

# Estado del arte y opciones de manejo del Moko y la Sigatoka negra en América Latina y el Caribe



Elizabeth Álvarez, Alberto Pantoja, Lederson Gañán y  
Germán Ceballos

**CIAT**

El Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT) —miembro del Consorcio CGIAR— en colaboración con cientos de socios en todo el mundo en desarrollo, genera tecnologías, métodos y conocimientos que permiten a los agricultores, en especial los de escasos recursos, lograr mayor eco-eficiencia en la agricultura. Es decir, contribuye a que la producción sea más competitiva y rentable así como sostenible y resiliente, mediante el uso sensato, en términos económicos y ecológicos, de los recursos naturales y los insumos adquiridos. Con su sede principal cerca de Cali, Colombia, el CIAT realiza investigación orientada al desarrollo en las regiones tropicales de América Latina, África y Asia.

[www.ciat.cgiar.org](http://www.ciat.cgiar.org)

CGIAR es una alianza mundial de investigación agrícola para un futuro sin hambre. Su labor científica la llevan a cabo los 15 centros de investigación que conforman el Consorcio CGIAR, en colaboración con cientos de organizaciones socias.

[www.cgiar.org](http://www.cgiar.org)

**FAO**

La Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) busca alcanzar la seguridad alimentaria para todos y asegurar que las personas tengan acceso a alimentos de buena calidad, que les permitan llevar una vida activa y saludable. Su mandato consiste en mejorar la nutrición, aumentar la productividad agrícola, elevar el nivel de vida de la población rural y contribuir al crecimiento de la economía mundial.

[www.fao.org](http://www.fao.org)

# Estado del arte y opciones de manejo del Moko y la Sigatoka negra en América Latina y el Caribe

Elizabeth Álvarez, Alberto Pantoja, Lederson Gañán y  
Germán Ceballos



## Contenido

<b>El Moko</b>	1
Introducción	1
El Moko en Colombia	2
El Moko en América Latina y el Caribe	4
Importancia del plátano y el banano en América Latina y el Caribe	4
Zonas afectadas por el Moko en América Latina y el Caribe	7
Reconocimiento y diagnóstico de <i>Ralstonia solanacearum</i>	8
Macromorfología de <i>R. solanacearum</i>	8
Descripción de la sintomatología del Moko en plátano	8
Transmisión y diseminación	11
Estrategias de manejo y mitigación de daños del Moko	12
Manejo preventivo	12
Manejo alternativo	13
Diversificación biológica del suelo	14
Uso de variedades tolerantes al Moko	15
Recomendaciones generales	16
<b>La Sigatoka negra</b>	19
Sintomatología	20
Ciclo patológico y epidemiología	21
Manejo de la Sigatoka negra	21
Control cultural	22
Control químico	26
Control biológico	27
Uso del lixiviado de residuos de cosecha de plátano	28
Resistencia genética	29
Recomendaciones para el manejo de la Sigatoka negra y la productividad sostenible del cultivo de musáceas en la agricultura familiar, de acuerdo a los estados de desarrollo de la planta	31
Bibliografía	32

# Estado del arte y opciones de manejo del Moko y la Sigatoka negra en América Latina y el Caribe

## El Moko

### Introducción

La industria del banano y el plátano reviste una especial importancia para la mayoría de los países de América Latina y el Caribe (ALC), en la generación de divisas y por su aporte a la seguridad alimentaria de la población de la región. Según el Cirad (2008), en ALC se producen al año más de 33 millones de toneladas de plátano y banano. Asimismo, es la región que exporta el mayor volumen de fruta, alcanzando un valor superior a los US\$3.000 millones anuales, siendo Ecuador el mayor exportador del mundo y Costa Rica el tercero. Adicionalmente, tanto la industria bananera como la platanera generan decenas de miles de trabajos directos e indirectos durante todo el año en las zonas productoras en el trópico y subtropical del continente americano (Pocasangre et al., 2009).

La Marchitez vascular causada por *Ralstonia solanacearum* se encuentra entre las enfermedades más importantes de las plantas cultivadas. Este fitopatógeno, que es habitante natural del suelo, está presente en todos los continentes y muchas islas entre los trópicos de Cáncer y Capricornio (Elphinstone, 2005). En recientes evaluaciones de patogenicidad y estudios genéticos, se ha demostrado que muchas cepas de la bacteria logran sobrevivir por más de 25 años, evolucionan en lugares muy diferentes y tienen la capacidad de permanecer en la flora nativa, en la materia orgánica del suelo o en hospedantes alternos (Buddenhagen, 1986). Debido a la diversidad genética de este fitopatógeno, a este grupo de microorganismos se le denomina el complejo de especies de *R. solanacearum* (RSSC, por sus siglas en inglés) (Fegan y Prior, 2005).

Las cepas pertenecientes al RSSC se pueden clasificar en diferentes biovars por su producción de ácido a partir de los disacáridos (celobiosa, lactosa y maltosa) y la oxidación de los alcoholes hexosa (sorbitol, dulcitol y manitol) en medio base (Hayward, 1964; Denny y Hayward, 2001).

*R. solanacearum* difiere en el rango de hospedantes que ataca, distribución geográfica, patogenicidad, relaciones epidemiológicas y propiedades fisiológicas. Por esta razón, durante las últimas tres décadas han sido utilizadas las razas y los biovars como una clasificación informal a nivel infrasub-específico. Por ejemplo, la raza 1 (biovars 1, 3 o 4) afecta un gran número de plantas, incluyendo batata, tomate y solanáceas en general; la raza 2 (biovars 1 o 3) afecta plátano, banano y heliconias; la raza 3 (biovar 2) es considerada específica de batata y está asociada a algunas solanáceas; la raza 4 (biovar 4) afecta jengibre y la raza 5, mora (Hayward, 1991).

De acuerdo a Fegan y Prior (2005), el RSSC se divide en cuatro filotipos, correspondientes a cuatro grupos genéticos identificados de acuerdo con el análisis de secuencias. Un filotipo se define como

un clúster monofilético de aislamientos que muestra el análisis filogenético de las secuencias de datos, en este caso, la región ITS, los genes *hrpB* y endoglucanasa. Los cuatro filotipos son:

- Filotipo I:** Equivalente a la división 1, definida por Cook y Sequeira (1994). Todos los aislamientos de este filotipo se encuentran en los biovares 3, 4 y 5; y son obtenidos principalmente de Asia.
- Filotipo II:** Equivalente a la división 2 y los aislamientos incluidos entre biovares 1, 2 y 2T; y son aislados principalmente de América. También se incluye *R. solanacearum* raza 3 patogénica en papa, la cual se distribuye en todo el mundo, y la raza 2 patogénica en banano y plátano.
- Filotipo III:** Comprende aislamientos agrupados en los biovares 1 y 2T y son obtenidos principalmente de África e islas cercanas.
- Filotipo IV:** Comprende aislamientos que son obtenidos principalmente de Indonesia y agrupados en los biovares 1, 2 y 2T. Estos aislamientos también se encuentran en Australia y Japón. Este filotipo incluye dos grupos relativos de *R. solanacearum*: *P. syzygii* y el BDB.

El Moko, Maduraviche o Ereke del plátano y banano, causado por *Ralstonia solanacearum* raza 2 (Smith) (Yabuuchi et al., 1995), genera pérdidas en producción, altos costos de erradicación y cuarentenas vegetales. Por lo cual, constituye uno de los problemas fitosanitarios más limitantes en América Latina y el Caribe, después de la Sigatoka negra.

La clasificación de sequevares corresponde a un grupo de dos o más secuencias idénticas de genes variantes, usualmente determinadas con base en la secuencia del gen de la endoglucanasa *egl* (Genin y Denny, 2012).

## El Moko en Colombia

Después de la Sigatoka Negra, el Moko es la enfermedad de mayor importancia económica para el cultivo de plátano y banano, destruyendo hasta el 100% en algunas plantaciones donde se presenta. Su diseminación se incrementa cuando no se toman las medidas necesarias para su control oportuno (Corpoica, 2003).

Según Toomey (2004), la enfermedad del Moko en plátano se observó por primera vez en el año 1954, en el departamento de Tolima. Las zonas más afectadas por la enfermedad se ubicaron en los departamentos de Meta, en donde arrasó 20.000 ha entre 1970 y 1980. En el Urabá antioqueño se erradicaron 87 ha en 1993, lo cual coincidió con la máxima incidencia de la enfermedad (Castañeda y Espinosa, 2005; Londoño, 2012). En Santa Marta en 1996, durante solo 2.5 meses se erradicaron 4.387 plantas afectadas en un área total de 18.3 ha de banano Cavendish (Mejía, 1996); y en el Quindío, entre 1999 y 2000, generó pérdidas por COP\$146.5 millones (Obregón, 2007).

Aunque el cultivo de plátano en el departamento del Quindío ha alcanzado un gran desarrollo tecnológico, este está amenazado seriamente por el Moko, enfermedad que está presente en la región desde el año 1971 (Acorbat, 2002), a pesar de que el Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) implementó una campaña de control, casi desde el momento de su aparición (Vargas-

Sánchez et al., 2002). El problema en el Quindío aumentó sorprendentemente a partir de 1997, no obstante los esfuerzos por controlarlo. El ICA seccional Quindío, en búsqueda de soluciones, diseñó una nueva campaña a través de un intensivo programa de manejo integrado, y con el apoyo de los propios agricultores para formar un grupo que llamaron “Club de Afectados por Moko” para el control de la enfermedad, logrando resultados muy positivos (Toomey, 2004).

El problema de Moko en la Zona Cafetera colombiana se agrava por la siembra de cultivos hospedantes de la bacteria cerca de cultivos de plátano. Fegan y Prior (2005) reportaron que el filotipo II de *R. solanacearum* no solo afecta el plátano, sino también el tomate (*Lycopersicon esculentum*). De una plantación de tomate en Montenegro (Quindío) con síntomas de Marchitez bacteriana, se aisló *R. solanacearum* en Medio Semiselectivo Sur África (SMSA, por sus siglas en inglés) y se inoculó en plantas de plátano en condiciones de invernadero, logrando reproducir los síntomas de Moko (CIAT, 2005) (Figura 1).



Figura 1. Plantación de tomate afectada por marchitez vascular *R. solanacearum*.

En 2004 en Colombia, el Moko del plátano aumentó el área afectada, hasta el punto que el 95% de los predios plataneros del país tenían como mínimo una planta con Moko, a pesar de la divulgación de las medidas preventivas y el manejo de la enfermedad (comunic. pers., Galindo, ICA-Bogotá, 2004).

El Moko ha reducido seriamente la producción de plátano en las principales áreas sembradas en Colombia, generando pérdidas hasta del 100%, lo que ha obligado a muchos productores a sustituir el cultivo por otros frutales, ante la carencia de opciones para su control y erradicación. En las áreas afectadas, se ha difundido a lo largo de los principales ríos en los departamentos de

Tolima, Valle del Cauca, Huila, Caquetá, Amazonas y Putumayo, y en la Costa Atlántica (Belalcázar et al., 2003b). La semilla constituye la fuente de infección primaria en las zonas libres de la enfermedad.

Contrario a lo que ocurre con otras enfermedades que afectan el cultivo de plátano, el Moko destruye el racimo e impide que la planta cumpla con su ciclo vegetativo (Martínez y García, 2004). A pesar de presentarse en focos, esta enfermedad es devastadora, y una vez se detecta una planta enferma, esta se debe erradicar para evitar la diseminación de la bacteria hacia las plantas sanas y el suelo.

La bacteria es transmitida a través de herramientas infestadas, insectos vectores, residuos vegetales infectados, suelo contaminado y contacto de las raíces de plantas enfermas con las plantas sanas. La bacteria tiene la capacidad de diseminarse a través del agua de escorrentía por ríos y quebradas y semilla de plantaciones contaminadas.

Una vez que la enfermedad se presenta en una localidad, se propaga posteriormente al interior de las plantaciones, mediante las labores de cultivo con herramientas que no son desinfectadas constantemente, también en el calzado con suelo proveniente de sitios afectados, los insectos y probablemente aves, así como animales domésticos y el hombre (Álvarez et al., 2007).

Las prácticas para el manejo de esta enfermedad se reducían antiguamente a erradicar las plantas que presentaban síntomas y posteriormente cambiar de cultivo. Las investigaciones realizadas sobre este tema demuestran que la sobrevivencia de la bacteria varía de 2 a 10 años en suelos de barbecho, mientras que en otros suelos, la población declina rápidamente a pesar de la presencia de cultivos susceptibles (Martins, 2000).

El trabajo interinstitucional CIAT-ICA y la investigación participativa con productores líderes del departamento del Quindío permitieron el diseño y la validación de un protocolo de manejo para las áreas afectadas por Moko, con excelentes resultados, conocido como el sistema semáforo (Álvarez e ICA, 2007).

Actualmente las estrategias de manejo del Moko en los cultivos de plátano y banano están enfocadas en evitar la llegada de la bacteria por cualquiera de los medios de diseminación y/o erradicar mediante técnicas químicas las plantas que muestren infección.

## **El Moko en América Latina y el Caribe**

### **Importancia del plátano y el banano en América Latina y el Caribe**

Asia, centro de origen de las musáceas, es el continente que más produce las diferentes especies del género *Musa*, seguido de África y América Latina (Figura 2).

A pesar de los importantes cambios en el número de países adherentes a la Unión Europea (UE) (actualmente 27) y de las reglas de importación, América Latina sigue en expansión como principal proveedor de banano Cavendish con 3.8 millones de toneladas en 2007 (73%), mientras que la producción de los países africanos, caribeños y del Pacífico (ACP) (0.8 millones de toneladas, 16%) y la producción comunitaria (UE) (0.5 millones de toneladas, 11%) ha continuado en descenso (Figura 3).



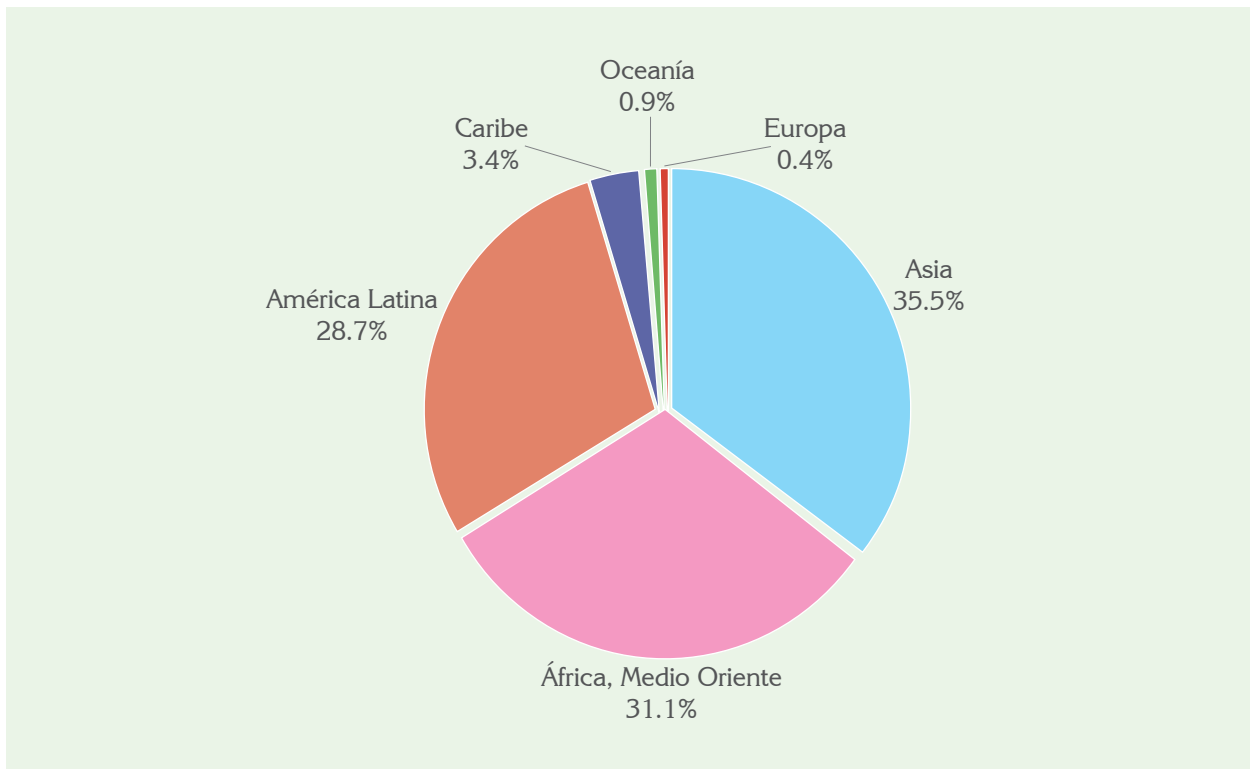


Figura 2. Producción total de musáceas por continentes (Cirad, 2008).

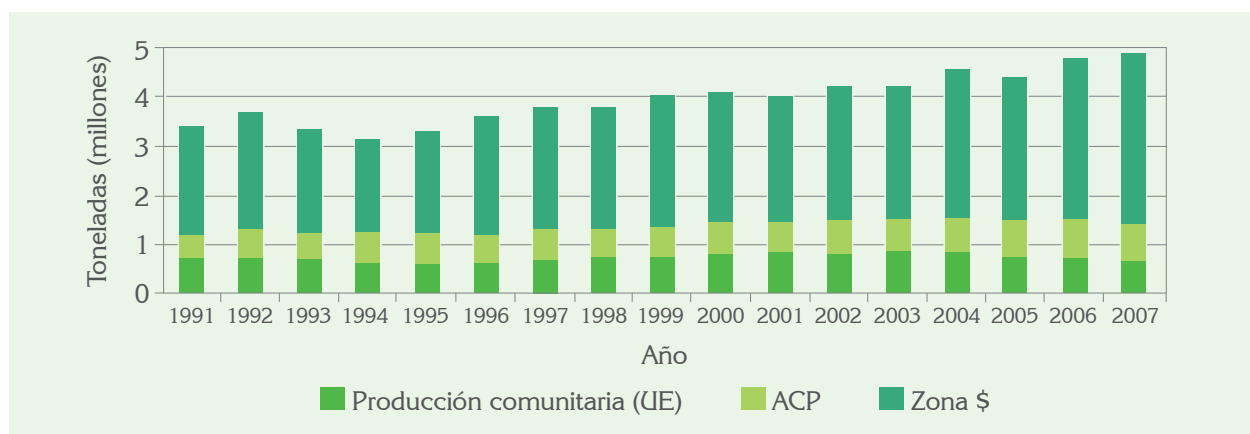


Figura 3. Evolución del abastecimiento de la Unión Europea en banana Cavendish por origen (Lescot, 2009).

En 2007, América Latina y el Caribe participó con 32.1% de la producción mundial de banana y plátano, después de Asia (35.5%). La mayor participación correspondió a la producción de banana Cavendish con 23.8%, en comparación con Asia, 55.9%. La producción de plátano en ALC fue del orden de 35.1%, en comparación con África 56.7% (Lescot, 2008).

En cuanto al abastecimiento de plátano de la UE, es notable la progresión lineal desde 1995, debido principalmente al consumo por parte de grupos étnicos (africanos y latinos) en los últimos años (Figura 4).

En 2007, el 97% del mercado de importación de plátano por parte de la Unión Europea fue cubierto por países de América Latina, como Ecuador (49.7%), Colombia (37.4%) y Costa Rica (9.9%) (Figura 5) (Lescot, 2008).

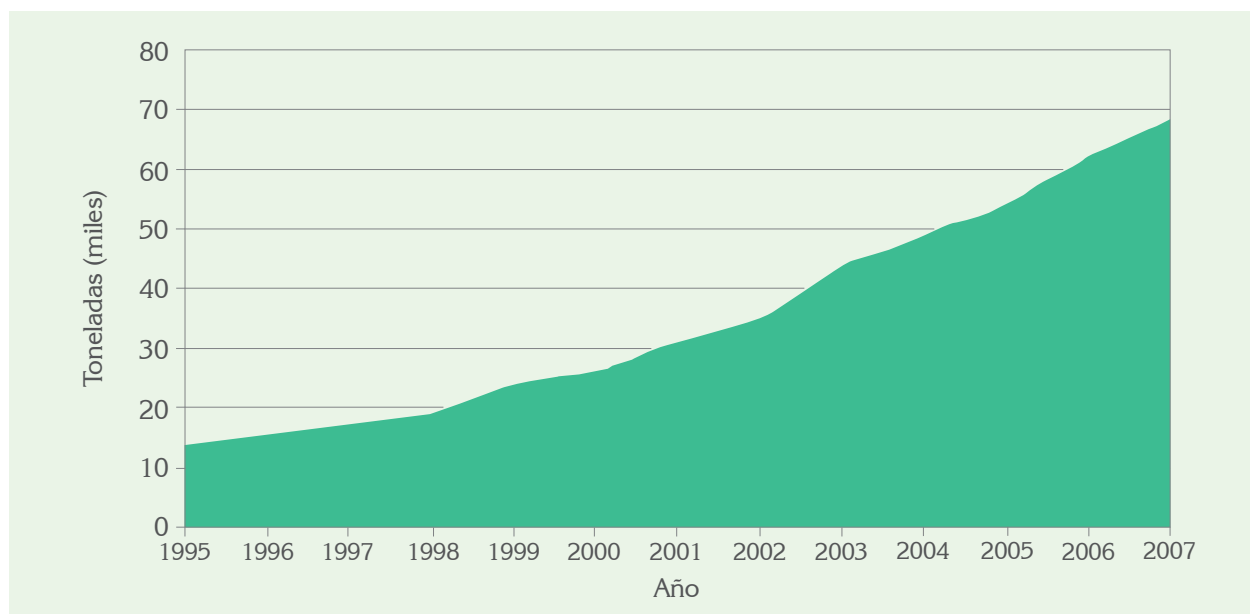


Figura 4. Evolución de las importaciones de plátano en la Unión Europea (2007: 68.448 toneladas). FUENTE: Lescot (2008).

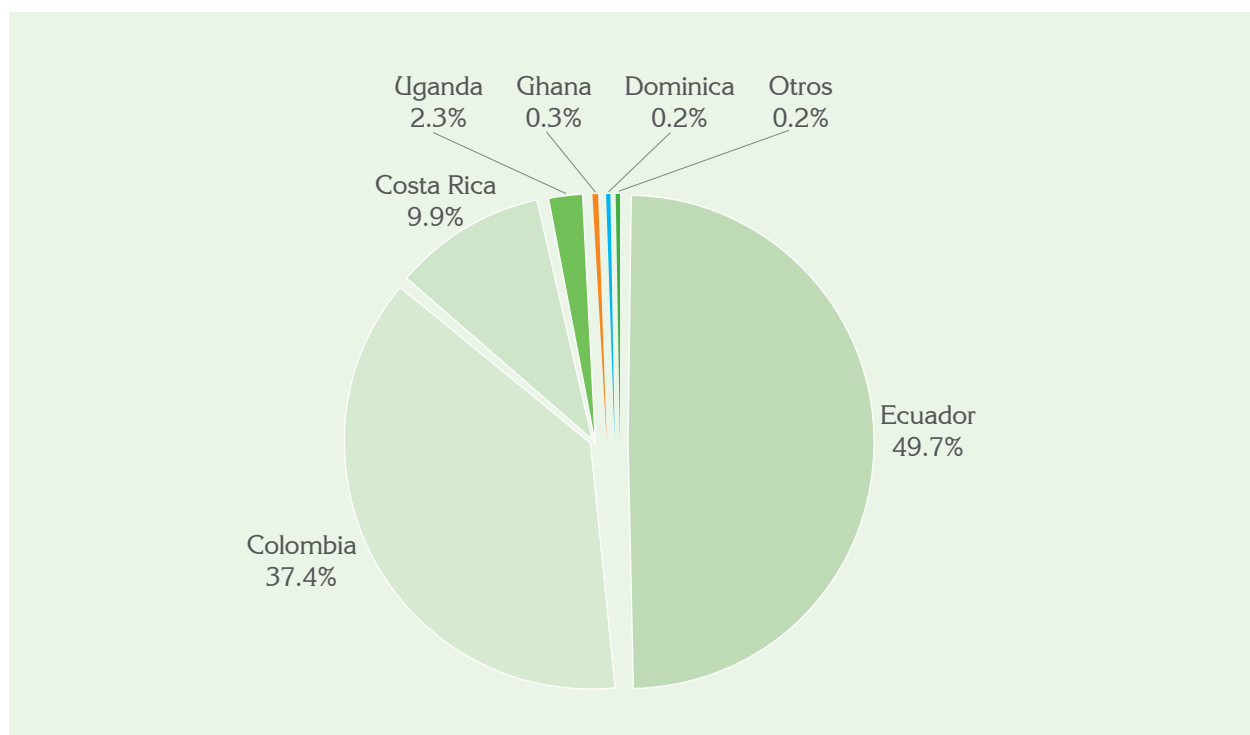


Figura 5. Distribución del suministro de plátano en la Unión Europea (2007). FUENTE: Lescot (2008).

## Zonas afectadas por el Moko en América Latina y el Caribe

Esta enfermedad, según Thurston (1989), ocasionó graves pérdidas en 1840 en Guyana. Luego hacia finales del siglo XIX causó en Trinidad la destrucción casi total del cultivar de plátano “Moko”, de donde la enfermedad deriva su nombre. En la década de 1960, un patotipo transmitido por insectos devastó el cultivo de plátano en América Central, al igual que en Colombia y la selva amazónica del Perú. Se estima que en América Latina la enfermedad eliminó cultivos de plátano y banano en miles de kilómetros cuadrados (Buddenhagen, 1986; Belalcázar et al., 2003b).

El Moko es endémico de América Central y América del Sur, con registros oficiales en Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, Ecuador, El Salvador, Granada, Guatemala, Guyana, Honduras, México, Nicaragua, Panamá, Perú, Surinam, Trinidad y Venezuela. En 2004, se confirmó la enfermedad en St. James, Jamaica (Eyres et al., 2005).

En Colombia se reportó por primera vez en 1954, así como en Perú, Hawaii y a lo largo del río Amazonas (Quinon y Aragaki, 1963; Stover, 1972).

En Honduras, el Moko ha sido más frecuente en los últimos años en el Valle de Comayagua, principal centro de producción hortícola del país, por lo cual se considera una seria amenaza para cultivos susceptibles (Figura 6) (FHIA, 2011).

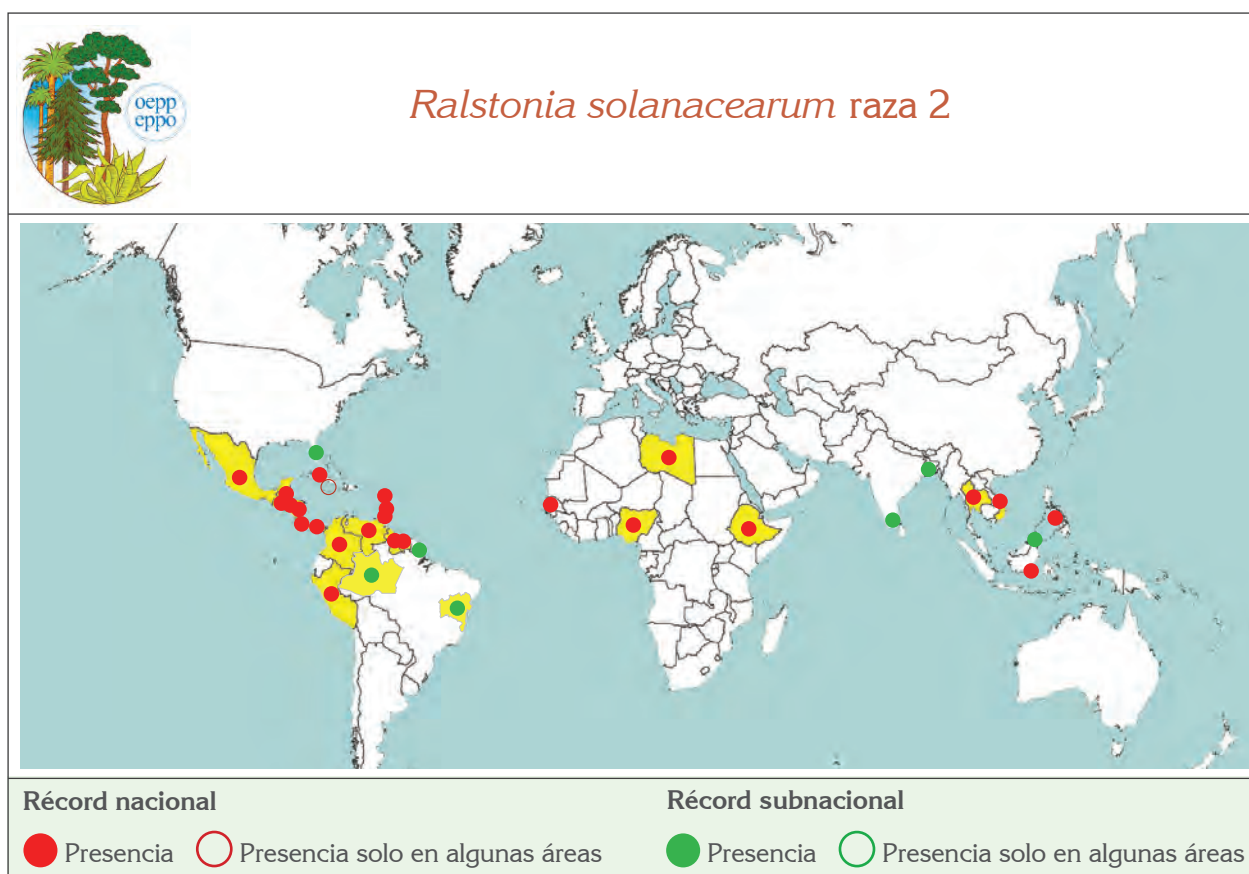


Figura 6. Distribución de *R. solanacearum* en el mundo.  
 FUENTE: EPP (2010).

## Reconocimiento y diagnóstico de *Ralstonia solanacearum*

### Macromorfología de *R. solanacearum*

Se presentan dos clases de colonias, una es fluida (mucoide), debido a la abundante producción de polisacárido extracelular (EPS, por sus siglas en inglés), lisa, irregular y redonda; mientras que la otra es de apariencia seca, redonda, translúcida, rugosa y no fluida. En un medio que contenga tetrazolio, las colonias normales virulentas son lisas, fluidas, irregulares, blancas o levemente rojas en el centro de la colonia; y las mutantes avirulentas son completamente opuestas (Kelman, 1954).

Las colonias de *R. solanacearum* crecidas en el Medio Semiselectivo Sur África (SMSA) son fluidas, con bordes irregulares y mucoides, formando un remolino rojo en el centro, clasificadas como un tipo virulento y de apariencia similar en el medio de cloruro de trifenil tetrazolio (TZC) (Kelman, 1954) (Figura 7).

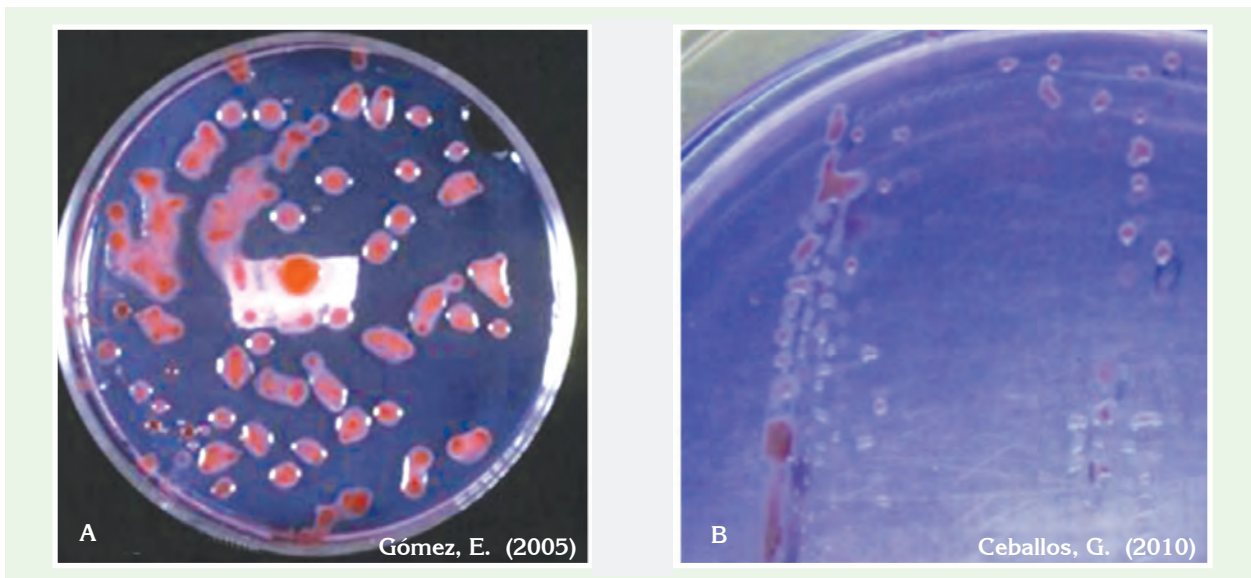


Figura 7. Colonias características de *Ralstonia solanacearum*.

### Descripción de la sintomatología del Moko en plátano

Los síntomas que manifiesta esta enfermedad son variables y pueden tardar varias semanas para desarrollarse y se requiere una persona capacitada para detectarlo en las primeras etapas. Esta característica aumenta el riesgo de diseminación de la enfermedad del Moko, ya que plantas aparentemente sanas son deshojadas, deshijadas, cosechadas, etc., sin ninguna precaución (Vásquez, 2008).

El Moko induce un marchitamiento que inicia con el amarillamiento y el colapso de las hojas más jóvenes, así como necrosis de la hoja candela (conocida también como hoja tabaco o cigarro). Estos síntomas progresan hacia las hojas más viejas e internamente los tejidos vasculares se tornan necróticos, especialmente aquellos localizados en la zona central del pseudotallo. Las frutas inmaduras de las plantas infectadas muestran color amarillo y pudrición seca de la pulpa, formando

una cavidad. Cuando se presentan infecciones tempranas, o antes de la floración, se produce un desarrollo anormal del racimo o ninguno del todo en algunas plantas (De Oliveira e Silva et al., 2000).

Por ser una enfermedad sistémica, es decir que se transloca en la planta por los haces vasculares, la sintomatología puede aparecer en cualquier estado fenológico del cultivo. En plántulas recién sembradas, aparece un amarillento generalizado y posterior necrosis (Figura 8A) y, al hacer un corte en el pseudotallo, aparecen unos puntos rojizos o líneas de color café, las cuales corresponden a los haces vasculares donde la bacteria patógena degradó los tejidos (Figura 8B).

En plantas jóvenes, aparecen hojas secas en medio de hojas asintomáticas o la hoja bandera se presenta completamente necrosada (Figura 9).



Figura 8. A. Síntomas de Moko en plantas de plátano de 2 meses de trasplante. B. Haces vasculares necrosados, vistos en un corte transversal de pseudotallo (observación al estereoscopio).



Figura 9. Síntomas de necrosis en hojas alternas.

El daño interno se aprecia en forma de lesiones de color, primero amarillo pálido, luego pardo-rojizo y, finalmente, negro al cortar el raquis floral o vástago, los frutos, el pseudotallo y los cormos (Vásquez, 2008) (Figura 10).

Cuando el ataque es tardío o cuando la transmisión es por insectos vectores al racimo, aparecen coloraciones rojizas o negras en los dedos afectados y, al hacer un corte transversal en el raquis del racimo, aparecen puntos, correspondientes a los haces vasculares afectados por donde la bacteria se ha movido al interior de la planta (Figura 11).



Figura 10. Síntomas de necrosis de haces vasculares en pseudotallo (corte diagonal).



Figura 11. A. Síntomas de Moko en corte transversal del raquis. B. Necrosis interna en la pulpa de la fruta. C. Frutos de racimo de plátano con Moko.

Al cortar los órganos afectados o al desprenderse las brácteas de la bellota o bacota, hay desprendimiento del látex y exudación de la bacteria en forma de pequeñas gotas de color blanco (ICA, 2000) (Figura 12).



Figura 12. Exudados desprendidos en la bellota o bacota.

## Transmisión y diseminación

También se puede diseminar a nuevas áreas a través del suelo infestado, por contacto de las raíces o ser transmitida por insectos vectores, siendo el racimo floral el sitio de la infección primaria. Posteriormente, la enfermedad puede incluir síntomas de marchitez (Denny y Hayward, 2001). Los insectos, en especial la avispa del género *Trigona* sp., transmiten la bacteria de racimos de plantas enfermas a racimos de plantas sanas.

La enfermedad del Moko puede ser transmitida por la semilla asexual, al seleccionar como material de siembra los colinos de plantas afectadas. Esta ha sido la principal forma de dispersión entre las diferentes regiones productoras de plátano en cada país.

La propagación del Moko al interior de una plantación comercial ocurre principalmente por el uso de herramientas de trabajo contaminadas durante las labores rutinarias (como deshojes, descolines o desguasques), como palines, machetes o deshojadoras que han entrado en contacto con el látex de una planta enferma. Estas herramientas pueden transmitir fácilmente la enfermedad a plantas sanas cercanas.

La infección de las frutas es casi inexistente en las plantaciones comerciales, ya que estas se embolsan para protegerlas de los insectos. Además, se remueven los brotes masculinos, reduciendo la posibilidad de inoculación (Molina, 1999).

Por fuentes de agua, como el riego, aguas de escorrentía, nivel freático y quebradas, debido a la inadecuada práctica que hacen los productores de arrojar las plantas afectadas a los ríos y quebradas (Martínez-Garnica, 2006).

Estos medios de diseminación y transmisión, asociados con la falta de cultivares resistentes y tecnología de baja producción, convierten la enfermedad del Moko en un problema muy serio para el cultivo de plátano y banano (Molina, 1999; De Oliveira e Silva et al., 2000).

## Estrategias de manejo y mitigación de daños del Moko

El control de la enfermedad del Moko ha sido limitado, debido a la falta de tecnologías efectivas de manejo y a que no existen variedades de plátano resistentes. Los únicos mecanismos de control a disposición de los agricultores son el uso de semilla limpia, desinfección de calzado y herramientas en el momento del deshoje, erradicación de plantas con síntomas de la enfermedad y marcación de los sitios afectados. Todos ellos recomendados por instituciones como el Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica) y el CIAT (Mesa y Triviño, 2007).

### Manejo preventivo

El principal medio de control de la enfermedad del Moko es la exclusión, es decir, impedir que la enfermedad entre a la plantación por los diferentes medios de transmisión.

#### Material de siembra sano

Esta medida ha sido tradicionalmente una de las más efectivas en el manejo, ya que se garantiza la sanidad del material producido. Esta práctica involucra el uso de un sistema de cámara térmica —implementado por el CIAT y la Federación Nacional de Plataneros (Fedeplátano) de Colombia— para la brotación múltiple, en el cual la termoterapia estimula el rápido crecimiento de semilla limpia (Figura 13), con lo cual se pueden llegar a producir aproximadamente 90 propágulos/m<sup>2</sup> por mes, con una fase total en vivero de 3 meses. El sistema de cámara térmica permite el control automatizado y constante de variables climáticas, como temperatura y humedad relativa. La utilización del material producido permite beneficiar a pequeños y medianos productores, y asociaciones de agricultores para el acceso a semilla de alta calidad y bajo costo (Álvarez et al., 2013a).



Figura 13. Sistema de propagación masiva de semilla limpia, en cámara térmica.



### **Desinfestación de herramientas, calzado y llantas de vehículos**

Se deben desinfestar las herramientas, como deshojadoras, palines, machetes, etc., con un bactericida (hipoclorito de sodio al 2.5%), asperjando las herramientas al hacer las labores en cada planta. Aparte, se colocan pocetas en la entrada de la finca y los diferentes lotes, en las cuales se deposita una solución de hipoclorito para la desinfestación del calzado de los trabajadores al entrar y salir. Para las llantas de vehículo, se construye una poceta a la entrada de la finca, y en ella se vierte una solución de hipoclorito de sodio, en la misma concentración.

Nota: Después de evaluar más de 100 productos para la desinfestación de herramientas, el CIAT determinó que el hipoclorito de sodio al 2.5% fue la fuente más efectiva y económica para prevenir la diseminación de *R. solanacearum* en herramientas. El formol (formaldehído) ha sido tradicionalmente usado como desinfectante/esterilizante de herramientas y sustratos de siembra, pero tiene serias implicaciones de alto impacto en el ambiente, reduce la fertilidad del suelo y constituye un riesgo de intoxicación para los operarios. El hipoclorito de sodio en la concentración recomendada es una opción efectiva para la desinfestación de herramientas y constituye una alternativa de manejo preventivo, diferente al formol. La solución de hipoclorito de sodio debe renovarse cada 3 horas, para reducir la degradación por efecto de la radiación solar.

### **Erradicación de plantas enfermas**

Si la enfermedad está en la plantación, se deben implementar las siguientes medidas: (1) encerrar las plantas enfermas y las cinco más cercanas a su alrededor; (2) erradicar dichas plantas, inyectándoles 50 mL de una dilución del 20% de glifosato en el pseudotallo, haciendo cuatro punciones de 5 mL cada una.

Nota: Estas plantas constituirán el foco de la enfermedad y las labores hechas en estos sitios deben estar a cargo de una sola persona, la cual utilizará vestimenta (calzado y vestido) y herramientas que solamente se emplearán en dichos focos y no en el resto de la plantación.

### **Manejo alternativo**

Álvarez et al. (2002) sugirieron, como una alternativa promisorio, la utilización del lixiviado de compost, mediante la descomposición de residuos orgánicos en productos benéficos, para el enriquecimiento de los microorganismos benéficos y la prevención de enfermedades; también dichos lixiviados mejoran la fertilidad del suelo y la nutrición de las plantas (SP-IPM, 2008).

Arenas et al. (2004) determinaron que la incorporación de flor de muerto (*Tagetes patula*) al suelo redujo la población bacteriana de *R. solanacearum* en 84.7%.

Asimismo, se lograron reducciones significativas de la bacteria patógena en el suelo con la aplicación de otras fuentes, como el 58.2% de control con fertilizante líquido (compuesto por nitrógeno total 2.7%, fósforo 1.7%, potasio 5%, ácidos fúlvicos 12% y húmicos 5%); el 50.8% con incorporación de calfos y 31.6% con el lixiviado de compost de raquis de plátano.

El lixiviado de plátano (Figura 14) está compuesto por una mezcla de sustancias no húmicas (azúcar, aminoácidos, polisacáridos, proteínas) y húmicas, que son mezclas de distintos complejos macromoleculares, e involucra la acción de los microorganismos encargados de realizar la descomposición microbiana (Arenas et al., 2004). Su efecto de inhibición sobre los fitopatógenos estudiados, como *Mycosphaerella fijiensis*, *R. solanacearum* y *Sphaerotheca pannosa*, es atribuido a la acción conjunta de compuestos bioquímicos con efecto antimicrobiano, como ácidos fenólicos, saponinas, aceites esenciales, naftoquinonas y terpenoides, principalmente (Mainer, 2009).



Figura 14. Producción de lixiviados de raquis de plátano.

Estas alternativas se han establecido debido a que el manejo químico puede llegar a generar problemas ambientales y en la salud humana, y a que prácticas como la rotación de cultivos no han sido completamente exitosas para el manejo de la enfermedad del Moko, y a la capacidad que tiene la bacteria de sobrevivir durante años en la materia orgánica, en el suelo o en hospedantes alternos. El uso de estos productos alternativos sustituyó el empleo de formol (formaldehído), un producto altamente tóxico que era empleado por los agricultores en sus fincas.

### Diversificación biológica del suelo

Con la fertilización orgánica, el uso de lixiviados y la reducción de las aplicaciones de herbicidas para el control de arvenses, se ha observado un efecto positivo sobre la biodiversidad del suelo, lo cual se demuestra por el aumento en la población de micorrizas nativas, cantidad de lombrices y de nematodos benéficos (Chagüezá, 2011), factores considerados importantes como indicadores en la determinación de la sanidad del suelo.

Es de resaltar que la diversidad biológica genera, además, un mejoramiento de las propiedades químicas del suelo (especialmente materia orgánica y disponibilidad de nutrientes) y físicas (principalmente estructura, porosidad y retención de humedad), con lo cual se mejora también la nutrición del cultivo (Fernández-Larrea, 2001; Álvarez et al., 2011).

## Uso de variedades tolerantes al Moko

En el CIAT, se hicieron pruebas de infección para Moko, empleando cepas patogénicas representativas de la diversidad genética de *R. solanacearum* en Colombia (Gómez et al., 2006). Estas fueron inoculadas en 34 variedades de plátano y banano en condiciones de invernadero, lo que permitió seleccionar seis variedades de plátano (Pelipita, Saba, Fougamou, Maritú, Pisang Ceylan y FHIA-21) y cuatro de banano (FHIA-17, FHIA-01, Sedita y Yangambi km5), por su respuesta de resistencia al Moko, y con potencial de uso para el mercado en fresco (CIAT, datos sin publicar).

Posteriormente, se seleccionaron dos variedades de plátano para establecer un ensayo piloto, que actualmente se está evaluando en tres fincas de la principal región platanera de Colombia (Zona Cafetera central: Quindío), en focos donde el Moko ha devastado la variedad Dominico Hartón *Musa* AAB (altamente susceptible al Moko). Se han logrado resultados promisorios para el manejo de la enfermedad, con excelente respuesta de tolerancia al Moko, sin mostrar síntomas típicos de la enfermedad.

Se han cosechado racimos de óptimas cualidades en cuanto a rendimiento y calidad y, simultáneamente, una de las variedades también muestra tolerancia a la Sigatoka negra, lo cual concuerda con lo descubierto por Cuéllar et al. (2011) en evaluaciones hechas en invernadero, y los reportes de la Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA, 2008), sobre la adaptabilidad y respuesta del híbrido FHIA-21 a la Sigatoka negra en República Dominicana.

**Ventajas:** Además de mostrar tolerancia al Moko y su evidente respuesta también ante la Sigatoka negra, el híbrido FHIA-21 es una opción de manejo que aporta a la reducción de aplicaciones de agroquímicos para las dos enfermedades, traducido en menor contaminación ambiental de fuentes de agua, menor exposición de los operarios a productos químicos y bajos costos de producción.

## Recomendaciones generales

Estado de la enfermedad del Moko	Manejo preventivo	Intervención	Erradicación
<b>Ausente en la finca</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. Uso de semilla certificada. No intercambiar cormos con otras fincas y de dudosa calidad. Desinfestar semilla.</li> <li>2. Fertilización según recomendaciones de extensionista o paquete tecnológico nacional.</li> <li>3. Puestos de desinfestación en la entrada de la finca.</li> <li>4. Capacitación periódica sobre el conocimiento y la prevención de la enfermedad.</li> <li>5. Embolsar oportunamente los racimos.</li> <li>6. Producir lixiviado con raquis de plátano sanos (ver protocolo de producción de lixiviados Álvarez et al., 2013b).</li> <li>7. Monitoreo de la enfermedad.</li> </ol>		
<b>Presente en fincas cercanas</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. Uso de semilla sana obtenida por termoterapia. No intercambiar cormos con otras fincas y de dudosa calidad.</li> <li>2. Puestos de desinfestación en la entrada de la finca.</li> <li>3. Fertilización adecuada y oportuna del cultivo.</li> <li>4. Capacitación periódica sobre el conocimiento y la prevención de la enfermedad.</li> <li>5. Embolsar oportunamente los racimos.</li> <li>6. Producir lixiviado con raquis de plátano sanos.</li> <li>7. Cercar para prevenir entrada de animales de las fincas vecinas.</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. Informar a las entidades fitosanitarias sobre la existencia de focos de la enfermedad.</li> <li>2. Sugerir a los agricultores la aplicación de medidas de intervención.</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. Pedir la intervención de las entidades fitosanitarias en estas áreas.</li> </ol>

(continúa)

Estado de la enfermedad del Moko	Manejo preventivo	Intervención	Erradicación
Presente en la finca	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. Usar semilla sana, obtenida por termoterapia. No utilizar semilla de la misma finca.</li> <li>2. Sembrar variedades resistentes.</li> <li>3. Desinfestación constante de herramientas y calzado y ropa de obreros.</li> <li>4. Capacitar a administradores y operarios sobre su manejo preventivo.</li> <li>5. Embolsar oportunamente los racimos.</li> <li>6. Cercar o aislar las áreas afectadas para evitar entrada de animales y obreros.</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. Con ayuda de autoridades competentes, intervenir los focos siguiendo el protocolo de erradicación.</li> <li>2. Proteger el suelo contra la erosión y escorrentía.</li> <li>3. Incorporar al suelo roca fosfórica, flor de muerto y lixiviados de raquis.</li> <li>4. Usar materia orgánica debidamente compostada y microorganismos antagonistas.</li> </ol>	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. Secar plantas afectadas y las cinco más cercanas, de acuerdo al protocolo de manejo con círculos o sistema semáforo (ver folleto Álvarez e ICA, 2007; actualizado Álvarez et al., 2013c).</li> </ol>

# Estado del arte y opciones de manejo del Moko y la Sigatoka negra en América Latina y el Caribe

## La Sigatoka negra

La Sigatoka negra, causada por el hongo *Mycosphaerella fijiensis*, es la enfermedad foliar que representa la principal limitante en la producción de musáceas a nivel mundial. Esta enfermedad causa una considerable reducción en el área foliar fotosintética de la planta (Figura 15) y, en consecuencia, los racimos y los frutos tienen un menor peso en comparación con las plantas sanas (Ramsey et al., 1990). Adicionalmente, las infecciones severas de la Sigatoka negra tienen un efecto marcado en la fisiología del fruto, causando madurez prematura (Meredith, 1970; Stover, 1972; Wardlaw, 1972). La severidad de esta enfermedad se incrementa en un sistema como el de las musáceas, en el cual el cultivo de un clon genéticamente uniforme en grandes extensiones hace que el sistema sea altamente vulnerable a ataques epidémicos del patógeno (Manzo-Sánchez et al. 2005).



Figura 15. Cultivo de plátano Dominico Hartón (*Musa AAB*) afectado por la Sigatoka negra.

La Sigatoka negra fue registrada por primera vez en las Islas Fiji, en 1963, donde en poco tiempo se diseminó, desplazando a la Sigatoka amarilla (*M. musicola*). Este desplazamiento se ha observado en forma similar en la mayoría de regiones bananeras y plataneras del mundo (Belalcázar 1991; Martínez-Bolaños, 2012) y obedece principalmente a la agresividad de *M. fijiensis*, favorecida por las condiciones ambientales (especialmente temperatura) y expresada en un menor número de días requeridos para completar su ciclo patológico, en comparación con los días requeridos por *M. musicola*. En la actualidad, la enfermedad ha sido reportada en la mayoría de zonas de trópicos y subtrópicos donde se cultivan las musáceas. Las variedades de plátano y banano más importantes y extensamente cultivadas son susceptibles a esta enfermedad que, bajo condiciones favorables, puede reducir los rendimientos de 35 hasta 50% (Riveros, 2000; Bennett y Arneson, 2003).

## Sintomatología

Los síntomas de la Sigatoka negra varían en función del estado de desarrollo de la planta, variedad del hospedante y severidad del ataque. En variedades susceptibles, la enfermedad se reconoce principalmente por la presencia de un gran número de rayas y manchas, más notorias por el envés de las hojas. Las manchas aceleran el secamiento y muerte del área foliar, lo cual afecta la capacidad fotosintética de la planta. El avance de la enfermedad puede ser observado, al inicio, como manchas o puntos pequeños de color rojo a café, principalmente sobre el envés de las hojas, los cuales van creciendo y alargándose hasta producir manchas más oscuras, que luego comienzan a secarse (Marín et al., 2003).

Normalmente la enfermedad evoluciona a través de etapas, en las cuales se reconocen seis estados según la escala de Fouré (1982) (Figura 16):

- Estado 1.** Pequeñas lesiones o puntos de color blanco-amarillento a marrón, de 1 mm de longitud, denominadas pizcas, apenas visibles en el envés de las hojas.
- Estado 2.** Rayas o estrías cloróticas de 3–4 mm de longitud por 1 mm de ancho, de color inicialmente amarillo verdoso y luego café.
- Estado 3.** Las rayas o estrías se alargan y amplían, dando la impresión de haber sido pintadas con pincel, sin bordes definidos y de color café, que pueden alcanzar hasta 2 cm de longitud.
- Estado 4.** Manchas ovaladas de color café en el envés y negro en el haz.
- Estado 5.** Manchas negras rodeadas de un anillo negro y a veces un halo amarillento y centro seco y semihundido.
- Estado 6.** Manchas con centro hundido de color blanco grisáceo, con hundimiento del tejido, de coloración marrón clara, rodeada de tejido clorótico.

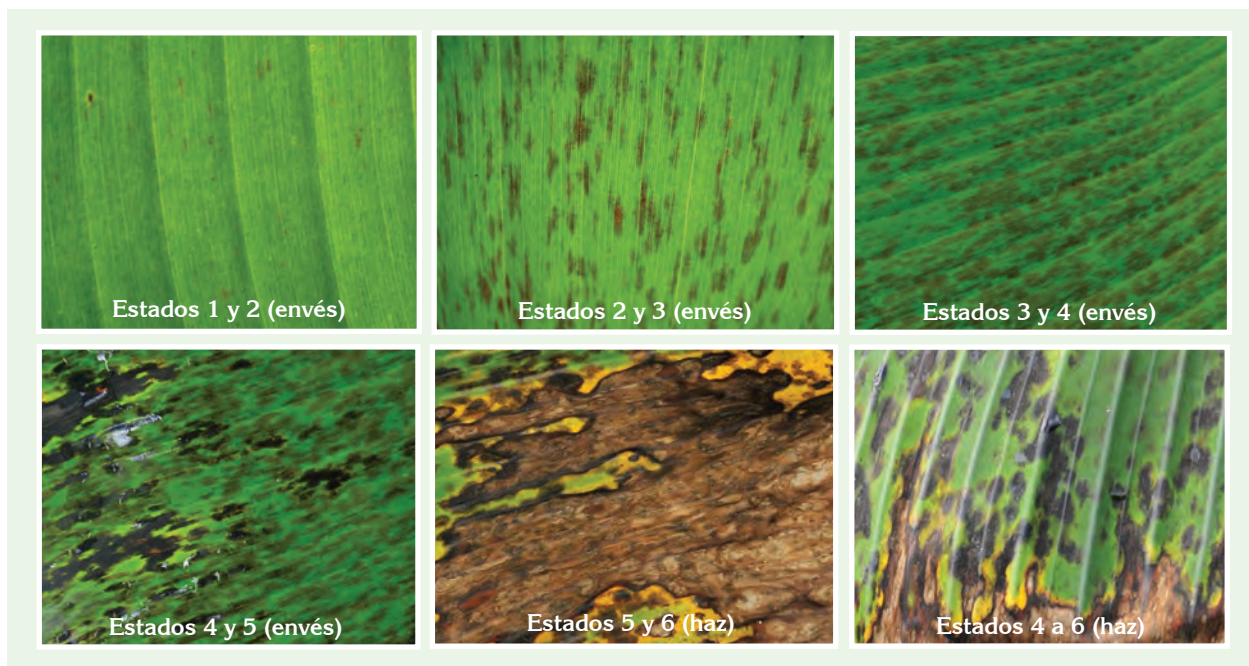


Figura 16. Estados del avance de la sintomatología ocasionada por la Sigatoka negra.

## Ciclo patológico y epidemiología

El ciclo de la enfermedad se encuentra directamente influenciado por las condiciones climáticas, la variedad cultivada y el manejo agronómico del cultivo.

Se ha establecido que la agresividad del patógeno está en relación directa con las condiciones climáticas, siendo evidente que las zonas más afectadas por la Sigatoka negra se caracterizan por tener una precipitación mayor a 1.400 mm anuales, humedad relativa mayor al 80% y temperatura promedio entre 23 a 28 °C (Fouré, 1994; Gauhl, 1994; Mobambo, 1995; Martínez et al., 2002; Torrado y Castaño-Zapata, 2008).

El hongo que causa la Sigatoka negra en musáceas se puede propagar a través de dos formas, las cuales representan: (i) el estado sexual llamado *Mycosphaerella fijiensis*, caracterizado por la producción de esporas denominadas ascosporas, las cuales se producen en estados avanzados de la enfermedad (estados 5 y 6) y (ii) el estado asexual llamado *Pseudocercospora fijiensis*, que produce esporas denominadas conidias, producidas en estados tempranos del avance de la enfermedad (estados 2 a 5), presentándose en mayor cantidad sobre el envés de las hojas afectadas (Merchán, 2000).

Tanto conidias como ascosporas tienen una función importante en la dispersión de la enfermedad (Marín et al., 2003). Ambas son infectivas, produciendo el mismo tipo de mancha y el posterior desarrollo de la enfermedad (Ploetz, 2001; Agrios, 2005). Las ascosporas son consideradas el principal medio de dispersión a largas distancias entre plantaciones y entre nuevas áreas (Ploetz, 2001; Pineda-Rubio y Castaño-Zapata, 2005). Las conidias se asocian principalmente con la diseminación local de la enfermedad, mediante el viento, la lluvia y el salpique (Marín et al., 2003; Agrios, 2005; Torrado y Castaño-Zapata, 2008).

Las ascosporas son depositadas principalmente sobre el envés de las hojas, durante el despliegue de la nueva hoja, produciendo una banda patrón de infecciones en el primer lado expuesto, lo cual es un reflejo de la creciente deposición de esporas en el cilindro de la hoja cigarro durante su despliegue (Marín et al., 2003). La infección es promovida por períodos extendidos de alta humedad y la presencia de agua libre sobre las hojas (Marín et al., 2003; Agrios, 2005).

Las esporas (ascosporas y/o conidias) germinan y los tubos germinativos entran a la hoja a través de las aberturas estomatales. Posteriormente el hongo crece dentro de la hoja, consumiendo el contenido interno celular y matando las células. Sin embargo, dependiendo de las condiciones ambientales, los síntomas iniciales solo se pueden observar 10 a 30 días después de la infección, es decir, en la hoja 3 o superiores. Luego, las hojas enfermas van a ser fuente de nuevo inóculo que dará lugar a nuevas infecciones dentro del campo (Figura 17), por lo cual, si las condiciones ambientales son favorables, la enfermedad puede generar efectos devastadores.

## Manejo de la Sigatoka negra

La Sigatoka negra debe ser controlada mediante un enfoque de manejo integrado de la enfermedad (MIE). El MIE ofrece a los productores soluciones efectivas, seguras y sostenibles; su éxito se logra en la medida en que exista habilidad para combinar diferentes tácticas o prácticas compatibles y



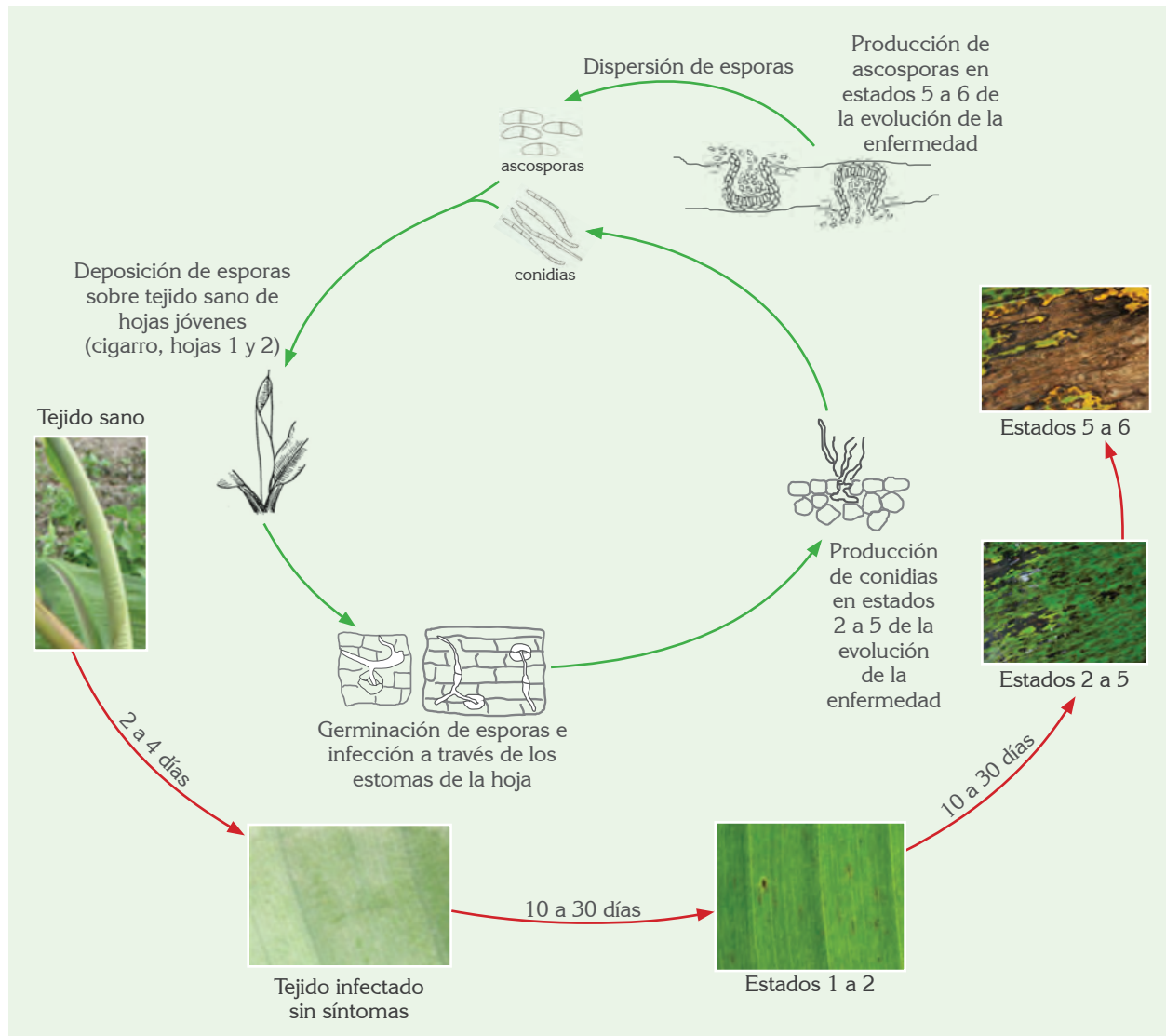


Figura 17. Ciclo patológico de la Sigatoka negra en musáceas.

FUENTE: Adaptado de Bennett y Arneson (2003) y Ganry et al. (2012).

aplicables en el agroecosistema, basadas en principios ecológicos, económicos y técnicos. El técnico debe tener conocimiento claro sobre la enfermedad (síntomas, ciclo patológico y epidemiología) y las alternativas que permiten prevenir o reducir sus poblaciones (métodos de control, resistencia genética, sistemas de predicción de la enfermedad y costos). Los principales métodos para el manejo de la enfermedad se describen a continuación.

## Control cultural

Está orientado a reducir las fuentes de inóculo del patógeno y mejorar las condiciones de la planta hospedante para minimizar el impacto de la enfermedad. Para el caso de la Sigatoka negra, se tienen las siguientes prácticas dentro del control cultural:

### Deshoje fitosanitario

Consiste en la eliminación parcial (despunte) o total (deshoje) de las hojas agobiadas y manchadas o necrosadas (Figura 18) y, junto con estas, los propágulos del hongo (Orozco-Santos et al., 2008). Las hojas infectadas con estados 3 a 6 representan la única fuente de inóculo de la enfermedad, por lo que su manejo representa la mejor medida para disminuir la esporulación del patógeno que ocasionará nuevas infecciones (Marín y Romero, 1992; Orozco-Santos et al., 2002; Marín et al., 2003; Orozco-Santos et al., 2008). La frecuencia y grado de eliminación del área foliar manchada depende especialmente del estado de desarrollo del cultivo, las condiciones climáticas y del grado de severidad de la Sigatoka. La práctica de deshoje y despunte fitosanitario acompañada de la aplicación de productos químicos, bajo un sistema de preaviso biológico, ha demostrado ser efectiva en el manejo, permitiendo obtener racimos de buena calidad con menos aplicaciones de productos químicos (Gañán et al., 2007).



Figura 18. Práctica cultural de despunte y deshoje en cultivo de plátano Dominico Hartón.

En épocas secas, la práctica de deshoje no debe ser tan estricta, debido a que las condiciones no son favorables para el desarrollo de la enfermedad, contrario a lo que ocurre en épocas lluviosas, donde se deben tomar estrictas medidas de eliminación de inóculo (Orozco-Santos et al., 2002), disminuyendo el efecto de la epidemia. Por ejemplo, investigaciones realizadas en Colombia permitieron establecer un programa fitosanitario en el cultivo de plátano Hartón, basado en una periodicidad de deshoje cada 4 semanas en época seca y cada 2 semanas en épocas lluviosas (Merchán y Chavarriaga, 1994). No obstante, tal periodicidad de la práctica de deshoje, además de las condiciones ambientales, también depende de la variedad de cultivo y el estado de desarrollo de la plantación.

Si se dejan las hojas enfermas en la planta, la producción y descarga de ascosporas de *M. fijiensis* puede durar hasta 20 semanas (Gauhl, 1994). Mientras que si las hojas se cortan y se depositan en el suelo, el patógeno solo puede sobrevivir de 3 a 6 semanas (Guzmán y Romero, 1995; Villalta y

Guzmán, 2005), reduciendo así la fuente de inóculo. En el suelo, las hojas se descomponen, provocando la muerte del patógeno y, en consecuencia, menor sobrevivencia y liberación de esporas (Gauhl, 1994).

El corte total o parcial de las hojas depende del grado de severidad de la enfermedad. Si la infección no sobrepasa el 50% del área foliar, se sugiere cortar o hacer cirugía solo del tejido afectado. En cambio, si el grado de infección es mayor, se debe eliminar toda la hoja (deshoje) y dejarla sobre el suelo.

Las cantidades más elevadas de esporulación se presentan en los primeros 15 días después de la necrosis del tejido foliar. Sin embargo, las lesiones de Sigatoka negra continúan contribuyendo a la producción de inóculo hasta 30 días después de haberse cortado y depositado la hoja en el suelo (Villalta y Guzmán, 2005). No obstante, el período de producción de inóculo puede ser disminuido si las hojas son trozadas para acelerar la descomposición del tejido, por acción de los microorganismos presentes en el suelo. Las hojas descompuestas en el suelo servirán, además, como aporte de nutrimentos y materia orgánica.

Únicamente con la práctica de deshoje y despunte fitosanitario, se puede mantener la severidad de la Sigatoka negra a niveles de infección que garanticen una adecuada producción del racimo (Gañán et al., 2007). Sin embargo, el efecto puede ser mayor si se combina con otras prácticas de manejo. El deshoje fitosanitario también contribuye a que las aspersiones de productos químicos, biológicos u orgánicos sean más efectivas.

### Deshije

Consiste en la remoción del exceso de hijos (colinos) de la zona del rizoma de las plantas (Figura 19-A). Esto ayuda a mantener una población adecuada de plantas, evitando el desgaste de la planta madre por la competencia de luz, nutrimentos y agua, con lo cual se destina mayor energía a la producción del racimo. De igual forma, el deshije mejora y facilita el manejo de la plantación, y al mismo tiempo la aplicación de fungicidas (Stover, 1980; Marín et al., 2003; Orozco-Santos et al., 2008). Lo recomendable es seleccionar uno o dos colinos (hijo y nieto) (Figura 19-B), que sean considerados de buena calidad, los cuales van a representar el retorno productivo de la planta.



Figura 19. A. Población excesiva de colinos. B. Adecuado número de colinos por planta.

### **Sistema productivo del plátano y el banano**

El sistema productivo del plátano y el banano puede ser dividido de acuerdo al tiempo del cultivo como: cultivo perenne, anual o bianual; y de acuerdo al esquema de producción como: monocultivo o como cultivo asociado.

#### *Monocultivo*

Generalmente, el cultivo a gran escala es del tipo monocultivo perenne anual o bianual. La severidad de la Sigatoka en monocultivos puede ser de efectos devastadores, debido a la uniformidad de los clones usados comercialmente, que en su mayoría son altamente susceptibles a la enfermedad. Además, la presencia de plantas de diferentes edades en el predio, especialmente de plantas en floración y próximas a cosecha —donde se presenta la mayor liberación de inóculo— propicia la severidad y rápido movimiento de la enfermedad. Un punto importante a considerar en las plantaciones en monocultivo es la densidad de siembra. Aunque existe controversia sobre las densidades de siembra para el manejo de la Sigatoka, es sabido que la alta densidad de siembra de algunos cultivares de banano y plátano permite incrementar la producción por unidad de superficie. De acuerdo con Belalcázar et al. (2003a), el uso de altas densidades de siembra (3.000 plantas/ha) del cultivar de plátano Dominico Hartón (*Musa AAB*) en Colombia permitió no solo incrementar el rendimiento de fruta en comparación al sistema tradicional (1.000 plantas/ha), sino que también redujo la incidencia de Sigatoka negra. Resultados similares fueron obtenidos en Cuba con el banano FHIA-23 utilizando 4.000 plantas por hectárea.

#### *Cultivos asociados*

El uso de un sistema diversificado de cultivos asociados contribuye en gran medida a la seguridad alimentaria familiar, incluso puede contribuir a la seguridad alimentaria de un país. La diversificación de especies desempeña una función importante en la regulación del ecosistema y permite una producción sostenible del cultivo, minimizando la dependencia de insumos externos, tales como la aplicación de pesticidas o fertilizantes químicos, la mecanización del suelo u otras tecnologías propias de los sistemas de monocultivo en gran escala (Toledo et al., 1985; Altieri et al., 2012).

El uso del sistema de cultivo asociado como tal representa no solo beneficios ecológicos, sino también económicos y sociales. La producción a escala familiar, o de pequeños productores, en su mayoría se caracteriza por el uso del sistema de siembra de plátano y banano de manera perenne y asociado con otros cultivos, propios de la región y la cultura. Este sistema de cultivo permite, además, brindar al pequeño agricultor alternativas en cultivos alimenticios (de pan coger) o que permitan generarle un ingreso económico durante todo el año y disminuye no solo el efecto causado por la Sigatoka negra, sino también el efecto por otras enfermedades o plagas y hace un uso eficiente de los nutrientes del suelo (FAO, 2000). Por ejemplo, en Colombia, las familias tradicionalmente han sembrado el plátano en asocio con café, cacao, yuca y frutales (Rodríguez-Martínez y Rodríguez-Saavedra, 2001). Asimismo, se ha reportado un buen sistema de asocio entre maíz-plátano y maíz-banano en África y Cuba, respectivamente (Noupadja, 1997; Espinosa et al., 2003). Tal asocio, además del beneficio en seguridad alimentaria o económico que pueda representar, realiza un aporte significativo de biomasa benéfica para el cultivo de musáceas y el suelo (Espinosa et al., 2003).

### Otras prácticas agronómicas

El avance de la Sigatoka negra en la planta, conocido como tasa de desarrollo, también puede ser afectado directamente por el estado nutricional y crecimiento de la planta hospedante. Las plantas que reciban el beneficio de buenas prácticas agronómicas (fertilización, densidad de siembra, riego, etc.) tendrán un mejor desarrollo fisiológico (por ejemplo, tasa de emisión foliar), que permitirá tolerar el ataque de la enfermedad (Gauhl, 1994), en comparación con plantas estresadas o con retraso en el desarrollo fisiológico.

Las condiciones del suelo (físicas, químicas y biológicas) tienen un efecto sobre la respuesta del plátano a la incidencia de la Sigatoka negra. La disponibilidad de minerales como calcio, magnesio y potasio, así como la relación nitrógeno-potasio, permite obtener plantas vigorosas y reduce el desarrollo de la enfermedad (Romero, 1998). Investigaciones recientes han demostrado que el silicio (aplicado como ácido silícico al suelo o silicato de potasio) es un elemento que reduce el progreso de la Sigatoka negra en plantas de banano (Jiménez, 2008; Kablan et al., 2012). Por otro lado, niveles excesivos de fertilización nitrogenada pueden causar un efecto contrario y predisponer al ataque de la enfermedad. La fertilización incluye el aporte adecuado de materia orgánica al suelo, el cual se puede realizar con recursos propios del sistema productivo (hojas, tallos y lixiviados de raquis) y con biofertilizantes (bacterias promotoras del crecimiento radical y hongos formadores de micorriza arbuscular). El uso de la biofertilización, acompañada con la fertilización orgánica, puede mejorar las condiciones del suelo al punto de reducir el uso de la fertilización química (Rivera-Cruz et al., 2008; Álvarez et al., 2011; Gañán et al., 2011).

El exceso de humedad es considerado favorable para el desarrollo de la Sigatoka negra y otros patógenos que podrían afectar el cultivo (Gauhl, 1994; Orozco-Santos y Orozco-Romero, 2006). Un adecuado sistema de drenaje en la plantación permitirá una rápida eliminación del exceso de agua, reduciendo las condiciones de humedad requeridas por el patógeno. Las plantaciones con drenaje deficiente pueden presentar un ritmo de emisión foliar lento, lo cual favorece la severidad del ataque de la Sigatoka negra en la planta y afecta la disponibilidad de nutrientes en el suelo (Orozco-Santos et al., 2008).

De igual forma, es importante el manejo de plagas (nematodos, cochinillas, picudos) para mantener la sanidad de las raíces y el cormo de la planta. El material de siembra debe ser certificado o de conocida procedencia y sanidad. La semilla contaminada es el principal medio de diseminación de nematodos y picudo. Se requieren procedimientos de desinfección de semilla, que van desde la remoción del suelo, limpieza sanitaria o “pelado” de cormos hasta el tratamiento con agroquímicos y organismos benéficos (por ejemplo, *Paecilomyces lilacinus*) (Guzmán-Piedrahita et al., 2012).

### Control químico

Debido a la naturaleza policíclica de la enfermedad, la alta presión de inóculo —especialmente en zonas de monocultivo en gran escala— y las condiciones climáticas de las zonas tropicales, favorables para el desarrollo de la misma, las producciones comerciales requieren de aplicaciones periódicas de fungicidas para lograr su control. Las estrategias de uso de fungicidas contemplan alternar productos de acción sistémica con protectantes para reducir la aparición de resistencia. El control químico con fungicidas, tales como benzimidazoles, triazoles y estrobirulinas, puede ser

efectivo en la supresión del desarrollo de la Sigatoka negra, especialmente con el uso de aplicaciones aéreas y estrategias de predicción (Fouré y Ganry, 2008; Ganry et al., 2008). El uso de aceite agrícola, solo o en combinación con fungicidas, mejora el efecto curativo del control de la enfermedad, debido a que los aceites minerales son fungistáticos (Ganry et al., 2012). Sin embargo, el uso repetitivo de agroquímicos ha permitido la aparición de cepas de *M. fijiensis* resistentes o tolerantes a diversos fungicidas (Chica et al., 2004; Brent y Hollomon, 2007; FRAC, 2010). Estas cepas resistentes han hecho necesario realizar aplicaciones de fungicidas con mayor frecuencia (hasta 60 aplicaciones anuales), incrementando los costos de producción en 30% (Bennett y Arneson, 2003).

Aunque la aplicación de productos químicos podría disminuir el daño ocasionado por la enfermedad, el costo económico y ambiental implicado no es justificable para la mayoría de pequeños productores, lo cual los hace más propensos a sufrir pérdidas por esta enfermedad. Esto pone de manifiesto una seria preocupación en los programas destinados a garantizar la alimentación a los agricultores de subsistencia, pues el 90% de la producción mundial de plátano y banano proviene de pequeños productores y es dedicada al consumo local.

## Control biológico

Las estrategias de control biológico han adquirido importancia en los últimos años. El control biológico surge como alternativa a la utilización de productos de síntesis química en el manejo de las enfermedades y ante el incremento de la demanda en los mercados de alimentos obtenidos bajo sistemas de producción orgánica y/o sostenible. La disminución de sustancias químicas contaminantes del ambiente y el menor costo de producción son ventajas que promueven el uso de esta práctica.

El control biológico comprende, entre otros aspectos, el uso de hongos o bacterias antagonistas (por ejemplo, *Bacillus subtilis*), productos orgánicos o extractos naturales con efecto biocida, e inductores de resistencia (Riveros y Arciniegas, 2003). Sin embargo, muchos estudios que han mostrado resultados alentadores solo han sido evaluados en laboratorio y no están al alcance del productor. Un estudio reciente indicó que el uso de fungicidas orgánicos o biofungicidas (aceites esenciales, ácidos orgánicos, carbonatos de potasio y lixiviados de pseudotallos y frutos) para el manejo de la enfermedad en campo no ofreció control de la enfermedad bajo alta presión de inóculo (Ganry et al., 2012). Aún se desconocen los mecanismos e interacción que afectan el progreso de la enfermedad y los controladores biológicos, lo cual impide el desarrollo de tácticas de control biológico eficientes a nivel de campo.

de Lapeyre de Bellaire et al. (2009) sugieren que la combinación de agentes de biocontrol, como *Bacillus subtilis* y *B. pumilis*, aplicada en mezcla con fungicidas de contacto permitiría la reducción de la cantidad de fungicida aplicado.

El uso de biocontroladores ha sido efectivo dentro de un plan de manejo preventivo de la enfermedad y no como una medida curativa, empleándose de manera intercalada con el control químico (Riveros, 2000).

## Uso del lixiviado de residuos de cosecha de plátano

El lixiviado es un líquido producido por la descomposición de residuos de la cosecha del cultivo de plátano (Figura 20-A y 20-B). Después de cosechar los racimos de plátano, el raquis es fragmentado y almacenado en un “compostero” (Figura 20-A), donde comienza su descomposición por acción física (temperatura y humedad) y biológica. Este lixiviado contiene materia orgánica parcialmente descompuesta, bacterias y subproductos formados durante la descomposición (Grajales y Villegas, 2002). Tradicionalmente, el lixiviado ha sido considerado como un abono orgánico líquido y durante varios años ha sido empleado empíricamente por algunos productores de plátano en Colombia, como biofertilizante y biofungicida. Existen varias publicaciones que dan testimonio del nivel de protección que se logra con este bioproducto, incluso en el manejo de la Sigatoka negra (Valeska y Apezteguia, 2001; Riveros y Arciniegas, 2003; Larco, 2004; Escobar y Castaño-Zapata, 2005; Mainer, 2009; Ortiz, 2009; Álvarez et al., 2010; Hernández et al., 2010).

Según experiencias de productores de plátano en Colombia, se ha logrado reducir el número de aplicaciones de agroquímicos en el control de la Sigatoka, mediante la aspersión foliar del lixiviado. Álvarez y Gañán (2013) concluyen que no todas las fuentes de lixiviado son efectivas en el manejo de la Sigatoka negra, debido a las diferencias en sus propiedades químicas y orgánicas, que son afectadas principalmente por el contenido mineral y biológico de la materia prima y/o por el tiempo desde producción. Asimismo, señalan que los mejores resultados fueron obtenidos empleando lixiviados a partir de raquis (como única materia prima) y con un tiempo de producción mayor a 6 meses con recirculación constante del lixiviado en la ramada de producción. Actualmente, la autora principal de este documento y su equipo de trabajo están investigando y validando el uso del lixiviado como alternativa de manejo de la Sigatoka en plantaciones de plátano.



Figura 20. A. “Ramada” o “compostero” para la producción de lixiviado a partir de raquis de plátano.  
B. Líquido oscuro (lixiviado) resultante de la descomposición de los residuos de cosecha.

## Resistencia genética

Los clones comerciales de musáceas ampliamente cultivados, los cuales son susceptibles a *M. fijiensis*, son híbridos de dos especies silvestres, *Musa acuminata* (genoma A) y *Musa balbisiana* (genoma B). Estos cultivares han evolucionado en gran medida a través de la propagación asexual, lo que genera una variación genética limitada y mayor susceptibilidad a plagas y enfermedades (Janick, 1998). El desarrollo de plantas resistentes a la enfermedad a partir de cultivares comerciales y métodos tradicionales de mejoramiento es difícil, debido a que son principalmente híbridos poliploides y estériles. Sin embargo, se han hecho esfuerzos en las últimas décadas para desarrollar nuevos cultivares de plátano y banano resistentes a la Sigatoka negra, a través de la introducción de genes de bananos diploides silvestres.

La Fundación Hondureña de Investigación Agrícola (FHIA) ha desarrollado, mediante genética convencional, híbridos tetraploides de plátano y banano (denominados FHIA), con niveles de resistencia a la Sigatoka negra y otras enfermedades del cultivo y con mayor rendimiento que cultivares tradicionales. Diversos estudios han confirmado la resistencia presentada por los genotipos de plátano FHIA-20 y FHIA-21 (Molina-Tirado y Castaño-Zapata, 2003; Hernández et al., 2006; Cuéllar et al., 2011) y la presentada por los materiales de banano FHIA-01, FHIA-02, FHIA-03, FHIA-17 y FHIA-23 (Molina-Tirado y Castaño-Zapata, 2003; Hoyos y Castaño-Zapata, 2007; Cuéllar et al., 2011). Los híbridos FHIA difieren principalmente de las variedades tradicionales en cuanto a apariencia, tamaño, sabor, textura y período de conservación en poscosecha. Estas características, asociadas a la falta de programas apropiados de divulgación y transferencia, han influido para que, en la mayoría de las áreas productoras, los citados materiales no se hayan multiplicado ni tenido buena acogida entre los productores y comercializadores (Merchán, 2002).

No obstante, el híbrido FHIA-21 ha sido aceptado para el consumo, mediante cocción o en frituras (chips de plátano). El rendimiento de este híbrido puede ser dos a tres veces mayor, comparado en igualdad de condiciones con el plátano tradicional. Este ha sido cultivado comercialmente por pequeños agricultores y cooperativas en Honduras, Nicaragua, Ecuador y República Dominicana (FHIA, 2013). En Colombia, FHIA-21 también está siendo cultivado comercialmente por un pequeño grupo de productores.

Investigaciones recientes en la sede principal del CIAT indican una mayor respuesta de resistencia parcial a *M. fijiensis* en materiales como: Topocho y Maqueño, en el caso de plátano; y Sedita, en el caso de banano. La resistencia se expresó mediante progreso lento y menos severo de la enfermedad, en contraste con el nivel de susceptibilidad expresada por los genotipos de plátano Guayabo, Hartón, Cubano Blanco y África, y por los genotipos de banano Gross Michel, Gros Michel Coco, Giant, Gran Enano y Valery Cavendish, en los cuales la enfermedad evolucionó rápidamente (Cuéllar et al., 2011) (Figura 21).

Otros cultivares que también se han considerado parcialmente resistentes al ataque de la Sigatoka negra son Pisang Mas, Pisang Ceylan, Saba y Fougamou (Mourichon et al., 1997; Cruz-Cruz et al., 2011). Por su parte, aunque el genotipo de plátano África sea considerado un cultivar susceptible a la Sigatoka negra, es más precoz que el cultivar comercial Dominico Hartón, lo que le permite tolerar el ataque de la enfermedad y llegar con más hojas a cosecha (Hoyos y Castaño-Zapata, 2007).



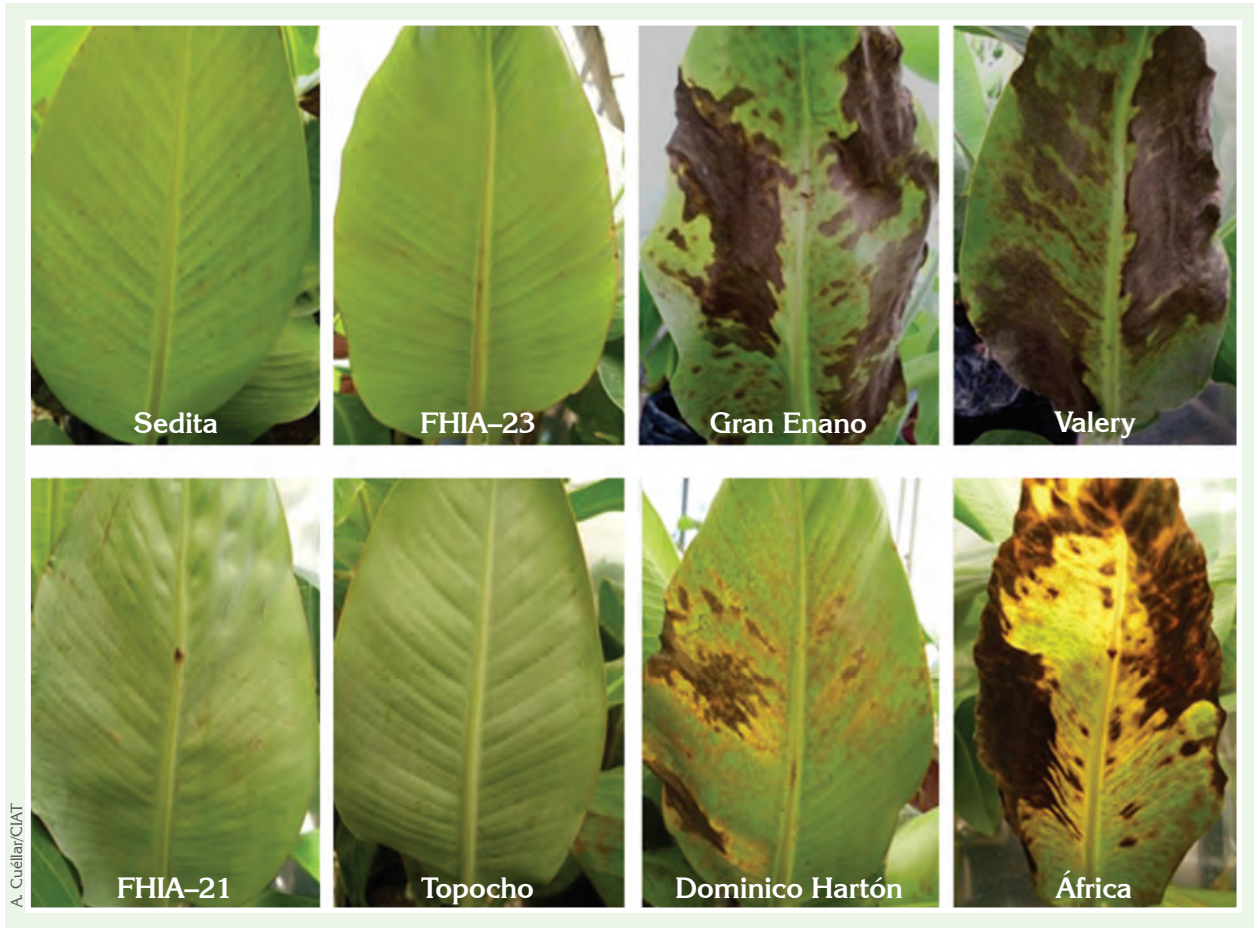


Figura 21. Respuesta de algunos materiales de banano (arriba) y plátano (abajo) al desarrollo de la Sigatoka negra.

Debido a la variabilidad genética del patógeno, cultivares de plátano y/o banano resistentes podrían volverse susceptibles a aislamientos de *M. fijiensis*, especialmente en cultivos a gran escala, en donde la uniformidad de un clon podría llevar a la aparición de nuevas poblaciones del patógeno con mayor virulencia.

## Recomendaciones para el manejo de la Sigatoka negra y la productividad sostenible del cultivo de musáceas en la agricultura familiar, de acuerdo a los estados de desarrollo de la planta

Siembra y emergencia	Plántula	Crecimiento vegetativo y preflorescencia	Floración y madurez fisiológica del fruto	Cosecha
<b>PRÁCTICAS CULTURALES</b>				
<p>Use material de siembra certificado o sano.</p> <p>Construya drenajes para evitar saturación de agua en el suelo. Siembre cultivos asociados, como maíz y café</p> <p>Fertilización mineral que aporte especialmente Fósforo (P), Potasio (K) y Calcio (Ca) y suplementar con la aplicación de materia orgánica, lixiviado de raquis de plátano y biofertilizantes</p>	<p>Manejo de malezas, plagas, nematodos y otras enfermedades del cultivo</p> <p><b>Deshoje:</b> Se recomienda si la hoja está afectada en su totalidad o en más del 50%. En caso contrario haga cirugía, es decir, remueva fragmentos de la hoja afectados con estados 3 a 6.</p> <p><b>Frecuencia de deshoje:</b> Cada 15 días en época de lluvias y 20 a 30 días en épocas secas.</p> <p>Las hojas deben ser trozadas para acelerar su degradación en el suelo.</p> <p><b>Deshije y desguasque</b></p>			
<b>RESISTENCIA GENÉTICA</b>				
<p>Elija la variedad a sembrar dependiendo de su objetivo. No todas las variedades son comerciales y difieren en características como apariencia, tamaño, sabor, textura y madurez poscosecha.</p> <p><b>Variedades con resistencia parcial:</b></p> <p>Plátano: FHIA-21, FHIA-20, Topocho, Maqueño.</p> <p>Banano: Founmagou, Sedita, Pisang Mas, Pisang Ceylan, FHIA-02, FHIA-03, FHIA-17, FHIA-23.</p> <p><b>Variedad precoz:</b> África</p>				
<b>CONTROL QUÍMICO</b>				
<p>Consulte a un ingeniero agrónomo para la recomendación del control químico.</p> <p>Antes de la aplicación, efectúe la práctica de deshoje y/o cirugía.</p> <p>Aplique fungicidas bajo condiciones de alta presión de inóculo (variedad susceptible, época de lluvias y temperatura &gt;23 °C), intercale el modo de acción de los fungicidas (Sistémico-Contacto-Sistémico-Contacto) y use aditivos dispersantes y coadyuvantes para mejorar la efectividad de la aplicación.</p> <p>Realice las aplicaciones en la mañana o en la tarde y use elementos de protección</p>				
				Troce las hojas

## Bibliografía

- Acorbat (Asociación para la Cooperación en la Investigación y el Desarrollo Integral de las Musáceas [Bananos y Plátanos]). 2002. Memorias. XV Reunión Internacional de Acorbat. Realizada en Cartagena de Indias, Colombia. 27 de octubre al 2 de noviembre 2002.
- Agrios GN. 2005. Plant Pathology. 5th edition. Elsevier Academic Press. San Diego, CA, Estados Unidos. 948 p.
- Altieri MA; Funes-Monzote FR; Petersen P. 2012. Agroecologically efficient agricultural systems for smallholder farmers: Contributions to food sovereignty. *Agronomy for Sustainable Development* 32(1):1–13.
- Álvarez E; Gañán L. 2013. Evaluación en laboratorio e invernadero de diferentes fuentes de lixiviado de raquis de plátano o banano para el manejo de la Sigatoka negra. En: Memorias. II Congreso Latinoamericano y del Caribe de plátanos y bananos. 27 al 29 de mayo. Armenia, Colombia.
- Álvarez E; ICA (Instituto Colombiano Agropecuario)-Seccional Quindío. 2007. Manejo de Moko de plátano en el eje cafetero de Colombia. Folleto técnico. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Cali, Colombia.
- Álvarez E; Grajales CX; Villegas J; Loke JB. 2002. Control del mildew polvoso (*Sphaerotheca pannosa* var. *rosae*) en rosa (*Rosa* sp.), usando un lixiviado de compost del raquis de plátano (*Musa* AAB). *Revista Asocolflores* 62:41–47.
- Álvarez E; Llano G; Loke J; González A. 2007. Nuevas alternativas para el manejo del Moko de plátano. *Asiava* 78:12–15.
- Álvarez E; Cortés J; Ceballos G. 2010. Alternativas para el manejo de la Sigatoka negra en plátano Dominicano Hartón (AAB) mediante el uso de lixiviado y productos biológicos. *Boletín Musalac* 1(2):3–5.
- Álvarez E; Bolaños M; Asakawa N; Ceballos G; Gañán L; González S. 2011. Opciones eco-eficientes para la sostenibilidad del cultivo de plátano en Colombia. *Boletín Musalac* 2(3):2–4. Bioversity International, Oficina Regional para América Latina y el Caribe. Disponible en: [www.musalac.org/files/Boletin-MUSALAC-V2-N3.pdf](http://www.musalac.org/files/Boletin-MUSALAC-V2-N3.pdf)
- Álvarez E; Ceballos G; Gañán L; Rodríguez D; González S; Pantoja A. 2013a. Producción de material de 'siembra' limpio en el manejo de las enfermedades limitantes del plátano. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). Cali, Colombia. 20 p.
- Álvarez E; Pantoja A; Ceballos G; Gañán L. 2013b. Producción de lixiviado de raquis de plátano en el Eje Cafetero de Colombia [folleto]. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Fondo Regional de Tecnología Agropecuaria (Fontagro) y Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). Cali, Colombia.
- Álvarez E; Pantoja A; Ceballos G; Gañán L. 2013c. Manejo del Moko en América Latina y el Caribe [folleto]. Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT) y Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). Cali, Colombia.
- Arenas A; López D; Álvarez E; Llano G; Loke J. 2004. Efecto de prácticas ecológicas sobre la población de *Ralstonia solanacearum* Smith, causante de Moko de plátano. *Fitopatología Colombiana* 28(2):76–80.

- Belalcázar S. 1991. El cultivo del plátano (*Musa* AAB Simmonds) en el trópico. Serie Manual de Asistencia Técnica No. 50. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), Subgerencia de Investigación; Centro Internacional de Investigación para el Desarrollo (CIID) Canadá; Comité Departamental de Cafeteros del Quindío; Red Internacional para el Mejoramiento del Banano y el Plátano (INIBAP), Cali, Colombia. 376 p.
- Belalcázar S; Rosales FE; Espinosa MJ. 2003a. Altas densidades de siembra en plátano, una alternativa rentable y sostenible de producción. En: Rivas G; Rosales F, eds. Taller de manejo convencional y alternativo de la Sigatoka negra, nematodos y otras plagas asociadas al cultivo de musáceas en los trópicos. Musalac. Inibap. Guayaquil, Ecuador. p 55–63.
- Belalcázar S; Rosales FE; Pocasangre LE. 2003b. El “Moko” del plátano y banano y el rol de las plantas hospederas en su epidemiología. En: Rivas G; Rosales F, eds. Manejo convencional y alternativo de la Sigatoka negra, nematodos y otras plagas asociadas al cultivo de Musáceas en los trópicos. Actas del Taller “Manejo convencional y alternativo de la Sigatoka negra, nematodos y otras plagas asociadas al cultivo de Musáceas”, celebrado en Guayaquil, Ecuador. 11–13 de agosto de 2003. p 159–179. Disponible en: [www.musalit.org/pdf/IN050064\\_es.pdf](http://www.musalit.org/pdf/IN050064_es.pdf)
- Bennett RS; Arneson PA. 2003. Black Sigatoka. The Plant Health Instructor. <http://dx.doi.org/10.1094/PHI-I-2005-0217-01>
- Brent KJ; Hollomon DW. 2007. Fungicide resistance in crop pathogens: How can it be managed? 2nd., revised edition. Published by the Fungicide Resistance Action Committee (FRAC). 56 p.
- Buddenhagen IW. 1986. Bacterial wilt revisited. En: Persley GJ, ed. Bacterial wilt disease in Asia and the South Pacific. Proceedings of an International Workshop held at PCARRD, Los Baños, Filipinas, 8–10 de octubre de 1985. p. 126–143. ACIAR Proceedings 13.
- Castañeda DA; Espinosa J. 2005. Comportamiento e impacto de la enfermedad de Moko en la zona de Urabá (Colombia), en las últimas tres décadas y media y propuesta de un índice de riesgo de enfermedad. Revista Facultad Nacional de Agronomía-Medellín 58(1):2587–2599.
- Chagüezá Y. 2011. Alternativas biológicas para el control de nematodos fitoparásitos en cultivo del plátano. Tesis M.Sc. Universidad Nacional de Colombia-Sede Palmira. 121 p. Disponible en: [www.bdigital.unal.edu.co/5338/](http://www.bdigital.unal.edu.co/5338/)
- Chica R; Herrera M; Jiménez I; Lizcano S; Montoya J; Patiño LF; Rodríguez P; Ruiz L. 2004. Impacto y manejo de la Sigatoka negra en el cultivo de banano de exportación en Colombia. En: Publicación especial de la XVI Reunión Internacional Acorbat 2004. Oaxaca, México. 26 de septiembre al 1 de octubre. p 53–62.
- CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). 2005. Avances en la investigación para el manejo del Moko en musáceas. Seminario técnico. Realizado en el Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), Palmira, Colombia. 29 de septiembre.
- Cirad (Investigación Agrícola para el Desarrollo). 2008. Banana diseases and pests. FruiTrop 155:34–39.
- Cook D; Sequeira L. 1994. Strain differentiation of *Pseudomonas solanacearum* by molecular genetic methods. En: Hayward AC; Hartman GL, eds. Bacterial wilt: The disease and its causative agent, *Pseudomonas solanacearum*. CAB International, Wallingford, Reino Unido. p. 77–93.

- Corpoica (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria). 2003. Resumen Ejecutivo Plan Estratégico Plátano 2003. [www.corpoica.org.co/](http://www.corpoica.org.co/)
- Cruz-Cruz CA; García-Sosa K; Escalante F; Peña LM. 2011. Physiological effects of the hydrophilic phytotoxins produced by *Mycosphaerella fijiensis*, the causal agent of black sigatoka in banana plants. *Journal of General Plant Pathology* 77(2):93–100.
- Cuéllar A; Álvarez E; Castaño-Zapata J. 2011. Evaluación de resistencia de genotipos de plátano y banano a la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet). *Revista Facultad Nacional de Agronomía-Medellín* 64(1):5853–5865.
- de Lapeyre de Bellaire L; Essoh-Ngando J; Abadie C; Chabrier C; Blanco R; Lescot T; Carlier J; Côte F. 2009. Is chemical control of *Mycosphaerella* foliar diseases of banana sustainable? *ISHS Acta Horticulturae* 828:161–170.
- De Oliveira e Silva S; de Mello Vêras S; Gasparotto L; Pires de Matos A; Maciel-Cordeiro ZJ; Boher B. 2000. Evaluación de *Musa* spp. para la resistencia a la enfermedad de Moko (*Ralstonia solanacearum*, raza 2). *Infomusa* 9(1):19–20. Disponible en: [www.musalit.org/pdf/info09.1\\_es.pdf](http://www.musalit.org/pdf/info09.1_es.pdf)
- Denny TP; Hayward AC. 2001. Gram-negative bacteria. *Ralstonia*. En: Schaad NW; Jones JB; Chun W, eds. *Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria*. American Phytopathological Society (APS) Press. St. Paul, MN, Estados Unidos. p 151–173.
- Elphinstone J. 2005. The current bacterial wilt situation: A global view. En: Allen C; Prior P; Hayward AC, eds. *Bacterial wilt disease and the *Ralstonia solanacearum* species complex*. American Phytopathological Society (APS) Press. St. Paul, MN, Estados Unidos. p 9–28.
- EPPO (European and Mediterranean Plant Protection Organization). 2010. Quarantine procedure No. 26. *Ralstonia solanacearum*. Inspection and test methods. *Bulletin* 20:255–262.
- Escobar JH; Castaño-Zapata J. 2005. Fulvic acid applications for the management of diseases caused by *Mycosphaerella* spp. *Infomusa* 14(2):15–17.
- Espinosa E; Hernández MA; Folgueras M; González J; Simó J; Ramírez T; González L; Armario D; Cabrera M; Maza N; Hernández E; de la Nuez A; Méndez A; Jacomino M; Pérez D. 2003. Efecto del intercalamiento de maíz (*Zea mays* L.) sobre el rendimiento del banano (*Musa* spp.) en sistemas agroecológicos. *Revista Centro Agrícola* 30(1):75–79.
- Eyres N; Hammond N; Mackie A. 2005. Moko disease *Ralstonia solanacearum* (Race 2, Biovar 1). Factsheet. Note: 175. Department of Agriculture and Food, Government of Western Australia. 2 p. Disponible en: [www.agric.wa.gov.au/objtwr/imported\\_assets/content/pw/ph/dis/fn/fs2006\\_moko\\_neyres.pdf](http://www.agric.wa.gov.au/objtwr/imported_assets/content/pw/ph/dis/fn/fs2006_moko_neyres.pdf)
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura). 2000. Mejorando la nutrición a través de huertos y granjas familiares. Manual de capacitación para trabajadores de campo en América Latina y el Caribe. Roma, Italia. 239 p. Disponible en: [www.fao.org/docrep/V5290S/v5290s00.htm#TopOfPage](http://www.fao.org/docrep/V5290S/v5290s00.htm#TopOfPage)
- Fegan M; Prior P. 2005. How complex is the *Ralstonia solanacearum* species complex? En: Allen C; Prior P; Hayward AC, eds. *Bacterial wilt disease and the *Ralstonia solanacearum* complex*. Phytopathological Society (APS) Press. St. Paul, MN, Estados Unidos. p. 449–461.
- Fernández-Larrea O. 2001. Microorganismos antagonistas para el control fitosanitario. *Revista Manejo Integrado de Plagas y Agroecología* 62:96–100.

- FHIA (Fundación Hondureña de Investigación Agrícola). 2008. Tremendo impacto del plátano FHIA21 en República Dominicana. p 11. Disponible en: [www.fhia.org.hn/downloads/fhia\\_informa/cinformativadic2008.pdf](http://www.fhia.org.hn/downloads/fhia_informa/cinformativadic2008.pdf)
- FHIA (Fundación Hondureña de Investigación Agrícola). 2011. Informe Técnico 2011. Centro de Comunicación Agrícola y Servicios Agrícolas. La Lima, Honduras. 57 p.
- FHIA (Fundación Hondureña de Investigación Agrícola). 2013. Programa de Banano y Plátano. [www.fhia.org.hn/htdocs/banano\\_y\\_platano.html](http://www.fhia.org.hn/htdocs/banano_y_platano.html)
- Fouré E. 1982. Les Cercosporiose du bananier et leur traitement. Comportement des variétés. Etude de la sensibilité varietale des bananiers et plantains a *Mycosphaerella fijiensis* Morelet au Gabon (maladies de raises noires). I Incubation et evolution de la maladie. II Etude de quelques parametres. *Fruits* 37(12):749–771.
- Fouré E. 1994. Leaf spot diseases of banana and plantain caused by *Mycosphaerella fijiensis* and *M. musicola*. En: Jones D, ed. The improvement and testing of *Musa*: A global partnership. Proceedings of the First Global Conference of the International *Musa* Testing Programme, held in FHIA, Honduras. Inibap, Montpellier, Francia. p 37–46.
- Fouré E; Ganry J. 2008. A biological forecasting system to control Black Leaf Streak disease of bananas and plantains. *Fruits* 63(5):311–317.
- FRAC (Fungicide Resistance Action Committee). 2010. List of plant pathogenic organisms resistant to disease control agents. Disponible en: [www.frac.info](http://www.frac.info)
- Ganry J; de Lapeyre de Bellaire L; Mourichon X. 2008. A biological forecasting system to control Sigatoka leaf spot of bananas and plantains. *Fruits* 63(6):381–387.
- Ganry J; Fouré E; de Lapeyre de Bellaire L; Lescot T. 2012. An integrated approach to control the Black Leaf Streak Disease (BLS) of bananas, while reducing fungicide use and environmental impact. Capítulo 10. En: Dhanasekaran D; Thajuddin N; Panneerselvam A, eds. Fungicides for plant and animal diseases. p 193–226.
- Gañán L; León J; Aristizábal M; Castaño-Zapata J. 2007. Prácticas de manejo de las Sigatokas amarilla (*Mycosphaerella musicola*) y negra (*Mycosphaerella fijiensis*) en plátano Dominicano Hartón (*Musa* AAB Simmonds). *Revista Agronomía* 15(2):39–48.
- Gañán L; Bolaños-Benavides M; Asakawa N. 2011. Efecto de la micorrización sobre el crecimiento de plántulas de plátano en sustrato con y sin la presencia de nematodos fitoparásitos. *Acta Agronómica* 60(4): 297–305.
- Gauhl F. 1994. Epidemiology and ecology of black Sigatoka (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) on plantain and banana in Costa Rica, Central America. Inibap, Montpellier, Francia. Traducción de tesis de doctorado escrita originalmente en alemán. 120 p.
- Genin S; Denny TP. 2012. Pathogenomics of the *Ralstonia solanacearum* species complex. *Annual Review of Phytopathology* 50:67–89. <http://dx.doi.org/10.1146/annurev-phyto-081211-173000>
- Gómez EA. 2005. Aislamiento, identificación y caracterización del agente causal del Moko del plátano, *Ralstonia solanacearum* raza 2, proveniente de plantaciones afectadas en Colombia. Tesis de grado. Facultad de Ciencias, Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá, Colombia. 93 p.

- Gómez E; Álvarez E; Llano G. 2006. Variabilidad de *Ralstonia solanacearum* Raza 2, Agente causante del Moko del plátano en Colombia. *Fitopatología Colombiana* 30(1):1–7.
- Grajales CX; Villegas J. 2002. Control de *Sphaerotheca pannosa* var. *Rosae* en rosas var. Livia mediante la utilización de lixiviado de compost de raquis de plátano. Tesis Facultad de Ingeniería Agroindustrial. Universidad de San Buenaventura. Santiago de Cali, Colombia. 145 p.
- Guzmán M; Romero R. 1995. Determinación del efecto antiesporulante de diferentes compuestos sobre *Mycosphaerella fijiensis*. En: Informe Anual 1994. Corporación Bananera Nacional (Corbana), Departamento de Investigación y Diversificación Agrícola. San José, Costa Rica. p 46.
- Guzmán-Piedrahita O; Castaño-Zapata J; Villegas B. 2012. Efectividad de la sanidad de cormos de plátano Dominico hartón (*Musa* AAB Simmonds), sobre nematodos fitoparásitos y rendimiento del cultivo. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 36(138):45–55.
- Hayward AC. 1964. Characteristics of *Pseudomonas solanacearum*. *Journal of Applied Bacteriology* 27:265–277.
- Hayward AC. 1991. Biology and epidemiology of bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. *Annual Review of Phytopathology* 29:65–87. <http://dx.doi.org/10.1146/annurev.py.29.090191.000433>
- Hernández F; Julitt B; Medina E; Ortega R; Hernández L; Sanabria ME; Morillo J; Leonor C; Pérez A; Alejos G; Blanco G; Linares B; Arrieche I. 2010. Producción de lixiviados de ‘Plátano Hartón’ en jaula artesanal: Una alternativa ecológica para el control de enfermedades. En: Memorias. XI Congreso Venezolano de Fruticultura, 2 al 5 de noviembre. Santa Ana de Coro, Venezuela.
- Hernández Y; Portillo F; Portillo M; Navarro C; Rodríguez M; Velazco J. 2006. Densidad estomática en materiales de plátano (*Musa* AAB, AAAB y ABB) susceptibles y resistentes a Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis*, Morelet). *Revista de la Facultad de Agronomía de La Universidad del Zulia* 23(3):292–297.
- Hoyos JE; Castaño-Zapata J. 2007. Evaluación de la resistencia de Mbouroukou (África 1) y FHIA-03 a las sigatokas negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) y amarilla (*Mycosphaerella musicola* Leach). *Agronomía* 15(2):67–76.
- ICA (Instituto Colombiano Agropecuario)-Seccional Caldas. 2000. ¡Alerta! Productores de plátano, banano y heliconias, eviten el Moko o Maduraviche. [folleto]. Manizales, Colombia.
- Jacobsen HS. 2013. (en edición). Review of seed systems for bananas and plantains (*Musa* spp.). Review from Bioversity International for the CGIAR Research Program on Roots, Tubers and Bananas (RTB).
- Janick J. 1998. Fruit breeding in the 21st century. *ISHS Acta Horticulturae* 490:39–45. [www.actahort.org/books/490/490\\_1.htm](http://www.actahort.org/books/490/490_1.htm)
- Jiménez MI. 2008. Effect of the nutritional status of banana (*Musa* spp.) on leaf disease infestation by *Mycosphaerella fijiensis* Morelet in Ecuador. Katholieke Universiteit Leuven. Tesis Ph.D. 133 p.
- Kablan L; Lagauche A; Delvaux B; Legrève A. 2012. Silicon reduces black sigatoka development in banana. *Plant Disease* 96(2):273–278.

- Kelman A. 1954. The relationship of pathogenicity in *Pseudomonas solanacearum* to colony appearance on a tetrazolium medium. *Phytopathology* 44:693–695.
- Larco ES. 2004. Desarrollo y evaluación de lixiviados de compost y lombricompost para el manejo de Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet), en plátano. Tesis M.Sc. Escuela de Posgrado. Programa de Educación para el Desarrollo y la Conservación. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica. 77 p.
- Lescot T. 2008. Estado actual de la producción de Musáceas en África, Asia Pacífico y el Caribe. En: Memorias. XVIII Reunión Internacional de Acorbat. Guayaquil, Ecuador. 10–14 de noviembre.
- Lescot T. 2009. Estado actual de la producción mundial de musáceas. *Producción Agropecuaria* 2(1):3–10.
- Londoño RH. 2012. Caracterización de síntomas de la enfermedad de Moko en invernadero y campo cuando se simulan labores que causen heridas en plantas de banano y plátano. Boletín Técnico No. 4 Cenibanano. Asociación de Bananeros de Colombia (Augura). 13 p.
- Mainer Y. 2009. Control de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) del plátano con productos naturales (Lixiviado y Antagonistas). Tesis M.Sc. Biología y Tecnología de Vegetales. Université d'Angers. Institut National d'Horticulture et du Paysage. Francia. 70 p.
- Manzo-Sánchez G; Guzmán-González S; Rodríguez-García CM; James A; Orozco-Santos M. 2005. Biología de *Mycosphaerella fijiensis* Morelet y su interacción con *Musa* spp. *Revista Mexicana de Fitopatología* 23(1):87–96.
- Marín DH; Romero RA. 1992. El combate de la Sigatoka negra. Boletín No. 4. Corporación Bananera Nacional. Departamento de Investigaciones. San José, Costa Rica. 22 p.
- Marín DH; Romero RA; Guzmán M; Sutton TB. 2003. Black Sigatoka: An increasing threat to banana cultivation. *Plant Disease* 87(3):208–222. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS.2003.87.3.208>
- Martínez-Bolaños L. 2012. Epidemiología y manejo de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) del Banano (*Musa* AAA). Tesis Ph.D. en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Montecillo, México. 52 p.
- Martínez-Garnica A. 2006. 500 preguntas sobre el plátano. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica). 33 p. Disponible en: [www.corpoica.gov.co/sitioweb/Archivos/Libros500/Cartilla500PreguntasSobreelPltano1.pdf](http://www.corpoica.gov.co/sitioweb/Archivos/Libros500/Cartilla500PreguntasSobreelPltano1.pdf)
- Martínez A; García F. 2004. Manejo de la enfermedad del Moko o Ereke en el cultivo del plátano para la Orinoquía colombiana. Corpoica regional dos.
- Martínez G; Hernández J; Tremont O; Pargas R; Manzanilla E. 2002. Evolución de la Sigatoka negra en Venezuela: 1997–2000. *Infomusa* 11(1):6–9.
- Martins O. 2000. Polymerase chain reaction in the diagnosis of bacterial wilt caused by *Ralstonia solanacearum* (Smith) Yabuuchi et al. Tesis Facultad de Ciencias Agrícolas. Georg-August University, Göttingen, Alemania. 127 p.
- Mejía GA. 1996. Comportamiento del Moko en Urabá entre 1985 y 1986 y en Magdalena en 1996. *Carta Informativa Augura, Colombia* (2):6–7.
- Merchán V. 2000. Prevención y manejo de la Sigatoka negra. Boletín Divulgativo, ICA, 2da. ed. Seccional Caldas, Manizales, Colombia.



- Merchán V. 2002. Manejo integrado de plagas del plátano y el banano. En: Memorias. XV Reunión Internacional Acorbat. Cartagena de Indias, Colombia. 27 de octubre al 2 de noviembre.
- Merchán VM; Chavarriaga WM. 1994. Alternativas de manejo de Sigatoka negra en plátano Hartón (*Musa AAB*). En: Memorias. XI Reunión Internacional Acorbat 1994. p 325–335. p 353–361.
- Meredith DS. 1970. Banana leaf spot disease (Sigatoka) caused by *Mycosphaerella musicola* Leach. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, Reino Unido. 147 p.
- Mesa LA; Triviño V. 2007. Evaluación microbiológica y físico-química de lixiviados de descomposición de residuos de plátano (*Musa AAB*) y su efecto sobre Moko. Tesis B.Sc. Biología. Universidad del Quindío. Armenia, Colombia. 25 p.
- Mobambo K. 1995. Factores que influyen sobre el desarrollo de la Sigatoka negra en plátano. Infomusa 4(1):16–17.
- Molina A. 1999. Enfermedades de la podredumbre de las frutas de los bananos en el Sudeste de Asia. Infomusa 8(1):29–30.
- Molina-Tirado OI; Castaño-Zapata J. 2003. Análisis de algunos componentes de resistencia en los híbridos de banano y plátano FHIA 01, FHIA 17 y FHIA 21 a las Sigatokas negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) y amarilla (*M. musicola* Leach). Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales 27(103):181–189.
- Mourichon X; Carlier J; Fouré E. 1997. Sigatoka leaf spot diseases. *Musa* Disease Fact Sheet 8. International Network for the Improvement of Banana and Plantain (Inibap). Montpellier, Francia. 4 p.
- Noupadja P. 1997. Cultivo asociado plátano/maíz. Infomusa 6(1):24–26.
- Obregón M. 2007. Diagnóstico, hospederos y sobrevivencia de la bacteria *Ralstonia solanacearum* en banano y aplicaciones al control integrado de la enfermedad en la zona de Urabá. Tesis M.Sc. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional de Colombia, Medellín.
- Orozco-Santos M; Farías-Larios J; Manzo-Sánchez G; Guzmán-González S. 2002. Manejo integrado de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) del banano en el trópico seco de México. En: Mano a mano con el futuro. Memorias. XV Reunión Internacional Acorbat 2002. Cartagena de Indias, Colombia, 27 de octubre al 2 de noviembre. p 119–124.
- Orozco-Santos M; Orozco-Romero J. 2006. Manejo sustentable de Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) en banano: Conocimiento del patosistema, prácticas culturales y control químico. En: Memorias. XVII Reunión Internacional Acorbat 2006. Joinville, SC, Brasil. p 100–116.
- Orozco-Santos M; Orozco-Romero J; Pérez-Zamora O; Manzo-Sánchez G; Farías-Larios J; da Silva Moraes W. 2008. Prácticas culturales para el manejo de la Sigatoka negra en bananos y plátanos. *Tropical Plant Pathology* 33(3):189–196.
- Ortiz MF. 2009. Evaluación de la actividad de los lixiviados de raquis de Banano (*Musa AAA*), Plátano (*Musa AAB*) y Banano Orito (*Musa AA*) sobre el agente causal de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) en condiciones *in vitro*. Tesis de grado. Facultad de Ingeniería Agropecuaria. Escuela Superior Politécnica del Litoral. Guayaquil, Ecuador.

- Pineda-Rubio LA; Castaño-Zapata J. 2005. Eficiencia de diferentes atrapaesporas para el monitoreo de *Mycosphaerella fijiensis* Morelet y *Mycosphaerella musicola* Leach. En: Memorias. II Seminario Internacional sobre Producción, Comercialización e Industrialización de Plátano. Manizales, Colombia. 28 de agosto a 2 de septiembre. p 220–225.
- Ploetz RC. 2001. Black Sigatoka of Banana. The most important disease of a most important fruit. The Plant Health Instructor. <http://dx.doi.org/10.1094/PHI-I-2001-0126-02>
- Pocasangre LE; Quesada L; Brown D; Vega L. 2009. Reunión de grupos de interés sobre los riesgos de la raza tropical 4 de *Fusarium*, BBTV y otras plagas de musáceas para la región del OIRSA, América Latina y el Caribe. Documentos de Programa y Resúmenes de la Reunión OIRSA Sede Central, San Salvador, El Salvador 29 al 31 de julio. Bioersivity International, Costa Rica. 72 p.
- Quinon VL; Aragaki M. 1963. Bacterial wilt of Bird-of-Paradise caused by *Pseudomonas solanacearum*. *Phytopathology* 53:1115–1116.
- Ramsey MD; Daniells JW; Anderson VJ. 1990. Effects of Sigatoka leaf spot (*Mycosphaerella musicola* Leach) on fruit yields, field ripening and greenlife of bananas in North Queensland. *Scientia Horticulturae* 41(4):305–313. [http://dx.doi.org/10.1016/0304-4238\(90\)90111-Q](http://dx.doi.org/10.1016/0304-4238(90)90111-Q)
- Rivera-Cruz M; Trujillo A; Córdova G; Kohler J; Caravaca F; Roldán A. 2008. Poultry manure and banana waste are effective biofertilizer carriers for promoting plant growth and soil sustainability in banana crops. *Soil Biology & Biochemistry* 40(12):3092–3095.
- Riveros AS. 2000. Estudio del potencial antifúngico y de inducción de resistencia de extractos de origen vegetal para el control de la Sigatoka negra en plátano. En: Memorias. Primer Encuentro de Investigadores en Agricultura Orgánica. Programa de Investigación y Transferencia de Tecnología Agrícola (PITTA). Guácimo, Costa Rica, 9–10 de noviembre. p 25–26.
- Riveros AS; Arciniegas AM. 2003. Productos naturales como biofungicidas e inductores de resistencia para el manejo de la Sigatoka negra. En: Rivas G; Rosales F, eds. Manejo convencional y alternativo de la Sigatoka negra, nematodos y otras plagas asociadas al cultivo de Musáceas en los trópicos. Actas de taller internacional. Guayaquil, Ecuador. 11 a 13 de agosto. p 31–32.
- Rodríguez-Martínez JL; Rodríguez-Saavedra A. 2001. Aspectos socioeconómicos del cultivo del plátano en Colombia. *Infomusa* 10(1):4–9.
- Romero RA. 1998. El control de la Sigatoka negra en producción de banano orgánico. En: Rosales FE; Tripon SC; Cerna J, eds. Producción de banano orgánico y/o ambientalmente amigable. Memorias del taller internacional realizado en la EARTH, Guácimo, Costa Rica, 27 al 29 de julio. p 173–179.
- SP-IPM (Systemwide Program on Integrated Pest Management). 2008. Incorporating integrated pest management into national policies. IPM Research Brief No. 6. SP-IPM Secretariat, International Institute of Tropical Agriculture (IITA), Ibadan, Nigeria. Disponible en: [http://www.spipm.cgiar.org/c/document\\_library/get\\_file?p\\_l\\_id=17830&folderId=18484&name=DLFE-87.pdf](http://www.spipm.cgiar.org/c/document_library/get_file?p_l_id=17830&folderId=18484&name=DLFE-87.pdf)
- Stover RH. 1972. Banana, plantain and abaca diseases. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, Reino Unido. 316 p.

- Stover RH. 1980. Sigatoka leaf spots of bananas and plantains. *Plant Disease* 64:750–755.
- Thurston HD. 1989. Enfermedades de cultivos en el trópico. Galindo JJ, trad. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Turrialba, Costa Rica. 232 p.
- Toledo VM; Carabias J; Mapes C; Toledo C. 1985. Ecología y autosuficiencia alimentaria: Hacia una opción basada en la diversidad biológica, ecológica y cultural de México. Siglo XXI Editores, México. 118 p.
- Toomey G. 2004. Colombia's campaign to save plantain from Moko – Farmers and scientists join forces to counter bacterial wilt epidemic sweeping number 2 crop. Green Ink Publishing Services Ltd. 7 p.
- Torrado J; Castaño-Zapata J. 2008. Incidencia y severidad de las sigatokas negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) y amarilla (*Mycosphaerella musicola* Leach et Mulder) del plátano según los estados fenológicos. *Agronomía Colombiana* 26(3):435–442.
- Valeska E; Apezteguia H. 2001. Estudio del lixiviado de compost y su efecto sobre el control de Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) y el crecimiento del cultivo de Banano (*Musa AAA*). Tesis Ingeniería Agrónoma. Universidad EARTH. Guácimo, Costa Rica. 66 p.
- Vargas-Sánchez JE; Galindo-Álvarez JR; Buitrago-Gallego É; Vargas-Sánchez LA. 2002. Manejo integrado del Moko del plátano en el Quindío-Colombia. En: *Mano a mano con el futuro. Memorias. XV Reunión Internacional Acorbat*. Cartagena de Indias, Colombia. 27 de octubre al 2 de noviembre. p 320.
- Vásquez CR. 2008. Moko bacteriano del plátano (*Ralstonia solanacearum* E. F. Smith). Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Colima. Secretaría de Desarrollo Rural. México.
- Villalta R; Guzmán M. 2005. Capacidad de esporulación de *Mycosphaerella fijiensis* en tejido foliar de banano depositado en el suelo y efecto antiesporulante de la urea. En: 1er. Congreso Científico Técnico Bananero Nacional. Pococí, Limón, Costa Rica. Resumen. p 14.
- Yabuuchi E; Kosako Y; Yano I; Hotta H; Nishiuchi Y. 1995. Transfer of two *Burkholderia* and an *Alcaligenes* species to *Ralstonia* gen. Nov.: Proposal of *Ralstonia pickettii* (Ralston, Palleroni and Doudoroff 1973) comb. nov., *Ralstonia solanacearum* (Smith 1986) comb. nov. and *Ralstonia eutropha* (Davis 1969) comb. Nov. *Microbiology and Immunology* 39(11): 897–904.
- Wardlaw CW. 1972. Banana diseases, including plantains and abaca. 2nd. edn. Longman Group (Far East) Ltd. Londres, Reino Unido. 878 p.

**Programa de Patología de Yuca y Musáceas  
y  
Comunicaciones Corporativas**

---

Edición de producción: Victoria Eugenia Rengifo  
Producción: Julio César Martínez (diseño carátula)  
Oscar Idárraga (diagramación)  
Impresión: Imágenes Gráficas S.A., Cali, Colombia

---

CIAT - Julio 2013

