



The World's Largest Open Access Agricultural & Applied Economics Digital Library

This document is discoverable and free to researchers across the globe due to the work of AgEcon Search.

Help ensure our sustainability.

Give to AgEcon Search

AgEcon Search
<http://ageconsearch.umn.edu>
aesearch@umn.edu

Papers downloaded from AgEcon Search may be used for non-commercial purposes and personal study only. No other use, including posting to another Internet site, is permitted without permission from the copyright owner (not AgEcon Search), or as allowed under the provisions of Fair Use, U.S. Copyright Act, Title 17 U.S.C.

No endorsement of AgEcon Search or its fundraising activities by the author(s) of the following work or their employer(s) is intended or implied.

The infective capacity of propagules of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in sugarcane (*Saccharum* spp.)

La capacidad infectiva de propágulos de hongos micorrízicos arbusculares en caña de azúcar (*Saccharum* spp.)

Sánchez-Reyna Leydi¹, Salgado-García Sergio², Córdova-Sánchez Samuel^{1*}, Hernández-Cuevas Laura³, Gómez-Leyva Juan Florencio⁴, Palma-López David Jesús², Castañeda-Ceja Raúl¹, García-de la Cruz Rubén²

¹División de Académica de Ciencias Básicas e Ingeniería-Universidad Popular de la Chontalpa.

Carretera Cárdenas Huimanguillo km 2, Ranchería Paso y Playa, C.P. 86529, H. Cárdenas, Tabasco.

²Colegio de Postgraduados Campus Tabasco, Grupo MASCAÑA, km 3.5 Periférico Carlos A. Molina S/N, C.P.86500, H. Cárdenas, Tabasco, México. ³Laboratorio de Microbiología, Universidad Autónoma de Tlaxcala. Km 10, Carretera Texmelucan-Ixtacuixtla, Tlaxcala. ⁴TecNM-Instituto Tecnológico de Tlajomulco, km 10 carretera Tlajomulco-San Miguel Cuyutlán, C.P. 45640, Tlajomulco de Zúñiga, Jalisco. México.

***Autor de correspondencia:** sacorsa_1976@hotmail.com

ABSTRACT

Objective: the goal of the present research was to evaluate the infective propagules capacity of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) in sugarcane plantation (*Saccharum* spp.) at the Chontalpa, Tabasco, Mexico.

Design/methodology/approach: rhizosphere samples were carried out on Cambisol Fluvico soils, belonging to the C-28 and Endogleyic Cambisol soils, belonging to the C-20 settlement, at a depth of 0 to 30 cm to evaluate percentage of root colonization, number of spores in 100 g of soil and for the taxonomic classification of HMA.

Results: the results of AM root colonization were 100% and the number of 2833 ± 2064 spores in the Fluvic cambisol soil and 2966 ± 873 spores in Endogleyic cambisol. Four morphospecies of mycorrhizal fungi belonging to four genera were found. The Endogleyic cambisol soil showed the highest number of morphospecies. The highest colonization was found at the 4^2 dilution with 100% of root colonization and the lowest colonization at 4^6 dilutions with 93% of root colonization.

Limitations on study/implications: for the period or stage evaluated it did not allow taxonomic classification, so the study should be done in more detail.

Findings/conclusions: however, result showed that there was not presence of AM spores in all dilutions used in this study. The taxonomic classification was not performed at this stage. The HMAs evaluated have a high potential for use in a biofertilizer production program.

Key words: biofertilizer, HMA, colonization.

RESUMEN

Objetivo: evaluar la capacidad infectiva de propágulos de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en el cultivo de caña de azúcar (*Saccharum* spp.) en la región de la Chontalpa, Tabasco, México.

Diseño/metodología/aproximación: se realizaron muestreos de rizosfera en los suelos Cambisol Fluvico, pertenecientes al poblado C-28 y Cambisol Endogleyico, pertenecientes al poblado C-20, a una

profundidad de 0 a 30 cm para evaluar porcentaje de colonización en raíces, número de esporas en 100 g de suelo y para la clasificación taxonómica de HMA.

Resultados: El estado micorrízico del suelo indica que el porcentaje de colonización en raíces fue de 100% en los dos tipos de suelos y 2833 ± 2064 esporas en 100 g del suelo Cambisol Fluvico y 2966 ± 873 esporas en el suelo Cambisol Endogléyico. Se identificaron cuatro especies de HMA *Entrophospora nevadensis*, *Sclerocystis sinuosa*, *Funneliformis geosporum* y *Claroideum glomus luteum*. El suelo que presentó mayor número de especies fue el Cambisol Endogléyico. En la capacidad infectiva de propágulos de ambos tipos de suelos, la dilución 4² presentó mayor colonización con un 100% de colonización de raíces y la menor colonización en la dilución 4⁶ con 93.0% de colonización.

Limitaciones del estudio/implicaciones: por el periodo o etapa evaluada no permitió la clasificación taxonómica, por lo que, el estudio debe hacerse más a detalle.

Hallazgos/conclusiones: no se observaron esporas en esta etapa, por lo cual la clasificación taxonómica no pudo realizarse. Los HMA evaluados tienen un alto potencial para utilizarse en un programa de producción de biofertilizantes.

Palabras clave: Biofertilizante, HMA, colonización.

INTRODUCCIÓN

Las principales limitantes del rendimiento en la caña de azúcar (*Saccharum spp.*) en el ingenio Pdte. Benito Juárez, se relacionan con la baja fertilidad de suelos, la perdida de materia orgánica, excesos de humedad, entre otras (Salgado *et al.*, 2011). Una alternativa a estas limitantes es el empleo de biofertilizantes, los cuales mejoran el suministro de nutrientes tales como N y P a los cultivos (Vessey, 2003). La asociación simbiótica entre el hongo micorrízico arbuscular y la planta, actúa como un complemento de la raíz del cultivo en la toma de nutrientes (Colozzi y Cardoso, 2000), especialmente en la absorción de P (Requena *et al.*, 2001), mejoramiento de la calidad del suelo, la tolerancia al ataque de patógenos (Espinosa *et al.*, 2004; Graham, 2001) y a condiciones abióticas adversas de sequía (Augé, 2001; Kaya *et al.*, 2003), y salinidad (Al-Karaki, 2000), además de mejorar las propiedades físicas y químicas del suelo mediante el enriquecimiento de materia orgánica y la formación de agregados por la glomalina, contribuye a darle estructura y estabilidad al suelo, lo que reduce su erosión y mejora su capacidad de retención de agua (Guadarrama *et al.*, 2004; Finlay, 2008). Además de la identificación de especies de HMA, en estudios agroecológicos, es importante determinar el número de propágulos infectivos en el suelo, esta información permite saber la capacidad de los HMA para desarrollar simbiosis con la planta, y el tiempo que tarda en establecerse la colonización (Janos, 1996). Estos propágulos generalmente se encuentran concentrados en los primeros centímetros de profundidad del suelo (Bellgard, 1993), pueden sobrevivir bajo diferentes condiciones ambientales, y colonizar la raíz a través de esporas latentes, hifas en fragmentos vivos de raíz, hifas en raíces muertas, y la red de micelio (Scha-

lamuk y Cabello, 2010). Se sabe que la infectividad de dichos propágulos y la efectividad micorrízica puede ser afectada por factores bióticos y abióticos (Brundrett, 1996; Barrera, 2009), de tal forma que los biofertilizantes deben ser formulados de forma específica para la región donde se utilizarán ya que las condiciones edafoclimáticas limitan su efectividad (Varela y Trejo, 2001; Osorio *et al.*, 2013).

Los resultados positivos observados en estudios llevados a cabo en invernaderos y viveros contrastan con los resultados decepcionantes obtenidos en campo, debido a las condiciones en que se mantienen los cultivos en los agroecosistemas (Sylvia, 1999). Estos resultados relegaron el uso de las micorrizas en campo, pero recientemente su importancia y uso está en aumento (Córdova *et al.*, 2016). De ahí la importancia de conocer la diversidad y la distribución de HMA en una zona agroecológica determinada, porque de esta forma es posible evaluar el status de los HMA encontrados en la región (Khanam, 2006). El objetivo de este trabajo fue evaluar la capacidad infectiva de los propágulos de HMA de suelos cultivados con caña de azúcar, como un paso previo para formular biofertilizantes específicos para la región.

MATERIALES Y MÉTODOS

Localización y descripción del área de estudio

El Ingenio Presidente Benito Juárez (IPBJ), se ubica en el poblado C-27 Ing. Eduardo Chávez Ramírez del Plan Chontalpa, a 27 km de la Ciudad de Cárdenas, Tabasco, México. Cuenta con una superficie cultivada de 23800 ha. El clima es cálido y húmedo [Am (i') g], con temperatura media anual de 26 °C, y

precipitación media anual de 2,163 mm, a 11 m de altitud. Los sitios de muestreo correspondieron a suelos Cambisol Flúvico (IQ 445911.1, 1991534.9) y Cambisol Endogléyico (IQ 444129.5, Y 2001074.9) del área de influencia del IPBJ (Salgado et al., 2011), se tomaron cinco muestras de suelo rizosférico en cada plantación. El trabajo consistió en dos fases:

Fase I: diagnóstico del estado micotrófico del suelo

Las plantas se muestrearon en estado de máximo crecimiento, seleccionando a las cepas con buen porte. Una vez seleccionadas las cepas de caña se recolectó la muestra de suelo con una pala recta previamente desinfectada, esto se realizó lavando con agua destilada y luego flameada con alcohol etílico para evitar la contaminación cruzada. Las muestras se tomaron a una profundidad de 0-20 cm y a una distancia de 20 cm del rizoma de la caña de azúcar. Se colocaron en bolsas de polietileno, siendo etiquetados con el número de muestra, nombre del sitio y fecha. Las muestras fueron transportadas a 4 °C, para el laboratorio de Fitopatología del Colegio de Postgraduados-Campus Tabasco.

Se separaron las raíces y el suelo de cada muestra, para determinar la colonización, número de esporas 100 g de suelo, y realizar los montajes para clasificar las esporas de los HMA. Todo esto con tres repeticiones. Las raíces fueron lavadas con agua destilada, hasta tener las raíces libres de suelo y se sumergieron en una solución FAA (Formaldehido 37%: ácido acético: agua 1:1:1 v/v/v).

Fase 2: colonización de raíces del cultivo de caña de azúcar

Se realizó con el método de Phillips

y Hayman (1970), el cual consiste en lavar cada una de las muestras de raíces con abundante agua para quitar el exceso de la solución FAA, y secarse con toallas de papel estéril, una vez hecho esto se realizaron cortes de raicillas de 1 cm de longitud las cuales se depositaron en frascos pequeños, posteriormente se decoloraron con KOH al 10% (p/v) y se sellaron los frascos con cinta para evitar la evaporación de la solución al ser esterilizada a 10 lb de presión durante 10 min, y pasado esto, se dejaron enfriar las muestras y lavaron las raicillas otra vez con agua destilada, secándolas con toallas de papel estéril. Después se le agrego HCl al 10% (v/v), y se agitaron las muestras durante 3 min para posteriormente decantarse para eliminar exceso del HCl para luego teñir con azul de tripano al 0.05% en acetoglicerol dejando reposar por 10 min. Después se decantó el colorante y se montaron 3 grupos de cuatro segmentos de raíces en portaobjetos y se le agrego una gota de acetoglicerol a cada grupo y se colocó un cubreobjetos, para cuantificar con un microscopio de 40X. Para determinar la colonización se utilizó una escala convencional: 1: presencia de hifas y esporas dentro del segmento. 0: sin presencia de hifas y esporas dentro del segmento. La colonización de raíces (%) se calculó con el siguiente modelo

$$Y = (X * 12) / 100$$

donde: X: Número de segmentos observados con colonización.

Para determinar el número de esporas de hongos micorrízicos en suelo, se preparó una solución de sacarosa al 60% y una solución Ringer (Brundrett et al., 1996). Una vez que se obtuvieron las soluciones se pe-

saron 100 g de suelo muestreado. Se tamizó cada una de las muestras por separado, partiendo de tamiz de 710 micrómetros hasta el de 420 micrómetros, lavando con agua corriente hasta que las raíces queden libres de suelo.

El sobrenadante del último tamiz se pasó a un tubo de 50 mL para centrifugar, después se colocaron 5 mL de sacarosa al 60% en la parte inferior del tubo. Una vez montados los sobrenadantes del último tamiz de 420 micrómetros en los tubos se llevaron las muestras a centrifugar a 3000 rpm durante 2 min.

Las muestras se decantaron cada una por separado en el tamiz de 420 micrómetros lavándolas con agua corriente para eliminar el exceso de sacarosa. Una vez lavadas las muestras se colocaron en tubos de vidrio con tapa para aplicarles 15 mL de la solución Ringer. Posteriormente se tomó una alícuota de 1.0 mL y se colocaron en una caja de Petri para revisar con el estéreo microscopio y así poder realizar el conteo de número de esporas mL^{-1} . Para calcular el número de esporas en 100 g de suelo (Y), se utilizó la ecuación:

$$Y = (100 * X) / 1$$

donde X: Número de esporas observadas.

Para la identificación taxonómica, las esporas fueron extraídas con una pipeta pasteur, y colocadas en preparaciones semipermanentes, usando Alcohol Polivinílico en Lacto-Glicerol (PVLG) sin reactivo Melzer y con Melzer (PVLG+Melzer). Esta preparación ayuda a que las esporas no sufran alguna alteración en los extractos de la pared, ya que la caracterización de las esporas se basa

fundamentalmente en las características morfológicas. La clasificación taxonómica de las especies se realizaron en base a las morfologías de las esporas (diámetro, color, agrupamiento) y de sus estratos de pared (color, ornamentaciones, número y tipos de estratos, reacción con Melzer y grosor), las cuales se observaron con un microscopio óptico con contraste de interferencia de Nomarski (Zeiss Axioscope 2 Plus) a 400X y 1000X y se compararon con las descripciones del International Vesicular Arbuscular Culture Collection (www.invam.caf.wvu.edu/) y de Janusz Blaszkowski de la Universidad de Agronomía de Szczecin (<http://www.zor.zut.edu.pl/>) Glomeromycota. Las esporas se fotografiaron con una cámara digital (Olympus DP70) acoplada al microscopio y se digitalizaron mediante el software Image Pro® Plus versión 4.5. La nomenclatura siguió la clasificación de Schüßler *et al.* (2001).

Número más probable de propágulos

La evaluación del número de propágulos infectivos de HMA se realizó usando como sustrato una mezcla estéril 8:1 (v: v) de vermiculita y peat moss (Porter, 1970). A partir de la muestra compuesta de suelo, se prepararon las diluciones. Se utilizó un vaso de 1 L de poliuretano, el llenado de macetas consistió en colocar 70 g del sustrato estéril, se agregó 150 mL del sustrato de cada una de las mezclas realizadas, se agregaron 23 g de sustrato estéril, para cubrir el suelo a evaluar. Posteriormente se colocó una yema vegetativa de caña de azúcar del cultivar Mex 69-290 pre germinada y desinfectada, la cual sirvió como planta hospedera.

Para generar los tratamientos se utilizó un diseño factorial 7×2 (7 diluciones de propágulos y 2 tipos de suelo),

igual a 14 tratamientos, los cuales se establecieron en macetas en condiciones de semi campo, en un arreglo completamente al azar con seis repeticiones. El manejo de las plantas consistió en mantener la humedad, para lo cual se aplicó riego continuo con agua corriente. A los 60 d después de la siembra se cosecharon las plantas, la colonización de raíces, número de esporas en 100 g de suelo, y la clasificación de las morfo especies, se realizó de acuerdo a la forma descrita anteriormente. Para todas las variables se realizó el ANOVA con el diseño factorial y la prueba de comparación múltiple de medias de Tukey, usando el programa SAS 9.0.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Estado micotrófico del suelo con caña de azúcar

La micorrización de las raíces de la caña de azúcar cultivada en el ingenio Presidente Benito Juárez, se encuentra presente en ambos tipos de suelos y fue del 100% (Cuadro 1). Este resultado supera el 88.9% de colonización reportado por Salgado *et al.* (2014) al estudiar la colonización de raíces en siete tipos de suelos del Ingenio Pdte. Benito Juárez (IPBJ). El proceso de colonización es completo ya que se identificaron hifas, esporas, micelios y arbúsculos de forma variada en cada uno de los segmentos de raíces (Figura 1), esto indica que la mi-

corrización en los suelos cañeros de la región de la Chontalpa ocurre de forma natural, pero se desconoce si esta resulta beneficiosa para este cultivo considerando que se ob-

tiene 54 t ha⁻¹ de caña., considerado bajo comparado con la media nacional de 69 t ha⁻¹ de caña.

El suelo Cambisol Endoglýco presentó mayor número de esporas en comparación con el Cambisol Fluvi-
co (Cuadro 1). El número de esporas de ambos suelos

Cuadro 1. Colonización de las raíces del cultivo de caña de azúcar		
Tipo de suelo	Colonización (%)	Número de esporas 100 g de suelo
Cambisol Flúvico	100	2833±2064
Cambisol Endoglýco	100	2966±873

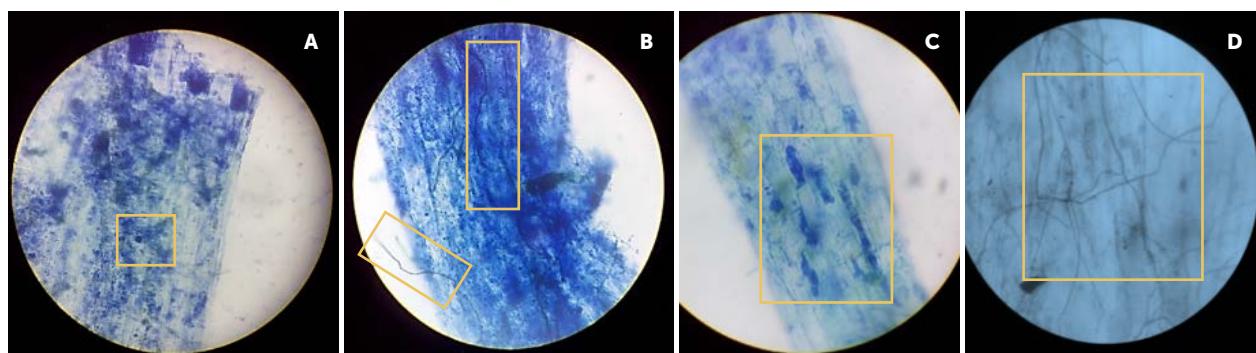


Figura 1. Colonización de propagulos de HMA en raíces de caña de azúcar (A: Esporas, B: Hifas, C: Arbusculos, D: Micelio).

superan a las 943 esporas en 100 g de suelo reportados por Salgado et al. (2014). Lo que demuestra presencia alta de HMA en estos suelos; sin embargo, dado que se desconoce la naturaleza de esta simbiosis, es necesario generar mayor información que permita aprovechar los HMA para incrementar el rendimiento de caña de azúcar en el IPBJ.

Se identificaron los géneros *Glomus*, *Sclerocystis*, *Funneliformis* y *Entrophospora*; cuya morfoespecie, no se había identificado antes en el estado de Tabasco ni en suelos cañeros, y aún no está registrada para México, en asociación al cultivo; sin embargo, las características observadas y comparadas con el trabajo de Palezuela et al. (2010), permiten afirmar la presencia de esta morfoespecie como *E. nevadensis* en los suelos cañeros evaluados. La especie *E. nevadensis*, es una especie reconocida y publicada en España, fácil de identificar y clasificar como tal, debido a que presenta presencia proyecciones o espículas sobre la pared de la espora, lo cual es una característica única en glomeromycota (Figura 2).

Al comparar las características morfológicas ya establecidas de la especie *E. nevadensis* (Palezuela et al., 2010), con las características presentes en las esporas encontradas en el IPBJ se observan algunas diferencias, tales como el tamaño de la espora, las cuales son superiores al intervalo marcado para tal especie, tamaño del estrato 1 está por encima del intervalo, el tamaño del estrato 2 si coincide con las descripciones, y no se observó con claridad la presencia de un tercer estrato. Las espinas o proyecciones están dentro del rango con excepción de algunas, el estrato evanescente es

más ancho que el descrito para la especie. La posición de la espora es un factor que dificultó observar con precisión las características; sin embargo, la presencia de las proyecciones es muy notoria y las diferencias encontradas podrían ser debido a que aún no se han estudiado u observado estas especies en otros ambientes y las características pueden ser más variables de lo que está descrito o establecido.

Las probabilidades de que sea esta especie es muy alta, por lo tanto,

se sugiere nombrarla *Entrophofora* aff. *Nevadensis*. (aff.: indica que se trata de una espora del genero *Entrophospora* que a lo que más se parece es a *E. nevadensis*).

Las otras tres especies encontradas fueron, *Sclerocystis sinuosa* (Figura 3), la cual es más común en varios suelos agrícolas al igual que *Funneliformis geosporum* (Figura 4), y *Claroideo glomus luteum* (Figura 5), esta especie no está tan reportada y su distribución es más restringida.

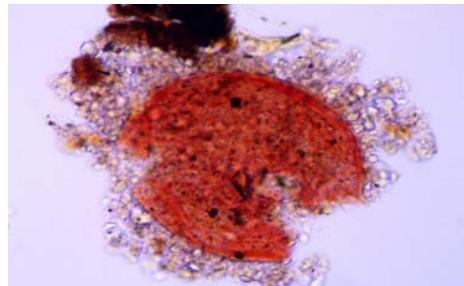
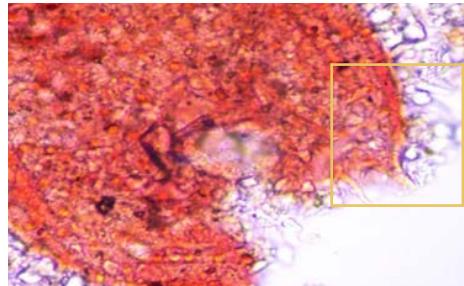
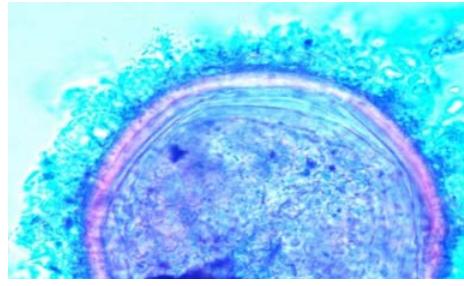
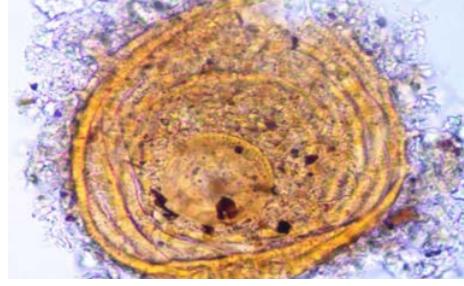
	Espora globosa, color naranja a rojizo, estrato evanescente muy notorio por el tamaño que presenta, diámetro de espora 194.1 μm . observación de 3 estratos con medida de 31. 056 μm , 15.528 μm , 7.764 μm . Medida de proyecciones: Ancho 3.882 μm por largo 19.41 μm . Ancho 7.764 μm por largo 19.41 μm . Ancho 3.882 μm por largo 15.528 μm . Suelo: Cambisol Endogléyico
	Observación de proyecciones en forma de espículas o espinas puntiagudas presentes sobre la base de la pared de la espora.
	Observación de estratos y ornamentaciones internas. Espora con más de 4 estratos Suelo: Cambisol Endogléyico
	Observación de estratos presentes en la espora, estrato evanescente muy notorio, presencia de proyecciones de menor medida, color de espora amarillo a café claro, espora con diámetro de 152.412 μm , Medida de proyecciones: 3.882 μm por 7.764 μm en promedio con las demás proyecciones. Suelo: Cambisol Endogléyico

Figura 2. Descripción del genero *Entrophospora*, morfoespecie *E.nevadensis*.

El suelo que presento mayor número de especies fue el Cambisol endoglético (Cuadro 2). En el suelo Cambisol fluvico se encontró la especie *Claroideum glomus luteum*, esta última con características morfológicas diferentes a la encontrada en el suelo Cambisol endogleyco. Las especies identificadas en este estudio fueron pocas y diferentes a las reportadas en el trabajo de Salgado *et al.*, (2014), a excepción de *S. sinuosa*. Algunas de las esporas

Cuadro 2. Morfoespecies asociadas al cultivo de caña de azúcar (*Saccharum spp.*).

Mofoespecie	Cambisol fluvico	Cambisol endogleyco
<i>Entrophospora nevadensis</i>		x
<i>Sclerocystis sinuosa</i>		x
<i>Funneliformis geosporum</i>		x
<i>Claroideum glomus luteum</i>	x	x

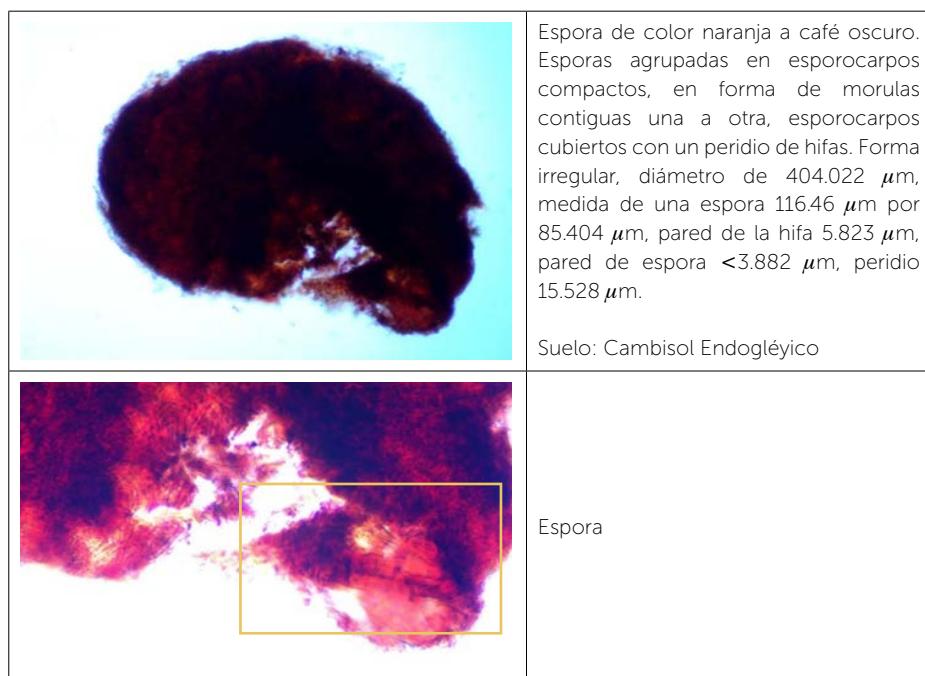


Figura 3. Descripción de genero *Sclerocystis*, morfoespecie *S. sinuosa*.

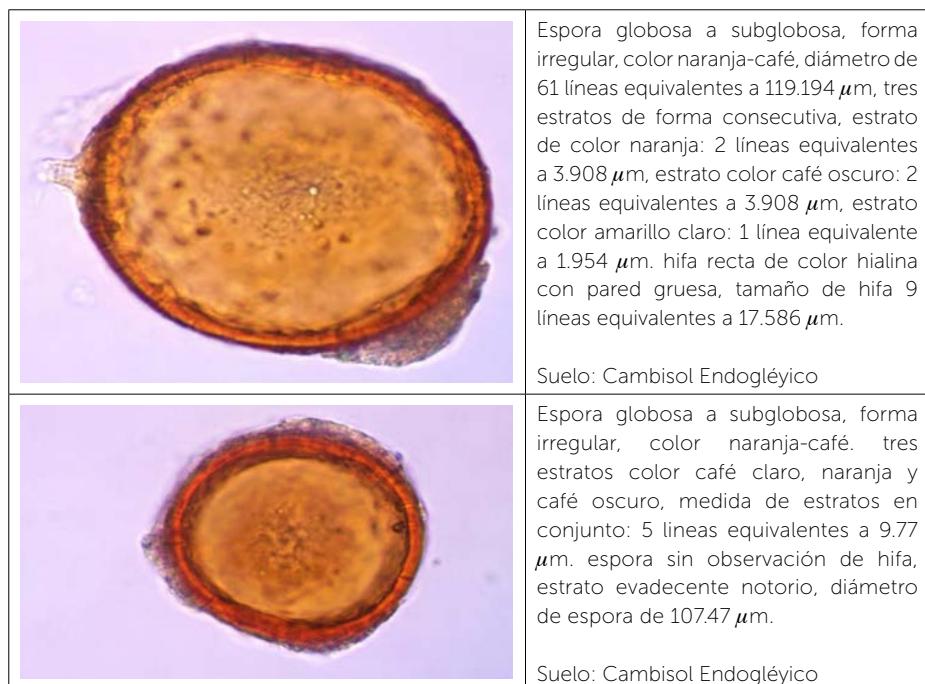


Figura 4. Descripción de genero *Funneliformis*, morfoespecie *F. geosporum*.

montadas estaban maltratadas y en mal estado y el tiempo en el que se mantuvieron en solución ringer fue mucho, lo cual pudo causar que las esporas se hincharan demasiado y al momento de presionar las preparaciones se destrozaron por completo.

Número más probable de propágulos: colonización de raíces en caña de azúcar

Los resultados del análisis de varianza muestran que no hay diferencias significativas en suelo y en su interacción (Cuadro 3). Únicamente se observó diferencias altamente significativas para las diluciones. El coeficiente de variación fue de 5.3, lo cual indica el bajo error experimental en la elaboración de este trabajo. De acuerdo con la prueba de Tukey se formaron dos grupos de colonización observando mayor porcentaje en la dilución 4² con 100% de colonización de las raíces del cultivo de caña, y la menor en la dilución 4⁶ con 93.0% de colonización (Cuadro 3). Estos resultados indican alta capacidad infectiva de propágulos de HMA en cultivos de caña de azúcar, dando certeza de que los obtenidos de los suelos Cambisol fluvico y Cambisol endogleyco tienen alto potencial para utilizarse en un programa de producción de biofertilizantes.

Referente al número de esporas en 100 g de suelo, se considera

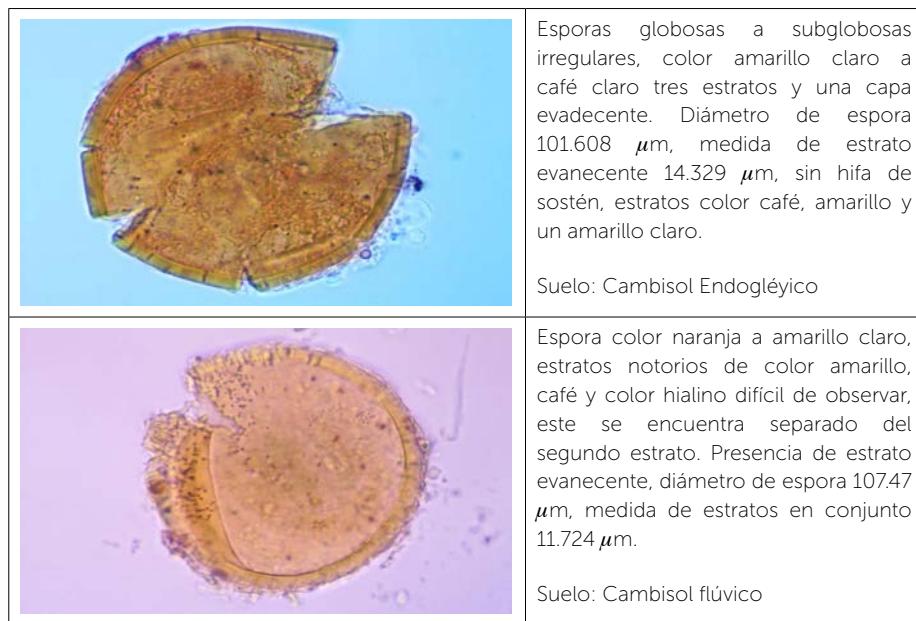


Figura 5. Descripción de genero *Claroideum*, morfoespecie *C. luteum*.

que por ser la primera vez que este estudio se realiza usando cultivo de caña de azúcar, y por el tiempo en que se mantuvo el experimento, no facilitó que las micorrizas formaran esporas, por tanto, no se pudo contabilizar este parámetro. La clasificación taxonómica de especies de HMA y de otros tipos de hongos es muy compleja y para poder realizarla se utilizan únicamente estructuras que presenten diferenciación morfológica capaz de agruparlas con algún nombre, dependiendo de las características observadas, estudiadas y comparadas con descripciones establecidas. En

este trabajo no fue posible llevar a cabo la clasificación taxonómica debido a que no se registraron esporas en el sustrato de ninguna de las diluciones, evaluadas.

CONCLUSIONES

La colonización micorrízica es un proceso natural en el cultivo de caña de azúcar en los suelos Cambisol Fluvico y Cambisol Endoglýico; así lo indican la colonización del 100% observada, el elevado número de esporas por cada 100 g de suelo, y la presencia de los géneros *Entrophospora nevadensis*, *Sclerocystis sinuosa*, *Funneliformis geosporum* y *Claroideum glomus luteum*. *E. nevadensis* es una especie no está registrada en México y que no se había observado en suelos cultivados con caña de azúcar. El suelo Cambisol Endoglýico presentó mayor diversidad de HMA en comparación al suelo Cambisol Fluvico. La alta capacidad infectiva de propágulos en ambos tipos de suelos, indica alto potencial para usar los HMA en la producción de biofertilizantes para el cultivo de caña de azúcar.

LITERATURA CITADA

- Al-Karaki, G.N. 2000. Growth of mycorrhizal tomato and mineral acquisition under salt stress. *Mycorrhiza*. 10: 51-54.
- Augé, R.M. 2001. Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza*. 11: 3-42.
- Barrera, B. y Silvia E. 2009. El uso de hongos micorrízicos arbustivales como una alternativa para la agricultura. Facultad de ciencias agropecuarias. 7(1), 124-132 pp.
- Bellgard, S.E. 1993. The topsoil as the major store of propagules of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in southeast Australian sandstone soils. *Mycorrhiza*. 3: 19-24.
- Brundrett, M., Boughey, N., Dell, B., Grave, T. y Malajczuk, N. 1996. Working with Mycorrhizas in Forestry and

Cuadro 3. Colonización de raíces del cultivo de caña de azúcar por los propágulos.

Dilución	Suelos		Media de dilución
	CMfl	CMngl	
0	98.6	100	99.3ab [†]
1	100	97.2	98.6ab
2	100	100	100a
3	100	98.6	99.3ab
4	97.2	94.4	95.8ab
5	94.4	97.2	95.8ab
6	88.8	97.2	93.0b
Media suelo	97.0a	97.8a	97.4
CV (%)	5.3		
Prob. De F para:			
Dilución (D)	0.0130**		
Suelo (S)	0.4835 NS		
Int. (D*S)	0.1312 NS		
DMS (D)	6.4		
DMS (S)	2.2		

[†]Medias con la misma literal dentro de la columna son iguales estadísticamente Tukey ($P \leq 0.05$); ** Efecto altamente significativo, NS No significativo.

- agricultura. Australian centre for international Agricultural Research. 43-135 pp.
- Colozzi, A. e Cardoso, E.J.B.N. 2000. Detecção de fungos micorrízicos arbusculares em raízes de cafeiro e de crotalaria cultivada na entrelinha. Pesqui Agrupecu Brass. 35: 2033-2044.
- Córdova, G.G., S. Salgado-García, M. Castelán-Estrada, D.J. Palma-López, E. García-Moya, L.C. Lagunes-Espinoza, S. Córdova-Sánchez. 2016. Opciones de fertilización para el cultivo de caña de azúcar (*Saccharum* sp.) en Tabasco, México. Agroproductividad 9(3):27-34.
- Espinosa, V.D., M.D. González, P.J. Plascencia, E.R. García, 2004. Reducción de la incidencia de *Phytophthora capsici* Leo en el sistema radical de plántulas de chile pre-micorrizadas con *Glomus* intraradices. Terra Latinoamericana 22: 317-326.
- Finlay, R.D. 2008. Ecological aspects of mycorrhizal symbiosis: with special emphasis on the functional diversity of interactions involving the extraradical mycelium. Journal of Experimental Botany. 59:1115-1126.
- Graham, J.H., 2001. What do root pathogens see in mycorrhizas?. New Phytologist 149: 357-359.
- Guadarrama, P., Sánchez, I., Álvarez, J. y Ramos, J. 2004. Hongos y plantas: beneficios a diferentes escalas en micorrizas arbusculares. Ciencias. 73: 38-45.
- Janos, D.P. 1996. Mycorrhizas, succession and the rehabilitation of deforested lands in the humid tropics. In: Frankland, J.C., N. Magan, G.M. Gadd (eds.), Fungi and environmental change. Cambridge University, Cambridge. 129-162 pp.
- Kaya, C., Higgs, D., Kirnak, H., and Tas, I. 2003. Mycorrhizal colonization improves fruit yield and water use efficiency in watermelon (*Citrullus lanatus*) grown under well-watered and water-stressed conditions. Plant and Soil. 253: 287-292.
- Khanam, D. 2006. Effect of edaphic factor son root colonization and spore population of arbuscular mycorrhizal fungi. Bulletin Institute Tropical Agriculture. 29: 97-104.
- Osorio-Miranda M., Castelán-Estrada M., Gómez-Leyva, J.F. Salgado-García S. y Hernández-Cuevas L. 2013. Hongos micorrízicos arbusculares de suelos de sabana en Tabasco, México. Tropical and Subtropical Agroecosystems, 16: 171 - 182.
- Palenzuela, J., Barea, J.M., Ferrol, N. and Azcon, A.C. 2010. Entrophospora nevadensis, a new arbuscular mycorrhizal fungus from Sierra Nevada National Park (southeastern Spain). by The Mycological Society of America, Lawrence, KS 66044-8897. Mycologia. 102(3): 624-632.
- Phillips, J.M. and Hayman, D.S. 1970. Improved procedures for cleaning roots and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Transactions of the British Mycological Society. 55: 158-162.
- Porter, W.M. 1979. The "Most Probable Number" Method for Enumerating Infective Propagules of Vesicular Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Soil. Aust. J. Soil Res. 17: 515-519.
- Requena, N., Pérez, E., Azcón, C., Jeffries, P., Barea, J.M. 2001. Management of indigenous plant-microbe symbioses aids restoration of desertified ecosystems. Appl. Environ. Microbiol. 67: 495-498.
- Salgado, G.S., Palma-López, D. J., Zavala-Cruz, J., Lagunes-Espinoza, L. C., Castelán-Estrada, M., Ortiz-García, C. F., Juárez-López, J. F., Ruiz-Rosado, O., Armida-Alcudia, L., Rincón-Ramírez, J. A. y Córdova-Sánchez, S. 2011. Un programa de fertilización sustentable para el Ingenio "Presidente Benito Juárez" en Tabasco, México. REVAIA 15(3):45-65.
- Salgado, G.S., Jiménez, J.R. Gómez, L.J.F., Castelán, E.M., Payro, C.H. y Osorio M.M. 2014. Diagnóstico del estado micotrófico de HMVA en caña de azúcar en el Ingenio Pdte Benito Juárez. In: XXXIII Convencion de ATAM, realizada en World Trade Center, Boca del Rio Veracruz. 11 p.
- Schalamuk, S. and Cabello, M.N. 2010. Effect of tillage system on the arbuscular mycorrhizal fungi AMF. Propagule bank in soils, in Management of fungal plant pathogens, Arya A. and Parejo. A.E., eds., CAB International. 162-170 pp.
- Schübler, A., Schwarzott, D., and Walker, C. 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. Mycological Research. 105: 1413-1421.
- Smith, S.E. and Smith, F.A. 2011. Roles of arbuscular mycorrhizas in plant nutrition and growth: new paradigms from cellular to ecosystem scales. Annual Review of plant biology. 62: 227-250.
- Sylvia, D. 1999. Fundamentals and applications of arbuscular mycorrhizae: a "Biofertilizer" perspective. En: SIQUEIRA, J.O et al. (eds.) Inter-relação fertilidade, biología do solo e nutrição de plantas. lavras: sBcs/uFla.
- Varela, L., D. Trejo, 2001. Los Hongos micorrízogenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. Acta Zoologica Mexicana 1: 39-51
- Vessey, J. K. 2003. Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. Plant Soil. 255: 571-586.