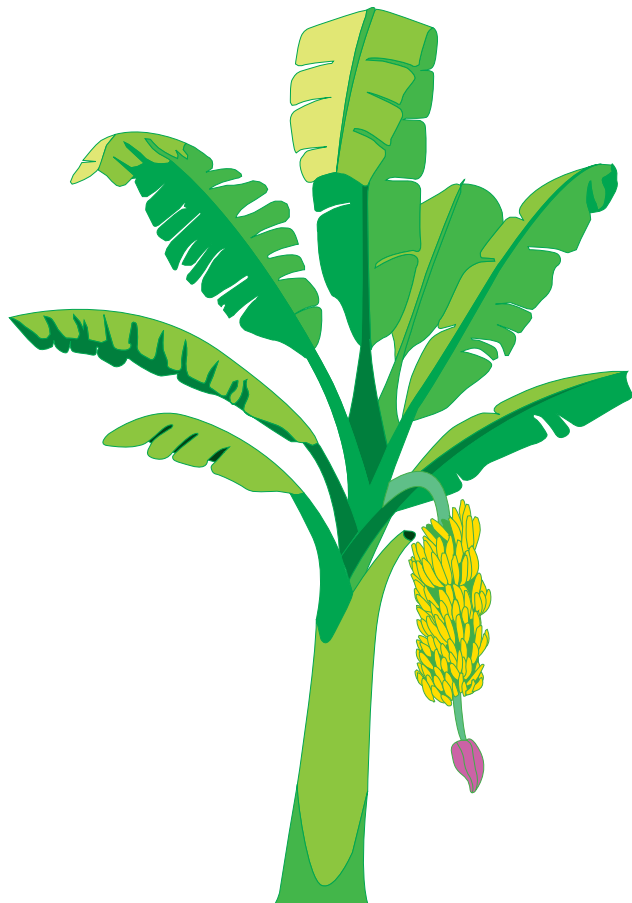




# Manejo convencional y alternativo de la Sigatoka negra, nematodos y otras plagas asociadas al cultivo de Musáceas en los trópicos

*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, 2003.*

Galileo Rivas y Franklin Rosales, editores





# **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, 2003.*

Galileo Rivas y Franklin E. Rosales, editores.



## Agradecimientos

INIBAP y MUSALAC agradecen a todas aquellas personas que contribuyeron a la organización del Taller Manejo convencional y alternativo de la Sigatoka negra, nematodos y otras plagas asociadas al cultivo de Musáceas y a la publicación de las actas del mismo.

A FUNDAGRO por su apoyo en la organización del evento.

A Lissette Vega (INIBAP) por su apoyo en la organización del Taller.

A Víctor Merchán, Silvio Belalcázar, Franklin E. Rosales, Luis Pocasangre y Galileo Rivas por su eficiente moderación en el desarrollo de las sesiones técnicas.

A Galileo Rivas y Franklin Rosales por su trabajo en la edición de las actas.

A Silvia Francis y Esteban Montero (CATIE) por su apoyo en el diseño gráfico de las actas.

# Contenido

<b>Presentación</b> .....	7
<b>Sesión 1- Sigatoka negra- Bloque I - Impacto de <i>Mycosphaerella fijiensis</i> en los trópicos</b>	
Situación de la Sigatoka negra en banano y plátano en el trópico americano M. Guzmán .....	11
Situación de la Sigatoka negra en el Ecuador E. Martillo y P. Solano .....	13
Genética de poblaciones de <i>Mycosphaerella fijiensis</i> , agente causal de la Sigatoka negra de las musáceas en los trópicos G.G. Rivas Platero, M.F. Zapater, C. Abadie y J. Carlier .....	19
Epidemiología de la Sigatoka negra y el sistema de preaviso biológico M. Guzmán .....	25
<b>Sesión 1- Sigatoka negra- Bloque II - Estrategias de manejo</b>	
Estrategias de manejo para Sigatoka negra en Ecuador H. Calle .....	29
Productos naturales como biofungicidas e inductores de resistencia para el manejo de la Sigatoka negra A.S. Riveros y A. M. Arciniégas .....	31
Resistencia a fungicidas en <i>Mycosphaerella fijiensis</i> : situación actual y perspectivas para el manejo de la Sigatoka negra M. Guzmán .....	33
Epidemiología de la Sigatoka negra ( <i>Mycosphaerella fijiensis</i> ) en clones híbridos de la FHIA con resistencia parcial L. Pérez Vicente y M. Pérez .....	35
Manejo Integrado de plagas y enfermedades en bananos y plátanos en Cuba L. Pérez Vicente .....	37
Atas densidades de siembra en plátano, una alternativa rentable y sostenible de producción S. Belalcázar, F. Rosales y J. Espinoza .....	55
Tecnología de producción con altas densidades en bananos y plátanos en Cuba y avances hacia una producción orgánica J.M. Alvarez y A. Beltrán .....	65
Uso de la agroforestería para disminuir la severidad de la Sigatoka negra ( <i>Mycosphaerella fijiensis</i> ) en el cultivo del plátano (Musa AAB) A. Martínez Garnica .....	67
<b>Sesión 2 - Nematodos</b>	
Situación actual de manejo de nematodos en banano (Musa AAA) y plátano (Musa AAB) en el trópico americano M. Araya .....	79
Manejo de nematodos en musáceas del Ecuador C. Triviño .....	103
Biodegradación acelerada de nematicidas en Musa T. Moens, M. Araya, R. Swennen y D. de Waele .....	105
Manejo alternativo de nematodos en musáceas J. González y E. Fernández .....	119
Nuevas estrategias para el manejo de nematodos en musáceas L. Pocasangre .....	121

### **Sesión 3 - Plagas insectiles y *Fusarium***

Situación actual del picudo negro del banano (*Cosmopolites sordidus*)  
(Coleóptera: Curculionidae) en el mundo

C. Castrillón ..... 125

**Manejo Integrado del picudo negro del plátano y el banano**

V. Merchán ..... 139

*Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense* en Cuba : biología de las poblaciones,  
reacción de los clones híbridos de la FHIA y biocontrol

L. Perez, A. Battle y J. Fonseca ..... 141

### **Sesión 4 - Moko**

El “moko” del plátano y banano y el rol de las plantas hospederas en su epidemiología

S. Belalcázar, F. Rosales y L. Pocasangre ..... 159

Situación actual del Moko (*Ralstonia solanacearum* Raza 2) en musáceas

V. Merchán ..... 181

**Manejo integrado del Moko en cultivos de banano y plátano**

V. Merchán ..... 183

**Lista de participantes** ..... 185

# Presentación

Interesados en la generación de soluciones a la problemática de plagas en los cultivos de banano y plátano en la región, es imperativo desarrollar nuevas opciones de manejo que contribuyan al planteamiento de un nuevo enfoque de control de dichos problemas. Ese enfoque podrá desarrollar diversas acciones, todas ellas enmarcadas en el concepto del manejo integrado de plagas y el uso de tecnologías limpias, de tal forma que permitan una protección sanitaria más amigable con el agroecosistema y por consiguiente óptima para el refortalecimiento de la economía campesina.

Estas actas reúnen diversas experiencias relativas al manejo de los principales problemas fitosanitarios en banano y plátano; mostrando nuevos avances y enfoques de manejo desde la óptica de distintos especialistas en el tema.

Agradecemos a todos los autores por sus contribuciones al desarrollo y transferencia de tecnologías; las cuales ayudarán enormemente a resolver las limitantes en los sistemas de producción de musáceas.

Franklin E. Rosales  
Coordinador Regional de INIBAP  
para América Latina y al Caribe

# Sigatoka negra

Bloque I: Impacto de  
*Mycosphaarella fijiensis*  
en los trópicos

# Situación de la Sigatoka negra en banano y plátano en el trópico americano

Mauricio Guzmán<sup>1</sup>

La raya negra de la hoja del banano (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) fue descrita por primera vez en la isla de Fiji en 1963. Sin embargo, la enfermedad estaba ampliamente difundida en el pacífico antes de su descubrimiento en la isla. La raya negra fue observada, primero, en el sureste de Viti Levu, a unos 60 Km del valle de Sigatoka, donde la enfermedad de Sigatoka (*Mycosphaerella musicola*), conocida luego como Sigatoka amarilla, fue reportada por primera vez. En 1976, un patógeno considerado cercanamente relacionado con *M. fijiensis*, fue descrito en Centroamérica, en el Valle del Ulúa en Honduras, donde una enfermedad similar a la raya negra del pacífico se estaba observando desde 1972. Esta enfermedad fue denominada Sigatoka negra, para distinguirla de la raya negra y el patógeno fue nombrado como *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis* Mulder y Stover, basados en algunas diferencias que se argumentó observar en las estructuras de reproducción asexual. Estudios posteriores utilizando características morfológicas y técnicas moleculares determinaron que *M. fijiensis* y *M. fijiensis* var. *difformis* eran exactamente el mismo patógeno. A pesar de que en el sentido estricto, la enfermedad debería denominarse raya negra, el nombre de Sigatoka negra, asignado posteriormente en América Central, ha sido ampliamente aceptado y distribuido y ha prevalecido en la literatura hasta entonces. En un principio la Sigatoka negra estuvo restringida a una región muy definida de Honduras, coexistiendo con la Sigatoka amarilla, es muy probable que por esta razón, en un inicio, se subestimara el potencial destructivo de la enfermedad. Fue de una manera un poco sorpresiva que la Sigatoka negra irrumpió severamente en las plantaciones de Honduras, hasta desplazar por completo a la Sigatoka amarilla. Las causas de esta severa irrupción de la enfermedad no pudieron ser claramente explicadas por los fitopatólogos de la época, pero podría deberse a fenómenos de adaptación y mutación (variantes más agresivas). La Sigatoka negra, debido a su mayor agresividad, tiene la capacidad de desplazar a la Sigatoka amarilla en las zonas más bajas y calientes. No obstante, en la zonas más altas (por encima de los 1.000 msnm), *M. musicola* puede prevalecer sobre *M. fijiensis* o ambas especies pueden coexistir, como sucede en algunas regiones de Colombia y Costa Rica. Este fenómeno está asociado con la

<sup>1</sup> Dirección de Investigaciones, Corporación Bananera Nacional (CORBANA S.A.), Apdo. 390-7210, Guápiles, Costa Rica. mguzman@corbana.co.cr

temperatura, pues al contrario de *M. fijiensis*, *M. musicola* se adapta mejor a las temperaturas bajas. Sin duda alguna, en un inicio era difícil presagiar que la fuerte irrupción de la Sigatoka negra en Honduras, era solo el principio de una de las más increíbles, interesantes y difíciles epifitias de carácter continental, vividas por la humanidad con una enfermedad en el último siglo. La enfermedad se ha diseminado por casi todos los países del continente americano, ubicados entre el trópico de cáncer y el trópico de capricornio. Hacia el norte la enfermedad ha llegado hasta México (1980) y la península de la Florida (1998) y hacia el sur hasta Bolivia (1996) y Brasil (1998). Algunos países del caribe, a pesar de su condición de islas, no han podido escapar a la enfermedad, como es el caso de Cuba, Jamaica y República Dominicana. En todos los casos, la llegada de la enfermedad ha tenido un efecto común, las dificultades ligadas a su manejo son mucho mayores que con la Sigatoka amarilla. La Sigatoka negra ha disminuido marcadamente la producción y la calidad y ha obligado a aumentar las medidas de control, con el consecuente aumento en los costos de producción. Los pequeños productores de plátano (*Musa* AAB, que se comportan muy resistentes a la Sigatoka amarilla), se han visto sensiblemente afectados y obligados a implementar medidas como el combate químico, que resultan muy onerosos para ellos. Por su parte, los productores de banano para exportación han tenido que incrementar sustancialmente la cantidad de aplicaciones (hasta el doble o más), optimizar las técnicas de aplicación y prácticas culturales, a un elevado costo. En algunos de países, cultivares de banano y plátano muy apreciados localmente, fueron casi arrasados, obligando a un cambio en las preferencias gustativas. Entre los países y dentro de cada país se han presentado diferencias en cuanto al comportamiento y agresividad de la enfermedad y esto ha estado relacionado básicamente con la cantidad y distribución de las lluvias. Sin que sea una generalidad, existe una clara tendencia a que las zonas de producción cuyo clima tiene mayor influencia del mar caribe sean mucho más afectadas, que las de influencia del pacífico. Las del pacífico cuentan con períodos de hasta seis meses de muy baja precipitación, lo que provoca una importante fase decreciente en el desarrollo de la epidemia, en la reproducción y producción de inóculo en el patógeno. Se requieren estudios detallados del desarrollo de la epidemia y su relación con los factores climáticos en los diferentes países y regiones dentro de cada país, para la implementación y optimización de las prácticas de manejo integrado de la enfermedad.

# Situación de la Sigatoka negra en el Ecuador

Eduardo E. Martillo<sup>1</sup> y P. Solano<sup>2</sup>

## RESUMEN

En el Ecuador existen aproximadamente unas 150.000 ha de banano, ubicadas en la región Litoral o Costa, particularmente en las provincias de Los Ríos (45.000 ha), Guayas (43.000 ha) y El Oro (44.000 ha); unas con alta tecnología y otras de mediana a baja tecnología, infectadas con Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*). La variabilidad del clima ha hecho que la Sigatoka negra tenga un comportamiento diverso. Por lo que, la enfermedad ha sido más severa en las plantaciones comerciales de la provincia de Los Ríos mientras que es menos, en las de El Oro. Sin embargo, en los últimos dos años la situación ha sido a la inversa. Después de la presencia de la corriente de El Niño en el Ecuador en el año 1998, la Sigatoka negra se puso muy agresiva y como consecuencia de ello, muchos programas de control de la enfermedad, fracasaron; y las bananeras virtualmente se quemaron, perdiéndose mucha fruta para la exportación; con consecuencias económicas graves para la economía de los productores. Con estos antecedentes se tuvo como uno de sus principales objetivos determinar cuales eran las causas que provocaban esta falta de control de los fungicidas. Los resultados indican que haciendo un control preventivo de la enfermedad; es decir, aplicando los fungicidas sistémicos antes de que comiencen las lluvias, se ha logrado que funcionen con todo su potencial biológico en la época lluviosa; situación que no ocurre cuando se espera primero que aparezcan síntomas severos con lesiones en las hojas y recién allí se decide a aplicarlos. Esto ha permitido, reducir año tras año el número de ciclos aplicados y consecuentemente los costos de control; así como también, ser amigables con el ambiente. Por ejemplo, en la provincia de Los Ríos, en fincas bien manejadas se ha logrado reducir ciclos paulatinamente en los últimos tres años desde 22 hasta 15 ciclos por año, permitiendo aparte de otras cosas que, el negocio bananero perdure por muchos años en el Ecuador, ya que de la forma como se lo venía ejerciendo, se predecía que se iba a incrementar el número de ciclos al año, emulando a los países centroamericanos. En la provincia de El Oro donde en los últimos dos años la Sigatoka negra se ha tornado agresiva y a quemado casi el 80% de las bananeras en el 2002, los ciclos varían entre 19 a 20, mientras que antes se hacían un promedio de 10 a 12 ciclos. Como conclusión, se ha podido mantener bajo control a esta enfermedad y preservar las moléculas existentes manteniendo, aun vigente su eficacia, respetando en gran medida el número de ciclos permitidos para cada grupo químico y siguiendo así, los delineamientos del Frac.

**Palabras clave:** Preventivo, aceite agrícola, lluvia, hojas limpias

<sup>1</sup> Agripac S. A. Córdova 623. emartill@agripac.com.ec

<sup>2</sup> Guayaquil-Ecuador

## Introducción

El Ecuador continental esta dividido en tres regiones geográficas: Litoral o Costa, Interandina o Sierra y Región Oriental.

La Sigatoka negra fue detectada en el Ecuador en Febrero de 1987 al norte del país, en la provincia de Esmeraldas, para el año 1989 se la encontró en las provincias de los Ríos y de Guayas y finalmente en 1992 apareció en las bananeras de la provincia de El Oro, al sur del país. Por lo que a esta enfermedad le tomó 5 años en infectar todas las bananeras del Ecuador.

## Condiciones climatológicas del Ecuador

En el país, las lluvias comienzan entre fines de diciembre a principio de enero y termina a fines de abril o principio de mayo. Claro está que en algunos años o meses pueda llover más y en otros menos, pero la distribución de las lluvias siempre se presentan como se indica abajo. Excepto en los años de la corriente del Niño (1997-1998) que llovió en las zonas más lluviosas en los dos años alrededor de 10.000 mm y en los menos lluviosos 6.000 mm.

En aproximadamente unas 7.000 has. de banano que teníamos al momento, bajo el programa de Agripac, antes de la presentación de este seminario (ahora Noviembre 2003 tenemos 10.000 ha) a partir de 1977, se ha ido sistemáticamente monitoreando el comportamiento de la Sigatoka negra en el país año tras año, observando el estado evolutivo de la enfermedad (Fouré, 1988), posición de la estría, quema y total de hojas en plantas prontas de 0 y 10 semanas de edad del racimo (Stover, 1971) y relacionándolas con las lluvias y la temperatura. Al mismo tiempo se han monitoreado otras fincas aledañas con fines comparativos.

Hasta antes del Niño, el control de la Sigatoka negra era relativamente fácil, se hacían al año pocos ciclos. Con la presencia de El Niño, la Sigatoka negra se volvió muy agresiva y como consecuencia de ello, los métodos convencionales de evaluación y aplicación fracasaron y las bananeras virtualmente se quemaron, perdiéndose mucha fruta para la exportación, con consecuencias graves para la economía de los productores.

## Ciclos de aplicación aérea

Los ciclos de aplicación varían en las tres provincias, por ejemplo: en Los Ríos es en donde más ciclos se aplican entre 25-29 ciclos/ha/año; en Guayas de 20-24 y en El Oro de 12-16. Sin embargo, en el año 2000, los ciclos en gran parte de la provincia de Los Ríos se han ido reduciendo conforme han ido pasando los años, llegando hasta 15 y en El Oro han aumentado. En el 2002 se dieron de 18-23 ciclos/ha/año.

El costo de los ciclos de aplicación que antes bordeaba alrededor de \$800 para Los Ríos, \$600 para Guayas y \$350 para El Oro, ahora fluctúa entre \$430-\$800 en Los Ríos, de \$400-\$600 en Guayas y de \$500-\$600 en El Oro.

Como ya se ha mencionado, para combatir la Sigatoka negra a partir de los efectos de la Corriente del Niño se comenzaron a aplicar fungicidas cada 14 días principalmente en la provincia de Los Ríos. La desesperación cundió en agricultores y técnicos, que se llegó a aplicar hasta 33 ciclos, con éxito relativo, perdiendo fruta en muchas fincas, sin poder precisar a cuanto ascendieron los daños, por falta de recopilación de datos.

## **Estrategia propuesta para el control de la Sigatoka negra**

### **Análisis**

Los gráficos anuales de las curvas de la Sigatoka negra mostraban que en la época lluviosa a partir de la semana 4-6 la infección en las hojas 3 y 4 se eleva drásticamente y la estría subía también de posición de las hojas 12-14 hasta la 7. Entonces este era el momento en que los agricultores recurrían a la aplicación de fungicidas sistémicos de fuerte acción y no lograban bajar la infección.

La costumbre era alargar en más días los ciclos de aplicación en la época seca y trabajar con protectantes de bajo costo hasta diciembre y aun en enero mismo, porque no se observaban lesiones visibles en las hojas. Aparentemente parecía lógico. Cuando comenzaban a aparecer las lesiones en las hojas recién se decidían a trabajar con estrobilurinas y triazoles. Bajo estas condiciones los fungicidas no trabajaban con toda su eficacia y las plantaciones se llenaban de una alta infección, y la presión del inóculo subía fuertemente. Como consecuencias de estos tratamientos atrasados, entre junio, julio y agosto, se tenía que botar (chapiar) racimos, porque estos no servían. Esta situación se repitió en la provincia de Los Ríos, por algunos años.

### **Comportamiento de la enfermedad y su relación con las lluvias**

Cada año la Sigatoka negra mostraba índices de infección (estados evolutivos) bajos hasta la cuarta o quinta primeras semanas del año. A partir de estas semanas los índices se elevaban drásticamente y la curva subía en forma vertical. Los productos que aplicaban en estas semanas, no lograban bajar la curva de infección de la enfermedad; los EE bajaban una vez que se terminaban las lluvias. Durante la época seca, parecía que la enfermedad se había ido, porque no se veían lesiones en las hojas. Sin embargo apenas llegaban las lluvias la enfermedad aparecía con mucha fuerza. Con el paso de los años las curvas de infección ya no descendía cuando las lluvias terminaban, sino que continuaban agresivas hasta Agosto o Septiembre (línea entrecortada) y en muchas fincas con mal manejo, la infección continuaba todo el año.

Para determinar cuales eran las causas por que la Sigatoka negra se volvía agresiva entre las semanas 4 y 5, se encontró que las hojas que causaban los problemas en estos meses, se formaban en Noviembre y Diciembre. Que eran los meses, donde los agricultores aplican fungicidas protectantes a frecuencias de 20-25 días, y otros no aplicaban nada porque no veían la necesidad de hacerlo, ya que no habían lesiones visibles en las hojas, y por eso consideraban que no era necesario aplicar fungicidas. Como resultado de esto, muchas hojas acarrean con infección adentro, sin estar protegidas por fungicidas, por lo que, cuando aparecen las lluvias, en todas estas hojas se presentan lesiones de la Sigatoka, que se hace difícil combatirla. Por lo tanto, se propuso proteger estas hojas a partir de los meses de Noviembre y Diciembre con triazoles y estrobilurinas en aceite puro (Edgington, 1980 y Stover 1989) a 3.5 gl/ha . Aún cuando parecía lógico, porque no había infección en las hojas. El objetivo de aplicar estos productos, no era la de controlar la Sigatoka “que no se veía”, sino la de proteger esas hojas para que se mantuvieran sanas al llegar las semanas 4-5 de la época lluviosa. Haciendo esto, se mejoró el control de la enfermedad en la época lluviosa en que continuaba aplicando en aceite solo y permitió que al término de las lluvias, las bananeras salieran bien controladas de la Sigatoka, y permitieron aplicar fungicidas traslaminares (emulsiones) y protectantes (agua sola) en la época seca sin problemas, y facilitando con esta rotación la acción de los sistémicos en la siguiente época lluviosa.

## Resultados

En todas las fincas donde se usa esta estrategia, se tiene éxito en el control. A tal punto que a través de los años, se ha venido reduciendo el número de ciclos/año y costos de control. En la figura 5 se puede observar que el eje de las Y, con los EE que van de 0 - 1000. En el eje de las X las 52 semanas del año. En Y2, el número de hojas por planta y en X2 los productos aplicados. Por tanto aquí, el objetivo principal es el de mantener los EE, de 3ra y 4ta hoja bajo la línea tomada al arbitrio de 300. La estría, por alguna razón se sube en la época lluviosa, aun en las fincas bien manejadas, pero es leve. El desafío, es bajar esa estría a las hojas más bajas (hoja 12 - 13), junto también con la quema (a la hoja 14). Lo que permite entrar a la época lluviosa con 12 a 14 hojas “limpias”, sin Sigatoka negra. De esta manera todos los productos funcionan bien, se los aplica solos, excepto el cóctel clásico de Benzimidazol + Mancozeb.

En el año 2000, por ejemplo en unas de las fincas donde se lleva el control Agripac se terminó con 22 ciclos, en el 2001 con 19 y en el 2002 con 16 . En el 2003 terminará con 15 ciclos. Esta era una zona de alta presión, donde las bananeras siempre se “quemaban”, desde el Niño hasta el 2000. Los costos, solo de fungicidas sin contar aceite, avioneta y otros gastos se encuentran en la figura 8. Para conocer el costo total de los ciclos realizados se puede doblar ese valor. En la figura 9 se puede observar que en el 2003, en otra finca de la misma zona de la provincia de Los Ríos, este año va a terminar con 12 ciclos. En el año 2001 termino con 19 ciclos y el año 2002 con 15 ciclos.

Como comentario general se puede decir que, el resto de fincas alrededor de las ya mencionadas (Babahoyo, Baba, Puebloviejo, Ventanas, Vinces, etc.), también tienen un buen control de la Sigatoka negra. Esto ha permitido bajar la fuente de inóculo de la zona. Por consiguiente el número de ciclos y sus costos. Las experiencias pasadas han enseñado al agricultor la importancia de aplicar fungicidas sistémicos a fin de año. Anteriormente se pensaba que era un gasto en vano, hoy lo ven como una inversión necesaria para protegerse de la Sigatoka negra en la época lluviosa.

En cuanto a la sensibilidad del hongo a los fungicidas sistémicos como estrobilurinas y triazoles (Knight, 2002), el patógeno se mantiene sensible, no así con los benzimidazoles (COMTEC, 1999); este último está permitido usarlo solo en mezcla con Mancozeb.

## Aspectos negativos

Sin embargo, no todo es bueno, porque existen finqueros que no entienden bien la filosofía del programa o sus circunstancias económicas no se lo permiten, y hacen gastos y usos de producto no apropiados, aquí prima más bien el costo del producto al momento de la aplicación y no observan los costos totales de control de Sigatoka. Estos son los que tienen mayor número de ciclos y cosechan con pocas hojas y tiene mayor costo de control de la Sigatoka negra por ha/año.

Por otra parte, en la provincia de El Oro, donde las condiciones no son apropiadas como en Los Ríos, para que la Sigatoka negra se desarrolle, se ha aplicado productos no idóneos de bajo costo [\$ 4/ha], lo que causó que en el 2001 tuvieran graves problemas con la enfermedad, y el 2002 se “quemó” el 80% de las bananeras. En una Hacienda de la provincia de El Oro en el 2002 se terminó con 19 ciclos. Esta finca logró sobrevivir sin perder hojas ni fruta a pesar de la fuerte presión. Este año fue seco, y lo máximo que llovió en la provincia de El Oro fue un promedio de 200 mm de lluvia, no obstante existe una gran presión de la Sigatoka negra aquí en esta provincia, con infección fuerte en las hojas, que se ha venido agravando por el precio de la caja que ha bajado hasta \$ 0.80, por lo que muchos agricultores han abandonado sus bananeras, convirtiéndose en fuertes focos de infección para la provincia. Por esta razón, este año el gobierno ha decidido ayudar a todos los agricultores orenses, pagando 8 ciclos de fumigación a todas las 40.000 has. Por otro lado, existe otro factor que hay que tener en consideración que es la falta de una buena calidad de aplicación aérea de los fungicidas. Muchas compañías aerofumigadoras han invertido en equipos modernos para dar servicio y lo hacen bien. Otros a pesar de tener estos equipos, les falta experiencia y capacitación para poder explotarlo en toda su magnitud, y dejan fallas. También hay muchas compañías de fumigación cuyos equipos de aplicación no han sido actualizados de acuerdo con la tecnología moderna.

## Conclusión

Como conclusión se puede decir que un bananero con criterio empresarial, es eficiente. Que aplicando los fungicidas en la época lluviosa en aceite solo, obtienen buenos resultados. Que rotando bien los productos contra la Sigatoka negra no se necesitan mezclas adicionales de fungicidas como en Centroamérica. Que la provincia de El Oro debe aprender la lección de la provincia de Los Ríos, en técnicas para poder disminuir el costo del control y ser competitivos cada año. Y finalmente que en el Ecuador se ha aprendido a manejar esta enfermedad, bajo nuestras propias condiciones.

### Agradecimientos

El autor desea expresar sus más sinceros agradecimientos a todo el personal que conforma el equipo de banano de Agripac, así como también a todos aquellos agricultores, por poner la confianza en este programa estratégico y por todas las facilidades brindadas para poder aplicarlos con éxito en el Ecuador y hacer que el costo del control de esta enfermedad sigan siendo económicos.

## Bibliografía

- COMTEC. 1999. !! Alerta en el empleo de benzimidazoles para el control de Sigatoka negra en Ecuador!!. Paper read at "Comité técnico para el manejo adecuado de fungicidas para el control de Sigatoka negra en banano y plátano. Julio de 1999. At Guayaquil, Ecuador.
- Edgington, L.V., Martin, R.A., Bruln, G. C. and Parsons, I. M. 1980 Systemic Fungicides: a perspective after 10 years. *Plant Disease* (64): 19-23
- Foure, E. 1988. Stratégies de lutte countre la cercosporiose noire des bananiers et plantains provoquée par *Mycosphaerella fijiensis* Morelet. L' avertissement biologique an Camerun. *Evaluation des possibilities d' amélioration. Fruits* 43 (5): 269-274
- Instituto Nacional de Meteorología e Hidrología INAMHI. <http://www.inamhi.gov.ec>
- Knight, S. Wirtz, M. Amil, A. and Cook, A. 2002. Resistencia a fungicidas en *Mycosphaerella fijiensis* MORELET; Estudio actual y perspectivas. Paper read at XV Reunión Internacional ACORBAT 2002. 27 de Octubre - 2 de Noviembre 2002, at Cartagena de Indias, Colombia.
- Stover, R. 1971. A proposed international scale for stimating intensity of banana leaf spot. *Tropical Agriculture* 48: 185-196
- Stover, R. 1989. Sigatoka leaf spots: thirty years of changing control strategies: 1959-1989. Paper read at International Workshop: Sigatoka leaf spot diseases of bananas. March 28-April 1, 1989, at San José, Costa Rica.

# Genética de poblaciones de *Mycosphaerella fijiensis*, agente causal de la Sigatoka negra de las musáceas en los trópicos

Gonzalo Galileo Rivas-Platero<sup>1</sup>, Marie F. Zapater<sup>2</sup>,  
Catherine Abadie<sup>3</sup> y Jean Carlier<sup>4</sup>

## RESUMEN

La enfermedad de la raya negra de la hoja (Sigatoka negra) es la principal limitante para la producción de *Musa* en el mundo. Los efectos de base o fundación detectados en la estructura de la población global de *M. fijiensis* reflejaron eventos migratorios poco frecuentes entre continentes por el movimiento de material vegetal infectado. El objetivo principal de este trabajo fue inferir el flujo genético y los procesos de dispersión de *M. fijiensis* a escala continental del análisis de la estructura poblacional en regiones invadidas recientemente. Se recolectaron muestras de aislamientos de plantaciones de banano en 13 países de América Latina y el Caribe y de África. Se analizaron un total de 705 aislamientos. Los aislamientos fueron analizados utilizando la reacción en cadena de la polimerasa y polimorfismo en la longitud de fragmentos de restricción (PCR-RFLP) y marcadores moleculares microsatelitales. Se mantuvo un alto nivel de diversidad genética en la plantación y en las escalas de plantas. Los lugares estuvieron en equilibrio genético en la mayoría de muestras analizadas, apoyando la hipótesis de la existencia de poblaciones de *M. fijiensis*, emparejadas al azar. Se observó un nivel bajo de diversidad de genes en algunas poblaciones de África y de la región de América Latina y el Caribe. Se detectó un alto nivel de diferenciación genética entre las poblaciones de África ( $F_{st}=0.19$ ) y la región de América Latina y el Caribe ( $F_{st}=0.30$ ). Estos resultados muestran que los efectos de base o fundación acompañaron la reciente invasión de *M. fijiensis* en ambas regiones, sugiriendo una diseminación estocástica de la enfermedad a escala continental. Esta diseminación podría ser ocasionada ya sea por una dispersión limitada de ascosporas o por movimientos de material vegetal infectado.

**Palabras clave:** bananos, efectos de base o fundación, estructura de población genética, *Mycosphaerella fijiensis*

<sup>1</sup> CATIE. Departamento de Agricultura y Agroforestería-INIBAP/LAC. 7170. Turrialba, Costa Rica. grivas@catie.ac.cr

<sup>2,4</sup> CIRAD. UMR BGPI, CIRAD TA 41 / K, Campus International de Baillarguet, 34398 Montpellier Cedex 5.

<sup>3</sup> CARBAP. BP 832. Douala, Cameroon.

## Introducción

El hongo ascomiceto *Mycosphaerella fijiensis* (anamorfo *Paracercospora fijiensis*) es el agente causal de la enfermedad de la raya negra del banano (BLSN) o Sigatoka negra, como es conocida comúnmente, la enfermedad foliar más limitante en la producción de este cultivo (Stover y Simmonds 1987). La cronología de la enfermedad, destaca diferentes registros alrededor del mundo, sugiriendo que su origen en el Sudeste Asiático, tal como *M. musicola* que causa la Sigatoka amarilla. En América Latina, desde la primera aparición de la enfermedad en Honduras en 1972 (Mourichon y Furlerton 1990), ésta se ha diseminado progresivamente a otros países de América Latina y la cuenca del Caribe. Entre 1973 y 1980 severas epidemias ocurrieron en el continente, distribuyéndose principalmente desde Honduras a Belize, Guatemala, Nicaragua y Costa Rica. Posteriormente apareció en 1981 en México, Panamá y Colombia, en 1986 en Ecuador. En la década siguiente se registra en 1990 en Cuba, en 1991 en Venezuela y entre 1995-96 en Jamaica y República Dominicana. El último registro se refiere a Brazil en 1998 (Jones 2000) y Haití (2000) (Zapater&Mourichon, datos no publicados). De igual manera, en el continente africano BLSN se registra por vez primera en Zambia (1973) y Gabón (1978); posteriormente a la enfermedad se ha diseminado en toda la franja tropical del continente. El último hallazgo la ubica en Madagascar (2000) (Zapater&Mourichon, datos no publicados).

La estructura de poblaciones se refiere a la cantidad y distribución de la variación genética dentro y entre poblaciones. Este conocimiento es importante para entender la biología de las poblaciones de patógenos. Dicha información puede ser usada para inferir el relativo impacto de las diferentes fuerzas evolutivas que influyen la biología de las poblaciones de patógenos y con esto predecir el potencial de evolución de las poblaciones dentro de ecosistemas agrícolas (McDonald 1997, Leung *et al.*, 1993). Este tipo de estudio conlleva a cuestionar algunos aspectos básicos de la genética de poblaciones de hongos fitopatógenos, p.e. ¿Cuánta diversidad genética está presente dentro de las poblaciones? y ¿Cómo se distribuye la diversidad genética dentro y entre poblaciones? (McDonald *et al.*, 1999).

El conocimiento de la magnitud y distribución de la variación genética de *M. fijiensis* es necesaria para el mejoramiento y manejo de la resistencia de la Sigatoka negra. Un estudio a escala global mostró que las poblaciones del patógeno mantienen un alto nivel de diversidad genética en la zona de origen (el Sudeste Asiático) y que la recombinación desempeña un papel importante en la evolución de este patógeno. El número de alelos presentes en las diferentes poblaciones varía entre 1.7 a 7.7 y el índice de diversidad de Nei (H) fluctúa entre 0.22 a 0.59. Los valores encontrados son más altos que los observados para otras especies de patógenos como *Mycosphaerella graminicola* y *Stagonosporum nodurum* (McDonald *et al.*, 1999). Esta zona es una región estratégica para la evaluación de la resistencia de *Musa* al patógeno. Asimismo se detectó un alto nivel de diferenciación genética entre continentes, sugiriendo un limitado flujo de genes en esta escala global y que la diseminación se realiza principalmente a través del movimiento de plantas infectadas (Carlier *et al.*, 1996).

## La diversidad genética de *M. fijiensis* en América Latina y África.

Nuestros estudios en América Latina y África (Abadie *et al.*, 2000, Rivas *et al.*, 2004a, Rivas *et al.*, 2004b, Rivas 2003, Carlier *et al.*, 2003) analizan 705 aislamientos, 203 distribuidos en siete poblaciones: Honduras, Costa Rica, Panamá, Colombia, Jamaica y República Dominicana y 412 en África; éstos provenientes de 10 poblaciones (Costa de Marfil, Nigeria, Camerún, Gabón, Uganda y Comoros).

El objetivo de ese trabajo fue determinar la estructura genética de poblaciones de *M. fijiensis* en América Latina y el Caribe y África y hacer inferencias sobre los procesos del flujo de genes y dispersión del patógeno usando marcadores moleculares. Todos los aislamientos se caracterizaron con ocho marcadores CAPS. Para cada población se estimaron los siguientes parámetros: frecuencias alélicas, promedio de alelos por locus, número de locis polimórficos y el índice de diversidad de Nei (1978).

En América Latina-Caribe, los resultados mostraron que las poblaciones de Costa Rica y Honduras registran los mayores índices de diversidad (0.31 y 0.36 respectivamente) y que los efectos de fundación que han acompañado las otras introducciones han reducido la diversidad genética. Es decir que la introducción del patógeno a una nueva área, puede haber involucrado el movimiento de un pequeño número de individuos que representan una limitada fuente genotípica de la población de origen, esta es lo que se conoce como efecto de fundación (Hartl y Clark 1989). Se encontró un alto nivel de diferenciación genética entre las poblaciones  $F_{st}=0.30$ , las más distantes fueron los pares República Dominicana-Panamá y Cuba-Panamá. Estos datos sugieren un limitado flujo de genes en el continente y que posiblemente el principal factor de diseminación sea el trasiego de plantas infectadas y/o una muy restringida dispersión de ascosporas.

En África, los niveles de diversidad genética fueron muy similares entre las poblaciones; existió evidencia de cuellos de botella y el  $F_{st}$  global fue de 0.19. Los  $F_{st}$  calculados variaron entre 0 a 0.41 y 0.03 a 0.58 para África y América Latina respectivamente. La figura 1 ilustra la diferenciación genética observada en el ámbito continental (Rivas *et al.* 2004).

La existencia de efectos de fundación observados en la estructura genética de *M. fijiensis* en América Latina-Caribe y África son consistentes con la diseminación estocástica de la enfermedad tanto a escalas continentales como locales caracterizada por un frente de migración (Brown y Hovmøller 2002). La causa de esta situación podría atribuirse al movimiento de ascosporas por el viento, el movimiento de material de siembra infectado y el uso de hojas de banano y plátano en la elaboración de alimentos.



- Carlier, J., Hayden, H; Rivas, G., Zapater, M.F., Abadie, C. & Aitken, E. 2003. Genetic differentiation in *Mycosphaerella* leaf spot pathogens of bananas. Proceedings of the 2<sup>nd</sup> International Workshop on Mycosphaerella leaf spot diseases of bananas. San José, Costa Rica. Mayo 20-23. L. Jacome, P. Leiprove, D. Marin, R. Ortiz, R. Romero and J.V. Escalant, editors. p:123-130.
- Cavalli-Sforza, L.L. & Edwards, A.W.F.1967. Phylogenetic analysis: models and estimation procedures. *Evolution* ,32 ,550 -570.
- Hartl, D.L. & Clark, A.G. 1989. Principles of populations genetics. Sunderland, Mass. Sinauer Associates Inc.
- Jones, D.J. 2000. Diseases of banana, abaca and enset. CABI. UK. 544p.
- Leung, H., Nelson, R.J. & Leach J.E. 1993. Population structure of plant pathogenic fungi and bacteria. *Advances in Plant Pathology* 10: 157-205.
- McDonald, B.A. 1997. The population genetics of fungi: tools and techniques. *Phytopathology* 87:448-453.
- McDonald, B.A. 1999. The population genetics of plant pathogens and resistance breeding strategies. *Vortr. Pflanzzüchtg.* 46:235-244
- Mourichon, X. & Fullerton R.A. 1990. Geographical distribution of the two species *Mycosphaerella musicola* Leach (*Cercospora musae*) and *M.fijiensis* Morelet (*C.fijiensis*), respectively, agents of Sigatoka disease and black leaf streak disease in bananas and plantains. *Fruits* ,45 ,213 -218.
- Nei, M. 1978. Estimation of average heterozygosity and genetic distance from a small number of individuals. *Genetics* ,89 ,583 -590.
- Rivas Platero, G.G. 2003. Effets de fondation et différenciation génétique aux échelles continentale et locale chez *Mycosphaerella fijiensis*, champignon responsable de la maladie des raies noires du bananier. Thèse de doctorat de l'Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie de Montpellier, France. 96 p..
- Rivas, G.G., Zapater, M.F., Abadie, C. & J. Carlier. 2004a. Founder effects and stochastic dispersal at continental scale of the fungal of bananas *Mycosphaerella fijiensis*, *Molecular Ecology* 13:471-482.
- Rivas, G.G., Zapater, M.F.& J. Carlier. 2004b. Genetic differentiation and isolation by distance analysis in the Costa Rican populations of the fungus *Mycosphaerella fijiensis*. *Fungal Genetics Biology* (in press).
- Stover, R.H. & Simmonds N.W. 1987. *Bananas* .Willey & Sons,New York.

# Epidemiología de la Sigatoka negra y el sistema de preaviso biológico

Mauricio Guzmán<sup>1</sup>

La Sigatoka negra es una típica enfermedad policíclica, en la que tanto conidios como ascosporas juegan su papel en la dispersión de la enfermedad. Los conidios aparecen en conidióforos sencillos y se forman en lesiones jóvenes como estrías (estadios 2 y 3) y en el primer estadio de mancha (estadio 4, según la escala de Fouré). Se producen más abundantemente durante períodos de alta humedad, sobre todo si una película de agua libre está presente en la hoja. Los conidios no son desprendidos por el viento, se dispersan por medio del salpique de la lluvia y el escurrimiento del agua por la superficie de las hojas. Por lo anterior, los conidios son asociados principalmente con infecciones a corta distancia, entre hojas de una misma planta, de la planta madre a los hijos y entre plantas cercanas. Debido a que comparativamente con *M. musicola*, *M. fijiensis* produce relativamente pocos conidios, las ascosporas son consideradas más importantes en la dispersión de la enfermedad. No obstante, los conidios pueden jugar un rol muy importante en la prevalencia de la enfermedad durante períodos de baja precipitación, en los que se forma abundante rocío en horas de la madrugada y las primeras horas de la mañana. Hasta ahora no ha sido posible establecer diferencias entre los síntomas de infecciones causadas por conidios u ascosporas. Definitivamente las ascosporas son la principal forma de dispersión a distancias mayores, por efecto del viento y son las responsables de la introducción paulatina de la enfermedad en nuevas áreas, sobre todo, durante períodos de alta precipitación. Las ascosporas se producen en cuerpos fructíferos denominados pseudotecios, en lesiones maduras, generalmente en las hojas más viejas. Los pseudotecios se forman en ambas superficies de la hoja, la información disponible sobre la abundancia relativa en cada superficie es controversial. Para la liberación de las ascosporas se requiere de suficiente agua de lluvia o rocío como para humedecer bien el pseudotecio. En estudios desarrollados en Hawaii y Costa Rica se encontró que la liberación de ascosporas es más abundante durante las horas de la noche, decreciendo significativamente durante el día. Sin embargo, durante días lluviosos se pueden producir picos cortos de liberación de ascosporas poco después de que ha iniciado la lluvia. No obstante, la conocida capacidad de dispersión de las ascosporas por el viento, se estima que la dispersión a largas distancias es limitada a unos pocos cientos de kilómetros, debido a su susceptibilidad a la radiación ultravioleta. Las ascosporas se depositan eficientemente en la superficie abaxial de la hoja en desarrollo (hoja candela o cigarro), evidencia de que una superficie cilíndrica es muy apropiada para la deposición de este tipo de propágulos que son diseminados por el

<sup>1</sup> Dirección de Investigaciones, Corporación Bananera Nacional (CORBANA S.A.), Apdo. 390-7210, Guápiles, Costa Rica. mguzman@corbana.co.cr

viento. Tanto conidios como ascosporas deben infectar la hoja vía estomas y estos son más abundantes en la superficie abaxial de las hojas. Se puede asumir, en forma general, que por cada estoma presente en haz de la hoja existen tres en el envés. Tanto conidios como ascosporas requieren de una alta humedad relativa para germinar, aunque el rango óptimo para los conidios es más amplio (92-100%) que para las ascosporas (98-100%). La temperatura tiene un efecto cuadrático sobre la germinación de los conidios y las ascosporas, diversos estudios han determinado que el rango óptimo oscila entre 26,5 y 28 °C. Existe poca información acerca de la viabilidad de los conidios y ascosporas. Estudios recientes desarrollados en Brasil demostraron que los conidios pueden permanecer viables hasta más de 60 días sobre la superficie de la hoja y hasta 18 días en la epidermis de los frutos en condiciones de sombra.

**El sistema de preaviso biológico.** El carácter permanente de las plantaciones de banano y plátano, el continuo crecimiento de las plantas o sus retoños y las condiciones climáticas cambiantes, características de las zonas de producción de bananos y plátanos, permiten el establecimiento de sistemas de preaviso. Estos sistemas se basan en el análisis de descriptores biológicos y climáticos para la aplicación oportuna de los fungicidas, en períodos en los cuales la severidad de la enfermedad comienza a incrementar y las condiciones climáticas conducen a un favorable desarrollo del patógeno. El sistema de preaviso biológico para Sigatoka negra, es el producto de adaptaciones hechas de los sistemas desarrollados por los franceses en las Antillas para la Sigatoka amarilla. El preaviso es basado en observaciones semanales de los síntomas en las hojas jóvenes de plantas en crecimiento activo. Coeficientes arbitrarios se asignan a las tres hojas más jóvenes, según la incidencia y severidad de la enfermedad y con ellos se calculan dos variables: la Suma Bruta (SB) y el Estado de Evolución (EE). La SB se refiere al estado presente de la infección y es un valor arbitrario que aumenta con el avance de los síntomas y la juventud de las hojas. El EE es calculado usando la SB y el ritmo de emisión foliar de las plantas. El sistema de preaviso se implementó y adaptó a finales de los 80's e inicios de los 90's en diferentes países de América Latina y con el se logró reducir significativamente el número de aplicaciones de fungicidas. Posteriormente, por varias razones, incluyendo la resistencia a fungicidas, el sistema perdió vigencia. Nuevos enfoques simplificados están utilizando en la actualidad como ayuda para la toma de decisiones.

## Sesión 1

# Sigatoka negra

Bloque II: Estrategias de Manejo

# Estrategias de manejo para Sigatoka negra en Ecuador

Héctor Calle<sup>1</sup>

La Sigatoka negra es un serio factor limitante de la producción en la industria bananera ecuatoriana. El comportamiento de la enfermedad en el Ecuador está fuertemente ligado al clima, especialmente precipitación y temperatura. Esta es la razón por la cual la Sigatoka negra es de elevada incidencia durante la época lluviosa.

Bajo condiciones normales, la época lluviosa en Ecuador ocurre durante los meses de diciembre a mayo, mientras que la época seca se desarrolla entre los meses de junio a noviembre. Durante la época lluviosa ocurren altas precipitaciones y elevadas temperaturas. En años normales se registran alrededor de 1500 mm de lluvia concentrados en los meses anteriormente nombrados. Por su parte la temperatura alcanza los niveles más elevados en esta época; su ámbito es de 23 a 34° C. Durante la época seca de junio a noviembre, las precipitaciones son insignificantes o simplemente no llueve. Mientras tanto la temperatura cae a un ámbito de 19 a 28 ° C. El apropiado uso de fungicidas es fundamental para lograr un control adecuado de la enfermedad. En consecuencia es esencial seguir las recomendaciones del Fungicide Resistance Action Committee (FRAC), así como utilizar los resultados de los monitoreos de resistencia que se conducen en el Ecuador. Al respecto se dispone de datos desde el año 1994. A partir del año 1998 se detectó un cambio de comportamiento de los fungicidas del grupo benzimidazoles. A partir del año 2000 se registraron algunos datos que mostraban resistencia del hongo a este grupo de fungicidas. La recomendación vigente menciona el uso de benzimidazoles restringido a tres ciclos de fumigación por año previo resultados de monitoreo.

En relación con el grupo de Triazoles, los resultados de los monitoreos -bajo condiciones de laboratorio- señalan ninguna pérdida de sensibilidad hasta ahora. Similares resultados se han obtenido con las estrobilurinas aunque este grupo de fungicidas se empezaron a usar en Ecuador solo a partir del año 2000. Las morfolinas tampoco han mostrado pérdida de sensibilidad. Prácticas culturales fuertemente relacionadas con la Sigatoka negra son también fundamentales para el buen manejo de la enfermedad, tales como oportuna poda fitosanitaria, buen drenaje, adecuada nutrición, apropiada población/distribución y la innecesaria eliminación de hojas; entre otras.

Con base a los conceptos mencionados arriba, se plantea una estrategia basada en la combinación de fungicidas sistémicos y morfolinas y/o protectantes, en suspensiones y/o emulsiones y/o cocteles con Aceite Agrícola, durante la época lluviosa (diciembre-mayo); y protectantes y/o morfolinas, en agua y/o emulsiones con

---

<sup>1</sup> DOLE - UBESA, Av. Las Monjas # 10 y Av. C. J. Arosemena, P.O. Box 09-01-500, Guayaquil, Ecuador.  
hcalle@la.dole.com

aceite agrícola, durante la época seca (junio-noviembre). Un manejo integrado de la Sigatoka negra puede desarrollarse con el apoyo datos climáticos confiables, el manejo adecuado de fungicidas, la optimización de la aplicación aérea y el cumplimiento eficaz de las prácticas culturales íntimamente relacionadas con la enfermedad. El diseño de este manejo integrado, puede permitir un control eficiente de la enfermedad, mantener la eficacia de los fungicidas (monitoreo de la resistencia), minimizar el impacto ambiental negativo y sostener costos razonables. Las recomendaciones para el manejo adecuado de los fungicidas y una guía para conducir una estrategia de control en zonas de alta , mediana y baja presión de la enfermedad son discutidos cada año por el “Comité Técnico para el manejo adecuado de Fungicidas para el control de Sigatoka negra en banano y Plátano” y publicadas en un folleto para consumo de todos los productores de banano en el Ecuador.

# Productos naturales como biofungicidas e inductores de resistencia para el manejo de la Sigatoka negra

Alba Stella Riveros<sup>1</sup> y Adriana Marcela Arciniegas<sup>2</sup>

La Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) es considerada una de las problemáticas fitosanitarias más importantes en la producción de plátano y banano en el mundo. El control químico continúa siendo el método intensivamente aplicado, especialmente en cultivos tecnificados y semitecnificados. Los pequeños productores de plátano utilizan rutinariamente las prácticas culturales de deshoja sanitaria como sistema de baja tecnología y baja inversión en insumos. No obstante, solo se asegura un manejo parcial, que exige otras medidas complementarias, para evitar las pérdidas considerables en su producción, al no poder cubrir los altos costos requeridos para el control químico de esta enfermedad. Los cultivares de plátano y banano más importantes y más extensamente cultivados, son susceptibles a esta enfermedad. En el caso de la América Latina y el Caribe, se puede decir que la enfermedad es ahora más virulenta, se ha aumentado y diseminado, representando una seria amenaza para el cultivo. El uso de productos sintéticos con un solo modo de acción, ha resultado en una evolución rápida de la resistencia por parte del patógeno y en el uso excesivo de un amplio rango de estos productos químicos. Esto obligó a crear entes que se ocuparan de monitorear el desarrollo de la resistencia e introducir recomendaciones para el uso de estos productos sintéticos, estos entes se agrupan bajo el acrónimo de FRAC (Fungicide Resistance Action Committee).

La producción de nuevas variedades resistentes a la Sigatoka negra, ha sido otra de las medidas utilizadas, la Fundación Hondureña de Investigación Agrícola “FHIA”, ha desarrollado mediante genética convencional, híbridos tetraploides de plátano y banano (llamados FHIA), con niveles de resistencia a Sigatoka negra y otras enfermedades del cultivo. El control biológico e inducción de resistencia, como métodos alternativos, están muy relacionados, se trata de hacer uso de productos naturales. La última década, se sitúa como la responsable del auge en el uso de: productos naturales, feromonas, sistemas vivos, insectos depredadores y parásitos. En cuanto a los productos naturales se pueden citar: (a) productos de fermentación controlada desde cultivos de bacterias u hongos principalmente, los cuales liberan

<sup>1</sup> Convenio UT-CATIE c/o Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Unidad de Fitoprotección, 7170, Turrialba, Costa Rica. asrivero@catie.ac.cr

<sup>2</sup> Laboratorio de Diagnóstico, CATIE Unidad de Fitoprotección. aarcinie@catie.ac.cr

moléculas, tipo metabolitos secundarios o proteínas de peso molecular intermedio, en ambos casos estas sustancias, cumplen el papel de activar procesos de defensa en plantas, brindando una protección preventiva contra el patógeno. Asimismo, estas bacterias u hongos cultivados pueden ser aplicados directamente cumpliendo un papel antagónico o de parasitismo frente al patógeno invasor; (b) el uso de téis orgánicos desde diversos compostajes y lixiviados de lombricompost, ha tomando fuerza, existen varias publicaciones que testimonian el buen nivel de protección que se logra con estos bioproductos y, (c) extractos de plantas que hayan mostrado algún efecto biocida han sido reportados como de gran utilidad en el manejo y control de enfermedades. El uso de estos bioproductos en programas de manejo integrado esta siendo sugerida; sin embargo, se requiere de mucho más trabajo multidisciplinario donde intervengan: agricultores, expertos en compostaje, expertos en lombricultura, químicos analíticos, fitopatólogos, fisiólogos, biólogos especialistas en la filosfera, ecología microbiológica molecular, ingenieros en fermentación, genetistas de plantas, edafólogos y agrónomos en diferentes cultivos.

Esta presentación hace referencia al caso de los productos naturales de origen vegetal. El objetivo propuesto fue el de evaluar 20 extractos de plantas sobre el crecimiento y desarrollo de ascósporas y colonias de *Mycosphaerella fijiensis* en condiciones *in vitro*. Se colectaron las plantas seleccionadas, de acuerdo con la literatura, por su posible potencial antifúngico, se realizaron extractos hidroalcohólicos y luego de obtenidos los extractos crudos fueron sometidos a lecturas de sólidos totales para generar las diferentes diluciones a evaluar. Se mantuvieron controles no tratados y controles relativos de diluciones con un fungicida comercial (Tilt®). Los resultados muestran que de los 20 extractos etanólicos crudos analizados los de *Commelina difusa*, *Momordica charantia*, *Pavonia* sp., *Plenax* sp., *Piper hispidum*, *P. peltatum*, *Sida rhombifolia* y *Syzygium aromaticum*, evidenciaron mayor actividad antifúngica promisoría. El extracto de la planta de la especie *S. aromaticum*, se reveló como el de mayor poder antifúngico (fungistático o fungicida), no obstante, el que inhiba todo tipo de microorganismos benéficos o no, asociados en la filosfera de clones de Musáceas podría no ser tan atractiva como método de control. En la fase sexual del hongo los extractos inhiben el crecimiento del tubo germinativo, mientras que en la fase asexual los mismos impiden el desarrollo en diámetro micelial del patógeno. Los ocho tratamientos seleccionados como altamente promisorios, mostraron su mayor inhibición a  $1,2 \times 10^{-1}$  ppm de concentración tanto para ascosporas como para colonias. En lo inmediato, se recomienda realizar seguimientos fitoquímicos para caracterizar la actividad antifúngica, en términos de los metabolitos secundarios involucrados en la actividad inhibitoria y dar inicio, ha estudios para probar y/o confirmar si el efecto antifúngico encontrado se mantiene bajo alta presión de selección del inóculo en campo.

Para concluir, es importante señalar, que la integración de extractos botánicos promisorios en estrategias de Manejo Integrado de Plagas, podría ser valiosa ya que los principios activos presentes podrían actuar alterando el comportamiento y la fisiología del hongo o activando mecanismos de defensa en la planta susceptible que la protejan contra el ataque del patógeno. Estos bioproductos, servirían como potentes antifúngicos contra *M. fijiensis*, induciendo de manera óptima el desarrollo fisiológico de las plantas, facilitando el metabolismo y la división celular, favoreciendo el crecimiento, aumentando y/o activando los mecanismos de defensa contra plagas y enfermedades. Investigaciones de este tipo aplicadas al cultivo de Musáceas aportarían ventajas comparativas respecto a los métodos de control químico ampliamente establecidos, tales como: (i) sistemas eficientes; (ii) de bajo costo con baja inversión en mano de obra; (iii) fáciles de implementar; (iv) amigables al ambiente y (v) seguras, sin causar daños a la salud humana o animal.

# Resistencia a fungicidas en *Mycosphaerella fijiensis*: situación actual y perspectivas para el manejo de la Sigatoka negra

Mauricio Guzmán<sup>1</sup>

La resistencia a fungicidas comenzó a ser un problema en el manejo de enfermedades de los cultivos con el descubrimiento de los fungicidas sistémicos, cuyo modo de acción es mucho más específico que el de sus predecesores, los fungicidas protectores. La alta eficacia de los fungicidas sistémicos a bajas dosis, causó gran impresión y ha influido para que sean ampliamente aceptados y utilizados, con el consiguiente riesgo de resistencia. La resistencia a fungicidas, lejos de ser un fenómeno extraño, deber ser considerada como algo normal, pues es la respuesta de un organismo por sobrevivir ante la presión de selección de un factor adverso externo. El término resistencia práctica o de campo, debe ser empleado solo cuando pérdidas en el control de la enfermedad, debido a baja eficacia de un fungicida, se puedan asociar con la presencia en el campo de una considerable frecuencia de aislamientos pocos sensibles al producto.

El primer fungicida sistémico empleado contra la Sigatoka negra fue el benomil. El primer informe de resistencia de *M. fijiensis* a este compuesto fue hecho en Honduras en 1977, después de unos tres años de uso continuo y el fenómeno causó cuantiosas pérdidas a la industria bananera. No obstante, en otros países de Centroamérica, el fungicida se continuó utilizando, con poco o ningún cambio en la sensibilidad de las poblaciones. Durante los años 1987 y 1991, se desarrollaron en Centroamérica los sistemas de preaviso biológico, gracias a la disponibilidad de varios fungicidas sistémicos (benomil, tridemoprh y propiconazole). Durante estos años, se realizaron hasta 6 aplicaciones alternas de cada uno de estos fungicidas, con muy poca utilización de fungicidas protectores, lográndose temporalmente muy buenos resultados en el control de la enfermedad.

En 1991, después de observar pobres resultados en el control de la enfermedad con el uso del benomil en plantaciones de banano de Costa Rica, se determinó que la resistencia estaba ampliamente distribuida, lo que obligó a retirar el fungicida de los programas de combate de la enfermedad. Asimismo, se detectaron las primeras leves evidencias de pérdida de sensibilidad al propiconazole en Costa Rica, Honduras y Guatemala, no obstante, se le prestó poca atención al fenómeno. La salida del benomil

<sup>1</sup> Dirección de Investigaciones, Corporación Bananera Nacional (CORBANA S.A.), Apdo. 390-7210, Guápiles, Costa Rica. mguzman@corbana.co.cr

de los programas de combate propició un incremento en el uso del propiconazole (8 y hasta 10 aplicaciones por año). El propiconazole se introdujo para uso en el cultivo de banano en 1987 y fue el primer fungicida inhibidor de la desmetilación (IDM) empleado a gran escala en Centroamérica para el combate de la Sigatoka negra.

A finales de 1992, el control de la Sigatoka negra fue poco satisfactorio en algunas zonas de producción de banano en Costa Rica. Los problemas de este tipo de incrementaron durante los dos años siguientes. Situaciones similares, aunque poco documentadas, se observaron en Honduras, Guatemala y Belice. Estudios conducidos durante 1994 confirmaron la presencia de una alta frecuencia de aislamientos poco sensibles al propiconazole en Costa Rica y esto se correlacionó con una disminución en la eficacia del fungicida. Actualmente la resistencia a los fungicidas inhibidores de la desmetilación está ampliamente distribuida en Centroamérica y es probable que esté sucediendo un fenómeno similar en otros países de Sur América, donde se ha informado ocasionalmente de una disminución en la eficacia de los IDM, lamentablemente, existe muy poca información disponible sobre la sensibilidad a fungicidas en las poblaciones del hongo en estos países.

A mediados de 1997 se introdujo un nuevo grupo de fungicidas, las estrobilurinas, altamente efectivos contra el patógeno. El primer compuesto de este grupo fue el azoxistrobina, posteriormente se introdujo el trifloxistrobin en el 2002 y el pyraclostrobin a mediados de 2003. Durante el 98, 99 y el 2000 se realizaron entre 6 y 10 aplicaciones por año. A inicios de 2001 se detectaron los primeros indicios de pérdida de sensibilidad al azoxistrobina (luego de haber realizado más de 25 aplicaciones, en alternancia con otros fungicidas sistémicos y protectores), también hubo una clara evidencia de pérdida de eficacia del azoxistrobina en las plantaciones de la región de Sarapiquí en Costa Rica. Entre 2001 y 2003 la resistencia a las estrobilurinas se distribuyó ampliamente y la mutación G143A, asociada con un alto grado de resistencia estos compuestos en diferentes patógenos, se detectó en una frecuencia de 1 a 11 en diferentes fincas comerciales, pero no en las poblaciones silvestres.

Si las medidas preventivas no son tomadas oportunamente, la resistencia a fungicidas podría incrementarse y extenderse a otros países de Centro y Sur América, tanto en banano como en plátano. La experiencia con el desarrollo de resistencia a fungicidas en Centroamérica ha sido muy crítica (cuantiosas pérdidas e incremento en los costos de producción) y el manejo de la misma en el campo más difícil de lo esperado. Es claro que todo el esfuerzo debe ser idealmente preventivo, para retardar lo máximo posible la aparición de la misma y esto solo se puede lograr reduciendo al mínimo el número de aplicaciones de fungicidas de alto riesgo, optimizando su uso con estrategias anti-resistencia, todo lo cual requiere una apropiada estructura organizativa.

# Epidemiología de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) en clones híbridos de la FHIA con resistencia parcial

Luis Pérez Vicente<sup>1</sup> y Michel Pérez<sup>2</sup>

La Sigatoka negra (SN) causada por *Mycosphaerella fijiensis*, es la más nociva enfermedad en plantaciones de musáceas en la actualidad. Cuatro años después de su aparición en Cuba en 1990, reemplazó a Sigatoka (*M. musicola*) en la mayoría de las plantaciones del país. La SN ha tenido un importante impacto en la producción de bananos y plátanos susceptibles. En 1989 habían más de 40 mil ha de plátanos (AAB) y 14 mil de Cavendish sometidos a protección. A partir de 1991 se llegaron a realizar hasta 20 ciclos /año de fungicidas en las plantaciones de bananos Cavendish y los costos de protección alcanzaron el 15 % de todos los costos de producción. En 1993 se introdujeron al país los clones híbridos de la FHIA y se comenzaron estudios para comprobar la resistencia de estos híbridos y del germoplasma existente en Cuba. Con este objetivo, se establecieron parcelas de bloques en la empresa bananera “La Cuba” en la provincia de Ciego de Avila. Se determinaron los componentes de la resistencia para lo cual se midieron el área foliar afectada, la velocidad de evolución (estado de evolución) de la enfermedad, la duración de la incubación y de la transición de rayas a necrosis, la cantidad de pseudotecios en las manchas y el número de hojas funcionales a la emergencia de la flor y a la cosecha y el peso de los racimos. A partir del año 2000, se establecieron estudios para determinar la estabilidad de la resistencia en el tiempo para lo cual se establecieron parcelas en tres provincias del país: en la Habana (región occidental de Cuba) y Ciego de Avila (región central) con patrones de lluvia de 1200 – 1350 mm/año y en Baracoa provincia de Guantánamo (extremo oriental), con un patrón de lluvia superior a los 2200 mm anuales. En estas plantaciones se midió semanalmente la velocidad de evolución de la enfermedad y quincenalmente el área foliar afectada. Con el propósito de realizar comparaciones de la agresividad de las poblaciones de *M. fijiensis* y poder eliminar los efectos ambientales, se realizaron estudios monocíclicos de infección en fragmentos de hoja *in vitro* en condiciones controladas, para lo cual, se colocaron fragmentos de 3.5 x 3.5 cm de la primera hoja abierta de 10 plantas/clon en cajas de Petri con agar con 40µg/ml de benzimidazol y se realizaron inoculaciones con diferentes concentraciones de esporas para determinar la concentración óptima para las inoculaciones.

<sup>1,2</sup> Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal. Ministerio de la Agricultura de Cuba. Gaveta 634, 11300 Playa, Ciudad de la Habana, Cuba. lperezvicente@sanidadvegetal.cu; lperez@inisav.cu; lperezvicente@hotmail.com

Posteriormente a la inoculación fueron colocados en estantes con luz artificial fluorescente a temperatura de 25 - 27°C. Se contaron el número de lesiones/cm<sup>2</sup>, se comparó la cantidad total de lesiones/fragmento y la duración de la incubación y transición en los clones FHIA 23, FHIA 21, FHIA 02, FHIA 18, Yangambi Km 5 y Gran enano (subgrupo Cavendish, AAA). Se comparó la agresividad de los aislamientos de *M. fijiensis* procedentes de plantaciones de FHIA 18 de La Cuba que durante el año 2000 habían presentado fuertes afectaciones de SN, con las de plantaciones con un comportamiento normal de este clon y de Gran enano, para lo cual fueron inoculados en fragmentos de hojas y en plantas en macetas de los clones FHIA 23, FHIA 18 y Gran enano. Los resultados de los ensayos de campo realizados durante 1994- 1996 en La Cuba, permitieron establecer que mientras que el Gran enano mostraba a la cosecha una sola hoja funcional en planta madre y primer seguidor, los clones híbridos exhibían entre 7 y 10 funcionales; que el ciclo de transición de rayas a necrosis fue entre 1.7 y 2.7 veces más largo en los clones híbridos que en el Gran enano; la tasa *r* de incremento logístico de la infección disminuyó entre 2 y 4,8 veces y la producción de pseudotecios en las manchas fue entre 5 y 20 veces menor. Se evidenció además que una pequeña reducción de la tasa de incremento de la infección tiene un fuerte efecto en las hojas funcionales a la cosecha. Los estudios con fragmentos de hojas muestran resultados variables debido presumiblemente, a la fisiología de la hoja utilizada para los ensayos *in vitro*. La concentración de 40 conidios/cm<sup>2</sup> resultó la que mayor lesiones reprodujo y por tanto la mejor para las pruebas monocíclicas en fragmentos de hojas *in vitro*. Se evidenció una correlación positiva entre el índice de infección en las pruebas policíclicas de campo y el número de lesiones fragmento en la prueba monocíclica para los diferentes clones en estudio. Mas de 10 mil ha de estos clones se encuentran plantadas en la actualidad y las importaciones de fungicidas han sido reducidas en un 80%. Durante el año 2000 se observaron fuertes afectaciones por SN en fincas de La Cuba. Se ha determinado una correlación inversa entre la severidad de SN en el clon FHIA 18 y el contenido de K y la tasa K/ (K+Ca+Mg) en el suelo. Las comparaciones del comportamiento de los clones realizadas entre el 2000 y el 2003 en tres regiones del país ha permitido evidenciar la estabilidad de la resistencia en la mayoría de las áreas. Las inoculaciones artificiales con aislados de FHIA 18 de fincas afectadas de La Cuba en el 2000 y de Gran enano de zonas donde no han sido introducidos clones resistentes no han permitido evidenciar diferencias de agresividad hasta el presente.

# Manejo integrado de plagas y enfermedades en bananos y plátanos en Cuba

Luis Pérez Vicente<sup>1</sup>

## RESUMEN

En Cuba existen unas 83,263 ha de plátanos de diferentes tipos de clones. En el presente trabajo se realiza una revisión de los principales organismos nocivos que afectan las musáceas y de los estudios desarrollados en Cuba para desarrollar procedimientos de manejo integrado encaminados a reducir el consumo de agroquímicos, integrando la multiplicación y el saneamiento in vitro del material de plantación, medidas culturales de saneamiento, el pronóstico de las fechas de tratamiento con fungicidas y la resistencia genética para el control de Sigatoka negra/raya negra y el uso de antagonistas y entomopatógenos para el manejo de las poblaciones de patógenos postcosecha, la marchitez por *Fusarium oxysporum f.sp. cubense (Foc)*, el picudo y los nemátodos con vistas a una producción de musáceas más amigable y sostenible tanto económica como ambientalmente. La introducción del sistema de desarrollo de plantaciones a partir de vitroplantas de bananos y plátanos indexadas contra bacterias y virus unido a medidas de manejo cultural, ha permitido reducir la incidencia en más del 90% de *Pectobacterium chrysanthemi* y del CMV, los nemátodos y el *C. sordidus*. La introducción de clones con resistencia a Sigatoka negra y la introducción de antagonistas y entomopatógenos, ha permitido una reducción superior al 80% del consumo de agroquímicos para la producción de bananos y plátanos en Cuba.

**Palabras clave:** bananos, plátanos, manejo integrado de plagas.

## Introducción

Los bananos y plátanos constituyen un renglón básico en la economía y la alimentación de muchos países ubicados en los trópicos y son afectados por un grupo importante de organismos nocivos (insectos, ácaros, nemátodos, hongos, bacterias, virus, etc.) que afectan la productividad de las plantaciones así como la calidad de la fruta (Wardlaw, 1972; Stover, 1972; Jones, 1999).

En Cuba, existen en la actualidad unas 83,263 ha de bananos y plátanos (Pérez *et al.* 2002) de las cuales, 477 ha son bananos tipo Cavendish (principalmente del clon Gran enano); 8,200 ha de tipos AAB principalmente del clon CEMSA <sup>3</sup>/<sub>4</sub> (tipo

<sup>1</sup> Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal. Ministerio de la Agricultura de Cuba. Gaveta 634, 11300 Playa, Ciudad de la Habana, Cuba. lperezvicente@sanidadvegetal.cu

French) y Macho <sup>3</sup>/<sub>4</sub> (tipo Horn); 62,200 ha de tipos ABB (mayormente el clon Burro CEMSA) y 12,836 ha son híbridos de la FHIA. El área de clones FHIA seguirá aumentando en sustitución de los bananos tipos Cavendish y plátanos susceptibles a Sigatoka negra. El desarrollo de nuevas plantaciones de plantas procedentes de cultivo de tejidos (vitroplantas) es una práctica común entre las empresas estatales y cooperativas de producción. Toda la producción está dirigida al consumo interno y en menor medida aunque de forma creciente al consumo a hoteles y al turismo.

Numerosas plagas inciden en el cultivo en el país (en la cuadro 1, aparecen las principales plagas y enfermedades que afectan los cultivos de banano y plátano en el país), causando diferentes niveles de daños. Un gran esfuerzo ha sido dirigido a la reducción del consumo de plaguicidas y la introducción de métodos de manejo más amigables y sostenibles tanto económica como ambientalmente. El presente informe hace un recuento del desarrollo de tecnologías y bioproductos con relación al manejo integrado de plagas en *Musa* en el país.

## Sigatoka por *Mycosphaerella musicola* y Raya negra/Sigatoka negra causada por *M. fijiensis*.

Hasta 1991, la principal enfermedad de los plátanos en Cuba era la Sigatoka causada por *M. musicola*. Los estudios de la biología y epidemiología de la enfermedad (Pérez, 1978 a y b, Pérez, 1980, Pérez *et al.*, 1981, Pérez 1982 a y b, Pérez *et al.*, 1983; Pérez, 1989; Pérez, 1994) permitieron establecer un programa de medidas basado en el pronóstico bioclimático de los tratamientos [mediante la adaptación de los trabajos realizados por Ganry y Meyer (1972 a y b) y Bureau y Ganry (1987)] que permitieron reducir y optimizar el control de la enfermedad. A partir de la información de la presencia de *M. fijiensis* en 1991 (Vidal, 1992), *M. musicola* ha sido desplazada.

La aparición de Sigatoka negra/Raya negra en Cuba determinó al igual que en otras áreas del mundo, un importante incremento de los costos y número de tratamientos (hasta 27 tratamientos por año) cuadruplicando los costos de control de la enfermedad. La susceptibilidad de los clones de plátanos a la raya negra (AAB) ha tenido un fuerte impacto en la producción y determinó la disminución de las áreas dedicadas estos clones que han ido siendo reemplazada en primer lugar por tipos ABB resistentes y últimamente por tetraploides híbridos de la FHIA (Pérez *et al.*, 2002c).

**Cuadro 1. Principales plagas que afectan los cultivos de banano y plátanos en Cuba.**

<b>Nombre científico</b>	<b>Nombre común</b>
• <i>Mycosphaerella musicola</i> Leach ex Mulder	Sigatoka (Wardlaw 1972)
• <i>Mycosphaerella fijiensis</i> Morelet	Raya negra/Sigatoka negra (Vidal 1992)
• <i>Colletotrichum musae</i> (Berk. & Curt.) v. Arx, <i>Fusarium pallidroseum</i> (Cooke) Saccardo <i>Fusarium spp.</i>	Pudrición de la corona (Pérez <i>et al.</i> 1990)
• <i>Cordana musae</i> (Zimmerman) Höhn.	Mancha por Cordana. (Cook, 1939).
• <i>Deightoniella torulosa</i> (Sydow) M. B. Ellis.	Mancha de las hojas (Fernández-Roseñada, 1973; Punta negra (Seidel, 1976; Pérez <i>et al.</i> , 1989).

Cuadro 1. (Cont.)

Nombre científico.	Nombre común.
• <i>Verticillium theobromae</i> Mason & Hughes.	Punta de cigarro. (Seidel, 1976)
• <i>Ramichloridium musae</i> Stahel ex de Hoog	Peca de la hoja (Pérez y Pérez, 2002).
• <i>Pectobacterium (Erwinia) chrysanthemi</i> . Burk <i>et al</i>	Pudrición acuosa delseudotallo y la necrosis del rizoma (Rivera, 1978; Rivera <i>et al.</i> , 1980a)
• <i>Erwinia carotovora s.sp. carotovora</i> (Jones) . Bergey <i>et al.</i>	Pudrición blanda del rizoma (Rivera, 1978).
• <i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht <i>f.sp cubense</i> (E.F. Smith) Snyder & Hansen	Mal de Panamá o Marchitez por <i>Fusarium (Foc)</i> (Smith, 1910; Johnston, 1915)
• <i>Cylindrocarpon musae</i> C. Booth & R. H. Stover y <i>Fusarium oxysporum</i> Schlecht.	Hongos endofíticos asociados a las lesiones de nemátodos (Battlle y Pérez, 2001).
• Cucumber Mosaic Virus (CMV)	Mosaico común (Fernández-Roseñada, 1973)
• Banana streak virus (BSV)	Rayado del banano (Jones, 1994)
• Nemátodos * <i>Radopholus similis</i> Thorne * <i>Meloidogyne incognita</i> y <i>M. arenaria</i> * <i>Pratylenchus coffeae</i> (sólo en oriente) * <i>Rotylenchulus reniformis</i>	(Pérez <i>et al.</i> , 1984). Nemátodo barrenador Nemátodos agalleros
• <i>Cosmopolites sordidus</i> Gemar.	Picudo negro (Bruner <i>et al.</i> , 1975)
• <i>Metamasius hemipterus</i> (Oliu)	Picudo rayado (Bruner <i>et al.</i> , 1975)
• <i>Pentalonia nigronervosa</i> Cq.*	Pulgón (Bruner <i>et al.</i> , 1975)
• <i>Mysus persicae</i>	Pulgón verde (Bruner <i>et al.</i> , 1975)
• Chinchas harinosas	(Bruner <i>et al.</i> , 1975, Mendoza y Gómez, 1983; Blanco, 2003)
- <i>Pseudococcus adonidum</i> (L.)	Chinche harinosa rabilarga
- <i>Pseudococcus comstocki</i> (Kuw)	Chinche harinera
- <i>Pseudococcus sp.</i>	Chinche harinosa común del plátano
- <i>Planococcus minor</i> (Markell)*	
- <i>Dysmicoccus alazon</i>	
- <i>D. brevipes</i>	
- <i>D. bispinosus</i>	
- <i>Ferrasia virgata</i>	
- <i>Planococcus citri</i> (Risso)*	Chinche harinosa de los cítricos
- <i>Kiritshenkella sacchari</i>	
- <i>Saccharicoccus sacchari</i> *	
- <i>Phenacoccus solenopsis</i>	
• <i>Tetranychus tumidus</i> Banks	Acaro rojo (Bruner <i>et al.</i> , 1975)
• <i>Aleurodicus dispersus</i> Rissed	Mosca blanca de espiral (Bruner <i>et al.</i> , 1975).
• Vectores confirmados de BSV	

Ha sido desarrollado un sistema de manejo integrado (Pérez, 1996, 1998 a, 1998 b, cuadro 1) que comprende el pronóstico bioclimático de los tratamientos basados en los trabajos previos de Fouré (1988) y los estudios de la epidemiología de la Sigatoka negra en Cuba (Porras y Pérez, 1997; Pérez *et al.*, 1998 a y b.; Pérez *et al.*, 1999) y; medidas de control cultural (Pérez, 1998 b); manejo de fungicidas y monitoreo sistemático de la sensibilidad de las poblaciones de *M. fijiensis* a estos (Pérez *et al.*, 1993; Pérez *et al.*, 2000 c) y la resistencia de los clones (Hernández y Pérez, 2002). El sistema de manejo integrado permitió en una primera instancia una reducción importante del número de tratamientos y de los costos de la protección (cuadro 3).

#### Cuadro 2. Programa de Manejo integrado de Sigatoka negra (Pérez, 1996, 1999a, 2001).

**Dstrucción de inóculo:** Pequeñas parcelas y rebrotes y plantas espontáneas de plátanos en campos abandonados; puntos calientes debido a condiciones muy favorables locales o fallas de manejo.

**Resistencia de clones:** Uso de variedades resistentes siempre que sea posible (Pérez y Hernández 1999c; Pérez y Pérez, este volumen).

**Prácticas culturales:** Distancia de plantación, densidad de plantas y poda; nutrición (balance adecuado de N, P y K, para asegurar tasas altas de emergencia de hojas y resistencia fisiológica; manejo adecuado del riego para asegurar tasas altas de emergencia de hoja y riego por debajo del follaje siempre que sea posible; establecimiento y mantenimiento de los sistemas de drenaje para evitar la acumulación y exceso de humedad; saneamiento mediante eliminación sistemática de tejidos necróticos de hojas portadores de pseudotecios y ascósporas; prácticas de cosecha. Los racimos de plantas muy afectadas tienen al menos dos semanas más de edad fisiológica que los de plantas sanas. Cosechar y descartar previamente los racimos pasados de grado y las plantas infectadas severamente para evitar la madurez prematura;

**Pronóstico bioclimático de los tratamientos** (FOURÉ 1988; Pérez *et al.*, 1993; Pérez *et al.*, 2000 a y b; Pérez, 1998; Porras y Pérez, 1993): evaluación semanal de la velocidad de evolución de la enfermedad, hoja más joven con necrosis (HJN) y porcentaje de plantas con HJN < 8, (% HJN < 8); cantidad de lluvia en mm acumulada durante 14 días y evaporación Piche ponderada semanalmente; temperatura máxima y mínima y sumas semanales de la velocidad de evolución.

**Tratamiento con fungicidas sistémicos y de contacto** (Pérez *et al.*, 1993; Pérez *et al.*, 2002): Triazoles (propiconazol, cyproconazol, tebuconazol, triadimenol, hexaconazol, epoxiconazol, bitertanol, bromuconazol, diniconazol, difenoconazol) a dosis entre 80 - 120 g/ha; benzimidazoles (benomyl, carbendazim) a dosis entre 150-270 g/ha; morfolinás (tridemorph) a 450 g/ha; estrobilurinas (azoxystrobin, trifloxystrobin); carbamatos (maneb, mancozeb) a 2.0 kg/ha.

## Monitoreo de la sensibilidad de las poblaciones de *M. fijiensis* a los fungicidas

Como consecuencia de la introducción de este sistema, se redujo en más de un 40 % el costo de la protección de los Cavendish. Por otro lado, hay una decisiva aceptación por los agricultores de los nuevos clones. El FHIA 23 (con un racimo muy similar a los Cavendish, un buen comportamiento de postcosecha) y el FHIA 18 que tienen un medio y alto nivel de resistencia a Sigatoka negra respectivamente, han tenido buena aceptación por la población y el mercado de hoteles.

Hernández y Pérez, (2002) estudiaron la sensibilidad a *M. fijiensis* de los clones del germoplasma nacional y de los clones híbridos de la FHIA. Estos clones muestran resistencia parcial a la enfermedad y son cultivados sin el uso de fungicidas (Pérez y Pérez, este volumen). A finales del 2001 existían 12,000 ha de estos clones y se ha disminuido drásticamente las importaciones de fungicidas (Pérez *et al.*, 2002).

## Mancha por *Cordana musae*

Esta enfermedad aunque presente en todas las plantaciones, no causa daños económicos. El patógeno incide más frecuentemente en los meses más lluviosos y en las hojas más viejas y con más intensidad en las plantaciones de plátanos. La mayoría de los fungicidas utilizados en el control de Sigatoka negra, controlan eficientemente la enfermedad. Los tratamientos con aceite solo sin embargo, tienden a aumentar la severidad de los ataques por lo que son contraindicados para este fin (Pérez, 1978 a).

## Pudrición de la corona por *Fusarium pallidoroseum*, *C. musae*, *V. theobromae* y *Fusarium spp.*

La composición de las especies de hongos asociadas a esta anomalía y su importancia relativa varía de lugar a lugar (Greene y Goos, 1963; Meredith 1971, Slabaugh y Grove, 1984; Slabaugh, 1994). *F. pallidoroseum*, *C. musae* y *V. theobromae* junto a un complejo de especies de *Fusarium* son los agentes principales de este desorden en Cuba (Pérez, 1990; Pérez *et al.*, 2001a). Estos patógenos son flora epifítica de las hojas, peciolo, brácteas en descomposición y restos florales por lo que el manejo de la enfermedad comienza con el saneamiento sistemático de los mismo (sin embargo, como no se exporta, la fruta no es embolsada). Se realiza un

Cuadro 3. Impacto técnico-económico del sistema de manejo integrado contra raya negra en bananos (AAA) en base a tratamientos por pronóstico bioclimático (Pérez *et al.*, 2002).

EMPRESAS BANANERAS	TRATAMIENTOS POR PROGRAMA			TRATAMIENTOS POR PRONÓSTICO		
	Año	Número de tratamientos	Costo Total (USD/ha)	Año	Número de tratamientos	Costo Total (USD/ha)
LA CUBA	1991	21	801,24	1992	23	619,66
				1993	15	568,74
				1994	13	303,29
				1995	12	299,33
				1996	12	269,52
LIMONCITO	1994	22	476,19	1995	13	246,48
				1996	13	288,72
QUEMADO DE GÜINES	1994	No había		1995	8	172,39
				1996	9	193,21
MENEDEZ	1994	18	412,09			
	1995	23	518,49			
SOLA				1994	11	221,56
				1995	12	282,78
				1996	11	237,31
GUINES	1994	No había		1995	13	308,96
				1996	10 (CICLON)	219,78

desmane cuidadoso para evitar rajaduras en las coronas, lavándose la fruta en agua. Las coronas son tratadas con los fungicidas thiabendazol a concentración de 450 µg/ml, benomyl a 250 µg/ml, propiconazol a 300 µg/ml, imazalil a 400 µg/ml (Shillingford, 1970; Pérez *et al.*, 1990; Pérez *et al.*, 2001 b) y azoxystrobin a 150 - 200 µg/ml (Pérez *et al.*, 1999), los cuales brindan en un buen control de la enfermedad. Los clones FHIA 1, FHIA 2, FHIA 18 tienen una mayor susceptibilidad a la pudrición de la corona y a la antracnosis que el Gran enano, mientras que el clon FHIA23 presenta un mejor comportamiento frente a ambas enfermedades (Pérez y Hernández, 1999).

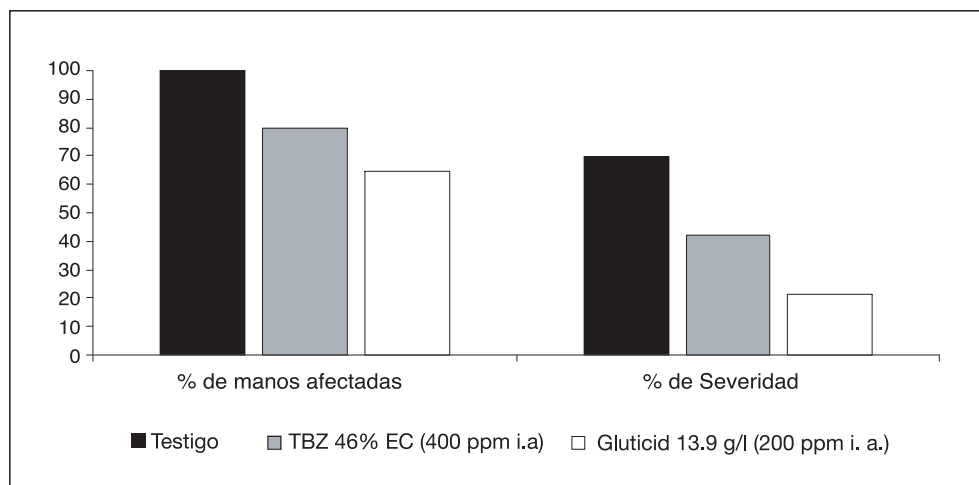
Se ha determinado la eficacia de diferentes antagonistas/biopreparados en el control de la pudrición de la corona (metabolitos de *Pseudomonas aeruginosa* cepa Pss. *Penicillium* sp. y *Streptomyces* sp.; Pérez *et al.*; 1998). La eficacia 14 días después de la aplicación de estreptotrisinas obtenidas de aislados de *Streptomyces* sp. y de los metabolitos de una cepa de *Pseudomonas aeruginosa* cepa PSS (Glucid) a coronas naturalmente infectadas fueron equivalentes a los del TBZ y el propiconazol a 400 y 300 µg/ml respectivamente (Cuadro 4; fig. 1).

Cuadro 4. Control de la pudrición de la corona mediante antagonistas. La Cuba, 1998. (Pérez y Hernández, 1998).

Tratamientos	Conc. µg i.a./ml	Severidad (% de la corona necrosada) después de (días)					
		Primer ensayo			Segundo ensayo		
		3	7	14	3	7	14
Azoxystrobin	150	1,97	3,95	13,15	1,25	2,5	1
QF 383 (1.3g/l) <sup>(1)</sup>	200	0,67	3,37	17,5	-	-	-
QF 383 (1.3g/l)	150	-	-	-	0,62	4,37	18,44
QF 383 (1.3g/l)	100	3,12	11,71	25,80	1,9	3,12	32,81
QF 383 (1.3g/l)	50	2,94	8,08	25,00	1,25	4,69	28,75
TBZ	400	11,36	52,20	52,10	3,44	3,60	30,44
Glucid (13.9 g/l) <sup>(2)</sup>	200	6,08	14,19	21,60	-	-	-
Propiconazol	300	2,20	5,14	16,90	2,19	3,75	16,56
Testigo	-	12,90	31,40	69,70	2,19	6,56	48,75

(1). Formulado a base de Streptotricina Q a partir de aislados de suelo de *Streptomyces* spp.

(2). Biofungicida a partir de metabolitos de *Pseudomonas aeruginosa* cepa Pss.



**Figura 1.** Eficacia de un biofungicida a partir de metabolitos de *Pseudomonas aeruginosa cepa Pss* (Gluticid). Superficie de la corona afectada 10 días después del tratamiento (Pérez no publicados).

## Punta negra por *Deigthoniella torulosa* y punta de cigarro por *Verticilium theobromae*

La punta negra incide en áreas húmedas plantadas del clon de plátano CEMSA <sup>3/4</sup> (AAB) y en menor medida en otros clones de plátanos y bananos Cavendish. El patógeno entra por los residuos del perianto floral y de aquí pasa a los frutos. La eliminación del perianto floral de los dedos, cuando los frutos se sitúan horizontalmente en el racimo durante el cambio de posición de los dedos, permite una sensible reducción de la incidencia de la enfermedad en los frutos (Pérez *et al.*, 1989; cuadro 5).

**Cuadro 5.** Control de punta negra por *Deigthoniella torulosa* en plátanos (Pérez *et al.*, 1989).

Tratamientos	Total racimos evaluados	% racimos enfermos
Eliminación perianto floral	124	6,4
Aspersión frutos zineb 2.25 kg/ha	124	19,0
Aspersión de frutos O. de cobre 2.25 kg/ha	124	24,0
Testigo no tratado	124	32,0

La punta de cigarro por *V. theobromae* ha sido más frecuentemente observada en tiempo húmedo y lluvioso en clones Cavendish de diferentes regiones, especialmente en fincas donde hay mal drenaje superficial. Su incidencia es baja y se maneja mediante saneamiento de frutos enfermos y mejorando la aereación de la plantación. Se aplican fungicidas solo en casos de mucha frecuencia de racimos afectados.

## **Mal de Panamá o marchitez por *Fusarium oxysporum f. sp. cubense* (Foc)**

La enfermedad fue la causante de la casi total eliminación de los clones Gros Michel (AAA) y Manzano (subgrupo Silk, AAB). En el país se encuentra en la actualidad presente en patios de casas, pequeñas parcelas de los clones Burro criollo (Bluggoe ABB; raza 2) Burro manzano (subgrupo Pisang Awak, AAB), Manzano (raza 1) y ha reaparecido en plantaciones de los clones Burro CEMSA y FHIA 03 en suelos conducibles a la enfermedad. Los estudios realizados hasta el presente indican que las poblaciones de *Foc* de Cuba, pertenecen a los grupos de compatibilidad vegetativa 1210, 124/125 y 128 (Batlle y Pérez, 1999; Pérez *et al.*, este volumen). Los clones Burro CEMSA y FHIA 03, son moderadamente susceptibles a las razas presentes y en suelos de mal drenaje interno han sido severamente atacados. En los suelos conducibles a infecciones de *Foc*, el uso de un formulado sobre paja de arroz de *Trichoderma harzianum* cepa A34 a dosis de  $8 \times 10^9$  conidios /g en el hoyo previo a la plantación de rizomas y vitroplantas sanas, ha permitido la explotación comercial de clones moderadamente susceptibles en campos previamente destruidos por la enfermedad (Fonseca, 2000; y Pérez *et al.*, este volumen).

## **Pudrición acuosa del seudotallo y necrosis del rizoma por *P. chrysanthemi***

Esta enfermedad produce una rápida declinación de los rendimientos y la caída de plantas en bananos y plátanos (Rivera y Albornoz 1978). La bacteria se transmite eficientemente por la semilla infectada, con las herramientas de trabajo durante deshojes y deshojes y el suelo infectado (Rivera, 1978; Rivera *et al.*, 1980 a; Rivera *et al.*, 1983) y puede permanecer de forma latente en el rizoma. La enfermedad tuvo una amplia distribución en el país llegando en algunas empresas a estar infectadas hasta el 70% de las plantas (Rivera y García, 1981). El desarrollo de sistemas sensibles de diagnóstico (Rivera *et al.*, 1990; Rivera y Larrinaga, 1990; González, 1996) y la amplia difusión del uso de vitroplantas indexadas para el establecimiento de plantaciones, han permitido en la práctica eliminar casi totalmente la enfermedad. Durante el proceso de multiplicación in vitro las plantas afectadas van siendo eliminadas (Hernández *et al.*, 1991) En los lugares donde se realizan plantaciones a partir de rizomas de campos establecidos es obligatoria la selección de semillas de áreas donde la enfermedad no esté presente y la desinfección de herramientas de trabajo durante las labores de poda y deshojes (Rivera *et al.*, 1990).

## **Virus del Rayado del banano (BSV) y Mosaico causado por el CMV**

Ambos virus se encuentran ampliamente distribuidos en el país aunque con incidencias muy diferentes. El mosaico causado por el CMV ha sido ampliamente reducido mediante la introducción del indexing serológicos de las plantas donantes de meristemas en un programa de producción de vitroplantas sanas junto a la eliminación de plantas enfermas en los campos.

Similarmente, se realiza indexing serológico para detectar BSV de todo el material utilizado para la multiplicación masiva. No obstante, debido a la re-infección a partir de secuencias integradas durante el cultivo de tejidos, la enfermedad está presente y distribuida en mayor o menor medida en los campos. En general los daños nos son importantes y se realiza saneamiento de las plantas que presentan síntomas en el campo.

## Nematodos

Las principales especies de nemátodos presentes en el país son: *Radopholus similis*; *Meloidogyne incognita* y *M. arenaria*, con amplia distribución y causando daños intensos en viveros de vitroplantas debido al uso de sustratos contaminados; *Pratylenchus coffeae* (sólo en tipos AAB en la zona oriental), *Helicotylenchus multincinctus* con distribución muy limitada y *Rotylenchulus reniformis* que no ha sido asociado a daños (Pérez *et al.*, 1984; Fernández y Pérez, 1996). En Cuba, el manejo de nemátodos se realiza fundamentalmente mediante un conjunto de medidas culturales y sanitarias (Fernández y Pérez, 1996):

- Preparación de suelos: En suelos con altas poblaciones de nemátodos se realiza una preparación de suelos larga con inversión del prisma.
- Al usar rizomas como material de propagación, se realiza el mondado de la semilla para eliminar todas las zonas dañadas y se desinfecta con fenamiphos a 2500 ml/l durante 30 min.
- Evaluación de frecuencia de raíces necrosadas y la población de nemátodos.
- La utilización de nematicidas al suelo ha sido una medida de uso muy limitado y ya no se aplica.

Los avances más importantes sin embargo en el manejo de nemátodos (y otras plagas de suelo transmisibles por los rizomas), han sido la introducción de la plantación con plántulas provenientes de cultivo de tejidos en suelos libres o con bajas poblaciones de nemátodos y la introducción de biocontroles microbianos.

López *et al.* (1992) y López, (1995), informaron que los filtrados obtenidos de cultivos de *Paecilomyces lilacinus* causan la inhibición de la eclosión de las ootecas de *Meloidogyne spp.* y entre un 99,3 y 99% de inhibición de la movilización de sus larvas. Este hongo ha demostrado ser efectivo contra *R. similis*, *M. incognita* y *P. coffeae*, siendo su mayor eficacia al colonizar las raíces en los tratamientos preventivos a dosis de 25 g de un formulado de  $10^7$  esporas/ml durante la fase de endurecimiento de las vitroplantas (15 días antes del transplante) (Fernández y Acosta, 1998; cuadro 6).

Cuadro 6. Eficacia de los tratamientos con *Paecilomyces lilacinus* a las bolsas en fase de endurecimiento sobre las poblaciones de nemátodos en la plantación de Gran enano. (Fernández y Acosta, 1998).

Variantes	Nematodos / 100g de raíces a los 360 días	Plantas caídas (%)
<i>P. lilacinus</i> ( $10^7$ esporas/ml) 25g/bolsa	560	0
Control no tratado	4800	7.5

Mena *et al.*, (1996), informaron de la actividad de *B. thuringiensis* v. *Kurstaki*, (Bt) en el control de *R. similis* y *Meloidogyne spp.* en plantas de banano Gran enano (AAA) (cuadro 7 y figura 9). Durante 1998, se aplicaron 2500 ha con Bt para el control de *R. similis* en plantaciones de banano. En la actualidad se busca la preparación de formulados mas concentrados que permitan la aplicación de menores soluciones finales y se comienza a utilizarlo incorporado al agua de riego en las plantaciones irrigadas con microaspersores en las plantaciones de la Habana y Camagüey.

Cuadro 7. Efectividad del *Bacillus thuringiensis* var. *Kurstaki* en el control de *Meloidogyne incognita* en calabaza y *Radopholus similis* en banano (tomado de Mena *et al.* 1996).

Inóculo inicial /réplica		500 huevos	500 nemátodos adultos
Variantes	Dosis (ml/ maceta)	Nódulos de <i>M. incognita</i> a los 5 meses	<i>R. similis</i> vivos /planta a los 5 meses
<i>B subtilis</i> cepa 6633 (107 ufc)	50	112 b <sup>(1)</sup>	1553 ab
<i>P. lilacinus</i> (107 esporas /gramo)	50	105 b	105 bc
Testigo no tratado	-	338 c	9275 c

(1) Letras diferentes indican diferencias significativas según el test de Student al 5%.

Mena *et al.*, (1997), informaron de la actividad de la bacteria *Corynebacterium paurometabolum* strain C 924 en el control de nemátodos. La bacteria tiene una excelente actividad nematocida frente a *R. similis* (figura 2 y 3) y se trabaja en la preparación de formulaciones concentradas sólidas que permitan su utilización a gran escala. Ha sido concedida una patente a este formulado.

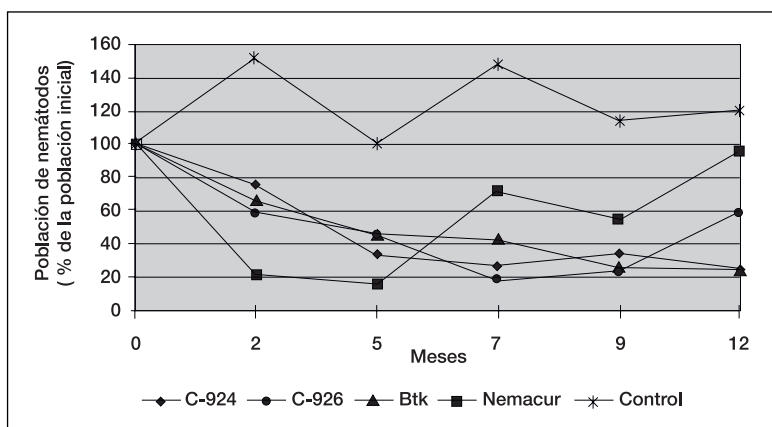
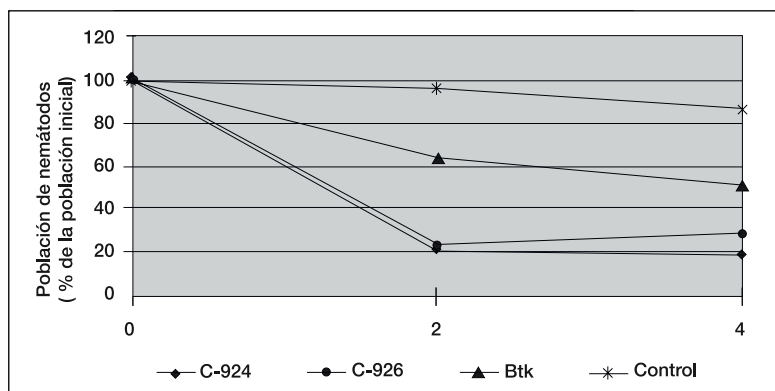


Figura 2. Eficacia de *Corynebacterium paurometabolum* cepa C-924 (HemaNem) y C- 926. Clon "Macho 3/4", durante un año, en suelo negro (pH neutro). Btk = *B. thuringiensis* *Kurstaki*; Nem = Nemacur a la dosis de empleo comercial; Con= Control no tratado. Las fechas indican los momentos de tratamiento.



**Figura 3.** Eficacia de *C. paurometabolum* cepa C-924 (HemaNem). Plantación de banano en producción (clon Cavendish), en suelo rojo (pH=5,5), durante cuatro meses.

Tanto la utilización del *Bt* como de *C. paurometabolum* strain C 924 en el marco del conjunto de los programas de medidas presentan una buena perspectiva para el control de nemátodos. Su empleo futuro es dependiente del escalado de la producción del nematicida.

## Picudo negro *Cosmopolites sordidus*

El picudo negro es la plaga de insecto más dañina y común de los platanales en Cuba. El insecto requiere para su reproducción material orgánico en descomposición y buena humedad. Por ello todos los residuos de seudotallos que queden sin picar son albergue de plagas y foco permanente de infestación.

Las recomendaciones existentes para el control de la plaga incluyen la utilización de medidas culturales, químicas y de lucha biológica. Entre las principales medidas de manejo se encuentra la limpieza de residuos de hojas alrededor de los plantones y el trozado en pequeños pedazos de los residuos de seudotallos. En el caso de la siembra de rizomas se realiza el mondado de las semillas para eliminar las larvas de picudos y su tratamiento con un insecticida. Una recomendación válida es evitar sacar mas semillas que las que se vayan a plantar en el día y en su defecto tratarlas con creolina para que actúe como repelente de las hembras que depositan sus huevos durante la noche en los cormos.

Para su control durante muchos años se utilizó el monitoreo con diferentes tipos de trampas (tocón y seudotallo) y la aplicación de insecticidas fosforados como el pyrimiphos-ethyl a 1.5 g/planta. Los tratamientos se realizaban cuando existían como promedio entre 1 y 1.5 insectos /planta después de 72 horas de colocadas las trampas de seudotallos. A partir de la utilización masiva de plantas procedentes de cultivos de tejido las infestaciones han disminuido apreciablemente.

Castiñeiras *et al.* (1991 y 1992), informaron haber obtenido una eficacia comparable a la del carbofuran a 4 g de i.a./planta con los tratamientos, a razón de 500 ml /planta de suspensiones de  $10^{13}$  esporas/ml de *Metharizium anisopliae* y de *Beauveria bassiana*. Massó *et al.*, (1997) obtuvieron una buena protección durante 5 meses con los tratamientos con un formulado sólido de *B. bassiana* y *M. anisopliae* de  $3.8 \times 10^8$  esporas/g a razón de 20 g/plantón (Cuadro 7).

El nivel de aplicación con *B. bassiana* en banano y plátano sobrepasan las 15924 ha en la actualidad. Las aplicaciones han sido realizadas a partir de los 6 - 8 meses de edad de las plantaciones nuevas, utilizando formulados en cultivo superficial sólido directamente alrededor del plantón o suspendiendo las esporas en el agua de riego y distribuyéndolas con los microaspersores (fig. 4).

Cuadro 7. Eficacia de los tratamientos de *Metharizium anisopliae* y *Beauveria bassiana* sobre el picudo negro en plátano en comparación con el carbofuran. (Castiñeiras *et al.*, 1984; Castiñeiras *et al.*, 1991.)

Tratamientos	No. de adultos/trampa		% de daño al rizoma		Rendimiento	
	I	II	I	II	I	II
<b><i>M. anisopliae</i></b>						
1 aplicación/año	2, 31 b	5,96 a	29,15 b	26,21 b	18,80 a	12,86 bc
2 aplicaciones/año	3, 53 b	3, 79 b	26, 52 b	18, 94 c	19,28 a	14,60c b
<b><i>B. bassiana</i></b>						
1 aplicación/año	3,00 b	5,50 a	25,06 bc	34,88 b	18,12 a	11,30 c
2 aplicaciones/año	3,28 b	3,49 b	25,42 bc	17,30 c	18,64 a	14,12 b
<b>Carbofuran</b>	2, 84 b	3, 45 b	18, 83 c	18, 40 c	18,76 a	14, 44 b
<b>Testigo</b>	3, 24 b	7, 35 a	22, 56 c	51, 81 a	19, 02 a	11, 16 c
<b>ES</b>		0,05	0,50	0,26		
<b>CV (%)</b>		18,86	0,32	10,38		

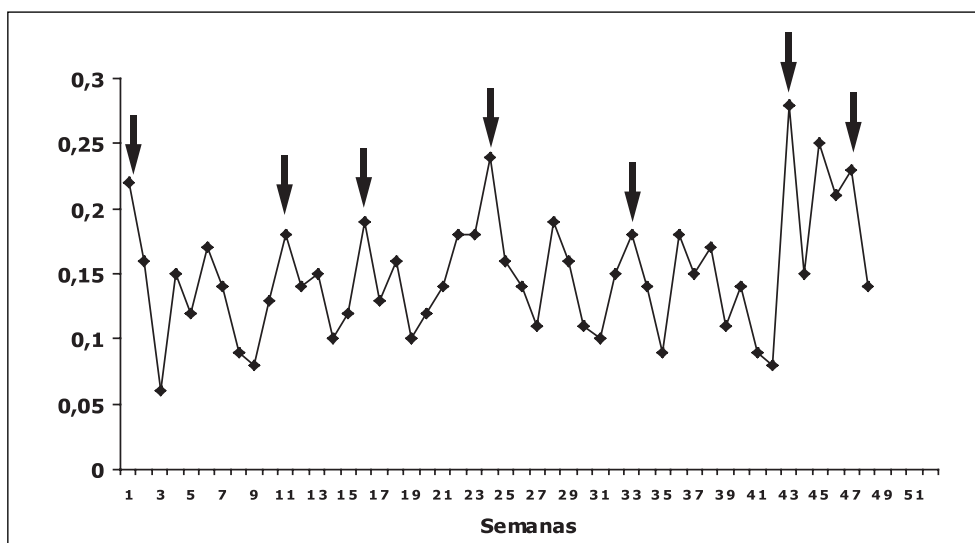


Figura 4. Manejo de *Cosmopolites sordidus* con tratamientos de *Beauveria bassiana* en fincas comerciales (Caney del Sitio, Palma Soriano, Santiago de Cuba. Fonseca, 2000).

*Pheidole megacephala* (hormiga leona) se utiliza para disminuir la población de larvas de picudo negro. Para ello, en la época de lluvia se colocan reservorios de hormigas trampas, consistentes en pña de ratón o estibas de seudotallo de plátano o paquetes de hojas de la misma planta. A los cinco o siete días, una

parte de la colonia se habrá mudado y así podrán ser trasladadas al campo en un saco limpio, bien temprano en la mañana, o al atardecer, después del riego o la lluvia. Las trampas se colocan junto a los plantones, a una densidad de 20/ha, a los cuatro meses de la siembra.

Otra hormiga utilizada como biocontrol es la *Tetramonium guineense*. Se inicia la formación de un reservorio artificial colocando trampas de pseudotallo de 50 cm de largo y se forman estibas de 10 -15 m de longitud por 0.40 -0.50 m de altura en lugares húmedos sombreados.

En la actualidad la combinación del uso de plantas de cultivos de tejidos y el uso de entomopatógenos ha permitido una drástica reducción de las poblaciones del insecto en las plantaciones.

## Acaro rojo *T. tumidus*

En condiciones de vivero *T. tumidus* inicia sus poblaciones a partir de los 15 ó 20 días después de plantadas y alcanza niveles importantes de población. En esta fase se encuentra poca incidencia de enemigos naturales. Las liberaciones del ácaro depredador *Phytoseiulus macropilis* (*Acarina Phytoseiidae*) a razón de 1 depredador por cada 20 ácaros tetránicos, eliminan las poblaciones del ácaro cuando se aplica con umbrales de 1 a 2 ácaros fitófagos por planta; en condiciones de campo una relación presa - depredador (total) 10:1, es óptima para mantenerlo dentro de los límites de tolerancia, excepto en los primeros meses de establecida la plantación (Pérez, 1996). La plaga es además regulada en campo por *Stethorus picipes* (Casey) (*Coleoptera Coccinellidae*), *Chrysopa cubana* (Hagen) y *Chrysopa exterior* Navas (*Neuroptera Chrysopidae*), *Antracnodax sp.* (*Diptera, Cecidomiidae*), *Scolothrips pallidus* (Beach) (*Thysanoptera Thripidae*), *Amblyseius sundi* (*Acarina Phytoseiidae*).

En 1991, se realizaron numerosos ensayos de efectividad de *B. thuringiensis* Berliner (a 10 l/ha (de un biopreparado con 10<sup>7</sup> esporas/ml; Almaguel *et al.* 1997), sobre la mortalidad y la descendencia de *T. tumidus* y se determinó que este bacilo producía hasta 80 % de mortalidad y hasta 100 % de reducción de la puesta y de los futuros descendientes.

## Conclusiones

1. Se desarrolló sobre la base de los estudios biológicos epidemiológicos y de control de los organismos nocivos de las musáceas y de la reacción de los clones a hongos y nemátodos un programa de manejo integrado de plagas en el cultivo del plátano que ha tenido un fuerte impacto en términos de la reducción de los costos de protección y de la contaminación ambiental. Se han establecido sistemas de monitoreo de la velocidad de desarrollo, las poblaciones y los daños de Sigatoka negra, picudo y nemátodos en el cultivo que permiten un manejo de plagas racionalmente fundamentado y la ejecución de las medidas de control en el momento más idóneo.
2. El manejo de Sigatoka negra en bananos Cavendish y clones susceptibles se hace bajo un programa de manejo integrado basado en medidas culturales, pronóstico de tratamientos y uso de fungicidas sistémicos lo que ha permitido

una reducción de los tratamientos y costos de aproximadamente un 40% en los últimos cinco años. Al mismo tiempo, se han introducido clones híbridos tetraploides con resistencia parcial a Sigatoka negra y buen comportamiento agronómico y resistencia a los nemátodos, lo que ha permitido una drástica reducción de los costos de protección.

3. La introducción masiva del uso de vitroplantas indexadas contra bacterias y virus para el establecimiento de nuevas plantaciones ha permitido disminuir la incidencia de plagas transmitidas por la semilla como son *P. chrysanthemi* y el CMV así como los niveles de incidencia y severidad de los ataques de picudo negro y nemátodos.
4. La realización de medidas de manejo agronómico y saneamiento para disminuir la población de organismos nocivos del cultivo y/o hacer las condiciones ambientales y de crecimiento más desfavorables a su desarrollo, son imprescindibles para poder llevar a cabo medidas de lucha eficientes y eliminar la dependencia del uso exclusivo de agroquímicos. Estas tienen un efecto evidente sobre casi todas las plagas que afectan el cultivo.
5. Se ha producido un desarrollo importante de la lucha biológica para el control de plagas y enfermedades en musáceas. La aplicación masiva de entomopatógenos ha permitido sustituir casi totalmente la utilización de insecticidas para el control del picudo. *B. thuringensis* Kurstaki para el control de nemátodos ha sido ya aplicado a áreas extensas de cultivo en algunas zonas del país. Dos nuevas bacterias están en desarrollo para incorporarlas a la estrategia de manejo en enfermedades de postcosecha y el control de nemátodos. Sin embargo, se requiere lograr el desarrollo de formulados concentrados para poder disminuir y hacer más viable la utilización de estos. Se identificó la acarofauna beneficiosa para la regulación de las poblaciones de ácaros y se han identificado biocontroles para el manejo de las pudriciones de postcosecha en el cultivo.
6. El manejo integrado de plagas constituye el único enfoque económico y ecológicamente sostenible de producción de bananos y plátanos a mediano y largo plazo. Sin embargo, se deben localizar esfuerzos y recursos para mejorar la transferencia de estos métodos a los productores. Igualmente se requiere perfeccionar tecnologías de reproducción masiva y conservación de los enemigos naturales en el contexto de las bananeras. Los resultados aquí expresados han sido masivamente introducidos a la práctica agrícola en Cuba o se encuentran en fase de introducción y tienen un fuerte impacto ambiental (debido a la importante disminución del uso de agroquímicos que se vierten al medio) y social debido a que permiten la producción de musáceas aún entre productores de pocos recursos. Los resultados además permiten establecer las bases para la protección de plantas para la producción orgánica de musáceas que tiene una gran demanda internacional y buenos precios de comercialización.

## Bibliografía

- Arnold, G., 1987. Lista de hongos fitopatógenos de Cuba. Editorial Científico Técnica. Ciudad de la Habana. 207 Pp.
- Almaguel, L., González, N.; Fernández-Larrea, O., Massó, E., Roselló, B., Márquez, M. E. 1994. *Bacillus thuringiensis* Berliner (cepa LBt-13) para el control del ácaro *Tetranychus tumidus* Banks en plátano. V Seminario de Acarología. III Simposio de Zoología. Palacio de las Convenciones. C. Habana. p. 57. 1994.
- Alvarez, J. M., 1997. Introducción multiplicación y evaluación de los clones de la FHIA en Cuba. *INFOMUSA* 6 (2): 10 - 14.
- Alvarez, R. P., 1996. *Elementos para el manejo integrado del ácaro rojo Tetranychus tumidus* Banks (Acarina: *Tetranychidae*). Tesis presentada para opción al grado de Dr. en Ciencias Agrícolas. Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal. Ciudad de la Habana, Cuba.
- Batlle, A. y Pérez, L., 1999. Grupos de compatibilidad vegetativa de las poblaciones de *Fusarium oxysporum f.sp. cubense* presentes en Cuba. *INFOMUSA*. 8 (1): 22-23.
- Batlle, A. y Pérez, L., 2001. Especies de hongos endofíticos asociados a la necrosis de las raíces en plantaciones de bananos y plátanos de Cuba. *INFOMUSA* 11(1): 23-25.
- Blanco, E. 2003. Encuesta de pseudocóccidos de Cuba. Resultados del período 2001-2002. *Revista Fitosanidad* . 3:
- Bruner, S.C., Scaramuzza, L.C. y Otero, A. R., 1975. Catálogo de los insectos que atacan a las plantas económicas de Cuba. Editorial ACC. 2da Edición. 399 pp.
- Bureau, E. and Ganry, J., 1987. Climatic forecasting system to control banana Sigatoka (*Mycosphaerella musicola*), using sterol biosynthesis inhibiting fungicides. *Fruits* 42 (4): 199 - 205.
- Castiñeiras, A., Calderón, A. y Ponce, E., 1991. Control biológico de *Cosmopolites sordidus* (Germ.) con *Beauveria bassiana* (Balls) Vuill. *Revista de Protección Vegetal*. 7 (1): 13 -16.
- Castiñeiras, A., Calderón, A. y Ponce, E., 1992. Control biológico de *Cosmopolites sordidus* (Germ.) con *Metarhizium anisopliae* (Metsch) Sor. *Revista de Protección Vegetal*. 6 (2-3): 102 -106.
- Castro, M., y Ezavín, M., 1992. Diagnóstico del virus del mosaico del pepino en el cultivo del plátano mediante la técnica ELISA-Indirecto. VII FORUM de Ciencia y Técnica. INISAV.
- Cook, M.T., 1939. Enfermedades de las plantas económicas de las Antillas. Universidad de Puerto Rico
- De la Rosa, Julia y López, A. C., 1986. *Scolothrips pallidus* (Beach): un nuevo depredador del ácaro rojo *Tetranychus tumidus* Banks en Cuba. *Ciencia y Técnica en la Agricultura. Serie Prot. Plantas*, 9 (3): 12-13.
- Fernández, E. y Pérez, M., 1996. Los nemátodos en el cultivo del banano y su manejo. En Curso Internacional de Sanidad Vegetal en los cultivos de Banano y plátanos. Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal. Ministerio de Agricultura. 24 -28 febrero. C. Habana.
- Fernández, E. y Acosta, O., 1999. Optimización del uso de *Paecilomyces lilacinus* en vitroplantas de banano como biocontrol de nemátodos. (Informe INISAV no publicado).
- Fonseca, J. 2000. Manejo integrado de plagas en plátanos en la Caney del Sitio, Palma Soriano. Forum Tecnológico de Sanidad Vegetal en la Provincia de Santiago de Cuba.
- Fouré, E., 1988. Stratégies de lutte contre la Cercospora noire des bananiers et des plantains provoqué par *Mycosphaerella fijiensis* Morelet. L'avertissement biologique au Cameroun. Evaluation des possibilités de amélioration. *Fruits* 43 (5): 269 - 274.
- Ganry, J. et Meyer, J.P., 1972a. La lutte contrôlée contre le Cercospora aux Antilles. Application de techniques d'observation et numération de la maladie. *Fruits* 27 (10): 659 - 672.
- Ganry, J. et Meyer, J.P., 1972b. La lutte contrôlée contre le Cercospora aux Antilles. Bases climatiques de l'avertissement. *Fruits* 27 (10): 671 - 680.
- González, J. B., Ventura, J.C., Rodríguez, S., González, J.R. y Jacobino, M., 1997. Algunas consideraciones sobre el comportamiento de clones frente a nemátodos en Cuba. *INFOMUSA* 6(2): 32 -34.

- González, G., 1996. Diagnóstico de fitopatógenos y el control de la calidad fitosanitaria de las vitroplantas de plátano en Cuba. Curso Internacional de Sanidad Vegetal en los Cultivos de Banano y Plátano. 24 - 28 de febrero de 1996. INISAV. Ciudad de la Habana 24 - 28 de febrero de 1996. 6 pp.
- González, G., Font, C., Miranda, E. y Blanco, E., 2002. *Planococcus minor* (Markell), vector del virus estriado del plátano (BSV). Fitosanidad.6 (2): 47- 48.
- Greene, C. L. and Goos, R. D., 1963. Fungi associated with crown rot of boxed bananas. *Phytopathology*, 53: 271 - 275.
- Hernández, A. y Pérez, L., 2002. Reacción de clones de banano y plátano a la Sigatoka negra causada por *Mycosphaerella fijiensis* Morelet en Cuba: componentes epidemiológicos de la resistencia. Fitosanidad 5 (3): 9-15.
- Hernández, R.J., Herrera, L., Pichardo T., Alvarado, Y., 2001. Diagnóstico de *Erwinia chrysanthemi* Burk *et al.*, en el proceso de micropropagación in vitro del plátano (*Musa* spp.). Centro Agrícola, 28 (1): 62-68.
- Johnston, J.R., 1915. La enfermedad del plátano en Cuba. Estación Experimental Agronómica. Circ. 47, 13 pp.
- Jones, D.R., 1993. INIBAP Crop Protection Coordinator. Caribbean Mission Report May 15 - June 2. 30 pp.
- Jones, D.R., 2000. Cordana leaf spot. In: Diseases of Bananas Abaca and Ensete, Jones D.R., Ed. CABI Publishing, Wallingford, 544 pp.
- López, M., Fernández, E., y Sosa, L., 1992. Determinación del efecto de los filtrados de *Paecilomyces lilacinus* (Thom) Samson sobre ootecas del nemátodo *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood. *Rev. Protección Vegetal* 7: 191 - 194.
- López, M., 1995. Paecisav: un novedoso nematocida biológico para el control de nemátodos fitoparásitos. Memoria III Encuentro Nacional Científico - Técnico de Bioplaguicidas. 11 - 12 Octubre/95. Ciudad Habana p. 4
- Mena, J., Vázquez, R., Fernández, M., Pérez, L., Mencho, J.D., García, M., Pimentel, E., López, A., Zaldúa, Z., García, R., Coego, A., Somontes, D., Morán, R. and de la Riva, G., 1997. Two new reports on bacterial with high nematocidal activity. XXIX Annual Meeting of the Tropical America Nematologist Organization.
- Mena, J., Vázquez, R., Fernández, M., Pérez, L., García, M., Pimentel, E., Mencho, J.D., Zaldúa, Z., García, R., Somontes, D., Maríam, R., 1996. Empleo de *Bacillus thuringiensis* var. *Kurstaki* para el control de *Meloidogyne incognita* y *R. similis*. *Centro Agrícola* 23 (1-3): 31- 38.
- Mendoza, F. y Gómez, J., 1982. Principales insectos que atacan a las plantas económicas de Cuba. Editorial Pueblo y Educación de la Habana. 304 pp.
- Meredith, D.S., 1971. Transport and storage disease of bananas: biology and control. *Tropical Agriculture* 48 (1): 413 - 421.
- Pérez, J.A., García, O., y Fernández, E., 1984. Distribución de los principales nemátodos parásitos del plátano en Cuba. *Ciencia y Técnica en la Agricultura. Serie Prot. de Plantas* 7 (1): 27 - 58.
- Pérez, L., 1978a. Control de *Mycosphaerella musicola* (Sigatoka) con aceite y mezclas de fungicidas en aceite mineral. *Agrotecnia de Cuba* 10 (1): 83 - 94.
- Pérez, L., 1978b. Control de *Mycosphaerella musicola* (Sigatoka) con aceite y mezclas de fungicidas sistémicos en aceite mineral. *Agrotecnia de Cuba* 10 (1): 95 - 104.
- Pérez, L., 1980. Morfología, distribución, aspectos bioecológicos y lucha contra *Mycosphaerella musicola* Leach, agente causal de la Sigatoka de los plátanos. Tesis para aspirar al título de Doctor en Ciencias Agrícolas. Instituto Superior de Ciencias Agropecuarias de la Habana.
- Pérez, L., 1982a. Epifitología de la mancha de la hoja del plátano causada por *Mycosphaerella musicola*. Factores que influyen en el período de incubación y el desarrollo de la enfermedad en Cuba. *Agrotecnia de Cuba* 15 (1): 56 - 64
- Pérez, L., 1982b. Programa de lucha integrada contra *Mycosphaerella musicola* agente causal de la Sigatoka en los plátanos. *Ciencia y Técnica en la Agricultura. Serie Prot. de Plantas (suplemento):* 79 - 91

- Pérez, L., 1989. Sistema de pronóstico climático fenológico de los tratamientos contra la mancha de la hoja (Sigatoka) causada por *Mycosphaerella musicola* en plátano fruta (*Musa acuminata* AAA). Agrotecnia de Cuba 21 (2): 35 - 46.
- Pérez, L. 1996. Manual para el manejo integrado de Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) y Sigatoka amarilla (*Mycosphaerella musicola* Leach ex Mulder) en banano y plátano. Proyecto FAO - Ministerio de Agricultura. TCP/CUB/4454.
- Pérez, L., 1998 a. Black Sigatoka disease control in banana and plantains plantations in Cuba. Management of the disease based on an integrated approach. INFOMUSA. Vol. 7 (1): 27-30.
- Pérez, L., 1998b. Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) de bananos y plátanos (*Musa spp.*) en Cuba. Biología, epidemiología y manejo integrado. Memorias del Simposio Internacional sobre Sigatoka negra. Manzanillo, Colima, México. 8 -10 de julio de 1998. 24 - 52 pp.
- Pérez, L., Torres, C., Delgado, M. y Mauri, F., 1981. Resistencia de diferentes clones de plátano a la Sigatoka causada por *Mycosphaerella musicola* Leach. Agrotecnia de Cuba 13 (2): 51 - 66
- Pérez, L., Hoa, V.T. y Mauri, F., 1983. Lucha contra *Mycosphaerella musicola*, agente causal de la Sigatoka en el plátano con fungicidas sistémicos derivados de triazol. Ciencia y Técnica en la Agricultura. Serie Prot. de Plantas 8 (4): 87 - 98.
- Pérez, L., Papoian, F., García, R., y Rivero, T., 1989. La punta negra de los plátanos (*Musa sp.* AAB), causada por *Deightonella torulosa*. I. Daños y lucha contra la enfermedad. Agrotecnia de Cuba 21 (1): 101- 106.
- Pérez, L., Sáenz, M., Mauri, F. y López, M. O., 1990. La pudrición de la corona de bananos y plátanos en Cuba: etiología, epidemiología y control. INISAV.
- Pérez, L., Mauri, F., Barranco, B. and García, G., 1993. Efficacy of EBI's fungicides in the control of *Mycosphaerella fijiensis* Morelet of bananas and plantains with treatments based on stage of evolution of the disease (biological warnings) in Cuba. Proceedings VII International Congress of Plant Pathology. Montreal, Jul 28 - Ago 5.
- Pérez, L. and Mauri, F., 1994. Efficacy of EBI fungicides on the control of Sigatoka disease of bananas caused by *Mycosphaerella musicola* Leach ex Mulder in Cuba. International Journal of Pest Management 40 (1): 1- 5.
- Pérez, L., Hernández, A. and Porras, A., 1999 a. Integrated Black Sigatoka management of banana and plantains in Cuba. In Abstracts of papers at the XIVth International Congress of Plant Protection. Jerusalem, Israel. July 25 - 30.
- Pérez, L., Hernández, A., and Rosón, C., 1999 b. Azoxystrobin a new alternative in the control of Black Sigatoka and crown rot diseases of bananas and plantains in Cuba. In: Abstracts of papers at the XIVth. International Congress of Plant Protection. Jerusalem, Israel. July 25 - 30
- Pérez, L. and Hernández, A., 1999c. Reaction of Black Sigatoka resistant FHIA hybrids to *Fusarium pallidoroseum* and *Colletotrichum musae* causal agents of crown rot and anthracnose diseases of bananas. In Abstracts of papers at the XIVth International Congress of Plant Protection. Jerusalem, Israel. July 25 - 30.
- Pérez, L., Mauri, F., Hernández, A., Abreu, E. y Porras, A., 2000 a. Epidemiología de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) en Cuba. Pronóstico bio-climático de los tratamientos en bananos (*Musa acuminata* AAA). Revista Mexicana de Fitopatología 18 (1): 15 - 26.
- Pérez, L., Hernández, A. y Porras, A., 2000b. Epidemiología de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) en Cuba. Pronóstico bio-climático de los tratamientos en plátanos (*Musa spp.* AAB). Revista Mexicana de Fitopatología 18, 27 - 35.
- Pérez, L., Batlle, A., Hernández, A., Trujillo, R., Alvarez, C. y Méndez, A., 2000c. Evolución de la sensibilidad a fungicidas de las poblaciones de *Mycosphaerella fijiensis* Morelet en banano en Cuba. Memorias de la ACORBAT 2000, 31 de Julio al 4 de agosto, San Juan, Puerto Rico.
- Pérez, L., Sáenz, M., Milanés, M. y López, M.O., 2001a. Pudrición de la corona de los bananos en Cuba. Etiología y dinámica de las especies de hongos asociadas. Revista de Fitosanidad, 5 (4): 15-20

- Pérez, L., Mauri, F. y Sáenz, M., 2001 b. Control de la pudrición de la corona de los bananos en Cuba. I. Eficacia de benzimidazoles, imidazoles y triazoles. *Fitosanidad* 5 (4): 31-38.
- Pérez, L., Hernández, A. y Rozón, C., 2001c. Control de la pudrición de la corona de los bananos en Cuba. II. Eficacia de estrobilurinas. *Fitosanidad*
- Pérez, L., Hernández, A., Hernández, L., and Pérez, M., 2002a. Effect of trifloxystrobin and azoxystrobin on the control of black Sigatoka (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) on banana and plantains. *Crop Protection* 21, 17-23
- Pérez, L., Alvarez, J.M., and Pérez, M., 2002b. Economic impact and management of black leaf streak disease in Cuba. In: *Mycosphaerella* leaf spot diseases of bananas: present status and outlook. Proceedings of the 2<sup>nd</sup> International Workshop on *Mycosphaerella* leaf spots diseases held at San José Costa Rica. Ed. Jacome, L., Lepoivre, P., Marín, D., Ortiz, R., Romero, R. and Escalant, J.V. Pp. 71-84.
- Pérez, L y Pérez, M., 2002. Peca de la hoja de los plátanos por *Ramichloridium musae* Stahel ex de Hoog: Primer informe en Cuba. *Fitosanidad* 6 (1): 11-13
- Porras, A. y Pérez, L., 1997. Efecto de la temperatura en el crecimiento de los tubos germinativos de las ascósporas de *Mycosphaerella spp.* causantes de Sigatoka en plátanos. Cálculo de las sumas de velocidades de desarrollo para el pronóstico de los tratamientos a partir de la temperatura máxima y mínima diarias en Cuba. *INFOMUSA*, Vol. 6 (2): 27-31.
- Rivera, N., 1978. Estudio comparativo de dos nuevas enfermedades bacterianas en áreas plataneras de Cuba. *Cuba* 10 (2): 35-44.
- Rivera, N., García, A. y Gil, C., 1980 a. Caracterización patotípica de aislamientos de *Erwinia chrysanthemi* procedentes de plátano y maíz. *Ciencia y Técnica en la Agricultura. Serie Protección de Plantas*, 3 (2-3): 47-60.
- Rivera, N., Albornoz, A., García, A., Abón, L. y Martínez, N., 1980 b. Bioecología, incidencia y control mediante medidas agrotécnicas de la bacteria *Erwinia chrysanthemi*. Informe final de investigación. Archivo INISAV, 42p.
- Rivera, N., y García, A., 1981. Distribución en Cuba de la pudrición acuosa delseudotallo del plátano causada por *Erwinia chrysanthemi*. *Ciencia y Técnica en la Agricultura. Serie Protección de Plantas* 4 (2-3) 89-96.
- Rivera, N., Albornoz A. y Gil C. 1983. Estudio de la sobrevivencia de *Erwinia chrysanthemi* pv *paradisica* en suelos. *Ciencia y Técnica en la Agricultura. Serie Protección de Plantas* 6 (2):71-82.
- Rivera, N. y Ezavín, M., 1989. Necrosis del corno del plátano causada por *Erwinia chrysanthemi*. *Ciencia y Técnica en la Agricultura. Serie Protección de Plantas*. 12 (2): 59-70.
- Rivera, N. y Larrinaga, L., 1990. OVM, medio semiselectivo para aislar *Erwinia chrysanthemi* Burk. *et al.* de Plátano. II Seminario Científico Internacional de Sanidad Vegetal, 10-14 de abril, La Habana, Cuba.
- Rivera N., Peña, L., Batista, L., Coronado, F. y Larrinaga, L., 1990. Aplicación de ELISA - DAS para el diagnóstico de *Erwinia chrysanthemi* Burk. *et al* en plátano. Informe final de Investigación. Archivo, INISAV (no publicado).
- Fernández-Roseñada, M., 1973. Catálogo de enfermedades de plantas cubanas. Academia de Ciencias de Cuba. Serie Agrícola No. 27. La Habana 78pp.
- Rowe, P., 1998. Latest developments in the FHIA banana and plantain breeding program: Bred hybrids are now being grown commercially. Memorias del Seminario Internacional sobre Producción de Plátano. Armenia Quindío Colombia. 4-8 de mayo de 1998.
- Shillingford, C.A., 1970. Banana fruit rot control in Jamaica. *PANS* 16, 69 - 75.
- Slabaugh, W.R. and Grove, M.D., 1982. Postharvest diseases of bananas and their control. *Plant Disease* 66 (8): 747 - 750.
- Smith, E.F., 1910. A Cuban banana disease Science, (Abstract) N.S. 31: 754 - 755.
- Stover, R.H., 1972. Banana, plantain and abaca diseases. Commonwealth Mycological Institute. CAB, Kew, 316 Pp.
- Vidal A. 1992. Sigatoka negra en Cuba. En nuevos focos de plagas y enfermedades. Boletín Fitosanitario de la FAO 40: (1 - 2).
- Wardlaw C. W. 1972. Banana diseases including Abaca. 2nd Edition. Editorial Longsman England. 878 Pp.

# Altas densidades de siembra en plátano, una alternativa rentable y sostenible de producción

Sylvio Belalcázar C.<sup>1</sup>, Franklin E. Rosales<sup>1</sup> y José Espinosa M.<sup>2</sup>

## RESUMEN

El plátano (*Musa AAB Simmonds*), es un alimento indispensable y económico, cuya planta crece en las regiones tropicales y subtropicales de América Latina. Su consumo se ha incrementado constantemente en los últimos años. El crecimiento de la población y la consecuente demanda por más alimentos, ha fomentado la investigación de métodos innovativos de producción, que permitan alcanzar producciones sostenibles altas. La siembra de altas densidades de población puede incrementar significativamente la producción por unidad de área. Trabajos de investigación realizados en los últimos años han registrado incrementos por encima del 300%, cuando las densidades de siembra fueron incrementadas de las tradicionales 1.000 plantas/ha a 3.000 plantas/ha. Un beneficio adicional de la siembra de altas densidades de población, es la baja incidencia de las Sigatokas amarilla (*Mycosphaerella musicola*) y negra (*Mycosphaerella fijiensis*), dos de las más importantes enfermedades que afectan al cultivo. Las altas densidades de población incrementan la duración del ciclo vegetativo y reducen el peso de los racimos, pero los efectos negativos sobre estos dos factores son superados por el alto número de racimos cosechados por unidad de área. Estos resultados han atraído la atención de agricultores, personal de los Servicios de Extensión e Investigación en varios países de América Latina. El Instituto Colombiano Agropecuario, ICA, inició en 1985 el Programa de Investigación en Altas Densidades, el cual fue continuado por Corpoica. A continuación se discuten algunos de los resultados de este programa.

## Importancia económica

Para hacer un uso más apropiado de la tierra y para aumentar la rentabilidad de los cultivos, el hombre ha recurrido al empleo de prácticas agronómicas y/o cultivares altamente productivos. Para el caso del cultivo del plátano se presenta una nueva alternativa, la cual hace relación a la siembra de altas densidades de población a un solo ciclo de producción, mediante la siembra de una, dos o tres plantas por sitio, bajo una misma o diferentes distancias de siembra.

<sup>1</sup> INIBAP-LAC : Investigador Asociado Honorario y Coordinador Regional, respectivamente. P.O. Box 60-7170. Turrialba, Costa Rica. inibap@catie.ac.cr

<sup>2</sup> Coordinador Regional INPOFOS. Casilla 17-17-980 Quito, Ecuador. jespinosa@inpofofos.org

Esta modalidad induce a manejar el plátano como un cultivo anual, de tal manera que una vez efectuada la recolección del primer ciclo de producción, se proceda a eliminar la plantación y a establecer en la misma área una nueva siembra. Si bien es cierto que, respecto a las explotaciones tradicionales, este sistema modifica cualitativa y cuantitativamente los parámetros de crecimiento y desarrollo, ello se compensa con los altos rendimientos que pueden ser incrementados hasta en 100%.

## Ventajas económicas

El sistema de altas densidades, con manejo de las unidades productivas a un solo ciclo productivo, podría constituirse en una alternativa bastante rentable, por cuanto ofrece al agricultor las siguientes ventajas :

- Mayor rentabilidad por hectárea, como resultado del incremento de los rendimientos, que dependiendo de la densidad utilizada, puede ser hasta de 100%.
- Mayor eficiencia y aprovechamiento de los factores de producción relacionados con tierra, trabajo y capital, mediante uso más apropiado de la tierra y la mano de obra.
- Reducción de costos de producción como consecuencia de la disminución de la mano de obra y el uso de insumos agrícolas.
- Incremento de la rentabilidad mediante la programación escalonada de la siembra para recolección del producto en épocas de mayor demanda y costo.
- Incremento de los ingresos por la gran cantidad de colinos o hijos producidos, cuyos cormos pueden utilizarse como semillas de óptima calidad (hasta 15.000 cormos/ha).
- Reducción de la incidencia y severidad del ataque de las Sigatokas (Amarilla y Negra), como resultado de la modificación de algunas condiciones ambientales dentro de la plantación, principalmente la humedad relativa y la temperatura, que afectan entre otros aspectos la presencia de agua de condensación, indispensable para la germinación de las conidias, al igual que una menor cantidad de luz, que hace que se disminuya la toxicidad del Cercosporín, toxina fotosensible producida por el género *Cercospora*, cuya toxicidad se incrementa en presencia de la luz.

## Densidad poblacional

Uno de los aspectos técnicos que más ha evolucionado en la explotación del cultivo de plátano en Colombia, es el relacionado con el incremento en la densidad poblacional, que de más de 250 plantas/ha pasó a 1.000 plantas/ha ; sin embargo, esta mayor densidad sigue considerándose como muy poco rentable por los bajos rendimientos y los costos altos que demanda el manejo de enfermedades, plagas y malezas, los cuales, con la alternativa de altas densidades, se pueden reducir considerablemente y los rendimientos pueden ser superados hasta en 100%.

La elección del productor por una determinada densidad de población a sembrar, como se anotó previamente, está estrechamente relacionada con el sistema de comercialización del producto. Cuando ésta se realiza por el sistema de racimo, la siembra de altas densidades no presenta ninguna clase de limitación, puesto que los pesos de los racimos cosechados superan a los producidos con densidades tradicionales. Incluso cuando el producto es para mercados

especializados, la población podría incrementarse hasta 2.500 plantas/ha, utilizándose distancias de 2,0 x 2,0 m, plantando una semilla por sitio, o bien 4,0 x 2,0 m con dos semillas por sitio.

Los resultados de investigaciones muestran que el incremento de la densidad poblacional tiene influencia sobre el crecimiento, desarrollo y rendimiento del cultivo (Cuadros 1 y 2). El efecto de ampliación del ciclo vegetativo, cuya mayor diferencia es de 2,5 meses, pueden considerarse como relativo, en razón a que los rendimientos obtenidos los contrarrestan y superan, bajo cualquier clase de consideración y análisis, en razón a que para el productor se justifica esperar 2,5 a 4,5 meses para recolectar el producto, a cambio de beneficiarse del rendimiento de 40,5 y 51,8 t/ha, correspondientes a la siembra de 3332 y 4998 plantas/ha, respectivamente, en comparación con poblaciones de 1666 plantas/ha, que alcanzan un rendimiento de 23,2 t/ha.

**Cuadro 1. Efectos de las distancias y densidades de siembra sobre el crecimiento, desarrollo y producción durante tres ciclos de producción del clon de plátano Dominico - Hartón (*Musa AAB Simonds*).**

Distancia de Siembra(m) (plantas/sitio)	Plantas (ha)	Ciclos de Producción	Altura Planta (m)	Perímetroseudotallo* (cm)	Ciclo vegetativo (meses)	Peso racimo (kg)	Racimos cosechados (%)	Rendimiento calculado (t/ha)
3,3 x 2,0 (Una)	1500	1	3,6	58	16,2	16,4	90	22,4
		2	4,8	69	26,2	20,1	63	19,2
		3	5,0	70	37,5	19,4	60	17,6
3,3 x 2,0 (Dos)	3000	1	3,9	61	18,3	15,7	85	40,5
		2	5,0	61	34,7	14,8	55	24,7
		3	5,1	61	48,2	14,1	41	17,6
5,0 x 2,0 (Una)	1000	1	3,4	67	16,0	16,5	91	15,0
		2	4,7	73	24,7	20,5	84	17,2
		3	4,9	72	35,0	20,3	62	12,6
5,0 x 2,0 (Dos)	2000	1	3,7	59	17,6	16,0	84	26,8
		2	4,9	67	30,8	19,3	81	23,3
		3	5,1	68,0	44,6	16,7	66	22,1
5,0 x 4,0 (Dos)	1000	1	3,5	59	17,2	16,3	100	16,3
		2	4,7	71	26,8	20,2	97	19,5
		3	4,9	69	37,0	20,7	66	13,7
5,0 x 4,0 (Tres)	1500	1	3,7	61	18,4	17,8	93	24,8
		2	4,9	69	30,4	21,5	80	25,8
		3	5,0	73	42,8	18,5	66	18,8

\*A un metro de la superficie del suelo.

**Cuadro 2. Influencia de las densidades de siembra sobre el crecimiento, desarrollo y rendimiento del clon de plátano Dominicó - Hartón (*Musa* AAB Simonds).**

<b>Distancia siembra (m) (plantas / sitio)</b>	<b>Plantas (ha)</b>	<b>Altura planta (m)</b>	<b>Perímetroseudotallo* (cm)</b>	<b>Ciclo vegetativo (meses)</b>	<b>Rendimiento calculado (t/ha)</b>	<b>Plantas cosechadas (%)</b>
3,0 x 2,0 (Una)	1666	3,5	49	15,5	23,2	93
3,0 x 2,0 (Dos)	3332	4,2	50	18,0	40,5	85
3,0 x 2,0 (Tres)	4998	4,3	51	20,0	51,8	78

\*A un metro de la superficie del suelo.

La disminución del porcentaje de plantas cosechadas está relacionada con : inapropiado proceso de siembra, ataque de enfermedades y plagas y podría atribuirse, además, a plantas con problemas en su proceso de crecimiento inicial, derivado de siembra en un mismo hoyo de semillas de diferente tamaño o retardo en su proceso de brotación, las cuales es mejor eliminarlas a edad temprana, para así evitar su competencia por luz, agua y nutrientes, que dejarlas para que entren a formar parte de la cosecha tardía o residual, la cual dificultaría o alteraría la programación de la nueva siembra, cuando se implementa el sistema de producción : plátano-relevo-plátano. A pesar de esta problemática, común a cualquier sistema o densidad poblacional, la siembra en altas densidades, con dos y tres plantas por sitio, es superior en rendimientos a la de una planta por sitio.

## Distancias de siembra

En el sistema de altas densidades, es fundamental el conocimiento sobre los arreglos correspondientes a las distancias de siembra, por cuanto pueden permitir plantar una misma densidad de población utilizando, para una misma distancia, dos a tres plantas por sitio o bien utilizando una planta por sitio para una distancia de siembra determinada. Un ejemplo al respecto podría ser el correspondiente a la densidad de 2500 plantas/ha, que puede obtenerse sembrando dos plantas por sitio a 4,0 x 2,0 m o una planta por sitio a 2,0 x 2,0 m. Los estudios realizados para definir los arreglos más apropiados y rentables en cuanto a distancia y densidad poblacional, se muestran en la Cuadro 3, según el cual las distancias y poblaciones consideradas no alteran en forma significativa el crecimiento y desarrollo, pero sí la producción. El peso del racimo se incrementa paulatinamente con el aumento de la distancia de siembra, correspondiendo el mayor peso de racimo a la mayor distancia de siembra ; sin embargo, los rendimientos no registran la anterior relación de correspondencia y, aparentemente, están influenciados por el porcentaje de plantas cosechadas. De todas maneras, para dichas distancias, la densidad de población más apropiada y rentable, sembrando dos plantas por sitio no debe superar las 3332 plantas/ha.

**Cuadro 3. Efecto de la distancia de siembra sobre los parámetros de crecimiento, desarrollo y producción del clon de plátano Dominicó - Hartón (*Musa AAB Simonds*).**

Plantas / ha	Altura planta (m)	Perímetroseudotallo* (cm)	Hojas emitidas	Duración ciclo vegetativo (meses)	Peso racimo (kg)	Rendimiento (t/ha)	Plantas cosechadas No.	%
3006	4,3	62	37,5	17	15,3	30,6	2074	69
3482	4,2	58	37,5	18	14,5	32,8	2333	67
3717	4,4	59	37,2	18	14,2	33,1	2379	64
4056	4,6	58	37,1	18	13,1	32,5	2555	63

A pesar de la gran bondad y ventajas económicas que ofrece este sistema de siembra, su adopción por parte de los productores afronta problemas relacionados con el tradicionalismo en la aplicación de ciertas prácticas agronómicas y el mercadeo del producto, entre otras, las cuales inducen a buscar otras alternativas, como la de sembrar altas densidades recurriendo para ello a distancia de siembras cortas utilizando únicamente una semilla por sitio, esto con el fin de obviar la práctica de poda de emparejamiento. Las investigaciones desarrolladas con este propósito indican que al utilizar distancias de siembra que varían de 2,0 x 1,25 a 2,5 x 2,0 m y poblaciones que fluctúan entre 2000 y 4000 plantas/ha, estas no afectan la altura de la planta, el perímetro delseudotallo y el número de hojas emitidas (Cuadro 4). En el caso de la duración del ciclo vegetativo, estos resultados confirman que su duración se incrementa paulatinamente con el aumento de la población, de tal manera que el ciclo más corto (16,6 meses), lo registra la densidad de 2000 plantas/ha y el más largo (18,1 meses), la población de 4000 plantas/ha.

**Cuadro 4. Efecto de la densidad de población sobre los parámetros de crecimiento, desarrollo y producción en el clon de plátano Dominicó - Hartón (*Musa AAB Simonds*).**

Distancia siembra (m)	Densidad poblacional (plantas / ha)	Altura planta (m)	Perímetroseudotallo (cm)	Hojas emitidas	Duración ciclo vegetativo (meses)	Frutos por racimos	Peso racimo (kg)
2,5 x 1,00	4000	3,8	51	38	17,24	46	15,0
2,5 x 1,25	3200	3,5	50	37	17,03	45	15,7
2,5 x 1,50	2666	3,5	50	38	17,46	43	16,0
2,5 x 1,75	2286	3,5	50	38	17,57	47	16,3
2,5 x 2,00	2001	3,7	55	38	16,61	50	16,0
2,5 x 2,00*	4009	3,5	54	37	17,57	49	15,7
2,0 x 1,25	4000	3,6	48	38	18,18	47	15,7
2,0 x 1,50	3333	3,6	52	38	16,92	45	15,3
2,0 x 1,75	2857	3,7	51	37	17,35	50	14,7
2,0 x 2,0	2500	3,5	51	38	17,57	48	15,3

\*Dos plantas por sitio.

El número de frutos y el peso del racimo no son afectados significativamente por la densidad de siembra, lo cual está indicando que existen alternativas válidas para el manejo de poblaciones y distancias de siembra.

## Número de colinos por unidad productiva

Los resultados de las investigaciones adelantadas para determinar el número más apropiado y económico de semillas que podrían sembrarse por cada hoyo o unidad productiva, se registran en la Cuadro 5, los cuales muestran que este no debe superar las tres plantas por cada unidad productiva, con el cual, a pesar de que solo se cosecha el 70% de las plantas sembradas, se obtiene el mayor rendimiento (39,3% t/ha).

Cuadro 5. Efecto del número de plantas por unidad productiva sobre los parámetros de crecimiento, desarrollo y producción en el clon de plátano Dominico - Hartón.

Plantas por unidad productiva	Altura planta (m)	Perímetroseudotallo (cm)	Hojas emitidas	Duración ciclo vegetativo (meses)	Peso racimo (kg)	Rendimiento (t/ha)	Plantas cosechadas		3,0	3,0	3,0	3,5
							No.	%	x	x	x	x
1 <sup>a</sup> /	4,0	61	37,1	15,8	17	21,0	1208	88	1111	1333	1666	1428
2	4,0	58	37,4	17,1	15	34,1	2334	84	2222	2666	3332	2856
3	4,5	60	37,0	18,0	14	39,3	2890	70	3333	3999	4998	4264
4	4,6	58	37,6	18,7	13	33,4	2620	48	4444	5332	6664	5712
5	4,6	58	37,5	19,2	13	33,5	2622	39	5555	6665	8330	7140

<sup>a</sup>/plantas por unidad productiva para cada distancia evaluada.

De acuerdo con esta información, al implantar el sistema de altas densidades es antieconómico usar más de tres semillas por sitio, y en caso de hacerlo, desde el momento de la siembra se esperarían pérdidas de plantas cercanas al 50%, además, los rendimientos obtenidos para cuatro semillas por unidad productiva son inferiores al rendimiento obtenido con dos plantas por sitio.

## Época de relevo

La tecnología generada para la siembra y explotación rentable del cultivo del plátano, bajo el concepto de sistemas intensivos, como ya se ha podido apreciar, no solo permite el uso eficiente del recurso tierra sino también un manejo integral de problemas fitosanitarios y de las malezas, con el consecuente efecto en la reducción de costos de producción y el incremento de las utilidades para el agricultor.

Entre otras ventajas que ofrece el sistema, está el de permitir la planificación de la producción bajo un manejo de siembras escalonadas, de tal manera que la finca estaría en un proceso continuo de producción, cuyo volumen de cosecha guardaría relación con el tamaño de la finca y la duración del ciclo vegetativo. Dentro de este sistema de producción : plátano-relevo-plátano, es importante considerar la época en que debe hacerse la nueva siembra, la cual debe realizarse en las calles.

Al respecto, los estudios realizados con poblaciones de 3332 plantas/ha muestran que para la siembra del relevo, no debe esperarse a que en la parcela objeto de esta práctica se haya cosechado la totalidad de las plantas, sino únicamente el 50% de ellas, correspondiendo a esta época de siembra del relevo los mayores pesos de racimo y el rendimiento más alto (Cuadro 6). En el mismo Cuadro puede observarse que la siembra del relevo, en cualquiera de las épocas de floración y cosecha consideradas, afecta el ciclo vegetativo, registrándose una mayor duración en las siembras efectuadas en las tres épocas de floración evaluadas, posiblemente como una consecuencia del sombrero ejercido por las plantas a relevar, efecto que va reduciéndose a medida que transcurre el proceso de recolección de la cosecha. El período del ciclo vegetativo que más se afecta es el de siembra a floración, que varió de 14,5 a 17,9 meses ; más no así el período de llenado y de floración a cosecha, que variaron entre 4,1 y 4,5 meses, lo cual es normal para el clon Dominic-Hartón, cuando se cultiva bajo condiciones de clima medio.

Cuadro 6. Efecto de la época de siembra del relevo sobre las variables de crecimiento, desarrollo y producción en el clon de plátano Dominic - Hartón (*Musa AAB Simonds*).

Época de siembra relevo	Altura planta (m)	Perímetroseudotallo (cm)	Hojas emitidas	Duración ciclo vegetativo relevo (meses)			Peso racimo (kg)	Rendimiento calculado (t/ha)
				Siembra a floración	Floración a cosecha	Siembra a cosecha		
Floración								
50%	3,8	53	38	17,9	4,4	22,3	13,1	34,8
75%	3,8	54	38	16,7	4,1	20,8	13,0	34,7
100%	3,6	52	38	16,7	4,2	20,9	12,6	33,7
Cosecha								
25%	3,7	55	38	15,6	4,5	20,1	13,7	36,6
50%	3,7	55	38	15,7	4,4	20,1	14,1	37,5
75%	3,6	55	38	14,5	4,3	18,8	13,0	34,7
100%	3,7	54	38	15,2	4,2	19,4	12,8	34,2

## Relevo vs. tamaño de semilla

Los estudios sobre la clase de colino y tamaño del cormo a utilizarse como semilla, demostraron que tratándose de un primer ciclo de producción, estos aspectos no tienen ninguna influencia sobre el peso del racimo. Los resultados presentados en la Cuadro 7 indican que para el caso del relevo, el tamaño de la semilla tampoco tiene efecto sobre el peso del racimo, comprobándose, una vez más que las diferencias registradas corresponden al manejo agronómico dado a la plantación y no al tamaño de la semilla utilizada, como tradicionalmente se ha creído. En este estudio el mayor peso de racimo (13,6 kg) y rendimiento más alto (36,3 t/ha) se obtuvieron con semillas con peso comprendido entre 0,5 y 1,0 kg.

**Cuadro 7. Efecto del tamaño de la semilla en el sistema de producción plátano-relevo-plátano, sobre los parámetros de crecimiento, desarrollo y producción del clon de plátano Dominicó - Hartón (*Musa* AAB Simonds).**

Tamaño semilla (kg)	Altura planta (m)	Perímetro seudotallo (cm)	Hojas emitidas	Duración ciclo vegetativo relevo (meses)	Peso racimo (kg)	Rendimiento calculado (t/ha)
0,5 - 1,0	3,7	55	38	20,6	13,6	36,3
1,1 - 2,0	3,6	53	38	20,6	12,9	34,4
2,1 - 3,0	3,8	55	38	19,9	13,1	34,9

## Requisitos tecnológicos

La utilización y el éxito de este sistema de siembra de altas densidades, están sujetos al empleo de las recomendaciones que han generado las investigaciones realizadas para mejorar la producción y rentabilidad del cultivo, las cuales involucran los siguientes aspectos :

### Tamaño de semilla

Las semillas a sembrar por cada hoyo o unidad productiva (dos o tres unidades), deben ser lo más uniformes posible, cuya clasificación por tamaño debe hacerse al momento de la preparación, lo que no solo evita las pérdidas de plantas por la diferencia inicial en su crecimiento y desarrollo, sino que además permite obtener bloques uniformes de plantas de acuerdo a cada tamaño de semilla, lo que posteriormente va a facilitar las labores de recolección y celaduría.

### Poda de emparejamiento

A pesar de utilizarse semilla de tamaño uniforme, pueden presentarse casos en que una o dos plantas, en relación con una tercera, pueden registrar diferencias bastante marcadas en su altura. La experiencia que se tiene en tal sentido muestra que si no se controla dicha diferencia, se corre el riesgo de perder la producción correspondiente a las plantas menos desarrolladas. Por lo tanto, y para tratar de corregir esta diferencia en crecimiento, debe recurrirse a los que se ha denominado como “poda de emparejamiento”. Esta labor, según la conveniencia del caso, puede consistir en la eliminación parcial o total de las hojas emitidas o bien en una poda total de la(s) planta(s) más desarrolladas, mediante un corte del seudotallo practicado a 10 cm sobre la superficie del suelo. La ejecución de esta labor va a favorecer el desarrollo de la(s) planta(s) más pequeña(s), sin efecto adverso alguno sobre la planta “podada”, la cual en poco tiempo igualará a la(s) menos desarrollada(s) y luego, como una consecuencia favorable de esta práctica, todo el conjunto de plantas continuará desarrollándose en forma uniforme.

## Época de poda

La época más apropiada para ejecutar esta labor es cuando las plantas hayan emitido cinco hojas, lo cual para condiciones de clima cálido y medio, ocurre de 30 a 45 días después de la emisión de la primera hoja. Esta práctica tiene como fundamento el hecho de que las 12 primeras hojas emitidas no ejercen ningún efecto desfavorable sobre los parámetros de crecimiento, desarrollo y producción de la planta.

## Bibliografía

- Belacázar C., S. 1991. El cultivo del plátano en el trópico. ICA, Manual de Asistencia Técnica No. 50. Armenia, Colombia. 376 p.
- Belacázar C., S. ; Baena A.M. ; Valencia M., J.A. ; Martínez G., A. 1990. Estudios sobre las densidades de población. p. 63-76. In : Belacázar C., S. *et al.* Generación de tecnología para el cultivo y producción rentable del plátano en la zona cafetera colombiana. Creced Quindío, ICA Armenia, Regional Nueve. (Informe Técnico).
- Belacázar C., S. ; Merchán V., V.M. ; Baena A.M. ; Valencia M., J.A. 1990. Efectos de la época y el grado de defoliación sobre la producción. p. 77-85. In : Belacázar C., S. *et al.* Generación de tecnología para el cultivo y producción rentable del plátano en la zona cafetera colombiana. Creced Quindío, ICA Armenia, Regional Nueve. (Informe Técnico).
- Cardona A., J.H. ; Franco G. ; Belacázar C., S. ; Giraldo C.A. 1991. Validación y ajuste de tecnologías sobre prácticas de siembra y manejo de plantaciones. Instituto Colombiano Agropecuario, ICA, Creced Quindío, Regional Nueve. P. 28. (mimeografiado).
- Daub, M.E. and M. Ehrenshaft. 2000. The photoactivated Cercospora toxin Cercosporin : contributions to plant disease and fundamental biology. *Ann. Rev. Phytopathology* 38 :461-490.
- Herrera M.A. ; Belacázar C., S. ; Valencia M., J.A. ; Baena A.M. 1990. Evaluación de tamaños de semilla. p. 39-52. In : Belacázar C., S. *et al.* Generación de tecnología para el cultivo y producción rentable del plátano en la zona cafetera colombiana. Creced Quindío, ICA Armenia, Regional Nueve. (Informe Técnico).
- Merchán V., V.M. ; Belacázar C., S. 1990. Evaluación y alternativas para el control de Sigatoka amarilla. p. 97-110. In : Belacázar C., S. *et al.* Generación de tecnología para el cultivo y producción rentable del plátano en la zona cafetera colombiana. Creced Quindío, ICA Armenia, Regional Nueve. (Informe Técnico)

# Tecnología de producción con altas densidades en bananos y plátanos en Cuba y avances hacia una producción orgánica

José Manuel Alvarez<sup>1</sup> y Ariel Beltrán<sup>1</sup>

Los plátanos y bananos, constituyen los alimentos más consumidos por la población cubana. Las plantaciones de plátanos y bananos en Cuba, son afectadas periódicamente por fenómenos atmosféricos devastadores: los huracanes e intensas sequías. Dada la situación geográfica en que se encuentra ubicada la isla de Cuba, la hace muy vulnerable al paso de huracanes y tormentas tropicales, que provocan a su paso la destrucción de miles de hectáreas de plátanos y bananos, incrementada en los últimos tres años en los que cuatro huracanes atravesaron el país. Las intensas sequías se han hecho cotidianas, la media nacional de lluvias anuales, no supera los 1200 mm, agrupadas en dos periodos (mayo - Junio ) y (septiembre - octubre) y solo el 23% de las plantaciones con regadío. Por otro lado, los costos de producción se han elevado para el control de Sigatoka Negra y de plagas de raíces y cormos, (nematodos y picudos), causantes de la disminución de los rendimientos y la vida productiva de las plantaciones. Los altos precios de los fertilizantes químicos (cloruro de potasio, urea y superfosfato triple) y del combustible diesel para el bombeo de agua para el riego, gravitan fuertemente en estos costos de producción. Todos estos factores, han hecho que la estrategia del incremento de las producciones de plátanos y bananos se haya basado en plantar anualmente mas del 33% del área total existente dedicada al cultivo, utilizando clones tolerantes a la falta de agua, y resistentes a Sigatoka negra.

El objetivo del trabajo realizado fue, desarrollar una tecnología en condiciones de producción que integra el uso intensivo del suelo y del regadío, la época de siembra, altas densidades de plantas por hectárea, un ciclo de producción, , no insumos químicos y laboreo mínimo, para obtener altos rendimientos y una sensible disminución de los costos de producción. Se estudiaron tres densidades diferentes para los plátanos: 3333, 2857 y 2222 plantas/ha, todas a doble surco (2.8m x 2.2m), cambiando solamente la distancia entre plantas (1.2, 1.4 y 1.8 m respectivamente).

En los bananos, se utilizaron dos densidades 4000 y 3333 plantas por ha a doble surco, con el mismo marco que para los plátanos, pero la distancia entre plantas fue de 1 y 1.2 m. Se utilizaron dos testigos, uno para FHIA 18 y otro para el FHIA 23 con

---

<sup>1</sup> Ministerio de la Agricultura. La Habana Cuba.

los marcos que se usan en las plantaciones comerciales (4 x 2 x 2,4 m con 1389 plantas/ha y (4,3 x 2,2 x 2 m) con 1538 /ha. Todo el material utilizado fue de vitroplantas, incluyendo los testigos. El fertilizante utilizado fue materia orgánica obtenida del estiércol de vacuno, a razón de 9 kg /planta en dos partes : 6 kg en siembra localizado debajo de la vitroplanta y 3 kg entre los 5 y 6 meses del transplante. A los testigos se les aplicó fertilizantes químicos (KCl, Urea, y Superfosfato triple, a las mismas dosis que las plantaciones comerciales (0,75, 0,37 y 0,37) kg/ ha respectivamente, no utilizando fertilizante orgánicos. No se hicieron aplicaciones de herbicidas, y las parcelas se mantuvieron limpias todo el tiempo con el uso de azadas y cultivos mecanizados por la calle ancha utilizando bueyes.

Se observó en todos los clones, que en las parcelas de mayores densidades, el número de hojas totales a floración y cosecha fue número mayor. Las parcelas con mayores densidades presentaron un número mayor de hojas sanas y no se requirió de tratamientos para control de Sigatoka negra. En el caso de los plátanos FHIA 21 y FHIA 20, las parcelas con densidades de 3333 plantas/ha, alcanzaron los mayores rendimientos, a pesar de que el peso promedio de los racimos fue inferior que en las parcelas con menores densidades.

En Cuba, el FHIA 23 que está plantado en áreas comerciales, se le realizan como promedio, cinco aplicaciones al año para el control de Sigatoka negra, sin embargo, que las dos parcelas plantadas a altas densidades no hubo que realizar tratamientos de control de la enfermedad. En todos los casos, los clones de las parcelas con mayores densidades, presentan un número de hojas totales, superior al momento de la floración e inicio de la cosecha.

Las parcelas con mayores densidades presentaron un número mayor de hojas sanas, e inferior la cantidad de hojas afectadas. El costo de la hectárea aumenta con las parcelas que tienen las mayores densidades. Se observó una relación inversa en el costo por tonelada, es decir, las mayores densidades en bananos y plátano presentaron los menores costos por tonelada. La relación costo por peso producido se hace mas favorable en las parcelas de densidades mas altas. Con el uso de vitroplantas o yemas sembradas en bolsas, se logra uniformar el tamaño de las plantas lo que permite alcanzar el 90% o más de racimos a cosechar entre los 45 a 60 días. Disminuyen los riesgos de destrucción de las plantaciones por los efectos de los huracanes, principalmente cuando se concentran las siembras entre los meses de mayo a noviembre.

Con el uso de vitroplantas y /o yemas en fundas plásticas como materiales de plantación utilizados en esta tecnología, no es necesario utilizar plaguicidas para el control de las plagas que atacan las raíces y el cormo, tales como los nematodos y picudos. Con la aplicación de esta tecnología, disminuye el efecto de defoliación provocados por el ataque de Sigatoka negra, sin necesidad de utilizar productos químicos. Con la aplicación de la tecnología, utilizando 4000 plantas por ha con el banano FHIA 23, se obtiene una producción de 94 t /ha lo que supera en mas de dos veces lo obtenido en las plantaciones convencionales en igual periodo. Con la aplicación de esta tecnología, utilizando 3333 plantas/ ha, con el clon de plátano FHIA 21 se alcanzan 78 t/ha. Los resultados económicos obtenidos con la aplicación de la Tecnología de Alta densidad utilizando 4000 plantas por ha en bananos y 3333 en plátano superaron al resto de las densidades evaluadas.

# Uso de la agroforestería para disminuir la severidad de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) en el cultivo del plátano (*Musa* AAB, *Simmonds*)

Alfonso Martínez Garnica<sup>1</sup>

## RESUMEN

Hasta el año 1995 la economía campesina del piedemonte llanero manejaba más del 95% de los cultivos de plátano, siendo este cultivo del capitalizador de dicha economía. La llegada de la sigatoka negra a estas zonas plataneras fue catastrófica. Hasta el presente han desaparecido más de 25.000 hectáreas producto de la severidad de la enfermedad en la zona por las condiciones ambientales reinantes y por la incapacidad de los productores de economía campesina para aplicar el control integrado de la enfermedad, entre ellos el control químico de la enfermedad, por sus condiciones económicas. A partir de 1996 se comenzaron a realizar diferentes ensayos de investigación en diferentes modalidades, en donde se demostró que el cultivo de plátano bajo 50% de sombra proporcionado por diferentes especies forestales reducía drásticamente la severidad de la enfermedad y los costos de producción, al reducirse actividades como control de malezas, control fitosanitario y químico de la enfermedad y fertilización. De igual manera se trató de dar explicación a este hecho haciéndose análisis nutricionales y del suelo y se tienen una serie de especies forestales para ser aplicadas en diferentes casos.

**Palabras claves:** plátano, Sigatoka negra, Agroforestería, sombra, especies forestales.

## Introducción

El cultivo del plátano fue la principal fuente de ingresos para los agricultores de economía campesina del Piedemonte Llanero colombiano, región correspondiente a las vegas de los ríos que descienden de la cordillera oriental hacia la Orinoquia colombiana en sentido occidente-oriente desde el río Arauca en la frontera con Venezuela hasta el río Guaviare que limita las regiones Amazonía-Orinoquia, ya que de 50.000 hectáreas de cultivo que existían y eran manejadas por 18.000 familias en el año de 1995, época en que llegó a la región la enfermedad foliar de las Musáceas conocida como Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis*), para 1999 habían desaparecido casi 18.000 hectáreas por causas como la severidad en la

<sup>1</sup> CORPOICA. AA 3129, Cl La Libertad, km17, via Puerto Lopez, Villavicencio, Meta. Colombia. fmartineza@andinet.com

enfermedad en la región por ser trópico húmedo bajo, la falta de dinero por parte de los productores para realizar el control químico y el incremento drástico en los costos de producción, ya que para el control de la enfermedad se necesitaba aplicar la totalidad del paquete tecnológico generado para el cultivo, hecho que ha empobrecido y disminuido la calidad de vida de los productores obligándolos a abandonar sus parcelas para posteriormente arrendarlas a productores de plátano de la economía empresarial o algunos de ellos a dedicarse a los cultivos ilícitos. Para el caso de Colombia, la sigatoka negra llegó posiblemente procedente de Panamá a la zona bananera de Urabá en el año 1981 y posteriormente se extendió de allí a todo el país incluyendo a las zonas cultivadas con musáceas en las naciones que limitan con el país. En el año de 1983 se calculaba que Colombia tenía alrededor de 450.000 hectáreas de cultivo de plátano y para el año de 1990 solo se reportaron 250.000 hectáreas.

De igual manera, antes de la llegada de la enfermedad a la región de la Orinoquia, el 95% de los cultivos de plátano eran manejados por los productores de la economía campesina de acuerdo con un estudio realizado por CORPOICA en esa época (Martínez y Becerra, 1998). En el año 2001 se encontró que el cultivo del plátano era manejado por la economía empresarial en un 55%, economía, que por sus características aplicó la totalidad del paquete tecnológico generado, acaparó los mercados especializados del interior del país por la excelente calidad de fruta producida y ha obligado al pequeño productor a vender su producto en los mercados locales a bajos precios.

Tradicionalmente los productores en la región han mantenido un sistema de producción llamado “conuco” que consiste en tener cerca de la casa de habitación rural un asocio de especies perennes entre las que se encuentran árboles forestales para madera y leña, frutales, leguminosas arbustivas y volubles, aráceas, ají y plantas de plátano (*Musa* AAB) y banano (*Musa* AAA). Por observaciones de campo se había encontrado que estas especies de musáceas sembradas bajo este sistema o bajo otro tipo de sombrero mostraban menor severidad a la Sigatoka negra, en comparación con plantas sembradas a plena exposición solar. Esto se debía posiblemente a la condición de planta umbrófila a la cual pertenecen las Musáceas, ya que en su sitio de origen (Sureste Asiático) estas plantas se generaron ubicadas bajo el sotobosque, razón por la cual una planta de plátano nunca cierra totalmente sus estomas, siendo la única defensa de la misma a la deshidratación el de plegar sus folíolos en las horas más calurosas del día.

## Materiales y métodos

Para el presente trabajo se hicieron tres proyectos exploratorios antes de iniciar el proceso de evaluación de una amplia gama de especies forestales con todas sus implicaciones, como antagonismos y sinergismos de estas especies sobre el cultivo del plátano, tipos y frecuencias de las podas a realizar en las especies forestales, distancias de siembra del plátano y de los forestales, asocio de especies de rápido y lento crecimiento, etc., trabajos de investigación que se adelantan actualmente en todas las zonas plataneras del piedemonte llanero y norte amazónico.

En el año 1996 se realizó el primer ensayo exploratorio aprovechando que existía en la localidad de Puente de Tabla (municipio de Tame en el departamento de Arauca) un bosque sembrado de 16 años de edad que servía como sombrío permanente a una antigua plantación de cacao, la cual había desaparecido casi en su totalidad y de aproximadamente 4 ha, conformado especialmente por árboles de bucaré (*Erythrina fusca*) y samán (*Samanea samán*), se trazó y sembró en este una plantación de plátano de la variedad Hartón a una distancia de 4m x 3m y junto a ella se sembró otra plantación de plátano de 3 ha de la misma variedad y a la misma distancia de siembra pero a plena exposición solar. En la plantación de plátano sembrada a la sombra los árboles fueron podados para que suministraran un 50% de penumbra y así se mantuvo esta durante los casi 36 meses que duró el experimento, haciéndose podas al sombrío cada 4 meses. Los desechos orgánicos de las podas fueron pesados y analizados para determinar la cantidad de nutrientes que aportaban al suelo y no se hizo fertilización química a estas plantas, así como tampoco control químico de la Sigatoka negra.

A las plantas de plátano sembradas a plena exposición solar se les aplicó la fertilización en dosis y época de acuerdo con las recomendaciones dependiendo de las características químicas del suelo (Martínez, 2001) y se realizó en ellas deshoje fitosanitario, es decir, se eliminaban las partes de las hojas afectadas por la enfermedad y al tener la hoja más del 70% de la lámina foliar afectada, se eliminaba totalmente. Las otras labores de cultivo como deshoje, desguasque, descoline y cosecha se hicieron en forma similar para los dos tipos de plantaciones.

Para efecto de comparación entre los dos sistemas se tomaron 50 plantas sembradas bajo penumbra y 50 plantas sembradas a plena exposición solar a las que se le tomaron los siguientes datos mensualmente durante el período que duró la experimentación: altura de planta, grosor delseudotallo a 0.50 m del suelo, duración del ciclo vegetativo, días entre floración y cosecha, peso total del racimo, número de manos y número de dedos. La Sigatoka negra se evaluó por medio de la escala de severidad de Stover y Dickson (1970). Se evaluaron los componentes físicos y químicos del suelo y se realizó un análisis de tejido foliar siguiendo la metodología francesa para los dos sistemas. Al final del experimento se hizo una evaluación económica del mismo.

En el año 1999 se realizó el segundo ensayo exploratorio en la localidad de Villanueva (Departamento de Casanare) en donde se sembró una plantación de Eucalipto pellita (*Eucalyptus pellita*) de 25 hectáreas a una distancia de siembra de 4m x 2m con cobertura de *Desmodium ovalifolium* y se sembró intercalado en ella una plantación de plátano de 2 hectáreas de la variedad Boroukou (*Musa AAB*, Simmonds) a una distancia similar. El plátano se sembró cuando el eucalipto tenía 4 meses de edad y se le hicieron todas las labores de cultivo recomendadas (Martínez, 2001). De igual manera, a la plantación de Eucalipto se le hizo una aplicación de cal dolomita y calfos reforzado a razón de 500 Kg por hectárea antes de la siembra, respectivamente, además se le hizo la siguiente fertilización por árbol: 60 gr de difosfato amónico, 60 gr de sulphomag y 10 gr de boro agrícola un mes después del transplante, el doble de la dosis con los mismos

fertilizantes al año después de siembra y similar fertilización a los dos años después de siembra y cada seis meses se le hizo la labor de poda de ramas bajas. En este experimento exploratorio se evaluó la severidad de la sigatoka negra en el plátano por medio de la escala de Stover y Dickson y para el caso del eucalipto se evaluó la altura de los árboles que estaban ubicados dentro del experimento en comparación con el resto de la plantación.

Finalmente, en el año 2000 se sembraron tres experimentos de cultivo de plátano bajo sistema agroforestal de la siguiente manera: en la localidad de Yopal se sembró un experimento de plátano bajo un bosque secundario compuesto mayoritariamente por palma mil pesos (*Jessenia polycarpa*), balso (*Ochroma lagopus*), yopo (*Anadenanthera peregrina*) y samán (*Samanea saman*) en donde los árboles de podaron hasta llegar a una penumbra del 50% y en el caso de que hubiese mucha concentración de palmas, estas se ralearon hasta que dieran el mismo porcentaje de penumbra. Para este caso se sembró el plátano a una distancia de 4m x 2m y se le hicieron la totalidad de las labores de cultivo. Con el objeto de enriquecer el bosque original se sembraron los siguientes forestales a la misma distancia del cultivo del plátano: aceite (*Calophyllum mariae*), acacia roja (*Delonix regia*), bucaré (*Erythrina fusca*), nauno (*Pseudosamanea guachapele*), guásimo (*Guazuma ulmifolia*) y caracaro (*Enterolobium cyclocarpum*).

En la localidad de Paz de Ariporo se sembró otro experimento en donde el cultivo del plátano se sembró a una distancia de 4m x 2m y en la misma época en que se sembró el plátano se sembraron los siguientes forestales a la misma distancia de siembra y en forma simultánea: bucaré (*Erythrina fusca*), guásimo (*Guazuma ulmifolia*), nauno (*Pseudosamanea guachapele*), leucaena (*Leucaena leucocephala*), algarrobo (*Hymenaea courbaril*) y cedro rosado (*Cedrela odorata*).

Finalmente, en la localidad de Pore en el mismo departamento se sembró otro ensayo de plátano en sistema agroforestal con las mismas características que el de Paz de Ariporo y con los siguientes forestales: cedro rosado (*Cedrela odorata*), guayacán (*Tabebuia chrysantha*), guayaba (*Psidium guajaba*), Caracaro (*Enterolobium cyclocarpum*), nauno (*Pseudosamanea guachapele*), bucaré (*Erythrina fusca*) y limón (*Citrus medica*). En estos experimentos ya se comenzó a medir las interacciones entre los diferentes forestales y el cultivo del plátano en su crecimiento y en la relación con la severidad de la enfermedad, como en los diferentes parámetros de las partes físicas, químicas y biológicas del suelo y los aspectos relacionados con la parte entomológica. En este artículo solo se presentan los aspectos relacionados con la severidad de la sigatoka negra.

## Resultados

### Ensayo 1. Región Tame

En el ensayo exploratorio realizado en la localidad de Puente de Tabla, al hacer la evaluación semanal de la severidad de la Sigatoka negra durante un período de dos años se observó que en las plantas sembradas a plena exposición solar; la hoja más joven manchada corresponde a la No. 3, la hoja No. 4 tiene un 20% de tejido foliar afectado, la No. 5 un 40%, mientras que las 6, 7, 8 y 9 prácticamente estaban

destruidas por efecto de la enfermedad. Las plantas sembradas bajo penumbra tuvieron un comportamiento respecto a la enfermedad diferente, ya que la hoja más joven manchada correspondió a la No. 6, por lo que en forma permanente las plantas mantuvieron cinco hojas libres de enfermedad, y las plantas tenían hasta 14 hojas, estando la hoja No. 14 sólo con un 25% de su tejido foliar afectado por la enfermedad.

De igual manera, se encontró que las plantas expuestas al sol tenían racimos de un promedio de 9 kilos, mientras que las plantas establecidas bajo penumbra tenían un racimo de 17 Kg. Las plantas ubicadas bajo penumbra tuvieron en promedio 1,12 m más en altura y 0,06 m más en grosor del seudotallo en el momento de floración que las colocadas a plena exposición solar (Fig. 1). Otro de los parámetros encontrados que diferenciaron significativamente los dos sistemas fue el hecho de que las plantas sembradas bajo penumbra prolongaban hasta 62 días su ciclo vegetativo.

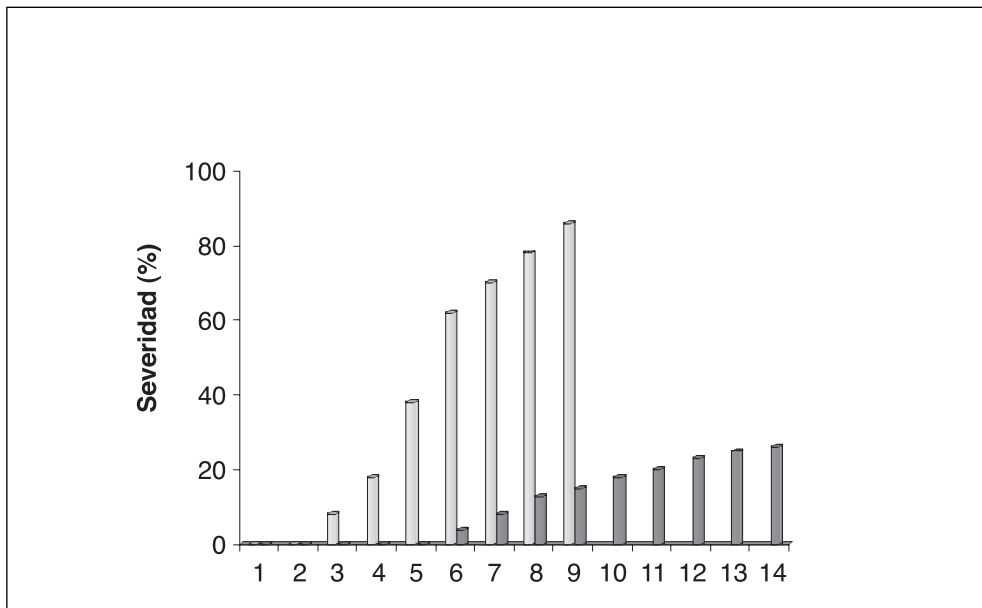


Figura 1. Evaluación de la severidad (%) de la Sigatoka negra en hojas de plátano sembradas a plena exposición solar y bajo penumbra. Puente de Tabla. Arauca. 1996-1998.

Estudios químicos del suelo demostraron que existió una alta concentración de potasio (0,38 meq/100 g en promedio) en los suelos donde las plantas crecieron bajo sombrío, esto pudo deberse a la elevada incorporación de hojarasca producto de las podas de los árboles. Este elemento desempeña un rol importante en la resistencia de las plantas a patógenos.

De igual manera, se hizo un análisis foliar de las plantas colocadas bajo sombrío y a plena exposición solar, con el objeto de correlacionar las cantidades de elementos minerales en el suelo con la absorción de los mismos por las plantas.

En este caso se empleó la metodología francesa, o sea, tomar la tercera hoja de plantas adultas en el momento de floración. Los resultados de este análisis aparecen en la Cuadro 1

**Cuadro 1. Evaluación de tejido foliar de plantas de plátano establecidos bajo sombrío y a plena exposición solar sobre la severidad de la Sigatoka negra. Tame. 1999**

TRATAMIENTO	N	P	K	Ca	Mg	Mn	Zn	Cu	Fe	B
	%					ppm				
Con sombra	1,8	0,30	3,70	0,23	0,25	265	16	7	95	18
Sol	1,8	0,45	2,84	0,55	0,24	270	14	5	88	12

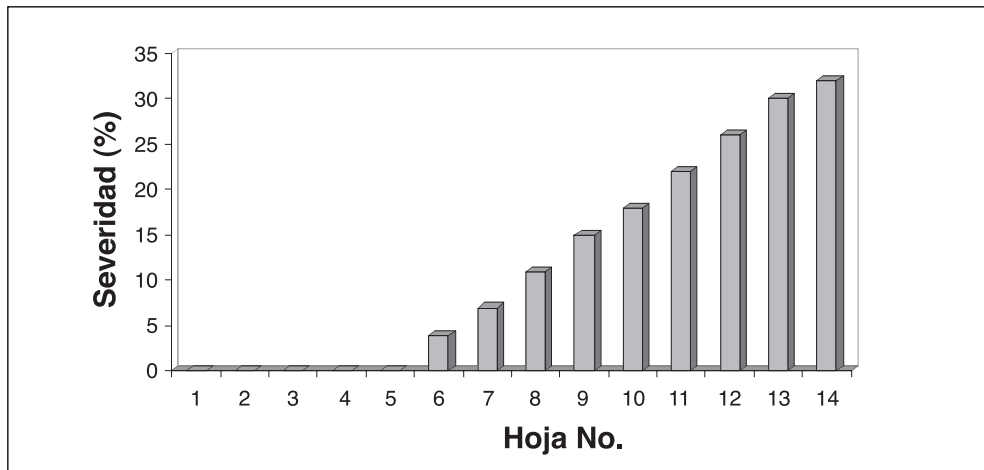
Los resultados que se obtuvieron en los análisis del suelo están directamente correlacionados con los resultados obtenidos en el análisis foliar, con excepción del calcio, ya que la absorción de este elemento está directamente correlacionada con la transpiración foliar, debido a que es un elemento mineral que es transportado exclusivamente por el xilema, como las plantas de plátano sembradas bajo sombra tienen una menor transpiración por poseer un metabolismo menos acelerado, las cantidades que aparecieron en el tejido foliar fueron inferiores que en las plantas sembradas a plena exposición solar, a pesar de que se encontró que la cantidad de calcio bajo sombra era mayor en el suelo que en el otro sistema. Igualmente, se debe resaltar que las plantas sembradas bajo sombra poseen una mayor concentración de potasio en el tejido foliar, debido a la gran cantidad de materia orgánica que se aplicó al suelo al efectuar podas permanentes en los árboles, como también a la disminución de la competencia con el calcio a nivel de planta.

Al hacer un análisis de los residuos vegetales producto de las podas a los árboles de sombrío se determinó que se incorporaron alrededor de 21.3 ton desechos orgánicos por año y se incorporaron 420 kg de N, 74 kg de P, 572 kg de K, 54 kg de Ca y 42 kg de Mg.

Si los costos de producción actuales por hectárea del cultivo del plátano son de US\$ 2.300, la reducción de costos por el control de Sigatoka negra (7 aplicaciones en promedio por año por un costo de US\$ 440.5 siguiendo el método del preaviso biológico), el control de malezas (4 controles en promedio por año a US\$ 50 el control y la fertilización (3 fertilizaciones anuales US\$ 130 la aplicación), las reducciones en costos por hectárea son del orden de US\$ 1.030.5, o sea una reducción del 44%, además que se produce en promedio 10 toneladas más de fruta.

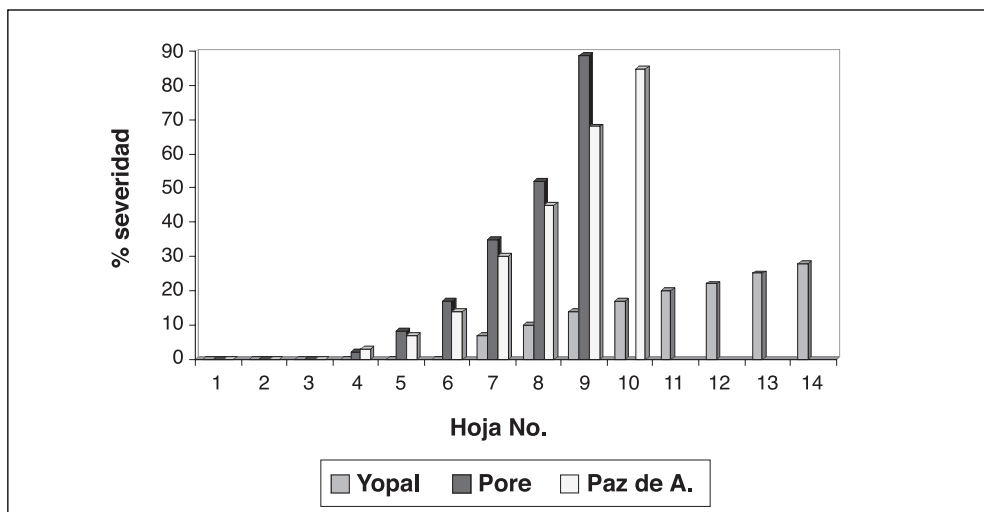
## Ensayo 2. Región Casanare

Los resultados obtenidos del segundo ensayo exploratorio en la localidad de Villanueva, Casanare, en donde se sembró el cultivo del plátano bajo un sistema agroforestal con Eucalipto clon Pellita y cobertura de *Desmodium ovalifolium*, en cuanto a la severidad promedio de un año de evaluación se aprecia en la figura 2. Se observa que con este sistema agroforestal las plantas llegaron a floración con 14 hojas, la Sigatoka negra alcanzo niveles inferiores al 35% de severidad.



**Figura.2.** Evaluación de la severidad de la Sigatoka negra de una plantación de plátano bajo sombra de Eucalipto pellita y cobertura de *Desmodium ovalifolium*. Escala de severidad de Stover y Dickson Villanueva. Casanare. 1999

En otros ensayos se obtuvieron los siguientes resultados, para el caso de Yopal que se sembró raleando un bosque secundario y dejando un sombrío del 50% la hoja más joven manchada es el número y las plantas poseen en promedio 14 hojas, siendo la más afectada por la enfermedad esta última hoja con un 28%. Para el caso de Pore en donde el lote está ubicado en una zona platanera y por lo tanto el nivel de inóculo es alto y que fue sembrado a plena exposición solar para sembrar entre la platanera los forestales, la hoja más joven manchada es la número 4 y la hoja número 9 está prácticamente destruida por la enfermedad. Similar caso es el de Paz de Ariporo en donde la hoja más joven manchada es la número 4 pero por ser un lote aislado la severidad de la Sigatoka negra ha sido menor. Para los dos últimos casos se espera reducción en el peso del racimo en más del 50%. De igual manera se seguirá evaluando para ya poder determinar el efecto de los forestales (Fig. 3)



**Figura 3.** Severidad de la Sigatoka negra en plantas de plátano en sistemas agroforestales de tres localidades de Casanare y dos sistemas de siembra. Escala de Stover y Dickson. Promedio año 2001

## Discusión

Hasta el momento en todos los ensayos realizados en Agroforestería con plátano es consistente el hecho de que el cultivo del plátano bajo sombra de diferentes tipos de especies forestales reduce drásticamente la severidad de la Sigatoka negra, pero esta sombra debe ser cercana al 50%, ya que si se excede en ella se reduce el crecimiento de la planta de plátano y se prolonga en ciclo vegetativo a tal punto de que el sistema no es viable.

De acuerdo con los ensayos exploratorios efectuados hasta el momento se han encontrado antagonismos entre las especies forestales bucaré y eucalipto pellita, ya que para el primer forestal en la época de floración al caer la flor sobre las hojas del plátano se produce una sustancia azucarada sobre ellas que ocasiona la presencia de *Fumagina* y para el segundo forestal, en caso de que se quiera hacer Agroforestería con plátano con él, la distancia de siembra debe ser mayor a la cual se sembró en el ensayo realizado, ya que el crecimiento del árbol para las condiciones ecológicas de la zona es de más de 4m de altura al año, altura que se aumenta con el sistema agroforestal, lo que hace que la penumbra a los 18 meses de sembrado el cultivo sea más del 60%. En la localidad de La Pesquera en el municipio de Arauquita (Arauca) un productor ha venido implementando un sistema agroforestal con ceiba tolua o cedro macho (*Pochota quinata*) con magníficos resultados desde el punto de vista económico, no solo por la producción de plátano sino por el precio en el mercado y el crecimiento del forestal, pero desafortunadamente el árbol renueva su follaje durante la época seca, que aunque la severidad de la sigatoka negra se reduce drásticamente en esta época por las condiciones ambientales reinantes, el forestal, no cumple con su función de reducir el metabolismo de la planta y evitar la pérdida de agua en el suelo por el exceso de temperatura y radiación solar que se presenta en esta temporada del año.

En los ensayos de este tipo de agroforestería que se vienen realizando en diversas localidades del departamento de Casanare, en donde se viene haciendo un trabajo mucho más científico, las parcelas que se implementaron con las diferentes especies forestales y frutales asociadas al plátano se está evaluando una sola especie forestal lo que no ha facilitado la transferencia de tecnología ya que hasta que los forestales no produzcan suficiente sombra sobre el plátano el agricultor no ve los beneficios sobre la severidad de la enfermedad. Lo ideal es el asocio de especies forestales de rápido y lento crecimiento para que se produzca rápidamente sombra, se puedan introducir especies valiosas como la ceiba tolua y el cedro rosado que defolian en época seca, sembrar altas densidades de forestales de rápido crecimiento para después hacer raleos una vez crezcan las especies más valiosas y de esta manera poderle demostrar al agricultor las bondades del sistema.

La mayor aceptación por parte del productor del sistema agroforestal ha ocurrido en el departamento de Arauca en donde se han aprovechado las plantaciones de cacao abandonadas, por los bajos precios ocurridos en años anteriores, para implementarlo. En el año 2000 se realizó una evaluación en este departamento y se encontraron más de 40 fincas con el sistema. En la actualidad la Federación de Cacaoteros en el departamento ha venido implementando el sistema cacao-pardillo blanco (*Cordia alliodora*)-plátano y existe un proyecto que favorecerá 150 familias con el sistema.

De acuerdo con la experiencia adquirida, no solo con los trabajos de investigación realizados por CORPOICA, sino también con los desarrollos agroforestales realizados por los productores se pueden resumir tres tipos de sistemas agroforestales con plátano: cuando se siembra el sistema agroforestal con plátano en donde los forestales se siembran junto con el plátano se deben emplear especies forestales de rápido crecimiento para que rápidamente proporcionen la penumbra como la *Acacia mangium*, el *Eucalipto pellita*, yopo (*Piptadenia sp.*), las cuales crecen para las condiciones ecológicas de la zona más de 4m al año por lo que proporcionan rápidamente sombra o el forestal tambor o frijolillo (*Schizolobium parahibum*) que crece más de 6m al año; cuando se siembra el sistema agroforestal bajo un bosque secundario o rastrojo el cual se debe ralea hasta que proporcionen 50% de penumbra, eliminándose especies indeseables como palmáceas, bucaré y otras especies de maderas blandas y en la medida que se establece el sistema se puede enriquecer con especies de maderas finas y finalmente cuando el agricultor establece el sistema agroforestal pero con demasiada penumbra se deben eliminar especies forestales indeseables como Bucare y cámbulo (*E. Fusca* y *E. Poeppigina*, presencia de fumagina en las hojas de plátano en épocas de floración), samán (*S. saman*, proporciona por su amplia copa demasiada penumbra), dinde mora (*Mimosa dulcis*, antagonismo marcado con el crecimiento del plátano), palmáceas (daño mecánico al plátano al caer sus pesadas hojas) y caracolí (*Anacardiun excelsum*, daño mecánico en el plátano al caer en formas natural sus ramas).

## Conclusiones

Se concluye que definitivamente las plantas sembradas bajo sombrío se comportan en forma diferente respecto a la severidad de Sigatoka negra, por lo que en el futuro, el sistema de plátano de economía campesina del Piedemonte Llanero tendrá una buena alternativa con un sistema agroforestal, reforzándose esta afirmación con la reducción de costos. Esto implicará que se deberán evaluar diferentes tipos de sombrío, en especial aquellos que representen unos mayores ingresos al productor (árboles productores de maderas finas, látex, frutas, resinas, etc.), como también se deberán estudiar las interacciones (antagonismos y sinergismos entre los diferentes tipos de sombrío y las plantas de plátano en el suelo, en el comportamiento de plagas y enfermedades fisiológicas, etc.). De igual manera se deberá estudiar el comportamiento del hongo en las plantas de plátano bajo sombrío para tratar de determinar el porqué de la menor severidad, ya que en los estudios de suelos y nutricionales no se obtuvieron diferencias contundentes.

## Bibliografía

- Aguilera, H. 1978. Arboles maderables como sombra de café y cacao. CATIE. Costa Rica. 14 p.
- Araya, G.; Martínez, G.A.; Enríquez, G. y Messenguer, M. 1981. Bibliografía anotada sobre sistemas de producción con plantas perennes. CATIE. Fundación Kellogg. Turrialba. Costa Rica. 183 p.
- Marques de Almeida, R. 1948. Efeito das plantas de sombra nas culturas tropicais. Anais do Instituto Superior de Agronomia (Portugal). 16:91-99.
- Martínez Garnica A. 1981. La sombra del cacao. CATIE. Fundación Kellogg. Turrialba. Costa Rica. 58 p.
- Martínez Garnica A. 1996. Consideraciones técnicas para el manejo de la Sigatoka Negra en el Piedemonte Llanero. CORPOICA-PLANTE. Manual Técnico No. 1. 18 p.
- Martínez Garnica, A. 2000. Reingeniería de la transferencia de tecnología en el cultivo del plátano con motivo de la llegada de la sigatoka negra a los llanos orientales. Informe final. Proyecto CORPOICA-PRONATTA. 67 P.
- Martínez Garnica, A. 2001. El cultivo del plátano en los llanos orientales. Manual Instruccional No.1. Convenio CORPOICA-Ministerio de Agricultura y Desarrollo rural. Segunda edición. Litografía La Bastilla. Bucaramanga. 60 p.
- Martínez Garnica A. y Becerra Campiño J.J. 1998. Caracterización del cultivo del plátano en el departamento del Meta. Convenio CORPOICA-PRONATTA. Tipografía Juan XXIII. Villavicencio. 53 p.
- Stover, R.H. and Dickson, J.D. 1970. Leaf spots of bananas caused by *Mycosphaerella musicola*: methods of measuring spotting prevalence and severity. Tropical Agriculture 47: 289-302.

## Sesión 2

# Nematodos

# Situación actual del manejo de nematodos en banano (*Musa AAA*) y plátano (*Musa AAB*) en el trópico americano

Mario Araya<sup>1</sup>

## RESUMEN

La producción de banano y plátano afronta continuamente problemas de mercado por su sobreoferta. Esto induce a que en la mayor parte del año, las exigencias de sanidad de la fruta, longitud, grosor y grado de maduración sean más estrictos para equilibrar la sobreoferta con la demanda. Adicional a éstos problemas de mercado, existen factores bióticos que limitan su producción. Después de la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*), el daño causado por los nematodos, es el factor en importancia en reducir el rendimiento. En plantaciones con ciertos años de establecidas, lo común es encontrar comunidades poliespecíficas, compuestas por los endoparásitos migratorios *Radopholus similis* y *Pratylenchus coffeae*, el ecto-endoparásito *Helicotylenchus multicinctus* o *H. dihysteria*, y el endoparásito sedentario *Meloidogyne incognita* o *M. javana*. En general, se establece que la importancia económica es en orden decreciente como sigue: *R. similis* > *Helicotylenchus* spp. > *Meloidogyne* spp. > *Pratylenchus* spp. *Radopholus similis* es en la mayoría de los países, el más abundante, constituyendo más del 70% de la población de nematodos en las raíces. Altas poblaciones de *R. similis* se encuentran en todos los meses del año y zonas productoras de cada país. En los países con una época seca definida, se observa un decrecimiento en las poblaciones al final de dicho período. Sin embargo, la magnitud en la reducción depende del riego. Los cuatro géneros penetran, se desarrollan y completan su ciclo de vida dentro de las raíces del banano y plátano, por lo que primero tiene que afectarse la planta, para luego afectarse el nematodo. Por tanto, la reducción en la magnitud de las poblaciones en presencia de riego es reducida. En zonas con alta temperatura en el suelo, como Santa Marta en Colombia, la disminución es más evidente. El daño se localiza en las raíces y el cormo. Los nematodos penetran las raíces especialmente cerca de la caliptra, pero cualquier parte puede ser invadida. Nematodos adultos y juveniles ocupan una posición intercelular en el parénquima y emigran a través de las células corticales causando lesiones. Las lesiones son rojizas al principio, luego se tornan café o negras. En altas infecciones las cavidades pueden extenderse hasta el cilindro vascular de la raíz. En plantaciones infectadas con deficiente control, las pérdidas en rendimiento llegan hasta un 30-50%. Plantas infectadas tienen un anclaje muy pobre resultado del deterioro en el sistema radical. La habilidad para absorber agua y nutrientes

<sup>1</sup> CORBANA S.A. Apdo 390-7210, Guápiles Costa Rica. maaraya@corbana.co.cr

se reduce, lo que conlleva a la pérdida de peso en los racimos, los ciclos entre cosechas se alargan y la longevidad de la unidad de producción se reduce. Todos los estados fenológicos de los cultivares comerciales de banano y plátano son susceptibles a los 4 géneros de nematodos, pero en condiciones trópicos, *R. similis* es el más frecuente y más abundante en cualquier estado de la planta. Aún hijos muy pequeños de tan sólo 10 cm de altura pueden ser infectados en sus raíces y en el caso de *R. similis* es común encontrarlo en sus cormos. Por tanto, se sugiere que la infección por *R. similis* ocurre tanto de nematodos procedentes del cormo que pasan de la planta madre a las yemas, y de nematodos procedentes del suelo. A la fecha no se dispone de cultivares de *Musa* con resistencia para uso comercial. Lo disponible actualmente, son algunos FHIA que a pesar de mostrar tolerancia o resistencia a los nematodos, por las características de los frutos que producen, no satisfacen los gustos de los consumidores. Los muchos intentos por desarrollar controles biológicos han sido infructuosos por cuanto los nematodos parásitos de dichos cultivos no requieren de un determinado tiempo en el suelo para completar su ciclo de vida. Prácticas culturales como el apuntalamiento de las plantas, manejo óptimo del drenaje, uso de coberturas vegetales vivas y la aplicación de materia orgánica son paleativos que han aminorado el daño de los nematodos. La aplicación regular de nematicidas no fumigantes es el complemento al control y que el productor acepta como factible y económico. Sin embargo, las restricciones económicas, ambientales y de seguridad, dictan un uso racional de dichos productos. Los nematicidas se usan en promedio dos veces al año a las dosis recomendadas por las casas comerciales. Su uso resulta en la reducción de las poblaciones de nematodos, incrementan los contenidos de raíz total y funcional, aumenta el peso de los racimos entre un 15 y un 40% y se mejora el ratio y retorno. Los productos actúan dependiendo de las dosis y concentración como nematocidas o nematostáticos. Tanto los Carbamatos (Carbofuran y Oxamyl) como los organofosforados (Terbufos, Etroproph, Fenamiphos, Cadusafos) son inhibidores de las acetilcolinesterasas presentes en múltiples formas moleculares en la neuroanatomía del nematodo. Sin embargo, el mayor efecto de estos productos es en la reproducción y no en la mortalidad de los nematodos. Parámetros como el número de nematodos por 100 gramos de raíces y el contenido de raíz total y funcional en un volumen definido de suelo, son estimados y sirven para definir la recomendación del uso de nematicidas. La selección del nematicida se realiza considerando la precipitación, previniendo el desarrollo de la biodegradación y rotando las moléculas disponibles para uso en banano y plátano racionalmente. El umbral usado del número de nematodos, depende del método de extracción y el estado fenológico de la planta muestreada, y el umbral del contenido de raíces varía con el volumen de suelo excavado.

**Palabras clave:** nematodos, musáceas.

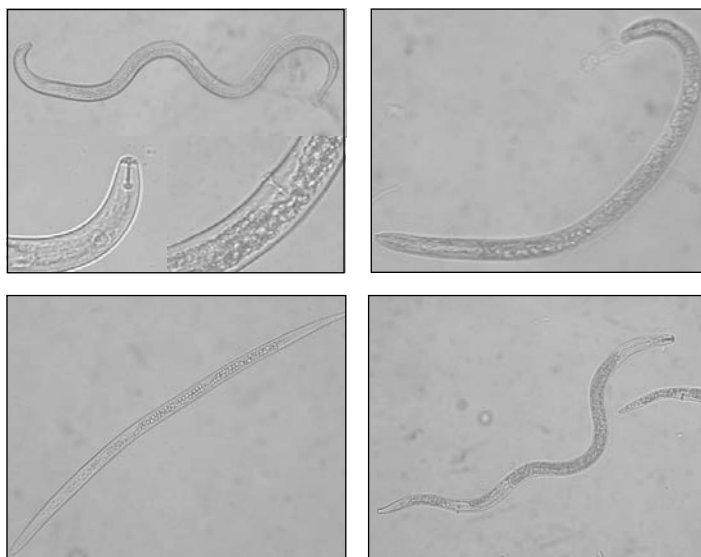
## Introducción

Factores bióticos y abióticos afectan el crecimiento y desarrollo de las raíces de las plantas de banano y plátano. Dentro de los factores bióticos, los nematodos dañan las raíces alterando sus funciones normales. Los daños se acentúan cuando las plantas se cultivan en forma frecuente y especialmente en monocultivo continuo en el mismo suelo. Las raíces son responsables del anclaje de la planta, la absorción de agua y nutrientes (Price, 1995) y el intercambio de sustancias de crecimiento como las citoquininas, ácido abscísico, etileno, giberelinas, auxinas y el ácido jasmónico (Itai, 1996). Dependiendo de la severidad del ataque de nematodos, estas funciones pueden

llegar a ser opacadas en forma parcial o total. En ataques leves, los síntomas no son percibidos por medio de inspecciones oculares a las raíces o al follaje. Es decir, que el problema que se enfrenta, es que los perjuicios de los ataques de nematodos en plantas pasan generalmente desapercibidos a los técnicos y agricultores, por lo difícil de relacionar síntomas oculares con ataques nematológicos.

## Nematodos identificados en banano y plátano

Estudios nematológicos citan que los nematodos más importantes en relación al daño y su ocurrencia son: *Radopholus similis* (Fig 1A), *Helicotylenchus multicinctus* (Fig 1B), *H. dihysteria*, *Meloidogyne incognita* (Fig 1C), *M. javanica*, *Pratylenchus coffeae* (Fig 1D) y *P. goodeyi* (Gowen, 2000a, 2000b, 1995, Sarah 2000, De Waele 2000, Bridge et al. 1995, Fogain 1994, Afreh-Nuamah 1995, Gowen y Quénéhervé, 1990, Hemeng 1991, Xhou y Xie 1992). Sin embargo, la frecuencia y abundancia de cada uno de los géneros de nematodos puede cambiar según sea el cultivo de banano o plátano y con las condiciones agroecológicas.



**Figura 1.** Nematodos parásitos en el cultivo de banano (*Musa AAA*) y plátano (*Musa AAB*). A) *Radopholus similis* estado juvenil foto a 10x, parte frontal mostrando el estilete foto a 20x y parte longitudinal donde se observa la posición de la vulva que se localiza a un 50-55% de la cabeza foto a 20x. B) *Helicotylenchus multicinctus* foto a 10x, C) *Meloidogyne incognita* foto a 10x y D) *Pratylenchus coffeae* hembras mostrando la vulva a 80-85% de la cabeza.

## Síntomas de daños provocados por nematodos

Los daños por nematodos son variables y están influenciados por factores bióticos y abióticos (Norton, 1978). Las plantas se consideran sanas y normales cuando son capaces de llevar a cabo todas sus funciones fisiológicas a un nivel cercano o al máximo de su potencial genético. Esto incluye división celular, diferenciación celular, desarrollo, absorción de agua y nutrientes, translocación, fotosíntesis, metabolismo, reproducción, etc. Cuando hay interrupción de uno de éstos procesos aparece el estado de enfermedad. Existe un rango óptimo para cada uno de los

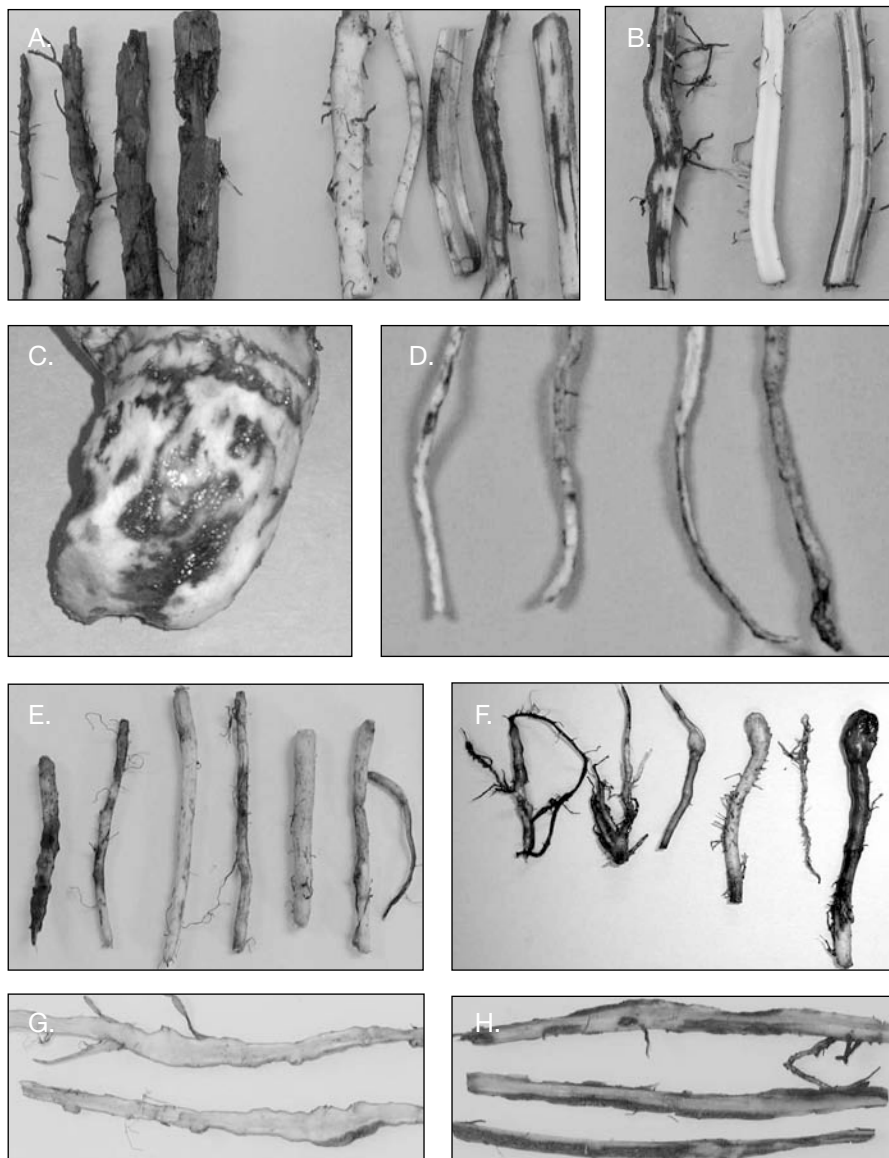
procesos. Si los procesos oscilan dentro de los límites óptimos se promueve un crecimiento y desarrollo normal. Los nematodos han mostrado alterar éstos procesos en diferente grado de acuerdo con el hospedero y la especie presente.

Los daños que los fitonematodos causan en los cultivos son de importancia económica y las alteraciones que ocasionan a las plantas es frecuentemente por efecto indirecto de su parasitismo. Los daños mecánicos causados por la entrada del estilete, la inyección de secreciones glandulares, y la invasión de otros organismos patógenos (hongos, bacterias, virus) traen como consecuencia una serie de reacciones que culminan con la sintomatología de la nematosis (Christie 1974). En el caso del banano y plátano su ataque se localiza en el sistema radical y cormo, y el daño se da primeramente en alteraciones fisiológicas y luego en la apariencia física de las raíces y cormo.

Los síntomas en el sistema radical varían considerablemente con el comportamiento biológico del nematodo presente. En el caso de endoparásitos migratorios como *R. similis* (Fig 2A-C) y *Pratylenchus* spp. (Fig 2D) lo frecuente es observar en las raíces lesiones oscuras, café y pardo-rojizas en la epidermis, las cuales penetran y atraviesan el parenquima cortical y algunas veces alcanzan el cilindro vascular (Araya y De Waele 2004, Valette *et al.*, 1997, Mateille 1994). Las lesiones generalmente coalescen produciendo una atrofia del tejido radical. En altas infecciones, *R. similis* migra hasta el cormo, provocando lesiones de color pardo-rojizo-negro (Fig 2C) que suelen esparcirse aún a los cormos de hijos recién brotados. Ambos nematodos inducen una mayor pudrición radical en comparación con *Meloidogyne* spp. La base del tallo a menudo presenta zonas corchozas, motivadas por altas infecciones que han provocado la pérdida tanto de las raíces de anclaje como de las raíces absorbentes. Las perforaciones hechas por la entrada de los nematodos y la necrosis que se produce en grandes zonas de las raíces favorece la pudrición por hongos, bacterias y excesos de humedad. Con frecuencia hay formación de tejido suberoso dando una heterogeneidad en el grosor de las raíces. En estados avanzados de infección, las plantas muestran carencia total de raíces absorbentes.

Los nematodos ectoparásitos como el *Helicotylenchus* spp. se alimentan a lo largo de la superficie de las raíces y en algunas casos por períodos prolongados en sitios específicos, extrayendo alimentos de los tejidos más internos de las raíces sin provocar daños aparentes o notorios. Lo frecuente es observar pequeñas manchas circulares de color café oscuras tornándose negras en la epidermis de las raíces que generalmente no profundizan al parénquima cortical (Fig 2E).

Los estados juveniles infectivos de nematodos endoparásitos sedentarios como el *Meloidogyne* spp. penetran las raíces intracelularmente y la invasión de las raíces se produce en 6 horas y continúa hasta las 24 horas (Burton, 1987). La penetración directa en las raíces causa muerte de células. A lo largo de las raíces gruesas se observan abultamientos y engrosamientos irregulares con secciones corchosas y la epidermis corrugada (Fig 2G). Al final de las raíces delgadas y finas, es posible observar algunas agallas características de la infección por este nematodo (Fig 2F).



**Figura 2.** Síntomas inducidos por la infección de nematodos en banano (*Musa AAA*). A) Derecha, 3 raíces con coloraciones café-rojizas, síntomas inducidos por el ataque de *Radopholus similis* y 2 raíces color blanco-cremoso aparentemente sanas y a la izquierda 4 raíces dañadas en un inicio por nematodos y luego por el exceso de humedad, B) A los lados corte longitudinal de raíces dañadas por nematodos con coloraciones café-rojizas y en el centro una raíz aparentemente sana de color blanco-cremoso, C) Coloraciones pardo-rojizas en el corno características del daño por *Radopholus similis*, D) Coloraciones pardo-rojizas en las raíces inducidas por la presencia de *Pratylenchus coffeae*, E) Manchas café oscuras que se tornan negras en la epidermis de la raíz inducidas por el ataque de *Helicotylenchus multicinctus*, F) Agallamiento característico en las partes terminales de las raíces por *Meloidogyne incognita*, G) engrosamientos y abultamientos de las raíces más gruesas producto de infecciones por *Meloidogyne incognita* y H) Mezcla de síntomas inducidos por la infección de los 4 géneros de nematodos.

En la práctica es muy difícil diferenciar los síntomas de una nematosis inducida por *R. similis* ó *Pratylenchus* spp. Lo frecuente es diferenciarla de los daños inducidos por *Helicotylenchus* spp. ó *Meloidogyne* spp. Sin embargo, lo frecuente es encontrar los 4 géneros en las raíces, observándose una combinación de síntomas (Fig 2H).

Independientemente del nematodo presente, se reduce la absorción de agua y nutrientes, se deteriora el anclaje de la planta y se producen racimos de poco peso. Adicionalmente, se incrementan los períodos de siembra a floración, de floración a cosecha, entre floraciones y entre cosechas y se reduce la longevidad de las plantas (Quénéhervé *et al.*, 1991, Román *et al.* 1982, Ogier y Merry 1970, Hutton y Chung 1973, Decker *et al.* 1973).

En presencia de nematodos las plantas son más propensas y susceptibles al ataque de otros organismos patógenos. Dependiendo de la severidad de los síntomas, los daños fisiológicos, alteraciones físicas en las raíces y en el cormo y en el rendimiento pueden ser irreversibles. La respuesta a medidas de control cuando los síntomas están avanzados es muy reducida y ésta se observa en la siguiente generación o ciclo de producción. Lo común, es obtener respuesta al control de fitonematodos en ausencia o ligera presencia de síntomas radicales. Este estado, se logra identificar únicamente con muestreos rutinarios, cada mes, que permitan observar la evolución de las poblaciones de nematodos para estimar los posibles daños y decidir sobre la implementación de las tácticas de control. En muchos casos raíces asintomáticas y aparentemente sanas contienen altas poblaciones de nematodos que pueden detectarse extrayendo los nematodos de las raíces o mediante métodos indirectos que permitan estimar su presencia, como por ejemplo cuantificando su contenido de AND en las raíces. Los muestreos de raíces suelen realizarse en la base de las plantas recién florecidas o en el intermedio entre ésta y el hijo de sucesión. Sin embargo, estudios de (Araya y Cheves, 1998; Araya y Vargas, 1997) muestran que es más confiable realizarlo en la base de los hijos de sucesión a los cuales se les aplica el nematicida.

## **Pérdidas en rendimiento**

Según Sasser y Freckman (1987) la pérdida promedio en banano a nivel mundial asciende a un 19,7%. Sin embargo, en una recopilación realizada por Araya (1995) encontró que dependiendo de las condiciones agroecológicas y del cultivar, la reducción en el rendimiento puede alcanzar hasta un 80% (Cuadro 1). Las pérdidas en producción se asociaron anteriormente con el número de plantas caídas (Murray 1980). Al respecto, Gowen (1979, 1991) encontró un mayor número de plantas caídas en áreas infestadas sin tratar con nematicida en comparación con las áreas tratadas (Cuadro 2). Un menor número de plantas productivas repercute directamente en el rendimiento producto de la reducción en el número de racimos cosechados, disminución del retorno y ratio. Similarmente, el efecto detrimental de los nematodos se ha evaluado considerando el aumento en producción inducido por la aplicación de nematicidas. La respuesta a dichos productos varía con las condiciones físico químicas del suelo, condiciones climáticas, el cultivar y el nematodo que se este controlando. Aumentos hasta de un 376% se observan en el Cuadro 2, pero pueden ser tan variables como de un 5 hasta un 267% (Cuadro 3).

**Cuadro 1. Estimación de pérdidas causadas por *Radopholus similis* en banano (Musa AAA).**

Referencia	País	Pérdida en rendimiento
Maas citado por Orton y Siddiqi 1979		En fincas con un 100% de infestación los rendimientos fueron de 30 ton/ha/año, mientras que con un 3% de infestación los rendimientos aumentaron a 73 ton/ha/año.
Maas citado por Orton y Siddiqi 1973	Surinam	Redujo la producción en 43 ton/ha/año
Wehunt & Edwards citados por Orton y Siddiqi 1973	Centro América	Parcelas libres de nematodos produjeron hasta 19,0 ton/ha/año más que las infestadas.
O'bannon 1977		Causa pérdidas de 12,5 ton/ha/año.
Mac Gowan 1977		Suprime el rendimiento hasta un 50%
Rajendran <i>et al.</i> 1979	India	Dos mil o más <i>R. similis</i> /10 g raíz bajan drásticamente la producción.
Gómez 1980	Colombia	Las disminuciones alcanzan rangos de 30-60% en 3 a 5 años de establecida la plantación.
Tarté y Pinochet 1981		Reducciones en rendimientos fluctúan de 15-50% dependiendo de la severidad del ataque
Zem y Alves 1981	Brasil	Pérdidas por <i>R. similis</i> de un 80-100% en <i>Musa</i> AAA cv Nanicao.
Zem y Alves 1983	Brasil	<i>Radopholus similis</i> está reconocido como el principal patógeno de las raíces de banano.
Davide 1985	Filipinas	Altas densidades poblacionales de 4.000 larvas/planta de <i>R. similis</i> resultan en más de un 60% de reducción en rendimiento.
Davide 1986	Filipinas	La industria bananera del grupo Cavendish no sobrevive comercialmente si no hay control de nematodos.
Román 1986	Puerto Rico	Pérdidas en rendimientos alcanzan hasta 12,5 o 18,0 ton/ha/año.
Román 1986	México	Reducciones de 50% en rendimiento de fruta con incrementos de un 60% en caída prematura en un período de 3-4 años después de la siembra.
Sasser y Freckman 1987	Mundial	Pérdidas anuales promedio son de un 19,7% equivalente a \$178.049.979,00
Stover y Simmons 1987		Después de la Sigatoka Negra, las lesiones por nematodos y la posterior invasión por hongos y bacterias, constituye la más seria enfermedad de <i>Musa</i> AAA.
Figueroa 1987	Costa Rica	En un área infestada con <i>R. similis</i> y <i>Helicotylenchus</i> spp. las pérdidas fueron de 6,2 ton/ha/año.
Sarah 1989	África	Pérdidas en rendimientos varían de un 20-80%

**Cuadro 2. Producción (%) y número de plantas caídas en áreas infestadas de nematodos con y sin tratamiento nematicida. Adaptado de Gowen 1979, 1991.**

País	Generación	Producción (%) con respecto al testigo	No de plantas caídas	
			Con nematicida	Sin nematicida
San Vicente	3	367	1	50
Ecuador	2	183	4	29
Santa Lucía	3	146	0	9
Jamaica	2	--	0 - 8	13
Jamaica	3	--	7 - 22	56
Costa de Marfil	3	376	100*	65*

\*Porcentaje de plantas cosechadas

**Cuadro 3. Incremento en rendimiento producto de la aplicación de nematicidas en banano (*Musa* AAA) en diferentes países. Adaptado de Gowen y Quénéhervé 1990.**

País	Nematodo	% incremento
Panamá	Rs	86
Honduras	Rs	15
Costa Rica	Rs	132
Costa Rica	Rs	70 <sup>1</sup>
Costa Rica	Rs H spp. P spp.	26 <sup>2</sup>
Costa Rica	Rs H spp.	20 <sup>3</sup>
Ecuador	Rs	71
Ecuador	Rs	14 <sup>4</sup>
Colombia	Rs	16 <sup>5</sup>
Santa Lucía	Rs Hm Rr	46
San Vicente	Rs	267
Guadalupe	Rs Hm	30
Martinica	Rs Hm	29-35
Costa Marfil	Rs Hm	72
Costa Marfil	Rs Hm	16-57
Costa Marfil	Rs Hm	101-263
Costa Marfil	Rs Hm Pc	119-161
Camerún	Rs Hm Hp	30-40
Sudáfrica	Mel spp.	5
Sudáfrica	Rs	38
Malawi	Rs Hm Me spp.	6-49
Israel	Hm	18
Chipre	Hm Me spp. P spp.	30-40
Taiwan	Mj Mi	7-70
Australia	Rs	5-30
Africa Occidental	Rs	50 <sup>6</sup>

Rs = *Radopholus similis*

Rr = *Rotylenchulus reniformis*

Mi = *Meloidogyne incognita*

P spp. = *Especies de Pratylenchus*

Pc = *Pratylenchus coffeae*

Hm = *Helicotylenchus multicinctus*

Me spp. = *Especies de Meloidogyne*

Mj = *Meloidogyne javanica*

Hp = *Helicotylenchus pararobustus*

1: Murray 1980, 2: Molina y Figueroa 1988, 3: Behm *et al.*, 1991, 4: Behm *et al.*, 1988, 5: Cubillos *et al.*, 1980, 6: Vilardebo 1981.

A pesar que existen investigaciones de nematodos en plátano en Trinidad y Tobago (Ogier *et al.*, 1970), Ecuador (Tazán 1995), Colombia (Zuñiga *et al.*, 1979, Barriga y Cubillo 1980, Rosero 1987, Villegas y Arango 1990), Costa Rica (López 1980, Figueroa 1989, Jiménez 1991, Araya y Vargas 1997, Araya y Cheves 1997), Honduras (Pinochet 1978), República Dominicana (De La Cruz 1982), Venezuela (Yepez *et al.*, 1972) es sumamente limitado lo que se conoce sobre el daño económico en América Latina. Con excepción de Puerto Rico (Liu *et al.*, 1994) donde reportan un 50% de reducción en producción en la primera generación, lo frecuente ha sido transferir y asumir que los problemas que se presentan en banano, se reproducen en el plátano. En Gana, las pérdidas por nematodos en plátano se estiman en 25-64% en primera generación y de un 50-90% en las generaciones futuras (Gorenz 1963, Udzu 1997).

## Estrategias de manejo

Pocos son los estudios publicados sobre alternativas de control de nematodos en banano y plátano. La resistencia genética es una de las opciones más asequibles para su control. Sin embargo, la obtención de germoplasma mejorado de *Musa* no ha sido fácil, debido a su complejidad genética (Jones 2000, Rowe y Rosales 2000, Hwang y Tang 2000, Pinochet 1995, 1988). Los mecanismos de resistencia a nemátodos no son muy conocidos aunque se han mencionado algunas barreras físicas, fitoalexinas y o compuestos fenólicos (Binks *et al.*, 1997, Fogain y Gowen 1996, Gowen 1995). De Waele (2000b) señala tres enfoques que pueden ser utilizados para mejorar *Musa* y convertirlo en menos susceptible o sensible a los nematodos. Sin embargo, indica que uno de los mayores problemas para su desarrollo es la falta de una relación estrecha entre *R. similis*, *Helicotylenchus* spp. o *Pratylenchus* spp. con el hospedero (raíces) como si sucede con el *Meloidogyne* spp. que induce sitios especializados para su alimentación. Adicionalmente, se ha documentado (Marín *et al.*, 1999, Sarah y Fallas 1995) la existencia de variación en la agresividad de algunas poblaciones de nematodos en diferentes áreas del mundo, lo que hace aún más difícil la tarea de buscar alternativas de combate.

Las dificultades en el mejoramiento se centran en la poca variabilidad genética de *Musa*. Lo frecuente, es que no exista polinización cruzada y que no exista producción de semilla. Cuando se producen semillas, la germinación es muy reducida (5%) y generalmente anormal y desbalanceada (aneuploides) genéticamente (Pinochet 1995). Materiales de plátano y banano que han mostrado ser menos susceptibles a *R. similis* se presentan en el cuadro 4. Sin embargo, muchas veces materiales resistentes a *R. similis* son susceptibles a *Pratylenchus* spp. *Helicotylenchus* spp. o *Meloidogyne* spp. (Stoffelen *et al.*, 1999a, 1999b, Gónzales *et al.*, 1997; Patel *et al.*, 1996). Además pueden ser sensibles a otras enfermedades. La identificación del gen o genes que confieren esta resistencia aún no es clara, como tampoco lo es su aislamiento. Adicionalmente, la incorporación de éstos genes con resistencia a nematodos en los cultivares comerciales puede alterar las características agronómicas del cultivo y aún puede darse que no se exprese la resistencia.

Investigación en alternativas de control más sostenibles han sido exploradas. Por ejemplo, uso de material de siembra limpio, rotación de cultivos, prácticas culturales, períodos de barbecho, agentes de control biológico, adición de materia orgánica. Sin embargo, a la fecha los resultados no se equiparan al control químico lo que ha dificultado su implementación.

En el caso del plátano por estar el BSV integrado al genoma (Lockhart 2002) es impráctico el uso de material *in vitro*. En este caso, en siembras con rebrotes o cormos se hace indispensable el mondado, eliminando todas las partes con síntomas de nematodos y luego su desinfección sumergiendo el material en una solución nematicida (Irizarry *et al.*, 1979).

Una práctica factible es el barbecho, sea en rotación con otro cultivo o libre enmalezado. El tiempo requerido en ambos casos dependerá de la supervivencia del nematodo. Román *et al.*, (1973) encontró que la rotación con Pangola controló las poblaciones de *R. similis* y aumentó los rendimientos de plátano en forma significativa. Sossama y Kosby (1986) encontraron que la supervivencia de *R. similis* en suelos húmedos y libres de hospederos fue de 14 meses y en suelos secos fue de 3 meses. En suelos con ausencia de hospederos también se reporta un período de 6 meses (Tarjan 1960), y en algunos casos se cita hasta 1 mes (Birchfiel 1957) o 2,5 meses en suelos abandonados con maleza o caña de azúcar (Loos 1961). Es decir, que el tiempo está muy influenciado por el tipo de cultivo en rotación (Salas *et al.*, 1976), condiciones físico químicas del suelo y la presencia o ausencia de hospederos. Al respecto, se dificulta el libre barbecho, puesto que se conoce que más de 300 plantas en su mayoría malezas, son hospederas del nematodo (Holdeman 1986, MacGowan 1977). Además si no son hospederas de *R. similis*, pueden serlo de *Helicotylenchus* spp., *Pratylenchus* spp. o *Meloidogyne* spp. Figueroa *et al.* (1990) encontraron en una área de renovación de plátano que *Tagetes* spp., *Brachiaria decumbes*, *Mucuna* sp. y *Manihot esculenta* redujeron las poblaciones de *R. similis*, pero incrementaron las poblaciones de *Helicotylenchus* spp. y *M. incognita*.

En renovaciones de suelos infestados, se recomienda períodos de barbecho libre de hospederos de al menos por dos años (Salas *et al.* 1976) para reducir las poblaciones de nematodos. En la siembra de áreas nuevas libres de *R. similis* y *Pratylenchus* spp. es indispensable el uso de material propagado *in vitro* y que haya sido cultivado en vivero en un sustrato libre de nematodos. En estos casos, el subsolado, discado y rastreado del suelo con tiempos de exposición al sol pueden retardar en diferente grado el desarrollo de una nematosis. La conformación del terreno en domos, mejora sustancialmente el drenaje y retarda el desarrollo de una nematosis. La poca eficacia que tienen estas prácticas culturales sobre el control de *R. similis* se relaciona con el hábito del nematodo. Este penetra y completa su ciclo de vida dentro de las raíces del banano y plátano sin requerir de una fase en el suelo, lo que previene que entre en contacto con los agentes de control biológico o se exponga a la liberación de compuestos tóxicos.

## Control químico

A la fecha la única alternativa económica para el control de nematodos en banano y plátano es el uso de nematicidas no fumigantes. Sin embargo, se conoce de las repercusiones ambientales y sociales que estos productos conllevan, lo que ha restringido su uso.

Los nematicidas o nematocidas son usados para reducir los niveles poblacionales de fitonematodos a densidades menores al umbral económico. Su uso se ve como una alternativa atractiva para obtener altos rendimientos y buenas calidades de fruta. Su empleo principal ha sido en el control de poblaciones durante la fase productiva de la planta. Sin embargo, en siembras anuales de plátano no se recomienda su uso porque no se recupera la inversión.

En ambos cultivos, los usados son los nematicidas no volátiles donde el nematóxico es soluble en agua y debe ser distribuido en los primeros 30 o 40 cm de profundidad del perfil del suelo por el agua de percolación o por medio de su incorporación mecánica durante la aplicación, para que entren en contacto con los nematodos. Su uso se ha expandido sin la suficiente información que permita alertar a los productores sobre sus requerimientos para un control efectivo o al menos económico.

Los nematodos más frecuentes en ambos cultivos se comportan como endoparásitos, de manera que su población está íntimamente relacionada y se ve más afectada por el hospedero que por las condiciones del suelo. El hospedero es el factor regulador dominador en el establecimiento de la población. Generalmente los ataques ocurren por la presencia de varios nematodos, las que vienen a culminar con el síntoma de la nematosis. Sin embargo, en la mayoría de las evaluaciones de nematicidas su efecto se mide y enfoca sobre nematodos individuales, dado que el daño se le atribuye a uno en particular.

## Ventajas del uso de nematicidas

La principal radica en que el uso de nematicidas ha permitido incrementos significativos en el crecimiento y producción, proveyendo una prueba irrefutable del rol de los nematodos como organismos parásitos y patógenos de ambos cultivos. Incrementos en producción con el uso de nematicida en banano se citaron en el cuadro 2 y 3 y para plátano en Puerto Rico, se ha encontrado aumentos de producción y extensión de la vida útil de las plantaciones (Román *et al.*, 1982, Román *et al.*, 1977, Román *et al.*, 1976, Román y Medina 1976).

La efectividad de los nematicidas oscila entre el 50-90 % (Schmitt 1985) en la reducción de las poblaciones. Los nematicidas quizá no maten los nematodos a ciertas dosis, pero alteran su comportamiento limitando su actividad parasítica. Generalmente son de rápida acción, con disponibilidad en el mercado y en ciertos cultivos de alto valor; su costo es bajo. Las diferencias en control provienen de la eficacia de la aplicación de nematicidas que está en función principalmente del tipo y la humedad del suelo, de la población inicial y especies de nematodos presentes y de la distribución del producto en la superficie del suelo.

Otros factores que interfieren son la temperatura y pH del suelo, contenido de materia orgánica, balance nutricional, porosidad y textura del suelo, tiempo de exposición, estado de desarrollo del nematodo, localización del nematodo respecto a la sustancia tóxica y la concentración de ésta.

## Desventajas del uso de nematicidas

Las adversidades más agudas que enfrentan los nematicidas se enmarcan y se orientan en: la contaminación que provocan en el ambiente, representan una amenaza constante para la ecología de los agroecosistemas, potencialmente pueden acumularse en productos de consumo y su uso continuo puede inducir a detectarlos en aguas subterráneas. Otras desventajas más leves se refieren al precio de los productos, a las restricciones en la compra y usos, y a lo difícil de distribuirlos en los campos.

Los problemas técnicos del uso se dan porque los nematicidas corrientemente disponibles tienen un efecto diferencial sobre las especies de nematodos y su actividad es grandemente afectada por las propiedades físico-químicas del suelo y condiciones climáticas, con un efecto residual comúnmente corto, inferior a los 90 días en condiciones tropicales. A determinada concentración del producto, la sobrevivencia de los nematodos difiere entre géneros. Cada género tiene diferente  $DL_{50}$  para determinado nematicida.

En general se considera que conforme aumenta la actividad metabólica del nematodo, la cantidad del tóxico requerido para la mortalidad se reduce. La aplicación frecuente modifica la microflora y microfauna de los suelos alterando las cadenas tróficas. El uso indiscriminado de una determinada molécula generalmente resulta en pérdida de efectividad producto de la degradación biológica del producto a metabolitos no tóxicos (Araya 2000, Stirling *et al.*, 1992, Davis *et al.* 1993). Organismos que pueden estar involucrados en la degradación son las bacterias *Pseudomonas* spp, *Flavobacterium* sp, y los hongos *Penicillium waksmani* y *Trichoderma viride*.

## Modo de acción

La descomposición de los nematicidas resulta en metabolitos que son las sustancias nematóxicas o nematostáticas. Son nematotóxicos cuando matan los nematodos y nematostáticos cuando inhiben su funcionamiento normal. El control efectivo depende de la distribución uniforme del nematicida en el suelo o la superficie del suelo. Para que un nematicida mate o inactive los nematodos tiene que haber contacto entre ellos. Dos métodos de contacto son por penetración a través de la cutícula o por ingestión durante la alimentación, acción menos frecuente. El mayor efecto de los nematicidas es en la reproducción y no en la mortalidad de los nematodos. Los no fumigantes carbamatos (carbofuran, oxamyl) y organofosforados (ethoprop, terbufos, fenamiphos, cadusafos) son metabolizados a sulfóxidos que son potentes nematicidas (Schneider *et al.* 1990, Spurr 1985).

Las acetilcolinesterasas están presentes en múltiples formas moleculares dentro de la neuroanatomía de los nematodos. Por tanto, la susceptibilidad de los nematodos a los nematicidas está en función de la abundancia y localización de las diferentes formas de las acetilcolinesterasas. La hidrólisis de los carbamatos y organofosforados remueve la porción de la molécula que ocupa el sitio de la esterasa en la acetilcolinesterasa inhibiéndola (Opperman 1992). Otras esterasas también son inhibidas y se producen reacciones farmacológicas secundarias (Spurr 1985). La hidrólisis de la acetilcolina por medio de la acetilcolinesterasa es vital en la neurotransmisión de la sinapsis de acetilcolina en el sistema nervioso. En el caso de los organofosforados la reacción es irreversible, mientras en los carbamatos es reversible (Spurr 1985). Este efecto reversible dependerá de la concentración del nematicida en el suelo.

Los efectos farmacológicos se inician con un incremento en la actividad del nematodo al entrar en contacto con el nematicida, seguido por una reducción en la actividad hasta alcanzar la parálisis. La actividad del cuerpo del nematodo es rápidamente inhibida y se estimula un movimiento anormal del estilete. La habilidad para penetrar las raíces se deteriora, se previene y reduce la eclosión de huevos, se reduce la motilidad y se demora el proceso de muda. Estos cambios en comportamiento se atribuyen a la inhibición de otras esterasas.

Una descripción excelente y detallada del modo de acción aduciendo concentraciones del nematicida en el suelo fue presentada por Bunt (1987). La aplicación de 5-10 Kg i.a. ha<sup>-1</sup> incorporado al suelo a 10 cm de profundidad puede alcanzar una concentración cercana a 5-10 mg i.a. L<sup>-1</sup> de suelo en condiciones húmedas. Si esta concentración se mantiene se puede inhibir completamente la eclosión de huevos. Pero en la práctica el mantener tal concentración es imposible dado la adsorción en las partículas del suelo resultado de la fotólisis, hidrólisis, degradación biológica y el lavado parcial de los metabolitos por el agua del suelo.

Cuando la concentración se reduce a 2-5 mg i.a. L<sup>-1</sup> a causa de procesos físico-químicos o biológicos, los estados juveniles pueden recobrase dentro de los huevos y eclosionar o los juveniles recién eclosionados pueden verse paralizados por la incorporación de la sustancia tóxica en el sistema nervioso, causando desorientación, restricción del movimiento y estimulación de la salida de los estiletes, siendo sus músculos muy sensibles al tóxico. Aún cuando estas concentraciones no matan los nematodos, las plantas podrían verse protegidas de su daño si su efectividad se mantuviera por períodos largos.

Al reducirse la concentración del nematológico a 1-2 mg i.a. L<sup>-1</sup> de suelo, el tejido nervioso y muscular de los nematodos comienza a recuperarse, se incrementa la orientación y movimiento, pero la penetración y alimentación se les hace difícil ya que los músculos del estilete son los últimos que se recuperan. En tales situaciones muchos nematodos experimentan inanición y mueren. Dependiendo del cultivo, de la densidad poblacional, del tipo de suelo y de las condiciones climáticas, las plantas podrían estar aún parcialmente protegidas del daño. Una vez que la concentración es menor a 1 mg i.a. L<sup>-1</sup> de suelo, las raíces están totalmente expuestas al ataque de fitonematodos y más bien dependiendo del tipo de nematodo su actividad puede ser estimulada.

Considerando las dosis de producto comercial recomendadas y usadas comúnmente de carbamatos y organofosforados de 3 g ia por punto de aplicación (20 cm capa arable y 50 cm de radio), se tendría una concentración potencial máxima cercana a 60 mg L<sup>-1</sup> de suelo. Esto asumiendo que se incorpora a los 10-15 cm de profundidad, pero en la práctica toda aplicación se hace sobre la superficie, en pequeñas bandas en la zona de fertilización, dada la escasa cantidad del producto y lo difícil que sería la incorporación.

Se desprende entonces que el efecto de los productos aplicados podría ser nematódico, si hay contacto directo con los nematodos, o únicamente nematostático disminuyendo la tasa reproductiva de la población de nematodos. Además este efecto muy probablemente sólo sea en una pequeña área del total del sistema radical de la planta, en su punto de aplicación y su alrededor; 10-15 cm horizontal y vertical (Sterling y Dullahide 1987) disminuyendo la concentración conforme aumenta la distancia y por consiguiente el efecto. La reducción de las poblaciones en las áreas tratadas de las plantas se da por la inhibición en la eclosión de huevos, desorientación, restricción del movimiento y distorsión del estilete en los estados juveniles (J<sub>2</sub>) que son los estadios de penetración e invasión a las raíces.

La distribución horizontal de fitonematodos generalmente se extiende desde la base del tallo hasta los 90 cm (Araya y De Waele 2000, Araya *et al.*, 1999) y en forma vertical hasta los 120 cm de profundidad (hasta donde profundicen las raíces). Las mayores densidades poblacionales se encuentran de 0-30 cm de profundidad y de 0 a 60 cm de radio. Sin embargo, variaciones en la distribución pueden ocurrir de acuerdo a las condiciones ecológicas. Por tanto, queda de manifiesto que los fitonematodos que se localizan en el resto del sistema radical escaparían a la acción nematostática. Esto, junto con las variables ecológicas que determinan la efectividad de los nematicidas, permite una mejor interpretación de los resultados en aplicaciones de nematicidas.

## Problemas en el control de nematodos

En banano y plátano la principal limitante es que los nematodos presentes (*R. similis*, *Pratylenchus* spp., *Helicotylenchus* spp. y *Meloidogyne* spp.) viven y cumplen su ciclo de vida dentro de las raíces. Por tanto, cómo hacer para que el producto entre en contacto con los nematodos. El uso de nematicidas de alta solubilidad y sistémicos favorece el control de nematodos endoparásitos. Los propios nematodos tienen la cutícula, que les sirve para protegerse de condiciones ambientales adversas. Muchos nematodos se encuentran profundos (más de 30 cm) en el perfil del suelo y dentro de las raíces, protegiéndose del efecto de los nematicidas.

Dentro de las condiciones ecológicas, el suelo, por si mismo, es quizá la principal barrera que previene que muchos nematicidas sean efectivos. En condiciones de campo los nematicidas son depositados en pequeñas porciones en la superficie del suelo de donde tiene que dispersarse a través de los espacios porosos del suelo disminuyendo la concentración conforme aumenta la distancia. El movimiento del nematicida dentro y a través del suelo es quizá la mayor limitante en el control. Conforme las moléculas se mueven a través del aire o agua, muchas desaparecen por adsorción y por degradación química y biológica.

En suelos con alto contenido de arena hay una mejor respuesta a la aplicación de nematicidas resultado de una menor adsorción y una mayor difusión de los metabolitos a través del perfil del suelo dado el mayor tamaño de los espacios porosos (Heald 1987). En suelos de textura arcillosa el movimiento o distribución de los metabolitos es restringido por el reducido tamaño de los espacios porosos.

Cuando el contenido de humedad es muy alto, los poros se llenan de agua lo que impide el desplazamiento de los nematicidas, mientras en suelos muy secos el producto se volatiliza o escapa muy rápidamente. Contenidos de humedad mayores a lo requerido, resultan en una dilución más rápida del tóxico reduciendo la zona de control en el sistema radical. Plantaciones en suelos con alto contenido de materia orgánica y pH alcalinos generalmente no responden a la aplicación de nematicidas dado la alta adsorción del producto lo que reduce su eficacia. Condiciones bióticas o abióticas pueden inactivar los nematicidas antes de que alcance la concentración adecuada para un control eficiente.

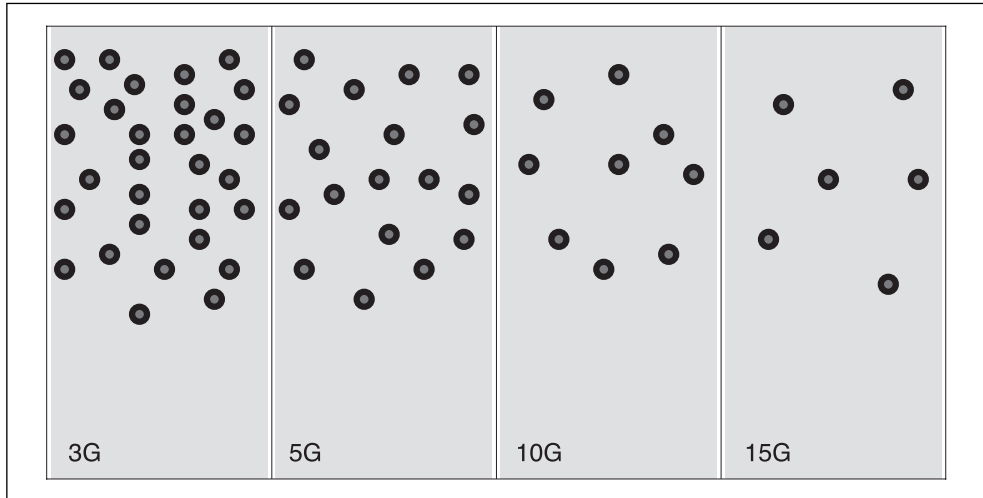
## Consideraciones en el uso de nematicidas

Una vez que el problema de nematodos aparece, lo más sensato es que los productores aprendan a convivir con ellos. El problema se agudiza en el monocultivo, que favorece el desarrollo y evolución de grandes poblaciones de fitonematodos que reducen en forma considerable el peso del racimo y las características de mercado de los frutos. Por las características tan particulares que se dan en los cultivos perennes muchas prácticas de control de nematodos comúnmente usadas en cultivos de ciclo corto no son aplicables en sistemas de monocultivo continuo. La combinación de diferentes métodos de control y manejo de nematodos parece ser un enfoque más atractivo y efectivo. Sin embargo, es preciso tener presente que ningún método individual o la combinación de varios erradica el problema.

En el caso de los nematicidas no granulares, la continuación de su uso es muy difícil y discutible por cuanto hay fuertes presiones para que se retiren del mercado. Quizá, el desarrollo de nuevas tecnologías que permita incorporarlos por ejemplo directamente en los cormos o los tallos de las plantas puedan prolongar su uso. Mientras se mantengan, la aplicación de no fumigantes debe ser muy bien dirigida, cerca del o los nematodos que se pretende controlar, situación sencilla en cultivos de ciclo corto, pero prácticamente imposible en banano y plátano por las bajas cantidades de producto a utilizar, y por la distribución espacial, horizontal y vertical de los fitonematodos en el sistema radical del cultivo.

Los contenidos de humedad requeridos para un control eficiente serán a la capacidad de campo, donde se logra la mayor velocidad de movimiento y desplazamiento del nematicida. Además en tales contenidos de humedad, nematodos que se encuentran en estado de deshidratación serían activados facilitando su control. Anteriormente se disponía de bajas formulaciones como la 3G y 5G en vez de 10G o 15FC lo que resultaba en un mayor volumen de producto a ser aplicado. Una representación esquemática de dicho efecto se presenta en la figura 3. Bajas formulaciones permiten aplicaciones más homogéneas del producto. Sin embargo, bajas formulaciones son generalmente, un poco más caras por el costo del material

inerte, transporte y almacenaje del producto. Similarmente, se prefiere el uso de inertes de tamaño uniforme y preferiblemente de granulometría fina (Figura 4 y 5). Gránulos más finos promueven mayor superficie de contacto y un mayor número de gránulos por dosis comercial (Cuadro 5) que igualmente facilitan distribuciones homogéneas del nematicida en la superficie del suelo.

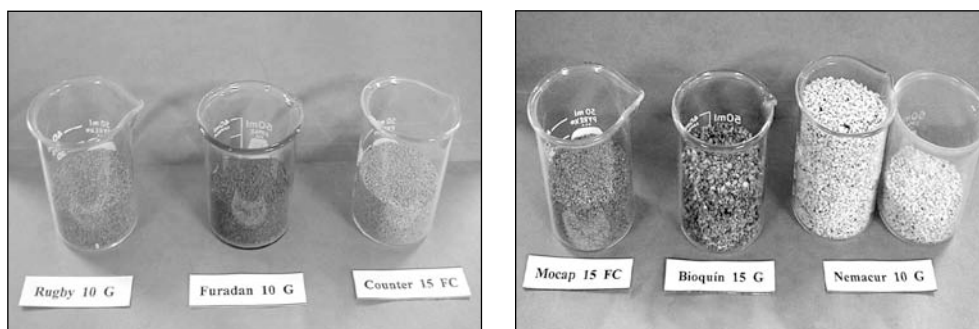


**Figura 3.** Simulación de la cantidad de gránulos a aplicar de una misma dosis de ingrediente activo de un producto formulado con el mismo inerte pero a diferentes concentraciones.

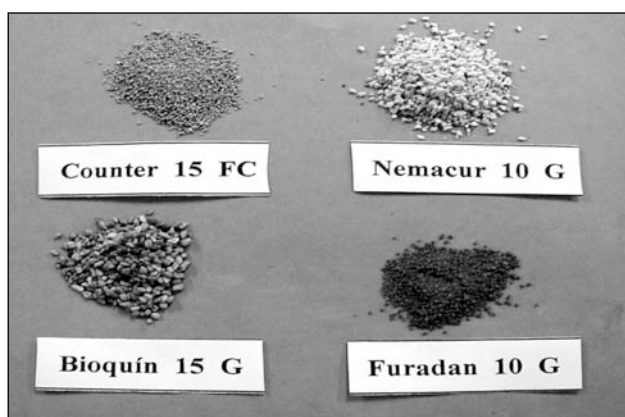
Los nematicidas tienen una serie de características particulares (Cuadro 6) que ayudan en la selección de los productos para su uso racional y técnico. En aplicaciones de productos inmóviles su distribución en la superficie del suelo debe ser muy homogénea.

Productos de baja solubilidad son recomendados en épocas de mediana a alta precipitación de 200-350 mm por mes, mientras los de alta solubilidad son efectivos en épocas de escasa precipitación de 75-200 mm por mes (Cuadro 7).

Experimentos de campo y laboratorio (Moens *et al.* 2004, Anderson, 1998; Racke y Coats, 1988a, 1988b) han mostrado que la alternancia de los nematicidas es la única opción asequible para disminuir la pérdida de eficacia de los nematicidas inducida por la acción de microorganismos. Por tanto, la alternancia de todas las moléculas que dispongan de aprobación por la Agencia de Protección Ambiental (EPA) de los Estados Unidos y de Codex Alimentarius Commission (CAC) de las Naciones Unidas para su uso en banano y plátano, es indispensable para garantizar adecuados niveles de control y eficacia. Las aplicaciones se recomienda decidir las en base a monitoreos periódicos de las poblaciones de nematodos y contenidos de raíces. De acuerdo con el historial de uso de productos existen varias opciones para su alternancia en forma racional que permite maximizar las particularidades de cada producto (Cuadro 8). Debe considerarse no rotar entre carbamatos y en la rotación de organofosforados no es recomendable el uso de Mocap seguido de Rugby o viceversa. La mejor respuesta en cosecha se obtiene cuando las aplicaciones se realizan en hijos de menos de 1,5 m de altura, antes de ocurra la diferenciación floral.



**Figura 4.** Dosis comerciales de diferentes nematocidas aprobados por la Agencia de Protección Ambiental (EPA) de los Estados Unidos y Codex Alimentarius Commission (CAC) de las Naciones Unidas para uso en banano (*Musa AAA*) y plátano (*Musa AAB*).



**Figura 5.** Tamaños de granulos de diferentes nematocidas. Obsérves tres materiales inertes. Counter 15 FC en biodac, granulos finos y muy uniformes, Nematicur 10 G y Bioquín 15 G en piedra pómez, granulos más grandes y muy heterogéneos y Furadan 10 G en arena, granulos finos y homogéneos.

**Cuadro 4.** Materiales de *Musa AAA* (banano) y *AAB* (plátano) que han mostrado ser menos susceptibles a *Radopholus similis*.

Clon	Genoma	Referencia
Madre del plátano	AAB	Price 1994, Price y McLaren 1996
Rajapuri India	AAB	Price 1994, Price y McLaren 1996
Popoulou	AAB	Binks y Gowen 1997, Price y McLaren 1996
Yagambi km 5	AAA	Viaene <i>et al.</i> 2003, 2000, Fogain y Gowen 1998, Binks y Gowen 1997, 1996, Fogain <i>et al.</i> 1996
Gros Michel	AAA	Price 1994, Mateille 1993, 1992, Price y McLaren 1996
Pisang Jari Buaya	AA	Viaene <i>et al.</i> 2003, 2000, Binks y Gowen 1997, 1996, Fogain <i>et al.</i> 1996
Calcutta 4	AA	Viaene <i>et al.</i> 2003, 2000, Binks y Gowen 1997, Fogain y Gowen 1996
Paka	AA	Binks y Gowen 1997, Collingborn y Gowen 1997

**Cuadro 5. Particularidades de los nematicidas aprobados por la Agencia de Protección Ambiental (EPA) de los Estados Unidos y Codex Alimentarius Commission (CAC) de las Naciones Unidas para uso en banano (*Musa AAA*) y plátano (*Musa AAB*).**

Nematicida	Inerte	Formulación	Granulometría	Dosis (g ia) recomendada	*Número de granulos/dosis
Biosban	Piedra pómx	5 G	---	3	16.176 ± 1.710
Counter	Biodac	15 FC	20/50	3	85.100 ± 2.144
Counter	Piedra pómx	10 G	12/20	3	27.778 ± 2130
Forater	Kip Z	15 G	8/12	3	13.020 ± 1.901
Furadan	Arena	10 G	20/50	3	93.750 ± 1853
Mocap	Biodac	15 FC	20/50	3	97.561 ± 2140
Nemacur	Piedra pómx	10 G	5/17	3	32.490 ± 2.571
Rugby	Biodac	10 G	20/50	2	95.100 ± 1.222

\*Datos son medias ± desviación estándar de 10 repeticiones.

Biodac (50% fibra de papel, 31% arcilla, 17% carbonato de calcio y < 1% de dióxido de titanio, 12/20; 16/30; 20/50).

**Cuadro 6. Características físico-químicas de los nematicidas aprobados por la Agencia de Protección Ambiental (EPA) de los Estados Unidos y Codex Alimentarius Commission (CAC) de las Naciones Unidas para uso en banano (*Musa AAA*) y plátano (*Musa AAB*).**

Nematicida	Solubilidad (ppm)	Mobilidad	Acción
Cadusafos	248	Poco móvil	Contacto
Carbofuran	350	Móvil	Sistémico
Ethoprofos	750	Moderada	Sistémico local
Fenamiphos	450	Moderada	Sistémico
Oxamyl	28000	Muy móvil	Sistémico
Terbufos	5,5	Inmóvil	Sistémico

Cadusafos = Rugby®; Carbofuran = Furadan®; Ethoprofos = Mocap®; Fenamiphos = Nemacur®; Oxamyl = Vydate® y Terbufos = Biosban®, Bioquín®, Counter® o Forater®.

**Cuadro 7. Recomendación para la aplicación de nematicidas según la precipitación mensual (mm) y mes del año en Costa Rica (Araya 2000).**

Nematicida	Precipitación		Mes		
	75 ≤ 200 mm	200 ≤ 350 mm	Enero-abril	Mayo-setiembre	Octubre-diciembre
Cadusafos		x		x	x
Carbofuran	x		x	x	
Ethoprofos	x		x	x	
Fenamiphos		x		x	x
Oxamyl	x		x		
Terbufos		x		x	x

Cadusafos = Rugby®; Carbofuran = Furadan®; Ethoprofos = Mocap®; Fenamiphos = Nemacur®; Oxamyl = Vydate® y Terbufos = Biosban®, Bioquín®, Counter® o Forater®.

**Cuadro 8. Opciones de alternancia de los nematicidas aprobados por la Agencia de Protección Ambiental (EPA) de los Estados Unidos y Codex Alimentarius Commission (CAC) de las Naciones Unidas para uso en banano (*Musa AAA*) y plátano (*Musa AAB*) (Araya 2000).**

Año I			Año II		
Enero-abril	Mayo-setiembre	Octubre-diciembre	Enero-abril	Mayo-setiembre	Octubre-diciembre
O	E	T	CB	F	CD
O	F	CD	CB	E	T
O	F	T	E	CB	CD
CB	E	T	O	F	CD
CB	CD	F	O	E	T
E	CB	T	O	F	CD
E	CB	T	O	CD	F
E	CB	T	O	F	CD

CD = Cadusafos (Rugby®); CB= Carbofuran (Furadan®); E= Ethoprofos (Mocap®); F= Fenamiphos (Nemacur®); O= Oxamyl (Vydate®) T= Terbufos (Biosban®, Bioquín®, Counter® o Forater®).

## Bibliografía

- Afreh-Nuamah, K. 1995. Nematodes associated with plantains in the Eastern Region of Ghana. *MusAfrica* 7:4-6.
- Anderson, J.P.E. 1998. Accelerated microbial degradation of crop protection products in soils. *En Proceedings International Conference on Pesticide Use in Developing Countries: Impact on Health and Environment, 23-28 February, 1998. San José, Costa Rica* P:59.
- Araya, M. y D. De Waele 2004. Spatial distribution of nematodes in three banana (*Musa AAA*) root parts considering two root thickness in three farm management systems. *Acta Oecologica*.
- Araya, M. y D. De Waele 2000. Effect of soil type on the spatial distribution of *Radopholus similis* on banana roots. *International Journal of Nematology*. 12(2):137-144.
- Araya, M. 2000. La biodegradación de nematicidas en banano (*Musa AAA*). *Corbana* 26(53):63-74.
- Araya, M. y A. Vargas, A. Cheves. 1999. Nematode distribution in roots of banana (*Musa AAA* cv. Valery) in relation to plant height, distance from the pseudostem and soil depth. *Nematology* 1(7-8):711-716.
- Araya, M. y A. Cheves. 1998. Selection of plant type for banana (*Musa AAA*) nematode sampling. *Infomusa* 7(1):23-26.
- Araya, M. y A. Vargas. 1997. Determinación del tipo de planta adecuada para el monitoreo de poblaciones de fitonematodos en plátano (*Musa AAB*). *Uniciencia* 14(1):510.
- Araya, M. y A. Cheves. 1997. Determinación de los nematodos fitoparásitos del plátano (*Musa AAB*, clon Falso Cuerno) en la zona Atlántica de Costa Rica. *Corbana* 22(47):27-33.
- Araya, M. 1995. Efecto depresivo de ataques de *Radopholus similis* en banano (*Musa AAA*). *Corbana* 20(43):3-6.
- Barriga, O.R. y Z.G. Cubillo. 1980. Principales nematodos fitoparásitos asociados con cultivos de plátano (*Musa AAB* y *Musa ABB*) en cuatro regiones de Colombia. *Fitopatología Colombiana* 9(2):80-92.
- Behn, J.A., J.W. Higham, y F. Solis. 1991. Effects of continuous and rotational applications of counter systemic insecticide-nematicide (Terbufos) on nematode control, production parameters and soil degradation patterns in Costa Rica bananas (*Musa AAA*). Pp:373-383. *En X Reunión ACORBAT, Villahermosa, México.*

- Behm, J.A. y R.C.A. Cordero. 1988. Effects of terbufos (counter) in the control of banana burrowing nematode (*Radopholus similis*). Pp:263-275. En Reunión ACORBAT. Santa Marta, Colombia.
- Binks, R.H. y S.R. GOWEN. 1997. Early screening of banana and plantain varieties for resistance to *Radopholus similis*. International Journal of Nematology. 7(1):57-61.
- Binks, R.H., J.R. Greenham, J.G. Luis y S.R. Gowen. 1997. A phytoalexin from roots of *Musa acuminata* var. Pisang sipulu. Phytochemistry 45(1):47-49.
- Binks, R.H. y S.R. Gowen. 1996. Evaluación en el campo de las infestaciones de nematodos en germoplasma de *Musa*. Infomusa 5(2):15-17.
- Birchfiel, W. 1957. Observations on the longevity without food of the burrowing nematode. Phytopathology. 47:161-162.
- Bridge, H., N.S. Price y P. Kofi. 1995. Plant parasitic Nematodes of plantain and crops in Cameroon, West Africa. Fundam. Appl. Nematol. 18(3):251-260.
- Bunt, J.A. 1987. Mode of action of nematicides. Pp. 461-468 En J.A. Veech and D.W. Dickson eds. Vistas on Nematology. Society of Nematologists, Inc.
- Burton, Y.E. 1987. Histopathology and ultrastructure of crops invaded by certain sedentary endoparasitic nematodes. Pp: 196-210. In J.A. Veech and D.W. Dickson eds. Vistas on Nematology. Society of Nematologists Inc.
- Christie, J.R. 1974. Nematodos de los vegetales; su ecología y control. Trad. de la primera edición por Centro Regional de Ayuda Técnica. México, D.F. Limusa 275p.
- Collingborn, F.M.B., S.R. Gowen. 1997. Evaluación de cultivares de banano para la resistencia al *Radopholus similis* y *Pratylenchus coffeae*. Infomusa 6(2):3.
- Cubillos, Z., R. Barriga y L. Pérez. 1980. Control químico de nematodos en banana Cavendish cv. Grand Naine en la región de Urabá, Colombia. Fitopatología Colombiana 9(2):58-70.
- Davide, R.G. 1985. Studies on the population dynamics of nematodes in relation to yield loss of banana and evaluation of banana varieties for nematode resistance. Research Bulletin (Filipinas) 40(1):1-26.
- Davide, R.G. 1986. Distribution, host-parasite relationship and control of banana nematodes in the Philippines. Pp:114-123. En B.E. Umali, C.M. Lantican eds. Banana and plantain research and development. Proceedings of the International Seminar-workshop on banana and plantain. Research and development 1985. Davao, Filipinas. PCARRD, book series. No 41.
- Davis, R.F., A.W. Johson y R.D. Wauchope. 1993. Accelerated degradation of fenamiphos and its metabolites in soil previously treated with fenamiphos. Journal of Nematology 25(4):679-685.
- Decker, H., R. Casamayor-García y M.E. Rodríguez-Fuentes. 1973. Nuevas investigaciones sobre tratamientos de los rizomas del plátano con agua caliente y nematicidas contra nematodos parásitos. Cartas ALAF No 51-52:7, marzo-abril.
- De La Cruz, F. 1982. Control de nematodos en plátano en República Dominicana. Nematropica 12(2):157.
- De Waele, D. 2000a. Root-knot nematodes. Pp:307-314. In D.R. Jones ed. Diseases of banana, Abacá and Enset. CABI Publishing. Wallingford, UK.
- De Waele, 2000b. Engineering resistance to diseases caused by nematodes. Pp:492-495. En D.R. Jones eds. Diseases of banana, Abacá and Enset. CABI Publishing.
- Figuroa, A., Ma.E. Molina, L. Pérez. 1990. Cultivos alternos para controlar nematodos en renovación de plantaciones bananeras. Asbana 14(33):19-26.
- Figuroa, A. 1989. Dinámicas poblacionales de cuatro géneros de nematodos parásitos en plátano (*Musa*AAB, subgrupo plátano cv. Curraré). Asbana 13(32):5-7.
- Figuroa, A. 1987. Efectos del combate de nematodos en una finca bananera. Pp:215-217. En VII Reunión ACORBAT 1985, San José, Costa Rica.
- Fogain, R. y S. Gowen. 1998. "Yangambi km5" (*Musa* AAA, Ibota subgroup): a possible source of resistance to *Radopholus similis* and *Pratylenchus goodeyi*. Fundam. Appl. Nematol. 21(1):75-80.
- Fogain, R., S. Gowen y F. Mekemda. 1996. Screening for susceptibility to *Radopholus similis*: evaluation of plantains AAB and diploid AA, AB, and BB. Trop. Agric. 73(4):281-285.

- Fogain, R. y S.R. Gowen. 1996. Investigations on possible mechanisms of resistance to nematodes in *Musa. Euphytica*. 92:375-381.
- Fogain, R. 1994. Plagas de bananos y plátanos en Camerún. *Infomusa* 3(1):19-20.
- Gómez, T.J. 1980. Determinación de la infestación de fitonematodos en plantaciones bananeras de Urabá., Colombia. *Fitopatología Colombiana* 9(1):19-32.
- Gonzales, R.J.B., M.J.C. Ventura, M.S. Rodríguez, G.J.R. Galvez y M. Jacomino. 1997. Algunas consideraciones sobre el comportamiento de clones de *Musa* spp. frente a nematodos en Cuba. *Infomusa* 6(2):32-35.
- Gorenz, A.M. 1963. Preparation of disease free planting materials of banana and plantain. *Ghana Farmer* 7:15-18.
- Gowen, S.R. 2000a. Root-lesion nematodes. Pp:303-306. In D.R. Jones ed. *Diseases of banana, abacá and enset*. CABI Publishing, Wallingford, UK.
- Gowen, S.R. 2000b. Spiral nematode. Pp:306-307. In D.R. Jones ed. *Diseases of banana, abacá and enset*. CABI Publishing, Wallingford, UK.
- Gowen, S. 1995. Pest. Pp:382-402. In S. Gowen eds. *Bananas and plantains*. Chapman & Hall, London, UK.
- Gowen, S.R. 1995. The source of nematode resistance, the possible mechanisms and the potential for nematode tolerance in *Musa*. Pp:45-49. En E.A. Frison; J.P. Horry; D. De Waele eds. *New Frontiers in Resistance Breeding for Nematode, Fusarium and Sigatoka*. Malaysia.
- Gowen, S.R. 1991. Yield losses caused by nematodes on different banana varieties and some management techniques appropriate for farmers in Africa. Pp:199-208. En C.S. Gold y B. Gemmill eds. *Biological and integrated control of highland banana and plantain pests and diseases*. Cotonou, Bénin.
- Gowen, S. y P. Quénéhervé. 1990. Nematodes parasites of bananas, plantains and abaca. Pp:431-460. In. M. Luc, R.A. Sikora and J. Bridge eds. *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. CAB International, Wallingford, UK.
- Gowen, S.R. 1979. Some considerations of problems associated with the nematode pests of bananas. *Nematopica* 9(1):79-91.
- Heald, C.M. 1987. Classical nematode management practices. Pp. 100-104 En. J.A. eech and D.W. Dickson eds. *Vistas on Nematology*. Society of Nematologists, Inc.
- Hemeng, O.B. 1991. Studies on parasitic nematodes associated with plantain. Pp:252-259. En. Gold y Gemmill eds. *Biological and Integrated Control of Highland Banana and Plantain Pests and Diseases*. Cotonou, Bénin.
- Holdeman, Q.L. 1986. The burrowing nematode, *Radopholus similis*, sensu lato. Division of Plant Industry, California Department of Food and Agriculture and the Agricultural Commissioners of California. California. 52p.
- Hwang, S.C. y C.Y. Tang. 2000. Unconventional banana breeding in Taiwan. Pp:449-464. En D.R. Jones eds. *Diseases of banana, abacá and enset*. CABI publishing.
- Hutton, D.G. y D.C. Chung. 1973. Effect of post-planting applications of the nematicide DBCP to plantain. *Nematopica* 3:45.
- Irizarry, H., J. Rodríguez, D. Oramas. 1979. Evaluation of four nematicides in preplant treatment of plantain. (*Musa acuminata* \* *M. balbisiana*, AAB cv Maricongo) corms. 269-271. *The Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico*. 63(2):269-271.
- Itai, C. 1996. Synthesis of plant growth regulators by roots. Pp:273-284. En Y. Waisel, A. Eshel, y U. Kafkafi eds. *Plant roots the hidden half*. Marcel Dekker, Inc. New York.
- Jiménez, C.A. 1991. Determinación de la densidad poblacional de nematodos fitoparásitos asociados al cultivo del plátano (*Musa*AAB) en la región Huetar Norte. Tesis Ing. Agr. Instituto Tecnológico de Costa Rica. 52p.
- Jones, D.R. 2000. Banana breeding for disease resistance. Pp:425-434. En D.R. Jones eds. *Diseases of banana, abacá and enset*. CABI publishing.
- Liu, L.C., L.J. Liu., A. Pantoja, M. Santiago, O. Colberg, D. Ramos, E. Lizardi, W. Figueroa, W. Lugo, G. Martínez, R. Ingles, A. Monllor, J. Bird y J. Chavarría. 1994. Pest control and management factors affecting plantain decline. Pp:625-634. En X Reunión de ACORBAT Tabasco México 1991.

- Lockhart, B.E.L. 2002. Management of viral diseases of banana. Pp.217-221. En XV Reñión ACORBAT, Cartagena de Indias, Colombia. 27 oct al 2 nov 2002.
- López, Ch.R. 1980. Determinación de los nematodos Fitoparásitos asociados al plátano (*Musa acuminata* \* *M. Balbisiana*, AAB) en Río Frío. Agronom. Costarr. 4(2):143-147.
- Loos, A.C. 1961. Eradication of the burrowing nematode, *Radopholus similis* from bananas. Plant Disease Reporter. 45(6):457-461.
- MacGowan, J.B. 1977. The burrowing nematode *Radopholus similis* (Cobb 1893) Thorne 1949. Fla. Dept. of Agric. & Consumer Serv. Division of Plant Industry. Nematology Circular No 27. 2p.
- Marín, D.H., K.R. Barker, D.T. Kaplan, T.B. Sutton y C.H. Opperman. 1999. Aggressiveness and damage potential of Central American and Caribbean populations of *Radopholus* spp. in banana. Journal of Nematology. 31(4):377-385.
- Mateille T., 1994. Réactions biochimiques provoquées par trois nematodes phytoparasites dans les racines de *Musa acuminata* (groupe AAA) variétés Poyo et Gros Michel. Fundamental and Applied Nematology 17, 283-290.
- Mateille, T. 1993. Effects of banana-parasitic nematodes on *Musa acuminata* (AAA group) cvs. Poyo and Gros Michel vitro plants. Trop. Agric. 70(4):325-331.
- Mateille, T. 1992. Comparative development of three banana-parasitic nematodes on *Musa Acuminata* (AAA group) cvs Poyo and Gros Michel vitro-plants. Nematologica. 38:203-214.
- Moens, T., M. Araya, R. Swennen y D. De Waele. 2004. Enhanced biodegradation of nematicides after repetitive applications and its effect on root and yield parameters in commercial banana plantations. Biology and Fertility of Soil.
- Molina, Ma.E. y Figueroa, M.A. 1988. Efecto de los nematicidas en el control de los nematodos y la producción del banano. Asbana 12(29):19-25.
- Murray, D.S. 1980. Uso de nematicidas en escala comercial en plantaciones bananeras del Atlántico. Asbana 4(13):8-9,16.
- Norton, D.C. 1978. Ecology of plant-parasitic nematodes. John Wiley and Sons. New York. 217p.
- O'bannon, J.H. 1977. Worldwide dissemination of *Radopholus similis* and tis importance In crop production. Journal of Nematology 9(1):16-25.
- Ogier, T.P. y C.A.A.F. Merry. 1970. Yield decline of plantains, *Musa paradisiaca*, in Trinidad associated with the nematode *Pratylenchus* sp. Turrialba 20:407-412.
- Opperman, C.H. 1992. The molecular basis of differential nematode sensitivity to nematicides. Pp. 60-72, En F.J. Gommers and P.W.Th. Maas eds. Nematology from molecule to ecosystem. European Society of Nematologists, Inc.
- Oramas, D., J. Román. 1982. Plant parasitic nematodes associated with plantain (*Musa acuminata* x *M Balbisiana*, AAB) in Puerto Rico. Journal of Agriculture of University of Puerto Rico. 66(1):52-59.
- Orton, W.K.J. y M.R. Siddiqi. 1973. *Radopholus similis*. C.I.H. Description of Plant Parasitic Nematodes Set 2 No 27. 4p. Commonwealth Agricultural Bureaux.
- Patel, B.A., R.V. Vyas, D.J. Patel y R.S. Patel. 1996. Susceptibilidad de los cultivares de banano a los nematodos de las raíces (*Meloidogyne* spp.). Infomusa 5(2):26-27.
- Pinochet, J. 1995. Review of Past Research on *Musa* Germplasm and nematode Interactions. Pp:32-44. En E.A. Frison; J.P. Horry; D. De Waele eds. New Frontiers in Resistance Breeding for Nematode *Fusarium* and Sigatoka. Malaysia.
- Pinochet, J. 1988. Comments on the difficulty in breeding bananas and plantains for resistance to nematodes. Revue Nematol 11(1):3-5.
- Pinochet, J. y R.H. Stover. 1980. Fungi associated with nematode lesions on plantains in Honduras. Nematropica 10(2):112-115.
- Pinochet, J. 1978. Histopathology of the root lesion nematode, *Pratylenchus coffeae*, on plantains, *Musa* AAB. Nematologica 24:331-340.
- Price, N.S. y C.G. McLaren. 1996. Techniques for field screening of *Musa* germplasm. Pp:87-107. In. E.A. Frison, J.P. Horry y D. De Waele eds. New Frontiers in Resistance Breeding for Nematode, *Fusarium* and Sigatoka. Malaysia.

- Price, N.S. 1995. Banana morphology - part I: roots and rhizomes. Pp:179-189. En S. Gowen ed. Bananas and plantains. Chapman & Hall, London.
- Price, N.S. 1994. Field trial evaluation of nematode susceptibility within *Musa*. Fundam. Appl. Nematol. 17(5):391-396.
- Quénéhervé, P., P. Cadet, T. Mateille y P. Topart. 1991. Population of nematodes in soils under banana cv. Poyo, in the Ivory Coast. 5. Screening of nematicides and horticultural results. Revue Nématol. 14(2):231-249.
- Racke, K.D. y J.R. Coats. 1988a. Enhanced degradation and the comparative fate of carbamate insecticides in soil. J. Agric. Food Chem. 36:1067-1072.
- Racke, K.D. y J.R. Coats. 1988b. Comparative degradation of organophosphorus Insecticides in soil: specificity of enhanced microbial degradation. J. Agric. Food Chem. 36:193-199.
- Rajendran, G., T.G. Naganathanm y V. Sivagami. 1979. Studies on banana nematodes. Indian Journal of Nematology 9(1):54.
- Román, J. 1986. Plant-parasitic nematodes of bananas, citrus, coffee, grapes and tobacco. Union Carbide Agricultural Products Company, Inc. 17p.
- Román, J., D. Oramas, J. Green y A. Torres. 1982. Control of nematodes and black weevils in plantains. Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico. 270-276.
- Román, J., X. Rovas, D. Oramas y J. Rodríguez. 1977. Further experiments on the chemical control of nematodes in plantains (*Musa acuminata* x *M. Balbisiana*, AAB). Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico. 61(2):192-199.
- Román, J., X. Rivas, J. Rodríguez y D. Oramas. 1976. Chemical control of nematodes in plantains (*Musa acuminata* x *M. Balbisiana*, AAB). Journal of the University of Puerto Rico 60(1):36-44.
- Román, J. y S. Medina. 1976. Insecticida-nematicida controla eficazmente el piche y los nematodos del plátano. Adelanto Científico Núm 33:1-2, Est. Exp. Agr., Univ. P.R.
- Román, J., X. Rivas y J. Rodríguez. 1973. El uso de la yerba Pangola para el control de los nematodos del plátano. Adelanto Científico 4:1-2, Esta Exp. Agric. Univ. P.R.
- Rosero, A. 1987. A: plagas del sistema radicular y rizoma. Pp:37-45. En Rosero, A. Ed. Banano y plátano: enfermedades y plagas, AUGURA. Medellín, Colombia.
- Rowe, P.R. y F.E. Rosales. 2000. Conventional banana breeding in Honduras. Pp: 435-449. En D.R. Jones eds. Diseases of banana, abacá and enset. CABI publishing.
- Salas, J.A., R. Oyuela y R.H. Stover. 1976. Effect of fallow on the burrowing nematode (*Radopholus similis*) of banana. Plant Disease Reporter. 60(10):863-866.
- Sarah, J.L. 2000. Burrowing nematode. Pp:295-303. In D.R. Jones ed. Diseases of banana, abacá and enset. CABI Publishing, Wallingford, UK.
- Sarah, J.L. y G. Fallas. 1995. Biological, biochemical and molecular diversity of *Radopholus similis*. Pp:50-57. En E.A. Frison; J.P. Horry; D. De Waele eds. New Frontiers in Resistance Breeding for Nematode, *Fusarium* and Sigatoka. Malaysia.
- Sarah, J.L. 1989. Banana nematodes and their control in Africa. Nematropica 19(2):199-216.
- Sasser, J.N. y D.W. Freckman. 1987. A world perspective on nematology; the role of the society. Pp:7-14. En J.A. Veech; D.W. Dickson eds. Vistas on Nematology. E.E.U.U. Society of Nematologists, Inc.
- Schmitt, D.P. 1985. Preliminary and advanced evaluation of nematicides. Pp. 241-248 En J.N. Sasser and C.C. Carter eds. An advanced treatise on *Meloidogyne*. Vol I Biology and Control. Raleigh, North Carolina State University Press.
- Schneider, R.C., R.E. Green, W.J. Apt, D.P. Bartholomew, E.P. Caswell. 1990. Field movement and persistence of fenamiphos in drip- irrigated pineapple soils. Pestic. Sci. 30:243-257.
- Sossana, V.K. y P.K. Kosby. 1986. Survival of *Radopholus similis* in host free soil. Indian J. Of Nematol. 16:74-76.
- Spurr, J.H.W. 1985. Mode of action of nematicides. Pp. 269-276 in. J.N. Sasser and C.C. Carter eds. An advanced treatise on *Meloidogyne*. Vol I Biology and control. Raleigh North Carolina State University Press

- Sterling, G.R. y S.R. Dullahide, 1987. Vertical and lateral movement and nematicidal activity Of fenamiphos applied to soil by trickle irrigation. *Plant Protection Quarterly*. 2(4):151-155.
- Sterling, A.M., G.R. Stiring y E.C. Macrae. 1992. Microbial degradation of fenamiphos after repeated application to a tomato-growing soil. *Nematológica* 38:245-254.
- Stoffelen, R., R. Verlinden, N.T. Xuyen, R. Swennen y D. De Waele. 1999a. Estudio de los bananos procedentes de Papua Nueva Guinea con respecto a los nematodos noduladores y de lesiones de la raíz. *Infomusa* 8(1):12-15.
- Stoffelen, R., T.V.T. Tam, R. Swennen y D. De Waele. 1999b. Host plant response of banana (*Musa* spp.) cultivars from Southeast Asia to nematodes. *International Journal of Nematology*. 9(2):130-136.
- Stover, R.H. y N.W. Simmons. 1987. Bananas. 3 ed. Longman, Scientific & Technical. John Wiley & Sons, Inc. New York. 468p.
- Tarjan, A.C. 1960. Longevity of the burrowing nematode, *Radopholus similis* in host free soil. *Abst. Phytopathology*. 50:656-657.
- Tarté, R. y J. Pinochet. 1981. Problemas nematológicos del banano, contribuciones recientes a su conocimiento y combate. Panamá, UPEB. 32p.
- Tazán, L. 1995. Cultivo de plátano en Ecuador. Ministerio de Agricultura y Ganadería-Programa Nacional del Banano. Guayaquil. 65p.
- Uduzu, A. 1997. Study of the effects of banana weevil and nematode infestation on the growth and yield of plantain (*Musa* AAB) in Ghana. M. Phil. Thesis, University of Ghana Legon, Ghana.
- Valette C., Nicole M., Sarah J. L., Boisseau M., Boher B., Fargette M. & Geiger J. P., 1997. Ultrastructure and cytochemistry of interactions between banana and the nematode *Radopholus similis*. *Fundamental and Applied Nematology* 20, 65-77.
- Viaene, N., L.F. Durán, J.M. Rivera, J. Dueñas, P. Rowe y D. De Waele. 2003. Responses of banana and plantain cultivars, lines and hybrids to the burrowing nematode *Radopholus similis*. *Nematology* 5(1):85-98.
- Viaene, N., L.F. Durán, J. Dueñas, J.M. Rivera, D. De Waele and P. Rowe. 2000. Reacción de híbridos y genotipos naturales de *Musa* al ataque de los nematodos *Radopholus similis* y *Pratylenchus coffeae* en ambiente de casa de sombra. 9 p. en XIV Reunión de ACORBAT, San Juan, Puerto Rico.
- Vilardebo, A. 1981. Applications des resultats de recherches de lutte contre la nematose du bananiera *Radopholus similis*, Cobb dans l'ouest africain. *Nematropica* 11(2):193-207.
- Villegas, G.C. y B.L.G. Arango. 1990. Nematodos en plátano Dominicano Harton Enano (*Musa* AAB). *Cenicafé Avances Técnicos* No 150. 4p.
- Xhou, Z. y L. Xie. 1992. Status of banana diseases in China. *Fruits* 47(6):715-721.
- Yepez, G.T., J.A. Meredith y A. Pérez. 1972. Nematodos de banano y plátano (*Musa* sp) en Venezuela. *Nematropica* 2(2):47-51.
- Zem, A.C. y E.J. Alves. 1983. Efeito de diferentes práticas sobre a populacao de *Radopholus similis*. *Soc. Brasil. Nemat. VII Reuniao de Nematologia. Public. No 7*. 215-225.
- Zem, A.C. y E.J. Alves. 1981. Observacoes sobre perdas provocadas por nematoides em bananeira (*Musa acuminata* Simm. & Shep) cv. Nanicao. Bahía, Cruz das Almas, Brasil, EMBRAPA/CNPMF, Boletín de pesquisa No 6. 10p.
- Zuñiga, G., R. Ortiz y F. Baron. 1979. Nematodos asociados con el cultivo del plátano (*Musa* AAB o ABB) en el Valle del Cauca. *Fitopatología Colombiana* 8(2):40-52.

# Manejo de nematodos en musáceas del Ecuador

Carmen Triviño<sup>1</sup>

Las plantaciones de banano de Ecuador se ven afectadas por el nematodo barrenador *Radopholus similis*, cuyo síntoma más visible es la caída de plantas por el deterioro de las raíces. Actualmente, las poblaciones de *Helicotylenchus multicinctus* se han incrementado comparadas con los años anteriores, siendo a veces superior a las de *R. similis*, mientras que *Meloidogyne incognita* se mantiene con poblaciones bajas, con pocas excepciones en plantaciones de origen de meristema. En las plantaciones de plátano, los nematodos que se encuentran con mayor frecuencia son *Meloidogyne incognita*, *Helicotylenchus* spp, *Pratylenchus* spp. y *Radopholus similis* en su orden. En plantaciones comerciales de flores tropicales, las especies *Musa royal*, *M. coccinea*, *M. ornata* y *M. orange* presentan poblaciones desde 200 a 40000 *R. similis* por 100 g de raíces.

En banano, el manejo de nematodos se lo efectúa mediante la preparación del terreno con mucha anticipación a la siembra, con la limpieza del material de siembra, es decir eliminando el tejido necrótico y después de esta práctica se les introduce en una solución de Vydate 24 % L, o de Furadan floable en dosis de 2.5 ml por l de agua, durante 15 segundos. Sin embargo, no todos los productores efectúan estas prácticas. Para el caso de plantas meristemáticas, el substrato que contienen las fundas de polietileno es solarizado o tratado. Además, en las haciendas hasta que ocurra el trasplante estas son colocadas sobre plásticos para evitar contaminación.

A la siembra y resiembra se acostumbra aplicar nematicida en el fondo del hoyo de trasplante; sin embargo, en los últimos años se ha observado que esta práctica se ha reducido en un 50 % aproximadamente. En plantación establecida, el manejo de nematodos se efectúa con el uso de los nematicidas Counter 15 %G., Rugby 10 %G., Mocap 15 %G., y Furadan 10 % G., todos en dosis de 3.0 g de i.a. por pié de planta hija. Estos se aplican alrededor de los hijos y nietos. Sin embargo, hay pocos productores que aplican únicamente a hijos de 1-50 - 2.0 m de altura (una vez por ciclo de la planta) con muy buenos resultados. La aplicación de nematicidas generalmente se realiza después de haber efectuado un análisis nematológico, basándose en el "nivel de alerta" 10000 *R. similis* por 100 g de raíces totales (sanas más dañadas), muestreando al frente de la planta recién florecida que ha sido lo generalizado, o al frente de hijos de 1.50 - 2.0 m de altura a lado de una planta florecida que es lo que se esta efectuado en los últimos años, aunque en esta situación, el nivel de alerta antes mencionado resultaría muy alto.

<sup>1</sup> Sección Nematología del Departamento Nacional de Protección Vegetal. Estación Experimental Boliche del INIAP, Box 7969, Guayaquil.

En los últimos cinco años la frecuencia de aplicación de nematicidas en las plantaciones de banano ha disminuído, de tres por año que era lo común, a dos y una por año, aún con alta incidencia de *R. similis*.

Aunque no se dispone de información técnica validada mediante investigación, el productor utiliza otras alternativas para el manejo de los nematodos como el uso de tallos y rechazo de fruta picada alrededor de los hijos y plantas de resiembra, uso de viales, lombricompost y otros productos orgánicos.

Adicionalmente, algunos también aplican agentes biológicos controladores como *Paecilomyces lilacinus*, *Trichoderma* sp., *Pseudomonas* sp. en plantaciones de banano, con fines de control, con el uso de los productos comerciales Bionema y Biostart. Sobre esta estrategia el INIAP realiza investigación con *Trichoderma viride* y *Cylindrocarpom destructan* dos hongos que han sido aislados de las lesiones frescas causadas por *R. similis* en las plantaciones de las zonas bananeras de este país.

Actualmente en Ecuador existe la tendencia de manejar las plantaciones solamente con productos no químicos, sin embargo debido a las altas densidades poblacionales de *R. similis* en muchas plantaciones, habrá la necesidad de continuar utilizando los nematicidas en las plantaciones con poblaciones más severas.

En plátano, el productor solamente elimina los tejidos necrosados y no aplica ningún otro producto; sin embargo INIAP dispone de información técnica nacional y cepas de *Pasteuria penetrans* que pueden ser utilizadas en el manejo de *Meloidogyne incognita*, uno de los nematodos más común en las plantaciones de plátano.

Con respecto a las Musáceas usadas para la producción de flores, el material vegetativo se dispersa de un lugar a otro dentro de la misma finca o fuera de la plantación sin aplicar ninguna medida de control.

# Biodegradación acelerada de nematicidas en *Musa*

Thomas Moens<sup>1</sup>, Mario Araya<sup>2</sup>, Rony Swennen<sup>3</sup> y Dirk De Waele<sup>3</sup>

## RESUMEN

El efecto de 5 aplicaciones consecutivas, cada 4 meses, de Counter<sup>®</sup>, Furadan<sup>®</sup>, Mocap<sup>®</sup>, Namacur<sup>®</sup>, Rugby<sup>®</sup> y Vydate<sup>®</sup> sobre porcentaje de raíz funcional, parámetros de producción y biodegradación acelerada fue estudiado en una finca comercial de banano en Costa Rica. Muestras de raíces fueron tomadas mensualmente del experimento de campo para cuantificar los números de nematodos y estimar el porcentaje de raíz funcional. El biotest para medir la biodegradación acelerada se ejecutó en el laboratorio. Muestras de suelo del campo después de 5 aplicaciones consecutivas de nematicidas fueron tratadas en la siguiente manera: sin esterilización y sin aplicación de nematicida; sin esterilización pero con aplicación de nematicida; y con aplicación de nematicida después de esterilización. El número de nematodos penetrados recuperados fue usado como un parámetro para la degradación del nematicida aplicada, y fue medido a 0, 2, 4, 6 y 8 semanas después de la inoculación de plantas de maíz pregerminadas con 500 nematodos. A la cosecha, 20 meses después del inicio del experimento de campo, el control sin tratamiento tenía el porcentaje de raíz funcional ( $P=0,024$ ) y peso de racimo ( $P=0,0001$ ) más bajo, seguido por Furadan. En promedio, los nematicidas incrementaron el peso de racimo con 38 %. En general, pesos de racimo más altos coincidieron con porcentajes de raíz funcional más altos. Furadan mostraba un alto nivel de biodegradación acelerada, lo que no se detectó en Counter y Rugby. Una alta correlación entre el número promedio de nematodos por 100 g de raíces y el porcentaje promedio de raíz funcional fue observada ( $R^2=0,81$ ;  $P=0,006$ ) para el conjunto de todos los tratamientos. Los datos indican que la rotación de diferentes moléculas de nematicidas es la mejor opción para un manejo de nematodos a largo plazo en plantaciones comerciales de banano.

**Palabras clave:** biodegradación, *Musa* AAA, nematicidas, *Radopholus similis*, rendimiento

<sup>1</sup> Red Internacional para el Mejoramiento de Banano y Plátano (INIBAP), 7170 Turrialba, Costa Rica., tmoens@catie.ac.cr

<sup>2</sup> Corporación Bananera Nacional (CORBANA S.A.), Apartado Postal 390, 7210 Guápiles, Costa Rica. maaraya@corbana.co.cr

<sup>3</sup> Laboratory of Tropical Crop Improvement, Catholic University Leuven (K.U. Leuven) Kasteelpark Arenberg 13, 3001 Leuven, Belgium. rony.swennen@agr.kuleuven.ac.be, dirk.dewaele@agr.kuleuven.ac.be

## Introducción

La biodegradación acelerada o “enhanced biodegradation” de plaguicidas es un fenómeno que ya se conoce hace más de 50 años. Primero se describió en una columna de agua y suelo, donde el tiempo de degradación del herbicida 2-4 D bajó por enriquecimiento microbial después de agregar repetidamente una cierta cantidad a dichas columnas (Audus, 1949). Pero solamente desde el principio de los años 70 se descubrió la relación entre la biodegradación acelerada (BA) y la pérdida de control en el campo (Sethunathan, 1971).

BA se puede definir como el incremento de la degradación del ingrediente activo del nematicida y/o sus metabolitos, por medio de micro-organismos seleccionados en suelos previamente expuestos a este nematicida, comparado con un suelo que nunca ha sido tratado con dicho producto. Este fenómeno provoca una disminución del control de nematodos. Los micro-organismos responsables para la BA generan energía para su crecimiento, lo que se llama mineralización. Esto implica que estos micro-organismos son capaces de crecer en un ambiente con el ingrediente activo como único fuente de carbono (Alexander, 1981).

Biodegradación acelerada de todos los nematicidas actualmente en uso han sido reportados: cadusaphos (Anderson *et al.*, 1998), carbofuran (Racke and Coats, 1988; Morel-Chevillet *et al.*, 1996), ethoprophos y oxamyl (Smelt *et al.*, 1996), fenamiphos (Ou, 1991; Stirling *et al.*, 1992; Pattison *et al.*, 2000) y terbufos (Felsot 1998; Pattison 2000).

Para determinar la existencia de BA en un cierto suelo, existen métodos directos e indirectos. En los métodos directos una muestra de suelo es tratada con una cantidad conocida de nematicida. Sobre varios intervalos de tiempo se mide la cantidad de ingrediente activo del nematicida que fue mineralizado en CO<sub>2</sub>, la fracción que fue adsorbido a la materia orgánica y partículas de suelo, la fracción de ingrediente activa intacta y las fracciones de metabolitos. Las cuantificaciones de estas fracciones se pueden realizar, usando el ingrediente activo radioactivo, con la incorporación de <sup>14</sup>C. En los métodos indirectos, se utiliza un organismo vivo como indicador para medir cuánto del ingrediente activo o de sus metabolitos activos quedó sobre diferentes intervalos de tiempo. Para determinar el grado de BA de fenamiphos en suelo cultivado con tomate, Stirling *et al.*, (1992) usó *Aphelenchus avenae*, un nematodo que vive de hongos. Fracciones de las muestras de suelo a probar fueron cubiertas con agar de dextrosa de papa y inoculadas con el hongo, *Rhizoctonia solani*, y una cierta cantidad del nematodo. En banano, Pattison *et al.* (2000) sembró plantitas de maíz en el suelo a probar y las inoculó con 500 *Radopholus similis*, el nematodo de mayor impacto en banano. La cantidad de nematodos penetrados en el sistema radical de maíz después de una semana de contacto, comparado con una muestra de suelo esterilizada y tratada con nematicida, refleja el grado de BA. Una recuperación alta de nematodos implica un alto grado de BA, porque la baja concentración de ingrediente activo no logró controlar la penetración de los nematodos en el sistema radical del maíz.

Los objetivos de nuestra investigación fueron: 1) evaluar el desarrollo de la biodegradación acelerada de nematicidas en condiciones comerciales de campo después de 5 aplicaciones consecutivas de los seis nematicidas aprobados para uso en banano por EPA y Codex Alimentarius; 2) evaluar su influencia sobre el porcentaje de raíz funcional y el rendimiento. Se usó un *R. similis*-maíz biotest para medir la existencia de BA en el laboratorio.

## Materiales y métodos

### Experimento de campo

Se ejecutó en una plantación comercial de *Musa* AAA cv. Grand Naine, con 10 años de existencia, en el cantón de Guácimo, en la provincia de Limón, Costa Rica. La densidad de plantas fue 1800 plantas/ha, con 2,52 m entre líneas y 2,16 m entre plantas. El suelo se caracterizó como Aquic Distrudept, con una textura franco arenoso (72 % arena, 14 % arcilla y 14 % limo), con un pH de 4.83 y 9.9 % de materia orgánica. Un sistema de canales primarios, secundarios y terciarios evitó estancamiento de agua y aseguró la evacuación de agua superficial. Cada 28 días se fertilizó el hijo de sucesión con una mezcla de nutrientes, y cada 10 días se controló los hongos foliares, especialmente Sigatoka Negra, con una mezcla de fungicidas y aceite agrícola.

Ocho tratamientos y 4 repeticiones estaban distribuidos en un diseño de bloques completamente al azar. Cada parcela medía 25 x 25 metros, con un mínimo de 100 unidades productivas. Se probaron 6 nematicidas. Cada uno fue aplicado 5 veces consecutivas, cada 4 meses. Las dosis comerciales de Counter® 15G (terbufos) BASF, Furadan® 10G (carbofuran) FMC, Mocap® 15G (ethoprophos) BAYER Crop Science, Nemacur® 10G (fenamiphos) Bayer Crop Science, Rugby® 15G (cadusaphos) FMC y Vydate® (oxamyl) Duwest fueron usadas. Por cada producto, las dosis eran 3 g de ingrediente activo por unidad productiva, excepto para Rugby®, aplicado en 2 g de ingrediente activo. Todos los nematicidas fueron depositadas en forma de media luna alrededor del hijo de sucesión. Un tratamiento con una rotación de diferentes nematicidas (Nemacur®, Counter®, Furadan®, Rugby® y Mocap®, respectivamente) para evitar el desarrollo de BA, y un control sin nematicidas fueron incluidos. El costo del producto para 3 ciclos de aplicación por año fue para Counter US \$305.25, para Furadan US \$448, para Mocap US \$316, para Nemacur US \$380, para Rugby US \$350, para la rotación US \$376 (promedio del costo de una aplicación de las 6 nematicidas, dividido por 2), y para Vydate US \$462. El costo de mano de obra para la aplicación de un ciclo de nematicida por año fue US \$15 por hectárea.

Cada mes, por tratamiento se tomó una muestra combinada de raíces en cada repetición, resultando en 4 muestras de raíces por tratamiento por mes. Cada uno de estas muestras combinadas consistía de las raíces de 5 hijos de sucesión, con una altura entre 1,5 y 1,8 m, de 5 diferentes unidades de producción. En la base del hijo de sucesión, se abrió un hueco de 15 x 15 x 30 cm y todas las raíces fueron recolectadas. Para el método de extracción y conteo de los nematodos, consultar Araya et al. (2002). Se estimó el porcentaje de raíz funcional, y los números de *R. similis*, *Helicotylenchus* spp., *Meloidogyne* spp. y *Pratylenchus* spp. y nematodos totales (la suma de los 4 géneros) fueron contados y expresados por 100 g de raíces.

Dos años después de iniciar el experimento, 60 racimos de cada tratamiento (15 por repetición) fueron evaluados. El peso del racimo, la altura del hijo de sucesión, el número de manos por racimo, el diámetro y longitud del dedo central exterior de la segunda mano basal y su número de dedos fueron cuantificados.

Solamente nematodos totales fueron analizados estadísticamente, porque *R. similis* representaba más que 95 % de la población de nematodos. Los promedios de 4 muestreos a 30, 60, 90 y 120 días después de cada una de las 5 aplicaciones se examinaron por separado para detectar posible BA para cada nematicida. Nematodos totales por 100 g de raíces fueron  $\log_{10}(x + 1)$  transformados y el promedio de los 4 muestreos (16 observaciones) en conjunto con el promedio de los porcentajes de raíz funcional fue sometido a ANDEVA y separación de medias utilizando la prueba de t de Waller-Duncan. Para comparar el efecto de los nematicidas, un análisis general de las 2 variables fue realizado, tomando en cuenta los promedios de las 20 muestras de las 5 aplicaciones y sometiendo estos valores a ANDEVA y separación de medias por la prueba de t de Waller-Duncan. El porcentaje promedio de raíz funcional fue regresado sobre el promedio de los nematodos totales por 100 g de raíces y sobre el peso promedio de racimo, respectivamente.

El peso de racimo, el número de manos por racimo, el diámetro del dedo central de la segunda mano basal, el número de dedos de la segunda mano basal y la altura del hijo de sucesión fueron sometidos a ANDEVA y separación de medias, aplicando la prueba de t de Waller-Duncan.

## Experimento de laboratorio

Tres unidades de producción de cada parcela (repetición) del experimento de campo fueron seleccionados al azar, y se sacó una muestra de suelo de 2 kg de una área semi-circular de 30 cm de ancho y 10 cm de profundidad. Este resultó en 24 kg de suelo de 12 unidades productivas por tratamiento (4 repeticiones). En el laboratorio se tamizó el suelo (<2 mm). Por tratamiento, 3 fracciones (A, B y C) de 4.5 kg fueron seleccionadas al azar y guardadas en cajas plásticas a 28° C en la oscuridad durante la ejecución del experimento.

La biodegradación acelerada fue determinada usando un procedimiento modificado del método de Pattison *et al.*, (2000). Por cada nematicida probado, las 3 fracciones de suelo fueron tratadas como sigue: A sirvió como el control sin esterilización y sin tratamiento con nematicida; B no fue esterilizado pero si tratado con nematicida; y C fue esterilizado a 125° C y 1,2 bar y tratado con nematicida. Todos los nematicidas fueron aplicados en forma líquida, y fueron adquiridos en una formulación pura de las respectivas compañías comerciales.

Cada nematicida fue aplicado solamente una vez en semana 0 a 10  $\mu\text{g g}^{-1}$  de suelo en las fracciones B and C con un dosificador manual. Para detectar BA en el tiempo, suelo de las mismas fracciones fue probado cada 2 semanas hasta 8 semanas. Cada fracción fue homogenizado, mezclando el suelo. Diez pequeños potes de plásticos con 4 cm de diámetro y 4 cm de altura fueron llenados con 70 g de suelo de cada fracción en cada intervalo de tiempo (0, 2, 4, 6 y 8 semanas).

Después se sembraron plantitas de maíz HS6 (Cristiani-Burkhard®), pregerminadas durante 3 días en arena húmeda esterilizada. En seguida, se inoculó cada planta con  $500 \pm 46$  *R. similis* en 2 ml de suspensión de nematodos, y las plantas permanecieron en luz permanente en un diseño completamente al azar. Una semana más tarde, se cosecharon las plantas y se lavó el sistema radical suavemente para remover todos las partículas de suelo. Todas las raíces fueron cortados en pedazos de 2-3 cm, macerados en una licuadora durante 5 sec en baja y 5 sec en alta velocidad, y la suspensión fue lavada sobre un conjunto de cribas de 250, 106 y 25  $\mu\text{m}$ , durante 2 y 1 min respectivamente. La fracción remanente en la criba de 25  $\mu\text{m}$  fue colectada en un beaker. Después del asentamiento de los nematodos presentes en la solución durante 60 min, y removiendo el exceso de agua, la fracción remanente fue vertido en un disco de conteo. Todos los *R. similis* fueron contados. Se repitió el mismo procedimiento en la semana 2, 4, 6 y 8.

Los conteos de *R. similis* fueron  $\ln(x + 1)$  transformados antes de analizarlos. Los siguientes contrastes fueron ejecutados en cada intervalo de tiempo y sobre el promedio de las 5 evaluaciones: no tratado vs. tratado, no tratado vs. esterilizado y tratado, y tratado vs. esterilizado y tratado.

## Resultados

### Experimento de campo

Sobre todo el período de 20 meses, un promedio de 23 625 nematodos/100 g de raíces fueron contados: 22 653 *R. similis* (95,9 %), 348 *Helicotylenchus* spp. (1,5 %), 175 *Meloidogyne* spp. (0,7 %) y 449 *Pratylenchus* spp. (1,9 %). Aunque los siguientes resultados se refieren a todos los nematodos, los efectos descritos están generalmente relacionados con *R. similis*.

Cuando se compara el efecto de aplicaciones continuas de cada nematicida, no se encontró una diferencia en el número de nematodos totales para Furadan ( $P= 0,5$ ), Mocap ( $P= 0,44$ ), Namacur ( $P= 0,17$ ), rotación ( $P= 0,29$ ) y Vydate ( $P= 0,76$ ) (Fig. 1A). El uso continuo de Rugby aumentó el número de nematodos totales entre la primera y la segunda aplicación. Después incrementó el control y bajó la población de nematodos. Counter redujo ( $P= 0,03$ ) la población de nematodos continuamente en las 5 aplicaciones. En las parcelas sin tratamiento de nematicidas, el número de nematodos era generalmente más alto que en las parcelas tratadas. El porcentaje de raíz funcional en las parcelas no tratadas fue más bajo que en las parcelas tratadas para cada aplicación de nematicida y para cada producto (Fig. 1B). Una diferencia en porcentaje de raíz funcional, comparando aplicaciones del mismo nematicida, fue detectada para Rugby ( $P= 0,0007$ ) y Vydate ( $P= 0,005$ ), mientras Counter, Furadan, Mocap, Namacur, rotación y el control no variaron significativamente ( $P \geq 0,06$ ). La comparación de tratamientos de cada una de las 5 aplicaciones mostraba diferencias en porcentaje de raíz funcional para aplicaciones 1, 2, 3 y 5 ( $P \leq 0,014$ ). En general, para todos los nematicidas se observó una disminución en el porcentaje de raíz funcional cuando el número de aplicaciones aumentó.

Cuando se compara el promedio de 20 muestreos de raíces mensuales, el número total de nematodos por 100 g de raíces fue el más bajo para Counter y Vydate ( $P= 0,017$ ) (Cuadro 1). Con la excepción de Nematicur, todos los tratamientos con nematicidas difirieron significativamente del control no tratado. Todos los nematicidas incrementaron el porcentaje de raíz funcional con un promedio de 7 %, comparado con el control ( $P= 0,024$ ). Vydate, Counter y rotación dieron los porcentajes más altos con 81,6, 80,02 y 80 % respectivamente (Cuadro 1).

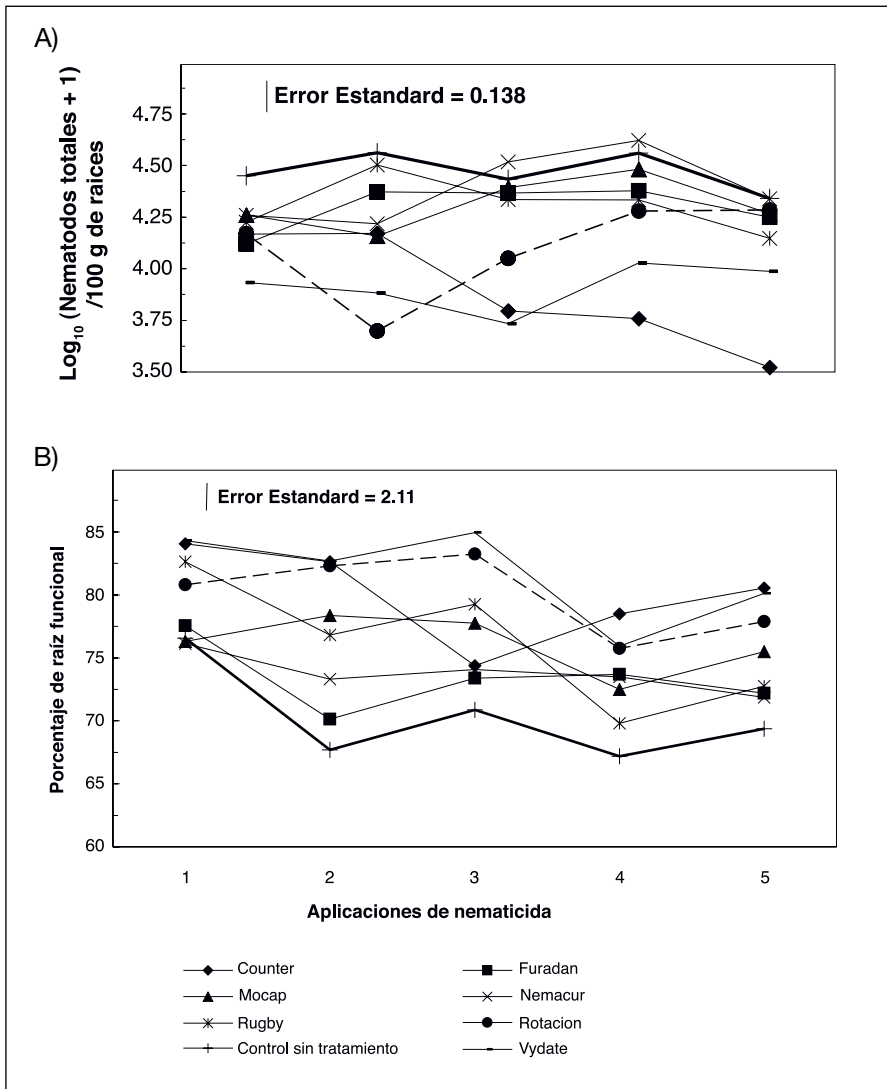


Figura 1: Promedio del log<sub>10</sub> (nematodos totales + 1) por 100 g de raíces de banano y porcentaje de raíz funcional de 4 muestreos de raíces a 30, 60, 90 y 120 días, después de cada una de las 5 aplicaciones de nematicidas, por cada uno de los 8 tratamientos. Cada punto es el promedio de 16 observaciones (4 repeticiones por 4 muestreos). A) Nematodos totales, y B) Porcentaje de raíz funcional.

**Cuadro 1.** Promedio de nematodos totales por 100 g de raíces y porcentaje de raíces funcionales de 20 muestreos mensuales de plantas *Musa* AAA cv. Grand Naine, sobre el período total de 20 meses del experimento, por tratamiento

Tratamiento	Nematodos totales por 100 g de raíces	Porcentaje de raíces funcionales
Counter	<sup>a</sup> 16 671 <sup>c</sup> <sup>b</sup>	80.0 a
Furadan	28 555 b	73.4 d
Mocap	28 840 b	76.1 bc
Nemacur	36 160 a	73.8 cd
Rugby	27 008 b	76.2 b
Rotation	23 670 b	80.0 a
Vydate	14 450 c	81.6 a
Control sin tratamiento	35 155 a	70.3 d
Probabilidad	0.017	0.024

<sup>a</sup> Valores son promedios de 80 observaciones (20 muestras x 4 repeticiones), y fueron  $\log_{10}(X + 1)$  transformados para la análisis estadística

<sup>b</sup> Números en la columna seguidos por la misma letra no difirieron significativamente, según Waller-Duncan's test ( $P= 0.05$ )

<sup>3</sup> Nematodos totales= suma de *Radopholus similis*, *Helicotylenchus* spp., *Meloidogyne* spp. y *Pratylenchus* spp.

El peso promedio de las parcelas tratadas con nematicida resultaron en un aumento de 38 %, comparado con el control ( $P= 0,0001$ ) (Cuadro 2). La rotación y el control dieron el peso de racimo más alto y más bajo con 31,4 y 21,6 kg, respectivamente. Furadan fue el único producto que difirió de los otros nematicidas, pero también del control. El incremento en peso de racimo correspondió con un incremento en el número de manos. Todas las parcelas tratadas con nematicida cosecharon números de manos más altos que el control no tratado ( $P= 0,0001$ ). Furadan dio un número de manos más bajo (6,5) que los otros nematicidas, pero más alto que el control (5,9). En general, el incremento en peso de racimo fue asociado con un aumento en el diámetro y la longitud del dedo central y el número de dedos de la segunda mano basal. Todos los nematicidas incrementaron ( $P < 0,01$ ) dichos parámetros del racimo. También, e uso de nematicidas aumentó ( $P= 0,0001$ ) la altura del hijo de sucesión con un promedio de 28 cm.

Tratamientos con porcentajes más bajos de raíz funcional, como Furadan, Mocap, Nemacur y el control no tratado, coinciden con los tratamientos con los números más altos en nematodos por 100 g de raíces. Al contrario, Counter, rotación y Rugby, que tenían números de nematodos más bajos, dieron porcentajes de raíz funcional más altos. Se observó una regresión lineal ( $R^2= 0,81$ ;  $P= 0,006$ ) entre números totales de nematodos por 100 g de raíces y porcentaje de raíz funcional (Fig. 2A). Un incremento en 1000 nematodos por 100 g de raíces redujo el porcentaje de raíz funcional con 0,30 %. También se encontró una regresión lineal ( $R^2= 0,64$ ;  $P= 0,017$ ) entre el porcentaje promedio de raíz funcional y el peso promedio de racimo para todos los tratamientos en conjunto (Fig. 2B). Este implica que un incremento de 1 % en el porcentaje de raíz funcional se traduce en un aumento de peso de racimo de 0,72 kg en nuestras condiciones experimentales.

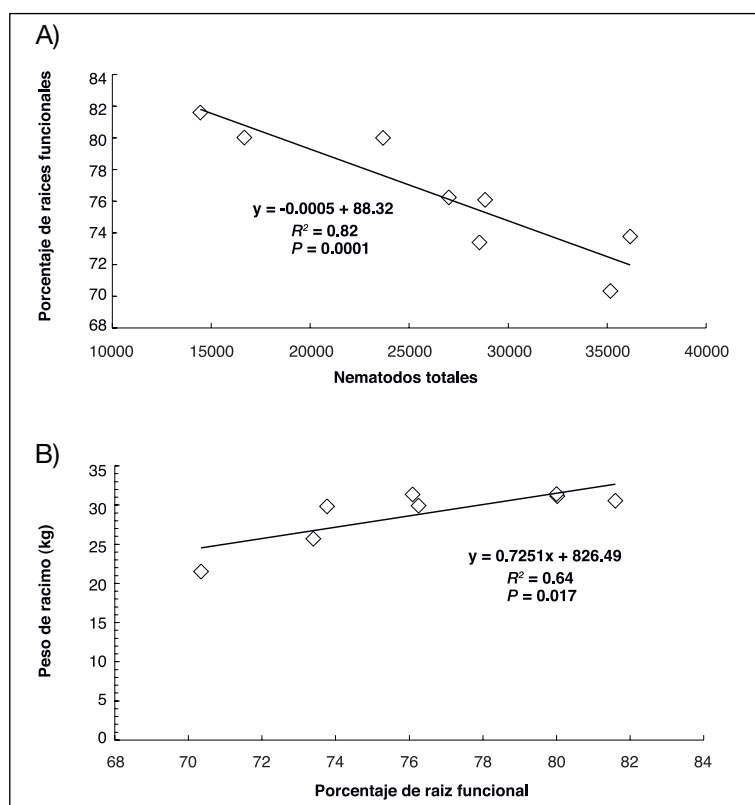
**Cuadro 2. Parámetros del racimo y altura del hijo de sucesión de plantas Musa AAA cv. Grand Naine a la cosecha para cada uno de los 8 tratamientos.**

Tratamiento	Peso de racimo (kg)	Número de manos	Diámetro dedo <sup>a</sup> (mm)	Longitud dedo <sup>a</sup> (cm)	Número de dedos	Altura del hijo de sucesión (cm)
Counter	<sup>b</sup> 31,0 a <sup>c</sup>	7,3 a	35,0 a	24,9 a	20,5 a	202,8 ab
Furadan	25,7 b	6,5 b	34,3 ab	24,8 a	18,9 c	195,9 b
Mocap	31,3 a	7,3 a	34,4 a	24,9 a	19,9 ab	206,2 a
Nemacur	29,8 a	7,2 a	34,5 a	24,7 a	19,4 bc	204,5 ab
Rugby	29,9 a	7,4 a	34,6 a	25,0 a	19,7 abc	202,6 ab
Rotación	31,4 a	7,5 a	34,6 a	25,2 a	20,2 ab	211,3 a
Vydate	30,6 a	7,2 a	34,6 a	24,8 a	19,2 bc	206,9 a
Control sin trat	21,6 c	5,9 c	33,6 b	24,2 b	17,3 d	176,3 c
Probabilidad	0,0001	0,0001	0,01	0,003	0,0001	0,0001

<sup>a</sup> Evaluación del dedo externo en medio de la segunda mano

<sup>b</sup> Valores son el promedio de 60 observaciones (4 repeticiones x 15 racimos por repetición)

<sup>c</sup> Números en la columna, seguidos por la misma letra, no difieren significativamente según la prueba de Waller-Duncan ( $P= 0.05$ )



**Figura 2.** Efecto de nematodos totales (*Radopholus similis* + *Helicotylenchus* spp. + *Meloidogyne* spp. + *Pratylenchus* spp.) por 100 g de raíces sobre el porcentaje de raíz funcional (A) y el efecto del porcentaje de raíz funcional sobre el peso de racimo (B).

## Experimento de laboratorio

Después las 5 aplicaciones consecutivas de nematicida en el experimento de campo, muestras de suelo fueron tomados para medir BA en un *R. similis*-maíz biotest en el laboratorio. La comparación de las fracciones esterilizadas y tratadas con Counter (EsterNem) y la fracción no esterilizada pero tratada con Counter (Nem) no dio una diferencia ( $P=0,21$ ) en recuperación de nematodos (Fig. 3A). Al contrario, el número de nematodos penetrados en las plantas sin esterilizar y sin tratamiento de nematicida (Control) fue significativamente más alto ( $P<0,0001$ ) que en las 2 fracciones antes mencionadas. No se encontró BA de Counter en nuestras condiciones experimentales.

En el suelo tratado con Furadan, no reducción ( $P=0,99$ ) en penetración de las raíces de maíz por *R. similis* fue observado durante la primera semana después de la aplicación del nematicida en el laboratorio, comparado con la fracción Control ( $P<0,0001$ ) (Fig. 3B). En la fracción EsterNem, el nematicida redujo la penetración de nematodos, en comparación con el control. Este quiere decir que Furadan fue degradado en el suelo no esterilizado probablemente como consecuencia de las 5 aplicaciones consecutivas en el campo.

Para Mocap, el número de *R. similis* penetrados en las raíces de maíz no redujo ( $P=0,85$ ) la fracción Nem, comparado con la fracción Control (Fig. 3C), lo que resultó en pérdida de control. Al contrario, en la fracción SterNem los nematodos recuperados del sistema radical fueron más bajo ( $P=0,0001$ ) comparado con la fracción Control. Este implica que Mocap fue degradado en el suelo no esterilizado.

En el caso de Nematicur se observó una fuerte inhibición de la penetración de los nematodos inoculados durante la primera semana ( $P<0,0001$ ) en la fracción Nem, comparado con el Control. Cuando el período de incubación del nematicida se prolongaba, el número de nematodos recuperados en la fracción Nem incrementó (Fig. 3D). Las fracciones Nem y Control difirieron ( $P<0,0001$ ) sobre el período total de 8 semanas. En la fracción EsterNem, Nematicur ejercía un mejor control sobre los nematodos ( $P<0,0001$ ), pero el número de nematodos recuperados aumentó después de la segunda semana. En el caso de Nematicur, BA incrementó después de una semana.

Para Rugby®, la penetración de nematodos en plantas de maíz fue más alta en el Control que en las fracciones Nem ( $P=0,0001$ ) y EsterNem ( $P=0,0001$ ) sobre todo el período (Fig. 3E). No se encontró una diferencia ( $P=0,72$ ) entre las fracciones Nem y EsterNem. Se puede concluir que no BA fue observado.

Para suelo extraído de parcelas tratadas con Vydate, la inoculación de nematodos en la primera semana resultó en cantidades de nematodos recuperadas más bajas en la fracción Nem, comparado con el Control ( $P<0,0001$ ) (Fig. 3F). En contraste, las fracciones Nem y Control no variaron desde semana 2 hasta 8 ( $P=0,39$ ). Una diferencia en la penetración de nematodos en raíces de maíz fue encontrado ( $P<0,0001$ ), cuando se contrastaron las 3 fracciones sobre el período total de 8 semanas. Después de una semana de cantidades de nematodos penetrados más bajas, BA de Vydate se desarrolló.

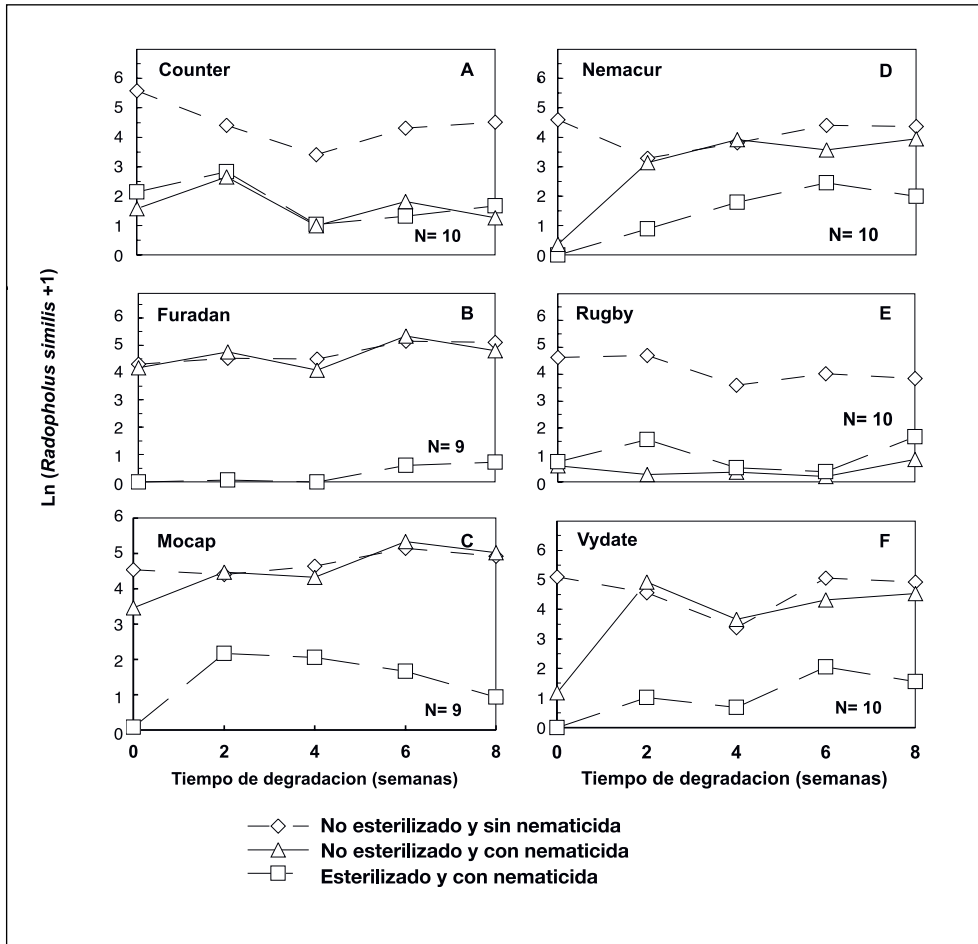


Figura 3. Promedio del  $\ln(\text{Radopholus similis} + 1)$ , recuperado de raíces de maíz 7 días después de la inoculación con 500 nematodos, para una fracción de control sin esterilización y sin tratamiento de nematicida (◇), una fracción tratada con nematicida (△), y una fracción esterilizada y tratada con nematicida (□), cada 2 semanas durante 8 semanas, para cada uno de los 6 nematicidas probadas. Cada punto es el promedio de 10 repeticiones. A) Counter, B) Furadan, C) Mocap, D) Nemacur, E) Rugby, and F) Vydate.

## Discusión

El control de nematodos se redujo claramente con el uso continuo de Furadan, Mocap, Rugby y Nemacur, por la biodegradación acelerada de los nematicidas aplicadas. Estos resultados confirman los reportados por Furadan (Morel-Chevillet *et al.* 1996), Mocap (Smelt *et al.*, 1987), Nemacur (Ou, 1991; Stirling *et al.*, 1992; Pattison *et al.*, 2000) y Rugby (Anderson *et al.*, 1998). Un nivel de control de nematodos más alto fue observado para Vydate y rotación. Sin embargo, la BA de Vydate también se observó, confirmando reportes anteriores (Smelt *et al.*, 1987).

Al contrario, no BA de Counter fue encontrado después de 5 aplicaciones consecutivas, lo cuál confirma resultados de Behm *et al.* (1991) quienes no observaron BA de este producto después de 8 aplicaciones consecutivas en plantaciones de banano. Aún así, Felsot (1998) y Pattison (2000) reportaron la existencia de BA de Counter después de 3 aplicaciones repetidas en plantaciones de banano en Honduras y Australia, respectivamente.

En experimentos anteriores, Racke y Coats (1988) encontraron  $0.5 \times 10^5 \text{ g}^{-1}$  de suelo de micro-organismos degradadores de carbofuran sin una historia de aplicación de este producto, mientras sus números incrementaron a  $7.4 \times 10^5 \text{ g}^{-1}$  en suelo expuesto regularmente a este insecticida. Estos micro-organismos mineralizan carbofuran, lo que quiere decir que lo utilizan como único fuente de carbono (Alexander, 1981). Este contrasta con co-metabolismo, lo que consiste en degradación incidental, y donde los metabolitos no entren en el pathway metabólico de la célula. (Felsot, 1989).

Los intervalos de tiempo, necesario para el regreso de un suelo tratado regularmente a niveles de degradación de control fueron variables. Para fenamiphos, Ou (1991) en suelo bajo cultivo de papa en Florida y Stirling *et al.* (1992) en suelo bajo cultivo de tomate en Australia reportaron 3 años de persistencia de micro-organismos responsables para degradación. En banano, la recuperación del suelo tomó entre 12 y 16 meses en suelos ácidos y 24 y más en suelos secos alcalinos en Australia (Anderson, 1998). Smelt (1996) observó altas velocidades de degradación de oxamyl después de 5 años sin tratamientos, mientras este no fue el caso para ethoprophos.

Los porcentajes de raíz funcional altos corresponden con los números de nematodos por 100 g de raíces más bajos. Estos resultados concuerdan con los de Elsen *et al.*, (2000), Speijer y Ssango (1999) y Moens *et al.*, (2001).

Los tratamientos con números de nematodos más bajos y porcentajes de raíz funcional más altos resultaron en racimos con pesos más altos. El incremento en el peso de racimo se reflejó en un aumento el número de manos, el diámetro y longitud del dedo exterior de la segunda mano, y del número de dedos de la segunda mano. El peso de racimo de los tratamientos Mocap y rotación incrementó con 45 %, Counter con 43 %, Vydate con 41 %, Rugby y Nemacur con 38 %, y Furadan con 19 %. Estos incrementos fueron más altos que los observados por Behm *et al.*, (1991), quienes encontraron aumentos de 27 % para Counter y 10,6 % para Furadan en un experimento con 8 aplicaciones consecutivas. Este también coincide con los resultados de Quénéhervé *et al.* (1991) y Araya y Cheves (1997), quienes reportaron incrementos en el peso de racimo entre 15 y 41 %.

La BA de los nematicidas en el *R. similis*-maíz biotest en general coincide con los resultados de los números de nematodos por 100 g de raíces, el porcentaje de raíz funcional y el peso de racimo del experimento de campo. Se observó BA para Furadan, Mocap, Nemacur y Vydate. Al otro lado, no se detectó BA para Counter y Rugby. Sin embargo, todos los tratamientos con nematicidas aumentaron significativamente el peso de racimo. Además de la reducción en números de nematodos y daño de raíces, la aplicación de

nematicidas estimula el crecimiento de la planta, por la interferencia con los organismos involucrados en la transformación de nitrógeno y por la liberación de nitrógeno disponible a causa de la destrucción de microbios de suelo (Van Gundy y McKenry, 1977; McKenry, 1981, 1994).

Aunque se observó una pérdida en el control de nematodos después de aplicaciones consecutivas de ciertas nematicidas, el peso de racimo de las parcelas fue más alto que el control no tratado porque la salud radical solamente se pierde gradualmente. Sin embargo, dentro de 8 meses después de la pérdida de control de nematodos, el daño radical probablemente aumentará y el rendimiento disminuirá. Stanton y Pattison (2000) también observaron incrementos en rendimiento en ausencia de un control de nematodos efectivo; no encontraron una reducción en el número de nematodos después de 5 aplicaciones consecutivas, mientras el rendimiento aumentó con 44 %, comparando parcelas con y sin tratamiento con nematicida.

En el caso de Rugby, un alto número de nematodos y un bajo porcentaje de raíz funcional reflejaron una pérdida de control de nematodos en el campo. Sin embargo, no se pudo detectar BA en el biotest. Este se podrá explicar por el uso de solamente 66,6 % de la dosis usado en el caso de los otros nematicidas. Sin embargo, la dosis usada es recomendada por el fabricante. Sería interesante de comparar el efecto de dosis de 2 y 3 g de ingrediente activo de Rugby en condiciones comerciales para determinar un potencial incremento en rendimiento.

Para Vydate, el desarrollo de BA en el biotest no fue acorde con el bajo número de nematodos y el alto porcentaje en raíz funcional observado en el campo. Probablemente, y también si este nematicida tiene una vida reducida (Van Gundy y McKenry, 1977), es muy eficiente.

Generalmente, los 6 nematicidas probadas mostraron una diferencia marcada en la penetración de *R. similis* en raíces de maíz sobre un período de 8 semanas. Cuando se compara las fracciones Nem y EsterNem (tratadas con nematicida sin y con esterilización anterior), Counter y Rugby no difirieron, lo que indica ausencia de BA, mientras para Furadan las fracciones Nem y EsterNem mostraron diferencias en los 5 intervalos de tiempo. Este implica que la concentración de Furadan al inicio, 10  $\mu\text{g g}^{-1}$  de suelo, se redujo bajo la concentración efectiva dentro de una semana. La concentración efectiva, la que inhibe la penetración de los nematodos en las raíces, es alrededor de 2  $\mu\text{g/g}$  de suelo, según Bunt (1987). Por esa razón, un mínimo de 8  $\mu\text{g/g}$  de suelo o 80 % del Furadan aplicado se degradó dentro de una semana. Este coincide con reportes anteriores; se encontraron reducciones de 36 % 7 días después de aplicación de Namacur (Anderson *et al.*, 1998), 85 % 5 días después de aplicación de Mocap (Felsot, 1989), 100 % 7 días después de aplicación de Vydate (Smelt *et al.*, 1987), 100 % 5 días después de aplicación de Mocap (Rhode *et al.*, 1980), y 100 % 14 días después de aplicación de Counter (Felsot, 1998).

La producción exportable por hectárea fue estimada, basada en las características normales de la plantación estudiada, con 1,15 cajas/racimo (ratio), 1 700 unidades productivas efectivas, un 'ratooning' (número de racimos por unidad productiva por año) de 1,5, y una merma de 30 %. Este

resultó por hectárea por año para Counter en 63,5 TM, para Furadan en 52,8 TM, para Mocap en 64,3 TM, para Namacur en 61,2 TM, para Rugby en 61,4 TM, para rotación en 64,5 TM, para Vydate en 62,7 TM y para el control sin tratamiento en 44,4 TM.

La mano de obra para aplicar un ciclo de nematicida por año es US \$15 por hectárea. El costo del producto para 3 ciclos de nematicidas por año es para Counter US \$305,25, para Furadan US \$448, para Mocap US \$316, para Namacur US \$380, para Rugby US \$350, para la rotación US \$376 y para Vydate US \$462. Precio de venta por tonelada métrica (TM) fue US \$308 (\$ 5,60 por caja de 18,14 kg), mientras el empaque, transporte y muellaje fueron estimados en US \$115 / MT (US \$ 2,10 por caja). Los costos de fertilizantes, control de malezas y Sigatoca Negra, deshija, embolse, cosecha, transporte a la planta empacadora y otros relacionados con la producción fueron iguales para parcelas sin y con tratamiento de nematicidas, porque había un incremento en el peso y no en el número de racimos. Este resultó en un aumento de la ganancia por hectárea por año para Counter de US \$ 3345, para Furadan de US \$ 1128, para Mocap de US \$ 3480, para Namacur de US \$ 2817, para Rugby de US \$ 2866, para la rotación de US \$ 3458 y para Vydate de US \$ 3025.

Rotación de diferentes moléculas de nematicidas en el año resultó en un daño de nematodos más bajo y en el segundo mejor aumento en ganancia. El uso repetitivo de nematicidas tiende a incrementar el daño de nematodos, mientras que se espera que la rotación controle los nematodos, reduciendo la probabilidad de desarrollo de BA. Por esa razón, y por la ausencia de alternativas menos dañinas para medio ambiente, la rotación de nematicidas es la práctica recomendable para manejar los nematodos a largo plazo en un finca comercial de banano.

### Agradecimientos

Los autores agradecen a CORBANA y VVOB por el apoyo logístico y financiero.

### Bibliografía

- Alexander, M. 1981. Biodegradation of chemicals of environmental concern. *Science* 211(9):132-138.
- Anderson, J.P.E., K. Nevermann and H. Haidt. 1998. Accelerated microbial degradation of nematicides in soils: problems and its management. In: Hidalgo Arizaga L (ed) *Memorias XIII ACORBAT Meeting*, Guayaquil, Ecuador, 23-29 November 1998, pp 568-585.
- Anderson, J.P.E. 1998. Accelerated microbial degradation of crop protection products in soils. In *Proceedings of the International Conference on Pesticide Use in Developing Countries: Impact on health and environment*. San José, Costa Rica, 23-28 February 1998, pp. 59.
- Araya, M. y A. Chevez. 1997. Efecto de cuatro nematicidas sobre el control de nematodos en banano (*Musa AAA*). *CORBANA* 22:35-48.
- Araya M., D. De Waele y R. Vargas. 2002. Occurrence and population densities of nematode parasites of banana (*Musa AAA*) in Costa Rica. *Nematropica* 32(1):21-33.
- Audus, L.J.1949. The biological detoxication of 2:4 dichlorophenoxyacetic acid in soil. *Plant and Soil* 2:31-36.

- Behm, J.A., J.W. Higham y F. Solis. 1991. Effects of continuous and rotational applications of COUNTER® systemic insecticide-nematicide (terbufos) on nematode control, production parameters and soil degradation patterns in Costa Rican bananas (*Musa AAA*). In: Contreras MA, Guzman JA, Carrasco LR (eds) Memorias X ACORBAT Meeting, Villahermosa, Tabasco, México, 3-8 November 1991, pp 373-383
- Bunt, J.A. 1987. Mode of action of nematicides. In: Veech JA and Dickinson DW (eds) Vistas on nematology (Society of Nematologists Inc., Hyattsville, MD), pp 461-468
- Elsen, A., P.R. Speijer, R. Swennen y D. De Waele. 2000. Nematode species densities, root damage and yield of bananas (*Musa* spp.) in Uganda. *African Plant Protection* 6:31-36.
- Felsot, A.S. 1989. Enhanced biodegradation of insecticides in soil: implications for agroecosystems. *Annual Reviews of Entomology* 34:453-476.
- Felsot, A.S. 1998. Enhanced biodegradation of nematicides in soils from Central American banana plantations. International Conference on Pesticide Use in Developing Countries: Impact on Health and Environment. O 018, pp 60
- McKenry, M. 1981. The nature, mode of action, and biological activity of nematicides. In Pimentel D (ed) CRC Handbook of Pest Management in Agriculture (Florida: CRC Press), pp 59-73.
- McKenry, M. 1994. Nematicides. In: Arntzen C.J. (ed) Encyclopedia of Agricultural Science, Volume 3, Academic Press, New York, pp 87-95
- Moens, T.A.S., M. Araya y D. De Waele. 2001. Correlations between nematode numbers and damage to banana (*Musa AAA*) roots under commercial conditions. *Nematropica* 31:55-65.
- Morel-Chevillet, C., N.R. Parekh, D. Pautrel y J.C. Fournier. 1996. Cross-enhancement of carbofuran biodegradation in soil samples previously treated with carbamate pesticides. *Soil Biology and Biochemistry* 28:1767-1776.
- Ou, L.T. 1991. Interactions of microorganisms and soil during phenamiphos degradation. *Soil Science Society of America Journal* 55:716-722.
- Pattison, A.B., J.M. Stanton y J.A. Cobon. 2000. Bioassay for enhanced biodegradation of nematicides in soil. *Australasian Plant Pathology* 29:52-58.
- Quénéhervé, P., P. Cadet, T. Mateille y P. Topart. 1991. Population of nematodes in soils under bananas, cv. Poyo, in the Ivory Coast. 5. Screening of nematicides and horticultural results. *Revue Nématologique* 14:231-249.
- Racke, K.D. y J.R. Coats. 1988. Enhanced degradation and the comparative fate of carbamate insecticides in soil. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 36:1067-1072.
- Rhode, W.A., A.W. Johnson, C.C. Dowler y N.C. Glaze. 1980. Influence of climate, and cropping patterns on the efficacy of ethoprop, methyl-bromide, and DD-MENCs for control of root-knot nematodes. *Journal of Nematology* 12:33-39.
- Sethunathan, N. 1971. Biodegradation of diazinon in paddy fields as a cause of his inefficiency for controlling brown planthoppers in rice fields. *PANS* 17:18-19.
- Smelt, J.H., S.J.H. Crum, W. Teunissen y M. Leistra. 1987. Accelerated transformation of aldicarb, oxamyl and ethoprophos after repeated soil treatments. *Crop Protection* 6:295-303.
- Smelt, J.H., A.E. Van De Peppel-Groen, L.J.T. Van Der Plas y A. Dijksterhuis. 1996. Development and duration of accelerated degradation of nematicides in different soils. *Soil Biology and Biochemistry* 28:1757-1765
- Speijer, P.R. y F. Ssango. 1999. Evaluation of *Musa* host plant response using nematode densities and damage indices. *Nematropica* 29:185-192.
- Stanton, J.M. y A.B. Pattison. 2000. Comparison of registered nematicides. Chapter 1 of Implementing strategic control of nematodes on banana. Final report. (QDPI, Queensland, Australia), pp 7-18.
- Stirling, A.M., G.R. Stirling y I.C. Macrae. 1992. Microbial degradation of fenamiphos after repeated application to a tomato-growing soil. *Nematologica* 38:245-254.
- Van Gundy, S. y M.V. McKenry. 1977. Action of nematicides. In: Horsfall JG, Cowling EG (eds) Plant Disease, An Advanced Treatise, Vol. 1, Academic Press, New York, pp 263-283.

# Manejo alternativo de nematodos en musáceas

Julián B. González Rodríguez<sup>1</sup> y Emilio Fernández Gonzalves<sup>2</sup>

Los rendimientos bajos, la caída de plantas y el acortamiento de la vida útil de las plantaciones de bananos y plátanos constituyen una preocupación general para la mayoría de los productores latinoamericanos. Los nematodos fitoparásitos son los principales causantes de estos daños.

Las especies *Radopholus similis*, (Thorne), *Pratylenchus coffeae* (Zimmerman), *Meloidogyne* sp, (Chitwood and White) y *Helicotylenchus multicinctus* (Cobb) son los más frecuentes, siendo los dos primeros los más distribuidos y peligrosos. Todos están presentes en Cuba. La mayoría de los bananos y plátanos comestibles tradicionales del Sub-grupo Cavendish (AAA) y del Sub-grupo “Plantain” (plátano “cuerno” o “macho”) son altamente susceptibles al nematodo “barrenador” *Radopholus similis*. (Cobb) y al nematodo de “lesión” *Pratylenchus coffeae* Zimmerman, respectivamente. El estudio de los principales problemas nematológicos de estos cultivos y medidas de control se han realizado de forma paralela al desarrollo del cultivo, observándose un conocimiento en los diversos países al menos de las principales especies que están presentes, su importancia y las principales medidas de control. No obstante hasta el momento el método químico ha sido el más recomendado y utilizado principalmente en las plantaciones comerciales, también en el caso de Cuba hasta finales de los 80, con un sin número de aspectos negativos que van desde el desconocimiento de sus efectos sobre las poblaciones, momentos y formas de aplicación, hasta la contaminación de las aguas y otros perjuicios fatales para el hombre y el medio.

Entre los objetivos esenciales pretendemos que los productores conozcan las principales especies causantes de los daños mayores, identificar los métodos alternativos más aconsejables tanto profilácticos o preventivos, como culturales, genéticos, biológicos y sus combinaciones, valorados desde la óptica de la tecnología utilizada y el destino de la producción, que permitan reducir los costos, disminuir paulatinamente los niveles poblacionales y el impacto negativo que provoca el uso indiscriminado de químicos al hombre y medio ambiente. Como aspecto esencial en el establecimiento de una estrategia de manejo debe tenerse en cuenta inicialmente las medidas legales, restrictivas y cuarentenarias que regulan el traslado, venta e intercambio de material de propagación entre fincas, municipios, provincias, etc y la certificación de los suelos como aptos desde el punto de vista nematológico. Las prácticas culturales incluyen desde la preparación del suelo, hasta el manejo

<sup>1</sup> Instituto de Investigaciones en Viandas Tropicales (INIVIT). Santo Domingo. Apartado 6. Villa Clara. Cuba. [inivit@enet.cu](mailto:inivit@enet.cu)

<sup>2</sup> Instituto de Investigaciones en Sanidad Vegetal.(INISAV). Calle 5ta y 110. Municipio Playa. Ciudad de La Habana. [efernandez@inisav.cu](mailto:efernandez@inisav.cu)

agrotécnico de las plantaciones. Especial importancia recae en el tratamiento del material de siembra según su procedencia (cormos o rizomas, plántulas de multiplicación rápida y “vitroplantas”) fertilización orgánica e inorgánica. La rotación de cultivos con plantas pobres hospederas de las principales especies. Los cultivos extradensos son una opción aconsejable sobre todo en los plátanos tipo cuerno. El método biológico con el incremento de antagonistas tales como hongos micorrizicos, nematófagos y endófitos nativos o introducidos, bacterias y otros depredadores naturales en combinación con fertilizantes orgánicos (compost, humus, vermicompost) representan una alternativa muy apreciable para la obtención de un banano o plátano ambientalmente “amistoso”. El aspecto de la resistencia genética se convierte en realidad como forma de manejo de nematodos con la introducción de los nuevos cultivares resistentes a Sigatoka negra y *R. similis* procedentes de la FHIA (FHIA 18, FHIA 02, FHIA 21, SH-34-36, etc). La mayoría poseen genes de resistencia proveniente del diploide mejorado “SH 3142”. En Cuba han tenido gran acogida y aceptación y han materializado esta alternativa a partir del incremento continuado de sus áreas.

# Nuevas estrategias para el manejo de nematodos en musáceas

Luis E. Pocasangre<sup>1</sup>

Actualmente el manejo convencional de fitonematodos en plantaciones comerciales de banano se basa en dos a tres aplicaciones de nematicidas por año. Este método de manejo es poco eficiente, y además elimina o reduce las poblaciones de antagonistas naturales de nematodos presentes en el suelo y en la rizosfera. Recientes investigaciones sobre poblaciones de hongos endofíticos presentes en tejidos internos de raíces de banano y plátano demuestran que el 10% de los hongos endofitos colectados presentan una alta actividad antagonista sobre el nematodo barrenador *Radopholus similis*. Reducciones hasta de 90% en la población final de *R. similis* en el sistema radical de plantas protegidas con hongos endofíticos han sido reportadas. Adicionalmente al biocontrol de nematodos, plantas protegidas con estos hongos han presentado un incremento en el peso radical y foliar de las plantas en comparación con plantas no protegidas. Estos hongos endofíticos tienen la capacidad de crecer en medios artificiales de crecimiento produciendo una alta cantidad de inóculo disponible para inocular y recolonizar tejidos y órganos internos de plantas. El uso potencial de estos aislados endofíticos en sistemas de producción comercial de banano y plátano puede realizarse en cuatro estrategias de manejo de fitonematodos: 1) El mejoramiento biológico de vitroplanas, que consiste en la protección temprana de vitroplantas con hongos endofíticos efectivos, con el objeto de reducir al menos las primeras aplicaciones de nematicidas al momento de la siembra 2) La renovación anual de plantaciones usando material de siembra protegido con hongos endofíticos. Mediante esta práctica no solamente se plantaría material de siembra protegido, sino que también se rompería el ciclo reproductivo del nematodo con la renovación anual 3) Siembras anuales con altas densidades de siembra con material de protegido, que también permitiría romper el ciclo reproductivo del nematodo y aumentar los rendimientos por hectárea 4) Protección de microcormos de 100- 200g de peso en bolsas plástica, lo cual permitiría desarrollar una planta protegida antes de la siembra definitiva en el campo. Las cuatro estrategias de manejo de nematodos presentadas se basan en la protección temprana del material de siembra, con biocontroladores de nematodos, lo cual tiene una aplicación práctica inmediata, debido a que la mayoría de las nuevas plantaciones de banano son sembradas con vitroplantas que es el material idóneo para realizar la protección temprana. Estudios tendientes a conocer la eficiencia y durabilidad del biocontrol en condiciones de campo tienen que ser realizados antes de emprender escalados comerciales de estos biocontroladores.

<sup>1</sup> Asistente del Coordinador Regional de INIBAP para América Latina y el Caribe. CATIE Apdo 60 Turrialba, Costa Rica. lpoca@catie.ac.cr

Plagas insectiles y  
*Fusarium*

# Situación actual del picudo negro del banano (*Cosmopolites sordidus* Germar) (Coleóptera: Curculionadae) en el mundo

Consuelo Castrillón A.<sup>1</sup>

## Introducción

Los bananos son cultivados tanto en áreas tropicales como subtropicales y mediterráneas, bajo diferentes sistemas (10 millones de ha en 120 países), los cuales generan rendimientos que van desde 7 hasta 70 t/ha por año. Se han constituido en un renglón de importancia económica, desde el punto de vista de seguridad alimentaria (400 millones de personas) y generación de empleo.

El principal insecto plaga de plátano y banano (*Musa* spp.) en el mundo, es el Picudo negro *Cosmopolites sordidus* (Germar), tanto en la producción intensiva de bananos de postre, como en los sistemas extensivos de pequeños cultivos de agricultores (bananos de cocción y plátanos). En los sistemas de cultivo intensivo el problema de Picudo negro es importante, ya que el agroecosistema está ampliamente simplificado (una sola variedad/clon) en un área extensiva, y a altas densidades de plantas, lo que permite a la plaga multiplicarse intensivamente.

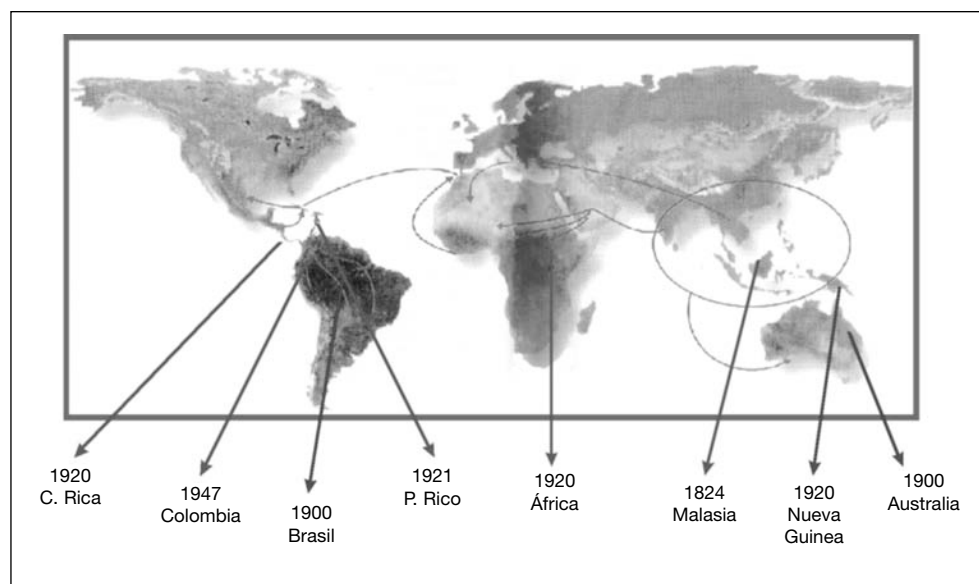
El control del Picudo negro ha sido estudiado en este tipo de sistema de producción, donde se ha podido implementar métodos de control eficientes, aunque generalmente a alto costo, por la aplicación de altos niveles de productos químicos, que son dañinos a la salud humana y contaminan el medio ambiente. En los sistemas extensivos la diversidad biológica está más conservada, y los problemas de la plaga pueden ser autocontrolados por enemigos naturales. Sin embargo, la introducción de otras plagas como los nematodos o cualquier cambio en las prácticas culturales, pueden llevar a un daño mayor, donde el control químico es inaplicable por ser costoso y de alto riesgo para la salud humana, por el cuidado que requiere su manejo, ante la falta de experiencia en el uso y aplicación, máxime cuando se tienen cultivos intercalados.

Este documento describe aspectos fundamentales sobre biología, hábitos, importancia económica, métodos de monitoreo y dispersión del picudo negro, para mejor comprensión de las prácticas amigables con el ambiente, dentro de un Manejo Integrado, que permita reducir el daño de la plaga, e incrementar los rendimientos con el mínimo costo.

<sup>1</sup> CORPOICA (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria). nitas2001@hotmail.com. Manizales-Colombia

## Origen y distribución geográfica del Picudo negro del banano

El Picudo negro es originario del Sureste de Asia, posiblemente de la región Indo-Malasia (Malasia, Java y Borneo), donde fue descrito por Germar en 1824 y actualmente es una especie endémica (Zimmerman, 1968b; Clausen, 1978). Posteriormente, en 1900 apareció en Indonesia, China, el medio Este de África, Australia y Brasil. En 1920 se reportó en Nueva Guinea, Sureste de África, Islas del Pacífico, Islas del Océano Indico, América Central y del Caribe, un año más tarde apareció en Puerto Rico (Simmonds, 1966); y en las Islas Canarias en 1945 (Castañeras *et al.*, 2002). Actualmente se encuentra en todo el mundo (Gold *et al.*, 1994) (Fig.1).



**Figura 1.** Origen y dispersión del Picudo negro del banano *Cosmopolites sordidus* Germar (Coleoptera: Curculionidae), en el mundo.

## Daño e importancia económica

El daño del Picudo negro lo hace la larva y está representado por el consumo del cormo de las musáceas, de la periferia hacia el centro. Esto impide o reduce la salida de raíces, debilitando las matas; por consiguiente, reduce los rendimientos entre 25% y 90% en el mundo (Niedge, 1991). En época de vientos las plantas son desarraigadas, perdiéndose el 100% de la producción; además, las galerías podrían ser puerta de entrada de microorganismos patógenos tales como: *Fusarium oxysporum* f. sp. cubense (E.F. Smith) Snyder y Hansen, agente causal del Mal de panamá y *Ralstonia solanacearum* (Smith, 1996) Yabuuchi *et al.*, 1995, agente causal del Moko. Adicionalmente, se afecta el vigor de los colinos de reemplazo y la vida útil de las plantaciones se reduce. En zonas con alta infestación, se llega hasta tres ciclos de cosecha por la poca emisión de colinos y

lento desarrollo de los mismos (Castrillón, 2002 y Rukazambunga *et al.*, 1998). En bananos de cocción de altura (CV Atwalira) en Uganda, la liberación de gorgojos en un cultivo de nueve meses de plantado, causó un daño mayor al pasar el tiempo, duplicándose de la primera cosecha al primer año, y de allí duplicándose de nuevo, entre el primero y el tercer retoño.

El efecto del daño fue mayor sobre el peso del racimo, que sobre el tamaño de la planta o tiempo de maduración. Las disminuciones en los rendimientos se incrementaron con cada ciclo de cosecha, y estuvieron en un rango de 4% para el primer ciclo, hasta 48% para el cuarto ciclo (Gold, 1.998 y Govender *et al.*, 2002).

El efecto acumulativo del alto daño sostenido a lo largo de varios ciclos de cultivo, resultó en una reducción aún mayor en el peso del racimo, que el causado por niveles similares de daño en un sólo ciclo. Esto indica que el daño de gorgojo en el banano, tiene efectos negativos en el vigor de los descendientes (retoños o retornos del cultivo) (Rukazambunga *et al.*, 1998).

En Colombia, en un cultivo de plátano (C.V “Dominico hartón” *Musa* AAB) en terrenos provenientes de cultivos de maíz y frijol por un año, cuando se sembró colino tradicional (cormos de 1 kg de peso) aparentemente sano, el nivel de daño se duplicó del primero al segundo ciclo de cosecha, y fue acumulativo, cuadruplicándose del primero al tercer ciclo, con reducción de peso del racimo en un rango de 4 al 20% para el primer ciclo; de 30-40% para el segundo ciclo, y de 48 a 60% para el tercer ciclo (Castrillón, 2000, 2001) .

Cuando se sembró semilla limpia (cormos de 200-300 g) en bolsa durante dos meses, en un lote donde se había eliminado el cultivo de plátano de 6 años de edad, por alta infestación de Picudo negro, desde el momento de aparición de la bellota, hasta la cosecha del primer ciclo, la captura de adultos en trampas de seudotallo tipo “Semilíndrico” y de cormo tipo “Cuña o sacabocado” presentó una frecuencia de 60%, con poblaciones entre 5 y 10 adultos/trampa/semana, lo cual indica que en áreas destinadas al cultivo de plátano, las siembras nuevas son infestadas por la plaga, con daño en términos de coeficiente de infestación, entre 8,3 - 12,7% para el primer ciclo de cosecha (Aranzazu *et al.*, 2.003).

El Picudo negro ataca plantas de musáceas en cualquier estado de desarrollo; por lo tanto, la siembra de plántulas provenientes de semilla *in vitro* o cormo (200 - 300 g) en terrenos infestados, aumenta el riesgo del ataque del picudo por el tamaño reducido en sus cormos, dando como resultado la muerte de las plántulas.

## Biología y hábitos del picudo negro

El adulto es un coleóptero típico de la familia Curculionidae, tiene un aparato bucal en forma de pico fuerte y en el tórax presenta puntos a manera de gránulos, y unas líneas delgadas en la parte dorsal de éste. Los élitros son fuertes y presenta estrías longitudinales que cubren todo el abdomen, y alas posteriores desarrolladas, aunque rara vez vuela (Castrillón, 1989). Recién emergido es de color rojizo y posteriormente, cuando sale a la superficie del suelo se melaniza y se torna negro oscuro, mide entre 15 y 20 mm de largo, y 4 mm de ancho. El adulto presenta fototropismo negativo, por lo cual no son comúnmente observados en el campo, sino que se encuentra en sitios con alta humedad relativa en el suelo, o en

las cavidades que hace con su pico, en depresiones del tallo o rizoma, o en los residuos de cosecha; además, el picudo es gregario (Castrillón, 1989 y 2002; Aranzazu *et al.*, 2000). La mayor parte de los adultos permanece cerca de la planta, dentro de las vainas o calcetas cerca al cormo, o alrededor de los mismos debajo de la tierra (Castrillón, 1987, 1988, 2000 y 2003), y se pueden encontrar entre 50-70 cm de profundidad (Cárdenas y Arango, 1986). En cultivares de banano, 41% de los adultos permanecen en hojas envainadas, 24% en la base de la mata debajo del suelo, un tercio de la población en los residuos de cosecha (cormos cortados y residuos de seudotallo), mientras que un número insignificante se encuentra en la basura de hojas o en el suelo, lejos de las matas.

La distribución de los gorgojos está influenciada por los niveles de limpieza del cultivo (Gold *et al.*, 1999d; Castrillón 2000). Los adultos del Picudo negro permanecen inactivos por algún tiempo, aunque se ha demostrado que se mueven hasta 35 m en un período de tres días (Gold y Bagabe, 1997), y al parecer la mayoría de ellos son sedentarios. En experimentos Ugandeses de campo, menos del 3% de los gorgojos marcados fueron recapturados, y se habían movido a través de pasillos de 20m, hasta plantaciones nuevas (Gold 1998). Durante la estación seca, del 50 al 80% permanecieron en las mismas matas donde se les había observado la última vez, mientras que en cultivos intercalados, frecuentemente se reduce la presión ejercida por herbívoros, mediante el crecimiento de la tasa de migración (Gold, 1998). En cultivos establecidos de plátano Dominicano hartón *Musa* AAB, en monocultivo ubicado en la Zona Cafetera de Colombia, adultos de Picudo negro liberados desde el borde de la plantación, recorrieron entre 6 y 8 m en dos semanas. Cuando los picudos se colocaron en trampas de tipo “cormo” y “seudotallo”, 80 a 95% de ellos cambiaron de sitio después de dos días; sin embargo, en cultivos nuevos, ubicados a 20 m de distancia del sitio de liberación de adultos, se encontraron hasta los 23 meses (Cárdenas *et al.*, 1986). El adulto puede durar entre 18 y 24 meses en terrenos libres, después de la eliminación del cultivo, y aunque rara vez vuela, sólo lo hace en horas de la noche (Aranzazu *et al.*, 2000; Castrillón, 2002).

En condiciones de laboratorio, a 26°C y 80% de humedad relativa, una hembra presenta un período de preoviposición de 60 días (Pulido, 1982), y pone de 10 a 15 huevos, y excepcionalmente 100 (Castrillón 1989, Aranzazu *et al.*, 2000, 2001), con una relación de machos y hembras de 1:1 picudos adultos (hembras y machos) a 22°C y 70% de humedad relativa, colocados en ayuno durante cuatro meses, después de alimentarse de cormos frescos durante 12 horas, las hembras colocaron en promedio cuatro huevos por semana, con un promedio de eclosión de 33-38%. En efecto, la oviposición es muy irregular, en ocasiones colocan uno o dos huevos diarios, durante varios días, y luego dejan de ovipositar, reanudándola varios días después. Al disectar las hembras, se observó que en estado de hacinamiento, éstas conservaron los huevos maduros en el cáliz, lo cual reduce la oviposición (Castrillón, 1989). En Uganda, en cultivos de C.V. Atwalira (AAA-EA), se colocaron 20 picudos/planta, y éstos colocaron 23% de los huevos en los rebrotes (0,6 huevos/planta), 35% en la planta madre (1,2 huevos/planta); 74% en plantas en prefloración (6 huevos/planta), y 90% en plantas florecidas (13,8 huevos/planta) (Abera *et al.*, 1999).

## Manejo Integrado del picudo negro *C. sordidus*

El manejo integrado de plagas, es uno de los sistemas de manipulación de las mismas, que teniendo en cuenta el medio ambiente, en relación con la dinámica de población de la especie dañina, utiliza todas las técnicas y métodos apropiados, de la manera más compatible, y mantiene la población de la plaga a niveles inferiores, a aquellos en los cuales causaría daño económico.

Antes de iniciar cualquier plan de manejo integrado, se requiere hacer un diagnóstico de la plaga, teniendo en cuenta el entorno y grado de tecnología del cultivo; factores ambientales que favorecen la población; monitoreo de adultos con trampas y observación del grado de infestación a través de galerías hechas por las larvas, así como de estados inmaduros (larvas, pupas y/o huevos) en el cormo. Paralelamente, se deben evaluar las especies de insectos controladores biológicos y microorganismos entomopatógenos (hongos, nematodos y bacterias).

### Control cultural

Uno de los mejores métodos para evitar la presencia de Picudo negro, es el uso de prácticas PREVENTIVAS, entre las que se destaca la SEMILLA SANA, por ser ésta el principal medio de diseminación. Lo más recomendable es obtenerla de material *in vitro* o micropapagación, que garantiza su completa sanidad; pero la mayoría de los agricultores (90%) de economía campesina en el mundo, no poseen los recursos económicos para acceder a esta tecnología. Como alternativa, se dispone de varias tecnologías para la producción de semilla, a partir de la propagación masiva *in situ*, a través de la estimulación de brotación rápida de yemas (Manzur, 2001; Aranzazu *et al.*, 2001), las cuales después de 30 -40 días tendrán un peso entre 200 - 300 g, y serán llevadas a bolsas en el almácigo, para prevenir el ataque de Picudo negro. Éstas técnicas permiten elaborar varios tipos de trampas, utilizando cormos o rizomas, y seudotallos del destronque de la planta élite, seleccionada por calidad en producción y desarrollo, para la obtención del material de siembra (Castrillón, 2002).

La semilla “tradicional”, cormos con peso de 1,0 kg obtenidos por la práctica del descoline, de plantas madres en producción, se infestan por el adulto, cuando estos se dejan en el sitio de recolección (Castrillón, 1989, 1996, 2001 y 2002). El picudo es atraído por los compuestos volátiles que contiene el cormo, como el 1 - 8 Cinole, que también se presentan cuando se realizan labores como descoline y desguasque, que causan heridas al cormo (Ndieage *et al.*, 1996; Budenberg *et al.*, 1991).

El manejo de la semilla se debe complementar con la poda de raíces, para remover huevos (90%). Otra práctica complementaria para tratamiento de cormos de banano, es agua caliente a 43°C, durante 3 horas, para matar huevos (100%). A mayor temperatura, 54°C, durante 20 minutos, mueren también larvas (94%), y a 60°C durante 15 minutos, se eliminan 100% de huevos y de 26% - 32% de larvas (Gold, 1998).

El tratamiento con agua caliente ha sido cuestionado por algunos investigadores. En Colombia, agua caliente a 52°C durante 30 minutos mató 40% de los huevos, y no tuvo efecto sobre las larvas, en cormos de plátano *Musa* AAB.

Aumentos en el tiempo del tratamiento, presentaron efectos negativos sobre la germinación de la semilla, por muerte del 38%. Adicionalmente, esta práctica no ha sido adoptada por los productores (Castrillón, 1991). Desde 1995 se está implementando por parte de los agricultores, como medida preventiva, contra el ataque en campo del picudo negro, el tratamiento de semilla por inmersión en suspensiones de *Beauveria bassiana*, durante 5-15 minutos, antes de la siembra en bolsa. Este procedimiento es eficiente para la germinación (100%) y sanidad en los cormos (100%) en el primer ciclo de cosecha (Datos sin publicar, Castrillón, 2002).

Una vez establecido el cultivo, se debe crear un ambiente desfavorable para el picudo negro, que permita reducir la humedad del suelo, y facilitar la penetración de los rayos del sol, con prácticas como plateo amplio, eliminación deseudotallos y cormos después de cosechar, descoline y fertilización, complementadas por monitoreo con trampas. Estas prácticas además favorecen el vigor de las plantas, aunque en lugares donde la mano de obra es escasa, su eficiencia deja mucho que desear; sin embargo, en las zonas de economía campesina, como las regiones cafeteras de América Latina, Brasil, Venezuela y especialmente en Colombia, los productores dedican tiempo al manejo de los cultivos y al control del picudo (Castrillón, 1985, 1987, 1988, 1991, 1996, 2000 y 2002).

## Sistemas de producción

En el mundo la producción de plátano y banano, es fuente importante de alimento en las regiones tropicales y subtropicales, convirtiéndose en origen primario de carbohidratos, vitaminas y minerales, para más de 400 millones de personas del planeta. En América Latina y en el África, la producción se desarrolla con cultivos asociados como fríjol, maíz, hortalizas, frutales, café o cacao. En Colombia, 80% de las 400.000 ha, se cultivan asociadas con café; 15% con otros cultivos; y 5% en monocultivo, en regiones desde el nivel del mar hasta los 2000 m.s.n.m., con mayor incidencia de picudo a menor altura. Sin embargo, en la zona cafetera el adulto se encontró a 1700 m.s.n.m, con una frecuencia del 35%, y entre 650 y 1500 m.s.n.m, la frecuencia fue mayor (75%), en términos de captura por trampa, en cultivos de plátano “Dominico hartón” *Musa* AAB. La población de adultos está relacionada con el sistema de cultivos, y es mayor en cultivos de plátano asociado con café o cacao (60%), seguido de monocultivo (35%), y en cultivos asociados con hortalizas o cultivos anuales (fríjol, maíz, etc), el promedio fue de 15%. Esta situación se debe a la mayor humedad en el suelo y a la sombra que producen los cultivos cuando se asocian con perennes, cacao o café (Castrillón, 2000). En Tanzania la selección de sistemas de cultivos intercalados con anuales o abonos verdes, para repeler el gorgojo del banano, no logró reducir el número y producir rendimientos satisfactorios (Gold, 1998); sin embargo, la información proveniente de Costa de Marfil, sugiere que el cultivo intercalado de banano con café, puede reducir el número de gorgojos (Kehe, 1988).

## Trampas para adultos de picudo

Aprovechando que el adulto de picudo posee quimiorreceptores (Cuillé, 1950), y es fuertemente atraído por los componentes volátiles, contenidos en el cormo y en la base de las vainas de las hojas, estas partes de la planta se utilizan para la elaboración de trampas (Castrillón, 1989, 1988 y 1991). Adicionalmente, son útiles como medio de monitoreo de picudos (Cárdenas y Arango, 1987; Castrillón 1991, 2000 y 2002; Medina y Franqui 2000) y para establecer límites de acción, para control, o proveer un sistema para la aplicación de hongos y nematodos entomopatógenos (Castrillón 2001, 2002; Castineiras 1991), o de productos químicos (Castrillón 1985, 1988, 1989).

Las trampas “Disco de Ceba” o de “tocón” para la captura de picudos, se elaboran con residuos de plantas recién cosechadas (hasta 8 días). Se corta el seudotallo a 30 cms de altura del nivel del suelo, con un corte horizontal, y a 15 cms por debajo de éste, en el cormo o cerca de él, se practican dos cortes en forma de bisel y entre los dos cortes se coloca una porción de hoja, para facilitar la entrada de los adultos de picudo, y mejorar las condiciones de humedad de la trampa, preferida por éstos. Esta trampa es de 3 a 7 veces más eficiente que la de seudotallo (Castrillón 1983, 1989, 1991 y 2000; Cárdenas y Arango 1986 y otros investigadores citados por Gold, 1998; Aranzazu *et al.*, 2000). Sin embargo, este tipo de trampa está limitada al espacio de la planta cosechada, mientras que las de seudotallo pueden colocarse en cualquier sitio de la plantación. La reducción del número de picudos (hasta 80%) se logra con sistemas intensivos (20-30 trampas/ha), y continuos de trampas “Disco de cebas”, a lo largo de varios períodos (2 ó más) de cosecha (Castrillón 2000, 1996, 1991 y 1983). La eficacia de las trampas puede ser mayor, con el uso de otras sustancias como semiquímicos, incluyendo feromonas (Alpizar *et al.*, 1998 y 2000) y con aromas volátiles “Kairomonas” de las plantas.

## Control biológico

**Depredadores.** En el mundo existen enemigos naturales del picudo, endémicos en América Latina (Castrillón 1991; García *et al.*, 1994; Arroyave, 1985; Ceida, 1998; Castrillón, 2000), África y Asia posible origen del picudo del Banano. Varios investigadores citados por Gold *et al.* (2003), reportan varios ordenes, entre los que se destacan Coleópteros de la familia Histeridae como (*Ontophagus* sp y *Hololepta* spp.), “tijeretas” de la familia Dermaptera, y hormigas de la familia Formicidae entre otros (Castrillón, 1991); sin embargo, su acción en campo puede ser limitada. En Cuba se ha tenido éxito con el uso de hormigas, *Tetramoniun guineense* y *Pheidole megacephala*, en combinación con el hongo *Beauveria bassiana* (Roche 1975; Roche y Abreu, 1982 y 1983).

En Colombia, la gran mayoría de depredadores son insectos oportunistas, pero en campo se ha podido ver la acción de coleópteros de la familia Histeridae, de hormigas del género *Camponotus*, y de “tijeretas” (Dermaptera), depredadores de larvas (Castrillón 1983, 1991, 2000 y 2001; Aranzazu *et al.*, 2000 y 2001).

**Hongos entomopatógenos:** *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, han sido reportados como control microbiológico nativo, por varios investigadores del mundo (Gold, 1998 y 2003) y han mostrado ser muy efectivos como parásitos de adultos para su eliminación. En el laboratorio se han establecido tasas de eliminación mayores del 90% en Uganda, Ghana y Latinoamérica (Nankinga, 1994 y 2002; Castrillón 2000 y 2002). Su eficacia en condiciones de campo depende de varios factores, tales como: patogenicidad de la cepa, sustrato, conservación y aplicación del producto, estado fisiológico del insecto, temperatura, humedad, y radiación solar. Cepas nativas de *B. bassiana* y *M. anisopliae*, aisladas de picudos adultos parasitados en forma natural, se han multiplicado en diferentes sustratos, hallándose que el arroz precocido fue superior (Castrillón 2001, 2002; Nankinga 2002).

La aplicación de *B. bassiana* en suspensión, con una concentración de  $63 \times 10^{12}$  esporas/ml en dosis de 10 cc/trampa, en cultivos de plátano Dominico hartón *Musa* AAB, para el control de picudo negro, causó parasitismo entre los 12-15 días en 35% de los adultos, desde floración de un cultivo de tercer ciclo, con un incremento en el peso del racimo de 5,5 kg (22 kg/racimo), y un peso de 450 g del dedo central de la segunda mano (Castrillón 2002). Los estudios de aislamiento, caracterización y patogenicidad, de aislados nativos de *B. bassiana* en formulación comercial (Beauveril™) y artesanal, (arroz precocido), no mostraron diferencias en la eficiencia en el control del picudo, presentando parasitismo del 35,66%, y fueron inocuos para el control biológico de *Dermaptera* spp., *Ontophagus* ssp. y *Hololepta* ssp., de alta frecuencia en las trampas “Disco de cepa” (Castrillón, 1998; Ríos *et al*, 2002).

**Nematodos entomopatógenos:** El uso de nematodos entomopatógenos para el control de *C. sordidus*, se ha venido implementando en España (García 2001, Padilla *et al*, 2001); Colombia (Castrillón 1998, 2000, 2001 y 2002); y África (Gold 2000). En Colombia, aspersiones de *Steinernema carpocapsae* en trampas tipo “Disco de Cepa”, en concentraciones de 400 nematodos/ml y en dosis de 3 c.c./trampa; se obtuvo un parasitismo superior en 60% al obtenido con hongos entomopatógenos; sin embargo, es necesario mejorar las técnicas de producción y formulación, para reducir los costos y hacer el uso de nematodos entomopatógenos más asequible a los productores (Castrillón 1996 y 2002).

## Resistencia de plantas hospedantes

La susceptibilidad de clones de *Musa* al ataque de picudo del banano, ha sido reportada en forma fragmentada, con resultados contradictorios (Pavis y Lemaire, 1997; Kiggundu *et al.*, 1999). Los ensayos de cribado en el mundo, sugieren que los plátanos *Musa* AAB son los más susceptibles al ataque del picudo negro (Gold 2000; Castrillón 2001 y 2002). Los clones de banano de cocción, de altura, de Uganda AAA-EA, son más susceptibles al ataque de *C. Sordidus*, que otros grupos genómicos (Gold 1998). En la Colección Colombiana de Musáceas, los materiales con mayor daño en términos de coeficiente de infestación (Fig. 15) fueron los Triploides AAB del subgrupo Iholena, seguidos de los Tetraploides AAAB (FHIA); los subgrupos Popoulou (Pompo o comino) y el AAB subgrupo plantain (Hartón, Dominico y Dominico hartón).

## Adopción de tecnologías

El objetivo de toda investigación sobre las diferentes alternativas, dentro de un Manejo Integrado del Picudo Negro, debe ser su aplicación por parte del productor. Los hábitos del insecto y la baja tecnología del cultivo, permiten que el picudo incremente su población y cause daños de importancia económica. En Uganda se está siguiendo una encuesta en colaboración con el ICIPE (International Centre of Insect Physiology and Ecology) y el NBRP (National Banana Research Protection), sobre los factores socioeconómicos de los controles culturales de Picudo Negro, para obtener información que permita fundamentar el diseño y adopción de las mismas, para ser probadas en fincas con investigación participativa del agricultor. En Colombia se hizo una encuesta con un enfoque socioeconómico, a 400 productores que se capacitaron sobre la tecnología de producción de plátano, con 11 talleres (Módulos 1/mes), a través de parcelas en coautoría.

La evaluación de resultados, realizada 16 meses después, demostró el incremento de adopción, particularmente en el caso de prácticas para el manejo del picudo negro, bastante satisfactorio, entre otras, para la selección de semilla 89%, uso de trampas 67%, y uso de biológicos con énfasis en *B. bassiana* 11%. La aplicación de insecticidas fue abandonada por 40% de los cultivadores, quienes tenían esa práctica (Tabla 2) (Aranzazu *et al.*, 2003).

## Prioridades de investigación

Debido a la importancia económica del picudo *C. sordidus*, en el mundo, se conformó el grupo de investigación desde marzo de 2002, con la participación activa de organizaciones de varios países, dedicados al estudio de Musáceas.

Las prioridades de investigación para el control del picudo del banano, se enfocarán al mejoramiento genético, como estrategia sostenible para resolver la mayor parte de los problemas de producción, del 80% de los pequeños agricultores del mundo. Se hará énfasis en la identificación de fuentes de resistencia, y en el desarrollo de métodos y protocolos para el cribado. Se acordó además, actualizar el estado de las investigaciones sobre los métodos de control, con las siguientes sugerencias: compilar e intercambiar información sobre los métodos y controles; normar los métodos de muestreo, como prerrequisito para el desarrollo de los métodos de cribado e identificar fuentes de resistencia.

Se definieron las contribuciones de las diferentes instituciones de los países asociados: CIRAD-FLHOR (Centre de Cooperation Internationale en Recherche Agronomique pour le Developpement-Departament des Productions Fruitières et Horticole), Francia; y las Organizaciones Españolas, Universidad Autónoma de Barcelona y CSIC (Consejo Superior de Investigaciones Científicas), ICIA (Instituto Canario de Investigaciones Agrarias), las cuales participarán en actividades relacionadas con la agronomía y biotecnología. Por su parte, CORPOICA (Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria), Colombia; CORBANA (Corporación Bananera Nacional), Costa Rica; EMBRAPA (Empresa Brasileira de Pesquisa

Agropecuaria), Brasil; CARBAP (Centre Africain de Recherches Sur Bananiers et Plantain); trabajarán en el cribado de los cultivares, para evaluar la resistencia al picudo negro, y en biotecnología y manejo integrado, con énfasis en control biológico. CORPOICA, y el CARBAP además, harán cribado de materiales a nematodos y sigatoka negra.

El IITA (International Institute of Tropical Agriculture) tiene un programa de mejoramiento sobre el plátano y los bananos de altiplano, y trabaja estrechamente con la NARO (National Agricultural Research Organization) y con las redes bananeras en África Oriental y Occidental, y participará con investigación en mecanismos de resistencia, y en métodos de desarrollo de resistencia convencional y biotecnológicos.

Finalmente, la Universidad de Pretoria supervisará a los estudiantes que realizan investigaciones en biotecnología de los bananos.

### Agradecimientos

Los trabajos de investigación fueron realizados gracias a la participación de investigadores, de las diferentes disciplinas, que conforman el equipo de trabajo de Musáceas en Colombia, ellos son Jorge Alberto Valencia, Recursos Fitogenéticos y Fitomejoramiento; María José Botero, Manejo Integrado de Plagas; Lilian Duplat, Angélica Plata y Andrea Pinzón, Biotecnología, Recursos Fitogenéticos y Fitomejoramiento; Carlos Fernando Urrea, Huberto Morales, Luis Eduardo Zuluaga y Jorge Enrique Cardona, Auxiliares de Investigación; María Diva Elsa Ramírez, Secretaria; y al doctor Alberto Orrego, por su aporte a la corrección de estilo de este documento.

### Bibliografía

- Abera, A. M. K.; Gold, C. S. and Kyamanywa, S. 1999. Timing and distribution of attack by the banana weevil (Coleoptera: Curculionidae) in East African highland banana (*Musa* spp.). Fla. Entomol. 82, 61-641.
- Alpizar, D.; Fallas, M.; Oehlschlager, A. C.; González, L. and Jayaraman, S. 1999. Pheromone-based mass trapping of the banana weevil, *Cosmopolites sordidus* (German) and the West Indian sugarcane weevil *Metamasius hemipterus* L. (Coleoptera: Curculionidae) in plantain and banana. In: Memorias XIII Reunión ACORBAT, 23-27. November 1998. Guayaquil, Ecuador. pp. 515-38.
- Aranzazu, L. F.; Arcila, M. I.; Bolaños, M. M.; Castellanos, P. A.; Castrillón, C.; Pérez, J. C.; Rodríguez, J. L. y Valencia, J. A. 2000. Manejo integrado del cultivo de plátano. Manual Técnico. CORPOICA, Manizales-Colombia. 80 pp.
- Aranzazu H., F. y Valencia M., J. 2001. La semilla de plátano como base para el manejo de Moko y Picudo negro. En: Memorias. Seminario-Taller “Manejo Integrado de Sigatokas, Moko y Picudo negro del plátano en el Eje Cafetero . Mayo 24 y 25. Armenia, Colombia. pp 8-11.
- Aranzazu, L. F.; Muñoz, C. I.; Castellanos, P. A.; Castrillón, C.; Bolaños, M. M.; Arcila, M. I.; Valencia, J. A.; Pérez, J. C.; Rodríguez, J. L.; Lucas, J. C. y Díaz, L. B. 2001. Capacitación y transferencia de tecnología para contribuir al mejoramiento del agronegocio del plátano en los Departamentos del Quindío y Valle del Cauca. CORPOICA, Manizales-Colombia. 130 pp.

- Aranzazu, L. F.; Valencia, J. A.; Zuluaga, L. E.; Castrillón, C.; Castellanos, P. A.; Bolaños, M. M.; Arcila, M. I.; Muñoz V., C. I. 2003. Validación y ajuste de tecnología para el manejo integrado de las Sigatocas Amarilla y Negra del cultivo de plátano, en el eje cafetero, bajo la modalidad de parcelas en coautoría con productores e instituciones. CORPOICA. Manizales. 73 pp.
- Arias, M de L.; Alvarez, V Y Vivas, L. 1998. Control biológico de *Cosmopolites sordidus* y *Metamasius* sp. con *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, en plátano. En: XIII Reunión ACORBAT. Guayaquil (Ecuador). pp. 508-515.
- Arleu R. J. and Neto S. S. 1984. Broca da bananeira *Cosmopolites sordidus* (Germar, 1824) (Coleoptera: Curculionidae). Turrialba (Costa Rica) 34: 359-367.
- Arroyave, F. P. 1985. Control del picudo negro *Cosmopolites sordidus* Germar, en semilla vegetativa de plátano (*Musa* AAB Simmonds), 112 pp. Tesis, Ing. Agr. Universidad de Caldas, Colombia.
- Belalcazar, C. S. 1991. El cultivo del plátano en el trópico. Armenia. ICA-Comitecafé Quindío. CIID-INIBAP. Manual de asistencia técnica. 376 p.
- Budenberg, W. J. and Ndiege, I.O. 1991. Volatile semiochemicals of the banana weevil. *Cosmopolites sordidus*. In: C. S. GOLD and B. Gemmill (eds) Biological and Integrated Control of Highland Banana and Plantain Pests and Diseases. Proceedings of a Research Coordination Meeting. pp 75-86.
- Cárdenas, R. and Arango, L. G. 1987. Control del picudo negro *Cosmopolites sordidus* (Germar 1824) del plátano *Musa* AAB (Simmonds) mediante prácticas culturales. Cenicafé 38, 50-61.
- Castañera, P.; Ortego, F.; Montesdeoca, M.; Carnero, H. A. 2002. Métodos alternativos para el control de picudo negro de la platanera *Cosmopolites sordidus* Germar (Coleoptera: Curculionidae). En: Resúmenes de los trabajos presentados durante la I Reunión. Grupo de trabajo en Picudo Negro PROMUSA. Tenerife, Islas Canarias, marzo 2 de 2002. INFOMUSA Vol. 11, No. 1.
- Castineiras, A. and Ponce, E. 1991. Efectividad de la utilización de *Pheidole megacephala* (Hymenoptera: Formicidae) en la lucha biológica contra *Cosmopolites sordidus* (Coleoptera: Curculionidae). Prot. Plant. 1(2), 15-21.
- Castrillón, C. 1983. Evaluación de dos tipos de trampas “Disco de Cepa” en plátano, en el departamento de Risaralda. X Congreso Sociedad Colombiana de Entomología. SOCOLEN. Resumen Bogotá. D.C. 65 p.
- Castrillón, C. 1985. Efectividad de tres insecticidas contra el Picudo Negro del plátano (*Cosmopolites sordidus* Germar) en trampas “Disco de Cepa Modificado”. En: Memorias Primer Simposio Internacional sobre Sanidad Vegetal del Área Andina. IICA. Bucaramanga. 17 p.
- Castrillón, C. 1987. Reconocimiento del Picudo Negro (*Cosmopolites sordidus* Germar) del plátano en el departamento del Quindío. En: ICA Informa. 21 (2). Armenia. pp. 16-21.
- Castrillón, C. 1988. Efecto del Pirimiphos Ethyl sobre adultos del Picudo negro (*Cosmopolites sordidus* Germar) (Coleoptera curculionidae) en plátano Dominico hartón (*Musa* AAB Simmonds). En: Resúmenes XV Congreso Colombiano de Entomología “SOCOLEN”. Manizales. 76 p.
- Castrillón, C. 1989. Plagas del cultivo del Plátano. En: curso de actualización sobre problemas sanitarios en plátano. ICA, CRECED Magdalena Medio Caldense. PNR. Plan Nacional de Rehabilitación. La Dorada. 54 p.
- Castrillón, C. 1991. Control Químico del Picudo del Plátano (*Cosmopolites sordidus* Germar) dentro de un Programa de Manejo Integrado. pp. 147-154. En: Memorias Segundo Seminario de Actualización sobre el Cultivo del Plátano. ICA, FEDERACAFE, ASOCIA y Universidad de Caldas. Manizales.

- Castrillón, C. 1991. Manejo del picudo negro (*Cosmopolites sordidus* Germar) en plátano y banano de la zona cafetera de Colombia. ACORBAT: Memorias IX, Maracaibo (Venezuela), septiembre 24-29 de 1989, 349-62.
- Castrillón, C. 1996. Manejo Integrado del Picudo Negro del Plátano con énfasis en la utilización de entomopatógenos. *En: Resúmenes XXIII Congreso Sociedad Colombiana de Entomología SOCOLEN*. Cartagena. 87 p.
- Castrillón, C. 1998. Manejo integrado del picudo negro del plátano, con énfasis en el uso de microbiológicos. ACORBAT. Memorias XII reunión. Santo Domingo. República Dominicana. Octubre 27-noviembre 2 de 1996. pp 245-255.
- Castrillón, C. 2000. Distribución de las especies de Picudo del plátano y evaluación de sus entomopatógenos nativos en el departamento de Risaralda. CORPOICA-Comité de Cafeteros de Risaralda-UMATA departamento de Risaralda. Manizales. 72 p.
- Castrillón, C. 2001. Importancia Económica, Etología y Manejo Integrado del Picudo Negro del Plátano. *En: Manejo Integrado de Sigatokas, Moko y Picudo Negro del Plátano, en el Eje Cafetero*. CORPOICA-Comité de Cafeteros del Quindío-UMATA-SENA Regional Quindío. Armenia. pp. 2 - 7.
- Castrillón, C.; Valencia, J. A. y Urrea, C. F. 2002. Reacción de diferentes materiales del Banco de Germoplasma de Musáceas al ataque de Picudo negro *Cosmopolites sordidus* Germar (Coleoptera: Curculionidae). *En: Memorias XV Reunión Internacional ACORBAT*. Cartagena de Indias. Colombia. pp. 90-97.
- Castrillón, C.; Botero, M. J; Urrea, C. F.; Cardona, J. E.; Zuluaga, L. E.; Morales, H.; Alzate, G, 2002. Potencial del hongo nativo entomopatógeno *Beauveria bassiana*, como un componente de manejo integrado del Picudo negro (*Cosmopolites sordidus*) en Colombia: *En: Memorias XV Reunión Internacional ACORBAT*. Cartagena de Indias. Colombia. pp. 278-283.
- Cerda, H.; López, A.; Fernández, G.; Sánchez, P. And Jaffe, K. 1994. Etología y control del gorgojo negro del plátano *Cosmopolites sordidus* Germar (1824) (Coleoptera: Curculionidae). I. conducta olfactiva frente a semioquímicos de la planta huésped . ACORBAT: Mem. XI, 359-75.
- Clausen, C. P. 1978. Introduced parasites and predators of arthropod pest and weeds: a word review. US Dept. Agr. Handbook. pp. 480-545.
- García, F.; Gómez, J. E. and Belalcazar, S. 1994. Manejo biológico y cultural de *Cosmopolites sordidus* (Germar) en plátano. ACORBAT. Mem. XI, 385-95.
- García del P. F. 2002. Nematodos entomopatógenos para el control de las plagas de insectos. Perspectivas para el control de *Cosmopolites sordidus*. *En: Resúmenes de los trabajos presentados durante la I. Reunión Grupo de Trabajos en Picudo negro, PROMUSA, Tenerife -Islas Canarias. INFOMUSA Vol 11, No. 1. p.9.*
- Gold, C. S. and Gemmill, B. 1991. Biological and Integrated Control of Highland Banana and Plantain Pest and Diseases. Proceedings of a Research Coordination Meeting. 455 pp. Cotonou, Benin: IITA.
- Gold, C. S.; Speijer, P. R.; Karamura, E. B. and Rukazambuga, N. D. 1994a. Assessment of banana weevils in East African highland banana systems and strategies for control. *In R. V. Valmayor, R. G. Davide, J. M. Stanton, N. L. Treverrow and V. N. Roa (eds) Proceedings of Banana Nematode/Borer Weevil Conf. Kuala Lumpur, 18-22 April 1994, pp. 170-90. Los Banos, Philippines.*
- Gold, S. C. And Bagabe, M. I. 1997. Banana weevil, *Cosmopolites sordidus* Germar (Coleoptera, Curculionidae), infestation of cooking and beer bananas in adjacent stands in Uganda. *Afr. Entomol. 5, 103-8.*
- Gold C., S. 1988. Manejo integrado de plagas del gorgojo del banano, con énfasis en África Oriental. *En: Producción de banano orgánico y/o ambientalmente amigable. Memorias del Taller Internacional realizado en EARTH, Guácimo, Costa Rica, julio 27-29. pp. 152-172.*

- Gold, C. S. 1998b. Integrated pest management of banana weevil with emphasis on East Africa. *In*: F. Rosales, S. C. Tripon and J. Cerna (eds) Proc. Int. Workshop Org. Environ. Friend. Banana Prod. Proc. Workshop Int. Network Improv. Banana Plantain, Guacimo, Costa Rica, July 27 - 29, 1998, pp. 145-163. Montpellier, France: INIBAP.
- Gold, C. S.; Night, G.; Abera, A. and Speijer, P. R. 1998a. Hot-water treatment for control of banana weevil, *Cosmopolites sordidus* Germar (Coleoptera: Curculionidae) in Uganda. *Afr. Entomol.* 6, 215-21.
- Gold, C. S.; Rukazabuga, N.D.T.R.; Karamura, E. B.; Nemeje, P. and Night, G. 1999d. Recent advances in banana weevil biology, population dynamics and pest status with emphasis on East Africa. *In*: E. Frison, C. S. Gold E. B. Karamura and R. A. Sikora (eds) Mobilizing IPM for Sustainable Banana Production in Africa. Proceedings of a Workshop on Banana IPM, Nelspruit, South Africa, 23-28 November 1998, Montpellier, France. INIBAP. pp. 33-50.
- Gold, C. S.; Peña, J. E. and Karamura, E. B. 2003. Biology and integrated pest management for the banana weevil *Cosmopolites sordidus* (Germar) (Coleoptera: Curculionidae). *Integrated Pest Management Review* 6:79-155. Netherlands.
- Govender, P. y A. Viljoen. 2002. Biología y manejo del picudo negro del banano (*Cosmopolites sordidus*) en África del Sur. *En*: Resúmenes de los trabajos presentados durante la I. Reunión Grupo de Trabajos en Picudo negro, PROMUSA, Tenerife -Islas Canarias. INFOMUSA Vol 11, No. 1. p.8.
- Grisales, L. F.; Lescott, T. 1999. Encuesta diagnóstico multifactorial sobre plátano en la zona cafetera central de Colombia. Instituto Colombiano Agropecuario. Centro Nacional de Investigaciones de Café "Pedro Uribe". Boletín Técnico No. 18. 35 p.
- Kehe, M. 1988. Le charancon du bananier (*Cosmopolites sordidus*) les acquis et les perspectives de la recherche: Contribution de l'IRFA-CIRAD/Cote d'Ivoire. *In*: Nematodes and the Borer Weevil in Bananas: Proceedings of a Workshop, 7-11 December 1987, Bujumbura, Burundi. Montpellier: INIBAP. pp. 47-53.
- Kiggundu, A.; Vuylsteke, D. and Gold, C. S. 1999. Recent advances in host plant resistance to banana weevil, *Cosmopolites sordidus* Germar. *In*: E. Frison, C. S. Gold, E. B. Karamura and R. A. Sikora (eds) Mobilizing IPM for Sustainable Banana Production in Africa. Proceedings of a Workshop on Banana IPM, 23-28 November 1998, Nelspruit, South Africa, pp. 87-96. Montpellier, France. INIBAP.
- Lemaire, L. 1996. Les relations semiochimiques chez le charancon *Cosmopolites sordidus* (Germar) (Coleoptera: Curculionidae) et la resistance de sa plante-hôte, le bananier., 268 pp. Ph.D. thesis. University of Montpellier, France.
- Manzur M. D.; 2001. Propagación masiva *in situ* del híbrido de plátano FHIA 20 utilizando benzilaminopurina. Montpellier. Francia. INFOMUSA Vol. 10, No. 1. pp. 3-4.
- Medina, G.; García, T. and Martorell, L. 1975. Preliminary screening of pesticides for control of banana roots borer, *Cosmopolites sordidus* Germar (Coleoptera: Curculionidae). *J. Agric. Univ. PR* 59, 79-81.
- Medina, G. S.; Franqui, R. 2000. El picudo del guineo y plátano, *Cosmopolites sordidus* (Germar). *Biología, control y bibliografía entomológica en Puerto Rico.* (Coleoptera: Curculionidae). *En*: XI Reunión ACORBAT. San José (Costa Rica). 15 p.
- Nankinga, C. M. and Ogenga-Latigo, M. W. 1996. Effect of method of application on the effectiveness of *Beauveria bassiana* against the banana weevil, *Cosmopolites sordidus*. *Afr. J. Plant Prot.* 6, 12-21.
- Nankinga, C. M.; Moore, D.; Bridge, P. and Gowen, S. 1999. Recent advances in microbial control of banana weevil. *In*: E. Frison, C. S. Gold E. B. Karamura and R. A. Sikora (eds) Mobilizing IPM for Sustainable Banana Production in Africa. Proceedings of a Workshop on Banana IPM, Nelspruit, South Africa, 23-28 November 1998, Montpellier, France. INIBAP. pp. 73-85.

- Ndiege, I. O.; Budenberg, W. J.; Lwande, W. and Hassanali, A. 1991. Volatile components of banana pseudostem of a cultivar susceptible to the banana weevil. *Phytochemistry* 30, 3929-3930.
- Ndiege, I. O.; Budenberg, W. J.; Otieno, D. O. and Hassanali, A. 1996. 1, 8 Cinole: Un atrayente para el picudo del banano *Cosmopolites sordidus*. *Phytochemistry (USA), ENG (Res. ENG) Vol 42, (2), 369-371. En: MUSARAMA. Boletín Bibliográfico.*
- Padilla, C. A.; García del P. F.; López, L. V. y Carnero, H. A. 2002. Métodos alternativos de control del picudo negro de la platanera. *En: Resúmenes de los trabajos presentados durante la I. Reunión Grupo de Trabajos en Picudo negro, PROMUSA, Tenerife -Islas Canarias. INFOMUSA Vol 11, No. 1. p.12.*
- Pavis, C. and Lemaire, L. 1997. Resistance of *Musa* germplasm to the banana weevil borer, *Cosmopolites sordidus* Germar (Coleoptera: Curculionidae): A review. *Infomusa* 6, 3-9.
- Pulido, J. 1982. Estudios sobre *Cosmopolites sordidus* Germar: Plaga del plátano. Congreso Socolen, Colombia, p. 37.
- Roche, R. 1975. Comunicación preliminar sobre la hormiga Tetramorium guineense para el control biológico del picudo negro del plátano. *Rev. Agric. (Cuba)* 8, 35-7.
- Ríos, J. C.; Soto, A.; Castrillón, C. 2002. Evaluación de *Beaveria bassiana* (Bals) VUILL en formulación comercial y artesanal para el manejo de picudo negro (*Cosmopolites sordidus* Germar) en plátano. *En: XV Reunión Internacional ACORBAT. Cartagena de Indias. Colombia. pp. 284-289.*
- Simmonds, N. W. 1966. Bananas, 512 pp. London: Longmans Press.
- Zimmerman, E. C. 1968. The *Cosmopolites* banana weevils (Coleoptera: Curculionidae; Rhynchophorinae). *Pacific Insects* 10, 295-299.

# Manejo integrado del picudo negro del plátano y el banano

Víctor Manuel Merchán Vargas<sup>1</sup>

Entre las especies de barrenadores asociadas con los plátanos y bananos, el picudo negro *Cosmopolites sordidus* Germar (Coleoptera : Curculionidae) es considerado como la plaga de mayor importancia económica por la severidad de su daño y amplia distribución. La plaga originaria de Indonesia y Malasia se encuentra en casi todas las áreas del mundo donde se cultiva plátano y banano, desde el nivel del mar hasta los 1800 m de altitud. El picudo solo afecta plantas de la familia de las Musáceas; siendo las variedades de plátano más severamente atacadas que las de banano. Las larvas son las causantes del daño. Se alimentan y desarrollan dentro del rizoma o cormo formando galerías o túneles que obstruyen el paso del agua y los nutrientes. El picudo puede atacar las plantas en cualquier estado de desarrollo, prefiriendo las adultas en postfloración. En las plantas afectadas hay reducción de crecimiento, amarillamiento de hojas, tendencia al desenraizamiento, volcamiento de los pseudotallos, prolongación del ciclo de producción y reducción en el rendimiento por disminución en el número, tamaño y peso de los racimos. Los ataques más severos se producen en plantaciones viejas, debilitadas por sequías, falta de nutrición y ataque de otras plagas. Plantaciones sin mantenimiento son propicias para la multiplicación del insecto, el cual se adapta mejor en ambientes húmedos y oscuros. Los adultos normalmente salen de noche para alimentarse de residuos vegetales en descomposición y ovipositar. Se movilizan a cortas distancias, rara vez vuelan, son de movimiento lento y simulan estar muertos al ser perturbados. Viven hasta cuatro años y pueden sobrevivir varios meses en ausencia de alimento.

**Tácticas de Manejo:** En áreas libres el manejo directo de la plaga está dirigido a prevenir y evitar su ingreso y dispersión, mientras que en áreas endémicas se busca reducir las fuentes de infestación y las tasas de multiplicación lo cual se puede alcanzar mediante la aplicación individual o combinada entre otras de las siguientes tácticas de manejo: cultural, mecánico, etológico, biológico y químico.

**Manejo Cultural :** Se han identificado e investigado un buen número de prácticas culturales entre las cuales sobresalen las siguientes: Empleo de semilla sana y limpia, tratamiento con agua caliente, repelentes y biocidas, uso de acolchados, trampeo, cultivos intercalados, aplicación de abonos orgánicos, control de malezas, saneamiento, mezclas varietales y rotación de cultivos. Si los cormos no provienen de áreas libres del picudo se deben pelar y sumergir en agua caliente a 54 ° C durante 20 minutos para eliminar los diferentes estados de la plaga. Para evitar nuevos ataques, se deben sembrar el mismo día de su extracción, si esto no es posible, se almacenan

<sup>1</sup> Consultor. Colombia. merchanvictor@yahoo.es

lejos del lote a sembrar, o se asperjan con un repelente como la Veterina o Creolina (aceites creosotados) al 5 %, cuyo efecto disminuye significativamente después de tres días. Por su efectividad es conveniente emplear el repelente en cormos sembrados el día de su extracción. Para reducir los sitios de albergue de la plaga se debe mantener el área alrededor de la planta libre de malezas y de vegetación en descomposición, evitar la competencia de plantas mediante eliminación de hijos innecesarios, eliminar las calcetas secas y al cosechar cortar los seudotallos a nivel del suelo con inclinación en bisel, picarlos y esparcirlos para que se sequen rápidamente e impedir de este modo que atraigan los picudos.

**Manejo Mecánico y etológico:** Para monitorear y rebajar poblaciones de adultos se emplean diferentes formas de trapeo usando pedazos frescos del seudotallo, cepas cortadas recientemente y trampas con la feromona de agregación Sordidin, que actúan como atrayentes de los adultos. La trampas hechas con cepas de plátano son más efectivas que las de banano y se deben renovar por tarde cada cuatro semanas, previa revisión y eliminación semanal de los adultos atrapados. Las trampas hechas con seudotallos se deben cambiar semanalmente. Se recomienda el empleo de un número mínimo de 25 trampas de seudotallo o cepa por hectárea, distanciadas a intervalos de 20 m; al emplear feromonas la recomendación es de 4 trampas móviles por hectárea.

**Manejo Biológico :** A nivel comercial se tienen programas de control fundamentados en el empleo de microorganismos y depredadores. Entre los primeros los más utilizados son los hongos entomopatógenos *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin y *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin y los nemátodos entomoparásitos de los géneros *Steinernema* y *Heterorhabditis*. De los depredadores los más efectivos son especies de tijeretas, hormigas y cucarrones (Scarabeidae).

**Control Químico :** Se emplea en plantaciones comerciales cuando los niveles de infestación se sitúan entre 3 y 10 adultos/trampa/semana.. Los productos se utilizan en tratamiento de semillas, en trampas y a nivel de campo directamente en plantas infestadas haciendo dos a tres aplicaciones al año. Los insecticidas más empleados son : Carbofuran, Triclorfon, Pirimifos - etil, Etoprop, Terbufos y Clorpirifos.

# ***Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense* en Cuba: biología de las poblaciones, reacción de los clones híbridos de la FHIA y biocontrol.**

Luis Pérez, Alicia Batlle, Julio Fonseca

## **RESUMEN**

Se estableció una colección de aislados monoconidiales de *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense* (*Foc*), procedentes de diferentes clones y regiones de Cuba, para determinar la variabilidad de las poblaciones del hongo, la reacción de clones naturales y híbridos de la FHIA, así como la eficacia del antagonista *Trichoderma harzianum* cepa A34, en el control del patógeno en suelos conducibles. Las poblaciones cubanas de *Foc*, pertenecen a los GCV 01210 (25.5%), 0124 (51.5 %), 0124/0125 (5,9%) y 0128 (8,7%). En las inoculaciones artificiales, los clones Gros Michel, Manzano y FHIA 18, mostraron síntomas internos y externos de marchitez frente al aislado pertenecientes a la raza 1 (GCV 1210); los clones Bluggoe, Pisang awak, FHIA 03, Burro CEMSA (ABB) y FHIA 23, mostraron susceptibilidad a la raza 2 (GCV 0124). Los clones FHIA 02 y FHIA 04 resultaron muy resistentes frente a todas las poblaciones. Los resultados demostraron además que la clasificación de razas existente es incompleta. Los tratamientos al hoyo al momento de la plantación o donde hubo plantas con síntomas con *Trichoderma harzianum* A34 a razón de 20 g de un formulado con una concentración de  $8 \times 10^9$  conidios/g por planta, previnieron los ataques posteriores de *Foc*, mientras que las parcelas sin tratar resultaron destruidas. Fincas de los clones Burro CEMSA y FHIA 03, anteriormente destruidas por ataques de *Foc*, fueron replantadas y tratadas con *T. harzianum* cepa A34 y se encuentran en producción por cinco años, sin afectaciones económicas por la enfermedad.

**Palabras claves:** Marchitez por *Fusarium*; *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense*; GCV; *Trichoderma harzianum*; biocontrol; biología de poblaciones; reacción de clones.

---

<sup>1</sup> Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal (INISAV), Ministerio de Agricultura de Cuba. Gaveta 634, 11300, Playa, C. Habana, Cuba. Email: lperez@inisav.cu.

## Introducción

La marchitez por *Fusarium* o Mal de Panamá causado por *Fusarium oxysporum f.sp. cubense* (*Foc*), es internacionalmente, la más ampliamente distribuida e históricamente importante enfermedad de los bananos y plátanos. En Cuba el primer informe oficial de la enfermedad fue el de Smith (1910). Johnston (1915), informó que el clon Gros Michel (AAA) y el Manzano (subgrupo Silk, AAB) se encontraba severamente afectado ya en 1910 aunque hay antecedentes de incidencia de la enfermedad en el clon Manzano (subgrupo Silk, AAB) desde finales del siglo XIX. Según Acuña y Díaz (1953), la zona de Baracoa situada en el extremo oriental de Cuba, exportó en 1897, 3 millones de racimos de Gros Michel. La única medida practicada para su manejo consistía en la destrucción de las plantas afectadas y la quema de los residuos de estas, hasta que comenzó su sustitución paulatina por el clon Robusta (subgrupo Cavendish, AAA) al que localmente se nombró Inmune, por su resistencia al Mal de Panamá. La misma situación existió en el resto de las regiones del país (Johnston, 1915).

A partir de la sustitución del Gros Michel por clones del subgrupo Cavendish y el cultivo masivo de clones de plátanos AAB, la marchitez por *Foc* perdió su importancia económica en Cuba, quedando confinada a las pequeñas parcelas de agricultores y jardines de viviendas donde *Foc* se mantenía sobre plantas de los clones Burro Criollo (Bluggoe, ABB) y Manzano.

La aparición de la Sigatoka negra en Cuba a finales de 1990 (Vidal, 1992), tuvo un fuerte impacto marcado en los costos de producción pero especialmente en la estructura clonal de la superficie del país plantada de musáceas (Pérez *et al.*, 2002). Los bananos Cavendish (AAA) fueron sustituidas por los clones FHIA 23 (AAAA) y FHIA 18 (AAAB), que junto al FHIA 3 (AABB) ocupan alrededor de 11 mil ha. Así mismo, en la actualidad solo se mantiene un 18% de las más de 43 mil ha de plátanos (AAB) existentes en 1990. Los plátanos han sido sustituidos por el cultivo a gran escala del clon Burro CEMSA (ABB), que ocupa unas 63 mil ha y por el FHIA 3 (AABB). Junto a esto, se ha ido popularizando el cultivo del clon Burro Vietnamita (Pisang awak, ABB), debido a su sabor que se asemeja al del manzano. Este drástico cambio en la composición clonal ha hecho que la marchitez por *Fusarium* o Mal de Panamá re-emergiera como un problema de sanidad en las plantaciones de musáceas en Cuba.

Las poblaciones de *Foc* han sido diferenciadas en función de grupos de compatibilidad vegetativa (GCV, Leslie, 1990 y 1993; Ploetz, 1990; Pegg *et al.* 1996; Ploetz y Pegg, 1999), número de cromosomas y cantidad de ADN total (Boehm *et al.* 1994), producción de volátiles (Stover, 1962; Moore *et al.*, 1991), polimorfismo de los fragmentos de restricción (Bentley y Bassam, 1996; Koenig *et al.*, 1997; Bentley, 1998); los cariotipos electroforéticos (Boehm *et al.*, 1994; O'Donnell *et al.*, 1998) y la patogenicidad (Stover, 1962).

El biocontrol con especies de *Trichoderma* ha sido objeto de estudio desde 1930 y aplicado a pequeñas escalas directamente al suelo o en el tratamiento de las semillas (Weindling, 1934; Papavizas, 1985; Harman, 1991). Sivan y Chet (1989), encontraron que *T. harzianum* induce altos niveles de enzimas líticas (1-3  $\beta$  glucanasa y quitinasa), sobre las células de las paredes de los patógenos (*R. solani*, *P. aphanidermatum* y *Fusarium oxysporum*). Diferentes intentos han sido realizados

para el biocontrol de las poblaciones de *Fusarium oxysporum* causantes de marchiteces en diferentes hospedantes. En Cuba, Mitov y Oliva (1975), informaron de la actividad inhibitoria de cepas de *Trichoderma* spp. en tratamientos previos a inoculaciones con el patógeno en plantas susceptibles. En Cuba, Sandoval *et al.* (1996) y Sandoval y López (2000 y 2001), informaron de la eficacia de *Trichoderma harzianum* cepa A34 en el control de *Fusarium* spp., en frijol y claveles así como de diferentes especies de hongos en tomate, tabaco y frijol.

El objetivo del presente estudio fue determinar la variabilidad fenotípica, genética y patogénica de las poblaciones de *Foc* presentes en Cuba, determinar la reacción de clones naturales y híbridos sintéticos frente a los GCV y razas patogénicas presentes en Cuba y comprobar la eficacia del antagonista *Trichoderma harzianum* en el control de *Foc* en suelos conducibles a la enfermedad.

## Materiales y métodos

### 1. Biología de las poblaciones de *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense*

**Colección de aislados, obtención de cultivos puros y caracterización morfológica.** Se realizaron muestreos de plantas con síntomas de marchitez por *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* en diferentes localidades del país (figura 1). Se tomaron fragmentos de tejidos afectados delseudotallo, se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 2% durante 3 min. y se sembraron fragmentos de 1-2 mm en agua agar + 50 µg/ml de sulfato de estreptomycin. El micelio obtenido, se transfirió a placas de Petri con agar de papa dextrosa (PDA), incubándose a 25°C en la oscuridad, durante 5 días. Se obtuvieron cinco cultivos monospóricos de cada aislado siguiendo el procedimiento descrito por Booth (1977), y después de incubarlos durante 4 - 7 días, se procedió a conservarlos en papel de filtro a 4°C, siguiendo el método descrito por Correll *et al.*, (1986).

Se sembraron cinco réplicas de discos de micelio de 5mm de diámetro de cada uno de los aislados en estudio cultivados en PDA y en medio Komada modificado (K<sub>2</sub>; Sun *et al.*, 1978) Se caracterizó la morfología de las colonias y la formación de pigmentos en PDA después de 14 días de incubación a 27 °C. Se determinó la presencia o no de bordes lacinados de las colonias en el medio K<sub>2</sub>.

**Producción de volátiles.** Para determinar la producción de compuestos volátiles, se prepararon Erlenmeyers de 250 ml con 30 ml de arroz pulido y 90 ml de agua destilada y se esterilizaron a 1,5 atm. a temperatura de 128 °C durante 1 hora, dos días consecutivos. Estos frascos Erlenmeyers se inocularon con discos de 5 mm de diámetro de micelio de cada aislado en estudio y se incubaron a 27 °C durante 14 días, bajo la acción de tres lámparas de 40W de luz fluorescente a 40 cm de altura, según método descrito por Moore *et al.*, (1990). Posteriormente, se determinó la presencia de compuestos volátiles en el espacio superior del cultivo de arroz para lo cual se tomó 1 ml de estos gases y se inyectó en un cromatógrafo gaseoso (equipado con detector de llama y columna capilar de 15 m y 0,53 mm de diámetro interno, recubierta con DB-5, a una temperatura del horno de 40°C y temperatura del inyector de 110°). Se determinó la composición química de los gases presentes acoplado al cromatógrafo de gases un espectrómetro de masa GC-MS, TRIO 1000.

**Crecimiento de las colonias en diferentes temperaturas.** Se seleccionaron siete aislados pertenecientes a la raza 1 (GCV 01210) y cinco aislados pertenecientes a la raza 2 (GCV 0124 y 0124/0125). Se sembraron discos de 5 mm de micelio en el centro de placas de Petri de 10 cm con PDA y se incubaron en una batería de incubadoras a las temperaturas de 8, 10, 12, 15, 20, 25, 28, 30, 35 y 38 °C hasta que la placa quedara cubierta por el crecimiento radial de la colonia en la temperatura más favorable al crecimiento. Se utilizaron cuatro repeticiones/temperatura. Se midió el diámetro de todas las colonias y se ajustaron curvas de regresión cuadráticas del crecimiento en función de la temperatura mediante el paquete estadístico Statistica 5.0 para Windows.

**Determinación de los grupos de compatibilidad vegetativa (GCV).** A cada aislamiento de la colección se le determinó la raza a la que pertenece o se estableció putativamente, a partir del clon de donde fue obtenido en el caso de los clones diferenciales, Gros Michel, Manzano o Burro Criollo (Bluggoe). Se determinó a cual grupo de compatibilidad vegetativa pertenece cada uno de los aislamientos obtenidos, siguiendo el procedimiento desarrollado por Puhalla (1985) y Correll *et al.*, (1987), para lo cual se desarrollaron mutantes auxotróficos pertenecientes a los fenotipos *nit 1*, *nit 3* y Nit M, (deficientes en las enzimas nitrato reductasa, nitrito reductasa o el cofactor molibdeno). Para este fin, se inocularon placas Petri de 10 cm con medio mínimo + 15% de clorato de potasio (Puhalla, 1985; Correll *et al.*, 1987) incubándolos a temperatura ambiente hasta el surgimiento de sectores de crecimiento micelial diferenciado, los que fueron aislados en tubos con cuñas de agar con medio mínimo. Se determinó seguidamente el fenotipo de cada uno de los sectores mutantes obtenidos, mediante pruebas fisiológicas de crecimiento siguiendo el procedimiento utilizado por Correll *et al.*, (1987). Se realizaron ensayos de autocompatibilidad apareando los mutantes *nit 1* y Nit M obtenidos de cada aislamiento entre sí. Se descartaron los que fueron autoincompatibles, asumiendo que pertenecían a fenotipos *crn* que no formarían heterocariones al cruzarse con los probadores Nit M de la colección internacional. Se determinó a cual GCV pertenece cada aislamiento de la colección sometiendo a prueba de compatibilidad los mutantes *nit 1* y *nit 3* obtenidos de cada uno, con una colección de mutantes Nit M pertenecientes a los GCV 0120, 0121, 0122, 0123, 0124, 0124/0125, 0128, 0129 01210, 01212, 01213, 01214 y 01215 donados por los Dres. Ken Pegg del Queensland Department of Primary Industries, Australia; Suzy Bentley del Cooperative Research Center for Tropical Plant Pathology in Queensland Australia y Julio Hernández del INIA en Islas Canarias. La existencia de compatibilidad fue determinada por la formación de heterocariones puestos en evidencia por el crecimiento micelial denso en la zona de unión de las colonias enfrentadas.

## 2. Reacción de los clones de bananos y plátanos a diferentes GCV de *Foc*

Se seleccionaron para las inoculaciones, aislamientos pertenecientes al CGV 0124 (aislado ESB-1; raza 2), 0128 (aislado Sc-3; raza 2) y 01210 (aislado TuPP; raza 1). El inóculo de cada GCV y raza de *Foc* fue multiplicado utilizando como sustrato semilla de sorgo que fueron colocadas en bandejas, las que se esterilizaron dos veces, inocularon con una suspensión de conidios en agua estéril y se incubaron a temperatura ambiente hasta que el micelio de *Foc* cubrió completamente los granos de sorgo. Se utilizaron 15 g de semilla de sorgo con *Foc* por hueco antes de plantar.

Se utilizaron cinco plantas de cada uno de los clones Manzano, Gros Michel, Burro criollo, Pelipita, Pisang awak, Yangambi Km. 5, Pisang mas, Calcutta 4, Niyarma yik, Pisang lilin, Pisang jari buaya, Paka, *Musa acuminata* 1, *Musa acuminata*, FHIA 2, FHIA 3, FHIA 4, FHIA 18 y FHIA 21. Los clones fueron obtenidas del jardín clonal del INIVIT, fueron reproducidas en cultivo de tejidos en el Instituto de Biotecnología de las Plantas de la Universidad Central de Las Villas y las vitroplantas fueron aviveradas hasta que alcanzaron una altura aproximada de 25 cm y fueron llevadas al campo e inoculadas. El ensayo fue conducido con un diseño totalmente aleatorizado.

La evaluación de la reacción de los clones se realizó determinando 1) la frecuencia de plantas que mostraron síntomas externos de marchitez por *Foc*, 2) la frecuencia de plantas muertas y 3) la severidad de la infección según la siguiente escala de severidad: 1, sana; 2, clorosis ligera y marchitez sin afectación del pecíolo; 3, clorosis moderada, pecíolos doblados y marchitez con rajadura de la base de las vainas; 4, clorosis severa, pecíolos doblados, enanismo, rajadura de los seudotallos y 5, planta muerta.

## 3. Eficacia de *Trichoderma harzianum* cepa A34 en el control de *Foc*

**Reproducción de *Foc*.** Se colocaron 20 g de arroz en Erlenmeyers de 250 ml, se añadió agua en proporción 1:1 (v/p) y se esterilizó a 1 atm. durante 40 min. Se inoculó con 2 ml de una suspensión de conidios de *Foc* obtenidos de cultivos puros y se incubó dos semanas a 28°C.

**Reproducción de *Trichoderma harzianum*.** Se utilizó un sustrato sólido compuesto por una mezcla en proporción 2:1 (p/p) de arroz partido con cáscara de arroz, y bagacillo de caña de azúcar, al cual se le adicionó agua en proporción 1:1 (v/p) y se distribuyó en bandejas esterilización a 1 atm. durante 40 min. (pH aproximado de 6). Frascos de cultivo de 500 ml fueron inoculados con 5 ml de una suspensión de conidios de un cultivo esporulado de *T. harzianum* cepa A 34 con una concentración de  $10^2$  esporas/ml y posteriormente fueron incubados en posición horizontal por cuatro días a 28 -30 °C. Se inocularon las bandejas con una suspensión de conidios 10% (v/p) obtenidas de estos cultivos y se incubaron hasta obtener una cobertura completa del micelio del antagonista en el sustrato.

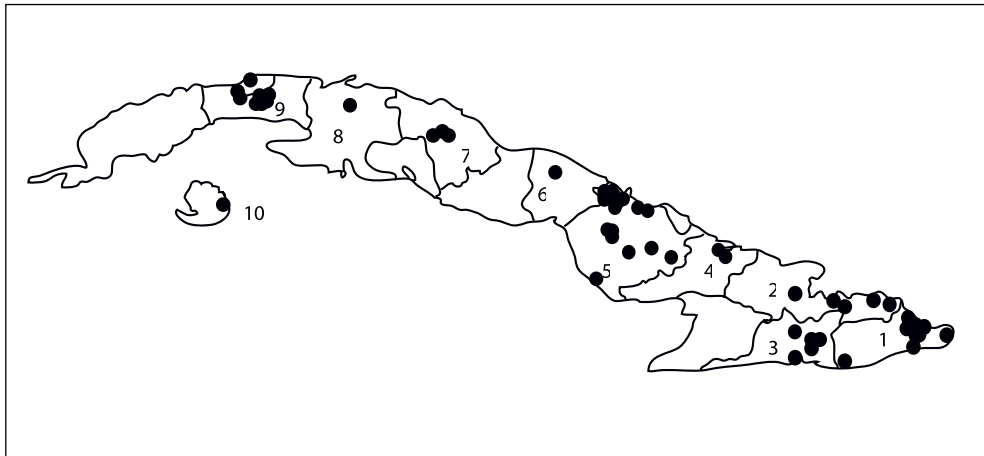
Se realizó un experimento en contenedores de 20 litros con plantas del clon Burro Criollo (Bluggoe ABB), utilizando un diseño totalmente aleatorizado, con los siguientes tratamientos: 1) testigo sin inoculación con *Foc* y sin biocontrol; 2) inoculación con *Foc* y sin biocontrol; 3) inoculada con *Foc* y tratamiento con *T. harzianum* 10 g del biopreparado sólido en arroz de *T. harzianum* A34 a la base de las plantas el mismo día y 4) tratamiento con *T. harzianum* 10 g del biopreparado sólido en arroz de *T. harzianum* A34 a la base de las plantas una semana antes de la inoculación con *Foc*.

Se determinó la frecuencia de plantas afectadas y la severidad del ataque de acuerdo a la escala de severidad de la infección de *Foc* ya descrita.

## Resultados y discusión

### 1. Biología de las poblaciones de *Foc* en Cuba

Se obtuvieron un total de 52 aislamientos a partir de plantas naturalmente enfermas de diferentes localidades del país (Fig. 1).



**Figura 1.** Localidades donde se realizaron los muestreos de plantas enfermas de Mal de Panamá: 1, provincia Guantánamo (Baracoa, Palmarejo del Toa, Quiviján, La Poa, La Cuchilla, Maisí, Yateras); 2, provincia Holguín (Mayarí, Levisa, Banes, Sagua de Tánamo); 3, provincia Santiago de Cuba (Palma Soriano, Guamá); 4, provincia Las Tunas (Puerto Padre); 5, provincia de Camagüey (Sola, Jimaguayú, Ciudad de Camagüey, Vertientes, Esmeralda, Guáimaro); 6, provincia de Ciego de Avila (Morón); 7, provincia de Villa Clara (Santo Domingo); 8, provincia de Matanzas (Jovellanos); 9, Provincia de la Habana (Guira de Melena, Alquizar, Ciudad de la Habana); 10, Municipio Especial Isla de la Juventud.

La morfología de todas las colonias monoconidiales obtenidas fue del tipo algodonoso descrito por Stover (1962), de crecimiento aéreo abundante con diferencias en el tipo de pigmentación. No fueron observadas colonias pionnotales o cordadas. En el cuadro 1 aparecen siete grupos de colonias de acuerdo al color del micelio y la pigmentación. No existió relación entre las razas a la que pertenecían los aislados y la morfología de las colonias. Así mismo, ninguno de los aislados formó lacinias en medio  $K_2$ , lo que concuerda con los resultados de Sun *et al.* (1978).

Los resultados de las determinaciones cromatográficas y espectrofotométricas de los gases producidos en la superficie de los cultivos de *Foc* en arroz, demostraron la presencia de los compuestos volátiles etenil - benceno y el biciclo 4.2.0-Octa-1.3.5-trieno (cuadro 2 y fig. 2), que coinciden con las composición química de los compuestos encontrados por Moore *et al.*, (1991), en estudios con poblaciones de *Foc* del sudeste asiático y el Pacífico. No se observó sin embargo, relación entre la producción de pigmentos, las razas a la que pertenecían los aislados y la presencia de compuestos volátiles, lo cual está en conflicto con lo reportado por Moore *et al.* (1991), que observaron la producción de estos compuestos volátiles solo en el caso de aislados pertenecientes a la raza 4 de *Foc*.

**Cuadro 1. Características fenotípicas de los cultivos de los aislados de *Foc* en medio PDA.**

Características morfológicas	Raza	Frecuencia (%)	Formación * de lacinias en medio K2
1. Algodonosa, blanca crema-rojizo	1	5,2	-
2. Algodonosa, blanca crema-salmón	1	2,2	-
3. Algodonosa, blanca - rosácea	1	7,7	-
	2	49,7	-
4. Algodonosa, blanca bordes rosado	2	2,6	-
5. Algodonosa, blanca bordes rosado intenso	1	2,6	-
	2	13,1	-
6. Algodonosa, rosado, con bordes rojizos	2	13,1	-
7. Algodonosa, rosa intenso	2	2,6	-

**Cuadro 2. Presencia de compuestos volátiles en medio de arroz producidos por aislados de *Foc*.**

Presencia de volátiles	Frecuencia (%)	Raza
+	12,8	1
-	5,1	1
+	38,5	2
-	43,5	2

En la figura 3 aparecen las curvas ajustadas del crecimiento de las colonias de diferentes aislados pertenecientes a las razas 1 y 2. Todos los aislamientos se desarrollaron en el rango de temperatura entre 8 y 38°C. Se observa una meseta de crecimiento en todas las curvas en el rango de temperaturas entre 23 y 29 °C por lo que es poco probable que la temperatura imponga un comportamiento diferenciado de la incidencia de la enfermedad para las poblaciones pertenecientes a diferentes razas y GCV. No fueron determinadas diferencias significativas de crecimiento entre los diferentes GCV.

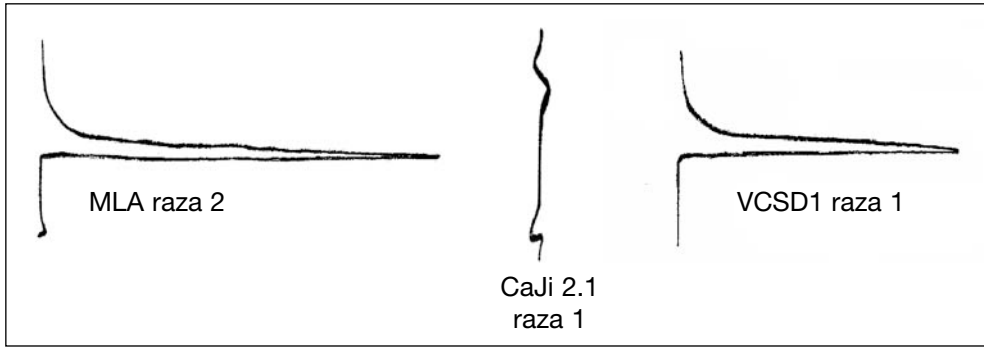


Figura 2. Cromatogramas de los compuestos volátiles producidos por los cultivos de aislamientos pertenecientes a diferentes razas de *Fusarium oxysporum f.sp. cubense*.

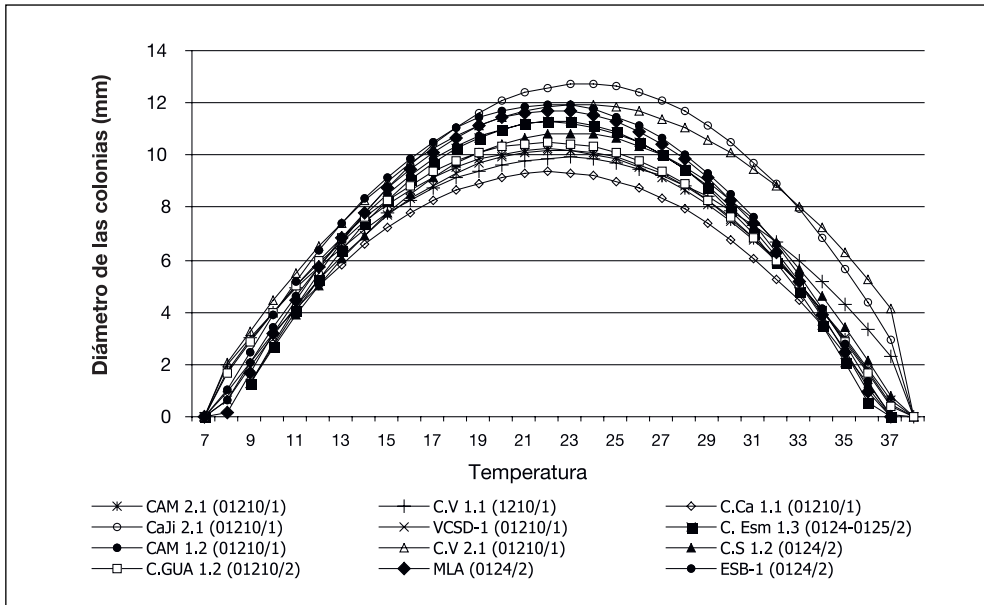


Figura 3. Crecimiento de las colonias pertenecientes a diferentes GCV y razas en diferentes temperaturas. En paréntesis los GCV/razas.

La mayoría de los aislados (cuadro 3), pertenecieron a los GCV 0124 y 0124/125 (más del 50% de las accesiones de la colección). Estos GCV son de una amplia distribución mundial (Ploetz, 1990 y Pegg *et al*, 1996). La mayoría de los aislados pertenecientes a estos dos grupos con tres excepciones pertenecieron a la raza 2.

El grupo 0128 presenta una limitada distribución en Cuba (1.9% de los aislamientos). Hay antecedentes de su presencia únicamente Australia (Ploetz, 1990). El único aislado encontrado en el presente estudio perteneció a la raza 2. Bentley *et al.*, (1995) y Bentley y Bassam (1996), informaron que los aislados de este GCV que analizaron se encontraban muy cercano genéticamente a los grupos 0124 y 0125 por lo que pudiera considerarse que este GCV pudiera

haber evolucionado a partir de mutaciones simples de estos grupos de amplia distribución en Cuba y mundial lo que debe ser confirmado con los estudios del polimorfismo de los fragmentos de restricción de todos los aislamientos que se encuentran en desarrollo.

Cuadro 3. Relación de los grupos de compatibilidad vegetativa de poblaciones de *Foc* de Cuba.

GCV	RAZA	FRECUENCIA (%)
01210	1	19,6
01210*	2	5,9
0124	2	45,6
0124*	1	5,9
0124/125	2	5,9
0128	2	8,7
NUEVO GCV.	2	8,7

El grupo 01210 se encuentra con una frecuencia relativamente amplia fundamentalmente en el clon Manzano (21.1% de los aislamientos) y con la excepción de un aislamiento pertenecen a la raza 1. Ha sido informado además solo en el condado de Dade en la Florida en 1986 y en las Islas Caimán (Ploetz y Pegg, 1999). La totalidad de los aislamientos obtenidos del clon Manzano (Silk, AAB) en el presente estudio pertenecen al grupo 01210, en correspondencia con los resultados de Ploetz (1990), en Florida. La enfermedad fue descrita en Cuba desde principios del siglo pasado (Smith, 1910) y dado que el Mal de Panamá no había sido informado hasta hace relativamente poco tiempo en el condado de Dade en la Florida (Ploetz y Shepard, 1989), hay posibilidades que este GCV pudiera tener su origen en plantas del clon Manzano llevadas desde Cuba. El origen de este GCV no parece ser explicado a partir de una mutación simple a partir de los grupos 0124/0125 de amplia distribución en Cuba y mundial por cuanto los trabajos de Bentley *et al.*, (1998), han demostrado una considerable distancia genética entre las poblaciones de ambos grupos a nivel mundial. Ploetz y Pegg (1999) han informado que comparte un 89-92% de sus alelos con el GCV 0120 de amplia distribución mundial (Australia, Africa del Sur, Costa Rica, Guadeloupe, Honduras, Islas Canarias, Malasia y Taiwán; 1990) al cual pertenecen aislamientos pertenecientes a la raza 4 (Ploetz, 1990) pero que no ha sido encontrado en Cuba. Por otro lado, todo indica que la marchitez por *Fusarium* antecede a la llegada del Gros Michel a América y que puede tener una íntima relación con la distribución del clon Manzano en muchas áreas (Stover, 1962). O'Donnel *et al.* (1997), sugirieron la posibilidad de un origen polifilético de las poblaciones y de la evolución independiente de los diferentes linajes encontrados de *Foc* a partir de otras *formae specialis* de *Fusarium oxysporum*.

## 2. Reacción de los clones de bananos y plátanos a diferentes GCV de *Foc*

En las figs. 3 A y B y en la cuadro 4, aparecen los resultados de la evaluación de la incidencia y severidad de la reacción de los clones a las infecciones artificiales con *Foc*. Como puede apreciarse la reacción de los clones Manzano, Gros Michel y Burro Criollo (Bluggoe, ABB) se ajusta a la expresión esperada de acuerdo a la clasificación de razas informada por Stover (1962).

El clon Pisang awak (ABB), mostró síntomas externos e internos y muerte de plantas con los aislados de los GCV 0124 y 0128 y no mostró síntomas frente al GCV 01210 (raza 1) en nuestras inoculaciones artificiales. Estos datos concuerdan con los informes de Wardlaw (1972), quien informó de su susceptibilidad en Trinidad después de algunos años de cultivo en suelos infectados. Ploetz *et al.*, (1999) informaron en cambio que el Pisang awak mostró índices intermedios a severos de marchitez al inocularlo con poblaciones pertenecientes al grupo 01210 provenientes del clon Manzano en la Florida.

El clon Pelipita mostró síntomas externos e internos frente a los GCV 0124 y 0128 y muerte de plantas solo frente al 0128 (perteneciente a la raza 2). Contrariamente, en ensayos en la Florida (Ploetz *et al.*, 1999) reportó plantas muertas frente al GCV 01210 (raza 1).

El cultivar Pisang lilin, mostró diferentes niveles de infección frente todos los GCV en aunque la afectación más fuerte resultó frente al GCV 01210, pero ha sido informado como resistentes a diferentes GCV y razas en diferentes localidades del mundo (IMTP, 2000; Ploetz y Pegg, 1993). Stover (1962), lo refiere como resistente a la enfermedad; no obstante una alta frecuencia de su progenie en cruces con Gros Michel resultó susceptible.

*Musa acuminata burmannicoides* Calcutta 4, mostró alta incidencia y severidad frente a la raza 1 (GCV 01210) lo que concuerda con los informes de Stover (1962). El clon *M. acuminata* 2 sin embargo mostró susceptibilidad frente a la raza 2.

El clon Pisang jari buaya mostró niveles intermedios a severos de ataque frente a los GCV 0124 y 0128 pertenecientes a la raza 2 y ligeros frente a la raza 1. El Yangambi Km 5, presentó susceptibilidad a todos los aislados estudiados en contraste con los resultados de estudios conducidos en Queensland donde resultó resistente a la raza 1 (Ploetz y Pegg, 1999).

Los clones FHIA 04 y FHIA 02 no mostraron síntomas con ninguno de los GCV. El FHIA 02 ha resultado susceptible a la raza 1 en estudios conducidos en otros lugares (Ploetz y Pegg, 1999). El clon FHIA 03 mostró susceptibilidad a los aislados pertenecientes al GCV 0124 (raza 2), pero no fue afectado por el resto de los aislados estudiados. El clon FHIA 18 mostró síntomas y plantas muertas con los aislados pertenecientes al GCV 01210 (raza 1). Este clon fue encontrado afectado naturalmente en plantaciones de la zona oriental del país.

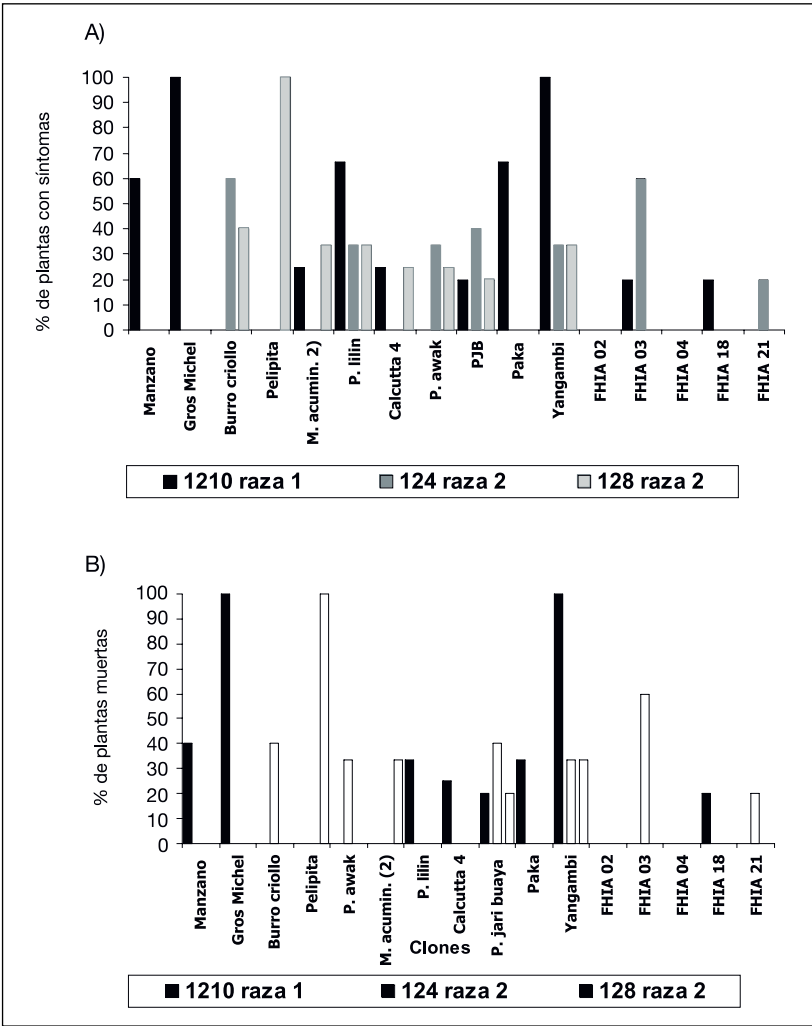


Figura 4. Reacción de los clones a las inoculaciones artificiales con diferentes GCV y razas de *Foc*. A). Porcentaje de plantas con síntomas. B). Porcentaje de plantas muertas.

Los resultados han mostrado la inconsistencia del actual sistema de diferenciación de razas de *Foc* existente hasta el momento; los aislados de los GCV 0124 y 0128 fueron obtenidos del clon Burro Criollo (ABB Bluggoe) y en los experimentos fueron patogénicos al Bluggoe pero no al Gros y por tanto debe considerarse como raza 2. Similarmente, la diferencia de reacción del clon Pelipita contra los GCV 0124 y 0128 apoyan el criterio de que ambos aislados supuestamente de la misma raza difieren en patogenicidad a algunos clones. Estos resultados y las diferencia de reacción reportadas de algunos clones en diferentes localidades supuestamente contra la misma raza son una expresión de las limitaciones del actual sistema de clasificación de razas y de la necesidad de lograr un mejor conocimiento de la especialización patogénica como ha sido ya mencionado Stover and Buddenhagen (1986).

**Cuadro 4. Reacción de diferentes clones a inoculaciones artificiales con diferentes razas y GCV de *Foc*. Severidad promedio.**

VARIETADES	Severidad promedio (*)		
	01210 (1)**	0124 (2)	0128 (2)
Manzano criollo	4,6	1,0	1,0
Gros Michel	5,0	1,0	1,0
Burro criollo	1,0	4,0	3,8
Pelipita	1,0	1,0	5,0
Pisang awak	2,4	4,3	4,5
Musa acuminata 2	1,8	1,3	4,3
Pisang Lilin	4,7	2,6	4,3
Calcutta 4	4,5	2,3	2,2
Pisang jari buaya	1,6	3,6	3,2
Paka	4,3	5,0	5,0
Yangambi Km 5	5,0	3,3	4,0
FHIA 02	0,0	0,0	2,4
FHIA 03	1,8	2,4	3,6
FHIA 04	0,0	0,0	0,0
FHIA 18	1,8	0,0	1,6
FHIA 21	0,0	2,6	1,0

\* Escala de 0 sana a 5 muerta. \*\* Las razas en paréntesis.

### 3. Eficacia de *Trichoderma harzianum* cepa A34 en el control de *Foc*

En el cuadro 5 aparecen los datos del efecto del tratamiento con *T. harzianum* sobre la frecuencia y severidad de la marchitez por *Foc* en plantas inoculadas artificialmente. El antagonista tuvo un marcado efecto inhibitorio de la enfermedad especialmente cuando este colonizó el suelo y el sistema radical antes de la infección. Este informe apoya resultados obtenidos previamente por Mitov y Oliva (1975).

**Cuadro 5. Eficacia de *T. harzianum* en el control de *Foc*. Ensayo de contenedores.**

No.	Variante	% de plantas afectadas	Severidad (1 a 5)
1	Testigo sin inocular y sin tratar	0	0
2	Inoculada con <i>Foc</i> y sin tratar con <i>T. harzianum</i>	100	4.5
3	Inoculadas con <i>Foc</i> y tratada con <i>T. harzianum</i> el mismo día.	40	2.5
4	Inoculadas con <i>Foc</i> y tratada con <i>T. harzianum</i> 7 días antes.	0	0

En el cuadro 6 aparecen datos de la incidencia obtenidos de la aplicación en plantaciones de producción sobre suelos conducibles en tratamientos al suelo previos a la plantación y el uso de semilla obtenidas de plantaciones libres. Campos plantados de clones con una susceptibilidad intermedia previamente diezmos por la incidencia de la enfermedad, se han mantenido en producción económica por más de cinco años con la introducción de este clon.

**Cuadro 6. Resultados de aplicaciones de *T. harzianum* en suelos conducibles a *Foc* en 170 ha en fincas comerciales de Caney del Sitio, Palma Soriano, Santiago de Cuba.**

Variante	Variedad	% de plantas afectadas	Observaciones
Sin tratamiento.	Burro CEMSA	> 60%	Campo fue destruido.
20 g/ planta con 8 x10 <sup>9</sup> conidios/g.	Burro CEMSA	< 1	En producción por más de 5 años.
Sin tratamiento	FHIA 03 FHIA 23	> 30%	Campo fue destruido.
20 g/ planta con 8 x10 <sup>9</sup> conidios/g.	FHIA 03 FHIA 23	< 1	En producción por mas de 5 años.

## Conclusiones

1. La morfología de las colonias de los aislamientos de *Foc* en PDA pertenecieron en todos los casos al tipo algodonoso blanco con pigmentaciones. No se observó producción de lacinos en medio K2.
2. La producción de compuestos volátiles sobre granos de arroz no estuvo correlacionada con GCV ni razas.
3. Las poblaciones cubanas de *Foc* estudiadas hasta el presente, pertenecen a los GCV 01210, 0124, 0124/0125 y 128. Existen poblaciones pertenecientes a GCV vegetativos diferentes a los grupos 0120, 0121, 0122, 0123, 0124, 0124/0125, 0128, 0129 01210, 01212, 01213, 01214 y 01215.
4. Las poblaciones de *Foc* encontradas en el clon Manzano (subgrupo Silk), pertenecieron en casi todos los casos al GCV 1210.
5. Las poblaciones encontradas sobre el clon Burro criollo (Bluggoe), y Burro CEMSA pertenecieron casi exclusivamente a los GCV 0124/0125, 0124 y 0128.
6. La actual clasificación de razas es incompleta y requiere de investigaciones posteriores y colaboración internacional para lograr una mejor comprensión de la patogenicidad de *Foc*
7. Los clones cvs. FHIA 02 y FHIA 04 no mostraron síntomas con en el ensayo con ningún de los aislados probados.
8. El FHIA 03 mostró una susceptibilidad ligera a la raza 1 (GCV 01210) y moderada a intense a la raza 2. (CVG 0124 y 0128).
9. El FHIA 18 es ligeramente afectado por la raza 1 (GCV 01210) y raza 2 (0128).

10. Los tratamientos con el antagonista *T. harzianum* cepa A34 previo a la infección reducen significativamente la incidencia y severidad de la marchitez por *Foc*. Este tratamiento ha probado ser eficiente junto al uso de material de reproducción sano en la regulación de las poblaciones de *Foc* en suelos conducibles en condiciones de producción comercial en fincas previamente diezmadas por la enfermedad.

#### Agradecimientos:

Deseamos agradecer al INIBAP por facilitar los fondos para conducir parte de los resultados presentados. A los Dres. Julio Hernández del INIA Islas Canarias, Ken Pegg del Queensland Department of Primary Industries, Australia y Suzy Bentley del Cooperative Research Center for Tropical Plant Pathology en Queensland Australia por facilitarnos los Nit M de los diferentes GCV. Al Lic. Benigno Suárez del INISAV por realizar las identificaciones gas cromatográficas y espectrofotométricas de los compuestos volátiles. Al INIVIT por facilitar los clones de su banco de germoplasma utilizados en los ensayos de patogenicidad. Al Dr. Pedro Orellana y la Ing. Idarmis Figueredo del IBP de la UCLV por facilitar la multiplicación in vitro de todos los materiales.

#### Bibliografía

- Acuña, J. y Díaz, R., 1953. Estudios económico-sociales. Municipio de Baracoa. Banco de Fomento Agrícola e Industrial de Cuba. 146 pp.
- Bentley, S. and Bassam, B.J., 1996. A robust DNA amplification fingerprinting system applied to analysis of genetic variation within *Fusarium oxysporum f. sp. cubense*. J. Phytopathology 144, 207-213.
- Bentley, S., Pegg, K.G., Moore, N.Y., Davis, D.R. and Buddenhagen, I.W., 1998. Genetic variation among vegetative compatibility groups of *Fusarium oxysporum f. sp. cubense* analyzed by DNA fingerprinting. Phytopathology, 88: 1283 - 1293.
- Boehm, E.W.A., Ploetz, R.C. and Kistler, H.C., 1993. Statistical analysis of electrophoretic karyotype variations among vegetative compatibility groups of *Fusarium oxysporum cubense*. Molecular Plant-Microbe Interactions 7, 196- 207.
- Booth C., 1977. *Fusarium* laboratory guide to the identification of the major species. CMI. Kew. 57 pp.
- Correll, J.C., Puhalla, J.E. and Schneider, R.W., 1986. Identification of *Fusarium oxysporum f. sp. apii* on the basis of colony rise virulence and vegetative compatibility. Phytopathology 76: 396-400.
- Correll, J.C., Klittich, C. J. R. and Leslie, J.F., 1987. Nitrate non-utilizing mutants of *Fusarium oxysporum* and their use in vegetative compatibility tests. Phytopathology 77: 1640-1646.
- Harman, G.E., 1991. Seed treatment for biological control of plant diseases. Crop Protection 10: 166-171.
- INIBAP, 2000. Results of IMTP Phase II. In: International Musa Testing Program. INIBAP, IPGRI 2000. (formato digital).
- Johnston, J.R., 1915. La enfermedad del plátano en Cuba. Estación Experimental Agronómica de Santiago de las Vegas. Circ. 47, 13
- Koenig, R.L., Ploetz, R.C. and Kistler, H.C., 1997. *Fusarium oxysporum f. sp. cubense* consist of a small number of divergent and globally distributed clonal lineages. Phytopathology 87: 915 - 923.
- Leslie, J. F., 1990. Genetic exchange within sexual and asexual populations in the genus *Fusarium*. In *Fusarium wilt of banana*. Ed Ploetz, R.C., APS Press St Paul, pp. 37 - 48.

- Leslie, J.F., 1993. Vegetative compatibility in fungi. *Ann. Rev. of Phytopath.* 31: 127 - 151.
- Mitov, N. y Oliva, P., 1975. Estudios sobre el Mal de Panamá del Plátano en Cuba. *Revista de Agricultura* 8(2): 6-11.
- Moore, N.Y., Hearngraves, P., Pegg, K., and Irvin, J.A.G., 1991. Characterization of strains of *Fusarium oxysporum f.sp. cubense* by production of volatiles. *Aust. J. of Bot.* 39: 161-166.
- Papavizas, G. C. 1985. *Trichoderma* and *Gliocadium*: Biology, ecology and potential for biocontrol. *Ann. Rev. Phytopathology* 75:23-54.
- Pérez, L., Álvarez, J.M. y Pérez, M. 2002. Economic impact and management of Black leaf streak disease in Cuba. In: *Mycosphaerella* leaf spot diseases of bananas: present status and outlook. Proceedings of the International workshop on *Mycosphaerella* leaf spot diseases Ed.: Jacome, L., Lepoivre, Ph., Marin, D., Ortiz, R., Romero, R. and Escalant, J.V. San José Costa Rica. Pp. 71-83.
- Ploetz, R.C., 1990. Population biology of *Fusarium oxysporum f. sp. cubense*. In *Fusarium wilt of banana*. APS Press St Paul, pp 63-76.
- Ploetz, R.C. and Correll, J.C., 1988. Vegetative compatibility among races of *Fusarium oxysporum f. sp. cubense*. *Plant Disease* 72:325 - 328.
- Ploetz, R.C. and Shepard, E.S., 1989. *Fusarium* wilt of bananas in Florida. *Mycol. Research* 93, 242 - 245.
- Ploetz, R.C., Haynes, H.L. and Vázquez, A., 1999. Responses of new banana accessions in South Florida to Panama disease. *Crop Protection* 18: 445 - 449.
- Ploetz, R.C. and Pegg, K.G., 1999. *Fusarium* wilt. In: *Diseases of Banana, Abaca and Enset*. Ed: Jones, D.R. CABI Publishing. Pp 143-159.
- Puhalla, J.E., 1985. Classification of strains of *Fusarium oxysporum* on the basis of vegetative compatibility. *Canadian Journal of Botany* 63: 179-183.
- O'Donnell, K., Kistler, H.C., Cigelnick, E., and Ploetz, R.C., 1997. Multiple evolutionary origins of the fungus causing Panama disease of banana: concordant evidence from nuclear and mitochondrial gene genealogies. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 95: 2044 - 2049.
- Sandoval, I., López, M.O., Bonilla, T. y Tomás, Y., 1996. Hongos que atacan al clavel y antagonismo in vitro con *Trichoderma spp.* *Fitosanidad* 2 (3-4): 41-43.
- Sandoval, I. y López, M.O., 2000. Antagonismo de *Trichoderma harzianum* cepa A34 sobre *Macrophomina phaseolina* y otros patógenos fúngicos del frijol. *Fitosanidad* 4 (3-4): 69-72
- Sandoval, I. y López, M.O., 2001. Hiperparasitismo de *Trichoderma harzianum*, *T. viride* y *T. pseudokoningii* sobre diferentes hongos fitopatógenos. *Fitosanidad* 5 (1): 41-44.
- Sivan, A. and Chet, I., 1987. Biological control of *Fusarium* crown rot of tomato by *Trichoderma harzianum* under field conditions. *Plant Disease* 71: 587-692.
- Stover, R.H., 1962. *Fusarium* wilt (Panama disease) of bananas and other *Musa* species. *Phytopathological Paper* 4, CMI. Kew, Surrey. 117 pp.
- Sun, E.J., Su, H.J., and Ko, W.H., 1978. Identification of *Fusarium oxysporum f.sp. cubense* race 4 from soil or host tissue by cultural characters *Phytopathology* 68: 1672-1673.
- Vidal, A. 1992. Sigatoka negra en Cuba. En nuevos focos de plagas y enfermedades. *Boletín Fitosanitario de la FAO* 40: (1-2).
- Wardlaw, C.W., 1972. *Banana diseases including plantain and Abaca*. Longman. 877 pp.
- Weindling, R., 1934. Studies on a lethal principle effective in the parasitic action of *Trichoderma lignorum* on *Rhizoctonia solani* and other fungi. *Phytopathology* 24: 1153-1179.

## Sesión 4

Moko

# El “Moko” del plátano y banano y el rol de las plantas hospederas en su epidemiología

Sylvio Belalcázar C.<sup>1</sup>; Franklin E. Rosales<sup>1</sup>, Luis E. Pocasangre<sup>1</sup>

## RESUMEN

El “Moko” del plátano y banano, causado por *Ralstonia solanacearum* Raza 2, es una enfermedad que ocasiona elevadas pérdidas tanto en el orden social como en el económico, porque no sólo está afectando la producción y el suministro de alimento, sino también la generación de empleo y de divisas por concepto de su exportación. El método más apropiado para combatirla sería indiscutiblemente mediante el empleo de cultivares resistentes, pero estos infortunadamente no han sido detectados ni obtenidos, razón por la que se ha tratado de implementar prácticas basadas en los resultados de diferentes investigaciones. Entre éstas se encuentra la erradicación de plantas afectadas por medios químicos, manteniendo posteriormente los sitios y/o terrenos afectados en estado de barbecho o cultivándose por varios años con especies que no son atacadas por esta enfermedad. Infortunadamente los resultados obtenidos no han sido del todo satisfactorios, porque después de todo el proceso y volverse a sembrar plátano o banano, se ha vuelto a registrar la presencia de plantas afectadas por el “Moko”. Estudios realizados al respecto, muestran que ello es una consecuencia de la existencia de plantas hospederas portadoras asintomáticas, las cuales siguen operando como una fuente muy importante de potencial de inóculo de la bacteria. Esto implica que el manejo de las arvenses en áreas o en plantaciones afectadas debe ser radical, esto es que no se permita su crecimiento, desarrollo ni mucho menos la producción de semilla.

**Palabras clave:** Moko, plantas hospederas, *Ralstonia solanacearum*

## Importancia socio-económica

La enfermedad que afecta al plátano y banano conocida comúnmente como “Moko”, que es ocasionada por *Ralstonia solanacearum* Raza 2, es considerado como uno de los problemas fitosanitarios más serios que afectan a dichas especies en las regiones tropicales y subtropicales del mundo, constituyéndose de igual manera en un problema potencial para aquellos países y áreas en los que aún no se ha detectado su presencia.

<sup>1</sup> INIBAP-LAC, Investigador Asociado Honorario, Coordinador Regional y Asistente Coordinación Regional, respectivamente. P.O. box 60-7170 Turrialba, Costa Rica. inibap@catie.ac.cr

Esta enfermedad, según Rorer, Buddenhagen, Elasser y Lozano, citados por 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 devastó el cultivo del plátano en América Central, al igual que en Colombia y la selva amazónica del Perú, un patotipo transmitido por insectos. Se estima que en América Latina la enfermedad eliminó cultivos de plátano y banano en miles de kilómetros cuadrados (Buddenhagen, 1968).

En Colombia esta enfermedad se ha registrado a todo lo largo y ancho del país, ocasionando pérdidas considerables, como en el caso del departamento del Caquetá, cuya área sembrada del orden de las 20.000 ha, las cuales en las décadas de 1970 y 1980 fueron arrasadas por dicha enfermedad, registrándose la misma situación en las plantaciones del clon Bluggoe localizadas en las cuencas de los ríos Cauca y Magdalena, que prácticamente recorren el país de sur a norte, a través de zonas aptas para la siembra y explotación de los cultivos de plátano y banano.

Un ejemplo de las pérdidas ocasionadas por el “Moko” la registra Vargas (2001), quien las cuantificó para la zona platanera del departamento del Quindío (Colombia), que abarca una extensión de 42.000 ha, distribuidas en 457 fincas, de las cuales 163, que cubren una extensión 2.500 ha, se encuentran afectadas por la enfermedad, la que entre noviembre de 1999 y noviembre de 2000, ocasionó pérdidas por un valor aproximado de 146,5 millones de pesos (US\$78,000) correspondiente a la producción de 31.318 plantas erradicadas.

Otro de los estudios adelantados por el Instituto Colombiano Agropecuario, ICA, entre julio de 1998 y diciembre de 2000, en el que se consideró: producción de las plantas erradicadas, jornales dejados de generar y costos de la campaña de erradicación, las pérdidas calculadas ascendieron a \$1,584 millones de pesos aproximadamente (US\$983,400), (Buitrago, 2001).

En el caso del cultivo del banano, las pérdidas totales calculadas por Montes (1995), para la zona de Urabá (Colombia), entre los años de 1991 y 1993 se estimaron por el orden de los 1.418 millones de pesos (US\$1,93 millones aproximadamente), mientras que la inversión en prácticas de manejo para el mismo período fueron aproximadamente de 182,7 millones de pesos (US\$249,100).

Considerando las anteriores pérdidas, éstas tanto desde el punto de vista social como del económico, son bastante elevadas, porque no sólo se está afectando la producción de uno de los componentes básicos de la alimentación de la población de muchos pueblos del trópico y subtrópico que consumen cultivares tipo Francés, Cuerno, Falso Cuerno y Bluggoe, sino también la generación de empleo y de divisas, al igual que el costo de las medidas para tratar de mantener la enfermedad bajo control, que en el caso de banano de exportación opera en una forma mucho más elevada.

## El agente casual

La bacteria *Pseudomonas solanacearum* E.F.Sm., clasificada en la actualidad dentro del género *Ralstonia*, es la responsable de la marchites bacterial en plantas cultivadas para la producción de alimentos y fibra, ornamentales y arvenses, entre otras.

Tomando como base las plantas hospederas, Buddenhagen, Sequeira y Kelman, citados por Thurston (1989), designan tres razas:

Raza 1, que afecta solanáceas y otras plantas; Raza 2, que afecta banano y heliconias; y Raza 3, que afecta papa.

Al considerar la Raza 2, Buddenhagen y Elasser (1962) y Buddenhagen y Kelman (1964), describen un patotipo que exuda más fácilmente de los tejidos afectados, el cual es transmitido principalmente por insectos. Dicho patotipo se designó como SFR (Small, Fluid, Round), el que puede ser diferenciado del patotipo común que afecta al banano (Raza 2), en base a las características de la colonia en medio diferencial TZC de Kelman.

Al respecto, Stover (1972), basándose en el trabajo realizado por Buddenhagen, establece cuatro patotipos para la Raza 2, denominados como: D, B, SFR y H, Cuadro 1. En la actualidad según French, Sequeira y Lehmann-Dazinger, citados por Granada (2003), la Raza 2 posee los siguientes linajes: A, B, D, H, R y SFR, cuya caracterización se basa en la morfología de la colonia, rango de plantas hospederas y patogenicidad.

Cuadro 1. Características de los cuatro biovares de la Raza 2 de *R. solanacearum*

RAZA BIOVAR	HOSPEDERO (GENOMA)	PRESENCIA DE PUS	TRANSMISIÓN A TRAVÉS DE BRÁCTEAS
D	Heliconia	Negativa	Baja
B	Bananos (AAA) Bluggoe (ABB)	Positiva ó Negativa	Alta
SFR	Bananos (AAA) Plátanos (AAB) Bluggoe (ABB)	Positiva	Alta
H	Bluggoe (ABB)	Positiva	Alta

Fuente: Adaptado de Belalcázar (1991), Stover (1972) y Thurston (1989).

Al respecto, Granada (1995, 2003), al considerar que la alta incidencia de la enfermedad tanto en la zona bananera del norte del país como en la áreas plataneras del interior, estuviese relacionada con mutaciones de la bacteria hacia linajes más virulentos, estudió para tal efecto la variabilidad de 28 aislamientos correspondientes a nueve departamentos, mediante la técnica del RFLPs (Polimorfismo de Longitud de Fragmentos), encontró que estos corresponden a cuatro MLGs (Genotipos de Locus Múltiple): 25, 47, 48 y 51.

La clasificación también se ha considerado desde el punto de vista bioquímico, recurriendo para su diferenciación a la utilización de los carbohidratos por la bacteria en el medio de cultivo. Para tal efecto Hayward (1964, 1976), estudió 185 aislamientos de *P. solanacearum*, los cuales los clasificó en cuatro biotipos; sin embargo, estos no guardaron ninguna clase de relación con las razas, razón por la que no pueden relacionarse con un determinado sentido ecológico o epidemiológico.

## Formas de diseminación

Una vez que la enfermedad supera las barreras establecidas para prevenir su ataque y penetra a un área en donde crecen y se desarrollan plantas susceptibles de ser afectadas, su proceso de diseminación puede llevarse a cabo a través de diferentes mecanismos, entre los cuales el hombre, que por tener en el proceso una responsabilidad directa o indirecta, aparece catalogado como el agente diseminador más importante.

Entre otras formas la bacteria puede diseminarse a través de semilla asexual, como: cormos y colinos o hijuelos provenientes de plantaciones afectadas; plantas o partes de ellas, como: frutos, hojas, tallos,seudotallos y raíces; insectos principalmente del género Hymenoptera, familia Apidae; animales salvajes y domésticos; herramientas y maquinaria agrícola; el agua a través de canales de riego y drenaje, o cualquier clase de vertiente, como: riachuelos, quebradas y ríos; y suelo movilizado directa o indirectamente por medio de herramientas, maquinaria agrícola, botas y zapatos de los operarios y administradores (Belalcázar, 1967, 1991; Galvez y Lozano, 1974).

## Plantas hospederas

Kelman (1953), en su revisión bibliográfica y de literatura sobre *Pseudomonas solanacearum* E.F. Sm., cita como hospederas de la bacteria a más de 187 especies de plantas, entre las cuales figuran plantas cultivadas como plátano, banano, papa, tomate, entre otras, ornamentales como heliconias, petunias, y no cultivadas o arvenses, cuyo número puede superar las 100 especies. Entre 1953 y 1966, según Belalcázar, Uribe y Thurston (1967), se registraron 17 nuevos hospedantes, y finalmente entre 1967 y marzo de 2003 aparecen registradas en revistas científicas, como: *Phytopathology*, *Plant Disease Report*, *Journal Bacteriology*, *Annual Review of Phytopathology* y *Applied and Environmental Microbiology*, al igual que en revistas científicas de varios países, 30 nuevas plantas hospederas, Cuadros 2 y 3.

Cuadro 2. Plantas hospederas de las Razas 1, 2 ó 3 de *Pseudomonas (Ralstonia) solanacearum*

FAMILIAS (42)	GÉNEROS (114)	ESPECIES (234)
Acanthaceae	<i>Barleria</i> <i>Ruellia</i>	<i>B. lupulina</i> Lindl. <i>R. tuberosa</i> L.
Amaranthaceae	<i>Amaranthus</i>	<i>A. graecizans</i> L.
Apocynaceae	<i>Vinca</i>	<i>V. rosea</i> L. ( <i>Lochnera rosea</i> (L.) Reichb.)*
Asclepiadaceae	<i>Asclepias</i>	<i>A. curassavica</i> L.
Asteraceae	<i>Clibadium</i> <i>Hypochoeris</i> <i>Soliva</i>	<i>Clibadium</i> sp. <i>H. radicata</i> L. <i>S. anthemidifolia</i>
Balsaminaceae	<i>Impatiens</i>	<i>I. balsamina</i> L.
Boraginaceae	<i>Heliotropium</i>	<i>H. indicum</i> L.
Cannaceae	<i>Canna</i>	<i>C. glauca</i> L., <i>C. Indica</i> L.
Capparidaceae	<i>Polanisia</i>	<i>P. viscosa</i> (L.) DC.
Caryophyllaceae	<i>Spergula</i> <i>Silene</i>	<i>S. arvensis</i> <i>L.S. gallica</i> L.
Casuarinaceae	<i>Casuarina</i>	<i>C. equisetifolia</i> Forst.
Cruciferae	<i>Brassica</i> <i>Capsella</i>	<i>B. campestris</i> L. <i>C. bursa-pastoris</i> (L.) Moench.
Chenopodiaceae	<i>Chenopodium</i>	<i>Ch. ambrosioides</i> L. <i>Ch. amaranticolor</i> Coste et Reyn <i>Ch. paniculatum</i> L.
Chromolaeaceae	<i>Eupatorium</i>	<i>E. odoratum</i> L.
Commelinaceae	<i>Commelina</i>	<i>C. benghalensis</i> L. <i>C. difusa</i> Burm. F. <i>C. nudiflora</i> L. <i>C. longicaulis</i> (Jacq.)
Compositae	<i>Ageratum</i> <i>Ambrosia</i> <i>Aster</i> <i>Bidens</i> <i>Blumea</i> <i>Chrysanthemum</i> <i>Coreopsis</i> <i>Cosmos</i> <i>Dahlia</i> <i>Eclipta</i> <i>Eleutheranthera</i> <i>Emilia</i> <i>Erigeron</i> <i>Eupatorium</i> <i>Galisonga</i> <i>Gerbera</i> <i>Gnaphalium</i> <i>Gynura</i>	<i>A. conyzoides</i> L. <i>A. artemisiifolia</i> L., <i>A. elatior</i> L., <i>A. trifida</i> L. <i>A. pilosus</i> Willd. <i>B. bipinnata</i> L., <i>B. pilosa</i> L. <i>B. balsamifera</i> DC. <i>C. coronarium</i> L., <i>C. morifolium</i> Ramat. <i>C. speciosa</i> Hiern. <i>C. bininnatus</i> Cav. <i>D. rosea</i> Cav. ( <i>D. pinnata</i> Cav.) <i>E. alba</i> (L.) Hassk <i>E. ruderalis</i> (Schw.) Sch. Bip. <i>E. sonchifolia</i> (L.) D.C. <i>E. canadensis</i> L. ( <i>Leptilon canadense</i> (L.) Britt.) <i>E. odoratum</i> L. <i>G. parviflora</i> Cav. <i>Gerbera</i> sp. <i>G. elegans</i> H.B.K. <i>G. crepidioides</i> Benth

**Cont. Cuadro 2.**

<b>FAMILIAS</b>	<b>GÉNEROS</b>	<b>ESPECIES</b>
Compositae (Cont.)	<i>Helianthus</i>	<i>H. annuus</i> L.
	<i>Pluchea</i>	<i>P. indica</i> Less
	<i>Senecio</i>	<i>S. sonchifolia</i> Moench.
	<i>Spilanthes</i>	<i>S. acmella</i> Murr.
	<i>Synedrella</i>	<i>S. nodiflora</i> Gaertn
	<i>Tagetes</i>	<i>T. erecta</i> L., <i>T. tenuifolia</i> Cav. ( <i>T. signata</i> Bartl). <i>T. minuta</i> L.
	<i>Verbesina</i>	<i>V. alata</i> L.
	<i>Vernonia</i>	<i>V. chinensis</i> Less.
	<i>Xanthium</i>	<i>X. chinense</i> Mill.
	<i>Zinnia</i>	<i>Z. elegans</i> Jacq.
Convolvulaceae	<i>Merremia</i>	<i>M. hastata</i> (Desr.) Hall. <i>M. umbellata</i> Hall. <i>M. vitifolia</i> (L.) Hall.
Euphorbiaceae	<i>Acalypha</i>	<i>A. boehmerioides</i> Miq.
	<i>Aleurites</i>	<i>A. moluccana</i> (L.) Willd.
	<i>Croton</i>	<i>C. glandulosus</i> L. <i>C. glandulosus</i> var. <i>septentrionalis</i> M.
	<i>Euphorbia</i>	<i>E. pilulifera</i> L. ( <i>E. Hirta</i> L.)
	<i>Hevea</i>	<i>Hevea</i> sp.
	<i>Macaranga</i>	<i>M. tanarius</i> (L.) M. Arg.
	<i>Manihot</i>	<i>M. esculenta</i> Crantz. ( <i>M. utilisima</i> Pohl.) <i>M. glaziovii</i> M. Arg.
	<i>Phyllanthus</i>	<i>P. niruri</i> L., <i>P. corcovadensis</i> Muell.
	<i>Ricinus</i>	<i>R. communis</i> L.
	Gesneriaceae	<i>Erodium</i>
Labiatae	<i>Dysophilla</i>	<i>D. auricularia</i> (L.) Blume
	<i>Salvia</i>	<i>S. privoides</i> Benth.
Leguminosa	<i>Agati</i>	<i>A. grandiflora</i> Desv. ( <i>Sesbania grandiflora</i> Pers.)
	<i>Albizzia</i>	<i>A. falcata</i> Back. <i>A. hypogaea</i> L. ( <i>A. nambyquarae</i> Hoehne)
	<i>Arachis</i>	<i>A. rasteiro</i> A. Cheval
	<i>Canavallia</i>	<i>C. ensiformis</i> DC.
	<i>Cassia</i>	<i>C. mimosoides</i> L. ( <i>C. leschenaultiana</i> DC.)
	<i>Cyamopsis</i>	<i>C. speciosus</i> (sic)
	<i>Indigofera</i>	<i>I. arrecta</i> Hochst.
	<i>Leucaena</i>	<i>L. glauca</i> Benth.
	<i>Mucuna</i>	<i>M. capitata</i> W. & Arn.
	<i>Phaseolus</i>	<i>P. calcaratus</i> Roxb. <i>P. coccineus</i> L. ( <i>P. multiflorus</i> Lam.) <i>P. mungo</i> L. ( <i>P. Radiatus</i> L.) <i>P. vulgaris</i> L. <i>P. vulgaris</i> var. <i>humulis</i> (L.) Alef. ( <i>P. vulgaris</i> var. <i>nanus</i> )



**Cont. Cuadro 2.**

<b>FAMILIAS</b>	<b>GÉNEROS</b>	<b>ESPECIES</b>
Solanaceae (Cont.)	Hyoscyamus	<i>H. niger</i> L.
	Lycopersicon	<i>L. esculentum</i> Mill. ( <i>L. lycopersicon</i> (L.) Kast.) <i>L. esculentum</i> var. <i>pyriforme</i> (Mill.) Alef. <i>L. esculentum</i> var. <i>cerasiforme</i> (Mill.) Alef. ( <i>L. cerasiforme</i> Dunal) <i>L. pimpinellifolium</i> Mill.
	Nicotiana	<i>N. acuminata</i> (Grah.) Hook <i>N. olata</i> Link & Otto <i>N. olata</i> var. <i>Grandiflora</i> (Otto) Comes ( <i>N. affinis</i> Moore) <i>N. atropurpurea</i> (sic) <i>N. atropurpurea</i> var. <i>grandiflora</i> (sic) <i>N. attenuata</i> S. Wats. <i>N. caesia</i> Suksd. <i>N. cavanillesii</i> Dun <i>N. debneyi</i> Domin. <i>N. exigua</i> H.M. Wheeler <i>N. glauca</i> Grah. <i>N. glutinosa</i> L. <i>N. goodspeedii</i> H.M. Wheeler <i>N. gossei</i> Domin <i>N. langsdorffii</i> Schrank <i>N. latissima</i> (Mill.) DC. <i>N. longiflora</i> Cav. <i>N. macrophylla</i> Lehm. <i>N. maritima</i> H.M. Wheeler <i>N. megalosiphon</i> Heurck. & Muell. Arg. <i>N. miersii</i> Remy. <i>N. nesophila</i> Johnst <i>N. nudicaulis</i> S. Wats. <i>N. paniculata</i> L. <i>N. plumbaginifolia</i> Viv. <i>N. quadrivalvis</i> Pursh. <i>N. raimondii</i> MacBride <i>N. repanda</i> Willd. <i>N. rotundifolia</i> Lindl. <i>N. rustica</i> L. <i>N. sanderae</i> Hort. <i>N. sylvestris</i> Speg. & Comes <i>N. stocktoni</i> Brandegee <i>N. suaveolens</i> Lehm., <i>N. tabacum</i> L. <i>N. tomentosa</i> Ruiz & Pav. ( <i>N. colossea</i> Andr.) <i>N. trigonophylla</i> Dun. <i>N. triplex</i> Kost.

## Cont. Cuadro 2.

FAMILIAS	GÉNEROS	ESPECIES
Solanaceae (Cont.)	<i>Petunia</i>	<i>P. híbrida</i> Vilm
	<i>Physalis</i>	<i>P. alkekengi</i> L. <i>P. angulata</i> L. <i>P. crassifolia</i> Benth <i>P. peruviana</i> L. <i>P. pruinosa</i> L. <i>P. philadelphica</i> Lam.
	<i>Salpiglossis</i>	<i>S. sinuata</i> Ruiz & Pav.
	<i>Schizanthus</i>	<i>S. pinnatus</i> Ruiz & Pav.
	<i>Solanum</i>	<i>S. aculeatissimum</i> Jacq. <i>S. andigenum</i> Juz. & Buk. <i>S. antipoviczii</i> Buk. <i>S. caldasii</i> Humb. & Bonpl. <i>S. caripense</i> H.B.K <i>S. carolinense</i> L. <i>S. chocoense</i> Bitter <i>S. citrifolium</i> A.Br. <i>S. commersoni</i> Dun. <i>S. demissum</i> Lindl. <i>S. ferox</i> L. <i>S. hirtum</i> Vahl. <i>S. integrifolium</i> Poir <i>S. macrocarpum</i> L. <i>S. mammosum</i> L. <i>S. melongena</i> L. <i>S. melongena</i> var. <i>breviolaceum</i> L. <i>S. near panduraeforme</i> (sic) <i>S. nigrum</i> L., ( <i>S. caribaeum</i> Dunal) <i>S. nodiflorum</i> Jacq. <i>S. pyracanthum</i> Jacq. <i>S. quitoense</i> Lam. <i>S. sucrensis</i> Hawkes <i>S. sysymbrii</i> Lam. <i>S. torvum</i> Sev <i>S. tuberosum</i> L. <i>S. umbellatum</i> L. <i>S. verbascifolium</i> L.
Sterculiaceae	<i>Abrama</i>	<i>A. augusta</i> L.
Strelitziaceae	<i>Strelitzia</i>	<i>S. reginae</i> Banks.
Tiliaceae	<i>Corchorus</i>	<i>C. acutangulus</i> Lam.
Tropaeolaceae	<i>Tropaeolum</i>	<i>T. labbianum</i> Hort. <i>T. majus</i> L. <i>T. majus</i> var. <i>nanum</i> (L.) Vilm. <i>T. minus</i> L. <i>T. peregrinum</i> L.
Ulmaceae	<i>Trema</i>	<i>T. amboinensis</i> Blumme
Urticaceae	<i>Fleurya</i>	<i>F. interrupta</i> Gaud.
	<i>Pilea</i>	<i>P. hyalina</i> L.
	<i>Pouzolzia</i>	<i>Pouzolzia</i> sp.

**Cont. Cuadro 2.**

<b>FAMILIAS</b>	<b>GÉNEROS</b>	<b>ESPECIES</b>
Verbenaceae	<i>Callicarpa</i>	<i>C. tomentosa</i> (L.) Murr.
	<i>Lantana</i>	<i>L. camara</i> var. <i>aculeata</i> (L.) Mohl ( <i>L. aculeata</i> L.) <i>L. trifolia</i> L.
	<i>Stachytarpheta</i>	<i>S. indica</i> (L.) Vahl
	<i>Tectona</i>	<i>T. grandis</i> L.
	<i>Verbena</i>	<i>V. brasiliensis</i> Vell. <i>V. erinoides</i> Lam. <i>V. hybrida</i> Voss.
Zingiberaceae	<i>Zingiber</i>	<i>Z. officinale</i> Rosc.

\* Especies entre paréntesis corresponden a sinónimos.

Fuente: Adaptado de Belalcázar, Uribe y Thurston (1967), Berg (1971), Granada (1996) y Kelman (1953).

**Cuadro 3. Plantas hospederas de las Razas 1, 2 ó 3 de *R. solanacearum* registradas entre junio de 1953 y marzo de 2003**

<b>NOMBRE CIENTÍFICO</b>	<b>NOMBRE COMÚN</b>	<b>FUENTE</b>
<i>Anacardium occidentale</i>	Marañón	Shiomi <i>et al.</i> , 1989
<i>Anthurium</i> sp.	Anturium	Norman and Yuen, 1999
<i>Arabidopsis thaliana</i>		Yang and Ho, 1998
<i>Archontophoenix alexandrae</i>		Akiew and Hams, 1990
<i>Brassica campestris</i> L.	Nabo	Belalcázar, Uribe y Thurston, 1967
<i>Casuarina equisetifolia</i> Forst.	Pino falso	Orian, G., citado Buddenhagen y Kelman, 1964
<i>Cecropia peltata</i>		Berg, 1971
<i>Clibadium</i> sp.		Buddenhagen, 1960
<i>Cucumis sativus</i>		Horita and Tsuchiya, 2000
<i>Cucurbita maxima</i> x <i>C. moschata</i>		Horita and Tsuchiya, 2000
<i>Cyphomandra betacea</i>	Tomate de árbol	Martín <i>et al.</i> , 1982
<i>Datura ferox</i>		Akiew and Hans, 1990
<i>Emilia sonchifolia</i> (L.) D.C.	Lechuguilla	Granada, 1996
<i>Eucalyptus</i> spp.	Eucalipto	Dianese <i>et al.</i> , 1990
<i>Eupatorium odoratum</i> L.	Guaco, falso guaco	Sequeira and Averre, 1961
<i>Fragaria vesca</i>	Fresa	Goto <i>et al.</i> , 1978
<i>Heliconia acuminata</i> Rich	Sororoquinha	Sequeira and Averre, 1960, 1961
<i>Heliconia caribaea</i> Lam.	Plátano cimarrón	Buddenhagen, 1960
<i>Heliconia imbricata</i> Baker		Sequeira and Averre, 1960, 1961
<i>Heliconia latispatha</i> Benth	Bihao	Sequeira and Averre, 1960, 1961
<i>Heliconia psittacorum</i> L.	Platanillo	Quinon, Aragaki and Ishii, 1964
<i>Hedychium</i> sp.	Ginger	Aragaki and Quinon, 1965
<i>Hevea</i> sp.	Caucho	Wiersum, citado Buddenhagen y Kelman, 1964

**Cont. Cuadro 3.**

NOMBRE CIENTÍFICO		NOMBRE COMÚN FUENTE
<i>Kalanchoe</i> sp.		Horita and Tsuchiya, 2000
<i>Lagasca mollis</i>		Kishun <i>et al.</i> , 1982
<i>Limonium</i> sp.		Horita and Tsuchiya, 2000
<i>Morus</i> sp.		Horita and Tsuchiya, 2000
<i>Musa textiles</i> Nee.	Abacá	Waite, 1954
<i>Pelargonium capitatum</i>	Geranio	Horita and Tsuchiya, 2000
<i>Phyllanthus corcovadensis</i> Muell.	Balsilla	Granada, 1996
<i>Physalis pubescens</i> L.		Buddenhagen, 1960
<i>Pilea hyalina</i>		Granada, 1996
<i>Piper auritum</i> H.B.K.		Berg, 1971
<i>Piper peltatum</i> L.		Berg, 1971
<i>Portulaca oleraceae</i>		Quimio and Chan, 1979
<i>Ranunculus scleratus</i>		Sunaina <i>et al.</i> , 1989
<i>Solanum caripense</i> L.	Llorones	Belalcázar, Uribe y Thurston, 1967
<i>Solanum cinereum</i>		Graham and Lloyd, 1978
<i>Solanum hirtum</i> Vahl.		Berg, 1971
<i>Solanarum dulcamara</i>		Olsson, 1976
<i>Solanum nodiflorum</i> Jacq.		Buddenhagen, Quinon and Aragaki, 1963
<i>Solanum umbellatum</i> Mill.		Berg, 1971
<i>Strelitzia reginae</i> Banks.		Quinon and Aragaki, 1963
<i>Stylosanthes humilis</i>		Aldrick, 1971
<i>Tagetes minuta</i> L.		Dukes, Morton and Jenkis, 1965
<i>Xanthosomas roseum</i> Schott.		Berg, 1971
<i>Zingiber officinale</i> Rosc.	Ajenjible, ginger	Ishii and Aragaki, 1963

Considerando el gran número de especies atacadas, Buddenhagen, Sequeira y Kelman, citados por Thurston (1989), clasificaron los aislamientos de *R. solanacearum* en tres razas:

Raza 1, que afecta a tabaco, tomate, otras solanáceas, varias malezas y ciertos bananos diploides.

Raza 2, que afecta bananos y plátanos triploides y heliconias o ambos.

Raza 3, que afecta papa, tomate, pero no es muy virulenta en otras solanáceas cultivadas.

Por otra parte y según Buddenhagen (1965), la Raza 1 de *R. solanacearum* puede estar presente en plantaciones de banano e invadir su raíz; sin embargo, las reacciones de defensa de la planta evitan su establecimiento en los tejidos. En el caso de los cultivares de plátano y banano todos son susceptibles a la Raza 2, cuando son inoculados con dicha raza, la cual también ha sido aislada en forma consistente de plantas de heliconia (Thurston, 1989).

De las especies de arvenses registradas como hospederas de *R. solanacearum*, 25 de ellas, según Gómez y Rivera (1987), crecen en forma espontánea bajo las condiciones de clima medio, el cual no sólo es apto para la siembra del cafeto sino también de los cultivares de plátano Francés, Falso Cuerno y Bluggoe (Moko, Cuadrado o Cachaco), al igual que del banano Gros Michel, Cuadro 4. Dichas arvenses por ser susceptibles al ataque de la bacteria, pueden constituirse en hospedante potenciales en aquellas zonas libres de la enfermedad. Bajo estas mismas condiciones agroecológicas, Granada (1996), registra la presencia de *Pilea hyalina*, otra arvense que también puede actuar como hospedera de la bacteria.

**Cuadro 4. Arvenses de clima medio hospederas de *R. solanacearum* Raza 2**

<b>NOMBRE CIENTÍFICO</b>	<b>NOMBRE COMÚN</b>
<i>Ageratum conyzoides</i> L.	Manrubio
<i>Ambrosia artemisiifolia</i> L.	Artemisa
<i>Asclepias curassavica</i> L.	Algodoncillo
<i>Bidens cynapiifolia</i> H.B.K.	Cadillo
<i>Bidens pilosa</i> L.	Papunga
<i>Browalia americana</i> L.	Zulia, verbena azul
<i>Canna glauca</i> L.	Chirilla
<i>Commelina diffusa</i> Burm. F.	Canutillo
<i>Croton hirtus</i> (L.) Herit.	Tostoncillo
<i>Emilia sonchifolia</i> (L.) D.C.	Lechugilla
<i>Euphorbia hirta</i> L.	Canchalagua
<i>Galinosa parviflora</i> Cav.	Guasca
<i>Impatiens balsamina</i> L.	Besitos
<i>Lantana camara</i> L.	Venturosa
<i>Lantana trifolia</i> L.	Filigrana
<i>Physalis angulata</i> L.	Uchuva
<i>Phyllanthus corcovadensis</i> Muell	Balsilla
<i>Phyllanthus niruri</i> L.	Viernes santo
<i>Pilea hyalina</i> L.	
<i>Polygala paniculata</i> L.	Ipecacuana
<i>Rumex crispus</i> L.	Barrabas, Lengua de vaca
<i>Scoparia dulcis</i> L.	Arrocillo
<i>Solanum nigrum</i> Sendt.	Hierba mora
<i>Spilanthes acmella</i> L.	Botoncillo
<i>Synedrella nodiflora</i> (L.) Gaertn	Cerbatana
<i>Verbena litoralis</i> H.B.K.	Verbena

Fuente: Belalcázar, Uribe y Thurston (1967), Granada (1996), Kelman (1953).

## Prevención y manejo

Teniendo en cuenta que el “Moko” aún no ha sido registrada su presencia en algunas zonas productoras, es muy importante, según Thurston (1989), que tanto los gobernantes como los cultivadores de plátano y banano, hagan todo el esfuerzo posible para evitar su introducción, recurriendo para tal efecto a todas las normas que están amparadas por la ley, como las medidas cuarentenarias, junto con la concientización de todas aquellas personas que tienen una relación directa e indirecta con la siembra y explotación de dichas especies.

De acuerdo con el mismo autor, las diferentes medidas preventivas existentes no pueden aplicarse a los insectos vectores ni a las corrientes de agua, trátase de riachuelos, quebradas o ríos, para los cuales no operan las normas protectivas como tampoco las divisiones territoriales y en consecuencia la enfermedad, tratándose de América Tropical, terminará eventualmente por diseminarse a todas las zonas productoras.

Al respecto, un ejemplo de diseminación a través de corrientes de agua, lo tenemos en el caso del Perú desde donde se diseminó a las regiones amazónicas de Brasil y Colombia a través de las vertientes y afluentes del río Amazonas y el mismo río en sí, el que se ha encargado de diseminar la bacteria a través de toda su cuenca hidrográfica. La fuente de inóculo ha estado constituida por plantas afectadas que los agricultores las cortan y tiran a las vertientes de agua, con las consecuencias tan catastróficas que hoy se conocen (Belalcázar, 1967).

Si a pesar de la implementación y aplicación de las diferentes medidas preventivas la enfermedad penetra a un país, dichas normas no sólo deben quedar vigentes sino que además deben complementarse con todas aquellas prácticas que impidan su forma de diseminación a fincas o predios vecinos o hacia zonas libres de ella. Para tal efecto y considerando que son muchos los factores que intervienen en dicho proceso, estos deben ser contrarrestados mediante la integración de todos los métodos implementados para su manejo (Belalcázar, 1991, 1967; Galvez y Lozano, 1974).

De acuerdo con esto, al tratar de establecer una plantación en una zona afectada por la enfermedad o en áreas circunvecinas, el proceso debe iniciarse con la preparación del suelo y el ahoyado, para lo cual deben emplearse herramientas o maquinaria agrícola, que hayan sido previamente lavadas y desinfectadas, con lo que se evita la diseminación de la bacteria a través del suelo adherido a sus partes. El agua utilizada en el proceso de lavado puede confinarse en tanques y reciclarse, pero nunca verterse en canales de drenaje o acequias que la conduzcan hacia riachuelos, quebradas o ríos, como también a otras plantaciones.

El proceso de prevención continúa en las etapas de siembra y manejo de la plantación. En primera instancia la semilla a utilizarse, trátase de cormos o colinos (hijuelos), debe provenir necesariamente de plantaciones que estén libres y además no hayan sido atacadas por la enfermedad o en su defecto recurrir al empleo de plántulas producidas en el laboratorio a través de la técnica de multiplicación *in vitro*. Si bien es cierto que estas son un poco más costosas, es una inversión que por la garantía que ofrecen respecto a su estado fitosanitario, que bien vale la pena hacerla.

Una vez que la planta emerge del suelo, esta para que crezca, se desarrolle y produzca un buen racimo, debe ser sometida a una serie de prácticas de manejo directo como la eliminación de hojas verdes dobladas y secas, desguasque, deshije y desbellote; al igual que indirectas como suministro de agua y nutrientes, manejo de arvenses, insectos plaga y enfermedades, las cuales pueden implicar que a las plantas se les ocasione o no cierta clase de heridas, las cuales pueden ser aprovechadas por la bacteria para su penetración a los tejidos de la planta, cuando estas están contaminando las herramientas empleadas en dichas labores. Esto implica que cualquier clase de herramienta o maquinaria a ser utilizada, estas deben ser sometidas a un proceso de lavado y desinfestación previo. La desinfestación debe realizarse preferiblemente y para mayor seguridad al pasar de una unidad productiva a otra, empleándose para tal efecto dos herramientas del mismo tipo y una funda o recipiente, en los que queda en proceso de desinfestación una de las herramientas mientras que con la otra se esta ejecutando la labor respectiva.

Para conservar la calidad de la fruta y proceder posteriormente a su recolección, a la planta hay que infringirle necesariamente cierta clase de heridas las cuales en su mayor parte deben ser ocasionadas con herramientas corto punzantes desinfestadas antes y durante la ejecución de la práctica correspondiente, como: desmane, corte de las hojas que al rozar con los frutos pueden afectar su presentación, separación de los hijos y debilitamiento y doblamiento de la planta para el corte del racimo.

Al ponerse en práctica las anteriores medidas para evitar tanto el ataque como la diseminación de la enfermedad, es conveniente volver a hacer hincapié en algunas de ellas y para ello iniciamos con el suministro del agua a las plantaciones. Esta preferiblemente debe provenir de una fuente localizada en la misma finca, pero como ello en la mayoría de los casos no es posible, hay que evitar al máximo que esta provenga o atraviese por plantaciones que estén afectadas por el “Moko” o cualquier otra clase de problema fitosanitario de gran importancia económica.

Otra práctica, en la que debe hacerse un énfasis muy especial, es en la eliminación de la bellota, chira o mal llamada ”inflorescencia masculina”, con lo que no sólo se mejora el llenado de los frutos que conforman el racimo sino que también se evita la contaminación de la planta a través de insectos vectores, principalmente del género Hymenoptera. Su realización es fundamental sobre todo en aquellos cultivares de plátano y banano, cuyas brácteas y flores son dehiscentes y al desprenderse dejan una herida por la que penetra la bacteria, que es transportada indirectamente por insectos, como: abejas, avispas, entre otros (Belalcázar, 1991; Galvez y Lozano, 1974; Thurston, 1989).

Los operarios de la finca al igual que su personal administrativo, al desplazarse a las plantaciones deben en forma previa lavar y desinfestar no sólo las herramientas que van a utilizar sino también sus botas o zapatos, ello con la finalidad de eliminar suelo adherido a ellas, el que puede estar contaminado con la bacteria.

En el proceso de desinfección de las herramientas y la maquinaria agrícola, al igual que las botas y zapatos de los operarios de campo y personal administrativo, pueden utilizarse para tal propósito diferentes productos, la mayoría de los cuales son de uso muy común en labores domésticas, como desinfectantes y blanqueadores a base de Hipoclorito de Sodio. Estos pueden emplearse sin diluir o diluidos al 1% de su ingrediente activo, i.e., siguiendo las instrucciones dadas por las respectivas casas fabricantes. Otro producto es el Específico o Creolina, que es un aceite esencial derivado de la hulla, el que puede utilizarse al 3% de producto comercial. También puede utilizarse con buen éxito el Agrodyne, cuyo ingrediente activo es Yodo, puede emplearse al 5% de producto comercial. Este último producto posee varias ventajas, como la de matar casi en forma instantánea a los microorganismos contaminantes. Este también es autotituable, por cuanto a medida que se va degradando y perdiendo su efectividad, va cambiando de un color café inicial a claro, ello como consecuencia del efecto de la luz (Belalcázar, 1967; Granada, 2003 y Granada *et al.*, 1978; Vargas, comunicación personal).

La dosificación y empleo de cualquier clase de producto que se desee utilizar, debe estar acorde con las normas impartidas al respecto por las diferentes casas productoras y así poder obtener el mejor efecto requerido. Un aspecto importante a tener muy en cuenta en el proceso de desinfección, es el hecho de que los productos se degradan o volatilizan, perdiendo de esta manera su efectividad, por lo tanto hay que estar renovando las soluciones de acuerdo con las instrucciones emanadas al respecto por las casas fabricantes.

Si a pesar de la puesta en práctica de toda esta serie de recomendaciones y medidas, la enfermedad vence las barreras establecidas y penetra a una plantación, a las plantas sospechosas no debe ocasionárseles ninguna clase de heridas, porque a través de ellas pueden liberarse millones de células bacteriales, las cuales al caer al suelo no sólo ocasionan la contaminación de éste sino también las fuentes de agua, las herramientas y las botas de los operarios, cuya consecuencia final es la contaminación de toda la plantación. En estos casos lo más conveniente y apropiado es informar a la Institución Gubernamental más cercana, en el caso de Colombia al ICA, cuyos funcionarios tomarán las decisiones y medidas pertinentes del caso., que necesariamente deben involucrar la erradicación química de las plantas afectas y de las circunvecinas por medidas de seguridad, utilizándose para tal efecto el herbicida Glifosato al 20% de producto comercial (Belalcázar y Marmolejo, 1977).

El Glifosato posee la ventaja de que no sólo mata la planta en un corto período de tiempo, alrededor de 20 días, sino que además destruye la bacteria dentro de sus tejidos (Granada, 2003). Esto tiene un significado muy especial, porque a través de este efecto se logra la eliminación de la bacteria en el sistema radical, el cual a diferencia de las partes aéreas de la planta es muy difícil removerlo del suelo y quemarlo

## El rol de las plantas hospederas en el proceso epidemiológico de la enfermedad

Una vez que la enfermedad penetra a una plantación, debe iniciarse el proceso de su manejo mediante la erradicación de las plantas afectadas, de cuyo grado de afección depende que ésta sea de unos cuantos sitios o bien de toda la plantación, los cuales posteriormente hay que volver a resembrar, sea cual fuese la situación. Surge entonces la pregunta: cuánto tiempo hay que esperar después de la erradicación, para volver a sembrar?

Aparentemente la respuesta estaría dada por el tiempo de supervivencia de la bacteria en el suelo. Sin embargo, Sequeira, citado por Thurston (1989), estudió el efecto del barbecho, para lo cual dejó el terreno en este estado por 24 meses, al cabo de los cuales volvió a sembrar y encontró que su efectividad no era del 100% por cuanto 18 meses después de establecida una nueva siembra, alrededor del uno por ciento de las plantas volvieron a presentar los síntomas de la enfermedad. Al respecto, los estudios adelantados por Belalcázar y Marmolejo (1970) y Belalcázar y Reyes (1972), sobre la supervivencia de la Raza 2 bajo condiciones de la Estación Experimental Nataima del ICA, localizada en un bosque seco tropical a 431 msnm, con suelo franco arenoso, precipitación promedia anual de 1.375 mm y temperatura media de 27°C, la bacteria bajo estas condiciones climáticas y tipo de suelo, cuyas parcelas se mantuvieron sin ninguna clase de vegetación, no sobrevivió por más de seis meses.

Antes de entrar a analizar los resultados de los anteriores estudios junto con las condiciones en que fueron realizados, es muy importante considerar algunos de los factores implicados en la supervivencia de los organismos, a los cuales estos deben recurrir cuando las condiciones edafoclimáticas no son favorables para su ataque. Algunos de ellos como el agente responsable de las Sigatokas negra o amarilla recurre a sus peritecios en los que se anidan las ascas y ascosporas, otros como el agente causal del Mal de Panamá (*Fusarium oxysporum f.sp. cubense*), utiliza para tal fin sus clamidosporas, a través de las cuales puede sobrevivir en el suelo por muchos años, y así podríamos continuar suministrando varios ejemplos, que siempre nos van a conducir a la misma conclusión: que cada organismo dispone de sus estrategias para sobrevivir. Infortunadamente para las bacterias, pero afortunadamente para el hombre, estas, hasta donde se conoce, no disponen de ninguna clase de estructura para ello.

En este orden de ideas y sin llegar a descartar que para sobrevivir debe poseer alguna clase de mecanismo, podría considerarse que la humedad del suelo juega un papel importante en dicho proceso, pero aún así la puede afectar, porque al mantenerse bajo condiciones de laboratorio a 8°C en agua bidestilada esterilizada, por más de tres o cuatro meses, esta puede mutar de virulenta hacia avirulenta. No vamos a entrar a discutir si al continuar la bacteria con su actividad biológica, la carencia de elementos nutritivos de naturaleza orgánica e inorgánica son los responsables de dicho proceso.

De acuerdo con lo anterior, la bacteria para poder sobrevivir depende hasta cierto punto de la humedad existente en el suelo, lo cual podría ser una explicación para que bajo las condiciones de la E.E. Nataima ésta no pueda sobrevivir por más de seis meses, pero en cambio si lo hace por más de 24 meses en un suelo mantenido bajo

condiciones de barbecho. La razón de esta diferencia, que estriba aparentemente en la presencia y ausencia de arvenses bajo los cuales fueron conducidos dichos estudios, permiten poder llegar a concluir que además de la humedad las arvenses también juegan un papel muy importante en la supervivencia de la bacteria.

Volvemos entonces a la pregunta planteada: que una vez que se han erradicado de una plantación las plantas afectadas, cuanto tiempo debe esperarse para volver a sembrar?. Si se dispusiese de cultivares de plátano o banano resistentes, la respuesta sería tan pronto como ello sea posible, pero ante el hecho de que no se dispone de ellos, debe optarse por las recomendaciones emanadas de los estudios adelantados para tal efecto, los cuales en general guardan relación con la práctica de rotación de cultivos.

En empleo de dicha práctica, como una medida de manejo del agente causal de la marchites bacterial, ha sido estudiado por diferentes investigadores. En tal sentido, Smith en 1986, citado por Kelman (1953), fue el primero en sugerirla como una buena medida para el manejo de la enfermedad. Estudios posteriores realizados por el mismo investigador al igual que por Smith y Godfrey (1939), Smith (1941, 1944), suministraron alguna información al respecto. Sin embargo, en algunos casos los resultados obtenidos no fueron satisfactorios (Clayton *et al.*, 1944).

De acuerdo con algunos investigadores esta práctica está limitada por varios factores, como:

- El tiempo requerido para obtener un buen control, tres a cinco años, es impráctico y antieconómico por el largo período de inutilización del suelo (Kelman, 1953).
- La existencia de plantas hospederas, especialmente de especies de arvenses, las cuales contribuyen a su supervivencia, cuando estas se dejan crecer sin ser sometidas a ninguna clase de manejo (Sequeira, 1962).

Siguiendo con estas consideraciones, Smith (1937, 1941), al rotar el cultivo del tabaco con el de maíz, encontró que la presencia de especies de arvenses susceptibles entre los surcos de la plantación, tenía un efecto bastante marcado en la presencia e incidencia de la enfermedad en el cultivo de tabaco, cuando se comparó con parcelas de maíz cuyos surcos se mantuvieron libres de cualquier clase de especie de arvenses. Según Clayton *et al.*, (1944), las diferentes especies de arvenses contribuyen a asegurar la presencia de la bacteria en el suelo.

De acuerdo con esta situación Sequeira (1962), comprobó que existe una cierta correlación entre la población de especies de arvenses susceptibles y la incidencia de la enfermedad entre un año y el siguiente. Según este mismo autor, la Raza 2 de la bacteria, que afecta a ciertas especies de arvenses y a varios cultivares de banano, puede sobrevivir por mucho tiempo bajo las condiciones naturales de suelos vírgenes, gracias a la presencia de arvenses susceptibles. Resultados similares también fueron obtenidos por Buddenhagen (1960), al encontrar arvenses afectadas bajo condiciones naturales, en plantaciones abandonadas de banano en Costa Rica.

Considerando la importancia ya demostrada de la relación entre la especie de arvense y la epidemiología de la enfermedad, y teniendo en cuenta además que la bacteria en ausencia de arvenses hospederas no puede sobrevivir por mucho tiempo en el suelo, es por lo tanto de suma importancia conocer cuáles de las diferentes especies de arvenses pueden actuar como hospederas, lo cual va a permitir entrar a definir sobre las pautas a seguir para su manejo y por ende afectar la supervivencia de la bacteria en el suelo.

Al respecto, de las 232 especies de plantas registradas por Belalcázar, Uribe y Thurston (1967); Berg (1971); Granada (1996); Kelman (1953) y otros investigadores, como hospederas de la bacteria, más del 50% corresponden a especies de arvenses, lo cual muestra la potencialidad de la bacteria para asegurar su supervivencia. Esto comprueba que el manejo de las arvenses, según los estudios adelantados por Belalcázar (1970); Belalcázar y Rojas (1972) y Granada (1996), en terrenos afectados y sometidos al proceso de erradicación de plantas afectadas, debe enfocarse desde un punto de vista radical, el que no debe permitir el crecimiento, desarrollo ni mucho menos su producción de semilla, ya que muchas de ellas no sólo son susceptibles al ataque de la bacteria, muriendo como consecuencia del ataque, sino que además existen otras especies de arvenses que pueden actuar como hospederas asintomáticas de la bacteria, las cuales le aseguran prácticamente por tiempo indefinido su supervivencia en una plantación. En el Cuadro 5, se registran 12 familias y 18 géneros que poseen 24 especies que actúan como plantas hospederas asintomáticas.

**Cuadro 5. Plantas hospederas portadoras de *R. solanacearum* Raza 1, 2 ó 3**

<b>FAMILIAS (12)</b>	<b>GÉNEROS (18)</b>	<b>ESPECIES (24)</b>
Asteraceae	<i>Hypochoeris</i> <i>Soliva</i>	<i>H. radicata</i> L. <i>S. anthemidifolia</i> R.B.r.
Caryophyllaceae	<i>Spergula</i> <i>Silene</i>	<i>S. arvensis</i> L. <i>S. gallica</i> L.
Compositae	<i>Bidens</i> <i>Emilia</i> <i>Galisongia</i> <i>Gnaphalium</i>	<i>B. pilosa</i> L. <i>E. sonchifolia</i> (L.) D.C. <i>G. parviflora</i> Cav. <i>G. elegans</i> H.B.K.
Commelinaceae	<i>Commelina</i>	<i>C. difusa</i> Burm.F.
Cruciferaeae	<i>Capsella</i>	<i>C. bursa-pastoris</i> (L.) Moench.
Chenopodiaceae	<i>Chenopodium</i>	<i>Ch. amaranticolor</i> Coste et Reyn <i>Ch. ambrosioides</i> L. <i>Ch. paniculatum</i> L.
Euphorbiaceae	<i>Phyllanthus</i>	<i>Ph. corcovadensis</i> Muell.
Gesneriaceae	<i>Erodium</i>	<i>E. moschatum</i> L.
Polygonaceae	<i>Rumex</i>	<i>R. acetosella</i> L. <i>R. crispux</i> L. <i>R. obtusifolius</i> L.
Solanaceae	<i>Browalia</i> <i>Physalis</i> <i>Solanum</i>	<i>B. americana</i> L. <i>P. peruviana</i> L. <i>S. caripense</i> H.B.K. <i>S. nigrum</i> L.
Urticaceae	<i>Pilea</i>	<i>P. hyalina</i>
Verbenaceae	<i>Verbena</i>	<i>V. brasiliensis</i> Vell.

Fuente: Belalcázar, Uribe y Thurston (1967), Granada (1996), Kelman (1953).

La existencia de especies de arvenses susceptibles al igual que de portadoras asintomáticas de *R. solanacearum*, muestra que el manejo de las diferentes especies de arvenses en las áreas afectadas, debe enfocarse en una forma integral que permita controlar su crecimiento, desarrollo y producción de semilla, para evitar así que estas continúen actuando como una importante fuente de inoculo potencial de la bacteria.

## Bibliografía

- Aldrick, S.J. 1971. Bacterial wilt (*Pseudomonas solanacearum*) of *Stylosanthes humilis* in the Northern Territory. *Trop. Gras* 5:23-26. AKIEW, E.B.; HAMS, F. 1990. Archontophoenix alexandrae, a new host of *Pseudomonas solanacearum* in Australia. *Plant Dis.* 74:615.
- Aragaki, M.; Quinon, V.L. 1965. Bacterial wilt of ornamental gingers (*Hedychium* spp.), caused by *Pseudomonas solanacearum*. *Plant Dis. Rep.* 49:378-379.
- Belalcázar Carvajal, S.L. 1967. Métodos culturales para el control del “Moko” del plátano causado por *Pseudomonas solanacearum* E.F.Sm., ICA, Programa Fitopatología. Bogotá. p. 33.
- Belalcázar Carvajal, S.L. 1970. Determinación de la supervivencia de la bacteria *Pseudomonas solanacearum* E.F.Sm., agente causal del “Moko” del plátano y banano. En: 1. Reunión Nacional de Fitopatología y Sanidad Vegetal. Pasto (Colombia), 24-28 mayo. 1970. Memorias. Pasto (Colombia). p. 64-65.
- Belalcázar Carvajal, S.L. 1991. El cultivo del plátano en el trópico. Instituto Colombiano Agropecuario, ICA. Edit. Feriva. Cali (Colombia). 367 p.
- Belalcázar Carvajal, S.L.; Marmolejo De La Torre, F. 1977. Erradicación de cepas de plátano por medios químicos. En: ASCOLFI Informa (Colombia). v.3 (6): p.8.
- Belalcázar Carvajal, S.L.; Reyes, A. 1972. Determinación de la supervivencia de *Pseudomonas solanacearum* E.F.Sm., bajo condiciones de campo. En: 2. Reunión Nacional de Fitopatología y Sanidad Vegetal. Memorias. Ibagué (Colombia).
- Belalcázar Carvajal, S.L.; Uribe, G.; Thurston, H.D. 1968. Reconocimiento de hospedantes de *Pseudomonas solanacearum* E.F.Sm., en Colombia. *Fitotecnia Latinoamericana* 5: 89-99.
- Berg, L.A. 1971. Weed hosts of the SFR strain of *Pseudomonas solanacearum*, causal organism of bacterial wilt of bananas. *Phytopathology* 61:1314-1315.
- Buddenhagen, I.W. 1960. Strains of *Pseudomonas solanacearum* in indigenous hosts in banana plantations of Costa Rica and their relationship to bacterial wilt of bananas. *Phytopathology* 50: 660-664.
- Buddenhagen, I.W. 1965. The relation of plant-pathogenic bacteria to the soil. pp. 269-284. In: Baker, K.F. and Snyder, W.C., eds. *Ecology of soil-borne plant pathogens*. Univ. of California Press, Berkeley, C.A. 571 p.
- Buddenhagen, I.W. 1968. Banana diseases in the Pacific area. *Food Agric. Organ., Plant Protec. Bull.* 16 (2): 17-31.
- Buddenhagen, I.W.; Elasser, T.A. 1962. An insect-spread bacterial wilt epiphytotic of Bluggoe banana. *Nature* 194: 164-165.
- Buddenhagen, I.W.; Kelman, A. 1964. Biological and physiological aspects of bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. *Ann. Rev. Phytopathol.* 2: 203-230.
- Buitrago Gallego, E. 2001. Impacto socio-económico de la enfermedad del “Moko” en plantaciones de plátano y banano (*Ralstonia solanacearum* Raza 2), en seis municipios del departamento del Quindío. pp. 31-35. En: Seminario-Taller manejo integrado de Sigatokas, “Moko” y Picudo negro del plátano en el eje cafetero. Armenia (Colombia).
- Clayton, E.E.; Shaw, J.K.; Smith, T.E.; Gaines, J.G.; Graham, T.W. 1944. Tobacco diseases control by crop rotation. *Phytopathology* 34: 870 - 883.

- Dianese, J.C.; Dristig, M.C.G.; Crüz, A.P. 1990. Susceptibility to wilt associated with *Pseudomonas solanacearum* among six species of Eucalyptus growing in equatorial Brazil. Australas. Plant Pathol. 19: 71-76.
- Dukes, P.D.; Morton, D.J.; Jenkins, S.F. 1965. Bacterial wilt of *Tagetes minuta*. Plant Dis. Repr. 49: 847-848.
- Galvez, E.; Lozano, C. 1974. Marchitamiento bacterial (Moko) del plátano y banano causado por *Pseudomonas solanacearum* y su control en Colombia. En: Revista ICA (Colombia). v.9(2):137-157.
- Gómez Aristizabal, A.; Rivera, P.H. 1987. Descripción de malezas en plantaciones de café. Federación Nal. de Cafeteros de Colombia, Centro Nal. Investigaciones Café, Cenicafé. Chinchiná (Colombia). Edit. Carvajal. 490 p.
- Goto, M.; Shiramatsu, T.; Nosaki, K.; Kawaguchi, K. 1978. Studies on bacterial wilt of strawberry caused by *Pseudomonas solanacearum* (Smith) Smith. I. Strains of the pathogen and disease tolerance of strawberry plants. Ann. Phytopathol. Soc. Jpn. 44:270-276.
- Graham, J.; Lloyd, A.B. 1978. *Solanum cinereum* R. Br., a wilt host of *Pseudomonas solanacearum* biotype II. J. Austr. Inst. Agric. Sci. 44: 124-126.
- Granada Chaparro, G.A. 1996. Supervivencia de *Pseudomonas solanacearum* Raza 2 en condiciones de zona platanera del depto. del Quindío. En: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, Armenia (Colombia). Tecnología del eje cafetero para la siembra y explotación rentable del cultivo del plátano. Armenia (Colombia), Comité Departamental de Cafeteros del Quindío. p. 95.
- Granada Chaparro, G.A. 1996. Hospederos de *Pseudomonas solanacearum* Raza 2 en condiciones de la zona platanera del departamento del Quindío. En: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, Armenia (Colombia). Tecnología del eje cafetero para la siembra y explotación rentable del cultivo del plátano. Armenia (Colombia), Comité Departamental de Cafeteros del Quindío. p. 96.
- Granada Chaparro, G.A. 2003. Manejo integrado del Moko (*Ralstonia solanacearum* Raza 2) en cultivos de banano y plátano. p. 6 - 13. En: AUGURA, Centro de Investigaciones de Banano, CENIBANANO. Boletín Técnico 2: 1 - 20
- Granada Chaparro, G.A.; Howell, M.; Cook, D.R. 1995. Caracterización molecular de cepas colombianas de *Pseudomonas solanacearum* Raza 2 a través de la técnica de polimorfismo de longitud de fragmentos de restricción. En: Instituto Colombiano Agropecuario, ICA, Armenia (Colombia). Mejoramiento de la producción del cultivo del plátano. Armenia (Colombia). Corpoica. p. 187 - 191.
- Granada Chaparro, G.A.; Ramírez, B.; Belalcázar Carvajal, S.L. 1987. Evaluación de la efectividad de varios productos químicos como desinfectantes de herramienta en prácticas de control de "Moko". En: 3. Congreso de la Asociación Colombiana de Fitopatología y Ciencias Afines. Manizales (Colombia). Resúmenes. Manizales (Colombia), ASCOLFI. p. 3.
- Hayward, A.C. 1964. Characteristics of *Pseudomonas solanacearum*. J. Appl. Bacteriol. 27: 265 - 277. HAYWARD, A.C. 1976. Systematics and relationship of *Pseudomonas solanacearum*. p. 6 - 21. In: Proceedings of the first international planning conference and workshop on the ecology and control of bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. Sequeira, L. and A. Kelman. eds. North Carolina State Univ., Raleigh.
- Horita, M.; Tsuchiya, K. 2000. Genetic diversity of Japanese strains of *Ralstonia solanacearum*. Phytopathology 91: 399 - 407.
- Ishii, M.; Aragaki, M. 1963. Ginger wilt caused by *Pseudomonas solanacearum* E.F. Smith. Plant Dis. Repr. 47: 710 - 712.
- Kelman, A. 1953. The bacterial wilt caused by *Pseudomonas solanacearum*. North Carolina Agr. Exp. Sta. Tech. Bull. 99: 1-194.
- Kishun, R.; Sohi, H.S.; Rao, M.V.B. 1980. Two new collateral hosts for *Pseudomonas solanacearum*. Curr. Sci. 49: 639.

- Montes, L.A.; Buriticá, P. 1995. Evolución del impacto económico de la Sigatoka negra y el Moko del banano en Urabá. En: Resúmenes XVI Congreso ASCOLFI, Medellín (Colombia). 63 p.
- Olsson, K. 1976. Experience of brown rot caused by *Pseudomonas solanacearum* (Smith) Smith in Sweden. EPPO Bull 6: 199 - 207.
- Quimio, A.J.; Chan, H.H. 1979. Survival of *Pseudomonas solanacearum* E.F.Sm. in the rhizosphere of some weeds and economic plant species. Phillip. Phytopathol. 15:108 - 121.
- Quinon, V.L.; Aragaki, M. 1963. Bacterial wilt of Bird-of-Paradise caused by *Pseudomonas solanacearum*. Phytopathology 53:1115 - 1116.
- Quinon, V.L.; Aragaki, M.; Ishii, M. 1964. Pathogenicity and serological relationship of three strains of *Pseudomonas solanacearum* in Hawaii. Phytopathology 54: 1096 - 1099.
- Sequeira, L. 1962. Control of bacterial wilt of bananas by crop rotation and fallowing. Trop. Agric. 39: 211 - 217.
- Sequeira, L.; Averre, C.W. 1960. Ocurrance of *Pseudomonas solanacearum* in virgin soils in Costa Rica. Phytopathology 50: 654
- Sequeira, L.; Averre, C.W. 1961. Distribution and pathogenicity of strains of *Pseudomonas solanacearum* from virgin soils in Costa Rica. Plant Dis. Repr. 45:435 - 440.
- Shiomi, T.; Mulya, K.; Oniki, M. 1989. Bacterial wilt of cashew (*Anacardium occidentale*) caused by *Pseudomonas solanacearum* in Indonesia. Ind. Crops. Res. J. 2: 29 -35.
- Smith, T.E. 1937. Studies on the host range of *Bacterium solanacearum* (Abstr.). Phytopathology 27:140.
- Smith, T.E. 1941. Critical tests with crop rotation for control of Granville-wilt of tobacco. Phytopathology 31: 20 - 21.
- Smith, T.E. 1944. Control of bacterial wilt of tobacco as influenced by crop rotation and chemical treatment of the soil. U. S. Dept. Agr. Circ. 692. 16 p.
- Smith, T.E.; Godfrey, R.K. 1939. Field survey of the relation of susceptible weeds to Granville-wilt control. (Abstr.) Phytopathology 29: 22.
- Sunaina, V.; Kishore, V.; Shekhawat, G.S. 1989. Latent survival of *Pseudomonas solanacearum* in potato tubers and weeds. Pflanzenkr. Pflanzenschutz 96: 361 - 364.
- Stover, R.H. 1972. Banana Diseases. Commonw. Mycol. Inst., Kew, Surrey, England. 316 p.
- Thurston, H.D.; Galindo, J.J. 1989. Moko del banano y el plátano. p. 125 - 133. En: Enfermedades de cultivos en el trópico. CATIE, Turrialba, Costa Rica. 232 p.
- Vargas, J.E. 2001. El moko del plátano y banano y su manejo Institucional en el departamento del Quindío. p. 25 - 30. En: Memorias Seminario-Taller manejo integrado de la Sigatoka negra, Moko y Picudo negro del plátano. Armenia (Colombia).
- Waite, B.H. 1954. Vascular disease of Abaca or Manila Hemp in Central America. Plant Dis. Repr. 38: 575 - 578.

# Situación actual del Moko (*Ralstonia solanacearum* Raza 2) en musáceas

Víctor Manuel Merchán Vargas<sup>1</sup>

Esta grave enfermedad causada por una bacteria ha ocasionado el abandono y desaparición principalmente de los cultivos de plátano, banano y heliconias en muchas áreas productoras de la América tropical. La enfermedad causada por la bacteria *Ralstonia solanacearum* Raza 2 (Smith) es diferente de la causante de la marchitez bacterial, la cual ataca más de 200 especies de plantas, así como también difiere de otras dos enfermedades con síntomas similares (“Blood disease” y “Bugtok disease”) causadas aparentemente por otros linajes de la misma bacteria y que afectan al banano en países del sudeste asiático. Aunque el Moko a nivel mundial posee potencialmente una mayor amenaza para la producción de plátano y banano que otras enfermedades como la Sigatoka Negra y el mal de Panamá, comparativamente la inversión en programas de prevención e investigación, por parte de entidades públicas y privadas ha sido mínima.

**Historia y distribución:** La primera mención sobre la existencia del Moko corresponde a Guyana en 1840, pero el primer estudio se hizo a finales del siglo XIX en Trinidad, donde la enfermedad ocasionó la destrucción casi total del cultivar de banano de cocción “Moko” (más ampliamente conocido como Bluggoe), el cual dio origen al nombre de enfermedad. Aunque la bacteria está presente en la mayoría de los cultivos de Solanáceas existentes en las zonas bananeras del mundo, los linajes de la raza 2 causantes del Moko sólo han sido registrados en la América tropical desde el Amazonas brasileño y peruano hasta el sur de México. En las islas del Caribe, la enfermedad se ha confirmado en Grenada y Trinidad. Fuera de América aunque se ha mencionado la posible presencia en algunas plantaciones de África y Asia, solo se tiene certeza de la India y Filipinas, a donde llegó en 1968 en pedazos de cormos infectados procedentes de Honduras. Como consecuencia de la reciente expansión comercial de especies de Heliconias, la enfermedad se detectó en viveros de Hawaii y Queensland en Australia, donde logró erradicarse sin llegar a afectar los cultivos de banano.

**Importancia económica:** El Moko es un problema importante en la producción comercial de musáceas, no sólo por las pérdidas totales de la producción de las plantas afectadas sino también por los altos costos que demanda la erradicación de los focos y lucro cesante por medidas cuarentenarias de las áreas infestadas. Resulta difícil cuantificar las pérdidas, sin embargo en Guyana disminuciones en rendimiento del 74 % en plátano y 64 % en banano en el período 1963-73, así como la eliminación de la exportación de banano en Trinidad en la década de los 60 fueron atribuidas al Moko. Con base en el conocimiento que se tiene sobre la enfermedad, actualmente el Moko

<sup>1</sup> Consultor INIBAP, Colombia. merchanvictor@yahoo.es

rara vez ocasiona grandes pérdidas en plantaciones comerciales debido a la implementación permanente de labores costosas como son la detección temprana, erradicación y aplicación de medidas sanitarias en las áreas afectadas. Bajo este esquema en Colombia en la zona bananera de Urabá en los últimos 32 años se han erradicado alrededor de un millón de plantas afectadas, en un área permanente de cultivo alrededor de 30.000 ha.

**Síntomas:** Todos los órganos de la planta pueden ser infectados. Los síntomas varían según la edad de la planta, medio de transmisión y órgano afectado. En plantas sin racimo, los síntomas aparecen primero en las hojas más jóvenes y avanzan hasta las más viejas. Las hojas inicialmente se vuelven amarillas, luego se marchitan, se secan y finalmente se doblan en la base de la lámina foliar. Cuando hay racimos, se maduran antes de tiempo y los frutos al abrirlos presentan una pudrición seca de color café. En algunos casos, todo el racimo se pudre y se vuelve negro. El daño interno en los órganos afectados se aprecia en forma de lesiones de color, primero amarillo, luego pardo-rojizo y finalmente negro. Al herir los órganos afectados o al desprenderse las brácteas de la bellota o bacota, hay exudación de la bacteria en forma de pequeñas gotas de color blanco.

**Diseminación:** El Moko puede diseminarse de una región a otra por el transporte de órganos infectados de la planta, especialmente cormos; por agua de escorrentía y de riego, por insectos transmisores, herramientas contaminadas y partículas de tierra infestada.

**Variabilidad del agente causal:** Estudios de caracterización mediante técnicas moleculares de RFLPs (poliformismo de longitud de fragmentos de restricción) han demostrado que hay gran variabilidad en los aislamientos de la bacteria, los cuales al parecer también varían en su comportamiento epidemiológico y manejo. En Colombia se determinaron cuatro grupos de RFLPs o genotipos de locus múltiples (MLGs) de los cuales el grupo MLG 25 resultó ser el de mayor distribución, seguido por los grupos 47, 51, y 48. Con respecto a otros países, se documenta que en Costa Rica y Centroamérica se ha encontrado el grupo 24, en Perú el 25, en Venezuela y Sudamérica el 28 y en Honduras el grupo 46.

# Manejo integrado del Moko en cultivos de banano y plátano

Víctor Manuel Merchán Vargas.

Debido a que todavía existen muchas regiones libres del Moko, es importante la adopción de medidas legales y de divulgación para proteger estas áreas, evitando por todos los medios el ingreso de la enfermedad. Como la semilla es el principal medio de diseminación del Moko, antes de establecer nuevas plantaciones, se debe conocer su procedencia. La semilla convencional (cormos o plántulas enraizadas) debe ser sana y provenir de fincas certificadas por las oficinas de Sanidad Vegetal. Para mayor seguridad es conveniente utilizar plantas micropropagadas *in vitro*. El personal que ingresa a las fincas libres de Moko, debe desinfectar el calzado, herramientas y medios de transporte, utilizando productos que maten la bacteria, como Hipoclorito de Sodio al 1 % de i.a (una parte del producto comercial más cuatro partes de agua), creolina (aceites creosotados) al 3 % de i.a. (una parte del producto comercial en 18 partes de agua), formol o formalina al 5-10% y otros desinfectantes a base de yodo como Agrodyne y Vanodine. Los corteros o recolectores de plátano y banano deben utilizar machetes desinfectados. Al pasar de una planta a otra se debe cambiar de herramienta. Cada trabajador debe disponer de dos machetes; mientras trabaja con uno, el otro debe estar sumergido en la solución con cualquiera de los productos mencionados. Finalmente se debe avisar a las autoridades sanitarias sobre presencia de plantas sospechosas de la enfermedad.

Al detectarse la presencia del Moko, se aconseja practicar las siguientes recomendaciones: Erradicar las plantas afectadas y las vecinas en un radio de 5 m inyectándolas con herbicidas sistémicos. Los mejores resultados se han obtenido con soluciones de Glifosato al 15-20 % del producto comercial, el cual además de matar la planta actúa como bactericida. La cantidad a utilizar depende del tamaño de la planta, varía de 1 a 5 cc para hijos pequeños, 20 a 30 cc para plantas medianas y de 50 a 60 cc para adultas. El seudotallo se inyecta en diferentes sitios en forma helicoidal. La planta tratada se deja morir en el sitio sin perturbarla, lo cual ocurre en 20 - 30 días, una vez seca se puede quemar. En cultivos en producción, los racimos infectados se cubren con bolsas plásticas cerradas para evitar contaminación del suelo por lavado bacterial. En ningún caso las plantas se deben fraccionar o repicar sin haberlas tratado con el herbicida previamente. El área erradicada se demarca con alambre, cabuya, o cinta plástica, para evitar la libre movilización de personas y semovientes. A esta área cuarentenada sólo puede entrar el personal entrenado encargado de su manejo. Cuando el área cuarentenada es pequeña, se mantiene libre de arvenses o malezas hospederas de la bacteria, utilizando preferiblemente

<sup>1</sup> Consultor INIBAP, Colombia. merchanvictor@yahoo.es

tratamiento químico como el Glifosato en dosis comercial del 1 al 2%. Áreas grandes erradicadas (> 0.5 ha) se siembran con otros cultivos no hospederos de la bacteria, como yuca, maíz y frijol. En estos lotes si se hace un buen control de las malezas, se puede cultivar de nuevo musáceas un año después de la erradicación. Si se requiere resembrar pronto los sitios erradicados, se procede a repicar las plantas muertas por Glifosato, en trozos pequeños y tanto los residuos como el suelo se tratan con formaldehído al 46 %, utilizando 500 cc por sitio distribuidos en 3 o 4 hoyos de 5 cm de diámetro por 40 a 50 cm de profundidad, o con Dazomet en cantidad de 160 g/m<sup>2</sup>. Luego se cubre el área tratada con un plástico por espacio de 7 a 30 días. Al cabo de este período, se retira el plástico, el suelo se remueve para airearlo y después de dos semanas se resiembra cada sitio. La herramienta, zapatos, maquinaria y en general todo material que haga contacto con suelo y plantas infectadas, se debe desinfectar con los productos químicos arriba mencionados. La erradicación es una labor dispendiosa, costosa y delicada y del cuidado que se tenga en su ejecución depende que se eliminen o se incrementen los focos.

Todas las variedades comerciales de banano y plátano son susceptibles. Entre los materiales disponibles, los bananos de cocción FHIA 03 y Pelipita, presentan resistencia al Moko y son una buena opción para reemplazar en muchas zonas al cultivar susceptible tipo Bluggoe, Cachaco, Chato o Cuatro filos (*Musa* ABB). La resistencia del Pelipita es más funcional que genética y se fundamenta en que las flores masculinas y brácteas son persistentes en el escapo floral mientras que en las variedades susceptibles son deciduas favoreciendo la formación de exudados bacteriales que son llevados a las inflorescencias de otras plantas por insectos que se alimentan de los nectarios expuestos al desprenderse las brácteas y las flores. Hasta donde se conoce han sido pocos los esfuerzos hechos por los programas de mejoramiento de plátano y banano en la búsqueda de fuentes resistencia para obtener variedades o híbridos mejorados, resistentes a la enfermedad.

## Lista de participantes

<b>Nombre</b>	<b>Dirección</b>	<b>Teléfono</b>	<b>Fax</b>	<b>Email</b>
<b>Juan Fernando Aguilar</b>	Apartado Postal 2067 San Pedro Sula Honduras	6682470	6682313	jaguilar@fhia.org.hn
<b>Angel Aguilar Jaramillo</b>	Av. Las Monjas #10 y Av. Carlos Julio Arosemena Guayaquil, Ecuador	04 2204850		aaguilar@la.dole.com
<b>Antonio Aloé</b>	Córdova 810 P.O. Box 09-01-16436 Guayaquil, Ecuador	005934 2313191 005934 2302670	005934 256 3977	manager@sopisco.com admin@novamedia.us
<b>William Alvarado</b>	Guayaquil y Pedro Carbo #407 Milagro, Guayas, Ecuador	2973526		
<b>José Manuel Alvarez</b>	Ave. Carlos M. de Céspedes y Santa Ana La Habana CUBA	537 8818397 537 8815368	537 335086	platano@minag.gov.cu
<b>Daniel Arámbulo</b>	Guamanda #1911 Guayaquil Ecuador	2445831		camaro_sa@hotmail.com
<b>Eduardo Arámbulo</b>	Calle D 804 entre Bogotá y 6 de marzo Guayaquil Ecuador	2448007	2444300	laloarambulo@hotmail.com
<b>Mario Araya</b>	Dirección de Investigaciones CORBANA Apartado 390-7210 Guápiles, Costa Rica	506 763 3257	506 763 3055	maaraya@corbana.co.cr
<b>José Asanza</b>	SYNGENTA 23 de Abril y Sucre Machala, Ecuador	944495		
<b>Pedro Asanza</b>	Cdla. Kennedy Norte Av. Miguel H. Alcivar Ed. Torres del Norte Torre A oficina 208 Guayaquil- Ecuador	04 2687730 099-954957	04 2687738	pedro.asanza@south-america. basf.org
<b>Hugo Avila</b>	Av. de las Américas frente a Mecanos, Ofic. AEROVIC Guayaquil ECUADOR	2 281820 2 293857	2 280861	aerovic@grupowong.com
<b>Oscar Ayca</b>	Banano Orgánico Bolivia Sapecho, Alto Beni, La Paz BOLIVIA	005912 213 6023	005912 213 6023	
<b>Sylvio Belalcázar</b>	INIBAP Invest. Asoc. Honorario Armenia, Quindío Colombia	005767 495371		belcar@epm.net.co
<b>Luis Gerardo Berrocal A.</b>	C.C. Unioro, Local #32 Machala, Ecuador	593 7 930663 593 7 938084	593 7 930663 593 7 938084	gropagro@easy.net.ec
<b>Rodrigo Blanco</b>	Banana Flowers Association Big Creek, Independece Stann Creek District Belize	5732000	5232112	banana@btl.net blancofam@btl.net
<b>Fernando Bohórquez</b>	Banano Orgánico Bolivia Sapecho, Alto Beni, La Paz BOLIVIA	005912 213 6023	005912 213 6023	lagor10@hotmail.com
<b>Alexis Bonilla Gutiérrez</b>	Av. José Santiago Castillo s/n y Juan Tanca Marengo Guayaquil-Ecuador	04 2682050 04 2974 235 09 9484849	04 682242	

<b>Nombre</b>	<b>Dirección</b>	<b>Teléfono</b>	<b>Fax</b>	<b>Email</b>
<b>Boris Bonilla Vivanco</b>	Av. Fco de Orellana Edif. "Centrum", 5to piso Of. 501 Guayaquil - Ecuador	04 2 693 323 04 2 693 324 042 693325		bbonilla@mch.freshdelmonte.com.ec
<b>Héctor Bravo</b>	Av. 25 de Agosto y 1ero de mayo, La troncal	07 420229 07 422152 97197266	07 422152	
<b>Héctor Calle</b>	DOLE-UBESA Av. Las Monjas #10 y Av. C. J. Arosemena P.O. Box 09-01-500 Guayaquil, Ecuador			hcalle@la.dole.com
<b>Pablo Carpio Iturriaga</b>	Apurime 121 Sullama, Piura PERU	0051 73 503888		pablocarpio@hotmail.com
<b>Rubén J. Castillo Arauco</b>	Banano Orgánico Bolivia Sapecho, Alto Beni, La Paz BOLIVIA	005912 213 6023	005912 213 6023	
<b>Efrén Rodrigo Carrillo León</b>	Guabo Octava Oeste Machala, El Oro, Ecuador	960151	960151	www.m.carrillo@lefruit.com
<b>Consuelo Castrillón</b>	CORPOICA Regional 9 Manizales, Colombia			nitas2000@hotmail.com
<b>German Chambi</b>	Banano Orgánico Bolivia Sapecho, Alto Beni, La Paz BOLIVIA	005912 213 6023	005912 213 6023	
<b>Alfredo Concha Ospina</b>	Calle 3era #106 y Juan X. Marcos Babahoyo, Los Ríos	05 733517 99983116		
<b>Estalín Córdova Bravo</b>	Av. de las Américas frente a Mecanos, Ofic. AEROVIC Guayaquil ECUADOR	042 293 857		
<b>Jorge Coronel</b>	Guayaquil y Pedro Carbo #407 Milagro, Guayas, Ecuador	97203408 2973526		
<b>Rafael G. Espinoza Q.</b>	Av. Las Monjas #10 y Av. Carlos Julio Arosemena Guayaquil, Ecuador	04 2204850	04 2200843	respinoza@la.dole.com
<b>Norman Feijoo</b>	Jorge Perez Concha 510 y Las Monjas, Urdesa Guayaquil, Ecuador	04 2881485	04 2881485	
<b>Carlos Galarza</b>	Av. de las Américas frente a Mecanos, Ofic. AEROVIC Guayaquil Ecuador	2281820 2293857	2280861	
<b>Arnulfo Gómez</b>	Jorge Perez Concha 510 y Las Monjas, Urdesa Guayaquil, Ecuador	04 2881485 04 2881469	04 2881583	
<b>Julián González</b>	INIMT Santo Domingo, apartado 6 Villa Clara Cuba			inivit@enet.cu
<b>Mauricio Guzmán</b>	Dirección de Investigaciones CORBANA Apartado 390-7210 Guápiles, Costa Rica	506 763 3257π	506 763 3055	mguzman@corbana.co.cr

<b>Nombre</b>	<b>Dirección</b>	<b>Teléfono</b>	<b>Fax</b>	<b>Email</b>
<b>Cristóbal Guaman Ramírez</b>	SYNGENTA 23 de Abril y Sucre Machala, Ecuador	07 960873		
<b>Jesús Alberto Hernández</b>	Av. Independencia #2315 Col. Oaxaca, Tuxtpec, Oax México	12878752379	12878752390	almilu68@terra.com.mx
<b>Luis Jarre Abad</b>	Centro Comercial Unioro Bandecua Guayaquil, Ecuador	099 070585	99777146	luisjarre@hotmail.com
<b>Pablo León</b>	Córdova 623 y Padre Solano AGRIPAC, Guayaquil	04 2560400	2313327	pleon@agripac.com.ec
<b>Jimmy Alejandro Macías</b>	Córdova 623 y Padre Solano AGRIPAC, Guayaquil	04 2560400		
<b>Severo Mamani</b>	Banano Orgánico Bolivia Sapecho, Alto Beni, La Paz BOLIVIA	005912 213 6023	005912 213 6023	
<b>Rodolfo Maribona</b>	CIBE-ESPOL Campus Gustavo Galindo km. 30.5 Vía Perimetral A311 Guayaquil, Ecuador	5934 226 9782	5934 226 97 81	maribona@espol.edu.ec
<b>Víctor Hugo Marín</b>	Jorge Perez Concha 510 y Las Monjas, Urdesa Guayaquil, Ecuador	04 2881485 07 922519	04 2881583	
<b>Alfonso Martínez Garnica</b>	C.I. La Libertad, Km 17 vía Puerto López, Villavicencio Meta. Colombia	57 86709819	57 86709815	fmartineza@andinet.com
<b>Galo Márquez Sánchez</b>	Juan Montalvo 4 de agosto Pasaje, El Oro ECUADOR	918 899		
<b>Eduardo Martillo</b>	Agripac S.A. Córdova 623 y P. Solano Guayaquil, Ecuador			emartill@agripac.com.ec
<b>Cirilo Méndez Venegas</b>	Pasaje, El Oro, Ecuador	99115345		
<b>Víctor Merchán</b>	Consultor independiente Colombia			merchanvictor@yahoo.es
<b>Carlos Moscoso</b>	Av. Las Monjas #10 y Av. Carlos Julio Arosemena Guayaquil, Ecuador	04 2207741 04 2207742		carlos.moscoso@syngenta.com
<b>Ricardo Muñoz</b>	Bayer Corp. Science Kennedy Norte Av. Miguel Alcívar #660 Edificio Torres oficina 108	221 4361 2687280		
<b>Carlos A. Naranjo Vargas</b>	Ciudadela Universitaria Reybanpac zona S. Camilo Babahoyo, Los Ríos, Ecuador	751131 735702		
<b>Rigoberto Núñez Bojórquez</b>	SAGARPA - Delegación Tabasco. Teapa esq. Tecotalpa Fracc. Prados de Villahermosa Villahermosa, Tabasco, México 86030	52 993 3129137 53 993 3013006	52 993 3140838	rbojorquez4@hotmail.com rnunez@tbs.sagarpa.gob.mx
<b>José Orozco Romero</b>	Carretera Col-Manzanillo Km. 34.5 Tecomán, Colima, AP. 88 MEXICO	31332 40133	31332 43082	jorel@prodigy.net.mx inifaptecoman@prodigy.net.mx

<b>Nombre</b>	<b>Dirección</b>	<b>Teléfono</b>	<b>Fax</b>	<b>Email</b>
<b>Mario Orozco Santos</b>	INIFAP Campo experimental Tecomán Km 35 Carret. Colima Manzanillo, Apdo. postal 88 Tecomán, Colima, México C.P. 28100	52 313 3240133 52 313 3243082	53 313 3243082	inifaptecoman@prodigy.net.mx orozco_santos@yahoo.com
<b>David Osorio</b>	Ciudadela la Garzota III etapa Mz 88 villa 8-9	2646318 97423723		
<b>Hernán R. Pacheco</b>	SYNGENTA 23 de Abril y Sucre Machala, Ecuador	99065182 99848708		
<b>Jorge Padilla Vera</b>	Jorge Perez Concha 510 y Las Monjas, Urdesa Guayaquil, Ecuador	04 2881485 04 2881469	04 2881583	
<b>Bolívar Pasaca Aguilar</b>	Av. Las Monjas #10 y Av. Carlos Julio Arosemena Guayaquil, Ecuador	04 2204850	04 2200843	spasaca@la.dole.com
<b>Juan Carlos Peláez</b>	Ecuauquímica Av. José Castillo y Juan Tanca Marengo	099-500 466 07 934 077/78 (ofic.)	07 933 490	jcarlospelaeze@hotmail.com
<b>Humberto Pérez Morales</b>	Av. Libertad 1479 col. La Piragua cp. 68320 Tuxtepec, Oax	01 287 87 51586	01 287 87 58746	mundonuevo@prodigy.net.mx
<b>Luis Pérez Vicente</b>	INISAV Ministerio de Agricultura Gaveta 634 11300 Playa La Habana, Cuba			lperezvicente@sanidadvegetal.cu lperez@inisav.cu
<b>Luis E. Pocasangre</b>	INIBAP CATIE Turrialba, Costa Rica	506 556 2431	506 558 2431	lpoca@catie.ac.cr
<b>Oscar Pozo Velasco</b>	Av. de las Américas Ofic. AEROVIC Guayaquil ECUADOR	042 280 861		oscarpozo@hotmail.com
<b>Gonzalo Quillupangui</b>	Jorge Perez Concha 510 y Las Monjas, Urdesa Guayaquil, Ecuador	2881237 2881485 2881486	2881583	gquillupangui@chiquita.com
<b>Wilbert Ramclam</b>	Banana Flower Association Big Creek Independece Beliza C.A.	5232000 5232001 6092034	5232112	banana@btl.net wramclam@hotmail.com
<b>Galileo Rivas</b>	CATIE Depto. De Agricultura y Agroforestería Turrialba, Costa Rica	506 558 2391	556 558 2431	grivas@catie.ac.cr
<b>Isidro A. E. Rodríguez</b>	Av. Eugenio Espejo 306 y Av. San Jacinto Balao, Ecuador	2746001	2681799	
<b>Sergio Rodríguez</b>	Apartado #6 Santo Domingo Villa Clara, Cuba	420103 420101	420101	inivit@enet.cu
<b>Juan Carlos Rojas Llanque</b>	EE. Pucallpa INIA C.F.B. Km 4 Ucayali	51 61 571831 51 61 593077	51 61 571831	jcrojas@inia.gob.pp bananaperu@hotmail.com
<b>Tomás Rojas Miranda</b>	Dirección protección Fitosanitaria MAG COSTA RICA	7104109	7104109	

<b>Nombre</b>	<b>Dirección</b>	<b>Teléfono</b>	<b>Fax</b>	<b>Email</b>
<b>Vicente F. Ronquillo N.</b>	Azuay y Piedrahita Pasaje, El Oro, Ecuador	951171 915293		
<b>Franklin E. Rosales</b>	CATIE Turrialba, Costa Rica	556 2431	558 2431	inibap@catie.ac.cr
<b>Magno Sánchez Iturrelde</b>	Av. José Santiago Castillo s/n y Juan Tánca Marengo Guayaquil-Ecuador	04 2682 050	04 682 242	masanchez@ecuaquimica.com.ec
<b>Albertina Sandoval Rojas</b>	Banano Orgánico Bolivia Sapecho, Alto Beni, La Paz BOLIVIA	005912 213 6023	005912 213 6023	
<b>Víctor Hugo Serrano C.</b>	General Manuel Serrano y 9 de Octubre El Guabo, El Oro, Ecuador	950577 950124 97151800		
<b>Luis Tazán</b>	La Saibal 06 y P. Sucre Guayaquil, Ecuador	2448891		grdtazan@gu.pro.ec
<b>Abelardo Ticona Ayavin</b>	Proyecto Banano Orgánico Sapecho, Alto Beni, La Paz BOLIVIA	005912 213 6023	005912 213 6023	
<b>Carmen Treviño</b>	Sección de Nematología Departamento Nacional de Protección Vegetal Estac. Exper. Boliche, INIAP Box 7969 Guayaquil, Ecuador			catravin@espoltel.net
<b>William Manuel Ulloa</b>	J. Zaldumbide #24-652 y Miravalle, La Floresta Quito, Ecuador	07 584392	07 571688	ulloac@loja.telconet.net
<b>Hugo Unda Velarde</b>	Cdla. Kennedy Norte Av. Miguel H. Alcívar Ed. Torres del Norte Torre A oficina 208 Guayaquil- Ecuador	04 2826052 04 2687730 099-782319	04 2687738	hugo.unda@south-america.basf.org
<b>Enrique Valladarez G.</b>	Av.Las Monjas #10 y Av. Carlos Julio Arosemena Guayaquil, Ecuador	04 2204850		evalladarez@la.dole.com
<b>Jorge Valle Espinosa</b>	Av. José Santiago Castillo s/n y Juan Tánca Marengo Guayaquil-Ecuador Cdla. Las Brisas, Manzana A2 Villa 10 Machala, El Oro, Ecuador	042 682050 07 934077 099 501987	07 933490 042 6820650	jvallespinosa@hotmail.com
<b>Eduardo Vallejo</b>	Jorge Perez Concha 510 y Las Monjas, Urdesa Guayaquil, Ecuador	04 2881469	04 2881583	
<b>César Varas</b>	Ciudadela "Las Palmeras" Ventanas, Los Ríos, Ecuador	5970540		
<b>Gullermo Vargas Machuca</b>	Babahoyo, Los Ríos, Ecuador Km 4 y vía Vinces Hda. La Unión	99742432		
<b>David Vásquez</b>	Banano Orgánico Bolivia Sapecho, Alto Beni, La Paz BOLIVIA	005912 213 6023	005912 213 6023	
<b>Jaime Oswaldo Villamahua</b>	Córdova 623 y Padre Solano AGRIFAC, Guayaquil	04 2560400		
<b>José Villarreal Filipovich</b>	Banano Orgánico Bolivia Sapecho, Alto Beni, La Paz BOLIVIA	005912 213 6023	005912 213 6023	jovichzo@hotmail.com
<b>Segundo Weisson</b>	Centro Comercial Albar Borja Primer Piso Of. 17-18-19	220 1146 220 1148	220 1148	sweisson@aifasa.com

<b>Nombre</b>	<b>Dirección</b>	<b>Teléfono</b>	<b>Fax</b>	<b>Email</b>
<b>Daniel Yañez</b>	Febres Codero #1903 y Avenida del Ejército Guayaquil - Ecuador			sanibanano@yahoo.com
<b>María Luisa Zabala H.</b>	Banano Orgánico Bolivia Sapecho, Alto Beni, La Paz BOLIVIA	005912 213 6023	005912 213 6023	
<b>Darwin Zambrano</b>	Guayaquil y Pedro Carbo #407 Milagro, Guayas, Ecuador	99103382 2973526		
<b>Manuel Zetina Segura</b>	Ramón Mendoza #537 Col. Pino Suárez Villahermosa, Tabasco MEXICO	9933 573011	9933 573011	zetinamm@yahoo.com.mx

---

**Edición:** Galileo Rivas y Franklin E. Rosales

**Supervisión  
gráfica:** Alexandra Cortés

**Diseño y  
Diagramación:** Silvia Francis y Esteban Montero

**Unidad de Comunicación  
Sede Central, CATIE**