

HOSPEDANTES DE *Ralstonia solanacearum* EN PLANTACIONES DE BANANO Y PLÁTANO EN COLOMBIA

HOSTS OF *Ralstonia solanacearum* ON BANANA AND PLANTAIN PLANTATIONS IN COLOMBIA

Mónica Obregón Barrios¹, Paola Andrea Rodríguez Gaviria², Juan Gonzalo Morales Osorio³ y Mauricio Salazar Yepes⁴

Resumen. La enfermedad del "Moko" causada por la bacteria *Ralstonia solanacearum* Raza 2, es uno de los problemas fitopatológicos más limitantes en la producción de plátano y banano en las regiones productoras. La bacteria cuenta con un amplio rango de hospederos, cerca de 50 familias botánicas y más de 200 especies. En plantaciones de banano y plátano de Colombia la bacteria se asocia con arvenses que se encuentran en altas poblaciones contribuyendo a su sobrevivencia y permanencia en el campo. Para la determinación de los hospedantes silvestres sintomáticos y asintomáticos en áreas afectadas en plantaciones de plátano y banano del Valle del Cauca, Quindío y Urabá, se realizó la colección de arvenses frecuentes en los focos afectados y el aislamiento en medio semiselectivo SMSA de la bacteria. 124 aislamientos fueron sometidos a pruebas bioquímicas y de patogenicidad en plantas de banano y plátano bajo condiciones similares a las de Urabá y Valle del Cauca. En las pruebas de patogenicidad 67 de 124 aislamientos evaluados fueron positivos, reproduciendo los síntomas típicos de la enfermedad como flacidez, clorosis, amarillamiento de hojas y muerte de las plantas. Se encontraron nuevas especies de arvenses hospedantes de la bacteria que corresponden a *Chaptalia nutans*, *Seneciodes cinerea*, *Tripogandra glandulosa*, *Plenax hirtus*, *Peperomia pellucida*, *Tripogandra cumanaensis*, *Desmodium sp*, y *Cissus sicyoides* esta última perteneciente a la familia Vitaceae, la cual corresponde al registro de una nueva familia como hospedera. Se confirmó la presencia de la bacteria en hospedantes silvestres previamente mencionados.

Palabras claves: Enfermedad de moko, musaceas, arvenses, fuente de inóculo, sobrevivencia, síntomas

Abstract. The moko disease caused by the bacterium *Ralstonia solanacearum* race 2, is one of the most limiting phytosanitary problem to deal with in plantain and banana production in Colombia. The bacterium has a wide host range, nearly 50 botanical families and over two hundred species. In plantain and banana plantations in Colombia this bacterium has been associated with asymptomatic weeds found in high populations which facilitates the survival and permanence in the field. To determine the wild symptomatic and asymptomatic host in affected areas of banana and plantain plantations in el Valle del Cauca, Quindío and Urabá, it was carried out the collection of frequent weeds around the infected focus and isolation of the bacterium in SMSA culture medium. 124 isolates were subjected to biochemical and pathogenicity test in plantain and banana plants under environmental conditions in El Valle del Cauca and Urabá. In the pathogenicity test 67 out of 124 that were evaluated were positive, showing the typical symptoms such of the disease such as: wilting, chlorosis, leaf yellowing and dead plants. New bacterial weed host species have been found: *Chaptalia nutans*, *Seneciodes cinerea*, *Tripogandra glandulosa*, *Plenax hirtus*, *Peperomia pellucida*, *Tripogandra cumanaensis*, *Desmodium sp*, and *Cissus sicyoides* (Vitaceae). The latter belongs to the Vitaceae family, which corresponds to the report of a new host family. The presence of the bacterium was confirmed in wild host previously reported.

Key words: Moko disease, musaceas, weeds, inoculum source, survivor, disease symptoms.

La enfermedad del "Moko" causada por la bacteria *Ralstonia solanacearum* (Smith, 1993), Raza 2, es la enfermedad bacteriana más limitante en la producción de banano y plátano en Colombia. La importancia de esta bacteria se relaciona con su amplio rango de hospederos, fácil diseminación, alta variabilidad genética y fisiológica, y su exigente y riguroso control en las áreas afectadas. La enfermedad demanda altos costos de control tanto por la destrucción de plantas enfermas y asintomáticas en

los focos de la enfermedad así como por el tiempo de la cuarentena necesaria para limitar su presencia.

Esta enfermedad se detectó por primera vez en el país en la zona de Prado y Purificación en el departamento del Tolima en el año de 1954, su siguiente registro fue en el año de 1962 en el departamento Magdalena y en la zona bananera de Urabá y en el eje cafetero en cultivos de banano y plátano, se detectó en los años de 1968 y 1970 respectivamente (Granada, 2003).

¹ Investigadora. Centro de Investigaciones del Banano, CENIBANANO-AUGURA, Carepa, Colombia. <jmira@augura.com.co>

² Investigadora. Centro de Investigaciones del Banano, CENIBANANO-AUGURA. Carepa, Colombia. <paolaandrea.rodriguez@bayercropscience.com>

³ Profesor Asociado. Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Medellín, Colombia. <jgmoraleso@unal.edu.co>

⁴ Profesor Asistente. Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín. Facultad de Ciencias. A.A. 1779. Medellín, Colombia. <masalazay@unalmed.edu.co>

Recibido: Abril 14 de 2008; Aceptado: Septiembre 11 de 2008.

La presencia de la enfermedad en las zonas productoras ha tenido un comportamiento variable con aumentos considerables en pérdidas económicas. Castañeda y Espinosa (2005), registraron en la zona bananera de Urabá, la destrucción de entre 16 y 17 hectáreas productivas al año, las cuales relacionan por cada planta enferma la destrucción de 9 plantas aparentemente sanas. Al año siguiente, Munar *et al.* (2006) documentaron la destrucción de 19 hectáreas en solo 10 fincas de la zona de Urabá, al implementar herramientas de agricultura de precisión, lo que indica que el área afectada está subestimada y puede ser mucho mayor el impacto económico que causa la enfermedad.

En plantas de banano y plátano los síntomas externos de la enfermedad guardan una relación directa con el proceso de transmisión e infección. En las plantas pequeñas, las hojas presentan marchitez y amarillamiento generalizado, en plantas jóvenes y adultas, las hojas presentan flacidez y diferentes grados de clorosis observándose un halo dorado o franja de color amarillo que bordea la hoja y que puede avanzar hacia el centro secando por completo el tejido, la hoja bajera se dobla, observándose una marchitez generalizada y necrosis de la hoja candela. En el racimo los síntomas se relacionan con el desarrollo anormal de los frutos, maduración temprana y pudrición seca de la pulpa. Los síntomas internos en el cormo, seudotallo, frutos y raquis se caracterizan por la presencia, en los tejidos vasculares, de lesiones en forma de pequeños puntos de color amarillo a pardo oscuro, longitudinalmente se observan bandas a lo largo del tejido, mientras que transversalmente se observan unidos formando la denominada "moneda", síntoma efectivo a la hora del diagnóstico en campo (Augura, 2005; Granada, 2003; Belalcázar, 1996).

En el campo existen dos fuentes importantes de inóculo de la bacteria, una se relaciona con la capacidad de sobrevivencia del patógeno en el suelo y en residuos vegetales infectados y la otra con la interacción que desarrolla el patógeno con hospedantes alternos, ambas favoreciendo la persistencia y el incremento de las poblaciones bacteriales y la sobrevivencia por largos periodos de tiempo aún en ausencia de las plantas cultivadas (Núñez *et al.*, 2002; Schell, 2000; Hayward, 1991, Granada y Sequeira, 1983a).

Entre los hospedantes de la bacteria se indican más de 50 familias botánicas siendo las más susceptibles, las solanáceas, leguminosas, plantas compuestas y musáceas. En las plantas cultivadas de importancia económica se destaca un amplio grupo, en el que se resalta tomate, papa, tabaco, berenjena, lulo, ají, pimiento, plátano, banano, heliconias, morera, olivo, yuca, papaya, eucalipto, guanábana (Hayward, 1985; Genin y Boucher, 2002). La mención de arvenses relacionadas con la enfermedad que crecen asociadas a los cultivos es amplio, con el agravante de ser asintomáticas, lo que favorece el tiempo la permanencia de las infecciones. Belalcázar *et al.* (1968), señalan para Colombia 33 especies de arvenses asociadas a diferentes razas del patógeno y en el año 2004 este autor y colaboradores, recopilan la información de las plantas hospedantes donde se incluyen arvenses de clima medio relacionados con la bacteria. El conocimiento de esta información es determinante para la eliminación de plantas en los focos de la enfermedad y en los casos donde sea necesaria la selección de cultivos asociados y de rotación.

La permanencia de arvenses hospederas en la plantación es un factor determinante en la presencia, incidencia y permanencia de la enfermedad en un cultivo. El objetivo de la investigación fue contribuir al conocimiento de la enfermedad mediante la identificación de arvenses hospederas de la bacteria, presentes en el campo en los focos de la enfermedad y su relación patogénica con las plantas de banano y plátano en la zona de Urabá, Quindío y Valle del Cauca.

MATERIALES Y MÉTODOS

Identificación de hospedantes alternos, colección de cepas y aislamiento. Se realizaron muestreos de arvenses en fincas plataneras del Quindío y Valle del Cauca ubicadas entre los 25 - 1600 msnm y en fincas bananeras de la zona de Urabá ubicadas entre los 2 - 60 msnm. Las fincas fueron definidas teniendo en cuenta registros de la presencia de la enfermedad, colectándose las arvenses más frecuentes dentro de los focos visitados. Las muestras colectadas se guardaron en bolsas plásticas debidamente rotuladas y se almacenaron en nevera hasta el momento del procesamiento. Las especies se identificaron en el herbario José Cuatrecasas Arumi y en el herbario

MEDEL de la Universidad Nacional de Colombia sede Palmira y Medellín.

Para el aislamiento de la bacteria se utilizaron los medios de cultivo semiselectivo SMSA (Medio Semiselectivo Sur África) (Granada y Sequeira, 1983b; Denny y Hayward, 2001; Kelman, 1954), tomando para el aislamiento porciones de tallo y la raíz de cada planta colectada, extrayendo fluido de sus haces vasculares. Las cepas se incubaron a 28 °C por 48 h, tiempo en el cual se seleccionaron las colonias de color vino tinto con presencia de un halo dorado, ligeramente fluido y centro rosado (Kelman, 1954; French y Sequeira, 1970; Granada y Sequeira, 1983b). Estas cepas se evaluaron por su respuesta a las pruebas bioquímicas y fisiológicas como coloración de Gram, KOH al 3%, oxidasa, catalasa, reducción de nitrato, crecimiento a 41 °C y tolerancia a sales, pruebas determinantes para la selección de cepas de *R. solanacearum* (French y Teddy, 1982; Denny y Hayward, 2001; Schaad *et al.*, 2001).

Evaluación de patogenicidad. Los aislamientos de la bacteria se realizaron en los laboratorios del Centro de Investigaciones del Banano-CENIBANANO, en la zona de Urabá, en el Laboratorio Integrado de Investigaciones de Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira y en el Laboratorio de Estudios Moleculares de la Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín. Las pruebas de patogenicidad de las cepas en banano y plátano se realizaron en la casa de mallas del laboratorio de Crecimiento y Desarrollo Vegetal de la Universidad Nacional de Colombia, sede Medellín y en la "casa de mallas" de la Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira respectivamente.

La determinación de la patogenicidad de las cepas se hizo mediante la inoculación de plantas de plátano cultivar Dominico- Hartón, y de banano cultivar Gran Enano de dos meses de edad. Las cepas fueron sembradas en medio semiselectivo líquido SMSA y crecidas en agitación constante durante 24 h. La concentración del inóculo se estimó por espectrofotometría, tomando como referencia que a una densidad óptica de +0,1 a 650 nm se obtiene una solución de $1 \cdot 10^8$ ufc \cdot ml $^{-1}$ (Smith, 1993; French *et al.*, 1995).

Las pruebas de patogenicidad se efectuaron mediante la inyección de 2,5 mL de la solución bacteriana con una jeringa hipodérmica en el centro del seudotallo de cada planta. Cada cepa se inoculó cuatro veces (cuatro plantas), en un diseño completamente al azar comparando con cuatro testigos, correspondientes al testigo absoluto sin ningún tipo de herida ni solución, el testigo de plantas con herida ocasionada por la aguja, el testigo correspondiente a plantas inoculadas con agua destilada estéril y por último, plantas inoculadas con una solución del medio líquido autoclavado. Tres días después de la inoculación se inició el registro de síntomas cada tres días durante un mes determinando la presencia o ausencia de síntomas de la enfermedad medidos con la escala modificada de Silva *et al.* (2000) y Denny y Hayward (2001) (Tabla 1). Una cepa se calificó como patogénica si reprodujo los síntomas característicos de la enfermedad luego de 30 días de evaluación en tres de las cuatro plantas inoculadas.

Tabla 1. Escala modificada de Silva *et al.* (2000) y Denny y Hayward, (2001) para la evaluación de la sintomatología producida por *Ralstonia solanacearum* en plantas de banano y plátano.

ÍNDICE	CARACTERÍSTICA
0	No presencia de síntomas
1	Flacidez de hojas
2	Inicio de amarillamiento
3	2-3 hojas cloróticas
4	4 ó más hojas cloróticas
5	Muerte de la planta

Reaislamiento de cepas. Posterior a las pruebas de patogenicidad se procedió con el reaislamiento de las bacterias del tejido enfermo de cada planta en medio semiselectivo SMSA para el análisis de pruebas bioquímicas y fisiológicas y su conservación en medio líquido más glicerol en una relación 70:30 a - 80 °C de las cepas puras.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Identificación de hospedantes alternos, colección de cepas y aislamiento. Se colectaron en total 124 aislamientos bacterianos, 51 procedentes de arvenses asociadas a los focos de

moko en plantaciones de plátano en la zona del Quindío y Valle del Cauca y los 73 restantes en las plantaciones de banano en la zona de Urabá. Estos aislamientos se obtuvieron a partir de 59 especies botánicas diferentes y 14 familias. En la Tabla 2 se registran las arvenses encontradas en la zona de Urabá, Valle del Cauca y Quindío, de las cuales se aislaron cepas patogénicas en banano y plátano. Los resultados indican una gran cantidad de arvenses asociadas a los cultivos de plátano y banano en las zonas productoras y se demuestra la capacidad de éstas para mantener cepas patogénicas para musáceas.

Tabla 2. Hospedantes de *Ralstonia solanacearum* relacionados con patogenicidad en plantas de banano y plátano

NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN	FAMILIA	ZONA DE COLECCIÓN
<i>Galinsoga ciliata</i>	Cominillo	Asteraceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Chaptalia nutans</i> *	Sangre de toro	Asteraceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Ageratum conyzoides</i>	Hierva de chivo	Asteraceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Seneciodes cinerea</i> *	Vernonia	Asteraceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Heliotropium</i> sp.	Rabo de alacrán	Boraginaceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Commelina virginica</i>	Comelina	Commelinaceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Tripogandra glandulosa</i> *	Siempre viva	Commelinaceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Bidens pilosa</i>	Papunga	Asteraceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Cyperus</i> sp.	Cortadera	Cyperaceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Phyllanthus corcovadensis</i>	Balsilla	Euphorbiaceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Euphorbia heterophylla</i>	Leche de sapo	Euphorbiaceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Salvia privodes</i>	Salvia	Labiatae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Sida</i> sp.	Escoba	Malvaceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Solanum torvum</i>	Lavaplato	Solanaceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Plenax hirtus</i> *	Plenas	Urticaceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Pilea</i> sp.	Pilea	Urticaceae	Valle del Cauca y Quindío
<i>Synedrella nodiflora</i>	Cerbatana	Asteraceae	Urabá, Valle del Cauca y Quindío
<i>Ipomoea trifida</i>	Batatilla	Convolvulaceae	Urabá, Valle del Cauca y Quindío
<i>Euphorbia hirta</i>	Lecherito	Euphorbiaceae	Urabá, Valle del Cauca y Quindío
<i>Peperomia pellucida</i> *	Celedonia	Piperaceae	Urabá, Valle del Cauca y Quindío
<i>Solanum nigrum</i>	Hierba mora	Solanaceae	Urabá, Valle del Cauca y Quindío
<i>Emilia sonchifolia</i>	Emilia	Asteraceae	Urabá
<i>Tripogandra cumanenses</i> *	Siempre viva	Commelinaceae	Urabá
<i>Desmodium</i> sp. *	Pega-pega	Leguminosae	Urabá
<i>Piper</i> sp.	Santa Maria	Piperaceae	Urabá
<i>Portulaca oleraceae</i>	Verdolaga	Potulacaceae	Urabá
<i>Cissus sicyoides</i> *	Uvilla	Vitaceae	Urabá

* Nuevos registros de arvenses asociados con *Ralstonia solanacearum*

Para la zona del Valle del Cauca y Quindío las arvenses *Tripogandra glandulosa*, *Chaptalia nutans*,

Plenax hirtus y *Seneciodes cinerea*, se consideran nuevas hospederas de *R. solanacearum* Raza 2 y

para la zona de Urabá surgen como nuevas especies *Peperomia pellucida*, *Tripogandra glandulosa* y *Cissus sicyodes*; esta última especie de la familia Vitaceae, corresponde a un nuevo registro tanto como hospedante como por la familia botánica asociada a esta bacteria con capacidad de relacionarse a cepas patogénicas para musáceas.

Se encontró un grupo de arvenses que coinciden tanto en plantaciones de plátano como de banano en todas las zonas muestreadas, el cual se agrupa en cinco familias taxonómicas y cinco géneros (Tabla 2).

De las arvenses colectadas en la zona de Urabá, *Solanum nigrum*, *Emilia sonchifolia* (Granada, 1996), *Ipomoea trifida* (Hayward, 1985; Martínez y García, 2003), *Piper sp* (Berg, 1971), *Portulaca oleracea* (Kim y Olson, 2003), *Euphorbia hirta* (Hayward, 1985) y *Synedrella nodiflora* (Belalcázar *et al.*, 2004), han sido señaladas como hospederas para alguna de las razas de *R. solanacearum*; mientras que las especies *Desmodium sp.*, *Peperomia pellucida*, *Tripogandra cumanenses* pertenecientes a las familias Fabaceae, Piperaceae y Commelinaceae respectivamente, no se han mencionado previamente como hospederos de la bacteria; sin embargo, estas familias botánicas tienen dentro de sus especies, informes de hospederos para alguna de las razas de la bacteria.

De las arvenses colectadas en la zona del Quindío y del Valle del Cauca, las especies *Galinsoga ciliata* (Belalcázar *et al.*, 1968), *Ageratum conyzoides*, *Cyperus sp.* (Kelman, 1953), *Heliotropium sp.*, *Euphorbia hirta*, *Sida sp* (Martínez y García, 2003), *Commelina virginica*, *Phyllanthus corcovadensis*, *Solanum nigrum*, *Bidens pilosa*, *Pilea sp.* (Granada, 1996), *Euphorbia heterophylla* (Hayward, 1985), *Solanum torvum* (Buddenhagen, 1960), *Synedrella nodiflora*, *Salvia privodes* (Belalcázar *et al.*, 2004), *Ipomoea trifida* (Hayward, 1985), se han listado como hospederas para la bacteria, mientras que especies como *Peperomia pellucida*, *Chaptalia nutans*, *Seneciodes cinerea*, *Tripogandra glandulosa* y *Plenax hirtus* se anuncian por primera vez como hospederas en esta investigación.

A partir de la colección de plantas en las zonas muestreadas se realizaron los aislamientos y se obtuvieron colonias con características típicas de la bacteria presentando color vino tinto con borde o halo dorado bien definido y ligeramente fluidas (Kelman, 1954; French y Sequeira, 1970; Granada y Sequeira, 1983b).

Las pruebas de patogenicidad indicaron que 67 de las 124 cepas evaluadas presentaron capacidad patogénica en plantas de banano y plátano. La bacteria generó los primeros síntomas en las plantas inoculadas relacionados con la flacidez de las hojas, entre los 6 y 9 días después de la inoculación. Síntomas más avanzados como amarillamiento y clorosis de cuatro o más hojas se presentaron entre los 12 y 24 días después de la inoculación y la muerte de las plantas se observó desde los 27 días para algunos de los aislamientos.

Los síntomas observados en las plantas inoculadas son característicos de la infección por *R. solanacearum* en musáceas y coinciden con los de Silva *et al.* (2000), estos síntomas de flacidez, borde clorótico, amarillamiento de follaje y la muerte de las plantas fueron iguales en las plantas de plátano y banano evaluadas, por lo que podría ser usado cualquiera de los dos materiales para este tipo de pruebas como modelo de planta indicadora, además transcurridas tres semanas después de la inoculación de las cepas se puede determinar su capacidad patogénica bajo las condiciones de evaluación mencionadas.

El reaislamiento de la bacteria del tejido afectado en las plantas inoculadas fue efectivo y se realizó con éxito a partir de tejido de cormo y deseudotallo con síntomas de la enfermedad.

Las pruebas bioquímicas y fisiológicas evaluadas para las cepas seleccionadas se presentan en la (Tabla 3), los resultados obtenidos relacionan a todas las cepas con el grupo de *R. solanacearum*, indicando que estas pruebas son una herramienta más para la selección y clasificación de este grupo de bacterias.

Tabla 3. Pruebas bioquímicas y fisiológicas evaluadas en cepas de *Ralstonia solanacearum* aisladas de hospedantes alternos

PRUEBA	REACCIÓN
Tinción de Gram	Gram-negativa
Test de hidróxido de K (KOH al 3%)	Positivo
Catalasa	Positiva
Oxidasa	Positiva
Reducción de nitrato	Positiva
Tolerancia a sales 1% y 2%	Positivo
Tolerancia a sales al 3%	Negativa
Crecimiento a 37 °C	Positivo
Crecimiento a 41 °C	Negativo

Las observaciones realizadas durante el desarrollo de esta investigación revelan que en cada una de las zonas evaluadas hay diversas arvenses hospederas comunes dentro de las plantaciones. Para la zona de Urabá se identificaron las especies *Solanum nigrum*, *Commelina* sp., *Piper* sp., *Ipomoea trifida*, *Emilia sonchifolia*, *Synedrella nodiflora*, *Portulaca oleracea*, *Sida* sp., *Euphorbia hirta*, *Bidens pilosa*, *Cyperus* sp., *Amaranthus dubios*, *Cissus sicyoides*, *Desmodium* sp., *Peperomia pellucida*, *Tripogandra cumanenses*, *Momordica charantia*, entre otras. Para la zona del Quindío y Valle del Cauca se encontraron los hospedantes anteriormente mencionados y otras arvenses que son típicas de zona cafetera tales como *Solanum torvun*, *Commelina* sp., *Browalia americana*, *Pilea* sp., *Lantana* sp., *Verbena brasiliensis*, *Phyllanthus corcovadensis*, *Impatiens balsamina*, *Chaptalia nutans*, *Plenax hirtus*, *Seneciodes cinerea*, *Eclipta alba*, *Ageratum conyzoides*, *Galinsoga ciliata* y *Heliotropium* spp.

Como hospedantes alternos de la bacteria se han registrado muchas arvenses a nivel mundial (Kelman, 1953; Belalcazar *et al.*, 1968; Berg, 1971; He *et al.*, 1985; French, 1985; Hayward, 1991; Granada, 1996; Belalcázar *et al.*, 2004; Obregón, 2007), que seguramente aumentarán conforme se realicen investigaciones relacionadas con el tema. En las fincas estudiadas se observaron altas poblaciones de arvenses asintomáticas, las cuales se han establecido de manera uniforme y que al no controlarse a tiempo se propagan con facilidad por su abundante producción de semillas. Con la presencia de estas arvenses en el campo y con su capacidad de ser hospedantes asintomáticos de la

bacteria, se hace necesario mantener el área de cuarentena libre de éstas para asegurar la eliminación del inóculo en el campo. Al eliminar las plantas susceptibles y las arvenses hospederas del patógeno, se disminuiría la capacidad de sobrevivencia en áreas afectadas, ya que esta se debe a la asociación con raíces de plantas en forma de infección sistémica o epífita (Hayward, 1991). Martins (2002) demostró la capacidad de *R. solanacearum* para sobrevivir en diferentes especies de plantas como rizobacterias en condiciones de invernadero, encontrando altas poblaciones de la bacteria en plantas como soya, pepino y guisante, entre otras, estos resultados refuerzan la necesidad de identificar las plantas hospederas en las zonas productoras de cultivos susceptibles para el adecuado manejo de la enfermedad.

La colonización de las raíces ha sido poco estudiada, sin embargo diversos autores, consideran la colonización como un proceso de multiplicación y sobrevivencia bacteriana en forma epífita o endófito en arvenses, favoreciendo su sobrevivencia e incrementando el inóculo inicial para los cultivos susceptibles (Buddenhagen, 1960; Belalcázar *et al.*, 1968; Berg, 1971; Granada y Sequeira, 1983a; Hayward, 1991; Granada, 1996; Coelho-Netto *et al.*, 2001; Coelho-Netto *et al.*, 2004; Genin y Boucher 2004, Orozco *et al.*, 2004).

Cada vez se determinan nuevos hospederos sintomáticos o asintomáticos de la bacteria tanto en arvenses como en cultivos en diferentes regiones geográficas del mundo; por lo tanto, es

recomendable continuar con la evaluación del rol en la sobrevivencia del patógeno, en la epidemiología de la enfermedad y el ajuste de estrategias para el control.

CONCLUSIONES

Se amplió el rango de hospederos de la bacteria en forma asintomática las zonas del Valle del Cauca, Quindío y Urabá. Se mencionan las especies *Chaptalia nutans*, *Seneciodes cinerea*, *Tripogandra glandulosa*, *Plenax hirtus*, *Peperomia pellucida*, *Tripogandra cumanenses*, *Desmodium sp*, y *Cissus sicyoides* como nuevos registros de hospedantes asintomáticos de *R. solanacearum* en el campo. Se reconoce una nueva familia, Vitacea, con su género *Cissus*. Plántulas de banano y plátano de dos meses de edad pueden ser usadas en pruebas de patogenicidad de *R. solanacearum* raza 2 y son indicadoras a las tres semanas siguientes a su inoculación.

Se pondera la importancia del control de arvenses en las áreas de cuarentena en plantaciones de musáceas afectadas de la enfermedad por su reconocido papel como hospedantes silvestres.

Esta investigación se realizó con la cofinanciación de COLCIENCIAS y la Asociación de Bananeros de Colombia AUGURA.

BIBLIOGRAFÍA

AUGURA, Asociación de Bananeros de Colombia. 2005. Guía para el reconocimiento y control de moko en plátano y banano. Plegable informativo.

Belalcazar, C.S., G.Y. Uribe y H.D. Thurston. 1968. Reconocimiento de hospedantes a *Pseudomonas solanacearum*. Fitotecnia Latinoamericana 5:89-99.

Belalcazar, S. 1996. Plagas y enfermedades del plátano. Boletín de Sanidad Vegetal 4. Instituto Colombiano Agropecuario. 102 p.

Belalcazar, S., F.Y. Rosales y L. Pocasangre. 2004. El "Moko del plátano y banano y el rol de las plantas hospederas en su epidemiología. p. 16-35. En: Publicación Especial. XVI Reunión Internacional ACORBAT. Oaxaca.

Berg, L.A. 1971. Weed host of the SFR Strains of *Pseudomonas solanacearum*, causal organism of bacterial wilt of bananas. Phytopathology 61:1314-1315.

Buddenhagen, I.W. 1960. Strains de *Pseudomonas solanacearum*, in indigenous host in banana plantations of Costa Rica, and their relationship to bacterial wilt of bananas. Phytopathology 50:660-664.

Castañeda, D.A. y J.A. Espinosa. 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 la enfermedad. Revista Facultad Nacional de Agronomía. 58 (1):2587-2599.

Coelho Netto, R.A., H.E. Noda e B.Boher. 2001. *Melanthera discoidea*: Um novo hospedeiro de *Ralstonia solanacearum*. Fitopatol. Bras. 26(4): 781.

Coelho Netto, R., B. Pereira, H. Noda e B. Boher. 2004. Murcha bacteriana no estado do Amazonas, Brasil. Fitopatol. Bras. 29 (1): 21-27.

Denny, T.P. and A.C. Hayward. 2001. Gram negative bacteria. Ralstonia. In: Schaad, N., J. Jones and W. Chun (ed.). Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria. Third edition. APS PRESS. The American Phytopathological Society. St. Paul. Minnesota. 373 p.

French, E. and L. Sequeira. 1970. Strains of *Pseudomonas solanacearum* from Central and South America: A comparative study. Phytopathology 60: 506-512.

French, E. and H. Teddy. 1982. Métodos de investigación fitopatológica. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. San Jose. 289 p.

French, E.R. 1985. Interaction between strains of *Ralstonia solanacearum*, its hosts and the environment. pp. 99-104. In: Persley G.J. (ed). Bacterial wilt disease in Asia and the South Pacific. Centro Internacional de la Papa. Sec.10-97.

French, E., L. Gutarra, P. Aley and J. Elphinstone 1995. Culture media, for *Ralstonia solanacearum* isolation, identification and maintenance. In:

- Fitopatología 30(3): 126-130, Centro Internacional de la Papa, <http://www.cipotato.org/csd/materials/bacterial/bacterial8.pdf>; consulta: abril 2004.
- Genin, S. and C. Boucher. 2002. *Ralstonia solanacearum*: secrets of a major pathogen unveiled by analysis of its genome. Molecular Plant Pathology. 3(3): 111-118.
- Genin, S. and C. Boucher. 2004. Lessons learned from de genome analysis of *Ralstonia solanacearum*. Annu. Rev. Phytopathol. 42: 107-34.
- Granada, G.A. 1996. Supervivencia de *Pseudomonas solanacearum* Raza 2, bajo condiciones de zona platanera del Quindío. pp. 95-96. En: Comité Departamental de Cafeteros del Quindío. Tecnología del eje cafetero para la siembra y explotación rentable del cultivo del plátano. Tercer informe técnico, 1994-1996. Corpoica. Armenia.
- Granada, G.A. 2003. Manejo integrado del Moko (*Ralstonia solanacearum* Raza 2) en cultivos de banano y plátano. Boletín Técnico. Cenibanano-Augura. 2: 9-13.
- Granada, G. and L. Sequeira. 1983a. Survival of *Pseudomonas solanacearum* in soil, rhizosphere, and plant roots. Can. J. Microbiol. 29: 433-440.
- Granada, G. and L. Sequeira, 1983b. A new selective medium for *Pseudomonas solanacearum*. Plant Disease 67(10): 1084-1087.
- Hayward, A. 1985. Bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum* in Asia and Australia: An Overview. pp. 15-24. En: Persley G.J. (ed.). Bacterial wilt disease in Asia and the South Pacific. Australian Centre for International Agricultural Research. Los Baños. 145 p.
- Hayward, A.C. 1991. Biology and epidemiology of bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. Annual Review of Phytopathology. 29: 65-87.
- He, L., L. Sequeira and A. Kelman. 1983. Characteristics of strains of *Pseudomonas solanacearum* from China. Plant Disease. 67(12): 1357-1361.
- Kelman, A. 1953. The bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. North Carolina Agricultural Experiment Station. North Carolina. 194 p.
- Kelman, A. 1954. The relationship of pathogenicity in *P. solanacearum* to colony appearance on a tetrazolium medium. Phytopathology 44:693-695.
- Martins, J.M. 2002. Caracterizacao bioquímica, patogênica e molecular de isolados de *Ralstonia solanacearum* Biovar 2 de Batata e beringela. Tesis de grado. Universidad de São Paulo. São Paulo. 123 p.
- Munar, O., D. Castañeda y A. Espinosa. 2006. Evaluación de la enfermedad de moko según un índice de riesgo en diez fincas de banano, en Urabá, Colombia. 388 p. En: Memorias XVII Reunión ACORBAT 2006. Santa Catarina.
- Núñez, G., V. Guevara, D. Monterroso 2002. Efecto de la cal y la úrea en el manejo del moko de las musáceas. Manejo integrado de plagas y agroecología 66: 96-100.
- Obregón Barrios, Mónica. 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 de Maestría en Ciencias Agrarias. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Colombia. Medellín. 121 p.
- Orozco, M.E., A. Takatsu e C. Uesugi, 2004. Colonização de raízes de plantas daninhas cultivadas *in vitro* e em vasos por *Ralstonia solanacearum*, biovares 1, 2 e 3. Fitopatol. Bras. 29(2): 121-127.
- Silva, S., L. Gasparotto, A.P. Matos, M. Cordeiro and B. Boher. 2000. Evaluation of *Musa* spp. for resistance to moko disease (*Ralstonia solanacearum*, Raza 2). Infomusa: The internacional magazine on banana and plantain 9 (1):19-20.
- Schell, M. 2000. Control of virulence and pathogenicity genes or *Ralstonia solanacearum* by an elaborate sensory network. Ann. Rev. Phytopathol. 38: 263-292.

Schaad, N., J. Jones and W. Chun (eds). 2001. Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria. Third Edition. APS PRESS. The American Phytopathological Society. St. Paul, Minnesota. 373 p.

Smith, R. 1993. Polyclonal and monoclonal antibody-based enzyme-linked immunosorbent assays for *Ralstonia solanacearum*. In: Proceedings of an international workshop held in New Delhi. <http://www.cipotato.org/taining/materials/bacterial/bacterial6.pdf>. pp.1-12; consulta: febrero 2004.