

Diversidad de hongos micorrícicos arbusculares en suelos cultivados con caña de azúcar en la región de la Chontalpa, Tabasco

Sergio Salgado García ¹, Mepivoseth Castelán Estrada ¹, Reyner Jiménez Jerónimo ²
Juan Florencio Gómez Leyva ³, Mateo Osorio Miranda ¹

¹ Colegio de Postgraduados Campus Tabasco, Apdo Postal 24 CP 86500, Cárdenas, Tabasco. Grupo MASCAÑA-LPI-2: Agroecosistemas sustentables. ² Facultad de Ciencias de la Tierra-UPCH. Carretera Cárdenas-Huimanguillo Km 2, Ranchería Paso y Playa, CP 86529, Cárdenas, Tabasco. ³ Instituto Tecnológico de Tlajomulco Jalisco, Km 10 Carretera a San Miguel Cuyutlán, CP 45640, Tlajomulco, Jalisco

Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in soils cultivated with sugarcane in the region of the Chontalpa, Mexico

Abstract. This study was accomplished to determine the mycotrophic status between arbuscular mycorrhizal fungi and sugarcane plantations from the Chontalpa, Mexico. Samplings rhizosphere were conducted over seven soils subunits to quantify abundance percentage spores, colonization roots and to identify morphological fungal species present on these sites. Our results show that sugarcane is associated with 16 morphospecies of mycorrhizal fungi of four genera; 88.9 % of colonized roots and abundance of 943 spores per 100 g of soil, on average, at the different soil subunits were observed. In general, soils are slightly acidic (pH 5.4 – 6.7), medium to low fertility (CEC 16 – 42) with low phosphorus and nitrogen. The soil with the highest number of morphospecies mycorrhizal fungi (14) was fluvic Cambisol with predominance of genera *Glomus* and *Acaulospora*.

Keywords: colonization, mycorrhizae, Shannon -Weaver index, spores.

Resumen. El presente trabajo se realizó para determinar el estatus micotrófico de los hongos micorrícicos arbusculares asociados al cultivo de caña de azúcar en el área cañera de la Chontalpa, Tabasco. Se realizaron muestreos de rizósfera en siete subunidades edáficas para cuantificar abundancia de esporas en suelo, porcentaje de colonización de raíces e identificar las morfo-especies de los hongos presentes en los sitios. Los resultados muestran que la caña de azúcar se asocia a 16 morfoespecies de hongos micorrícicos, pertenecientes a cuatro géneros. Se observó 88.9% de raíces colonizadas y una abundancia de 943 esporas por 100 g de suelo, en promedio, en las diferentes subunidades edáficas. En general, los suelos son ligeramente ácidos (pH 5.4 – 6.7), de fertilidad media a baja (CIC 16 – 42) con bajo contenido de fósforo y nitrógeno. El suelo con mayor número de morfoespecies de hongos micorrícicos (14) es el Cambisol flúvico (ceeu), con predominancia de los géneros *Glomus* y *Acaulospora*.

Palabras clave: colonización, esporas, índice de Shannon-Weaver, micorizas.

Received 11 June 2013; accepted 1 May 2014.

Recibido 11 de junio 2013; aceptado 1 de mayo 2014.

Introducción

La Chontalpa es una extensa región del estado de Tabasco dedicada a las actividades agropecuarias, el cultivo de mayor importancia económica es la caña de azúcar con

aproximadamente 32,000 ha las cuales abastecen dos ingenios azucareros; Santa Rosalía y Benito Juárez. Estudios realizados en esta región por Salgado *et al.* (2009) muestran que las principales limitantes del rendimiento en la caña de azúcar se relacionan con la baja fertilidad del suelo y la pérdida de la materia orgánica, entre otras; el rendimiento promedio de tallo moledero es de 60 t ha⁻¹, inferior a la media nacional de 78 t ha⁻¹ (Cañeros, 2013). Debido al costo

*Autor para correspondencia: Sergio Salgado García
salgados@colpos.mx*

creciente de los fertilizantes químicos se ha considerado pertinente evaluar fertilizantes alternativos tales como inoculantes micorrícicos, compostas, vinazas, abonos verdes y otros (Arreola *et al.*, 2004; Salgado *et al.*, 2013a; Pérez *et al.*, 2007, 2009; Wutke y Arévalo, 2006).

Los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) son organismos biotróficos obligados que al asociarse al sistema radical estimulan el crecimiento y desarrollo de las plantas y mejoran su nutrición, principalmente por la exploración de mayor volumen de suelo que facilita a la planta la absorción de nutrimentos de baja movilidad y agua (Reis *et al.*, 1999; Rillig, 2004). Este beneficio potencial ha motivado el comercio de biofertilizantes a base de HMA y *Azospirillum brasilense* en la región, destinados a la caña de azúcar. Algunos estudios revelan que la colonización espontánea de raíces por HMA es aleatoria (Smith y Smith, 2011) y dado que el manejo de los suelos en el cultivo de la caña es intensivo (paso de cultivadora de ganchos, aplicación de herbicidas, insecticidas y fertilizantes), este manejo puede tener un efecto adverso sobre la colonización micorrícica (Azevedo, 2008). Por ello se consideró necesario determinar si la simbiosis micorrícica ocurre en la caña de azúcar cultivada en el área de estudio; esta información permitiría usar eficientemente los biofertilizantes en dicho cultivo. Por lo anterior, los objetivos de este estudio fueron determinar que especies de HMA están presentes en la zona, cuantificar la colonización micorrícica de raíces de caña de azúcar y estimar la densidad de esporas en los suelos cañeros de la Chontalpa, Tabasco.

Materiales y métodos

Área de estudio

La zona de estudio se localiza en la Llanura Costera del Golfo, con una altitud media de 11 m snm. El clima es cálido-húmedo [Am(i')g] con temperaturas medias mensuales de 26 °C y precipitación de 2163 mm anuales. La zafra se realiza cada

año entre los meses de enero a junio.

Diseño experimental y tratamientos

Se utilizó un diseño completamente al azar, cuyos tratamientos fueron siete subunidades de suelo representativas del área cañera (Salgado *et al.*, 2009). La geolocalización y definición de puntos de muestreo se hicieron mediante el paquete informático Arc Gis 9 en el laboratorio de cartografía digital del Campus Tabasco (Figura 1). Con un equipo GPS marca Garmin, modelo GPSMAP 60CSx se introdujo la ubicación de los puntos seleccionados y se localizó en campo mediante el modo de navegación del GPS. En cada tratamiento se tomaron en un recorrido en zigzag, cuatro muestras de suelo como repeticiones, entre cada sitio se dejó una distancia de al menos 25 m de separación, lo que generó 28 muestras de suelo.

Muestreo de suelo y rizósfera

Las muestras fueron colectadas bajo el siguiente procedimiento: cepas de caña con porte vigoroso se seleccionaron en estado de crecimiento activo, antes de la floración. La muestra se tomó con una pala recta, entre cada muestreo se lavó con agua destilada y se desinfectó con etanol al 90% para evitar la contaminación cruzada. Las muestras se obtuvieron sobre el surco, a 20 cm de la cepa, en los primeros 20 cm de profundidad; cada muestra de rizósfera fue de aproximadamente 500 g. Estas se etiquetaron con un número progresivo, nombre del sitio, parcela y fecha; los contenedores se sellaron con cinta adhesiva para evitar la mezcla o pérdida de material y se transportaron a ± 4 °C al laboratorio de Fisiología Vegetal del Campus Tabasco. Simultáneamente una muestra compuesta de suelo a profundidad de 0 a 30 cm se obtuvo en cada subunidad edáfica para determinar la fertilidad (Salgado *et al.*, 2013b). Los análisis correspondientes se hicieron en el laboratorio de suelos, plantas y aguas del Campus Tabasco.



Variables de estudio

Se midió el pH, conductividad eléctrica, materia orgánica, nitrógeno total, relación C/N, fósforo asimilable, bases intercambiables (potasio, sodio, calcio, magnesio) y la capacidad de intercambio catiónico; micronutrientes (boro, hierro, cobre, zinc, manganeso) y la textura del suelo de acuerdo con la norma NOM-021-RECNAT (2001).

Se separaron las raíces del suelo para hacer los estudios correspondientes a cada componente; las raíces se lavaron con agua destilada hasta dejarlas libres de suelo y se sumergieron en una solución FAA (formaldehído 37%: ácido acético: agua 1:1:1 v/v/v) para conservarlas. La colonización se determinó por el método de Phillips y Hayman (1970), el cual consiste en lavar las muestras de raíz con abundante agua para quitar el exceso de solución FAA; se secaron con toallas de papel estéril y se cortaron porciones de 1 cm de longitud

que se depositaron en frascos con una solución de KOH al 10% (p/v) para decolorar. Las muestras se esterilizaron a 10 lb de presión durante 10 min, se dejaron enfriar y se lavaron con agua destilada; se les agregó HCl al 10% (v/v), se agitaron durante 3 minutos y se decantó el exceso de ácido para teñir con azul de tripano al 0.05% en acetoglicerol, se dejaron reposar 10 minutos. Se decantó el exceso de colorante y se montaron tres grupos de cuatro segmentos de 1 cm sobre un portaobjetos; se agregó una gota de acetoglicerol a cada grupo y puso el cubreobjetos; se hizo el conteo por observación con un microscopio a 40 X. Para determinar el porcentaje de colonización se utilizó una escala: presencia de hifa o esporas dentro del segmento = 1; ausencia de hifa o esporas en el segmento = 0. El porcentaje de colonización se calculó con la fórmula: $Y = (X/12) * 100$, donde X = número de segmentos de raíz colonizados.

Esporas de HMA en suelo

De cada muestra de suelo se tomó una submuestra de 100 g para el conteo de esporas. Estas se separaron por lavados y tamizados sucesivos (primero con un tamiz de 710 μm y posteriormente con el 420 μm) y centrifugación en solución de sacarosa al 60%, recuperando el sobrenadante con las esporas que se enjuagaron con agua una vez extraídas. Se conservaron en 15 mL de solución Ringer (NaCl 100 mg, KCl 100 mg, CaCl_2 100 mg y MgCl_2 100 mg todo en un L de agua destilada, el pH se estabilizó en 7.4) de acuerdo con Brundrett *et al.* (1996). Las esporas presentes en la alícuota fueron contadas con ayuda de un microscopio (40X).

Clasificación taxonómica de los HMA

Las esporas obtenidas en la fase previa se montaron en portaobjetos con PVLG y PVLG más reactivo de Melzer, se dejaron secar por 48 h a temperatura ambiente y se observaron al microscopio. La clasificación taxonómica de las especies se realizó con base en la morfología de las esporas (diámetro, color, agrupamiento) y de sus estratos de pared (color,

ornamentaciones, número y tipo de estratos, reacción con Melzer y grosor), las que 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 Blaszowski de la Universidad de Agronomía de Szczecin (<http://www.zor.zut.edu.pl/Glomeromycota/>). Cuando fue necesario se recurrió a las descripciones originales de las especies de HMA a las que puede accederse a través de la página *G l o m e r o m y c o t a p h y l o g e n y* (<http://schuessler.userweb.mwn.de/amphylo/>). 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 (Media Cybernetics, 2001). La nomenclatura sigue la clasificación de Schüßler y Walker (2010).

Análisis estadístico

Se realizaron análisis de varianza para las variables colonización de raíces y número de esporas 100^{-1} g de suelo (Martínez, 1988). Para detectar diferencias significativas se hizo una prueba de comparación múltiple de medias (Tukey = 0.05), usando el paquete SAS 6.11 para Windows (SAS Institute, 1995). A partir de las frecuencias de las morfoespecies encontradas en cada sitio se calculó el índice de diversidad de Shannon-Weaver.

Resultados y discusión

Fertilidad de los suelos

Los Vertisoles son de alta fertilidad y de pH neutro, el resto de los suelos tienen mediana fertilidad y pH moderadamente ácido (Tabla 1). La mayoría presenta pobre contenido de materia orgánica (<2%) debido a la quema de los cañaverales antes de la cosecha, esto coincide con un pobre contenido de

Tabla 1. Propiedades fisicoquímicas de las subunidades edáficas cultivadas con caña de azúcar en la Chontalpa, Tabasco, a profundidad de 0 a 30 cm

Subunidad	pH (H ₂)	CE dS m ⁻¹	MO ----(%)----	Nt	P mg kg ⁻¹	K -----	Na cmol (+) kg ⁻¹ -----	Ca	Mg	CIC	B	Fe	Cu	Zn	Mn	Arcilla	Limo	Arena
CMfl (Éútrico Arcílico)	5.6	0.03	1.6	0.09	17.8	0.22	0.13	2.6	4.2	25	1.4	117	3.3	0.7	9.5	54	9	37
CMng (Arcillo-Éútrico)	5.2	0.03	1.5	0.09	8.1	0.14	0.12	6.2	2.9	16	1.8	139	2.4	1.4	38.9	52	16	32
CMngst (Éútrico -Férrico)	5.8	0.03	1.5	0.08	5.3	0.30	0.14	13.2	6.5	23	1.0	267	2.8	1.0	19.5	54	14	32
CMst (Arcílico Éútrico)	5.4	0.03	1.5	0.07	8.7	0.33	0.34	11.6	10.4	17	1.3	166	2.2	0.8	32.5	49	9	42
GLha (Éútrico Arcílico)	6.4	0.05	1.4	0.08	5.7	0.16	0.17	14.8	4.3	25	0.9	28	1.9	0.4	8.4	56	12	32
VRglst (Éútrico)	6.6	0.02	1.4	0.10	16.4	0.35	0.24	27.5	8.5	32	0.5	40	0.4	0.4	28.1	61	10	29
VRst (Éútrico)	6.7	0.09	2.5	0.16	7.1	0.44	0.23	27.5	7.2	42	1.3	116	3.2	3.0	21.9	61	9	30

CM = Cambisol; GL = Gleysol; VR = Vertisol; fl = flúvico; ng = endoglético; st = estagnico; ha = háplico; gl = glético

Nt. El fósforo se clasifica como medio a rico ($>11 \text{ mg kg}^{-1}$), el potasio es de bajo a medio ($0.3 \text{ a } 0.6 \text{ cmol (+) kg}^{-1}$). La conductividad eléctrica y el contenido de sodio son indicativos que no existe salinidad en estos suelos. Respecto al calcio, el Cambisol flúvico (Éútrico arcílico) presenta contenido bajo, el Cambisol endoglético (Arcílico éútrico) medio y el resto se clasifica como alto. El contenido de magnesio se clasifica como medio a alto ($>3.0 \text{ cmol (+) kg}^{-1}$). El boro es bajo en el Gleysol háplico (Éútrico Arcílico) y Vertisol glético estagnico (Éútrico). El cobre es bajo en el suelo Vertisol glético estagnico (Éútrico). El zinc es adecuado en los suelos Cambisol endoglético estagnico (Éútrico -Férrico) y Vertisol estagnico (Éútrico) pero en las otras subunidades de suelo es deficiente. Por el contenido alto de arcilla, la textura de estos suelos se clasifica como arcillosa, lo que les confiere alta capacidad para retener humedad (Salgado *et al.*, 2013b).

Colonización de raíces

La observación de esporas, micelio e hifas ramificadas de HMA en el interior de las células corticales de la raíz y entre las células de la epidermis, corroboró que en las subunidades de suelo ocurre la colonización de raíces en caña de azúcar. Los resultados del análisis de varianza no muestran diferencias significativas entre subunidades de suelo; la media fue de 88.9% con un coeficiente de variación de 23.5 (Tabla 2); esta variación se considera aceptable tomando en cuenta la amplitud del área de estudio y la variabilidad entre

las poblaciones de HMA. El porcentaje de colonización observado es alto respecto al 66% reportado para la variedad NCo 310 fertilizada con 20 t ha^{-1} de composta de cachaza (Thauico, 2005). Este autor reporta que cuando aplicó Mycoral® (consorcio de *Acaulospora* spp., *Glomus* spp., *Entrophospora* spp.) a razón de 100 g m^{-1} de surco, la colonización de raíces disminuyó a $< 50\%$ por la competencia entre las micorrizas nativas y las añadidas con el producto comercial; por otra parte, la colonización de raíces de caña cultivada con baja dosis de fósforo fue de 60% (Kelly *et al.*, 2001).

Los resultados encontrados muestran que la micorrización de la caña de azúcar en la zona cañera de la Chontalpa ocurre comúnmente en estos suelos a pesar del manejo intensivo del cultivo. En una etapa posterior es necesario evaluar el beneficio de las simbiosis sobre la nutrición de la caña de azúcar, dado que ocurre en todos los suelos y variedades de caña (Tabla 2), pero los rendimientos de tallo moleadero son bajos (60 t ha^{-1}) en toda el área (Cañeros, 2013).

Número de esporas en suelo

Se encontró que existen poblaciones de HMA en todos los suelos estudiados, aunque el análisis de varianza no muestra diferencias significativas respecto a esta variable entre las subunidades de suelo (Tabla 2). Esto obedece al elevado coeficiente de variación lo que indica alta variabilidad poblacional de los hongos entre los diferentes sitios; la media

Tabla 2. Abundancia de esporas de hongos micorrícicos en suelos cañeros de la Chontalpa, Tabasco y porcentaje de colonización de raíces de caña de azúcar

Parcela	Suelo; Variedad, Tipo de plantación	Colonización de raíces (%)	# de Esporas 100 g ⁻¹ suelo
1	Cambisol Flúvico (Éutrico arcílico); SP 70-1284, Resoca 5	91.8 a†	875 a
2	Cambisol Endoglético (Éutrico arcílico); Brasileña, Resoca 6	95.8 a	500 a
3	Cambisol Endoglético Estagnico (Éutrico férrico); MEX 68-P-23, Resoca 5	93.8 a	600 a
4	Cambisol Estagnico (Éutrico Arcílico); MEX 79-431, Soca	83.2 a	1500 a
5	Gleysol háplico (Arcílico Éutrico); MEX 69-290, Resoca 5	95.8 a	900
6	Vertisol Glético Estagnico (Éutrico); MEX 69-290, Resoca 10	83.2 a	1050 a
7	Vertisol Estagnico (Éutrico); MEX 68-P-23, Resoca 4	93.2 a	1175 a
Media		88.9	943
CV (%)		23.5	52.8
Prob. de F de Tratamientos		0.89 ns	0.14 ns
MSD (%)		49.0	1164

† Medias con la misma literal dentro de columnas son iguales estadísticamente (Tukey = 0.05)
ns: estadísticamente no significativo.

observada es de 943 esporas por 100 g de suelo. Los valores encontrados muestran poblaciones altas de HMA en los suelos estudiados, en comparación con los suelos cañeros del Ingenio Tres Valles (Honduras) donde reportan 4 esporas 100 g⁻¹ (Thauico, 2005); mientras que en suelos salinos con diversos cultivos reportan 210, 400 y 280 esporas 100 g⁻¹ (Tapia-Goné *et al.*, 2008). Por otra parte, en tres localidades de Pernambuco y Rio de Janeiro, Brasil se reportan rangos de 18 a 2070 esporas 100 g⁻¹ de suelo con caña de azúcar; asociadas a las variedades CB 14-16 y SP 70-1284 se reportaron 1630 y 1080 esporas 100 g⁻¹ de suelo, respectivamente (Reis *et al.*, 1999).

Morfología de las esporas

Se encontraron seis géneros de HMA asociados al cultivo de la caña de azúcar. El orden de abundancia de las morfoespecies por género fue: *Glomus* (5) > *Acaulospora* (5) > *Sclerocystis* (3) > *Gigaspora* (1) = *Scutellospora* (1) = *Funneliformis* (1), estos géneros coinciden con lo reportado para localidades cañeras de Pernambuco y Rio de Janeiro

Brasil y para suelos cañeros de Pudukkottai, India; en suelos cañeros de Morelos, México también se observa predominancia del género *Glomus* (Reis *et al.*, 1999; Varela y Trejo, 2001; Sivakumar, 2013). La quema anual de la paja y la humedad excesiva del suelo durante el periodo lluvioso son factores que determinan el tamaño y tipo de poblaciones de HMA, también el estado nutrimental de la caña juega un papel importante; plantas con bajo contenido de P favorecen la simbiosis con HMA por mecanismos bioquímicos (Souza, 2006). Dentro de los géneros encontrados en campo se identificaron 16 morfoespecies de HMA (Tabla 3).

Índice de diversidad de Shannon-Weaver

La riqueza de 16 morfoespecies de HMA sugiere que el cultivo de caña en la Chontalpa presenta alta diversidad con los géneros de micorrizas encontrados (Tabla 4). El índice de Shannon-Weaver de 2 indica que es altamente probable encontrar las morfoespecies *Glomus* sp. 1 y *Acaulospora* sp. 1 en cualquier muestreo en los suelos de la Chontalpa. Al relacionar morfoespecies con subunidades de suelo se

Tabla 3. Descripción de las morfoespecies de hongos micorrícicos asociadas al cultivo de caña de azúcar en suelos de la Chontalpa, México

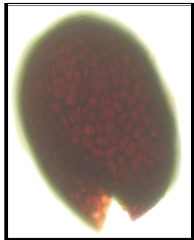

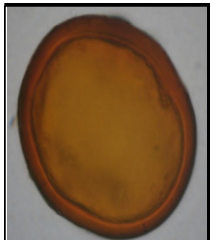
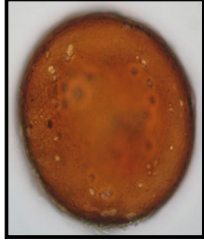
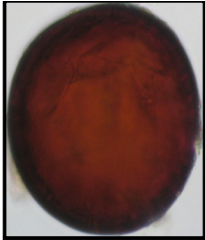
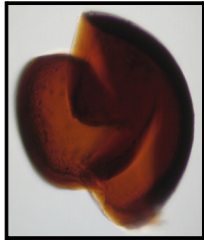

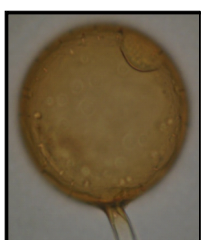
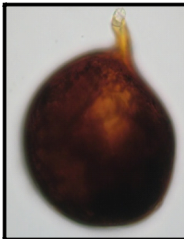
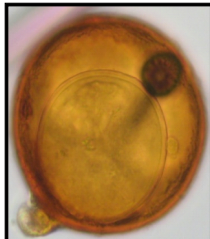
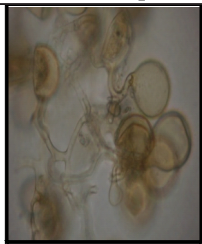
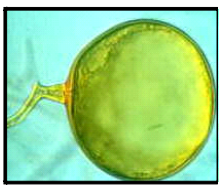
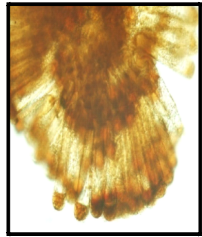
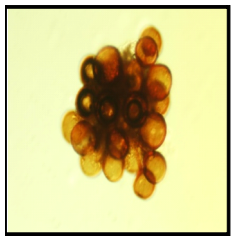
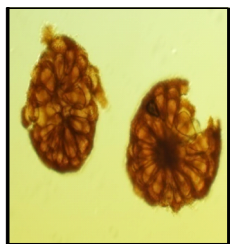
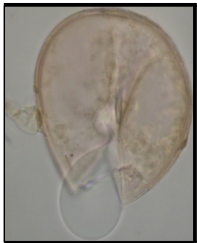
Morfoespecie	Descripción morfológica	Morfoespecie	Descripción morfológica
 <i>Acaulospora foveata</i>	Con tiene dos grupos de paredes A (E, L) B (2M) ornamentadas con depresiones de forma irregular y algo alargadas, dentro tiene dos membranas; la más interna reacciona con el reactivo de Melzer adquiriendo un color púrpura.	 <i>Acaulospora scrobiculata</i>	Esporas de color amarillo pálido (0-0-10-0), pero algunas oscuras de color pajizo (0-10-20-0); globosas y subglobosas, en ocasiones irregulares. Tamaño de 80 a 160 μ , con una media = 120 μ (n = 116), con tres capas (L1, L2 y L3) continuas con la pared exterior del cuello de la matriz, esporíferos, sáculo y las dos últimas con el origen de la espora.
 <i>Acaulospora</i> sp. 1	Esporas globosas a subglobosas de 60 - 110 x 80 -130 μ de diámetro, de color oscuro marrón. Poseen un solo grupo de paredes formado por una pared externa marrón, laminada, lisa en su superficie, sólida, de aproximadamente 4 μ de espesor y una membrana interna, delgada, de menos de 1 μ de espesor, transparente, que tiende a recogerse.	 <i>Acaulospora</i> sp. 2	Esporas de color café al estereoscopio, rojiza oscuro al microscopio; pueden tener mucilago y detritos adheridos que no adhieren con firmeza. Posee un solo grupo de paredes formado por una pared externa amarilla, laminada, lisa en su superficie, sólida, de aproximadamente 4 μ de espesor y una membrana interna, delgada, de menos de 1 μ de espesor, transparente, que tiende a recogerse.
 <i>Acaulospora</i> sp. 3	Esporas de color amarillo-claro al estereoscopio, amarillo al microscopio; pueden tener mucilago y detritos adheridos que no adhieren con firmeza. Posee un solo grupo de paredes formado por una pared externa amarilla, laminada, lisa en su superficie, sólida, de aproximadamente 4 μ de espesor y una membrana interna, delgada, de menos de 1 μ de espesor, transparente, que tiende a recogerse.	 <i>Gigaspora</i> sp.	Esporas lisas, muy grandes de color amarillo limón brillante. Pared estructural compuesta por dos estratos (L1, L2). L1: semirrígidos, delgados, hialinos. L2: formado por láminas más o menos gruesas, de color amarillo limón.
 <i>Glomus</i> sp. 1	Esporas de color amarillo-café al estereoscopio; pueden tener mucilago y detritos adheridos que no adhieren con firmeza. Posee un solo grupo de paredes formado por una pared externa amarilla, laminada, lisa en su superficie, sólida, de aproximadamente 4 μ de espesor y una membrana interna, delgada, de menos de 1 μ de espesor, transparente, que tiende a recogerse.	 <i>Glomus</i> sp. 2	Esporocarpo globoso de 540 μ de diámetro. Aparentemente formada por un solo grupo de paredes con una pared laminada de grosor variable; en la parte superior, la espora es gruesa, siendo más delgada en la parte apical, dando en la superficie del esporocarpo una apariencia de anillos gruesos unidos en la superficie.
 <i>Glomus</i> sp. 3	Presenta un solo grupo de paredes formado por una pared externa, laminada, que le da el color a la espora, de aproximadamente 3 μ de espesor; y una membrana interna, delgada, flexible, que tiende a arrugarse y que está pegada a la pared externa formando una sola unidad.	 <i>Glomus</i> sp. 4	Esporas subglobosas de 60-110 x 80-130 μ de diámetro, de color amarillo claro (5 YR 4/4) al estereoscopio, a amarillo (2.5YR 5/8) a rojo amarillento (5YR 5/8) al microscopio. Pueden presentar canales delgados, de menos de 1 μ de diámetro que atraviesan la espora desde el interior hacia el exterior. Puede o no presentar mucilago adherido, pero generalmente se aíslan limpias y abundantes.

Tabla 3. Continuación

Morfoespecie	Descripción morfológica	Morfoespecie	Descripción morfológica
 <i>Glomus ambisporum</i>	Espora de color café-amarillo sin reactivo de Melzer, hifa recta cilíndrica, pared de la hifa un poco gruesa, las esporas son globosas a subglobosas, no reacciona con el Melzer; la capa (E) es gelatinosa que sale de la hifa con una capa (L) y una (M), mide 94 μ , esta especie forma esporocarpios laxos.	 <i>Funneliformis mosseae</i>	Los esporocarpios de color amarillo-marrón (0-40-100-10) a café (20-40-100/-0). El peridio que rodea a estas esporas es 10 a 38 μ de grosor, con hifas robustas mezclado con muchas ramas finas, con paredes de 1.6 a 3.5 μ , de espesor 8-18 μ ; hifas (2-5 μ de ancho, paredes <1 μ de espesor). El peridio no altera la estructura de la pared y parece ser un carácter lábil.
 <i>Sclerocystis clavispora</i>	Peridio casi ausente, extracto laminado muy grueso sobre todo el ápice, con un plexo muy ancho o grande, esporas muy largas (clavadas), en fresco son rojas, pared gruesa e hifas.	 <i>Sclerocystis rubiformis</i>	Esporocarpo subcompacto sin peridio, de color rojo, esporas casi globosas, hifa recta, solo tiene 2 membranas; laminadas, casi gruesa y membrana delgada (L, M).
 <i>Sclerocystis sinuosa</i>	Esporas de color naranja, esporocarpios compactos, de rojo a naranja, con peridio plexo central. Esporas clavadas y obovadas, con 1 pared P [A (L)]. El peridio está formado por una capa gruesa de 18 μ , de hifas entremezcladas de pared gruesa.	 <i>Scutellospora</i> aff. <i>pellucida</i>	La mayoría de esporas formadas recientemente son de color hialino-blanco; las esporas maduras son amarillo-marrón (0-5-40-0), (especialmente las provenientes de campo); de forma globosas y subglobosas, a menudo muy elípticas u oblongas. Tamaño de 120 a 240 μ , con una media = 189 μ (n = 128). Tres capas (L1, L2 y L3) adherentes, las esporas menores son de igual grosor con la capa laminada (L2) como engrosamiento de la pared. No se sabe cuándo aparece la capa L3.

observa que el suelo Cambisol flúvico (Arcílico éutrico) presentó la mayor riqueza de HMA; este suelo localmente es valorado como el mejor para el cultivo de caña de azúcar (Salgado *et al.*, 2009). A medida que disminuye el porcentaje de limo y arena en los suelos (Tabla 1), la riqueza de morfoespecies de HMA también disminuye (Tabla 5) lo que coincide con lo reportado por Dora y Trejo (2001) al señalar que los factores químicos y físicos restringen la distribución de HMA. Los suelos Cambisol estagnico endoglético (Éutrico férrico) y Vertisol estagnico glético (Éutrico), presentaron el menor número de morfoespecies de HMA, lo cual puede deberse a su contenido bajo de MO. Las

morfoespecies dominantes y más frecuentes son *Glomus* sp. 1, *G.* sp. 2, *Acaulospora* sp. 1 y *A.* sp. 2, que se encontraron en todas las subunidades de suelo (Tabla 4). Estas morfoespecies podrían ser utilizadas para formular biofertilizantes para mejorar la nutrición del cultivo de caña (Klironomos, 2003).

Conclusiones

La simbiosis entre HMA y la caña de azúcar ocurre espontáneamente en todas las subunidades de suelo de la zona de la Chontalpa, Tabasco; la media de colonización de raíces

Tabla 4. Índice de diversidad de Shannon-Weaver para morfoespecies de hongos micorrízicos presentes en suelos de la Chontalpa, México cultivados con caña de azúcar

Especie	Total	Abundancia relativa (Pi)	Ln (Pi)	H = Pi x LN (pi)
<i>Acaulospora foveata</i>	1	0.010638	-4.543295	-0.048333
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	2	0.021277	-3.850148	-0.081918
<i>Acaulospora</i> sp.1	24	0.255319	-1.365241	-0.348572
<i>Acaulospora</i> sp.2	10	0.106383	-2.240710	-0.238373
<i>Acaulospora</i> sp.3	4	0.042553	-3.157000	-0.134340
<i>Gigaspora</i> sp	1	0.010638	-4.543295	-0.048333
<i>Glomus</i> sp.1	25	0.265957	-1.324419	-0.352239
<i>Glomus</i> sp.2	13	0.138298	-1.978345	-0.273601
<i>Glomus</i> sp.3	6	0.063830	-2.751535	-0.175630
<i>Glomus</i> sp.4	1	0.010638	-4.543295	-0.048333
<i>Glomus ambisporum</i>	1	0.010638	-4.543295	-0.048333
<i>Sclerocystis clavispora</i>	1	0.010638	-4.543295	-0.048333
<i>Funneliformis mosseae</i>	1	0.010638	-4.543295	-0.048333
<i>Sclerocystis rubiformis</i>	1	0.010638	-4.543295	-0.048333
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	2	0.021277	-3.850148	-0.081918
<i>Scutellospora</i> aff. <i>pellucida</i>	1	0.010638	-4.543295	-0.048333
Riqueza = 16	94			-2.07325539
H max = Ln 16 = 2.7725				
Equitividad H/H max = 0.74				

Tabla 5. Distribución de las morfoespecies de hongos micorrízicos según la subunidad edáfica bajo cultivo con caña de azúcar en la Chontalpa, México

CMfl† (ceeu)	CMng (ceeu)	Subunidades de Suelo					VRglst (eu)	VRst (eu)	Morfoespecies de HMA
		CMngst (eufr)	CMst (ceeu)	GLha (ceeu)					
X									<i>Acaulospora foveata</i>
X									<i>Acaulospora scrobiculata</i>
X	X	X	X	X	X	X	X		<i>Acaulospora</i> sp. 1
X	X		X	X	X	X	X		<i>Acaulospora</i> sp. 2
	X							X	<i>Acaulospora</i> sp. 3
X									<i>Gigaspora</i> sp
X	X		X	X	X	X	X		<i>Glomus</i> sp. 1
X	X	X	X	X				X	<i>Glomus</i> sp. 2
X	X		X						<i>Glomus</i> sp. 3
X									<i>Glomus</i> sp. 4
X									<i>Glomus ambisporum</i>
X									<i>Sclerocystis clavispora</i>
									<i>Funneliformis mosseae</i>
X		X							<i>Sclerocystis rubiformis</i>
X								X	<i>Sclerocystis sinuosa</i>
X									<i>Scutellospora</i> aff. <i>pellucida</i>
14	6	3	5	4	3	6			Riqueza = 16

† Cambisol Flúvico (Éútrico arcílico); Cambisol Endoglético (Éútrico arcílico); Cambisol Endoglético Estágnico (Éútrico férrico); Cambisol Estágnico (Éútrico Arcílico); Gleysol háptico (Arcílico Éútrico); Vertisol Glético Estágnico (Éútrico); Vertisol Estágnico (Éútrico).

es 89%, con una máxima de 96 % en el Cambisol endogléyico (Éutrico arcílico) y una mínima de 83% en los suelos Cambisol estagnico (Éutrico arcílico) y Vertisol gléyico-estagnico (Éutrico).

En los diferentes suelos cañeros de la Chontalpa se encontraron en promedio 943 esporas 100 g^{-1} de suelo, con un valor máximo de 1,175 en el suelo Vertisol estagnico (Éutrico).

La riqueza de HMA en los suelos del área de estudio es de 16, con alta especificidad de géneros asociados a la caña de azúcar. La subunidad Cambisol flúvico (Éutrico arcílico) presentó la mayor riqueza de morfoespecies micorrícicas.

Las morfoespecies dominantes en los suelos del área de estudio son *Glomus* sp. 1, *Glomus* sp. 2, *Acaulospora* sp. 1 y *Acaulospora* sp. 2.

Se recomienda realizar estudios en esta área cañera con diferentes dosis de fertilizantes para determinar si la simbiosis HMA-caña de azúcar es benéfica para el cultivo y evaluar la efectividad de los biofertilizantes micorrícicos comerciales empleados localmente, dado que el proceso de micorrización ocurre espontáneamente en todos los suelos y variedades de caña cultivadas en el área.

Literatura citada

- Arreola, E.J.A., D.J.L. Palma, S.G. Salgado, W.CH. Camacho, L.A. Pastrana, 2004. Efecto de cachaza enriquecida sobre la producción y la calidad de la caña de azúcar. *Terra* 22: 351-357.
- Azevedo, B.L.C., 2008. Comunidades de fungos micorrícicos no solo e raízes da cana-de-açúcar. Tese de Doutor. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, USP. Piracicaba, Brasil.
- Brundrett, M., N. Bougher, B. Dell, T. Grave, N. Malajczuk, 1996. Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. Australian Centre for International Agricultural Research Monograph 32, Canberra.
- Cañeros, 2013. Unión nacional de cañeros A.C.-CNPR: www.caneros.org.mx. Consultado 07/02/2013.
- Kelly, R.M., D.G. Edwards, J.P. Thompson, R.C. Magarey, 2001. Responses of sugarcane, maize, and soybean to phosphorus and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Australian Journal of Agricultural Research* 52:731-743.
- Klironomos, J.N., 2003. Variation in plant response to native and exotic arbuscular mycorrhizal fungi. *Ecology* 84:2292-2301.
- Martínez, G.A., 1988. Diseños experimentales: Métodos y elementos de teoría. Ed. Trillas. México, D.F.
- Media Cybernetics, 2001. Image pro plus for windows 98/2000NT 4.0. Media Cybernetics Inc., Maryland.
- Paula, M.A., V.M. Reis, J. Dobereiner, 1991. Interactions of *Glomus clarum* with *Acetobacter diazotrophicus* in infection of sweet potato (*Ipomoea batatas*), sugarcane (*Saccharum* spp.), and sweet sorghum (*Sorghum vulgare*). *Biology and Fertility of Soils* 11: 111-115.
- Pérez, O., F. Hernández, A. López, P. Balaña, E. Solares, 2007. El uso de abonos verdes como alternativa para mejorar la productividad y sostenibilidad del cultivo de la caña de azúcar. ATAGUA. p 6-10.
- Pérez, O., W. Ovalle, J.J. López, V. Reis, S. Urquiaga, 1999. Potencial de la fijación biológica de nitrógeno en variedades de caña de azúcar en Guatemala. CENGICANA. Guatemala.
- Phillips, J.M., S.D. Hayman, 1970. Improves procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society* 55: 158-161.
- Reis, M.V., M.A. Paula, J. Dobereiner, 1999. Ocorrência de micorrizas arbusculares e da bactéria diazotrófica *Acetobacter diazotrophicus* em cana-de-açúcar. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 34: 1933-1941.
- Rilling, M.C., 2004. Arbuscular mycorrhizae, glomalin, and soil aggregation. *Canadian Journal of Soil Science* 84: 355-363.
- Salgado, G.S., L.C.E. Lagunes, R.E. Núñez, C.F.G. Ortiz, L.A. Bucio, E.M.I. Aranda, 2013a. Caña de azúcar: producción sustentable. Colegio de Postgraduados-Mundi Prensa. México, D.F.
- Salgado, G. S., D.J. L. Palma, M. E. Castelán, L.C.L. Lagunes, H.L. Ortiz, 2013b. Manual para el muestreo de suelos, plantas y aguas e interpretación de análisis para la producción sostenible de alimentos. Colegio de Postgraduados-Campus Tabasco. H. Cárdenas.
- Salgado -García, S., D. J. Palma-López, J. Zavala-Cruz, L.C. Lagunes-Espinoza, M. Castelán-Estrada, C. F. Ortiz-García, J. F. Juárez-López, O.R. Ruiz, L.A. Armida, J.A. Rincón-Ramírez, 2009. Sistema integrado para recomendar dosis de fertilizantes en caña de azúcar (SIRDF): Ingenio Presidente Benito Juárez. Colegio de Postgraduados. H. Cárdenas.
- SAS Institute, 1995. SAS/STAT User's guide: Statistics. Release 6.11 SAS Institute. Cary North Carolina.
- Sivakumar, N., 2013. Effect of edaphic factors and seasonal variation on spore density and root colonization of arbuscular mycorrhizal fungi in sugarcane fields. *Annals of Microbiology* 63:151-160.
- Schüßler A., C. Walker, 2010. Glomeromycota species list. Disponible en el sitio web: <http://schuessler.userweb.mwn.de/amphylo/>. Consultado 10/12/2013.
- Smith S. E., F.A. Smith, 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.
- Tahuico-Reyes J., 2005. Respuesta de caña de azúcar a la inoculación con micorrizas vesículo arbusculares en el Ingenio Tres Valles, Honduras. Tesis de licenciatura. Zamorano, Honduras.
- Varela, L., D. Trejo, 2001. Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. *Acta Zoológica Mexicana* (nueva serie), 1: 39-51.
- Wutke, E.B., R.A. Arevalo, 2006. Adução verde com leguminosas no rendimento da cana-de-açúcar e no manejo de plantas infestantes. *Serie tecnología APTA, Boletín Técnico IAC* 198. Campinas.