

RESEARCH/INVESTIGACIÓN

INOCULANTES MICORRÍCICOS PARA EL CONTROL DE *ROTYLENCHULUS RENIFORMIS* (TYLENCHIDA: HOPLOLAIMIDAE) EN *CARICA PAPAYA* CV. MARADOL

E. Herrera-Parra¹, M. G. Lozano-Contreras¹, F. Santamaría-Basulto¹, J. Cristóbal-Alejo^{2*},
A. J. Cabrera-Hidalgo³, y N. Marbán-Mendoza³

¹Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). CIR Sureste. C. E. Mochá. Km. 25.5 antigua carretera Mérida-Motul, Mochá, Yucatán CP. 97454; ²Instituto Tecnológico de Conkal, Yucatán. División de Estudios de Posgrado e Investigación. Km. 16.3 Carretera Mérida-Motul, Conkal Yucatán CP. 97345; ³Programa de Protección Vegetal, Universidad Autónoma Chapingo, km 38.5 Carretera México-Texcoco, Estado de México, C.P. 56230. *Corresponding author: jairoca54@hotmail.com

ABSTRACT

Herrera-Parra, E., M. G. Lozano-Contreras, F. Santamaría-Basulto, J. Cristóbal-Alejo, A. J. Cabrera-Hidalgo, and N. Marbán-Mendoza. 2014. Arbuscular mycorrhizal for the control of *Rotylenchulus reniformis* (Tylenchida: Hoplolaimidae) in *Carica papaya* cv. Maradol. *Nematropica* 44:218-227.

The effects of arbuscular mycorrhizal fungi as growth promoters were determined in *Carica papaya* cv. Maradol and as inhibitors of *Rotylenchulus reniformis* reproduction. Plant height, number of leaves, and stem diameter at 10, 36, and 68 d after transplanting were evaluated. At 80 d after transplanting, root weight and number of nematode eggs and females per gram of root were measured and quantified. At the end of the experiment, the rate of colonization of the arbuscular mycorrhizal fungi was estimated. The analysis of variance for plant height and stem diameter showed highly significant differences ($P \leq 0.01$) in the four evaluation times. The number of eggs per gram of root differed only at 36 d after transplanting. At the end of the experiment, differences were detected in root weight, number of females per gram of root, and the number of leaves. Plant height and stem diameter were increased for the strain *Rhizophagus intraradices*-INIFAP and chemical nematicide control. Plants treated with *R. intraradices*-INIFAP, *Funneliformis mosseae*-C23, and *R. intraradices*-C28 showed the greatest root weight and lower number of eggs per gram of root by 52, 67, and 50% compared to the control with nematodes and without mycorrhiza. Treatment with *R. intraradices*-INIFAP and *F. mosseae*-C4 resulted in the lowest number of females per gram of root and the highest percentage of arbuscular mycorrhizal fungal colonization.

Key words: *Funneliformis mosseae*, reniform nematode, *Rhizophagus intraradices*, semi-endoparasitic.

RESUMEN

Herrera-Parra, E., M. G. Lozano-Contreras, F. Santamaría-Basulto, J. Cristóbal-Alejo, A. J. Cabrera-Hidalgo y N. Marbán-Mendoza. 2014. Inoculantes micorrícicos para el control de *Rotylenchulus reniformis* (Tylenchida: Hoplolaimidae) en *Carica papaya* cv. Maradol. *Nematropica* 44:218-227.

Se determinó el efecto de hongos micorrícicos arbusculares como promotores del crecimiento en *Carica papaya* cv. Maradol y como agentes inhibidores de la reproducción de *Rotylenchulus reniformis*. Se evaluaron la altura de planta, número de hojas y diámetro del tallo a los 10, 36 y 68 días después del trasplante. A los 80 días después del trasplante se midió el peso de raíz y se cuantificó el número de huevos y hembras por gramo de raíz. Al final del experimento, se estimó el porcentaje de colonización de los hongos micorrícicos arbusculares. Los análisis de varianza para altura de la planta y diámetro del tallo mostraron altas diferencias significativas ($P \leq 0.01$) en los cuatro tiempos de evaluación. Para el número de huevos por g de raíz solo se observaron altas diferencias significativas ($P \leq 0.01$) a los 36 días después del trasplante. Al final del experimento, se detectaron altas diferencias significativas ($P \leq 0.01$) en las variables peso de raíz, número de hojas y número de hembras por g de raíz. Las mayores alturas de planta y diámetros del tallo los promovieron la cepa *R. intraradices*-INIFAP y el control nematicida químico. Las plantas tratadas con *R. intraradices*-INIFAP, *F. mosseae*-C23 y *R. intraradices*-C28 mostraron los mayores pesos de raíz y redujeron el número de huevos por g de raíz en 52, 67 y 50% respectivamente, en relación al testigo con nematodos y sin micorriza. Finalmente, los tratamientos con *R.*

intraradices-INIFAP y *F. mosseae*-C4 mostraron los menores números de hembras por g de raíz y los mayores porcentajes de colonización de hongos micorrícicos arbusculares con 24 y 39%, respectivamente.

Palabras-clave: *Funneliformis mosseae*, nematodo reniforme, *Rhizophagus intraradices*, semi-endoparasítico.

INTRODUCCIÓN

A nivel mundial, México ocupa el tercer lugar como productor de *Carica papaya* L. cv. Maradol con una superficie cultivada anual de 16,367 ha. Durante el 2013, se produjeron 764,514 T de fruta de las cuales se exportaron 115,070 T colocándolo como el principal país exportador de este fruto (SIAP, 2014).

Una de las principales limitantes para el cultivo de papaya son las enfermedades causadas por hongos, virus, bacterias y nematodos. Éstos últimos, además de inducir malformaciones y reducción del sistema radical en las plantas hospedantes, provocan heridas que favorecen la entrada de otros fitopatógenos, creando complejos de enfermedades que dificultan el manejo de éstas (Rivas *et al.*, 2003; Jaraba *et al.*, 2007; Maselli *et al.*, 2010).

Al respecto los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) además de favorecer la absorción de agua y nutrientes poco móviles en el suelo como el fósforo, cobre y zinc (Elsen *et al.*, 2002; Rodríguez-Yon *et al.*, 2004), mejoran la capacidad fotosintética de las plantas (Nava *et al.*, 2012) y son una alternativa para el manejo de nematodos en sistemas de producción al actuar como factores de protección contra patógenos de raíces como hongos y nematodos (Gianinazzi *et al.*, 2010; Vos *et al.*, 2012a; Vos *et al.*, 2012b).

Asimismo, las micorrizas arbusculares pueden ejercer efectos benéficos sobre el crecimiento de las plantas a través de la competencia directa con los nematodos al ocupar espacios en la raíz, disminuir sitios de penetración, alterar la composición de los exudados de las raíces y activar mecanismos de defensa en las plantas (Zhang *et al.*, 2008; Ryan *et al.*, 2009). Así *Funneliformis caledonium* y *Glomus macrocarpum* disminuyeron la tasa de reproducción de *Meloidogyne javanica* en *Musa* spp. al inhibir la formación de agallas en 60.97 y 39.02 % (Elsen *et al.*, 2002). *Funneliformis mosseae* es capaz de modificar los exudados radicales y reducir la penetración de los J₂ al sistema radical (Zhang *et al.*, 2008; Vos *et al.*, 2012a, 2012b) y la formación de agallas inducidas por *M. incognita* en *Solanum lycopersicum* en un 70% (Zaki *et al.*, 2007). También *Rhizophagus intraradices* en *S. lycopersicum* disminuyó en un 39% la formación de agallas inducidas por *M. incognita* (Cristóbal-Alejo *et al.*, 2010).

En México, se ha encontrado a *M. incognita* raza

1 y *M. arenaria* (Cid del Prado *et al.*, 2001) atacando plantas de papaya en los estados de Michoacán y Morelos. Recientemente, en la península de Yucatán, México, se detectaron síntomas de clorosis y destrucción de raíces en plantas de papaya asociándolos a la presencia de *Rotylenchulus reniformis*. No obstante, la mayoría de los estudios giran en torno a *M. incognita*, por lo que se desconoce el efecto del uso de micorrizas arbusculares en el patosistema *C. papaya*-*R. reniformis*.

En la presente investigación se estimó el efecto de la aplicación de hongos micorrícicos arbusculares como una estrategia de control contra *R. reniformis* y contribuir al manejo de este nematodo mediante alternativas de bajo impacto ambiental.

MATERIALES Y MÉTODOS

Inoculación con los HMA

Sesenta semillas de papaya pre-germinadas por tratamiento se inocularon con al menos 650 esporas con cepas nativas de HMA. El inóculo de HMA se incrementó en sistemas de camas reproductoras con raíces de *Sorghum vulgare* sudanensis. Las micorrizas estuvieron contenidas en sustrato triturado y molido que contenían la mezcla de raíces con 75% de colonización con los HMA más suelo con al menos 400 esporas por gramo (Díaz *et al.*, 2008). Para su estudio las cepas se identificaron como: *R. intraradices*-INIFAP, *F. mosseae*-C4, *F. mosseae*-C23, *R. intraradices*-C34, *G. glomerulatum*-C76 y *R. intraradices*-C82, existe espacio de mas pertenecientes a la colección nacional del Instituto Nacional de Investigaciones primero va Forestales (INIFAP). Cada cepa constituyó un tratamiento y con fines de validación, se incluyó una cepa comercial de *R. intraradices* (Biosustenta®). Las semillas inoculadas se sembraron en charolas de poliestireno de 100 cavidades con sustrato tinalizado compuesto por suelo, estiércol de bovino y agrolita (2:1:1), durante 60 días, tiempo durante el cual las plántulas alcanzaron 20 cm de altura.

Establecimiento del experimento y diseño experimental

Las plantas micorrizadas se trasplantaron en macetas de plástico de 5 kg de capacidad, con

suelo naturalmente infestado con *R. reniformis* (Commonwealth Institute of Helminthology, 1972), con una población inicial estimada de 2110 hembras jóvenes por planta.

Posterior al trasplante, se realizaron tres aplicaciones con los HMA a los 15, 30 y 45 días después del trasplante (ddt) en dosis de 1300 esporas por planta, depositándolos en los primeros 5 cm de espesor de suelo en el interior de la maceta. Se incluyeron tres tratamientos testigo que consistieron en: una fertilización química tradicional (10-11-2 g de N-P-K por planta cada 15 ddt), un control (con nematodos sin micorrizas), y un testigo químico (Oxamil 24% en dosis de 1 mL.L⁻¹ de agua aplicado al suelo al momento del trasplante) (Cuadro 1).

La nutrición de las plantas en los tratamientos con HMA así como en los tratamientos control y químico se hizo con la mitad de la dosis aplicada en el testigo con la fertilización química tradicional. Las plantas se regaron cada dos días y se mantuvieron en condiciones protegidas durante 80 días para la evaluación final.

La unidad experimental estuvo constituida por cinco macetas de 5 kg de capacidad con cinco repeticiones, distribuidos bajo un diseño experimental completamente al azar.

Variables evaluadas

Se evaluaron la altura de planta, número de hojas y diámetro de tallo a los 10, 36 y 68 ddt. A

los 80 ddt se estimó el peso de raíz y se cuantificó el número de hembras g⁻¹ de raíz teñida y el número de huevos g⁻¹ de raíz licuada. El número de hembras g⁻¹ de raíz teñida, se evaluó tomando un gramo de raíz previamente fragmentada y homogenizada, se envolvió con tela organza y se sumergió en fucsina ácida (10 mL de fucsina ácida por cada 30 mL de agua) hasta llegar al punto de ebullición. Se enfrió a temperatura ambiente se eliminaron los residuos de fucsina con agua de la llave y se depositaron en glicerina para su evaluación. El número de huevos g⁻¹ de raíz licuada, se determinó de raíces fragmentadas y homogenizadas. Se tomó un gramo y se licuó con 30 mL de cloro al 2% durante 11 segundos. Los huevos se contabilizaron en la suspensión licuada de 15 mL, aproximadamente y se utilizó una cámara cuenta nematodos en microscopio compuesto (4x 0.1) (Ayoub, 1977; Cristóbal-Alejo *et al.*, 2006).

La colonización de los HMA se evaluó a los 80 ddt. Se tomó aproximadamente un g de raíces homogenizadas de las plantas en estudio y se lavaron con agua de la llave. Se colocaron en una solución de KOH al 10% durante 15 minutos a 90 ± 1°C y se transfirieron a una solución de HCl al 1% por un minuto a 26 ± 1°C. Finalmente, se tiñeron con solución de azul de tripano al 0.05% durante 24 h (Phillips y Hayman, 1970). Para estimar el porcentaje de colonización, las raíces teñidas se cortaron en segmentos de aproximadamente 2 cm y se colocaron sobre láminas portaobjetos previamente trazadas con líneas paralelas. Se evaluaron las intersecciones de

Cuadro 1. Efecto de tratamientos en el control de *R. reniformis* y porcentaje de colonización de los HMA en papaya cv. Maradol a los 80 días posteriores al trasplante.

Tratamientos	No. de hembras g ⁻¹ de raíz teñida	N. de huevos g ⁻¹ de raíz licuada	Colonización (%)
<i>R. intraradices</i> -INIFAP	20.40 de	124.40 ef	24
<i>F. mosseae</i> -C4	36.20 bcd	210.80 cd	39
<i>F. mosseae</i> -C23	43.40 bc	85.20 f	11
<i>R. intraradices</i> -C34	49.20 b	298.20 ab	11
<i>G. glomerulatum</i> -C76	45.40 b	360.00 a	3
<i>R. intraradices</i> -C82	32.40 bcd	128.60 de	7
Fertilización química tradicional	49.20 b	237.40 cd	s/m
Biosustenta® (<i>F. intraradices</i> + nematodos)	75.60 a	171.20 cde	13
Tratamiento control	17.20 e	254.40 cd	s/m
Testigo químico Vydate® (Oxamil 24% + nematodos)	40.20 bc	75.20 f	s/m
DMS	17.86	85.65	--
DS	08.32	39.91	--

NOTA: Medias con la misma letra en la misma columna, no son estadísticamente diferentes (Tukey, $P = 0.05$).

DMS: Diferencia mínima significativa

DS: Desviación estándar

s/m: sin micorriza

las líneas con 100 segmentos de raíz por muestra, usando un microscopio estereoscópico Leica EZ4 (Giovanetti y Mosse, 1980).

Análisis estadístico

Con los valores de las variables respuestas indicadas se hizo un análisis de varianza y comparación múltiple de medias (Tukey, $P = 0.05$) (Steel y Torrie, 1986), con ayuda del paquete estadístico Statistical Analysis System, versión 8.11.

RESULTADOS

El análisis de varianza para la altura de planta y el diámetro de tallo, mostró diferencias estadísticas altamente significativas ($P \leq 0.01$) en los cuatro períodos de evaluación. El número de huevos solamente mostró diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$) a los 36 ddt. Al final del experimento, las variables peso de raíz, número de hembras g^{-1} de raíz teñida y número de huevos g^{-1} de raíz licuada mostraron diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$).

Altura de planta

Rhizophagus intraradices-C23 y *R. intraradices*-INIFAP mejoraron la altura de planta, con un promedio inicial de 21.10 y 20.90 cm, respectivamente a los 10 ddt, superando al tratamiento control en un 42.18 y 42.10%, respectivamente. A los 36 ddt, las plantas inoculadas con *R. intraradices*-INIFAP y micorriza comercial (Biosustenta®) mostraron los valores más altos en comparación con el resto de los tratamientos. La cepa *R. intraradices*-INIFAP promovió un mayor crecimiento y desarrollo de las plantas tratadas a partir de los 68 ddt, comportamiento que se mantuvo hasta el final del ensayo (Figura 1). Los tratamientos con los HMA favorecieron la altura de las plantas, alcanzando valores de 80 a 101.20 cm en promedio por planta; en particular la cepa de *R. intraradices*-INIFAP, proporcionó los mejores resultados, estadísticamente similares a los estimados en las plantas tratadas con la fertilización química tradicional.

Número de hojas

Solo se encontraron diferencias estadísticas en el número de hojas a los 36 ddt (Tukey, $P = 0.05$). Aunque no se presentaron diferencias significativas en la emisión de hojas en los tratamientos evaluados, si se observó una respuesta positiva en la sanidad y apariencia del dosel de las plantas tratadas con

los tratamientos con *R. intraradices*-INIFAP, *G. glomerulatum*-C76 y *R. intraradices*-C87 (Figura 2).

Diámetro de tallos

Los mejores resultados se presentaron en las plantas tratadas con los HMA durante los primeros 10 ddt. A los 36 ddt, la cepa *R. intraradices*-INIFAP incrementó el diámetro del tallo en un 35.9%, superando las plantas control y testigo químico (Oxamil 24%). A los 68 y 80 ddt, se mantuvo la tendencia de fortalecimiento del tallo en las plantas tratadas con *R. intraradices*-INIFAP y fertilización química tradicional, mostrando los tallos más gruesos (Figura 3).

Peso de raíz

A los 80 ddt el mayor peso de raíz se presentó en las plantas tratadas con la cepa *R. intraradices*-INIFAP, estadísticamente igual (Tukey, $P = 0.05$) al que se estimó con la cepa *R. intraradices*-C34 y testigo químico (Figura 4).

Número de hembras g^{-1} de raíz teñida

La cepa *R. intraradices*-INIFAP redujo significativamente la formación de hembras adultas de *R. reniformis* en raíces de papaya, permitiendo solamente la formación de 20 hembras g^{-1} de raíz teñida (Cuadro 1).

Número de huevos g^{-1} de raíz licuada

En las raíces de las plantas tratadas con las cepas *F. mosseae*-C23, *R. intraradices*-INIFAP y *R. intraradices*-C82 se encontraron 85, 124 y 150 huevos por gramo de raíz licuada, lo cual disminuyó la capacidad reproductiva de *R. reniformis* hasta un 67, 52 y 50%, respectivamente con relación al tratamiento control. En las plantas control se produjeron en promedio al menos 254 huevos g^{-1} de raíz licuada. Los resultados obtenidos con estas cepas de HMA fueron estadísticamente similares (Tukey, $P = 0.05$) a los de las plantas tratadas con el tratamiento químico sintético (Oxamil 24%) (Cuadro 1).

Colonización de raíces

La colonización de los HMA en las raíces de las plantas inoculadas fue del 3-39%. Las cepas *R. intraradices*-INIFAP y *F. mosseae*-C4 mostraron los valores más altos en la colonización con promedios de 24 y 39%, respectivamente (Cuadro 1).

DISCUSIÓN

Todas las cepas de HMA promovieron la altura de las plantas, en particular con la cepa *R. intraradices*-INIFAP, al final del experimento se registraron los mayores promedios, superando a los tratamientos con fertilización química tradicional y testigo comercial (Biosustenta®) (Figura 1). Este efecto favorable puede explicarse en parte a un mejor aprovechamiento de los nutrimentos no móviles del suelo como el fósforo, zinc y cobre y al incremento en la longitud y profundidad radical, causado por un aumento de la superficie de exploración y contacto con el suelo de las raíces colonizadas por las micorrizas (Sánchez de la Cruz *et al.*, 2008).

Estudios relacionados con el uso de micorrizas contra *R. reniformis* no existen o no están publicados lo que dificulta una comparación con los resultados obtenidos en el presente trabajo. Sin embargo, resultados similares fueron reportados por Jaizme *et al.* (2006) en plantas de papaya cv. “Baixinho Santa Amalia”, inoculadas con *F. mosseae* más *Bacillus* spp, para protegerlas contra *M. incognita*. Elsen *et al.* (2003) demostraron el efecto benéfico de *F. mosseae* al inocularlo en raíces de plantas de *Musa* cv. Grande Naine, reportando incrementos en la biomasa fresca de las plantas micorrizadas superiores al 96% en comparación con las plantas no micorrizadas.

El número de hojas en las plantas tratadas con las cepas de HMA solo mostró diferencias estadísticas (Tukey, $P = 0.05$) a los 36 ddt. El dosel vegetal de las plantas tratadas con las cepas *R. intraradices*-INIFAP, *G. glomerulatum*-C76 y *R. intraradices*-C87 (Figura 2), mostraron un mejor vigor y apariencia externa, como resultado de cambios en la elasticidad de la hoja, al incrementar su turgencia y su potencial hídrico (Sánchez de la Cruz *et al.*, 2008). En un estudio de Castillo *et al.* (2006) no encontraron diferencias en el número de hojas en plantas de olivo (*Olea europaea*) cv. Picual parasitadas con *M. incognita* y *M. javanica* e inoculadas con *R. intraradices* en relación con plantas sin micorrizas. El número de hojas es una variable que no permite discriminar efecto entre tratamientos, ya que las plantas parasitadas por fitonematodos tienden a emitir un mayor número de hojas como un mecanismo de sobrevivencia para contrarrestar la interacción dañina de estos patógenos (Elsen *et al.*, 2002).

Todas las cepas favorecieron el crecimiento del tallo, sin embargo, los mejores resultados se obtuvieron en las plantas inoculadas con la cepa *R. intraradices*-INIFAP. El diámetro del tallo en las plantas tratadas con ésta cepa pasó de 1.78 a 3.42 cm después de 80 días de observación, incrementándose en más del 92% (Figura 3). Efectos similares fueron reportados por Castillo *et al.* (2006) al inocular

Rhizophagus spp. en plantas de olivo (*Olea europaea*) cv. Arbequina, infectadas con *M. incognita* y *M. javanica*, incrementando el diámetro del tallo en más del 46% con relación a las plantas sin micorrizas.

La cepa *R. intraradices*-INIFAP redujo significativamente la invasión de *R. reniformis* en las raíces de papaya, lo que permitió solo la formación de 20 hembras g⁻¹ de raíz teñida y favoreció el peso de raíz con 370 g (Cuadro 1). En otros patosistemas, *M. javanica*-*Musa* spp. (Elsen *et al.*, 2008) y *M. incognita*-*S. lycopersicum* (Cristóbal-Alejo *et al.*, 2010) al aplicar *R. intraradices* no se disminuyó el número de hembras. Lo anterior se explica porque los HMA inducen mayor crecimiento del sistema radical incrementando la superficie de contacto para la invasión del nematodo, lo cual está influenciado por la susceptibilidad del hospedante y por el tipo de parasitismo del nematodo (Zhang *et al.*, 2008; Lax *et al.*, 2011).

El tratamiento químico sintético (Oxamil 24%), fertilización química tradicional y testigo comercial (Biosustenta®) fueron poco efectivos para reducir el número de hembras en raíces de papaya, permitiendo el desarrollo de 40, 49 y 37 hembras g⁻¹ de raíz teñida (Cuadro 1) y valores de pesos de raíz de 289.80, 239.80 y 263 g, respectivamente (Figura 4). La baja efectividad del Oxamil 24% sobre las poblaciones de *R. reniformis*, sugiere que una sola aplicación al momento del trasplante, no es suficiente para reducir de manera considerable la formación de nuevas generaciones del nematodo, siendo necesario más aplicaciones del producto o un incremento de las dosis lo que provoca efectos deletéreos en el ambiente, haciendo inviable el principio de sustentabilidad. Asimismo, las plantas tratadas con la fertilización química tradicional, mostraron un incremento en el número de hembras, posiblemente como consecuencia de una mayor disponibilidad de sitios de alimentación y la no restricción para la invasión de los nematodos desde el trasplante. Efectos similares se observaron en plantas de *Chrysanthemum cinerariifolium* infectadas con *M. hapla*, ya que las plantas tratadas con *Rhizophagus* spp. presentaron índices de agallamiento de 1.5 (1-25%), pero al adicionarles superfosfato triple el índice de agallamiento aumentó a 3 (50-75%) (Waceke *et al.*, 2002).

Las cepas *F. mosseae*-C23, *R. intraradices*-INIFAP y *R. intraradices*-C82 disminuyeron la capacidad reproductiva de *R. reniformis*, ya que solamente permitieron la formación de 85, 124 y 150 huevos g⁻¹ de raíz licuada en promedio; mientras que en el tratamiento control se encontraron más de 254 huevos g⁻¹ de raíz licuada (Cuadro 1).

En el patosistema *R. reniformis*-*C. papaya* es alentador el uso de cepas micorrizas, ya que

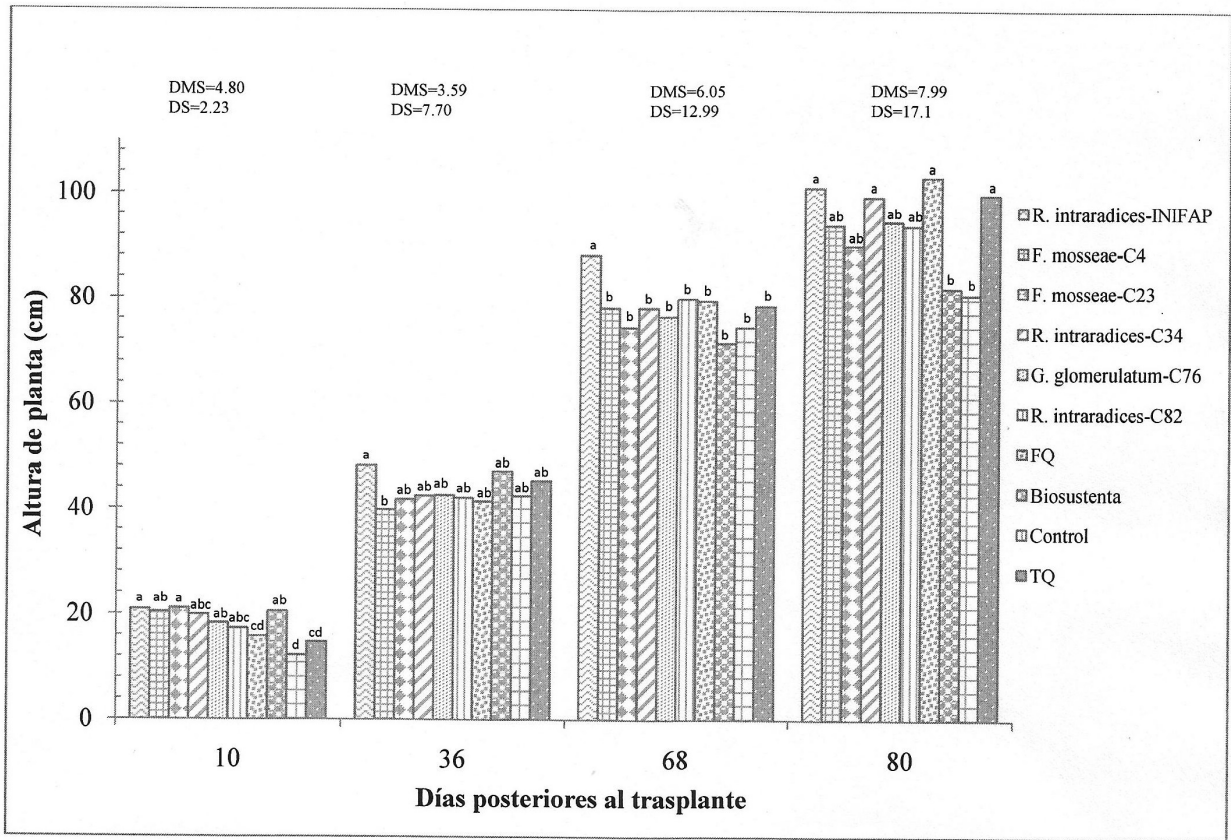


Fig. 1 Efecto de tratamientos en la altura de planta de papaya (*Carica papaya* L.) cv. Maradol infestada con *R. reniformis*.

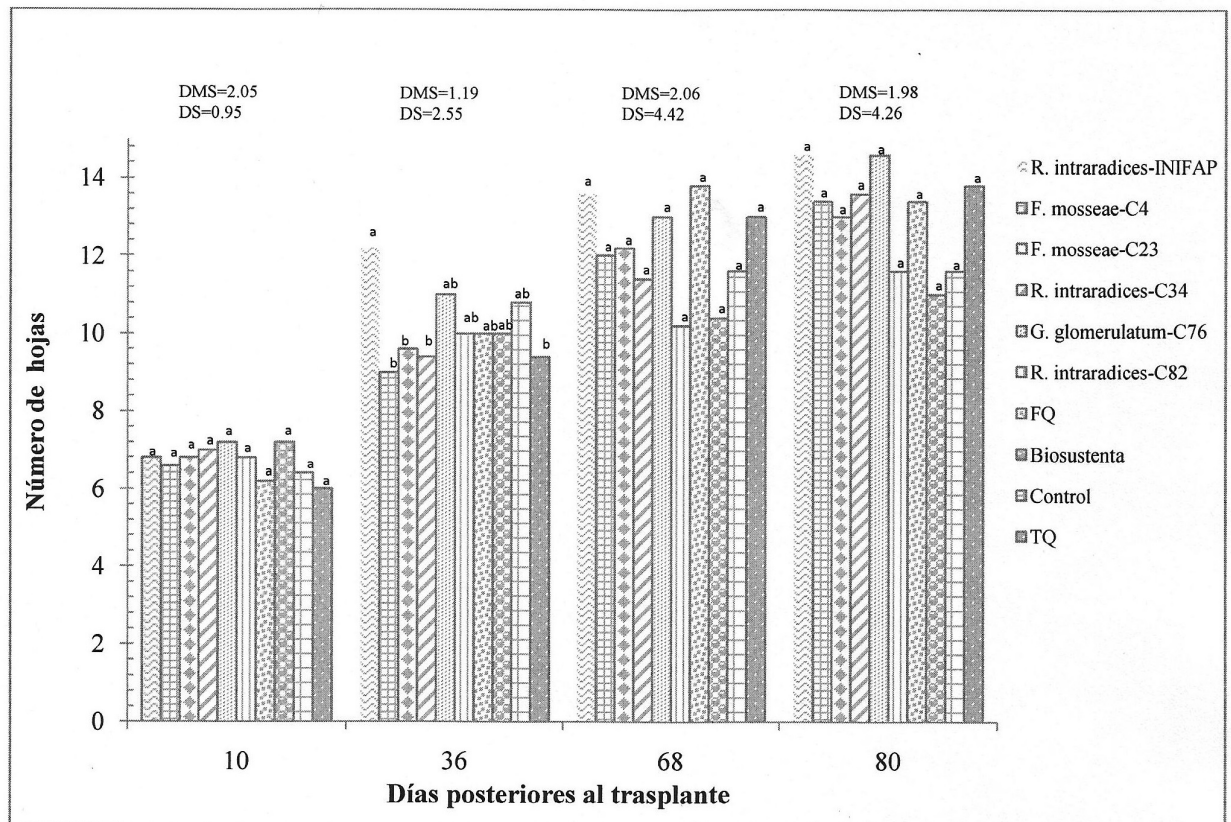


Fig. 2. Efecto de tratamientos en la emisión de hojas de papaya (*Carica papaya* L.) cv. Maradol infestada con *R. reniformis*.

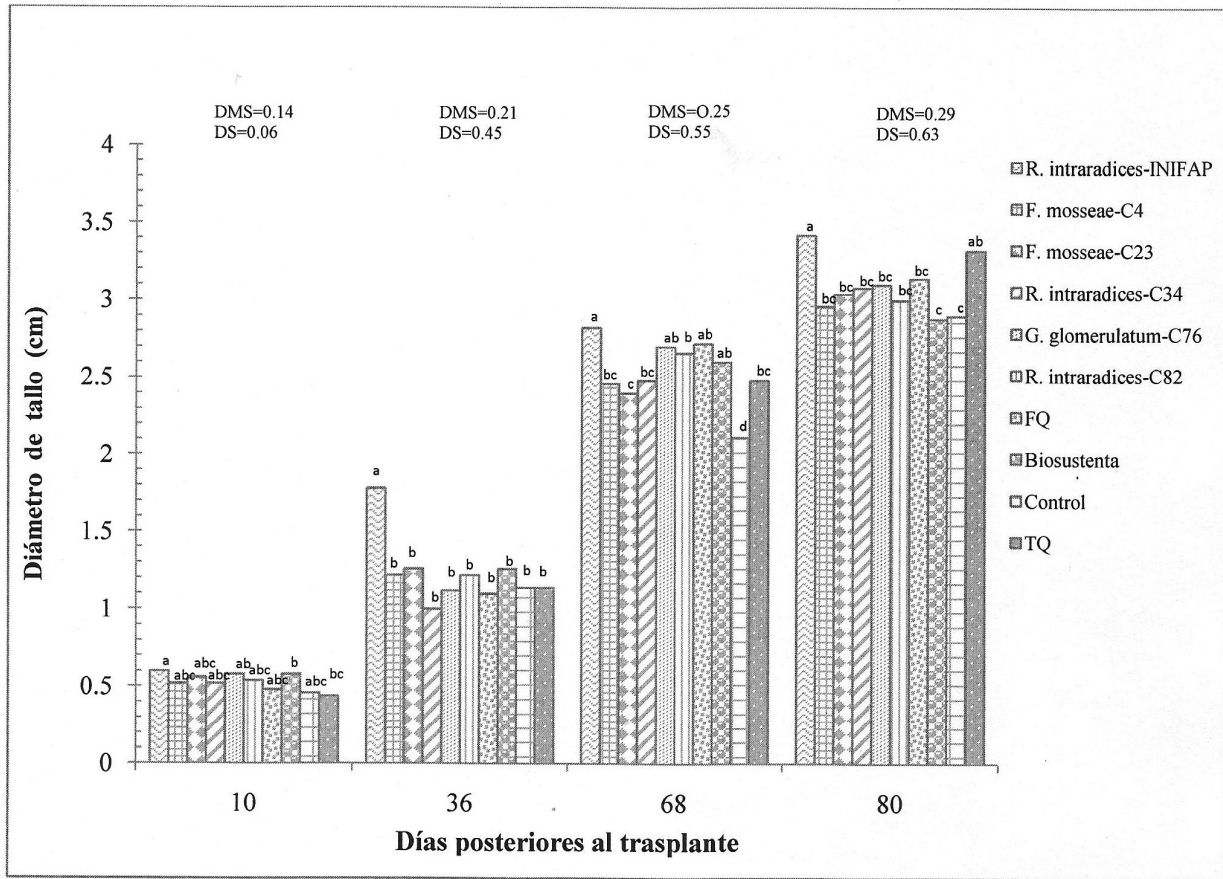


Fig. 3. Efecto de tratamientos en el diámetro de tallos de plantas de papaya (*Carica papaya* L.) cv. Maradol infestada con *R. reniformis*.

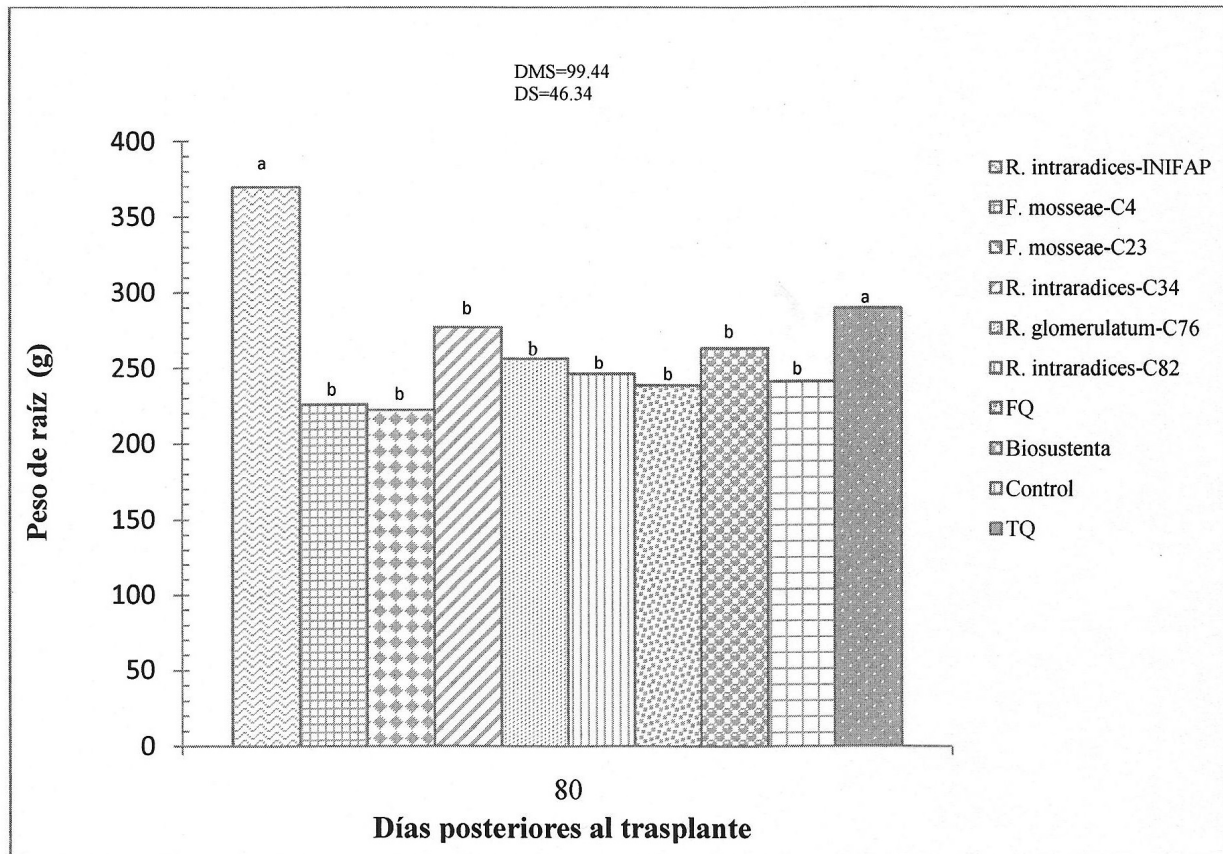


Fig. 4. Efecto de tratamientos en el peso de raíz de plantas de papaya (*Carica papaya* L.) cv. Maradol infestada con *R. reniformis*.

inhibieron de manera significativa la reproducción del nematodo. En esta interacción, el efecto inhibitorio de reproducción del nematodo es mejor que cuando se aplican micorrizas contra otro tipo de nematodos, como ocurrió contra *M. hapla* en plantas de *Chrysanthemum cinerariifolium* (Waceke *et al.*, 2002). La capacidad de los HMA para suprimir poblaciones de fitonematodos se ha evidenciado en el cultivo de *Musa* sp. cv. Naine contra *Radopholus similis* y *Pratylenchus coffeae* con valores superiores al 72% (Elsen *et al.*, 2008). Así como en plantas de *S. lycopersicum*, donde la incorporación de *R. intraradices* disminuyó en un 40% la capacidad reproductiva del nematodo en relación a las plantas no micorrizadas, permitiendo la formación de 525 huevos por gramo de raíz licuada (Cristóbal-Alejo *et al.*, 2010).

Las cepas *R. intraradices*-C34 y *G. glomerulatum*-C76 mostraron una menor capacidad para suprimir la reproducción del nematodo, al encontrarse 360 y 298 huevos g⁻¹ de raíz licuada, respectivamente (Cuadro 1), lo que podría explicarse en parte por una cierta selectividad de los HMA al tipo de hospedante, a la capacidad de colonización de éstos y a la protección radical contra nematodos según su tipo de parasitismo (Jaizme *et al.*, 2006; Zaki *et al.*, 2007; Elsen *et al.*, 2008; Cristóbal-Alejo *et al.*, 2010; Quiñones-Aguilar *et al.*, 2012).

Los porcentajes de colonización de los HMA oscilaron entre 3-39%; obteniéndose los mejores resultados cuando se utilizaron las cepas *R. intraradices*-INIFAP y *F. mosseae*-C4 que permitieron una colonización del 24 y 39%, respectivamente (Cuadro 1). Éstos valores son superiores a los reportados por Jaizme *et al.* (2006) en plantas de *C. papaya* al inocularlas con *F. mosseae* y *R. manihotis* cuyos porcentajes de colonización se estimaron en 19 y 35%, respectivamente. Resultados similares se encontraron en plantas de *Musa* sp. cv. Grind Naine tratadas con *R. intraradices*, que mostraron porcentajes de colonización menores del 24% (Elsen *et al.*, 2008). Mientras que en plantas de *S. lycopersicum*, la colonización de *F. intraradices* fue de alrededor del 47.4% en presencia de *Nacobbus aberrans* (Lax *et al.*, 2011). Así, el porcentaje de colonización de los HMA está asociado con la capacidad inhibitoria de éstos contra fitonematodos, ya que a mayor colonización de los HMA en la raíz, la capacidad reproductiva de los fitonematodos disminuye (Lax *et al.*, 2011; Liu *et al.*, 2012). Aun cuando en *C. papaya*, es una planta altamente colonizada por HMA, se sabe que existen factores como; pH, contenido de fósforo, aireación, textura, contenido de materia orgánica, intensidad y duración de la luz, temperatura, humedad y variedad de hospedante, pueden afectar el establecimiento de las

micorrizas (Pérez y Vertel, 2010; Baum y Makeschin, 2000; Kahiluoto *et al.*, 2001; Covacevich *et al.*, 2005) y si a esto se suma una interacción parasitaria inducida con nematodos, los porcentaje de colonización se ven afectados, no solo en éste, sino en otros patosistemas donde se involucren parásitos radicales.

AGRADECIMIENTOS

Los autores de esta publicación agradecemos a la Dirección de Bioeconomía de SAGARPA por el apoyo otorgado para la realización de esta investigación a través del convenio No. S2341HA431011.

LITERATURA CITADA

- Ayoub, M. S. 1977. Plant nematology: An agricultural training aid. Department of Food and Agriculture Division of Plant Industry Laboratory Services. Nematology. California, USA.
- Baum, C., and F. Makeschin. 2000. Effects of nitrogen and phosphorus fertilization on mycorrhizal formation of two poplar clones (*Populus trichocarpa* and *P. tremula*). Journal of Plant Nutrition and Soil Science 163:491-497.
- Castillo, P., I. Nico, C. Azcón, C. del Río, C. Calvet, and R. Jiménez. 2006. Protection of olive planting stocks against parasitism of root-knot nematodes by arbuscular mycorrhizal fungi. Plant Pathology 55:705-713.
- Cid Del Prado, I., A. Tovar y J. A. Hernández. 2001. Distribución de especies y razas de *Meloidogyne* en México. Revista Mexicana de Fitopatología 19:32-39.
- Covacevich, F., H. R. Sainz-Rozas, P. Barbieri, y H. E. Echeverría. 2005. Formas de colocación de fosforo sobre el crecimiento y la micorrización espontánea del cultivo de trigo. Ciencia del Suelo 23:39-45.
- Commonwealth Institute of Helminthology. 1972. Descriptions of plant-parasitic nematodes. *Rotylenchulus reniformis*. Set1. N5.
- Cristóbal-Alejo, J., E. Herrera-Parra., V. Reyes-Oregel., E. Ruiz-Sánchez., J. M. Tun-Suárez, y T. Celis-Rodríguez. 2010. Glomus intraradices para el control de *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood en condiciones protegidas. Fitosanidad 14(1):25-29.
- Cristóbal-Alejo, J., J. M. Tun., C. S. Moguel., N. Marbán., L. Medina., P. P. Simá, S. S. Peraza, and M. G. Angulo. 2006. In vitro sensitivity of *Meloidogyne incognita* to extracts from native yucatecan plants. Nematropica 36(1):89-97.
- Díaz, A., I. Garza, V. Pecina, y N. Montes. 2008. Respuesta del sorgo a micorriza arbuscular y *Azospirillum* en estrés hídrico. Revista Fitotecnia

- Mexicana 31(1):24-42.
- Elsen, A., S. Declerck, and D. De Waele 2002. Effect of three arbuscular mycorrhizal fungi on root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.) infection of *Musa*. *Infomusa* 11(1):21-23.
- Elsen, A., H. Baimey., R. Swennen, and D. De Waele. 2003. Relative mycorrhizal dependency and mycorrhiza-nematode interaction in banana cultivars (*Musa* spp.) differing in nematode susceptibility. *Plant and Soil* 256:303-313.
- Elsen, A., D. Gervacio., R. Swennen, and D. De Waele. 2008. AMF-induced biocontrol against plant parasitic nematodes in *Musa* sp.: A systemic effect. *Mycorrhiza* 18:251-256.
- Gianinazzi, S., A. Gollote, M. R. Binet, D. V. Tuinen, D. Redecker, and D. Wipf. 2010. Agroecology: The key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. *Mycorrhiza* 20:519-530.
- Giovannetti, M., and B. Mosse. 1980. An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytologist* 84:489-500.
- Kahiluoto, H., E. Ketoja, M. Vestberg, and I. Saarela. 2011. Promotion of AM utilization through reduced P fertilization. II. Field studies. *Plant and Soil* 231:65-79.
- Jaraba, J. de D., Z. Lozano, y M. Espinosa. 2007. Nematodos agalladores asociados al cultivo de papaya (*Carica papaya* L.) en el departamento de Córdoba, Colombia. *Agronomía Colombiana* 25(1):24-130.
- Jaizme, M. C., A. S. Rodríguez, and L. A. Barroso. 2006. Effect of the combined inoculation of two arbuscular mycorrhizal fungi and plant growth-promoting rhizobacteria on papaya (*Carica papaya* L.) infected with the root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. *Fruits* 61:151-162.
- Lax, P., G. A. Becerra., F. Soteras., M. Cabello, and M. E. Doucet. 2011. Effect of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* on the false root-knot nematode *Nacobbus aberrans* in tomato plants. *Biology and Fertility of Soils* 47:591-597.
- Liu, R., M. Dai., X. Wu., M. Li, and X. Liu. 2012. Suppression of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood on tomato by dual inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi and plant growth-promoting rhizobacteria. *Mycorrhiza* 22:289-296.
- Maselli, A., L. C. Rosales., Y. Guevara, y H. Z. Suárez. 2010. Comportamiento de materiales de los géneros *Carica* y *Vasconcellea* frente a *Erwinia papayae*, *Meloidogyne incognita* y *Rotylenchulus reniformis*. *Revista de Protección Vegetal* 3:157-165.
- Nava, G., C. R. Ferrera, and M. J. Santamaría. 2012. *Glomus intraradices* attenuates the negative effect of low Pi supply on photosynthesis and growth of papaya Maradol plants. *Journal of Botany* 1:1-8.
- Pérez, C. A., y M. M. Vertel. 2010. Evaluación de la colonización de micorrizas arbusculares en pasto *Bothriochloa pertusa* (L) A. Camus. *Revista MVZ Córdoba* 3:2165-2174.
- Phillips, G. M., and D. S. Hayman. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions British Mycological Society* 55:158-161.
- Quiñones-Aguilar, E. E., E. Hernández-Acosta, G. Rincón-Enríquez y R. Ferrera-Cerrato. 2012. Interacción de hongos micorrícicos arbusculares y fertilización fosfatada en papaya. *Terra Latinoamericana* 30(2):165-176.
- Rivas-Valencia, P., G. Mora-Aguilera., D. Téliz-Ortiz y A. Mora-Aguilera. 2003. Influencia de variedades y densidad de plantación de papaya (*Carica papaya* L.) sobre las epidemias de mancha anular. *Revista Mexicana de Fitopatología* 21:109-116.
- Rodríguez-Yon, R., B. De la Noval-Pons., F. Fernández-Martín y P. Rodríguez-Hernández. 2004. Estudio comparativo del comportamiento de seis cepas de hongos micorrícicos arbusculares en su interacción con el tomate (*Lycopersicon esculentum* M. var, "Amalia"). *Ecología Aplicada Año 3* (1, 2):162-171.
- Ryan, P. R., Y. Dessaux, L. S. Thomashow, and D. M. Weller. 2009. Rhizosphere engineering and management for sustainable agriculture. *Plant and Soil* 321:363-383.
- Sánchez de la Cruz, R., A. Díaz-Franco, V. Pecina-Quintero, I. Garza-Cano y J. Loera-Gallardo. 2008. *Glomus intraradices* y *Azospirillum brasilense* en trigo bajo dos regímenes de humedad en el suelo. *Universidad y Ciencia-Trópico Húmedo* 24(3):239-245.
- SIAP.2014.<http://www.siap.gob.mx>. Consultado 20 agosto 2014.
- Steel, R. D. G., and J. M. Torrie. 1986. *Bioestadística. Principios y procedimientos*. 2ª Edición. Ed. Mc Graw Hill. México D. F., México.
- Vos, C., K. Geerinckx., R. Mkandawire., B. Panis., D. De Waele, and A. Elsen. 2012a. Arbuscular mycorrhizal fungi affect both penetration and future life stage development of root-knot nematodes in tomato. *Mycorrhiza* 22:157-163.
- Vos, C., S. Claerhout., R. Mkandawire., B. Panis., D. De Waele, and A. Elsen. 2012b. Arbuscular mycorrhizal fungi reduced root-knot nematode penetrations through altered root exudation of

- their host. *Plant Soil* 354:335-345.
- Waceke, J. W., S. W. Waudu, and R. Sikora. 2002. Effect of inorganic phosphatic fertilizers on the efficacy of an arbuscular mycorrhiza fungus against a root-knot nematode on pyrethrum. *International Journal of Pest Management* 48(4):307-313.
- Zaki, A., M. Siddiqui, and A. Sayeed. 2007. Effects of AM fungi and organic fertilizers on the reproduction of the nematodes *Meloidogyne incognita* and on the growth and water loss of tomato. *Biology and Fertility of Soils* 43:603-609.
- Zhang, L., J. Zhang., P. Christie, and X. Li. 2008. Pre-inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi suppresses root knot nematode (*Meloidogyne incognita*) on cucumber (*Cucumis sativus*). *Biology and Fertility of Soils* 45:205-211.

Received:

4/IV/2014

Accepted for publication:

3/VI/2014

Recibido:

Aceptado para publicación: