

**EFFECTO DE SUSTRATOS FOLIARES SOBRE LA SIGATOKA NEGRA
(*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) EN BANANO (*Musa × paradisiaca* L.)
Y PLÁTANO (*Musa acuminata* Colla)**

**Effect of foliar substrates on Black Sigatoka (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet)
in banana (*Musa × paradisiaca* L.) and plantain (*Musa acuminata* Colla)**

Luis Fernando Patiño H.¹*, Elkin Bustamante R.², y Lina María Salazar P.³

A B S T R A C T

The Black Sigatoka caused by the fungus *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, is the most destructive foliar disease in the banana (*Musa × paradisiaca* L.) and plantain (*Musa acuminata* Colla) production around the world. Chemical fungicides are the main control tactics; however, fungicide resistance had increased control costs, besides environmental contamination and consumers demands for a fruit free of pesticide residues. The enhancement of populations of native bacteria through selective substrates, with lytic activity on *M. fijiensis*, is a management alternative. Application of two foliar substrates, that had a mineral solution plus urea, barley flour and colloidal chitin known to built-up biocontrol bacteria, allowed to decrease fungicide applications from 43 to 46%, when sprayed in rotation with conventional fungicides.

Key words: *Mycosphaerella fijiensis*, chitinolytic bacteria, glucanolytic bacteria, colloidal chitin, barley flour, biological control.

R E S U M E N

La Sigatoka Negra, causada por el hongo *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, es la enfermedad foliar más destructora para la producción de los cultivos de banano (*Musa × paradisiaca* L.) y plátano (*Musa acuminata* Colla) en el mundo. Actualmente el control de esta enfermedad se centra en la aplicación de fungicidas químicos; sin embargo, el patógeno ha desarrollado resistencia, aumentando los costos de control, el impacto negativo sobre el ambiente y la exigencia de los consumidores por una fruta cada vez más libre del uso de plaguicidas. Se ha desarrollado investigación para promover el incremento de poblaciones nativas de bacterias con actividad lítica sobre *M. fijiensis* a través de sustratos foliares selectivos de esta microbiota. La aplicación de sustratos foliares con base en quitina coloidal, harina de cebada como fuente de glucano, urea y una solución mineral base, diseñados para fomentar poblaciones de bacterias quitinolíticas y glucanolíticas de ocurrencia natural, mostró una reducción entre un 43 y 46% en el número de ciclos de fungicidas convencionales, al ser aplicados en rotación con estos últimos, con relación al sistema convencional basado en la aplicación de fungicidas.

Palabras clave: *Mycosphaerella fijiensis*, bacterias quitinolíticas, bacterias glucanolíticas, quitina coloidal, harina de cebada, control biológico.

¹ Politécnico Colombiano Jaime Isaza Cadavid, Carrera 48 N° 7, Medellín, Colombia.
E-mail: luisferph@gmail.com *Autor para correspondencia.

² Consultor Internacional en Manejo Integrado de Plagas. E-mail: elkinbustamante@hotmail.com

³ Instituto Colombiano de Medicina Tropical-CES, Carrera 48 N° 32-102, Medellín, Colombia.
E-mail: lmsalazar@ces.edu.co

Recibido: 11 de septiembre de 2006. Aceptado: 26 de diciembre de 2006.

INTRODUCCIÓN

La Sigatoka Negra (SN) es la enfermedad de mayor impacto económico en los cultivos de banano (*Musa × paradisiaca* L.) y plátano (*Musa acuminata* Colla) debido a la alta demanda de uso de fungicidas de síntesis necesarios para obtener una fruta que cumpla con los estándares de calidad para exportación, los cuales se ven afectados por la enfermedad principalmente en la duración de la vida verde de la fruta cosechada. Dichos fungicidas deben ser aplicados en intervalos de 7-12 días, lo cual genera la aplicación de 35-50 ciclos de fungicidas/año en los países bananeros, con altos costos de producción en sus cultivos (Chica *et al.*, 2004). Esta estrategia convencional de control químico de la enfermedad, podría tener una estrategia alternativa y complementaria de manejo, acorde con los lineamientos de una agricultura sostenible, basada en la utilización de microorganismos quitinolíticos y glucanolíticos nativos de la filosfera de musáceas alimenticias, capaces de degradar la quitina y β -(1,3) glucanos presentes en la pared celular de hongos ascomicetes (Bartnicki-García, 1968) como *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, agente etiológico de la enfermedad, hecho que los hace sensibles al ataque de enzimas quitinolíticas o glucanolíticas (Sahai y Manocha, 1993; Mahadevan y Crawford, 1997).

La Asociación de Bananeros de Colombia (AUGURA), a través de su Centro de Investigaciones del Banano (Cenibanano), consideró la realización de un estudio químico y microbiológico de la filosfera de plantas de banano y plátano, con el fin de formular un sustrato que aplicado al follaje de dichas musáceas, permitiera incrementar sus poblaciones naturales de bacterias quitinolíticas y glucanolíticas epifitas, facilitando su actuación como potenciales antagonistas y así reducir el inóculo de *M. fijiensis*. Esto, con una consecuente disminución de las aplicaciones de fungicidas sintéticos y sin la necesidad de recurrir a aspersiones masivas de estos microorganismos antagonísticos en el campo.

Los fungicidas tienen un elevado costo para el agricultor, y vienen perdiendo su eficacia debido al fenómeno de resistencia. Por otra parte, existe una demanda creciente de los consumidores por una fruta de banano o plátano más libre del uso de plaguicidas. La filosofía de los sustratos foliares para controlar enfermedades en los cultivos, es coherente con los principios de la agricultura sostenible, pues

se basa en favorecer nutricionalmente, y de manera selectiva, a las poblaciones epifitas de bacterias quitinolíticas y glucanolíticas con potencial biorregulador sobre el patógeno y presentes de manera natural en los ecosistemas de las plantas cultivadas.

Una determinación parcial de bacterias quitinolíticas y glucanolíticas epifitas aisladas de la filosfera de plantaciones comerciales de banano y plátano en Costa Rica y en Urabá, Colombia, evidenciaron la presencia de bacterias con potencial biorregulador contra *M. fijiensis* en el área de la infección. Los principales grupos de bacterias encontradas, fueron en un 73% bacilos Gram negativos, 13% bacilos Gram Positivos y 6% cocos Gram positivos, los cuales mostraron habilidad de producir quitinasas y glucanasas en medios de crecimiento selectivos con quitina o β -(1,3) glucanos, respectivamente, como única fuente de carbono, en períodos inferiores a 48 h de incubación (Osorio *et al.*, 2004; Salazar *et al.*, 2006). Esta capacidad lítica puede permitir a las bacterias actuar sobre la quitina y/o β -(1,3) glucanos presentes en la pared celular de las ascosporas del hongo, antes de que penetren en el estoma, pues se ha observado que transcurren al menos 48 h entre la llegada de la ascospora a la hoja y el inicio del proceso de penetración en el estoma (Beveraggi, 1992; Stover, 1980; citados por Marín *et al.*, 2003).

Sin embargo, pese a comprobarse la presencia de bacterias líticas epifitas con potencial biocontrolador en la filosfera de estas musáceas, existe poco conocimiento sobre el nivel de nutrimentos presentes en ésta y su variación bajo diversas condiciones climáticas. Se ha reportado que los nutrimentos determinan la diversidad y densidad poblacional de la microbiota epifita, especialmente en lo que respecta a la variedad y concentración de los carbohidratos disponibles (Mercier y Lindow, 2000). Es por ello que se realizó una caracterización química parcial de lavados de hojas de plantas de banano y plátano, ubicadas en áreas de cultivo comercial en el Urabá antioqueño colombiano. Dicha caracterización confirmó que la filosfera es un ambiente nutricionalmente pobre cuando se la compara con otros hábitats, como la rizosfera, especialmente en lo que respecta al contenido de carbohidratos y proteínas, los cuales son inferiores al 0,05% para ambos casos (Salazar, 2005). Adicionalmente, se evidenció que en la época lluviosa existe una menor disponibilidad de macronutrientes para la mi-

crobiota epifita, especialmente en lo que respecta al contenido proteico y nutrimentos como el sodio, el magnesio y el amonio (Salazar *et al.*, 2006).

La información obtenida de la caracterización química fue empleada para diseñar sustratos foliares, que permitieran incrementar, de manera selectiva, las poblaciones de bacterias quitinolíticas y glucanólíticas de la filosfera de las musáceas estudiadas. Estrategia que es fundamento de este estudio y que ya ha sido probada en investigaciones anteriores, con resultados diversos. González *et al.* (1996a; 1996b) en ensayos de invernadero demostraron que diversos sustratos foliares a base de quitina coloidal y cuatro cepas de bacterias quitinolíticas, tres cepas del género *Serratia* y una del género *Bacillus*, disminuyeron la severidad de la enfermedad en un 84% cuando fueron comparados con el testigo absoluto, mientras que el testigo químico lo hizo en un 78%. En ensayo de campo, y bajo condiciones de inóculo abundante del hongo, tales sustratos lograron reducir la severidad de la enfermedad en un 40% con respecto al testigo absoluto, en tanto que el testigo químico lo hizo en un 60%.

Ruiz-Silvera *et al.* (1997) en un área de cultivo de banano no protegida con fungicidas pero cercana a plantaciones comerciales, no encontraron diferencias estadísticamente significativas entre varios sustratos foliares, a base de leche, melaza y la cepa R1 de *Serratia marcescens* con el testigo absoluto, en relación a la severidad de la enfermedad; sin embargo, el inóculo capturado en el área fue siempre más bajo que el de la plantación aledaña.

En condiciones de campo, Arango (2002) encontró que sustratos compuestos de leche, melaza y quitina, y de glucano, melaza y nitrato de calcio, alternados con fungicidas convencionales, permitieron reducir en un 40% el número de aplicaciones de éstos. Esta investigación constituyó uno de los primeros reportes sobre la eficacia y viabilidad económica de la aplicación de sustratos foliares alternados con fungicidas sintéticos para el manejo de la SN.

Esta estrategia de control busca reducir el inóculo del patógeno, antes que las condiciones ambientales favorezcan su diseminación y establecimiento. Por lo tanto, es importante alcanzar su máxima eficacia en momentos de baja presión de la enfermedad como la época seca, y así lograr establecer poblaciones más abundantes y efectivas de la micro-

biota antagonista en las épocas lluviosas donde la presión de la enfermedad es más fuerte (Butterworth y McCartney, 1991; Salazar *et al.*, 2006).

Salazar *et al.* (2006) evaluaron 14 sustratos foliares en un ensayo de inoculación natural con el patógeno, formulados al comparar los niveles de nutrimentos de la filosfera de musáceas alimenticias con las necesidades nutricionales de las poblaciones bacterianas quitinolítica y glucanólítica epifitas. En el presente experimento se seleccionaron los dos sustratos que lograron incrementar en mayor concentración dichas poblaciones, para ser evaluados en condiciones de campo por su capacidad de control de SN, tanto solos como en rotación con fungicidas sintéticos usados en el control convencional de la enfermedad.

MATERIALES Y MÉTODOS

A partir del estudio realizado por Salazar *et al.* (2006) se seleccionaron dos sustratos foliares, denominados A y B, por su alto efecto sobre el incremento de la población de bacterias quitinolíticas y glucanólíticas epifitas en hojas de banano y plátano.

La composición de dichos sustratos fue la siguiente: solución mineral básica (1 g de K_2HPO_4 , 0,5 g de $MgSO_4$, 1 g de NaCl, 3 g de $CaNO_3$, 0,3 g de aceite de soya), adherente comercial (0,9 mL de Kemkol Kemteck, Bogotá, Colombia) y 20 g harina de cebada, en 1 L de agua destilada. De esta solución, se tomaron 500 mL y se agregaron 22 g de urea, lo que constituyó el sustrato A. En los otros 500 mL se adicionaron 20 mL de quitina coloidal (Arango, 2002), para preparar el sustrato B. El pH de los sustratos se ajustó a $7,5 \pm 0,2$.

Los tratamientos fueron los siguientes: T1 (CQE): control químico estándar; T2 (SA): sustrato A (solución mineral básica, adherente, harina de cebada y urea); T3 (CQE + SA): CQE en mezcla con SA; T4 (CQE -SA): CQE en rotación con SA; T5 (CQE + SA) - SA): CQE en mezcla con SA y posterior rotación con SA; T6 (SB): sustrato B (solución mineral básica, adherente, harina de cebada y quitina coloidal); T7 (CQE y SB): CQE en mezcla con SB; T8 (CQE -SB): CQE en rotación con SB; T9 (CQE + SB) - SB): CQE en mezcla con SB y posterior rotación con SB; T10: testigo, sin control químico.

En todos los tratamientos, incluyendo el testigo, se realizaron prácticas convencionales de reducción de inóculo, tales como despunte, deshoje y deslaminado.

En el campo se dispuso de un diseño de tres bloques completos al azar, con parcelas lineales de 16 plantas por tratamiento, ocho del cv. Gran Enano y ocho del cv. Valery para banano, y 16 plantas del cv. Hartón para plátano; la evaluación se realizó en las cuatro plantas centrales de cada parcela. Los tratamientos se delimitaron por un borde de pasto king-grass (*Pennisetum purpureum* Schumach), para evitar la deriva al momento de la aplicación. Las aplicaciones de los tratamientos fueron cada 7-9 días para los sustratos foliares y los fungicidas protectores, y cada 12-14 días para los fungicidas sistémicos, con base en un programa convencional de aplicaciones de fungicidas para el control de Sigatoka Negra. Las aplicaciones se realizaron con bomba motopulverizadora (Stihl 420, Waiblingen Alemania) calibrada para lanzar un volumen de 80 L ha⁻¹.

Se evaluó el área bajo la curva de desarrollo de la enfermedad por medio de la variable grado de severidad de la SN, para lo cual se utilizó la escala de Stover modificada por Gauhl (Gauhl, 1989), que va desde hoja sana o grado 0 hasta grado 6, siendo este último valor equivalente a un daño por necrosis de la hoja igual o superior al 50%. La información obtenida se sometió a análisis de varianza y se usó la prueba de agrupamiento Dunnett ($p < 0,05$) de una cola, ya que el interés principal del experimento era aceptar los tratamientos que resultaran iguales o menores, en términos de severidad de la enfermedad, al tratamiento control químico estándar (T1) y rechazar aquellos mayores a dicho tratamiento, para de esta forma detectar los tratamientos que sirvieran como alternativas de control similares al control convencional. El análisis se realizó a través del programa SAS® 8.02 (SAS Institute 1996). Las evaluaciones de los tratamientos se realizaron cada dos semanas durante 19 semanas comprendidas entre la semana 53 del 2004 y la semana 18 del 2005 para banano, y durante 24 semanas comprendidas entre la semana 53 del 2004 y 23 del 2005 para plátano.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En las primeras 12 semanas de evaluación se presentó una dispersión con respecto a la eficacia de los tratamientos: los fungicidas fueron los tratamientos más eficaces, el control absoluto resultó el

menos eficaz, y los sustratos solos o en rotación con fungicidas ocuparon un nivel intermedio de eficacia (Figura 1). Después de transcurrir una corta época de tiempo seco entre las semanas 5 a la 11, se observó que el testigo absoluto y los sustratos A y B seguían siendo poco eficaces y que el tratamiento que incluía la mezcla del sustrato A con fungicidas convencionales (T3 y T5), mostraron un comportamiento similar al tratamiento estándar (Figura 1), llegando a ser estadísticamente iguales al integrar el área bajo la curva del desarrollo de la enfermedad durante todo el tiempo de evaluación (Figura 2, Cuadro 1). En cuanto al experimento con plátano, nuevamente el tratamiento mezcla de sustrato A y fungicidas convencionales, seguido por rotación con este sustrato, resultó estadísticamente igual al tratamiento estándar (Figuras 3 y 4, Cuadro 1). En plátano el tratamiento mezcla de sustrato B con fungicidas también resultó estadísticamente igual al tratamiento estándar, aunque su límite de aceptación estuvo muy cerca del valor de rechazo de acuerdo a la prueba de Dunnett (Cuadro 1).

Las curvas de desarrollo para la SN representan un área bajo la curva, a lo largo de 19 y 24 semanas de evaluación para banano y plátano, respectivamente, con el inicio de las aplicaciones en el momento de mayor presión de enfermedad para la zona del Urabá antioqueño, entre los meses de diciembre y enero (Chica *et al.*, 2004), hecho que hizo que la eficacia de los tratamientos se pusiera a prueba en los momentos más críticos para el control de la enfermedad.

Se espera que el nivel de control encontrado con los sustratos foliares sea optimizado al profundizar en estudios de formulación que aumenten su adherencia y cobertura sobre las hojas de banano y plátano, debido a que en el cultivo de estas musáceas ocurren altos regímenes de precipitación (Chica *et al.*, 2004), que dificultan su estabilidad sobre la filofera. El bajo nivel de control mostrado por los sustratos solos, que en la investigación de González *et al.* (1996a) presentaron un 40% de eficacia en campo, puede deberse a la falta de una solución adherente y dispersante, especialmente en época lluviosa, sumado a la ausencia en la zona bananera del estudio de bacterias con alta adherencia al filoplano como *Serratia* spp. (González *et al.*, 1996a; 1996b; Arango, 2002), o a que ciertos hongos pueden utilizar el sustrato como fuente nutritiva, disminuyendo a su vez la disponibilidad de nutrientes para las poblaciones de bacterias líticas. Este supuesto podría fundamentar el efecto que tendría la

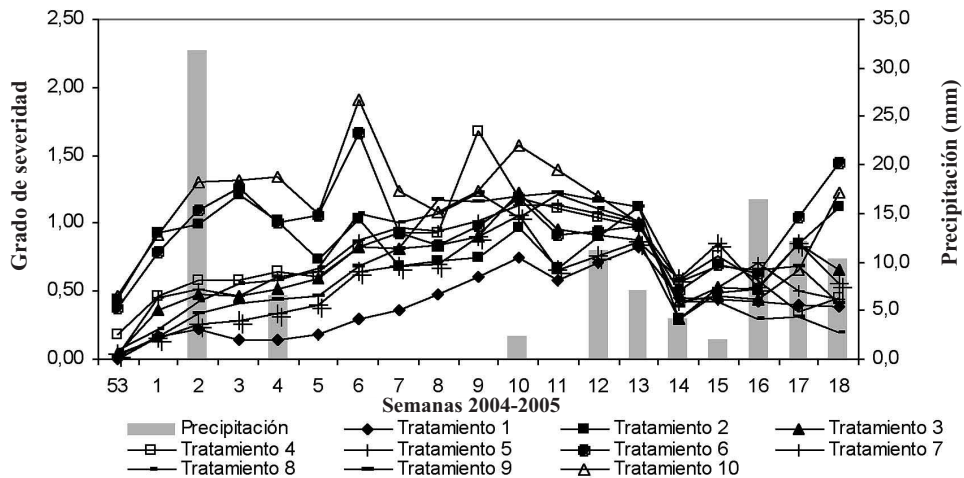


Figura 1. Nivel de severidad de la Sigatoka Negra en banano (cvs. Valery y Gran Enano) durante la aplicación de los sustratos foliares.

Figure 1. Severity level of Black Sigatoka disease on banana (cvs. Valery and Gran Naine) during application of foliar substrates.

T1 (CQE): control químico estándar; T2 (SA): sustrato A (solución mineral básica, adherente, harina de cebada y urea); T3 (CQE + SA): CQE en mezcla con SA; T4 (CQE - SA): CQE en rotación con SA; T5 (CQE + SA) - SA: CQE en mezcla con SA y posterior rotación con SA; T6 (SB): sustrato B (solución mineral básica, adherente, harina de cebada y quitina coloidal); T7 (CQE y SB): CQE en mezcla con SB; T8 (CQE - SB): CQE en rotación con SB; T9 (CQE + SB) - SB: CQE en mezcla con SB y posterior rotación con SB; T10: testigo sin control químico.

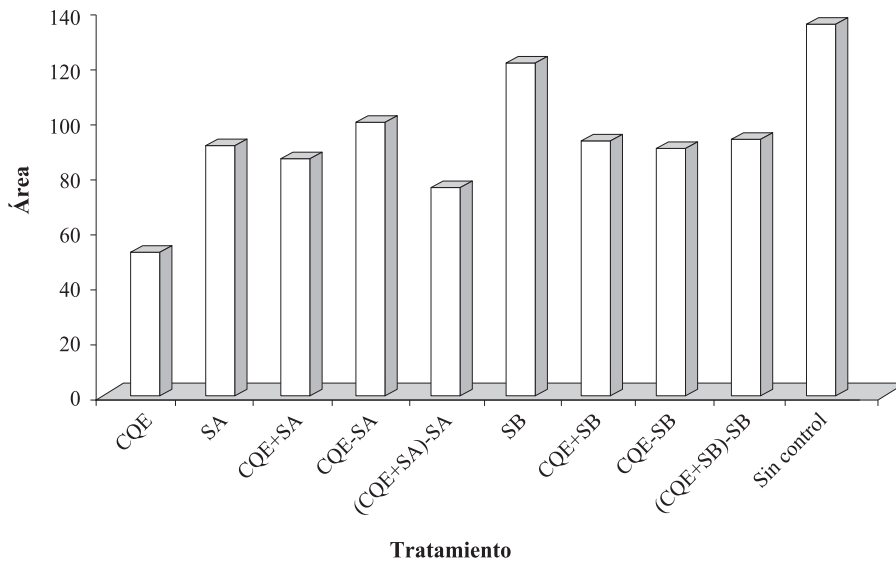


Figura 2. Área bajo la curva del desarrollo de Sigatoka Negra en banano (cvs. Valery y Gran Enano) durante la aplicación de sustratos foliares.

Figure 2. Under curve development area of Black Sigatoka on banana (cvs. Valery and Gran Naine) during application of foliar substrates.

Tratamientos con líneas diagonales indican diferencia significativa con el tratamiento químico estándar (CQE) según la prueba de Dunnett ($p < 0,05$).

Cuadro 1. Prueba de agrupamiento de Dunnett ($p < 0,05$) al comparar el área bajo la curva de desarrollo de la Sigatoka Negra en banano y plátano entre los tratamientos con el tratamiento control químico estándar (T1).
Table 1. Dunnett grouping test ($p < 0,05$) from comparing under curve development area of Black Sigatoka on banana and plantain between treatments with standard chemical control (T1).

Banano		Plátano	
Comparación entre tratamientos	Diferencia entre medias	Comparación entre tratamientos	Diferencia entre medias
10 - 1	83,11 *	10 - 1	189,34 *
6 - 1	68,87 *	6 - 1	143,75 *
4 - 1	47,27 *	2 - 1	124,77 *
9 - 1	40,84 *	9 - 1	80,41 *
7 - 1	40,50 *	8 - 1	76,51 *
2 - 1	38,38 *	4 - 1	65,56 *
8 - 1	37,91 *	3 - 1	59,65 *
3 - 1	33,88	7 - 1	49,56
5 - 1	23,47	5 - 1	36,94
Diferencia mínima significativa	34,19	Diferencia mínima significativa	50,69

Comparaciones con diferencia significativa son indicadas por * $p < 0,05$.

T1 (CQE): control químico estándar; T2 (SA): sustrato A (solución mineral básica, adherente, harina de cebada y urea); T3 (CQE + SA): CQE en mezcla con SA; T4 (CQE -SA): CQE en rotación con SA; T5 (CQE + SA) - SA: CQE en mezcla con SA y posterior rotación con SA; T6 (SB): sustrato B (solución mineral básica, adherente, harina de cebada y quitina coloidal); T7 (CQE y SB): CQE en mezcla con SB; T8 (CQE -SB): CQE en rotación con SB; T9 (CQE + SB) - SB: CQE en mezcla con SB y posterior rotación con SB; T10: testigo sin control químico.

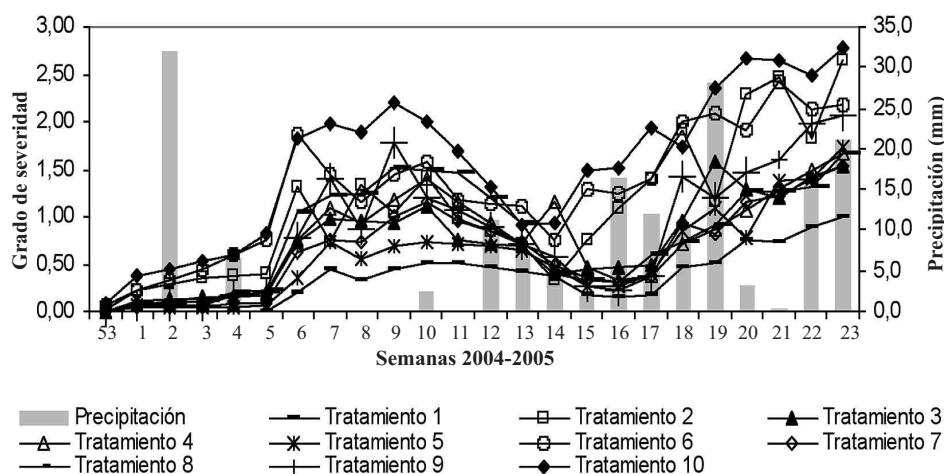


Figura 3. Nivel de severidad de la Sigatoka Negra en plátano, durante la aplicación de los sustratos foliares.
Figure 3. Severity level of Black Sigatoka disease on plantain, during application of foliar substrates.

rotación del sustrato con el fungicida, el cual disminuiría las poblaciones epifitas de hongos, aumentando por consiguiente la disponibilidad de nutrientes para las poblaciones de bacterias biorreguladoras.

Puede considerarse como un importante logro que la rotación de la mezcla del sustrato A con los fungicidas convencionales y su posterior rotación con

dicho sustrato, haya resultado igual estadísticamente al tratamiento control químico estándar (Figuras 2 y 4). Esto representó una reducción del 43,75% en el número de ciclos de aplicación de fungicidas convencionales, con 13 a 16 ciclos para el sistema de control químico para banano y plátano, respectivamente, mientras que con el sistema de mezcla y posterior rotación (T5) se requirió de 7 y 9 ciclos

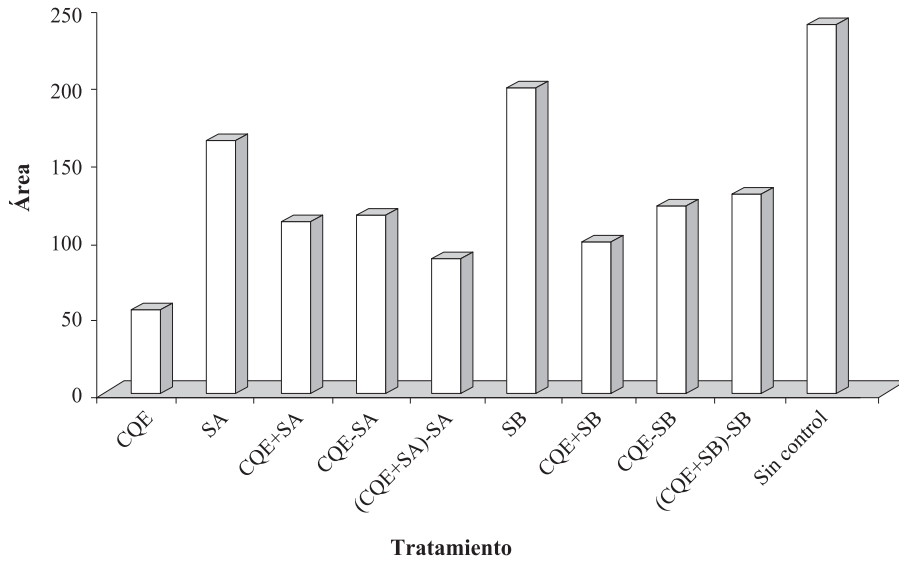


Figura 4. Área bajo la curva del desarrollo de Sigatoka Negra en plátano durante la aplicación de sustratos foliares. Figure 4. Under curve development area of Black Sigatoka on plantain during application of foliar substrates.

Tratamientos con líneas diagonales indican diferencia significativa con el tratamiento químico estándar (CQE), según la prueba de Dunnett ($p < 0,05$).

de fungicidas convencionales para banano y plátano, respectivamente (Cuadro 2), cifra que significó entre 6 y 7 ciclos menos de aplicación de fungicidas. Este hecho puede representar altos beneficios económicos y ambientales, dados los elevados costos de control, calculados para Colombia en aproximadamente 750 US\$ ha⁻¹ año⁻¹ (Chica *et al.*, 2004).

El sistema de mezcla de sustrato foliar y fungicidas convencionales y posterior rotación con sustrato, está indicando la importancia de la permanencia de este último, señalando que es necesario investigar una formulación que incremente la adherencia del sustrato sobre la hoja, para asegurar la disponibilidad de los componentes seleccionadores del sustrato para la microbiota con potencial lítico sobre *M. fijiensis*, así como mejorar la disponibilidad de los nutrientes y minerales necesarios para un adecuado crecimiento y desarrollo de dicha microbiota. Este sistema de mezcla, aunque inicialmente podría sugerir un mayor costo del tratamiento, es una práctica ampliamente utilizada en control de Sigatoka Negra, debido a la alta presión de la enfermedad y el fenómeno de resistencia a fungicidas (Patiño, 2002; Marín *et al.*, 2003), y a la escasa disponibilidad de moléculas químicas o métodos alternativos novedosos para controlar la enfermedad.

Un punto que debe ser resaltado es el bajo costo del sustrato A, cuya composición se basa en urea agrícola y harina de cebada, insumos de bajo costo en comparación con el sustrato B, el cual incluye quitina grado reactivo, altamente costosa. No obstante, ajustes al proceso de obtención de quitina a partir de conchas de crustáceos, como son los camarones, pueden hacer más económica la disponibilidad de este compuesto.

Resultados similares a los encontrados en este estudio ya han sido reportados en Costa Rica (Arango, 2002), donde se logró una reducción del 40% en el uso de fungicidas sintéticos, luego de la rotación de fungicidas convencionales con sustratos a base de quitina, levadura de cerveza, leche y melaza; no obstante, este estudio se realizó a una altura de 600 m.s.n.m., mientras que el presente fue evaluado a una altura de 0-30 m.s.n.m., donde la SN es más agresiva (Marín *et al.*, 2003).

El componente urea en los sustratos puede haber contribuido al control de la enfermedad, por su acción tóxica sobre los pseudotecios y ascosporas en el género *Mycospaherella* (Mondal y Timmer, 2003); otro mecanismo de acción sería que el incremento en pH seguido por la degradación de la urea puede haber incrementado las poblaciones de microorga-

nismos ureasa activos, los cuales pueden inhibir la producción pseudotecial como también lo reportan Mondal y Timmer (2003) para el caso de *M. citri*. Es necesario determinar en futuros estudios la acción individual de cada uno de los componentes de los sustratos y sus dosis sobre la dinámica de la microbiota en plantaciones comerciales de banano.

Estos resultados sobre la biorregulación del agente causal de la Sigatoka Negra, deben considerarse como una estrategia más en el manejo integrado de la enfermedad, donde su alcance pudiera ser de mayor impacto si se estudia su integración con otras prácticas alternativas de manejo como la inducción de resistencia (Corrales *et al.*, 2002; Patiño, 2002), y la remoción de inóculo, como la poda temprana, donde se elimina tejido foliar que aún no manifiesta visualmente los síntomas de la enfermedad (Chica *et al.*, 2004), y así la microbiota antagonista pudiera ver facilitada su acción al ejercer regulación sobre una menor concentración de inóculo del patógeno en la filosfera de banano y plátano.

CONCLUSIONES

El sistema de control de Sigatoka Negra, basado en la mezcla de fungicidas convencionales con el sustrato foliar A, elaborado a base de urea, harina de cebada y una solución mineral, formulada para el

crecimiento selectivo de la microbiota epifita bacteriana con potencial lítico sobre *M. fijiensis*, representa una promisoría estrategia de control de la enfermedad, la cual redujo en un 43,75% el número de ciclos de fungicidas convencionales.

A pesar de los resultados encontrados en esta investigación, es prioritario investigar sobre una formulación que garantice en la hoja de banano y plátano, una disponibilidad constante y una distribución uniforme de los componentes de los sustratos para el establecimiento y adecuado desarrollo de la microflora biorreguladora.

RECONOCIMIENTOS

Esta investigación se realizó mediante cofinanciación del Instituto Colombiano para el Desarrollo de la Ciencia y la Tecnología “Francisco José de Caldas” (COLCIENCIAS) y la Asociación de Bananeros de Colombia “AUGURA” y su Centro de Investigaciones del Banano “CENIBANANO”, a través del proyecto: “Componentes químicos y microbiológicos de la filosfera de musáceas y su aplicación en el manejo de la Sigatoka Negra”, código 842-12-11569. Igualmente, agradecemos el apoyo prestado por el profesor Pablo Buriticá y el personal del laboratorio de Suelos y Sanidad Vegetal de la Universidad Nacional de Colombia, Sede Medellín.

Cuadro 2. Número de ciclos de aplicación de fungicidas convencionales y de sustratos foliares al evaluar los dos mejores sustratos para el control de Sigatoka Negra.

Table 2. Number of cycles of conventional fungicides and of foliar substrates for Black Sigatoka control.

Tratamiento	Forma de aplicación	Número de ciclos			
		Banano	Reducción* %	Plátano	Reducción* %
1. CQE	Solo	13		16	
2. SA	Solo	22		27	
3. CQE + SA	Mezcla	13		16	
4. CQE - SA	Rotación	7 SA - 7 CQE	46,15	9 SA - 9 CQE	43,75
5. (CQE + SA) - SA	Rotación	7 (CQE + SA) - 7 SA	46,15	9 (CQE + SA) - 9 SA	43,75
6. SB	Solo	22		27	
7. CQE + SB	Mezcla	13		16	
8. CQE - SB	Rotación	7 CQE - 7 SB	46,15	9 CQE - 9 SB	43,75
9. (CQE + SB) - SB	Rotación	7 (CQE + SB) - 7 SB	46,15	9 (CQE + SB) - 9 SB	43,75
10. Testigo	-	-		-	

* Porcentaje de reducción en ciclos de fungicidas convencionales con respecto al tratamiento de control químico estándar (T1).

T1 (CQE): control químico estándar; T2 (SA): sustrato A (solución mineral básica, adherente, harina de cebada y urea); T3 (CQE + SA): CQE en mezcla con SA; T4 (CQE - SA): CQE en rotación con SA; T5 (CQE + SA) - SA: CQE en mezcla con SA y posterior rotación con SA; T6 (SB): sustrato B (solución mineral básica, adherente, harina de cebada y quitina coloidal); T7 (CQE y SB): CQE en mezcla con SB; T8 (CQE - SB): CQE en rotación con SB; T9 (CQE + SB) - SB: CQE en mezcla con SB y posterior rotación con SB; T10: testigo sin control químico.

LITERATURA CITADA

- Arango, M.E. 2002. Alternativas de manejo para el control biológico de Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) en el cultivo del banano (*Musa AAA*) p. 130-134. Memorias XV Reunión Internacional Asociación para la Cooperación en Investigaciones de Bananos en el Caribe y la América Latina (ACORBAT), Cartagena de Indias, Colombia. Oct 27-nov 02 de 2002. Asociación de Bananeros de Colombia (AUGURA), Medellín, Colombia.
- Bartnicki-Garcia, S. 1968. Cell wall chemistry and morphogenesis, and taxonomy of fungi. *Annu. Rev. Microbiol.* 22: 87-108.
- Butterworth, J., and H.A. McCartney. 1991. The dispersal of bacteria from leaf surfaces by water splash. *J. Appl. Bacteriol.* 71:484-496.
- Chica, R., M. Herrera, I. Jiménez, S. Lizcano, J.A. Montoya, y L.F. Patiño, *et al.* 2004. Impacto y manejo de la Sigatoka Negra en el cultivo del banano de exportación en Colombia. p. 53-62. Memorias XVI Reunión Internacional Asociación para la Cooperación en Investigaciones de Bananos en el Caribe y la América Latina (ACORBAT), Oaxaca, México. Sep 26-oct 01 de 2004. ACORBAT, Oaxaca, México.
- Corrales, O., S. Knight, y A. Madrigal. 2002. Manejo de Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) y el nematodo barrenador (*Radopholus similis* Cobb) en banano, usando el activador de resistencia boost 50 SC dentro de un programa de fotoprotección basado en menos uso de agroquímicos. p. 143-147. Memorias XV Reunión Internacional Asociación para la Cooperación en Investigaciones de Bananos en el Caribe y la América Latina (ACORBAT), Cartagena de Indias, Colombia. Oct 27-nov 02 de 2002. Asociación de Bananeros de Colombia (AUGURA), Medellín, Colombia.
- Gauhl, F. 1989. Epidemiología y ecología de la Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) en plátano (*Musa* sp.) en Costa Rica. 114 p. Unión de Países Exportadores de Banano (UPEB), Ciudad de Panamá, Panamá.
- González, R., E. Bustamante, E.P. Shannon, P.S. Okumoto, y G. Leandro. 1996a. Selección de microorganismos quitinolíticos en el control de Sigatoka Negra (*Mycosphaerella fijiensis*) en banano. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)* 40:6-11.
- González, R., E. Bustamante, E.P. Shannon, P.S. Okumoto, y G. Leandro. 1996b. Evaluación de microorganismos quitinolíticos antagonistas a *Mycosphaerella fijiensis* en casa de mallas y en campo. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)* 40:12-16.
- Mahadevan, B. and D.L. Crawford. 1997. Properties of the chitinase of the antifungal biocontrol agent *Streptomyces lydicus* WYEC108. *Enzyme and Microbial Technology* 20:489-493.
- Marín, D.H., R.A. Romero, M. Guzmán, and T.B. Sutton. 2003. Black Sigatoka: An increasing threat to banana cultivation. *Plant Dis.* 87:208-223.
- Mercier, J., and S.E. Lindow. 2000. Role of leaf surface sugars in colonization of plants by bacterial epiphytes. *Appl. Environ. Microbiol.* 66:369-374.
- Mondal, S.N., and L.W. Timmer. 2003. Effect of urea, CaCO₃, and dolomite on pseudothecial development and ascospore production of *Mycosphaerella citri*. *Plant Dis.* 87:478-482.
- Osorio, I., L.F. Patiño, E. Bustamante, y P. Rodríguez. 2004. Selección y evaluación de bacterias quitinolíticas provenientes de la zona de Urabá, para el control de la Sigatoka Negra. *Boletín Técnico de Cenibabano (Medellín)* 6:8-13.
- Patiño, L.F. 2002. Efecto de una fuente de energía, tres inductores de resistencia y un sustrato foliar sobre Sigatoka Negra en banano. p. 135-142. Memorias XV Reunión Internacional Asociación para la Cooperación en Investigaciones de Bananos en el Caribe y la América Latina (ACORBAT), Cartagena de Indias, Colombia. Oct 27-nov 02 de 2002. Asociación de Bananeros de Colombia (AUGURA), Medellín, Colombia.
- Ruíz-Silvera, C., E. Bustamante, F. Jiménez, J. Saunders, S. Okumoto, y R. González. 1997. Sustratos y bacterias antagonistas para el manejo de *Mycosphaerella fijiensis* en banano. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)* 45:9-17.
- Sahai, A.S. and M.S. Manocha. 1993. Chitinases of fungi and plants: their involvement in morphogenesis and host-parasite interaction. *FEMS Microbiology Reviews* 11:317-338.
- Salazar, L.M., L.F. Patiño, y E. Bustamante. 2006. Sustratos foliares para el incremento de bacterias quitinolíticas y glucanolíticas en la filosfera de banano. *Rev. Facultad Nacional de Agronomía (Colombia)* 59(2):3449-3465.
- SAS Institute. 1996. Statistical analysis system: user's guide. 956 p. SAS Institute, Cary, North Caroline, USA.