del cultivo. *Rev. Acad. Colomb. Cienc.*, 36 (138): 45-55.
- ICA (INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO), 2012a.- *Manejo fitosanitario del cultivo del plátano (Musa spp.) - Medidas para la temporada invernal*. Produmedios, Bogotá.
- ICA (INSTITUTO COLOMBIANO AGROPECUARIO), 2012b.- *Manejo de las principales plagas y enfermedades del cultivo del plátano*. Produmedios, Bogotá.
- JENKINS, W.R., 1964.- A rapid centrifugal flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Reporter*, 48 (9): 692.
- LOCKHART, B.E.L. & JONES, D.R., 1999.- Banana streak virus: 263-274 (en) JONES, D.R. (ed.) *Diseases of Banana, Abacá and Enset*. CAB Publishing, Wallingford, UK.
- LOOS, A.C., 1961.- Eradication of the burrowing nematode, *Radopholus similis* from bananas. *Plant Disease Reporter*, 45 (6): 457-461.
- LÓPEZ-CARDONA, N., VILLEGAS-ESTRADA, B. & ARANGO-ISAZA, R., 2014.- Evaluación de incidencia y pérdidas ocasionadas por virus que afectan cultivos de plátano y banano (*Musa* spp.) en la zona central cafetera. *Agronomía*, 22 (1): 22-35.
- MAGGENTI, A., LUC, M., RASKI, D., FORTUNER, R. & GERAERT, E., 1987.- A reappraisal of Tylenchina (Nemata). 2. Classification of the suborder Tylenchina (Nemata: Diplogasteria). *Revue Nématol*, 10 (2): 135-142.
- MAI, W.F., MULLIN, P.G. & LYON, H.H., 1996.- *Plant Parasitic Nematodes: A Pictorial Key to Genera*. Fifth Edition. Cornell University Press, Ithaca, NY.
- MARTÍNEZ, G., 2005.- Los virus del plátano en la zona cafetera: su influencia en la viabilidad económica del cultivo: 214-219 (en) *Memorias II Seminario Internacional Sobre Producción, Comercialización e Industrialización de Plátano*. Manizales, Colombia.
- MARTÍNEZ, G., TREMONT, O. & HERNÁNDEZ, J., 2004.- Manual técnico para la propagación de Musáceas. *Revista CENIAP HOY*, 4.
- MATTHEWS, R.E.F., 1991.- *Plant Virology*. 3 ed. Academic press, New York.
- MERCHÁN, V.M., 1998.- Manejo de problemas fitosanitarios del cultivo del plátano en la zona central cafetera: 177-192 (en) *Seminario Internacional sobre Producción de Plátano*. Armenia. Quindío.
- NAGARAJ, M.S., UMASHANKAR, N., PALANNA, K.B. & KHAN, A., 2012.- Etiology and management of Tip-over disease of banana by using biological agents. *International Journal of Advanced Biological Research*, 2 (3): 483-486.
- OSPINA, D., 2001.- Introducción al muestreo. Universidad Nacional de Colombia - Unilibros, Bogotá.
- PERRY, R. & MOENS, M., 2006.- *Plant nematology*. London: CAB International. 447p.
- PINOCHET, J., 1988.- Manejo de nematodos en viveros forestales: 66-72 (en) *Memorias Seminario de Manejo Integrado de Plagas* (1986, San José, C.R.).
- PLOETZ, R., 2004.- Enfermedades y plagas: Un análisis de su importancia y manejo. *InfoMusa*, 13 (2): 11-16.
- PLOETZ, R.C., 2006.- Fusarium wilt of banana is caused by several pathogens referred to as *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. *Phytopathology*, 96: 653-656.
- ROOSSINCK, M.J., 1999.- Cucumoviruses (Bromoviridae)-general features: 315-320 (en) GRANOFF, A. & WEBSTER, R.G. (eds.) *Encyclopedia of virology*. 2nd ed. Academic Press, San Diego.
- SARAH, J.L., PINOCHET, J. & STANTON, J., 1996.- El nematodo Barrenador del Banano *Radopholus Similis* Cobb. Plagas de *Musa* - Hoja Divulgativa No. 1.
- SCHAAD, R., 1988.- Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria. The American Phytopathological Society (APS), Minnesota. 253 p.
- SIDDIQI, M.R., 2000.- *Tylenchida: Parasites of Plants and Insects*. 2nd Edition. CABI Bookshop, Wallingford, UK.
- SIKORA, R.A. & SCHLOSSER, E., 1973.- Nematodes and fungi associated with root systems of bananas in a state of decline in Lebanon. *Plant Disease Reporter*, 57: 615-618.
- STOVER, R.H., 1971.- A proposed international scale for estimating intensity of banana leaf spot. *Tropical Agriculture*, 48: 185-196.
- TARTÉ, R. & PINOCHET, J., 1981.- *Problemas nematológicos del banano: contribuciones recientes a su conocimiento y combate*. INIBAP, Panamá.
- THORNE, G., 1961.- *Principles of Nematology*. McGraw-Hill - Book Company, New York.
- VAN VAERENBERGH, J., BAEYEN, S., DE VOS, P. & MAES, M., 2012.- Sequence diversity in the Dickeya fltC gene: Phylogeny of the *Dickeya* genus and TaqMan[®] PCR for 'D. solani', New Biovar 3 variant on potato in Europe. *PLoS ONE*, 7 (5): e35738. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0035738>.
- VILLEGAS, B., CAÑAS, G.P. & LÓPEZ N., 2011.- *Enfermedades virales de los cultivos de plátano y banano en el Eje Cafetero, diagnóstico y manejo*. Universidad de Caldas - Editorial Tizán, Manizales.