

Hongos micorrízicos arbusculares aceleran el tiempo de crecimiento de portainjertos de guanábana (*Annona muricata* L.)

Arbuscular mycorrhizal fungi accelerates the growth time of soursop rootstock (*Annona muricata* L.)

Jairo Cristóbal-Alejo¹ ,
Armando Lima-Burgos¹ ,
Luis Leonardo Pinzón-López¹ ,
José María Tun-Suárez¹ ,
Elizabeth Herrera-Parra^{2*} 

¹Instituto Nacional de México Campus Conkal, Km. 16.3 Antigua carretera Mérida-Motul, Conkal. CP. 97345. Yucatán, México.

²Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Km. 25 Carretera Antigua a Mérida-Motul, Mochochá, CP. 97450. Yucatán, México.

*Autor de correspondencia:
elian.herrera09@gmail.com

Nota científica

Recibida: 11 de diciembre
2021

Aceptada: 02 de febrero 2022

Como citar: Cristóbal-Alejo J, Lima-Burgos A, Pinzón-López LL, Tun-Suárez JM, Herrera-Parra E (2022) Hongos micorrízicos arbusculares aceleran el tiempo de crecimiento de portainjertos de guanábana (*Annona muricata* L.). Ecosistemas y Recursos Agropecuarios 9(1): e3226. DOI: 10.19136/era.a9n1.3226

RESUMEN. Para contrarrestar la discontinuidad en la producción y el desabasto de frutos de guanábana (*Annona muricata* L.) se realizan injertos sobre portainjertos de materiales criollos, pero el crecimiento es lento y retarda su trasplante. El objetivo fue evaluar consorcios de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en el crecimiento inicial y en la fisiología de portainjertos de guanábana. En un diseño experimental completamente al azar, se establecieron en condiciones protegidas cinco tratamientos: HMA nativos (T3Nat), HMA comerciales (T1Riz y T2Bio) y dos testigos; con fertilización química tradicional (T4Fer) y sin inoculación de HMA ni fertilización química (T5T). Cada tratamiento contó con 40 plantas como repeticiones. El tratamiento T3Nat, tuvo el diámetro para su injertación (4-6 mm) dos meses antes, respecto al resto de los tratamientos, con los mejores promedios en las variables de crecimiento, fisiológicas y de colonización micorrízica ($P \leq 0.01$), lo que mostró funcionalidad simbiótica.

Palabras clave: Guanábana, microorganismos, promoción de crecimiento, producción de plantas.

ABSTRACT. To counteract the discontinuity in production and the shortage of soursop fruits (*Annona muricata* L.), grafts are made on rootstocks of creole materials, but growth is slow and delays transplantation. The study consisted of evaluating consortia of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) in the initial growth and in the physiology of soursop rootstocks. In a completely randomized experimental design, five treatments were established under protected conditions: native AMF (T3Nat), commercial AMF (T1Riz and T2Bio) and two controls; with traditional chemical fertilization (T4Fer) and without inoculation of AMF or chemical fertilization (T5T). Each treatment had 40 plants as repetitions. The T3Nat treatment had the diameter for grafting (4-6 mm) two months earlier, compared to the rest of the treatments, with the best averages in the growth, physiological and mycorrhizal colonization variables ($P \leq 0.01$), which showed symbiotic functionality.

Key words: Soursop, microorganisms, growth promotion, plant production.

INTRODUCCIÓN

En México existen 60 especies de anonáceas, entre la más representativas se encuentra *Annona muricata*, conocida como guanábana y cultivada en la región sur-sureste de México (Reyes-Moreno et al. 2018, Jauregui-Beltrán et al. 2019, Villareal-Fuentes et al. 2020). Los frutos son preciados y demandados por su sabor, fragancia y contenido de antioxidantes, vitamina C, flavonoides, antocianinas y carotenoides, inclusive las hojas se utilizan en la elaboración de extractos para el tratamiento de células cancerígenas (Terán-Erao et al. 2019, Heredia-Heredia et al. 2021). En México se destinan aproximadamente 3 622 ha para el cultivo de guanábana, de las que se obtiene una producción de 30 790 t y los principales productores son Nayarit, Colima y Michoacán (SADER 2020). En Yucatán, la mayoría de los huertos son de baja productividad; como consecuencia de la propagación por semillas, el uso de cultivares criollos y la poca información sobre el manejo de las plantaciones (Puc-Flores et al. 2018). Aunque hay clones que se han introducido e injertado sobre porta injertos de materiales criollos, la producción es discontinua, heterogénea, lo que genera desabasto de frutos (Reyes-Moreno et al. 2018).

Para obtener porta injertos con características agronómicas deseables transcurren al menos nueve meses después del trasplante en bolsas para su injertación (Puc-Flores et al. 2018). Pero con la inoculación de hongos micorrízicos arbusculares (HMA), se puede reducir el tiempo de crecimiento. Los HMA al establecer asociaciones mutualistas con diversas especies de plantas (Aranguren-Yerson et al. 2020, Quiñones-Aguilar et al. 2020) favorecen su crecimiento, nutrición y establecimiento facilitando la toma de nutrimentos como: fósforo, cobre, potasio, amonio y zinc (Nouri et al. 2014, Faggioli et al. 2020), mejoran la tolerancia a condiciones de estrés biótico, abiótico (Oliveira et al. 2020) y la capacidad fotosintética de las plantas (Baltazar-Bernal y Jaén-Contreras, 2020).

En un estudio con plántulas de guanábana, *Rhizophagus clarus* C. Walker & A. Schübler (antes *Glomus clarum*), *G. macrocarpum* Tul. & C.

Tul, *Claroideoglossum entunicatum* C. Walker & A. Schübler (antes *G. etunicatum*), *Gigaspora margarita* W.N. Becker & I.R. Hall y *Acaulospora colombiana* Kaonongbua, J.B. Morton & Bever (antes *Entrophospora colombiana*), incrementaron el contenido de fósforo en brotes y raíces a los 90 días posteriores a la inoculación (Samarão et al. 2011). Con *Acaulospora scrobiculata* Trappe, *A. colombiana*, en combinación con la incorporación de composta a base de cáscara de cacao, después de 120 días de la inoculación, se mejoraron la altura, el diámetro del tallo, el brote, la raíz, la biomasa seca total y tuvieron aumento de fósforo en hojas (Gomes-Junior et al. 2018). Mientras que en plántulas de *A. cherimola* Mill se reporta el incremento de fósforo y materia seca (Viera et al. 2017). En especies frutícolas, donde se requieren períodos de crecimiento a nivel de vivero, previo a su trasplante en los huertos, la incorporación de HMA es una herramienta que ayuda a disminuir el estrés y mejorar la adaptación de las plantas en el sitio definitivo para su cultivo. Por lo anterior, el objetivo del presente estudio consistió en evaluar en condiciones protegidas el efecto de tres consorcios de HMA en el crecimiento inicial y en la fisiología de porta injertos de guanábana.

MATERIALES Y MÉTODOS

Material vegetal

Se colectaron semillas de guanábana de huertas en Oxkutzcab, Yucatán, México ubicados entre los paralelos 20° 21' y 19° 58' LN y los meridianos 89° 22' y 89° 46' LO. Las cuales se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 2% durante 5 minutos, seguidos de tres lavados con agua estéril. Posteriormente se sembraron en charolas de poliestireno de 200 cavidades que contenían sustrato estéril Cosmopeat[®].

Consortios de HMA evaluados

Se evaluaron cinco tratamientos conformados por tres consorcios de HMA: T1Riz (Rizofermic[®]) integrado por *Acaulospora morrowiae* Spain & N.C. Schenck, *A. spinosa* C. Walker & Trappe, *A. scrobiculata* Trappe, *Funneliformis mosseae* C. Walker & A. Schuessler, *F. geosporum* C. Walker &

A. Schuessler, *Gigaspora rosea* T. H. Nicolson & N. C. Schenck, *Gi. decipiens* I. R. Hall & L. K. Abbott, *Glomus macrocarpum* Tul. & C. Tul. *Rhizophagus aggregatum* C. Walker (antes *G. aggregatum*), *Rhizophagus intraradices* C. Walker & A. Schuessler, *Cetraspora pellucida* Oehl, F.A. Souza & Sieverd (antes *Scutellospora pellucida*) y *Claroideoglo-mus etunicatum* C. Walker & A. Schüßler. T2Bio (Biofert[®]) integrado por *Septoglo-mus constrictum* (antes *Glomus constrictum*), *Sieverdingia tortuosa* Blaszk (antes *G. tortuosum*), *F. geosporum* (antes *G. geosporum*) A. scrobiculata y *Gi. Margarita*. T3Nat (nativo) integrado por *Glomus ambisporum* G.S. Sm. & N.C. Schenck, *G. pustulatum* Koske, Friese, C. Walker & Dalp, *Claroideoglo-mus claroideum* C. Walker & A. Schussler, *F. geosporum* y *Ambispora gerdemannii* C. Walker aislados de suelo proveniente de la selva baja caducifolia del estado de Yucatán, en la reserva ecológica Cuxtal, con ubicación de 20° 52' 07.44" LN y 89° 36' 51.64" LO (Herrera-Parra et al. 2021). Además, se incluyeron dos tratamientos testigos; T4Fer (Fertilización Química) Poly feed[®] (19-19-19, NPK) en dosis de 2 g L⁻¹ de agua, aplicado cada ocho días después del trasplante y T5T (sin Fertilización Química y sin consorcios de HMA).

Establecimiento del experimento

Se desinfectó el suelo por arrastre de vapor, primero se llenaron costales con suelo y se depositaron sobre una rejilla, contenida dentro de un tambor, provista de agua corriente hasta la altura de la rejilla, enseguida se humedecieron los costales con agua y se encendió con fuego al tambor hasta 100 °C. A partir de ese momento, se contabilizó 1 hora y se mantuvo la temperatura constante. Este proceso se realizó por tres días consecutivos (Herrera-Parra et al. 2018). Posteriormente, en bolsas negras para vivero con capacidad de 2 kg, se depositaron 500 g de suelo estéril y enseguida se aplicaron 3 g como inóculo de los HMA que contenían 65 esporas y fragmentos de raíces colonizadas por los HMA. La inoculación se repitió dos veces por cada 500 g de suelo que se depositaron en las bolsas. Enseguida se trasplantó una plántula de guanábana de 60 días después de germinada.

Variables evaluadas

Para estimar el efecto de los tratamientos se realizaron cuatro mediciones a los; 30, 90, 150 y 210 días posteriores a la inoculación (dpi) de los HMA. Las variables de crecimiento evaluadas fueron: altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas y área foliar medida con un medidor de área foliar portátil modelo LI-3000 C (LI-COR, Inc. Lincon, Nebraska). A los 210 dpi de los HMA se evaluaron las variables fisiológicas: conductancia estomática ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$), carbono intercelular ($\mu\text{mol mol}^{-1}$), tasa transpiratoria ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$), tasa fotosintética ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) y contenido de clorofila (en 10 plantas por tratamiento). Las mediciones se realizaron con un equipo de determinación de intercambio de gases (Marca LICOR Modelo LI-6400). También se estimó el porcentaje de colonización total micorrízica en cuatro plantas por tratamiento; las raíces se lavaron con agua corriente y se tiñeron de acuerdo con la técnica de Phillips y Hayman (1970). Con las raíces teñidas se realizaron preparaciones permanentes para observar estructuras en el microscopio (micelio, esporas, vesículas y enrollamientos) de acuerdo con McGonigle et al. (1990). Por último, se realizó un muestreo destructivo de dos plantas por tratamiento y se estimó la acumulación de fósforo en follaje, por espectrometría de luz UV-visible GBC.

Diseño experimental y análisis estadístico

Los tratamientos se distribuyeron en un diseño experimental completamente al azar, cada tratamiento constó de 40 plantas como unidad experimental, mismas que constituyeron las repeticiones. Con la información que se generó se realizaron análisis de varianza. Para los datos que no cumplieron los supuestos de normalidad, se realizaron transformaciones mediante raíz cuadrada de arcoseno ($y = \arcsin(\sqrt{\text{valor}/100})$). Cuando se estimaron diferencias estadísticas, se realizaron comparaciones de medias mediante el método de Tukey ($P \leq 0.05$). Los análisis se realizaron con los programas Info Stat y SigmaPlot 11.00 versión libre.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados señalaron diferencias significativas entre tratamientos ($P \leq 0.01$) en los tiempos de evaluación. A los 30 y 90 días después del trasplante (ddt) las plantas con mayor altura fueron las del tratamiento T5T, pero a partir de los 150 y 210 ddt, el tratamiento T3Nat, tuvo el mejor efecto hasta un 60.86% mayor que con T4Fer y un 56.06% que el tratamiento T5T (Tabla 1). Varios reportes señalan el efecto benéfico de los HMA en el crecimiento de especies frutales, por ejemplo, Castillo-Salle *et al.* (2016) reportaron que a los 20 ddt, portainjertos de manzano (*Malus domestica*) inoculados con *Funnelformis mosseae* (antes *Glomus mosseae*), tuvieron mayor altura que el testigo. También en portainjertos de guanábana (*A. muricata*) cuando se inocularon con el consorcio de *Acaulospora scrobiculata* y *A. colombiana*, consiguieron mayor altura (20.1 cm) en combinación con composta de cacao (Gomes-Junior *et al.* 2018). Así mismo, en papaya (*Carica papaya*) cv. Maradol Roja, inoculada con el consorcio a *Funnelformis mosseae*, *Rhizophagus manihotis* C. Walker & A. Schuessler (antes *Glomus manihotis*) y *Racocetra fulgida* Oehl, F.A. Souza & Sieverd (antes *Scutellospora fulgida*) lograron mayor altura de planta en comparación con las plantas testigo sin HMA (Pírela-Almarza *et al.* 2018). Estos efectos positivos en el crecimiento de especies frutales, se asoció con la capacidad de HMA en consorcios, para colonizar raíces y translocar agua, nutrimentos (Nouri *et al.* 2014, Lehman y Rilling 2015) y reducir el estrés biótico y abiótico (Tchabi *et al.* 2019, Herrera-Parra *et al.* 2021) lo que favorece el crecimiento inicial de diversas especies, como lo que se obtuvo con los portainjertos de guanábana. Las plantas respondieron según el consorcio inoculado, el consorcio nativo (T3Nat) causó los mayores diámetros desde los 30 ddt. A los 210 ddt, incrementó un 50% de diámetro en relación con los tratamientos T1Riz, T4Fer y T5T. El tratamiento T2Bio también favoreció un crecimiento significativo de los tallos (4.29 mm) en el mismo tiempo de evaluación (Tabla 1). En los tratamientos T2Bio y T3Nat, el diámetro de tallo cumplió con la característica agronómica para plan-

tas como portainjertos (Puc-Flores *et al.* 2018).

A los 30 ddt en T5T y T4Fer, se tuvo mayor número de hojas por planta y la mayor área foliar. A partir de los 150 y hasta los 210 ddt el T3Nat tuvo los mayores promedios de número de hojas (15.4 y 24.85) y área foliar (230.61 y 409.42 cm²), por lo que se consideró el mejor consorcio en el crecimiento de las plantas (Tabla 1). Efectos similares en área foliar con HMA se reportaron en *A. cherimola* inoculadas con *Glomus* Zac-19, con incrementos de 429 a 680 cm² (Manjarrez-Martínez *et al.* 2005). En esta especie consorcios de HMA extraídos de huertos de anonáceas mejoraron hasta un 65.58% la biomasa aérea, en relación con el testigo (Viera *et al.* 2017). También, en *A. muricata* se reportaron incrementos hasta de un 450% de biomasa aérea, con relación a plantas testigo, cuando se inocularon con el consorcio: *A. colombiana* y *A. scrobiculata* (Gomes-Junior *et al.* 2018). En otros frutales como *Persea americana* Mill, se reportó hasta 115.50 cm² de área foliar, inoculadas con *Glomus hoi*-like, mientras que en las plantas testigo 82.51 cm² (Fundadora-Sánchez *et al.* 2011). Estos incrementos en el área foliar se han correlacionado con la capacidad de los HMA para formar una red extensiva de hifas extrarradicales, que permiten mayor exploración del suelo y mejor translocación de agua y nutrimentos poco móviles como el P (Pozo *et al.* 2013, Nouri *et al.* 2014) lo que favorece la actividad fotosintética y la nutrición de las plantas (Estrada-Luna y Davies 2003, Nava *et al.* 2012).

Variables fisiológicas

Las plantas de los tratamientos T4Fer y T5T registraron los valores más bajos de unidades SPAD. La comparación de medias (Tukey $P \leq 0.05$) para los tratamientos T1Riz, T2Bio y T4Fer no indicó diferencia estadística, aunque las inoculadas con el tratamiento T3Nat mostraron los mayores niveles de unidades SPAD, lo que fue fundamental para promover el crecimiento de las plantas (Tabla 2). En los tratamientos T1Riz y T2Bio se estimó una asimilación de CO₂ (3.35 y 3.29 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) mayor que los tratamientos T4Fer y T5T (-0.12 y 0.48 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$). Pero con el tratamiento T3Nat mejoró la asimilación de CO₂ (4.30 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$). Con

Tabla 1. Variables evaluadas de crecimiento de plantas de guanábana (*A. muricata*), inoculadas con consorcios de hongos micorrízicos arbusculares para uso como portainjertos.

Tratamiento	Altura de planta (cm)				Diámetro de tallo (mm)				Número de hojas (cm ²)				Área foliar			
	30	90	150	210	30	90	150	210	30	90	150	210	30	90	150	210
T1Riz	13.70 ^b	17.10 ^b	2.20 ^{bc}	25.85 ^c	1.43 ^{ab}	2.18 ^b	2.65 ^{bc}	3.62 ^{bc}	4.25 ^{bc}	8.05 ^{ab}	8.70 ^b	6.70 ^c	21.28 ^{ab}	81.99 ^{ab}	77.32 ^b	79.76 ^b
T2Bio	12.99 ^b	16.25 ^b	19.05 ^c	32.40 ^b	1.23 ^b	2.28 ^b	2.98 ^{ab}	4.29 ^b	3.40 ^{cd}	6.75 ^b	9.70 ^b	14.50 ^b	14.77 ^{bc}	68.59 ^b	71.19 ^b	79.88 ^b
T3Nat	12.15 ^b	17.4 ^b	27.00 ^a	53.15 ^a	1.46 ^{ab}	2.38 ^{ab}	3.42 ^a	6.36 ^a	2.95 ^d	7.55 ^b	15.40 ^a	24.85 ^a	12.25 ^c	71.99 ^{ab}	230.61 ^a	409.47 ^a
T4Fer	13.70 ^b	16.80 ^b	19.25 ^c	20.80 ^d	1.41 ^{ab}	2.19 ^b	2.36 ^c	3.40 ^c	4.85 ^{ab}	7.50 ^b	8.55 ^b	8.75 ^{bc}	28.39 ^a	70.69 ^{ab}	50.69 ^b	38.43 ^c
T5T	16.95 ^a	20.30 ^a	25.20 ^b	23.35 ^{cd}	1.62 ^a	2.75 ^a	2.75 ^{bc}	3.35 ^c	5.60 ^a	9.45 ^a	7.95 ^b	3.70 ^c	28.45 ^a	86.48 ^a	59.03 ^b	34.60 ^c
DMS	2.49	2.61	2.86	4.64	0.26	0.45	0.44	0.67	1.03	1.89	3.57	5.80	7.92	16.37	71.28	33.45
DE	2.97	2.97	3.26	5.28	0.29	0.51	0.51	0.77	1.18	2.15	4.06	6.60	9.00	18.62	81.05	38.04

Medias con letras diferentes en la misma columna, indican diferencias estadísticas (Tukey, $P \leq 0.05$). DMS: diferencia mínima significativa. DE: Desviación estándar.

Tabla 2. Variables fisiológicas de plantas de guanábana inoculadas con consorcios de hongos micorrízicos arbusculares a 210 días después del trasplante.

Tratamiento	Tasa de fotosíntesis $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	Conductancia estomática $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	Carbono intercelular (Ci) $\mu\text{mol}\cdot\text{mol}^{-1}$	Tasa transpiratoria $\text{mmol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	Unidades SPAD $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$
T1Riz	3.35 ± 1.17 ^b	0.05 ± 0.03 ^a	259.493 ± 32.99 ^c	1.668 ± 0.90 ^{ab}	24.04 ± 1.16 ^b
T2Bio	3.29 ± 0.47 ^b	0.04 ± 0.00 ^a	239.31 ± 8.45 ^c	1.44 ± 1.16 ^b	22.62 ± 2.1 ^b
T3Nat	4.30 ± 0.86 ^a	0.05 ± 0.00 ^a	244.043 ± 9.97 ^c	2.076 ± 0.34 ^a	27.92 ± 3.6 ^a
T4Fer	-0.12 ± 0.60 ^c	0.02 ± 0.01 ^b	416.594 ± 69.26 ^b	0.787 ± 0.52 ^c	22.7 ± 1.9 ^{bc}
T5T	-0.48 ± 0.24 ^c	0.01 ± 0.00 ^b	531.338 ± 140.18 ^a	0.47 ± 0.34 ^c	21.34 ± 1.7 ^c
DMS	0.76	0.01	73.31	0.53	1.16

Medias con letras diferentes en la misma columna, indican diferencias estadísticas (Tukey, $P \leq 0.05$). DMS: diferencia mínima significativa ± Error estándar.

relación a la conductancia estomática los mayores valores se obtuvieron en las plantas inoculadas con el tratamiento T1Riz ($0.05 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$), T2Bio ($0.04 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) y T3Nat ($0.05 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) mientras que, en la variable de transpiración, las plantas de los tratamientos que incluyeron HMA, mostraron tasas superiores a las no micorrizadas ($2.076 \text{mmol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) (Tabla 2). Este efecto se ha registrado en plantas micorrizadas, donde éstas mejoraron la absorción y transporte de agua (Machineski *et al.* 2018). Lo que hace suponer que, cuando hay una simbiosis funcional con las inoculaciones microbianas, la fotosíntesis se hace eficiente porque se mantienen en equilibrio el intercambio de gases modulado por la RubisCO, ya que, en los tratamientos de menor tasa fotosintética, se estimaron los mayores niveles de CO₂ en los espacios intercelulares generado por el carbono intercelular (Tabla 2), lo que indica menor eficiencia de esta enzima (Porcel *et al.* 2015). Efectos también reportados en guayaba (*Psidium guajava* L.) (Quiñones-Aguilar *et al.* 2020).

Colonización y acumulación de P

Los HMA colonizaron las raíces de las plantas de guanábana y favorecieron la acumulación de P en la biomasa foliar con diferencias significativas ($P \leq 0.01$) entre tratamientos. El mayor porcentaje de colonización total se presentó en las plantas inoculadas con el tratamiento T3Nat, en las que se acumuló en promedio hasta $1\ 204.53 \text{mg kg}^{-1}$ de P en promedio que fue estadísticamente igual al tratamiento T4Fer donde se acumuló $1\ 346.71 \text{mg kg}^{-1}$ de P. Los tratamientos, T1Riz y T2Bio, mostraron la misma capacidad de colonización y lograron hasta un 36.75% de colonización total y favorecieron la acumulación en promedio 894.73mg kg^{-1} de P. Las plantas del tratamiento T5T, mostraron en promedio las menores acumulaciones de P (279.99mg kg^{-1}) y colonización total de hasta 5.4% (Tabla 3).

Se sabe que en la interacción planta-HMA cuando se establece la simbiosis, existe diferente capacidad para translocar P, modulado por aspectos fisiológicos y moleculares (Ronsheim 2016, Avio *et*

Tabla 3. Colonización total (%) y acumulación de fósforo (P) por consorcios de HMA en plantas de guanábana a los 220 ddi.

Tratamientos	Colonización micorrízica total (%)	P (mg kg ⁻¹)
T1Riz	32.000 ± 2.58 ^b	872.27 ± 5.23 ^b
T2Bio	36.750 ± 4.19 ^b	894.73 ± 5.92 ^b
T3Nat	48.500 ± 4.20 ^a	1204.53 ± 4.87 ^a
T4Fer	2.750 ± 1.70 ^c	1346.71 ± 140.87 ^a
T5T	4.500 ± 1.29 ^c	279.99 ± 11.42 ^c
DMS	6.65	138.31

Medias con la misma literal dentro de columnas son estadísticamente iguales (Tukey, P ≤ 0.05). DMS: diferencia mínima significativa ± Error estándar.

al. 2017). En *A. muricata* la inoculación de *Gigaspora margarita* y *Rhizophagus clarus* C. Walker & A. Schuessler (antes *G. clarus*) favorecieron mayor traslocación de P (Samarão et al. 2011). En esta misma especie la inoculación combinada de *A. colombiana*, *A. scrobiculata* en combinación con composta de cacao, colonizaron hasta el 50% de las raíces y favorecieron la acumulación de P de 16.64 mg por planta⁻¹ mientras que en las plantas testigo fue de 2.59 mg por planta⁻¹ de P (Gomes-Junior et al. 2018). Con *A. cherimola* a los 120 días después de la inoculación de consorcios HMA nativos reportaron bajos porcentajes de colonización de 6.04 a 2.72%. Pero solo el 33% de los consorcios fueron capaces de mejorar la translocación de P, hasta 0.19%, y promover el crecimiento de las plántulas (Viera et al. 2017). Por lo que Alonso-Contreras et al. (2013) sugieren que la traslocación y acumulación de P, está relacionada con la funcionalidad simbiótica, con el

contenido de P en el suelo y el suministrado por los fertilizantes solubles. También cuando hay niveles bajos de fosfolípidos en la membrana celular, lo que favorece exudación radicular y mejoran la colonización intraradical del hongo (Gosling et al. 2010, Nouri et al. 2014). En estas condiciones los HMA son eficientes para captar, translocar P y promover el crecimiento vegetal (Arriaga et al. 2012), como se observó con el tratamiento T3Nat, que causó la mejor respuesta de las variables de crecimiento evaluadas.

El mayor crecimiento de plantas de guanábana se obtuvo con la inoculación de consorcios HMA nativos. Con el tratamiento T3Nat se obtuvo el diámetro de tallo recomendado para su injertación a los 210 ddt y se redujo 60 días el tiempo de crecimiento para obtener plantas para su injertación. También, mejoró la acumulación de P. Por lo que se tuvo una simbiosis funcional e interacción compatible de consorcios nativos de HMA con especies locales.

LITERATURA CITADA

- Alonso-Contreras R, Aguilera-Gómez LI, Rubí-Arreaga M, Gonzalez-Huerta A, Olalde-Portugal V, Rivas-Manzano V (2013) Influencia de hongos micorrízicos arbusculares en el crecimiento y desarrollo de *Capsicum annuum* L. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 4: 77-88.
- Arriaga R, González-Huerta M, Olalde-Portugal V, Reyes-Reyes BG, Castillo-González AM, Pérez-López DJ, Aguilera-Gómez LI (2012) Contribución de fósforo al mejoramiento de calidad en *Lilium* y la relación con *Glomus fasciculatum* y *Bacillus subtilis*. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 13: 125-139.
- Aranguren-Yerson A, Castellanos L, Escalante JC (2020) hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA) en frutales en Colombia y su comparación con investigaciones internacionales. Ciencia y Tecnología Agropecuaria 5: 27-37.
- Avio L, Sbrana C, Giovannetti M, Frassinetti S (2017) Arbuscular mycorrhizal fungi affect total phenolics content and antioxidant activity in leaves of oak leaf lettuce varieties. Scientia Horticulturae 224: 265-271.
- Baltazar-Bernal O, Jaén-Contreras D (2020) Hongos micorrízicos arbusculares y fertilización en *Heliconia psittacorum* L. F. x *H. spathocircinata* cv. Tropics. Revista Fototecnia Mexicana 43: 45-52.

- Castillo-Salle A, Montañez-Massa A, Docampo-Romero R, Rodríguez-Bruno P, Cabrera-Bolonga D, Zoppolo-Goldschmidt R (2016) Micorrización de portainjertos de manzano microporpagados. *Cultivos Tropicales* 3: 7-12.
- Estrada-Luna AA, Davies JrFT (2003) Arbuscular mycorrhizal fungi influence water relations, gas exchange abscisic acid and growth of micropropagated chile ancho pepper (*Capsicum annuum*) plantlets during acclimatization and post-acclimatization. *Journal of Plant Physiology* 160: 1073-1083.
- Faggioli VS, Cabello M, Melchiorre NM, Covacevich F (2020) Contribución de hongos micorrízicos nativos a la nutrición fosfatada y su impacto en la partición de fotoasimilados de soja. *Ciencias del suelo* 38: 81-94.
- Fundadora-Sánchez LR, Rivera-Espinosa R, Martín-Cárdenas JV, Calderón-Puig A, Torres-Hernández A (2011) Utilización de cepas eficientes de hongos micorrízicos arbusculares en el desarrollo de portainjertos de aguacate en un sustrato suelo-cachaza. *Cultivos Tropicales* 32: 23-39.
- Gosling P, Ozaki A, Jones J, Turner M, Rayns F, Bending GD (2010) Organic management of tilled agricultural soils results in a rapid increase in colonisation potential and spore populations of arbuscular mycorrhizal fungi. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 13: 273-279.
- Gomes-Júnior GA, Alves-Pereira R, Andrade-Sodré C, do Sacramento CK, Gross E (2018) Inoculation with micorrizal fungi and organic compost from cocoa Shell positively influence the growth and mineral nutrition of soursop plants (*Annona muricata* L.). *Revista Brasileira de Fruticultura* 4: 1-11. DOI: 10.1590/0100-29452018024.
- Herrera-Parra E, Ramos-Zapata J, Basto-Pool C, Cristóbal-Alejo J (2021) Sweet pepper (*Capsicum annuum*) response to the inoculation of native arbuscular mycorrhizal fungi and the parasitism of root-knot *Meloidogyne incognita*. *Revista Bio Ciencias* 8: 982. DOI: 10.15741/revbio.08.e982.
- Herrera-Parra E, Ramos-Zapata J, Cristóbal-Alejo J, Tun-Suarez J, Reyes-Ramírez A (2018) Species of *Trichoderma antagonistic* to the root knot nematode (*Meloidogyne incognita*) in habanero pepper. *International Journal of Experimental Botany* 87: 7-13.
- Heredia-Heredia WS, García-Mendoza JJ, Párraga-Alava C, Heredia-Mendoza M, Salvatierra-Cardeno JJ (2021) Néctar de fruta con extracto acuosos de hoja de guanábana (*Annona muricata* L.): Calidad fisicoquímica, sensorial y funcional. *Manglar* 18: 181-186.
- Jauregui-Beltrán LG, Sánchez-Albores G, Mollinedo-Casanova JM (2019) Alternativas de aprovechamiento de especies frutales en la localidad de Vicente Guerrero Las nieves, municipio de Teapa, Tabasco. *Revista Micro y Pequeña empresa en Latinoamérica* 3: 79-90.
- Lehman A, Rilling CM (2015) Arbuscular mycorrhizal contribution to copper, manganese and iron nutrient concentrations in crops-A meta analysis. *Soil Biology and Biochemistry* 81: 147-158.
- Manjarrez-Martínez MJ, Alarcon A, Ferrera-Cerato R (2005) Fertilización foliar en plantas de *Annona cherimola* Mill., inoculadas con hongos micorrízicos arbusculares. *Terra Latinoamericana* 23: 553-562.
- Machineski GS, Gotardo-Victola CA, Machineski CHO, Guimarães MF, Balota EL (2018) Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on early development of persimmon seedlings. *Folia Horticulturae* 30: 39-46.
- McGonigle TP, Miller MH, Evans DG, Fairchild GL, Swan JA (1990) A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular arbuscular mycorrhizal. *New Phytologist* 115: 495-501.
- Nava G, Ferrera CR, Santamaría MJ (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. DOI: 10.1155/2012/129591.

- Nouri E, Breuillin SF, Feller U, Reinhardt D (2014) Phosphorus and nitrogen regulate arbuscular mycorrhizal symbiosis in *Petunia hybrida*. *Plos One* 10: e0127472. DOI: 10.1371/journal.pone.0090841.
- Oliveira F, Medeiros J, Gurgel M, Abrantes E, Rolim H, Cassimiro C (2020) Arbuscular mycorrhizal fungi as mitigating agents of salt stress in Formosa papaya seedlings. *Comunicata Scientiae* 11: e3188. DOI: 10.14295/cs.v11i0.3188.
- Phillips GM, Hayman DS (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.
- Pírela-Almarza ÁY, Aguirre-Serpa OE, Ramírez-Villalobos, M. del C Petit B, Bracho B, Parra I (2018) Efecto de hongos micorrízicos arbusculares y del estiércol de ovino en el desarrollo inicial de la lechosa (*Carica papaya* L.) var. Maradol roja. *Bioagro* 30: 79-86.
- Porcel R, Redondo S, Mateos E, Aroca R, García R, Ruiz J (2015) Arbuscular mycorrhizal symbiosis ameliorates the optimum quantum yield of photosystem II and reduces non-photochemical quenching in rice plants subjected to salt stress. *Journal of Plant Physiology* 185: 75-83.
- Pozo MJ, Jung SC, Martínez MA, López RJA, Azcón AC, Barea JM (2013) Root allies: Arbuscular mycorrhizal fungi help plants to cope with biotic stresses. In: Aroca R (ed) *Symbiotic endophytes, Soil Biology*. Springer-Verlag. Berlin, Heidelberg. pp: 289-307.
- Puc-Flores CG, Cituk-Chan D, Villanueva-Couoh E, Pinzón-López LL (2018) Compatibilidad de injertación en tres clones de guanábana (*Annona muricata* L.). *Agroproductividad* 11: 71-74.
- Quiñones-Aguilar EE, Rincón-Enríquez G, López-Pérez L. (2020) Hongos micorrízicos arbusculares nativos como promotores de crecimiento en plantas de guayaba (*Psidium guajava* L.). *Terra Latinoamericana* 38: 541-554.
- Reyes-Moreno JA, Aceves-Navarro E, Caamal-Velázquez JH, Alamilla-Magaña JC (2018) Producción de guanábana (*Annona muricata* L.) en alta densidad de plantación, como alternativa para productores con superficies reducidas. *Agroproductividad* 11: 37-42.
- Ronsheim ML (2016) Plant genotype influences mycorrhiza benefits and susceptibility to a soil pathogen. *The American Midland Naturalist* 175: 103-102.
- Samarão SS, Rodrigues LA, Martins MA, Manhães TN, Da Mota Alvim LA (2011) Desempenho de mudas de graviola inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares em solo não-esterilizado, com diferentes doses de fósforo. *Acta Scientiarum Agronomy* 33: 81-88.
- SADER (2020) Guanábana, dulce milagro tropical. Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. <https://www.gob.mx/agricultura/articulos/guanabana-dulce-milagro-tropical?idiom=es>. Fecha de consulta: 3 de enero de 2022.
- Terán-Erazo B, Alía-Tejacal I, Balois-Morales R, Juárez-López P, López-Guzmán GG, Pérez-Arias AG, Nuñez-Colín CA (2019) Caracterización física, química y morfológica de frutos de guanábana (*Annona muricata* L.). *Agrociencia* 53: 1013-1027.
- Tchabi A, Mawuko SB, Agboka K, Kodjo TA, Penouskou E (2019) Screening for native arbuscular mycorrhizal fungi to promote *Solanum macrocarpum* L. yield and *Meloidogyne* spp. suppression in the field conditions. *Journal of Pharmaceutical, Chemical and Biological Sciences* 6: 282-291.
- Viera W, Campaña D, Castro S, Viteri P, Zambrano J (2017) Effectiveness of the arbuscular mycorrhizal fungi use in the cherimoya (*Annona cherimola* Mill.) seedling growth. *Acta Agronómica* 66: 207-213.

Villarreal-Fuentes JM, Alia-Tejacal I, Hernández-Salvador MA, Hernández-Ortíz E, Marroquín-Agreda FJ, Núñez-Colín CA, Campos-Rijas E (2020) In situ characterization of soursop (*Annona muricata* L.) in the Soconusco region, Chiapas, México. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 26: 190-205.