

Dinámica de los hongos micorrízicos arbusculares en el banano clon "Gran Enano"

Arbuscular mycorrhizal fungi dynamics in banana tree clone "Gran Enano"

María de Lourdes Adriano Anaya¹, Dinora González Leal, Isidro Ovando Medina, Gamaliel Velázquez Ovalle y Miguel Salvador Figueroa

RESUMEN

El objetivo de este trabajo fue determinar la dinámica de la colonización de las raíces del banano clon "Gran Enano" por hongos micorrízicos arbusculares y la cantidad de esporas de dichos microorganismos en el suelo rizosférico. El trabajo se realizó en la cooperativa bananera "Sector de Producción Mazatán, R.S.M." del municipio de Mazatán, Chiapas, durante 2008. Para ello, en parcelas de 1 ha se seleccionaron 10 plantas en diferentes estadios fenológicos de desarrollo (infantil, juvenil y reproducción). Se determinaron la morfometría de las plantas, el nivel de colonización por HMA de las raíces (%), la cantidad de esporas ($n \cdot 100$ g de suelo⁻¹) y el pH del suelo. El máximo nivel de colonización se encontró antes de la etapa de reproducción (55%) y la cantidad de esporas en el suelo en promedio fue de $99 \cdot 100$ g de suelo⁻¹ a lo largo del ciclo productivo. El análisis de los resultados anteriores mostró una correlación lineal. Se piensa que la estabilidad observada en el sistema (similar cantidad de esporas a lo largo del año) se debe a que la plantación es cuasi-perenne.

Palabras clave: plantación, HMA, rizosfera, esporas

ABSTRACT

The aim of this study was to determine the dynamics of colonization of the roots of banana clone 'Gran Enano' ("Big dwarf") by arbuscular mycorrhizal fungi and the amount of spores of these microorganisms in the rhizosphere soil. The work was carried out in 2008 in the banana cooperative "Mazatán Production Sector, RSM", in the municipality of Mazatán, Chiapas. In order to do this, in 1-ha plots, 10 plants in different phenological stages of development (children, youth and play) were selected. The morphometry of the plants and the level of AMF colonization of roots (%), the amount of spores ($n \cdot 100$ g soil⁻¹) and soil pH were determined. The maximum colonization level was found before the stage of reproduction (55%) and the amount of spores in the soil averaged $99 \cdot 100$ g soil⁻¹ throughout the production cycle. The analysis of the previous results showed a linear correlation. It is proposed that the observed stability in the production system (similar number of spores throughout the year) may be due to the fact that the planting is quasi-perennial.

Key words: banana, AMF, dynamics, rhizosphere

INTRODUCCIÓN

El ensamble microbiano del suelo varía tanto temporal como espacialmente (Lorgio, Julio, & Peper, 1999). Todos los factores ambientales afectan y modifican su estructura y función. Se sabe que el pH del suelo, la disponibilidad de nutrientes y el nivel de humedad influyen en la actividad y distribución de los microorganismos del suelo (Anand, Ma, Okonski, Levin & McCrea, 2003; Entry, Rygiewicz, Watrud & Donnelly, 2002). En ecosistemas del trópico húmedo, la acidez y la baja disponibilidad de nutrientes son limitantes de la actividad microbiana y los patrones de cambio en el pH y disponibilidad de nutrientes inorgánicos están regulados por la humedad del suelo (Oliveira y Oliveira, 2003).

Tanto en los ecosistemas naturales como en los manejados por el hombre, los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son componentes importantes del ensamble microbiano de la rizosfera (Beare, Hu, Coleman & Hendrix, 1997), ya que juegan un papel central en el desarrollo

de las plantas incrementando la eficiencia de incorporación de nutrientes y agua; así, la planta hospedadora soporta mejor el estrés ambiental (Cho, Toler, Lee, Ownley, Jean, Stutz, Moore & Augé, 2006; Ruiz-Lozano, 2003; Feng, Zhang, Li, Tian & Rengel, 2002).

Los HMA contribuyen, también, a mantener la estructura del suelo (Wright y Upadhyaya, 1998) y la colonización de la raíz, por ellos reduce las infecciones por patógenos (Fritz, Jakobsen, Lyn-gkjær, Thordal-Christensen & Pons-Kuhnemann, 2006). En este mecanismo de biocontrol parecen estar involucrados tanto la inducción de resistencia sistémica (Cordier, Pozo, Barea, Gianinazzi & Gianinazzi-Pearson, 1998) como el incremento de fósforo en la planta (Graham, 2000).

La fluctuación estacional de los HMA se ha investigado en diversas especies de plantas y países (Nasim, Ali, Munawar & Bajwa, 2008; Oliveira y Oliveira, 2005; He, Mouratov & Steinberger, 2002; Muthukumar & Udaiyan, 2002; Carvalho, Caçador & Martins-Loução, 2001). Los estudios de la dinámica estacional de los HMA

¹ Centro de Biotecnología. Universidad Autónoma de Chiapas. Carretera a Puerto Madero km 2.0 Tapachula, Chiapas (México). Correo-e: maria.adriano@unach.mx

en plantas cultivadas han mostrado que tanto el máximo de colonización de las raíces como el de la población de esporas, se encuentra al final de la fase de crecimiento de la planta (Hernández-Acosta, Ferrera-Cerrato y Rodríguez, 1998; Matías-Crisóstomo y Ferrera-Cerrato, 1996; Gavito & Varela, 1993). En sistemas naturales, Guitton (1996) y Oliveira (2001) reportaron que la población de esporas de HMA se incrementó durante la época de lluvia.

El banano clon "Gran Enano" es uno de los cultivos de importancia del estado de Chiapas, México. Por la forma como esta planta se reproduce, el área donde se cultiva permanece ocupada por largos periodos de tiempo (>20 años). Durante la primera generación de plantas, la cosecha de frutos es cuasi-sincrónica; sin embargo, posteriormente se torna totalmente asincrónica y, a un tiempo dado, es posible ubicar plantas en diferentes estadios de desarrollo. Por lo anterior, los bananeros, a diferencia de los agricultores de cereales, deben garantizar condiciones ambientales cuasi-constantes a lo largo del año con el fin de obtener rendimientos similares. Los estudios de la población de HMA en este cultivo son escasos. Adriano-Anaya, Solís-Domínguez, Gavito-Pardo & Salvador-Figueroa (2006) reportaron que el nivel de colonización por HMA, y la cantidad de esporas en el suelo, en plantas de banano en estadio de fructificación, fue menor en plantas manejadas convencionalmente, respecto a las manejadas con menor cantidad de agroquímicos, y la cantidad de esporas se consideró constante. No hay reportes en la literatura respecto a estudios de la dinámica de los HMA a lo largo del desarrollo de plantas de banano. Por lo anterior, el objetivo del presente trabajo fue determinar la dinámica de HMA en las diferentes etapas fenológicas del banano clon "Gran Enano".

MATERIALES Y MÉTODOS

Ubicación de la zona de estudio

El estudio se realizó en 1 ha de terreno (1 800 plantas) de la cooperativa bananera "Sector de Producción Mazatán, R.S.M.", del municipio de Mazatán, Chiapas (14°49'30.4" N; 92°27'8.93" O; 20 msnm), durante los años 2008 y 2009, manejado convencionalmente.

Muestreo

Los muestreos se realizaron a los 81 d (etapa infantil), 123 d, 165 d (ambas, etapa juvenil), 213

d, 233 d y 289 d (etapa reproductiva) después de la siembra (dds) de las plantas de banano clon "Gran Enano".

Obtención de las muestras de suelo

Se colectaron 10 muestras de suelo rizosférico por cada estado fenológico. La toma de muestra se realizó a 15 cm de la base del pseudotallo de la planta, con una profundidad de 15 cm. Al mismo tiempo se determinó la altura de la planta, el número de hojas, el número de brotes (hijuelos), el diámetro del pseudotallo (en la base y en el sitio de nacimiento de las hojas), el número de manos (racimos), el diámetro del dedo central en la segunda mano, longitud del dedo (en el caso de las plantas que ya tenían fruto) y el pH del suelo, este último se determinó con ayuda de un potenciómetro de campo haciendo una pasta saturada de tierra con agua destilada.

Extracción de esporas

Las esporas del suelo se obtuvieron mediante extracción líquido-líquido empleando el procedimiento desarrollado por Salvador-Figueroa, Adriano-Anaya, Tzusuki-Calderón, Gavito Pardo, & Ocampo (2008), previa separación de las raíces.

Determinación del porcentaje de colonización micorrízica arbuscular

La colonización de las raíces por HMA (en porcentaje) se realizó por observación directa en un microscopio óptico, previa tinción con el método descrito por Phillips & Hayman (1970). Para lo anterior, 25 raíces terciarias se alinearon sobre un portaobjeto y se observaron longitudinalmente. El porcentaje de colonización se obtuvo al dividir las raíces que mostraron colonización por HMA entre el total de las alineadas y posteriormente se multiplicó por 100. Las lecturas de raíces de cada planta se realizaron por triplicado.

Análisis de resultados

Los resultados obtenidos se analizaron mediante análisis de la varianza y donde hubo diferencias se aplicó la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$) empleando el programa InfoStat Profesional versión 2009.

Tiempo (dds)	Altura (cm)	Diámetro del pseudotallo (mm)	Hojas (número)
81	75.1 ± 4 d	127 ± 14 d	8 ± 1
123	143.8 ± 7 c	185 ± 10 c	9 ± 2
165	171.5 ± 12 b	202 ± 6 b	9 ± 1
213	258.9 ± 13 a	255 ± 6 a	12 ± 1
233	255.4 ± 11 a	249 ± 6 a	10 ± 1
289	269.5 ± 10 a	261 ± 7 a	7 ± 1

Cuadro 1. Medidas anatómicas de las plantas de banano clon "Gran Enano" observadas durante su desa-

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Caracterización del crecimiento y desarrollo del banano

En el Cuadro 1 se muestran los resultados de las medidas anatómicas de las plantas de banano durante las cuatro etapas fenológicas estudiadas.

Con respecto a la altura, se puede observar en el Cuadro 1 que las diferencias fueron significativas ($\alpha = 0.05$) hasta llegar a la de etapa de floración. A partir de los 213 días en que se inicia la floración, las diferencias en la altura no fueron significativas, lo cual es lógico pensar dado que la planta justo antes de empezar su fructificación detiene el crecimiento de hojas, tallos y raíces.

Respecto al diámetro de la base del pseudotallo, se puede observar que durante las primeras cuatro etapas, es decir, desde la etapa de establecimiento hasta la de inicio de floración, existe diferencia significativa ($\alpha = 0.05$) entre estos datos, ya que el diámetro va en aumento al igual que la altura de la planta; a partir de la etapa de floración el diámetro de las plantas ya no aumenta, al igual que la altura, lo cual se debe a que la planta utiliza todas sus reservas y sus nutrimentos para completar su fructificación.

En las primeras cuatro etapas de desarrollo, 81 dds hasta los 213 dds (Figura 1), el número de hojas aumentó y a consecuencia de esto la fotosíntesis alcanzó sus máximos niveles de actividad, al mismo tiempo se incrementó la longitud y el grosor del tallo para poder sostener el área foliar y lograr mejor distribución de las hojas para captar la mayor cantidad posible de luz solar. A partir de la etapa de floración ya no hay crecimiento foliar debido a que los nutrimentos que la planta utilizaba para la formación de hojas, ahora los utiliza para la formación del fruto y se inicia la defoliación, la cual es causa también del sa-



Figura 1. Etapas fenológicas del cultivo de banano clon "Gran Enano": a) 81 dds, b) 123 dds, c) 165 dds, d) 213 dds, e) 289 dds.

neamiento de las plantas debido a que las hojas están muy viejas o muy infectadas de Sigatoka negra, por ejemplo, como puede observarse en el Cuadro 1 en que a los 233 días hay pérdida de hojas. Los hijuelos de la primera generación iniciaron su aparición a los 123 dds y los de la segunda generación a los 213 dds, los cuales fueron aumentando en número a medida que aumentó la edad de la planta, una característica de propagación sui generis de la familia Musáceo (Soto, 1991).

Por su parte, en el racimo de frutos a los 233 dds, se cuantificaron de 7 a 8 manos y los frutos de la segunda mano alcanzaron diámetros de 39 ± 5 mm y longitudes de 207 ± 13 mm a los 289

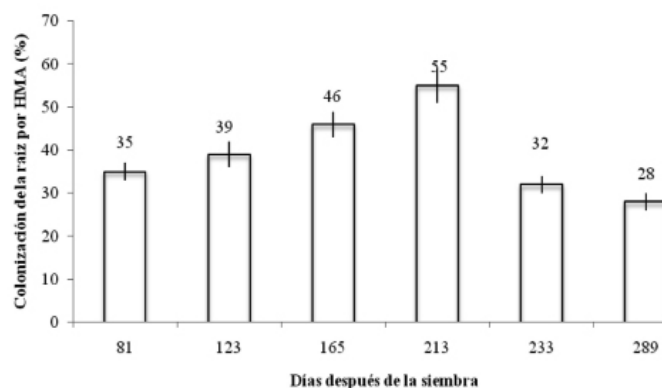


Figura 2. Porcentaje de colonización de hongos micorrízicos arbusculares en raíces de banano clon "Gran Enano" en diferentes edades de la planta.

dds. En los tres parámetros no se encontraron diferencias significativas. En esta última etapa el fruto ya está listo para cosecharse y cortar esta planta para permitir que cumpla su ciclo de vida uno de los hijuelos que ha dado origen esta misma planta.

Colonización de HMAs

En la Figura 2 se muestra la dinámica de colonización de HMAs en plantas de banano en los diferentes estadios fenológicos estudiados. Como puede observarse, siempre se encontró micorrización. Una razón por la cual las plantas permiten que se lleve a cabo la simbiosis entre sus raíces y los microorganismos es la necesidad que tienen de obtener nutrimentos del suelo para tener un buen desarrollo. Para ello, primeramente emiten una serie de compuestos químicos (flavonoides y estrigolactonas) para activar la relación simbiótica (Steinkellner S., Lenzemo V., Langer I., Schweiger P., Khaosaad T., Toussaint J.P. & Vierheiling H., 2007). Posteriormente, las plantas producen y envían fotosintatos a las raíces, los cuales sirven de alimento a los microorganismos que se encuentran hospedados en ellas; éstos, a su vez, transportan compuestos minerales del suelo a las raíces (Linch, 1989).

La mayor colonización se encontró a los 213 dds, lo cual coincidió con la etapa de floración. Resultados similares se han reportado para otros cultivos. En este sentido, Matías-Crisóstomo y Ferrera-Cerrato (1996) encontraron en cultivos de maíz (*Zea mays*), frijol (*Phaseolus vulgaris*) y haba (*Vicia faba*) los mayores porcentajes de colonización a los 100 dds, coincidiendo con la fase de floración de éstos. Gavito & Varela (1993) observaron un máximo nivel de colonización en

plantas jóvenes de maíz y Hernández-Acosta, Ferrera-Cerrato y Rodríguez (1998), trabajando en plantas de trigo, encontraron el mayor porcentaje de colonización a los 55 dds, respectivamente. Contrariamente, Barredo-Pool, Varela, Arce y Orellana (1998) no encontraron diferencia significativa en el nivel de colonización de HMA por categoría de edad y por especie en *Mamillaria gaumeri* y *Pterocereus gaumeri*. Lo anterior muestra que en el banano clon "Gran Enano" la colonización de la raíz por HMA se comportó de forma similar a lo reportado para plantas de cultivo temporal.

Abundancia de esporas

En la Figura 3 se muestra la dinámica de las esporas de HMA en el suelo. Se puede observar que la mayor cantidad de esporas se encontró de los 165 dds a los 213 dds coincidiendo este parámetro con la etapa de floración. El número de esporas disminuyó durante la etapa de fructificación.

Escasos son los trabajos enfocados al estudio de la dinámica de la población de esporas de HMA en el suelo durante un ciclo productivo, la mayoría de los trabajos se enfocan a cuantificar la población de dichos microorganismos independientemente del estado fenológico de la planta. Independientemente de lo anterior, la cantidad de esporas encontradas en el suelo rizosférico del banano fue similar a lo reportado en estudios realizados en sistemas naturales y cultivados. En este sentido Muleta, Assefa y Nemomissa (2008) reportaron densidades de entre 38 esporas •100 g de suelo-1 y 119 esporas •100 g de suelo-1 en cultivos de café; Mathimaran, Ruh, Jama, Verchot, Frossard y Jansa (2007) reportaron poblaciones de 94 ±8 esporas •100 g de suelo-1 a 142 ±17

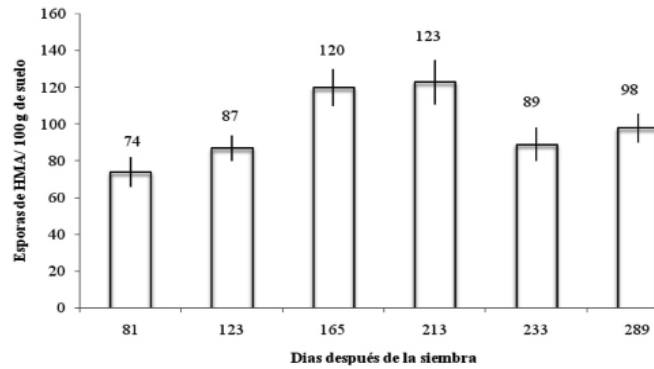


Figura 3. Población de esporas de hongos micorrízicos arbusculares por 100 g de suelo en las diferentes etapas fenológicas del banano clon "Gran Enano".

esporas •100 g de suelo-1 trabajando en campos de maíz; Mohammad, Hamadt y Malkawit (2003) encontraron en la rizosfera de frutales cultivados en suelos áridos y semi-áridos entre cinco esporas •100 g de suelo-1 y 70 esporas •100 g de suelo-1. Las variaciones en la cantidad de esporas de HMA reportadas en los trabajos mencionados se asocian al tipo de planta, al manejo agronómico y a la edad de la planta, entre otros factores. La aparente estabilidad de la población de esporas de HMA en el suelo del agrosistema de banano (99 ± 19 esporas •100 g de suelo-1) pudiera explicarse por el hecho de que dicho cultivo se puede calificar de cuasi-perenne donde las condiciones ambientales (humedad y temperatura) y biológicas (microbiota acompañante) prácticamente son constantes a lo largo del año.

Con los datos de nivel de porcentaje de colonización y de cantidad de esporas se construyó un gráfico de correlación (Figura 4). Se encontró correlación lineal positiva indicando que a mayor colonización de HMA en las raíces de plan-

tas de banano, mayor cantidad de esporas en el suelo rizosférico.

Este resultado difiere de lo previamente reportado por Guadarrama, Ruedas M. y Sánchez-Gallén (1998) en el cultivo de *Chamaedorea tepejilote* y Chamizo-Checa, Varela y Estrada-Torres (1998) en un policultivo de frijol, maíz y calabaza. En ambos casos no se encontró correlación entre el número de esporas y el porcentaje de colonización. Una posible explicación a esta diferencia puede ser el hecho de que las condiciones ambientales en estos últimos casos son variables, ya que dependen del ciclo natural de lluvias, lo que no sucede en el cultivo de banano.

pH del suelo rizosférico

El pH del suelo rizosférico fue ligeramente ácido (Figura 5). El rango de este parámetro fue de 5.8 a 6.8. El valor más ácido se encontró al inicio de la etapa de reproducción. Estos resultados indican que los compuestos excretados por la raíz de

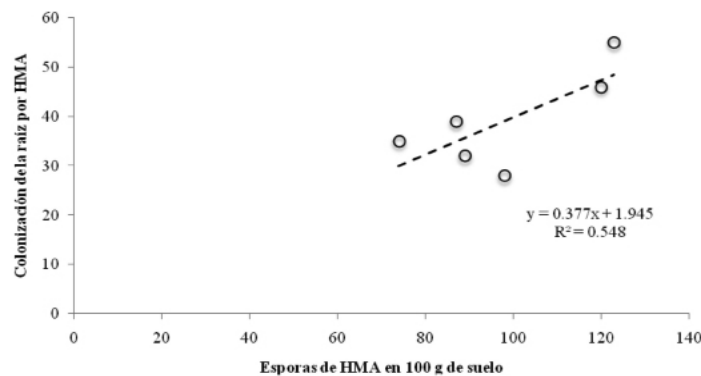


Figura 4. Correlación entre la colonización por HMA de las raíces del banano clon "Gran Enano" y la cantidad de esporas en el suelo.

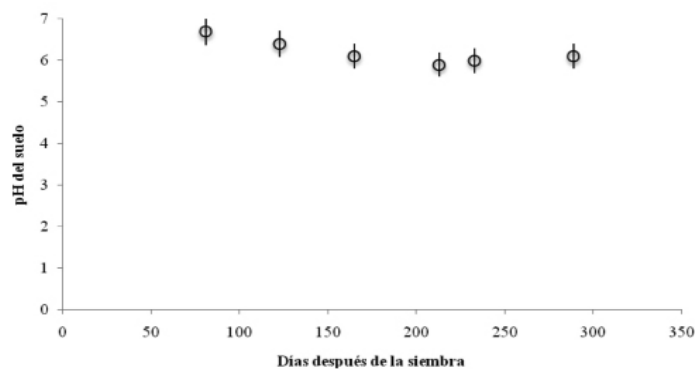


Figura 5. Comportamiento del pH del suelo rizosférico de banano en diferentes edades de la planta.

la planta en las primeras tres etapas de desarrollo (81, 123, 165 dds) al ser empleados como sustratos por la microbiota se transforman en metabolitos de naturaleza ácida, como fue propuesto por Clapp, Molina & Dowy (1990).

CONCLUSIONES

La dinámica de colonización de las raíces del banano clon "Gran Enano" por HMA fue similar a lo reportado para otros cultivos, es decir, se incrementa durante la etapa vegetativa y alcanza el valor máximo al llegar a la etapa de reproducción.

La cantidad de esporas de HMA permanece más o menos constante a lo largo del ciclo de desarrollo del banano clon "Gran Enano", lo que indica estabilidad del sistema de cultivo.

El pH del suelo rizosférico del banano clon "Gran Enano" acidifica durante la etapa de desarrollo vegetativo.

REFERENCIAS

Adriano-Anaya, M.L.; Solís-Domínguez, F., Gavito-Pardo, M.E. & Salvador-Figueroa M. (2006). Agronomical and environmental factors influence root colonization, sporulation and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi at a specific phenological stage of banana trees. *Journal of agronomy* 5(1): 11-15.

Anand, M.; Ma, K.M.; Okonski, A.; Levin, S. & McCreath, D. (2003). Characterising biocomplexity and soil microbial dynamics along a smelter-damaged landscape gradient. *The Sci. Total Environ.*, 311, 247-259.

Barredo-Pool, F.; Varela, L.; Arce Montoya, M. y Orellana, R. (1998). Estudio de la asociación micorrízica en dos cactáceas nativas del estado de Yucatán, México, en: *Avances de la investigación micorrízica en México*. Ramón Zulueta Rodríguez, Miguel Ángel Escobar Aguilar, Dora Trejo Aguilar (eds.). Universidad de Veracruz. México, pp. 69-76.

Beare, M.H.; Hu, S.; Coleman, D.C. & Hendrix, P.F. (1977). Influence of mycelial fungi on soil aggregation and organic matter storage in conventional and no-tillage soils. *Appl. Soil*, 5:211-219.

Carvalho, L.M.; Caçador, I. & Martins-Loução, M.A. (2001). Temporal and spatial variation of arbuscular mycorrhizas in salt marsh plants of the Tagus estuary (Portugal). *Mycorrhiza*, 11:303-309.

Chamizo-Checa, A.; Varela, L. y Estrada-Torres, A. (1998). Abundancia y composición de especies en hongos micorrízicos arbusculares en un sistema de policultivo, en: *Avances de la investigación micorrízica en México*. Ramón Zulueta Rodríguez, Miguel Ángel Escobar Aguilar, Dora Trejo Aguilar (eds.). Universidad Veracruzana. México, pp. 97-107.

Cho, K., H.D. Toler, J. Lee, B.H. Ownley, C. Jean, J.C. Stutz, J.L. Moore & R.M. Augé. (2006). Mycorrhizal symbiosis and response of sorghum plants to combined drought and salinity stresses. *Journal of Plant Physiology*, 163:517-528.

Clapp, C.E.; Molina, A.E. & Dowy R.H. (1990). Soil organic matter, tillage and the rhizosphere dynamics, in: Box, J.E. & L.C. Hammond (eds.). *AAA Selected symposium 113*. Westview Press Boulder, Colorado, United State of America. pp. 55-75.

Cordier, C.; Pozo, M.J.; Barea, J.M.; Gianinazzi, S. & Gianinazzi-Pearson, V. (1998). Cell defence responses associated with localized and systemic resistance to *Phytophthora parasitica* induced in tomato by an arbuscular mycorrhizal fungus. *Mol. Plant Microbe Interaction*. 1071-1028.

Entry, J.A.; Rygielwicz, P.T.; Watrud, L.S. & Donnelly, P.K. (2002). Influence of adverse soil conditions on the formation and function of arbuscular mycorrhizas. *Adv. Environ. Res.* 7:123-138.

Feng, G.; Zhang, F.S.; Li, X.L.; Tian, C. & Rengel, Z. (2002). Improved tolerance of maize plants to salt stress by arbuscular mycorrhiza is related to higher accumulation of soluble sugars in roots. *Mycorrhiza* 12:185-190.

Fritz, M., I. Jakobsen, M.F. Lyngkjaer, H. Thordal-Christensen & J. Pons-Kuhnemann. (2006). Arbuscular mycorrhiza reduces susceptibility of tomato to *Alternaria solani*. *Mycorrhiza*. 16:413-419.

Gavito, M. & Varela, L. (1993). Seasonal dynamics of mycorrhizal associations in maize fields under low input agriculture. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 45:175-282.

Graham, J.H. (2000). Assessing costs of arbuscular mycorrhizal symbiosis in agroecosystems, In: *Current Advances in mycorrhizae research*. (Eds.): G.K. Podila, D.D.J. Douds, APS Press, St. Paul, Minnesota, pp. 127-140.

Guadarrama, P.; Ruedas, M. y Sánchez-Gallén, I. (1998). Micorrización arbuscular en *Chamaedorea tepejilote* LIEBM. II Simposium Nacional de la Simbiosis Micorrízica. Programas y resúmenes. Colima, Colima. México, pp. 25.

- Guitton, T.L. (1996). Micorrizas vesículo-arbusculares em oito espécies florestais da Amazônia: Efeitos de fatores sazonais e edáficos em plantios experimentais de terra firme na região de Manaus-AM. Manaus. 81 p. (Tesis de Maestría. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/ Universidade Federal do Amazonas. INPA/UFAM).
- Hernández-Acosta, E.; Ferrera-Cerrato, R. y Rodríguez. R. (1998). Micorriza arbuscular y bacterias fijadoras de N atmosférico en un suelo contaminado por hidrocarburos. II Simposium Nacional de la Simbiosis Micorrízica. Programas y resúmenes. Colima, Colima. México, pp. 17.
- He, X.; Mouratov, S. & Steinberger, Y. (2002). Temporal and spatial dynamics of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus under the canopy of *Zygophyllum dumosum* Boiss. in the Negev Desert. *J. Arid Environ.* 52:379-387.
- Linch, J.M. (1989). *The Rhizosphere*. Editor J.M. Lynch. John Wiley & Sons. USA. 458 p.
- Lorgio, E.A.; Julio, R.G. & Peper, L.M. (1999). Variation in soil micro-organisms and nutrients underneath and outside the canopy of *Adesimia bedwellii* (Papilionaceae) shrubs in arid coastal Chile following drought and above average rainfall. *J. Arid Environ.* 42:61-70.
- Mathimaran, N.; Ruh, R.; Jama, B.; Verchot, L.; Frossard, E. & Jansa, J. (2007). Impact of agricultural management on arbuscular mycorrhizal fungal communities in Kenyan ferralsol. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. 119:22-32.
- Matías-Crisóstomo, S. y Ferrera Cerrato, R. (1996). Efecto de microorganismos y adición de materia orgánica en la colonización micorrízica en la recuperación de Tepetes, En: *Avances de Investigación. Área de microbiología de suelos*. Jesús Pérez Moreno, Ronald Ferrera Cerrato. Colegio de Posgraduados, pp. 52-61.
- Mohammad, M.J., Hamadt, S.R. & Malkawit. H.I. (2003). Population of arbuscular mycorrhizal fungi in semi-arid environment of Jordan as influenced by biotic and abiotic factors. *Journal of Arid Environments*. 53:409-417.
- Muleta, D., Assefa, F. & Nemomissa, S. (2008). Distribution of arbuscular mycorrhizal fungi spores in soils of smallholder agroforestry and monocultural coffee systems in southwestern Ethiopia. *Biol Fertil Soils*. 44:653-659.
- Muthukumar, T. & Udaiyan, K. (2002). Seasonality of vesicular-arbuscular mycorrhizae in sedges in a semi-arid tropical grassland. *Acta Oecologica*. 23:337-347.
- Nasim, G.; Ali, A.; Munawar, A. & Bajwa, R. (2008). Seasonal dynamics of Am fungi in sugarcane (*Saccharum officinarum* L. CV. SPF-213) in relation to red rot (*Colletotrichum falcatum*) disease from Punjab, Pakistan. *Pak. J. Bot.* 40(6): 2587-2600.
- Oliveira, A. y Oliveira, L.A. (2003). Características químicas do solo, esporulação e colonização micorrízica em plantas de cupuaçuzeiro e de pupunheira na Amazônia Central. *Rev. Ciênc. Agrár.* 40:33-44.
- Oliveira, A.N. (2001). Fungos micorrízicos arbusculares e teores de nutrientes em plantas de cupuaçu e guaraná de um sistema agroflorestal na região de Manaus, AM. Manaus, 150 p. (Tesis de Maestría. Universidade Federal do Amazonas. UFAM).
- Oliveira A. & Oliveira L.A. (2005). Seasonal dynamics of arbuscular mycorrhizal fungi in plants of *Theobroma grandiflorum* Schum and *Paullinia cupana* Mart. of an agroforestry system in central Amazonia, Amazonas State, Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology*. 36:262-270.
- Phillips, J.M. & Hayman, D.S. (1970). "Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection", *Trans. Br. Mycol. Soc.*; 55:158-161.
- Ruiz-Lozano, J.M. (2003). Arbuscular mycorrhizal symbiosis and alleviation of osmotic stress. *New perspectives for molecular studies. Mycorrhiza*. 13:309-317.
- Salvador-Figueroa, M.; Adriano-Anaya, L.; Tzuzuki-Calderon, S.; Gavito Pardo, M.E. & Ocampo J.A. (2008). Aqueous biphasic system to extract arbuscular mycorrhizal spores from soils. *Soil Biology & Biochemistry* 40:2477-2479.
- Soto Ballesteros, M. (1991). *Bananos. Cultivo y comercialización*. Tercera edición. Litografía e imprenta. LIL. Costa Rica. 1-100 pp.
- Steinkellner, S.; Lendzemo, V.; Langer, I.; Schweiger, P.; Khaosaad, T.; Toussaint, J.P. & Vierheiling, H. (2007). Flavonoids and strigolactones in root exudates as signal in symbiotic and pathogenic plant-fungus interactions. *Molecules* 12:1290-1306.
- Wright, S.F. & Upadhyaya, A. (1998). A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant Soil*. 198:97-107.