

Efecto de dos especies de hongos simbioses en el crecimiento de plátano (*Musa AAB*) cv “Curraré” y el control del nemátodo barrenador *Radopholus similis* COBB

GÓMEZ M., MARIO J.¹ y ROJAS M., TOMÁS²

¹ Facultad de Ciencias, Universidad del Tolima, Colombia.

² Ministerio de Agricultura y Ganadería, Costa Rica.

Resumen

Se estudió la relación de los hongos micorrízicos *Glomus manihotis* y *Gigaspora ramisporophora* con el nemátodo barrenador *Radopholus similis*, en plantas micropropagadas de plátano (*Musa AAB*) cv “Curraré” en condiciones de invernadero. Adicionalmente se determinó el efecto de dichos hongos sobre el crecimiento, el contenido de N, P, K, Ca y Mg, y el porcentaje de colonización de los hongos simbioses en las plantas. Se comprobó que los hongos mutualistas disminuyen el estrés causado a las plantas en la etapa de endurecimiento. El contenido de fósforo fue mayor en las vitroplantas inoculadas con las cepas micorrízicas. Se encontraron diferencias estadísticas contundentes en el crecimiento entre el material inoculado y el no inoculado con micorrizas. Se recomienda aplicar los resultados a condiciones de campo y producción a gran escala de plantas micropropagadas.

Palabras clave: *Glomus manihotis*, *Gigaspora ramisporophora*, *Radopholus similis*, porcentaje de colonización.

Abstract

The relationship among *Glomus manihotis*, *Gigaspora ramisporophora* and their respective mixture with the nematode *Radopholus similis* in micropropagated plantain plants (cv “Curraré”) under greenhouse conditions was studied. In addition, the effects of those fungi on the plant growth, the N, P, K, Ca and Mg content and the colonization percentage, were also studied. It was determined that mycorrhizal association decreased plant stress during the acclimatization stage. A higher P level in vitroplants inoculated with mycorrhizal fungi was found. Significant statistical differences were found between mycorrhizal inoculated material and non inoculated material. A larger scale test is recommended.

Keywords: *Glomus manihotis*, *Gigaspora ramisporophora*, *Radopholus similis*, colonization percentage.

Correos electrónicos: majagoma@hotmail.com - cmajagoma@yahoo.es

1. INTRODUCCIÓN

La producción de musáceas de América Latina y el Caribe supera los 31 millones de toneladas anuales (casi el 36% de la producción mundial) sobre unos 1,4 millones de hectáreas (Lescot y Urtado, 1998). En Colombia, para el año 2002, el plátano de exportación ocupó el 0,36% del área agrícola total y el 0,4% de la producción del país, mientras que el plátano de consumo interno lo hace con el 9,8% del área y el 12,8% de la producción (Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, 2005).

En particular, el plátano es una parte fundamental en el sistema de alimentación de los países tropicales y subtropicales que lo cultivan. La producción, en su gran mayoría, está en manos de pequeños agricultores con pocos ingresos, lo que dificulta la utilización de paquetes tecnológicos en el campo agronómico, la irrigación principalmente, y en algunos casos el uso de variedades mejoradas.

Los nemátodos son uno de los principales patógenos que atacan a las musáceas, tanto en la producción intensiva como en el ámbito de los pequeños agricultores. En los sistemas de cultivo intensivo los problemas de nemátodos son considerables ya que el agroecosistema está altamente simplificado (un solo cultivar o clon) en un área extensa y con altas densidades de plantas (Sarah, 1999).

Las principales especies de nemátodos que atacan a los cultivos de las musáceas en el mundo son *Radopholus similis* (Coob) Thorne y las especies del género *Pratylenchus spp.*, *Helicotylenchus spp.* y *Meloidogyne spp.* (Kermarrec y La Massese, 1972; Pinochet y Stover, 1980; Roman, 1978), de los cuales *Radopholus similis* constituye el principal problema.

Uno de los efectos ocasionados por la acción de *R. similis* en la planta es su debilitamiento debido a la deficiencia en el aprovechamiento de agua y nutrimentos causado por la destrucción del sistema radical, lo cual ocasiona el desplome de la planta principalmente cuando ocurren fuertes vientos o por el peso del racimo; también reduce la vida productiva del cultivo, y el ataque severo causa la caída de 500 o más plantas con racimo por hectárea. En las plantas afectadas que no se desploman, la maduración de los frutos no es uniforme ni se da el desarrollo de los dedos de las últimas manos del racimo (Farias Larios et ál., 1998).

La manera tradicional y frecuente de combatir los nemátodos fitoparásitos en musáceas desde los años 1950, ha sido por medio de agroquímicos como carbamatos y organofosforados (Araya, 2003). Típicamente, los nematicidas empleados son muy tóxicos, por lo que representan un riesgo ambiental y laboral si no se les manejan y aplican adecuadamente. Estos nematicidas hacen que los sistemas agrícolas se perturben y se aumenten gran cantidad de plagas y enfermedades haciendo el control bastante difícil. En el caso del suelo, la aplicación de biocidas para el control de plagas ha desestabilizado la rizosfera, aumentando las poblaciones de organismos parásitos de plantas (Araya y Cheves, 1997; Arias et ál., 1996).

Actualmente no existen alternativas al control químico para el combate de los nemátodos. Los monitoreos mensuales de poblaciones, mediante diferentes modelos de

muestreo a nivel de finca, indican la necesidad de aplicar este tipo de agroquímicos de dos a cuatro veces por año (Stoorvogel y Vargas, 1999). En general, son muchos los trabajos que reportan que el efecto de los nematocidas no ha sido siempre efectivo en términos de rendimiento por hectárea (Sierra, 1993).

Por otro lado, los nemátodos fitoparásitos y los hongos simbioses interactúan en la rizosfera del suelo ejerciendo una influencia sobre el desarrollo de las plantas. Estos dos tipos de organismos, con características propias de su especie, influyen opuestamente sobre el vigor de la planta (Jaizme Vega et ál., 2002). Los estudios realizados hasta el momento permiten afirmar que las micorrizas vesículo-arbusculares (MVA), incrementan la resistencia de la planta al ataque de patógenos radicales, principalmente cuando el hongo micorrizógeno ha colonizado previamente el sistema radical (Sánchez, 1994); en otros casos, las micorrizas modifican la rizosfera estimulando una microflora antagonista a los patógenos del suelo (Rivas Platero, 1997a).

El principal objetivo que productores e investigadores agrícolas se han forjado radica en aumentar la productividad de los cultivos de una forma sostenible; para ello, la utilización de recursos biológicos surge como una herramienta a largo plazo. Una de estas alternativas se relaciona con el restablecimiento de ciertas relaciones entre plantas y los microorganismos que se localizan en el suelo (Barker y Koenning, 1998). El objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de dos hongos simbioses en el crecimiento de *Musa* y su posible control sobre el nemátodo *Radopholus similis* in vitro-plantas de plátano cv “Curraré”.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

La investigación se desarrolló en el invernadero de la Estación Experimental Los Diamantes del MAG, ubicada a 10° 15' latitud norte y 83° 47' latitud oeste, en Guápiles, Costa Rica. Se emplearon plantas de plátano (*Musa* AAB, cv “Curraré”) provenientes del Laboratorio de Cultivo de Tejidos de la Universidad de Costa Rica (UCR). Los hongos micorrízicos utilizados fueron *Glomus manihotis* (LOMN) y *Gigaspora ramisporophora* (GRRP). Estos inóculos se obtuvieron del Laboratorio de Microbiología del Centro de Investigaciones Agronómicas (CIA), de la UCR; el LOMN se aisló de una plantación de yuca en Guácimo (Costa Rica), y el GRRP de un lote en barbecho en Cartago (Costa Rica) (Chavarría, 2000, comunicación personal). La especie de nemátodo utilizado fue el *Radopholus similis*, cultivado en sistemas asépticos sobre discos de zanahoria en el Laboratorio de Nematología de Corbana S.A (Speijer y Gold, 1996). El suelo se preparó con una mezcla 6:1 (suelo: cascarilla de arroz) y se esterilizó en un horno incinerador de suelo, a una temperatura de 250 °C por 3 horas.

Finalizado el período de endurecimiento de 30 días en invernadero, las plántulas se sacaron de su envase para ser lavadas, eliminando el sustrato adherido a las raíces. Las raíces se cortaron a 1 cm de longitud con el objetivo de homogeneizar los sistemas radiculares (Lugo Urribarrí et ál., 2000). Los tratamientos fueron: plantas no inoculadas con hongos micorrízicos y nemátodos (testigo) e inoculadas con *Radopholus similis* (Rs), *Glomus manihotis* (LOMN), *Gigaspora ramisporophora* (GRRP), *G. manihotis* y *G.*

ramisporophora (Mez), *Glomus manihotis* y *R. similis* (LOMN + Rs), *G. ramisporophora* y *R. similis* (GRRP + Rs) y la mezcla entre *G. manihotis*, *G. ramisporophora* y *R. similis* (Mez + Rs) (tabla 1). El diseño experimental fue completamente al azar con 8 tratamientos y 10 repeticiones. Las plantas fueron trasplantadas (fase I) e inoculadas en macetas de 3 kg, con excepción de los tratamientos Testigo y Rs, con los hongos micorrízicos a razón de 4 g planta⁻¹, los cuales contenían 40 esporas g⁻¹ para GRRP, 60 esporas g⁻¹ en LOMN, y 100 esporas g⁻¹ en la mezcla (de acuerdo con los conteos realizados previamente al inóculo), colocado debajo y en contacto con las raíces. A los 30 días después de trasplantar (ddt) e inocular las plantas con los hongos micorrízicos, se evaluó la altura de la planta (medida desde el cuello de la planta hasta el vértice de la hoja más joven completamente expandida con el pseudotallo), el diámetro del pseudotallo (medido con un vernier a mitad de la altura del pseudotallo) y el área foliar de la segunda hoja (obtenida mediante el producto del largo de la hoja por el ancho -L*A- multiplicado por 0,8) (Blomme y Tenkouano, 1998).

Tabla 1. Definición de los tratamientos utilizados según la codificación establecida y el número de días después de trasplantadas las plantas de plátano cv “Curraré”.

Tratamientos		Fase I	Fase II
Código	Descripción	Inóculo a 30 días	Inóculo a 60 días
Testigo	No inoculado	=====	=====
Rs	Inoculado con <i>Radopholus similis</i>	=====	Rs ¹
LOMN	Inoculado con <i>Glomus manihotis</i>	M ²	
GRRP	Inoculado con <i>Gigaspora ramisporophora</i>	M	
Mez	Inoculado con <i>G. manihotis</i> y <i>G. ramisporophora</i>	M	
LOMN + Rs	Inoculado con <i>Glomus manihotis</i> y <i>R. similis</i>	M	Rs
GRRP + Rs	Inoculado con <i>G. ramisporophora</i> y <i>R. similis</i>	M	Rs
Mez + Rs	Inoculado con <i>G. manihotis</i> , <i>G. ramisporophora</i> y <i>R. similis</i>	M	Rs

¹ Rs = Inoculado con *R. similis*.

² M = Inoculado con micorrizas.

Posteriormente, todos los tratamientos, con excepción del Testigo, LOMN, GRRP y la mezcla LOMN + GRRP (Mez) se inocularon con *R. similis* (fase II) aplicando 1359 ± 59 estadios juveniles (J2) planta⁻¹ (Lugo Urribarí et ál., 2000). A los 60 ddt, se evaluaron las siguientes variables: altura (cm), diámetro del pseudotallo (cm), número de hojas completamente expandidas, área foliar de la segunda hoja (cm²), peso fresco y seco de la parte aérea (g) (pseudotallo y hojas), peso fresco de la raíz (g), contenido de humedad

en porcentaje (%) definido por la ecuación: $Ph = (Pf - Ps / pf) * 100$, donde: Ph = % humedad, Pf = peso fresco en gramos, Ps = peso seco en gramos y la tasa reproductiva de *R. similis* (población final/población inicial).

Además, se evaluó la micorrización con la metodología propuesta por Phillips y Hayman (1970), el número de esporas por gramo de suelo, aplicando el método de centrifugación con sacarosa (Rivas Platero, 1997b), y los contenidos de macro y micro nutrientes (N, P, K, Ca y Mg) de la parte aérea fueron determinados en el Laboratorio de Análisis de Suelos, Tejido Vegetal y Aguas del Catie. Todos los datos fueron sometidos a un análisis de varianza y comparación de medias, con las pruebas de Tukey y Duncan al 0,05 de probabilidad; además, con las variables se calculó el coeficiente de correlación de Pearson. El número de *R. similis* estimados en 100 g de raíz ($R_s 100 g^{-1}$) se transformó con Log_{10} (valor original + 1) y la tasa reproductiva, con $\sqrt{\text{Valor original} + 0,5}$, para cumplir con la normalidad de los datos para realizar el respectivo análisis.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Trasplante e inoculación micorrízica (Fase I)

Al final de esta fase en las variables medidas (altura de la planta, diámetro del pseudotallo, número de hojas y área foliar de la segunda hoja) en los distintos tratamientos, se observaron diferencias significativas ($p=0,0001$) entre el Testigo y R_s (no inoculados con hongos micorrízicos) con GRRP, GRRP + R_s , LOMN, LOMN+ R_s , Mez y Mez + R_s (inoculados) (tabla 2). Sin embargo el número de hojas en LOMN+ R_s no difiere estadísticamente de los restantes tratamientos.

Tabla 2. Efecto de la inoculación micorrízica sobre plantas micropropagadas de plátano cv “*Curraré*”, 30 días después de trasplantadas (fase I).

Tratamiento	Altura planta (cm)	Diámetro tallo (cm)	No. Hojas	Área foliar (cm ²)
Testigo	2,28 c*	0,58 b	5,80 c	8,62 d
R_s	1,93 c	0,51 b	5,60 c	7,42 d
GRRP	4,99 b	0,80 a	7,40 a	30,81 ba
GRRP+ R_s	4,52 b	0,78 a	8,00 a	28,05 bac
LOMN	5,00 b	0,75 a	7,30 ba	20,38 c
LOMN+ R_s	5,06 ba	0,83 a	7,00 bac	22,95 bc
Mez	5,41 ba	0,79 a	7,80 a	28,35 bac
Mez+ R_s	6,21 a	0,80 a	8,40 a	36,34 a

* En una columna, medias con la misma letra no presentan diferencias significativas según la prueba de Tukey ($p>0,05$).

La altura promedio de las plantas Testigo y Rs ($2,28 \pm 0,17$ cm y $1,93 \pm 0,24$ cm, respectivamente) fue menor significativamente que los tratamientos con los hongos micorrízicos. Los resultados coinciden con lo encontrado por Reyes et ál. (1995) en plantas micropropagadas de banano, inoculadas con un hongo micorrízico vesículo-arbuscular (*Glomus fasciculatum*) y una bacteria solubilizadora de fosfatos (*Pseudomonas fluorescens*) en diferentes formas de aplicación, y por Jaizme Vega et ál. (2002) en plataneras micropropagadas. En el diámetro del tallo se encuentran claramente diferencias significativas ($p < 0,05$) con un promedio mínimo de $0,51 \pm 0,03$ cm para el tratamiento Rs, contra un máximo de $0,83 \pm 0,03$ cm de LOMN + Rs.

Pese a que el número de hojas producidas por cada cultivar es constante (Stover, 1982), el Testigo y Rs presentaron diferencias significativas ($p = 0,0001$) con los restantes tratamientos, excepto el LOMN + Rs con un promedio de hojas de $7,00 \pm 0,54$. No hubo relación entre el número de hojas con la variable área foliar. Se encontraron tratamientos que no se diferencian estadísticamente, como GRRP con un número de hojas de $7,40 \pm 0,40$ y GRRP + Rs con $8,00 \pm 0,25$ hojas y con un área foliar de $30,81 \pm 4,69$ y $28,05 \pm 1,35$ cm², respectivamente; igualmente con LOMN y LOMN + Rs (tabla 2).

Al finalizar la primera etapa I, podría decirse que los hongos micorrízicos ayudan a disminuir el impacto de las plantulas micropropagadas al momento del transplante al almácigo bajo condiciones de invernadero. Esta respuesta positiva confirma el beneficio de la inoculación de hongos simbiotes en vitroplantas de *Musa*. Resultados similares fueron descritos por Ruiz (1997) concluyendo que los biofertilizantes estimulan el crecimiento de las plantas micropropagadas, al producir mayor vigor y desarrollo. Declerck et ál. (1994) realizaron dos experiencias con plantas de banano inoculadas con hongos micorrízicos y sin inocular, encontrando mayor crecimiento en las inoculadas, así como contenidos de fósforo (P) y potasio (K) más elevados.

3.2 Inoculación con *Radopholus similis* (Fase II)

Las diferencias significativas ($p = 0,0001$) entre las plantas inoculadas y las no inoculadas con el hongo micorrízico para las variables evaluadas se mantuvieron hasta el final de la fase II (tablas 3 y 4). Se han encontrado resultados muy similares en plantas micropropagadas de banano (Reyes et ál., 1995; Declerck et ál., 1994; Declerck et ál., 1995; Ruiz, 1997; Pinochet et ál., 1997; Yano Melo et ál., 1999; Jaizme Vega et ál., 2002), en plantas de tomate (Rivas Platero et ál., 1998) y en café (Rivas Platero y Vásquez, 1999).

No se observaron diferencias significativas ($p > 0,05$) en las variables de crecimiento entre las plantas del testigo absoluto y las infectadas en el testigo relativo (Rs) (tablas 3 y 4), a pesar de que se encontró alto número de nemátodos en estas plantas (figura 1). Esta respuesta puede ser atribuida a que la población de nemátodos en fase parasítica aún no ha causado altos niveles de daño en las plantas, ya que el ciclo de vida del nemátodo dura entre 20 a 25 días (Sarah et ál., 1996). En estudios próximos se debe dejar un periodo mayor al evaluado para realizar las pruebas necesarias y que se relacionen con el ciclo biológico de la especie de nemátodo.

Tabla 3. Efecto de la inoculación micorrízica sobre plantas micropropagadas de plátano cv “Curraré”, 60 días después de trasplantadas (fase II).

Tratamiento	Altura planta (cm)	Diámetro tallo (cm)	No. Hojas	Área foliar (cm ²)
Testigo	3,04 c*	6,89 b	6 dc	11,73 d
Rs	2,45 c	6,42 b	5,3 d	10,36 d
GRRP	6,76 b	12,84 a	8,9 ba	88,73 c
GRRP+Rs	6,92 b	12,12 a	7,5 bc	85,16 c
LOMN	9,01 a	12,84 a	10 a	133,62 ba
LOMN+Rs	8,61 a	13,39 a	8,8 ba	115,34 bc
Mez	9,18 a	13,89 a	10 a	152,98 a
Mez+Rs	9,81 a	13,59 a	9,5 ba	155,15 a

* En una columna, medias con la misma letra no presentan diferencias significativas según la prueba de Tukey ($p>0,05$).

Tabla 4. Efecto de los tratamientos sobre el peso fresco del follaje (hojas y pseudotallo), raíz y total, peso seco follaje y el contenido de humedad en plantas micropropagadas de plátano cv “Curraré”, 60 días después de trasplantadas.

Tratamiento	Follaje (g)	Raíz (g)	Total (g)	Follaje (g)	% Humedad
	Peso fresco			Peso seco	
Testigo	2,08 d*	2,66 e	4,74 e	0,16 d	91,95 ba
Rs	2,03 d	2,31 e	4,34 e	0,15 d	92,46 a
GRRP	14,79 c	17,54 d	32,33 d	1,46 c	90,17 b
GRRP+Rs	15,01 c	21,07 cd	36,08 cd	1,40 c	90,65 b
LOMN	20,21 b	26,35 b	46,56 b	1,89 b	90,60 b
LOMN+Rs	19,46 b	22,31 cb	41,77 b	1,86 b	90,46 b
Mez	23,42 a	34,14 a	57,56 a	2,26 a	90,39 b
Mez+Rs	25,26 a	31,10 a	56,66 a	2,41 a	90,39 b

* En una columna, medias con la misma letra no presentan diferencias significativas según la prueba de Duncan ($p>0,05$).

Las diferencias entre el material inoculado y el no inoculado posiblemente se deben a que las plantas micorrizadas presentan mayor cantidad de peso fresco en la raíz (tabla 4), incrementándose la superficie y el área de exploración de las raíces, lo que se refleja en la absorción de nutrientes y el crecimiento de la planta, comportamiento típico de una planta colonizada por hongos simbioses.

Al examinar la variable peso fresco y seco del follaje (tabla 4), se encuentran diferencias significativas ($p < 0,05$) entre los tratamientos no inoculados y los inoculados con los distintos hongos micorrízicos y entre los mismos tratamientos inoculados. Este comportamiento puede ser atribuido a las cepas del hongo micorrízico, como *Gigaspora ramisporophora*, que no favorece claramente a las plántulas en la producción de follaje y que se refleja en las variables peso fresco y seco. Sin embargo se observa un efecto sinérgico cuando entra a actuar en compañía de *Glomus manihotis* (Mez). Estas diferencias se presentan entre hongos micorrízicos del mismo tipo. Declerck et ál. (1994) reportan a *Glomus mosseae* más efectivo que *G. geosporum* para el crecimiento de las plantas micropropagadas de banano.

En la figura 1 se observa que la tasa reproductiva y el número de *R. similis* se vieron afectados en los tratamientos que fueron inoculados con los diferentes hongos micorrízicos. Se encontraron diferencias significativas ($p = 0,0001$) entre el testigo relativo (Rs) y los tratamientos GRRP+Rs, LOMN+Rs, Mez+Rs. La mezcla de LOMN+GRRP presentó la menor tasa reproductiva. Esta respuesta puede ser atribuida a que diferentes hongos ocupan los espacios en el sistema radicular, evitando que el nemátodo colonice la raíz y complete su ciclo reproductivo, lo que se ve reflejado en un número bajo de adultos y juveniles.

Respuestas similares fueron obtenidas por Rivas Platero et ál. (1998) en plantas de tomate inoculadas con *Glomus spp*, para el control del *M. arabicida*. Los investigadores mencionados presumen que las MVA pueden afectar la producción de exudados vegetales responsables del quimiotropismo entre el nemátodo y su hospedante.

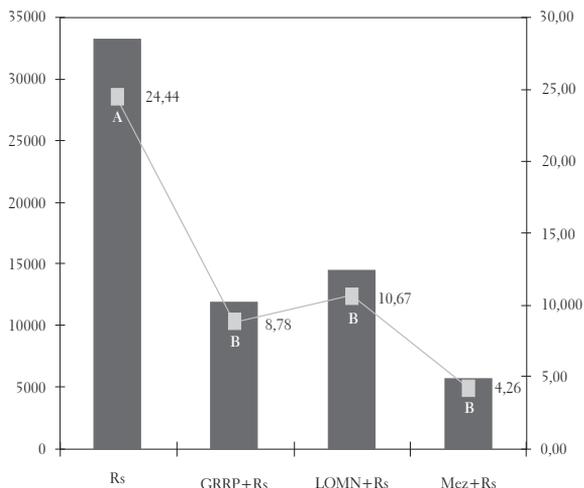


Figura 1. Número de *R. similis* estimados en 100 g de raíz fresca, y tasa reproductiva por tratamiento a los 60 días después de trasplantadas las plantas micropropagadas de plátano cv "Curaré". Letras distintas indican diferencias significativas según prueba de Tukey ($p \leq 0,05$). Los histogramas representan los nemátodos estimados, y la línea continua la tasa reproductiva del nemátodo.

Al comparar por separado cada una de las cepas micorrízicas inoculadas o no inoculadas con *R. similis*, los resultados para las variables evaluadas en las tablas 3 y 4 no son significativamente diferentes para ninguno de ellos, lo que indica que los nemátodos no afectaron de manera considerable la colonización de los simbiontes, que fue del 80% para el tratamiento Mez, 96% para LOMN+Rs y 88% en GRRP+Rs (figura 2). Lo anterior coincide con los resultados descritos por Lugo Urribarrí (1998) al medir el efecto de este mismo nemátodo interactuando con los hongos endomicorrízicos.

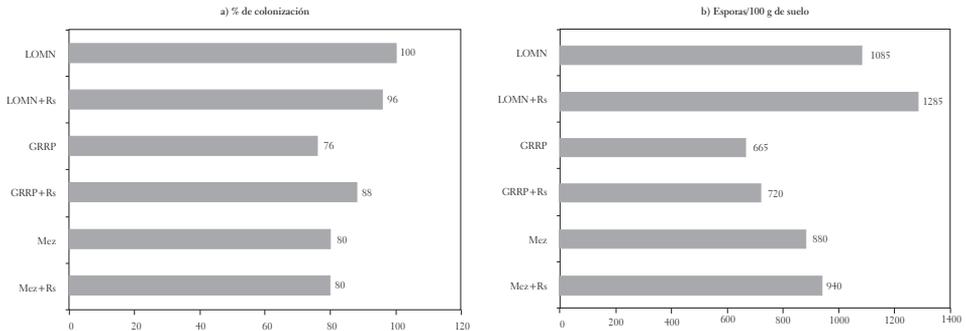


Figura 2. Comparación entre: a) porcentaje de colonización de los hongos micorrízicos, y b) esporas de hongos simbiontes en 100 gramos de suelo, a los 60 días después de inoculadas las plantas de plátano cv “Curraré”.

Pinochet et ál. (1997) demostraron que la asociación entre las plantas de banano y los hongos MVA incrementan la tolerancia al ataque de *M. javanica*, compensando el nivel de daño causado por el nemátodo al aumentar la toma de nutrientes en la planta. Jaizme Vega (1999) también hizo referencia al bajo nivel de daño por nemátodos y lo atribuye a la reducción de la reproducción del patógeno y al incremento en el desarrollo de la planta.

El porcentaje de colonización es elevado (figura 2) entre los tratamientos inoculados con los hongos endófitos y no se encontraron diferencias ($p=0,1235$). Al realizar un estudio histológico se hallaron abundantes estructuras características de los hongos micorrízicos, que demuestran el desarrollo de la micorrización en las plantas micropropagadas 60 días después de la inoculación.

El porcentaje de colonización de 80 encontrado en la Mezcla y la Mezcla + Rs, puede ser atribuido a una competencia entre las especies de hongos por sitio de establecimiento, como hace referencia Rivas Platero (1997b) al encontrar una disminución de la simbiosis por competencia con endomicorrizas nativas, acarreadas por el compost en este caso. Declerck et ál. (1994), Pinochet et ál. (1997) y Ruiz (1997) han encontrado una mejor respuesta en el género *Glomus* expresada en una mayor eficacia simbiótica.

Del mismo modo, se cree que las cepas LOMN y GRRP, al ser aisladas de cultivos y sitios agroecológicamente diferentes, pueden causar estas diferencias, como lo denotan

Blanco y Salas (1996) al citar que morfotipos de la misma especie de micorrizas arbusculares (MA) colectados de diferentes sitios confieren beneficios fisiológicos a la misma especie de plantas. Arias et ál. (1996) utilizaron un morfotipo de *Glomus albidum* colectado de plantaciones de banano en Guápiles (Costa Rica), el cual demostró una efectividad superior para promover el crecimiento en plantas de banano, comparado con otro morfotipo de la misma especie pero de agroecosistemas de frijol-maíz de Pejibaye de Pérez Zeledón (Costa Rica).

El contenido de calcio (Ca) (tabla 5) fue mayor en el testigo y Rs; el potasio (K) se encontró en mayor cantidad en el testigo que en las plantas micorrizadas. Esto podría atribuirse a que los hongos micorrízicos reducen los niveles de estos nutrientes en la planta y favorecen la asimilación de fósforo (P), coincidiendo con lo encontrado por Yano Melo et ál. (1999), quienes determinaron mayores contenidos de potasio (K) y calcio (Ca) en los controles que en las plantas inoculadas con *Glomus etunicatum*, y citan que esto puede deberse al efecto de dilución de la materia seca incrementada por las plantas micorrizadas.

Tabla 5. Porcentaje de los macro y micro elementos (N,P,K, Ca y Mg), en plantas de cv “*Curraré*”, inoculadas o sin inocular con los hongos micorrízicos y *R. similis*, respectivamente.

Tratamiento	Constituyentes minerales (% en materia seca parte aérea)				
	N	P	K	Ca	Mg
Testigo	3,88	0,08	6,84	0,73	0,23
Rs	4,23	0,07	5,67	0,69	0,24
GRRP	4,35	0,09	6,24	0,55	0,21
LOMN	3,96	0,10	6,51	0,53	0,20
Mezcla	4,22	0,09	5,51	0,59	0,22
GRRP + Rs	4,42	0,09	6,83	0,57	0,22
LOMN + Rs	4,31	0,10	6,00	0,51	0,20
Mezcla + Rs	3,83	0,09	5,73	0,57	0,24

El contenido de fósforo (P) y nitrógeno (N) fue mayor en las plantas que se inocularon con las diferentes cepas micorrízicas (tabla 5); el fósforo (P) es un ion poco móvil, depende del volumen de suelo explorado por el sistema de raíces, teniendo las plantas micorrizadas ventaja sobre las raíces de las plantas no micorrizadas (Blanco y Salas, 1996). En el caso de LOMN y LOMN + Rs, presentan el porcentaje de P más elevado (0,10), lo cual puede estar relacionado con el porcentaje de colonización de 100 en LOMN y 96 en LOMN + Rs.

4. CONCLUSIONES Y PERSPECTIVAS

Los hongos micorrízicos *Glomus manihotis* y *Gigaspora ramisporophora* permiten el correcto funcionamiento y desarrollo fisiológico de las plantas de plátano cv “Curraré” en condiciones de ataque de patógenos cuando son inoculadas en etapas tempranas. También pueden ayudar a soportar los factores ambientales que pueden ocasionar estrés durante la etapa de endurecimiento de las vitroplantas.

En general, los inóculos micorrízicos disminuyen la tasa reproductiva del nemátodo barrenador *R. similis*, posibilitando su utilización como método alternativo de defensa en etapas tempranas de plantas provenientes de cultivos de tejidos, específicamente cuando son pasadas a almácigos sin un suelo libre de nemátodos.

BIBLIOGRAFÍA

- ARAYA, M. (2003). Situación actual del manejo de nemátodos en banano (*Musa* AAA) y plátano (*Musa* AAB) en el trópico americano. En F.E. Rosales & G. Rivas (Eds.), *Manejo convencional y alternativo de la Sigatoka negra, nemátodos y otras plagas asociadas al cultivo de Musáceas en los trópicos*. Montpellier, Francia: Inibap 193 p.
- ARAYA, M. & CHEVES, A. (1997). Efecto de cuatro nematicidas sobre el control de nemátodos en banano (*Musa* AAA). *Corbana*, 22(47), 35-48.
- ARIAS TENORIO, F., FERRER, R., BLANCO, F. & VARGAS, R. (1996, julio). Identificación de especies dominantes de hongos micorriza vesículo arbuscular (MVA). Ponencia presentada en “Agroecosistemas bananeros del Caribe de Costa Rica”. X Congreso Nacional Agronómico / II Congreso de Suelos (p. 98). San José, Costa Rica.
- BARKER, K. & KOENNING, S. (1998). Developing sustainable systems for nematode management. *Annual Review of Phytopathology*, 36, 165-205.
- BLANCO, I. & SALAS, E. (1996, julio). Micorrizas en la agricultura; contexto mundial e investigación realizada en Costa Rica. Ponencia presentada en “Agroecosistemas bananeros del Caribe de Costa Rica”. X Congreso Nacional Agronómico / II Congreso de Suelos (pp. 69-79). San José, Costa Rica.
- BLOMME, G. & TENKOUANO, A. (1998). Efecto de la edad de la planta y su ploidia sobre el área foliar de los bananos. *Infomusa*, 7(2), 6-7.
- DECLERCK, S., DEVOS, B., DELVAUX, B. & PLENCHETTE, C. (1994). Growth response of micropropagated banana plants to VAM inoculation. *Fruits*, 49(2), 103-109.
- DECLERCK, S., PLENCHETTE, C. & STRULLU, D. (1995). Mycorrhizal dependency of banana (*Musa acuminata*, AAA group) cultivar. *Plant and Soil*, 176, 183-187.
- FARIAS LARIOS, J., OROZCO SANTOS, M., LÓPEZ AGUIRRE, J. & SILVIA MONTES, F. (1998). Incremento en la producción de banano mediante nematicidas usados en el control de *Radopholus similis*. *Manejo Integrado de Plagas*, 50, 60-65.

- JAIZME VEGA, M.C. (1999). Aplicaciones de las micorrizas arbusculares (MA) sobre plataneras micropropagadas. En: F. E. ROSALES, S. C. TRIPON & J. CERNA (Eds.), *Producción de banano orgánico y, o, ambientalmente amigable*. Memorias del Taller internacional realizado en la EARTH, Guácimo, Costa Rica, 27 a 29 de julio de 1998 (pp. 106-122). Montpellier, Francia: Inibap.
- JAIZME VEGA, M. C., ESQUIVEL, M., TENOUTY, P. & RODRÍGUEZ, A. (2002). Efectos de la micorrización sobre el desarrollo de dos cultivares de platanera micropropagada. *Infomusa*, 11(1), 25-28.
- KERMARREC, C. A. & LA MASSESE, C. S. (1972). New contribution to the study of the nematode fauna in the French West Indies. *Nematropica*, 2(2), 41-43.
- LESCOT, T. & URTADO, J. L. (1998, noviembre). Importancia de la micorrización y de los nemátodos en la producción sostenible de los plátanos en América Latina y el Caribe. Ponencia presentada en XIII reunión Acorbat (pp. 41- 49). Guayaquil, Ecuador. Conaban.
- LUGO URRIBARRÍ, L. (1998). *Efecto de endomicorrizas sobre el crecimiento de musáceas y el biocontrol de Radopholus similis (Cobb) Thorne*. Tesis de Magister Scientiae, Escuela de Posgrado, Catie.
- LUGO URRIBARRÍ, L., RIVAS, G., ROJAS, T. & VÁSQUEZ, N. (2000). Opciones para el manejo de *Radopholus similis* en banano mediante hongos endomicorrízicos y compost. *Manejo Integrado de Plagas*, 58, 28-38.
- MINISTERIO DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL. (2005). *La cadena del plátano en Colombia*. Bogotá D.C. Documento de Trabajo, 61, 40 p.
- PHILLIPS, J. & HAYMAN, D. (1970). Improved procedure for clearing root and staining parasitic and vesicular mycorrhizal fungi for rapid assesment of infection. *Transactions of The British Mycological Society*, 55, 158-161.
- PINOCHET, J. & STOVER, R. (1980). Fungi associated with nematodes lesions on plantains in Honduras. *Nematropic*, 10(2), 112-115.
- PINOCHET, J., FERNÁNDEZ, C., JAIZME, M. C. & TENOURY, P. (1997). Micropropagated banana infected with *Meloidogyne javanica* response to *Glomus intraradices* and phosphorus. *HortScience*, 32(1), 101-103.
- REYES, R. A., GONZÁLEZ, M. EXPÓSITO, L., CRUBELO, R., ROQUE, L. & GONZÁLEZ, P. (1995). Influencia de micorrizas y de una bacteria solubilizadora de fosfatos en el crecimiento y desarrollo de plantas micropropagadas de banano. *Infomusa*, 4(2), 9-10.
- RIVAS PLATERO, G. G. (1997a). *Micorrizas vesículo arbusculares: extracción de esporas del suelo*. Turrialba: Catie - AATS, 2 p. (mimeógrafo).
- RIVAS PLATERO, G. G. (1997b). *Micorrizas*. Manejo integrado de plagas. CATIE, Hoja Técnica, 43.
- RIVAS PLATERO, G., ROJAS, T. & CUERVO, J. (1998). Interacción del hongo vesículo arbuscular *Glomus spp.* con *Meloidogyne arabicida* en tomate. *Manejo Integrado de Plagas*, 47, 41-43.

- RIVAS PLATERO, G. G. & VÁSQUEZ, N. (1999, abril). *Histología de raíces de café y musáceas, colonizadas por hongos micorrízicos y nemátodos*. Ponencia presentada en la IV Semana Científica (pp. 135-137). Turrialba, Costa Rica: Catie.
- ROMAN, J. (1978). Nemátodos del banano y plátano. *Fitonematología Tropical*, 93-111.
- RUIZ, L. (1997). El uso de las micorrizas, la fosforina y el azotobacter como bioestimulantes del crecimiento en vitroplantas de plátano (*Musa spp.*). *Agrotecnia de Cuba*, 27(1), 104-106.
- SÁNCHEZ, M. (1994). Conocimientos básicos sobre micorrizas. Ponencia presentada en el II Curso sobre Biología del Suelo. Palmira, Valle.
- SARAH, J. L. (1999). Las prácticas culturales como medio de control de nemátodos en el banano. En F. E. ROSALES, S. C. TRIPON & J. CERNA (Eds.), *Producción de banano orgánico y, o, ambientalmente amigable*. Montpellier, Francia: Inibap, 265 p.
- SARAH, J. L., PINOCHET, J. & STANTON, J. (1996). El nemátodo barrenador del banano *Radopholus similis* Cobb. *Plagas de Musa-Hoja Divulgativa*, 1, 2 p.
- SIERRA, L. E. (1993). *El cultivo del banano, producción y comercio*. Medellín, Colombia: Editorial Gráficos Olímpica, 680 p.
- SPEIJER, P. R. & GOLD, C. S. (1996). *Musa* root health assessment: a technique for the evaluation of *Musa* germplasm for nematode resistance. En E. A. FRISON, J. P. HORRY & D. DE WAELE (Eds.), *New Frontiers in Resistance Breeding for Nematodes, Fusarium and Sigatoka* (pp. 62-78). Montpellier, Francia: Inibap.
- STOORVOGEL, J. & VARGAS, R. (1999). La agricultura de precisión. En F. E. ROSALES, S. C. TRIPON & J. CERNA (Eds.), *Producción de banano orgánico y, o, ambientalmente amigable*. Montpellier, Francia: Inibap, 265 p.
- STOVER, R. (1982). “Velery” and “Grand Nain”: Plant and foliage characteristics and proposed banana ideotype. *Tropical Agriculture (Trinidad)*, 59(4), 303-305.
- YANO MELO, A., SAGGIN, O., LIMA, J., MELO, N. & MAIA, L. (1999). Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on the acclimatization of micropropagated banana plantlets. *Mycorrhiza*, 9, 119-123. 

Referencia	Recepción	Aprobación
GÓMEZ M., M. J. y ROJAS M., T. Efecto de dos especies de hongos simbioses en el crecimiento de plátano (<i>Musa AAB</i>) c.v. ‘Curraré’ y el control del nemátodo barrenador <i>Radopholus similis</i> COBB. <i>Revista Tumbaga</i> (2008), 3, 30-42	Día/mes/año 10/09/2008	Día/mes/año 17/09/2008