
Universidad Autónoma de Tlaxcala

Centro Tlaxcala de Biología de la Conducta
Posgrado en Ciencias Biológicas

Colonización ectomicorrizica y arbuscular en
Coccoloba uvifera L. en la Reserva de la Biosfera Ría
Lagartos

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE
MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

P r e s e n t a
Rosabel Juárez Barradas

Comité tutorial:

M. en C. Gema Lilia Galindo Flores
Dr. Arturo Estrada Torres
Dra. Irene Sánchez Gallen
Dr. Carlos Alberto Lara Rodríguez

Tlaxcala, Tlax.

Diciembre, 2015



El presente proyecto se realizó en el Laboratorio de Micorrizas del Centro de Investigación en Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Tlaxcala, bajo la dirección de la M. en C. Gema Lilia Galindo Flores y la codirección del Dr. Arturo Estrada Torres.

Se contó con una beca para estudios de posgrado por parte del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), becario número 295719, en el programa de la Maestría en Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Tlaxcala con registro en el Programa para el Fortalecimiento del Posgrado Nacional, Padrón Nacional de Posgrados (PNP 00-30-03).

Fornó parte del proyecto "Estudio de la diversidad y las interacciones bióticas para la conservación y restauración de la vegetación de la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos, Yucatán." Financiado por PROMEP-Apoyo a la Integración de Redes Temáticas de Colaboración Académica. Red para el Estudio de las Interacciones Bióticas en México. CA-Ciencias Biológicas, con clave PROMEP/103.5/09/1294.

Universidad Autónoma de Tlaxcala
Secretaría de Investigación Científica y Posgrado



POSGRADO EN CIENCIAS
BIOLÓGICAS



COORDINACIÓN MAESTRÍA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
CENTRO TLAXCALA DE BIOLOGÍA DE LA CONDUCTA
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE TLAXCALA
P R E S E N T E

Los abajo firmantes, miembros del jurado evaluador del Proyecto de tesis que Rosabel Juárez Barradas realiza para la obtención del grado de Maestra en Ciencias Biológicas, expresamos que, habiendo revisado la versión final del documento de tesis, damos la aprobación para que esta sea impresa y defendida en el examen correspondiente. El título que llevará de la "Colonización ectomicrotizica y arbuscular en *Coccoloba uvifera* L. en la Reserva de la Biosfera Ria Lagartos".

Sin otro particular, le enviamos un cordial saludo.

ATENTAMENTE

TLAXCALA, TLAX., JULIO 15 DE 2015

M. EN C. GEMA LILIA GALINDO FLORES

DR. ARTURO ESTRADA TORRES

DRA. IRENE SANCHEZ GALLEN

DR. CARLOS ALBERTO LARA RODRIGUEZ

DRA. CITLALI CASTILLO GUEVARA

M. EN C. LAURA HERNANDEZ CUEVAS

Sistema Institucional de Gestión de la Calidad Certificado Bajo la Norma:
ISO 9001:2000-NMX-CC-9001-IMNC-2000



Km. 1.5 Carretera Tlaxcala-Puebla CP 90070 Tel/Fax: 01(246)462-15-57 e-mail: posgrado@ciuat@gmail.com
Tlaxcala, Tlax.

AGRADECIMIENTOS

Al posgrado en Ciencias Biológicas del Centro Tlaxcala de Biología de la Conducta de la Universidad Autónoma de Tlaxcala por brindarme la oportunidad de formar parte de su cuerpo estudiantil y alcanzar una meta académica más en mi formación profesional.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca otorgada para realizar los estudios de posgrado en la Maestría en Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Tlaxcala, becarío número 295719.

Al proyecto "Estudio de la diversidad y las interacciones bióticas para la conservación y restauración de la vegetación de la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos, Yucatán." Financiado por PROMEP-Apoyo a la integración de Redes Temáticas de Colaboración Académica. Red para el estudio de las interacciones bióticas en México. CA-Ciencias Biológicas, con clave PROMEP/103.5/09/1294. Por el financiamiento otorgado para la realización del trabajo de campo y su difusión en congresos nacionales e internacionales.

Al Centro de Investigación en Ciencias Biológicas y al Laboratorio de Micorrizas por permitirme formar parte de su equipo de trabajo y facilitar el acceso al equipo y material necesario para la realización de esta investigación.

A la Universidad Autónoma de Yucatán (UADY) y a la Estación de la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos por el apoyo en campo con el préstamo de equipo, vehículo y la facilitación del hospedaje durante el muestreo.

A cada uno de los miembros del comité tutorial, la M. en C. Gema L. Galindo Flores, el Dr. Arturo Estrada Torres, la Dra. Irene Sánchez Gallen, el Dr. Carlos A. Lara Rodríguez, la M. en C. Laura Hernández Cuevas y la Dra. Citalli Castillo Guevara por su tiempo, correcciones y valiosas sugerencias durante las revisiones, ya que cada una de estas favoreció en el mejoramiento del trabajo realizado.

Al Dr. Roberto Garibay Orijel y al Biol. Rodolfo Angeles Argáiz por la realización del análisis molecular para la identificación de las especies de hongos ectomicorrizógenos.

AGRADECIMIENTOS PERSONALES

A mis padres Abel Juárez Peña y Lucía Barradas Hernández por creer en mí y enseñarme que cada esfuerzo realizado siempre tendrá su recompensa. Sabiendo que no existirá una forma de agradecerles una vida de sacrificio y esfuerzo, quiero que sepan y sientan que el objetivo logrado también es de ustedes y que la fuerza que me ayudo a conseguirlo fue su apoyo, amor y dedicación, porque son ustedes mi mayor ejemplo de fortaleza. En este trabajo les entrego sólo un poco de lo mucho que me han dado día a día.

A mis hermanas María y Lorena por formar parte de lo más hermoso que tengo mi familia. Por apoyarme siempre y sobre todo por enseñarme que no importa que tan adversas sean las circunstancias cuando se quiere se puede.

A mis sobrinos Sebastián, Pamela, Dulce y Mauricio por alegrar mi vida con cada una de sus travesuras, porque son ustedes quienes me enseñan algo nuevo cada día.

A E.M.S. por su compañía a lo largo de este camino, la cual ha sido un gran apoyo. Por alentarme en mis momentos de flaqueza. Pero sobre todo, por enseñarme que hay mil formas distintas de llegar al mismo lugar.

A Alonso por recibirme con cariños y travesuras que me alegran todos los días.
A mis amigos, especialmente a los que compartieron conmigo esta etapa de mi vida, Gaby, Marlen, Alberto, Pablo, José Luis y Angel, porque sólo ellos comprenden el estrés de los experimentos, los tutoriales, el seminario, etc. Por cada uno de los momentos compartidos, por el apoyo brindado en diversos aspectos y por las lecciones aprendidas a su lado.

Al M. en C. Santos Carballar Hernández por su tiempo, apoyo y sobre todo por compartir conmigo su valioso conocimiento sobre los hongos micorrizógenos arbusculares.

RESUMEN

Las plantas con asociaciones ectomicorrizas frecuentemente también tienen estructuras endomicorrizas en sus raíces. En *Coccoloba uvifera* se desconoce si existe presencia simultánea de ambos tipos de micorriza. Por ello, el propósito de este estudio fue determinar la existencia de doble colonización micorrizica en *C. uvifera* y el efecto de la etapa de desarrollo (juvenil o adulto) en las frecuencias de colonización, además de identificar a las especies de hongos micorrizógenos asociadas con esta planta. Para ello, se llevó a cabo un muestreo en la localidad de El Cuyo en agosto de 2014, donde se recolectaron muestras de raíz y de suelo rizosférico bajo plantas juveniles (PJ) y adultas (PA) de *C. uvifera*. Las raíces se utilizaron para determinar la frecuencia de colonización de cada tipo de micorriza. La ectomicorriza (ECM) se cuantificó y caracterizó morfológica y molecularmente. La micorriza arbuscular (MA) se determinó a través de la técnica de tinción de raíces de Phillips y Hayman (1970) y el porcentaje de colonización se evaluó con el conteo de campos colonizados y no colonizados. La identificación de las especies de HMA se llevó a cabo mediante la extracción de esporas del suelo rizosférico y la caracterización morfológica de las mismas. Los datos de la frecuencia de colonización ECM se analizaron con tablas de contingencia seguidas de un análisis de residuales ajustados comparado contra un valor de Z. Los valores de colonización MA se transformaron al arco seno y se analizaron con una t de Student para datos pareados. Las abundancias de las esporas se transformaron con Log_{10} y se analizaron con una t de Student para datos pareados. Además, la diversidad se evaluó utilizando el índice de diversidad de Shannon-Wiener y los valores obtenidos se compararon con una t de Hutcheson. La similitud de entre PJ y PA en relación con las especies de HMA identificadas se determinó a través del índice de Jaccard. Aunado a lo anterior, también se realizaron curvas de acumulación de especies para determinar la calidad del muestreo y análisis de componentes principales para observar el agrupamiento de las plantas de *C. uvifera* en relación con las especies de HMA y sus abundancias. En cuanto a resultados, tanto en PJ como en PA se identificaron tres morfotipos de ECM (M1, M2 y M3), las frecuencias de colonización del M1 no dependieron de la etapa de desarrollo de la planta, pero las de los morfotipos M2 y M3 sí. Además, el morfotipo M1 se identificó como *Scleroderma bermudense*. La CMA no presentó diferencias estadísticamente significativas entre PJ y PA y se identificaron 17 especies en el

Palabras clave: *Coccoloba uvifera*, hongos ectomicorrizógenos, hongos micorrizógenos arbusculares, doble colonización, duna costera.

medio rizosférico de *C. uvifera*, 11 en P1 y 14 en PA, siendo la diversidad de especies mayor en PA. La especie más abundante en ambas etapas fue *Acaulospora kentimensis*. Las curvas de acumulación de especies no alcanzaron la asíntota, el porcentaje de especies identificadas con relación a lo estimado por el modelo de Clench fue de 78% y 77% para P1 y PA, respectivamente. Con la realización de este trabajo se contribuyó a generar información acerca de las estrategias utilizadas por *C. uvifera* para establecerse bajo las condiciones estresantes a las que se ve expuesta en la duna costera y de la diversidad de hongos micorrizógenos asociados con dicha especie en este ecosistema. Además, es el primer reporte de la doble colonización simultánea en *C. uvifera*.

ABSTRACT

Plants with ectomycorrhizal associations often also have their roots in endomycorrhizal structures. In *Coccoloba wifera* it is unknown if exists the simultaneous presence of both types of mycorrhiza. For these reason, the objective of this study was to determine the existence of dual mycorrhizal colonization (ECM and AM) in *C. wifera*, the effect of the stage of development (juvenile or adult) at the frequencies of colonization, and the ectomycorrhiza and arbuscular fungal diversity (ECMF and AMF) associated with this plant in coastal dune Biosphere Reserve Ria Lagartos. In August 2014, one transect was established along the coastline of the dune in the El Cuyo, Yucatan to collect roots and rhizospheric soil under juvenile plants (PJ) and adult (PA) of *C. wifera*. The ECM colonization frequencies and ECMF were determined by morphological and molecular characterization of mycorrhiza tips. The MA presence on the roots was determined by trypan blue staining technique of Phillips and Hayman (1970) and colonization estimation was evaluated with counting fields colonized and uncolonized. The AMF species diversity was estimated through the extraction and morphological identification of spores. Arbuscular mycorrhiza (AM) was determined by staining technique root Phillips and Hayman (1970) and the percentage of colonization of arbuscular mycorrhiza (CMA) was assessed by counting fields colonized and uncolonized. The species identification of HMA was performed by the spores extraction of rhizosphere soil and their morphological characterization. Data from ECM colonization frequency was analyzed using contingency tables followed residual adjusted analysis compared to against a value Z. The CMA values were transformed to arcsine and analyzed using a Student t test for paired data. The values of abundance of spores were transformed with Log_{10} and analyzed using a Student t test for paired data. In addition, diversity was evaluated using the index of Shannon-Wiener and the values obtained were compared with t of Hutcheson. Similarity between PJ and PA regarding the AMF species identified was determined using Jaccard Index. Species accumulation curves were also performed to determine the quality of sampling and analysis of principal components for observing the grouping of plants *C. wifera* in relation to HMA species and their abundances. In terms of results, both PJ and PA three morphotypes ECM (M1, M2 and M3) were identified, the frequency of colonization of M1 were not dependent on the stage of plant development, but if there was dependence for morphotypes

M2 and M3. Additionally, the M1 was identified as *Scleroderma bermudense*. The CMA did not present statistically significant differences between P1 and PA and 17 species of AMF were identified in the rhizosphere soil of *C. wifera*, 11 PA and 14 PJ being the higher diversity of species in PA. The most abundant species in both stages was *Acaulospora kentinensis*. The species accumulation curves did not achieve asymptote, the percentage of species identified in relation to the estimate by the Clench model was 78% and 77% for PCs and PA respectively. This study contributes to generate information about the strategies utilized by *C. wifera* for its establishment under stressful conditions to which it is exposed in the coastal dune and the diversity of mycorrhizal fungi associated with that species in this ecosystem. Moreover, it is the first record of the double simultaneous colonization in *C. wifera*, which could be a critical aspect for the establishment and managing of this key species for the conservation of this ecosystem.

Keywords: *Coccoloba wifera*, ectomycorrhizal fungi, arbuscular mycorrhizal fungi, double colonization, coastal duna.

ÍNDICE

1	1. INTRODUCCIÓN.....	1
7	2. ANTECEDENTES.....	7
	2.1 Doble colonización o sucesión micorrizica (ecto y arbuscular) en diferentes especies vegetales.....	7
	2.2 Colonización ectomicorrizica y arbuscular en <i>Coccoloba uvifera</i> en la duna costera.....	9
14	2.3 Diversidad de hongos micorrizogénos arbusculares en la duna costera.....	14
17	3. JUSTIFICACIÓN.....	17
18	4. PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN.....	18
19	5. HIPÓTESIS.....	19
20	6. OBJETIVOS.....	20
20	6.1 Objetivo general.....	20
20	6.2 Objetivos específicos.....	20
21	7. METODOLOGÍA.....	21
21	7.1 Área de estudio.....	21
23	7.1.1 Duna costera.....	23
24	7.1.2 <i>Coccoloba uvifera</i> L.....	24
26	7.2 Muestreo.....	26
28	7.3 Identificación y caracterización de los mortotipos de ectomicorriza.....	28
30	7.4 Análisis molecular de los mortotipos de ectomicorriza.....	30
30	7.5 Tinción de raíces.....	30
31	7.6 Extracción de esporas de hongos micorrizogénos arbusculares del suelo.....	31
32	7.7 Macetas de propagación.....	32
34	7.8 Identificación de especies de hongos micorrizogénos arbusculares.....	34
34	7.9 Análisis de suelo.....	34
35	7.10 Análisis de datos.....	35
35	7.10.1 Análisis estadísticos.....	35

7.10.2 Análisis de diversidad	36
8 RESULTADOS	38
8.1 Colonización ectomicorrizica en <i>Coccoloba uvifera</i>	38
8.1.1 Morfotipo 1. Ectomicorrizica de <i>Scleroderma bermudense</i>	39
8.1.2 Morfotipo 2. Ectomicorrizica teleforoide	40
8.1.3 Morfotipo 3. No determinado	41
8.2 Identificación molecular de los morfotipos de ectomicorrizica	42
8.3 Colonización micorrizica arbuscular en <i>Coccoloba uvifera</i>	43
8.4 Diversidad de especies de hongos micorrizógenos arbusculares presentes en el suelo rizosférico de <i>C. uvifera</i>	45
8.4.1 Registros adicionales de especies de hongos micorrizógenos arbusculares	56
8.5 Análisis de suelo	58
9. DISCUSIÓN	60
10. CONCLUSIONES	70
11. PERSPECTIVAS	71
12. REFERENCIAS	72
13. ANEXOS	82

INDICE DE FIGURAS

3	Figura 1. Estructura de la ectomicorriza
5	Figura 2. Estructura de la micorriza arbuscular
21	Figura 3. Mapa de ubicación de la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos
25	Figura 4. Follaje y fruto de <i>C. uvifera</i>
28	Figura 5. Muestreo de raíces y de suelo rizosférico de <i>C. uvifera</i>
29	Figura 6. Esquemmatización de la caracterización y la toma de fotografías de ectomicorrizas
39	Figura 7. Frecuencia de colonización ectomicorrizica por morfotipo en plantas juveniles y adultas de <i>C. uvifera</i> expresada en porcentaje
40	Figura 8. Morfotipo 1. Ectomicorriza de <i>Scleroderma bermudense</i>
41	Figura 9. Morfotipo 2. Ectomicorriza teleforoide
42	Figura 10. Morfotipo 3. No determinado
43	Figura 11. Estructuras fungicas presentes en el sistema radical de plantas juveniles de <i>C. uvifera</i>
44	Figura 12. Estructuras fungicas presentes en el sistema radical de plantas adultas de <i>C. uvifera</i>
44	Figura 13. Porcentaje de colonización micorrizica arbuscular en plantas juveniles y adultas de <i>C. uvifera</i>
45	Figura 14. Número total de esporas extraídas de suelo rizosférico de plantas juveniles y adultas de <i>C. uvifera</i>
47	Figura 15. <i>Acaulospora kentimensis</i>
47	Figura 16. <i>Diversispora eburnea</i>
47	Figura 17. <i>Diversispora spurca</i>
48	Figura 18. <i>Funneliformis badium</i>
48	Figura 19. <i>Funneliformis constrictum</i>
48	Figura 20. <i>Funneliformis geosporum</i>
48	Figura 21. <i>Funneliformis</i> sp.

49	Figura 22. <i>Glomus globiferum</i>
49	Figura 23. <i>Glomus hyderabadensis</i>
49	Figura 24. <i>Glomus minutum</i>
50	Figura 25. <i>Racocetra fulgida</i>
50	Figura 26. <i>Racocetra gregaria</i>
50	Figura 27. <i>Rhizophagus fasciculatus</i>
50	Figura 28. <i>Scutellospora arenicola</i>
51	Figura 29. <i>Scutellospora pellucida</i>
51	Figura 30. <i>Scutellospora</i> aff. <i>aurigloba</i>
51	Figura 31. <i>Scutellospora</i> sp.
52	Figura 32. Abundancia de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares por familia en plantas juveniles y adultas de <i>C. wifera</i>
53	Figura 33. Riqueza de especies de hongos micorrizógenos arbusculares en suelo rizosférico de plantas juveniles y adultas de <i>C. wifera</i>
54	Figura 34. Curvas de acumulación de especies de hongos micorrizógenos arbusculares presentes en suelo rizosférico de <i>C. wifera</i>
55	Figura 35. Analisis de componentes principales
57	Figura 36. <i>Rhizophagus intraradices</i>
57	Figura 37. <i>Acaulospora</i> sp.
58	Figura 38. <i>Acaulospora laevis</i>
58	Figura 39. <i>Clavideoglonus clavoidemum</i>

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Características morfológicas de los tipos de micorriza	2
Tabla 2. Especies de hongos micorrizógenos arbusculares identificadas en el suelo rizosférico de <i>C. uvifera</i> y sus abundancias totales en plantas juveniles y adultas	46
Tabla 3. Indices de diversidad y de similitud entre plantas juveniles y adultas de <i>C. uvifera</i>	56
Tabla 4. Características físicas y químicas del suelo de plantas juveniles y adultas de <i>C. uvifera</i>	59

1. INTRODUCCIÓN

En 1885 el patólogo forestal alemán Albert Bernard Frank en su conocido estudio sobre las relaciones entre las plantas y la microbiota del suelo acuñó por primera vez el término *micorriza*. Dicho vocablo significa literalmente hongo-raíz (*myces-hongo* y *rhiza-raíz*) (Smith y Read 2008). La condición micorrizica es tan común y está tan ampliamente distribuida en los diversos hábitats naturales, que se considera cosmopolita y generalista por el amplio número de familias de especies vegetales susceptibles de ser micorrizadas. En condiciones naturales, las raíces de más del 80% de las angiospermas estudiadas se asocian con hongos del suelo para formar micorrizas, tanto que en las plantas es la regla y no la excepción (Salzer y Boller 2000, Volk 2001). Esta asociación es considerada un carácter ancestral (Simon y cols. 1993).

La micorriza es una asociación, que consiste en la colonización de las raíces de una planta por el micelio de un hongo (Malloch y cols. 1980, Smith y Read 2008, Honrubia 2009). El establecimiento exitoso de la micorriza depende tanto de la presencia de ambos organismos como de la existencia de las condiciones micro y macro ambientales adecuadas, que incluyen factores físicos, químicos y biológicos (Francis y Read 1994).

La respuesta inicial de cualquier planta, capaz de establecer una asociación micorrizica, hacia un hongo micorrizógeno es de defensa, semejante a la que se presenta ante un organismo patógeno. Sin embargo, eventos moleculares de reconocimiento y señalización entre las células vegetal y fungica sirven para inhibir o eliminar los mecanismos de defensa, permitiendo que se establezca la simbiosis mutualista (Salzer y Boller 2000).

Los hongos micorrizógenos reciben directamente de las plantas los azúcares que precisan para desarrollarse. A cambio, captan del suelo y transportan a sus hospederos vegetales los nutrientes minerales y el agua que éstos necesitan para crecer (Honrubia 2009). El impacto de esta asociación en el crecimiento vegetal depende de factores edáficos, ambientales y, en particular, de la capacidad del hongo para compensar o sobrepasar las funciones de la raíz en la toma de los nutrientes limitantes más importantes, como son el fósforo (P) y el nitrógeno (N) (Francis y Read 1994). Se estima que las hifas externas proporcionan hasta un 80% del P y un 25% del N requeridos por la planta, lo que resulta una

presencia en supervivencia, biomasa vegetal, número de flores y frutos, entre otros, como efecto directo de la movilización de los nutrientes por parte del hongo (Sylvia 1999).

Además, la micorriza desempeña un papel esencial en la protección contra patógenos de la planta asociada, favorece la presencia de microorganismos benéficos y contribuye de manera importante en los procesos de formación y estructuración del suelo (Malloch y cols. 1980, Nava-Gutiérrez y Hernández-Cuevas 2003, Smith y Read 2008, Honrubia 2009, Martínez y Pérez y cols. 2009).

Se reconocen distintos tipos de micorrizas de acuerdo con las especies fúngicas y vegetales que establecen la asociación y en función de si existe o no invaginación de la membrana plasmática causada por el hongo dentro de las células corticales de la raíz del vegetal. Estos son ectendomycorriza, micorriza arbutoide, monotropoide, ericoide, orquidácea, arbuscular y ectomicorriza (Tabla 1) (Fernández 2008, Smith y Read 2008, Honrubia 2009).

Tabla 1. Características morfológicas de los tipos de micorrizas (traducido de Smith y Read 2008).

Tipo de micorriza	Hifas septadas	Hifas	esptadas	Colonización intracelular	Manto fungico	Red de Hartig	Acloroflica	Taxon del hongo	Taxon de la planta
Micorriza Arbuscular	-	+	+	+	-	-	- (+)	Glomero-mycota	Bryophyta
Ecto-micorriza	+	-	-	-	+	+	-	Basidiomycota	Gymnospermae
Ectendo-micorriza	+	-	-	+	+/-	-	-	Basidiomycota	Gymnospermae
Micorriza Arbutoide	+	-	-	+	+/-	+	+	Basidio-mycota	Ericales
Micorriza Monotropoide	+	-	-	+	+	+	+	Basidio-mycota	Monotro-poideae
Micorriza Ericoide	+	-	-	+	-	-	-	Asco-mycota	Ericales
Micorriza Orquidácoide	+	-	-	+	-	-	-*	Basidio-mycota	Orchidales
									Bryophyta
									Angiospermae
									Angiospermae
									Angiospermae
									Angiospermae

*Todas las orquídeas son acloroflicas en la etapa temprana de la planta. La mayoría de las orquídeas son cloroflicas cuando adultos. (+) Presencia; (-) Ausencia.

De los diferentes tipos de micorriza, los más abundantes e importantes son la ectomicorriza y la micorriza arbuscular (Harley y Smith 1983). El término ectomicorriza (ECM) fue propuesto por Peyronel y cols. (1969) para referirse a un tipo de micorriza en la que el hongo no penetra las células corticales de la raíz. En la asociación ectomicorrizica, las hifas del hongo asociado cubren las raíces secundarias, formando un manto. Las hifas crecen de ese manto hacia afuera en el substrato y hacia dentro entre los espacios intersticiales de las células de la raíz, constituyendo un complejo sistema intercelular denominado red de Hartig (Smith y Read 2008). Se pueden presentar estructuras fúngicas externas como hifas emanantes, cistidios y rizomorfos (Jackson y Mason 1984) (Figura 1).

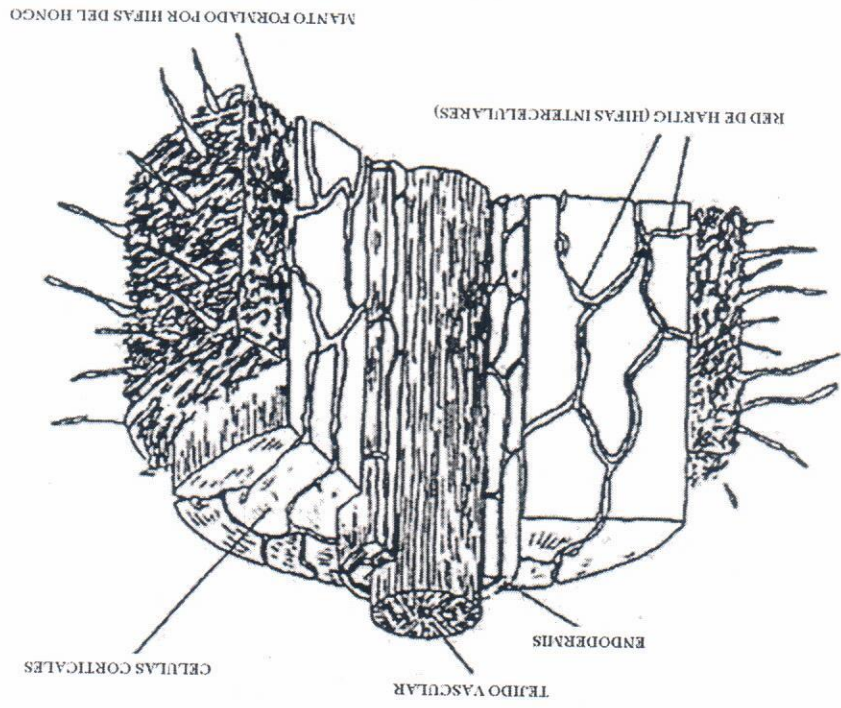


Figura 1. Estructura de la ectomicorriza (tomado de Jackson y Mason 1984).

Los hongos formadores de micorriza arbuscular producen esporas que son células reproductoras producidas asexualmente, que permiten la dispersión y supervivencia por largo tiempo en condiciones adversas (Reyes 2011). Las esporas de los HMA germinan en el suelo y colonizan a las células corticales de la planta hospedera. El hongo forma haustorios sobre las células epidérmicas de la raíz, penetra en los tejidos corticales produciendo enrollamientos hifales e hifas intercelulares, las cuales dispersan la colonización y forman estructuras

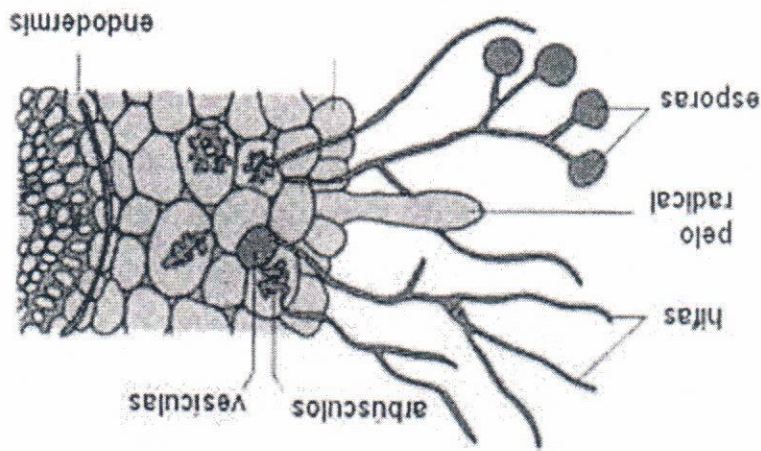
En cuanto a la micorriza arbuscular (MA), éste es el tipo de asociación micorrizica más antiguo que se conoce. Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) pertenecen al Phylum Glomeromycota (Schüßler y cols. 2001) y han conseguido estabilizarse morfológicamente, manteniéndose prácticamente iguales hasta la fecha (Simon y cols. 1993, Honrubia 2009). Al mismo tiempo, la MA es la más extendida en la naturaleza, debido a que los HMA crecen en suelos de todo el mundo y establecen relaciones simbióticas con las raíces de más del 80% de las especies vegetales terrestres estudiadas (Angiospermas, Gimnospermas, Pteridofitas y Briofitas), incluyendo diversos cultivos de importancia agrícola. En los ambientes tropicales es la micorriza más abundante, donde el 95% de las plantas la presentan (Le Tacon y cols. 1998, Smith y Read 2008). A diferencia del simbiote vegetal, los HMA son obligados y no pueden cultivarse fuera de las raíces vivas de la planta, por lo que dependen totalmente de la planta hospedera (Allen 1991, Brundrett 2002, Smith y Read 2008, Honrubia 2009).

En bosques en donde la ectomicorriza es dominante, ésta es responsable de gran parte de la absorción de nutrientes como el fósforo (P), el potasio (K), el amonio (NH_4) y el nitrato (NO_3). Además, se ha postulado que dicha asociación proporciona a la planta hospedera mayor capacidad de agua, producción de fitohormonas, protección contra patógenos (Smith y Read 2008), incremento en la longevidad de las raíces (Marshall y Perry 1987) y tolerancia a la salinidad (Bandon y cols. 2006, Aguilar-Aguilar y cols. 2009).

Este tipo de micorriza se establece entre plantas angiospermas y gimnospermas leñosas y hongos de las clases Basidiomycetes, Ascomycetes y en menor cantidad con especies del género *Endogone* que pertenece al subphylum Mucoromycotina (Benny y cols. 2014); en medios moderadamente ácidos y ricos en materia orgánica, tanto en regiones boreales y templadas como tropicales (Sylvia 1999, Pérez-Moreno y Read 2004).

Los HMA producen de 8 a 20 km de micelio extra-radical (Marschner 1995), lo que permite una mayor captación de agua, que beneficia a la especie vegetal, con lo que se reduce el estrés hídrico causado por falta de agua disponible, alta salinidad, metales pesados o compuestos tóxicos que se puedan acumular en el suelo. También, transportan del suelo y

Figura 2. Estructura de la micorriza arbuscular (tomado de www.biosim.cl/micorrizas.htm).



Conforme la colonización micorrizica comienza a envejecer, el hongo produce dentro de las raíces estructuras de almacenamiento llamadas vesículas, las cuales contienen abundantes lípidos (Bonfante 1984). La formación de estas estructuras depende de la especie fungica; de acuerdo con Walker (1992) los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora* no las forman y en su lugar producen células auxiliares sobre el micelio externo y raramente dentro de la raíz. Formación del arbusculo es una característica común de todos los HMA (Varela y Trejo 2001). Intercambio de nutrientes entre el hongo y la planta (Bonfante 1984, Harrison 1997). La una capa de matriz interfacial y una mínima pared celular fungica y vegetal, éste es el sitio de simbiosis están en contacto íntimo, separados sólo por sus membranas, entre las cuales hay invagina, formando un nuevo compartimiento denominado interfase arbuscular. Ahí, los atraviesan o interrumpen las membranas celulares de la planta, sino que la membrana los terminales altamente ramificadas conocidas como arbusculos (Figura 2). Los arbusculos no

preparación varios iones a la planta hospedera como: fósforo (P), amonio (NH₄), potasio (K), calcio (Ca), sulfato (SO₄), cobre (Cu), zinc (Zn), azufre (S), bromo (Br) y cloro (Cl), cuya disponibilidad es limitada para la planta (Nava-Gutiérrez y Hernández-Cuevas 2003, Reyes 2011). El P es de especial relevancia por ser un factor limitante en zonas tropicales que afecta el crecimiento de las plantas (Flores y Cuenca 2004, Bagyaraj y Stürmer 2012). La influencia de estos hongos en el crecimiento de las plantas afecta también su interacción con otros organismos tanto benéficos como patógenos, debido a que pueden ejercer efectos selectivos sobre algunos microorganismos específicos, incrementando en la micorrizósfera las poblaciones de bacterias solubilizadoras de fosfatos, fijadoras de nitrógeno e hidrolizadoras de urea (Barea y cols. 1975, Reyes 2011).

En general la mayoría de las plantas vasculares establecen asociación con hongos micorrizógenos, ya sea para formar ectomicorriza o micorriza arbuscular. Sin embargo, estos dos tipos de micorriza ocasionalmente se observan dentro de un mismo sistema de raíces, como una doble colonización micorrizica o una sucesión (Egerton-Warburton y Allen 2001).

Este trabajo pretende evaluar la presencia de la doble colonización micorrizica (ecto y arbuscular) en el sistema de raíces de plantas de *Coccoloba uvifera* (ver sección 7.1.2 *Coccoloba uvifera* L.) y con ello generar información sobre las posibles estrategias utilizadas por dicha especie vegetal para establecerse y sobrevivir bajo las condiciones de estrés hídrico y salinidad a las que se ve expuesta en el ecosistema de duna costera, que es el ambiente en el que habita.

2. ANTECEDENTES

2.1 Doble colonización o sucesión micorrizica (ecto y arbuscular) en diferentes especies

El grado en el cual una planta necesita de la asociación con hongos formadores de micorriza para que alcance su máximo crecimiento a un nivel dado de fertilidad del suelo se conoce como dependencia micorrizica. Las plantas exhiben diferentes grados de dependencia frente a la micorriza; algunas son micótrofas obligadas, es decir, totalmente dependientes y, por lo tanto, ven severamente disminuido su desarrollo si no cuentan con esta asociación. Otras en cambio, son micótrofas facultativas, es decir, no precisan obligadamente de la asociación, pero bajo determinadas condiciones crecen mejor con ella (Román-García 2003).

En climas tropicales como los que se presentan en algunas regiones de Australia y África, las plantas con asociaciones ectomicorrizicas frecuentemente también tienen estructuras endomicorrizicas en sus raíces (Founoune y cols. 2002). Recientemente se ha demostrado que los hongos ectomicorrizicos (HECM) y arbusculares (HMA) podrían estar coexistiendo sin competencia en el mismo sistema radical de géneros como *Abies*, *Acacia*, *Adenostoma*, *Allocasuarina*, *Alnus*, *Casuarina*, *Eucalyptus*, *Melaleuca*, *Pinus*, *Populus*, *Pseudotsuga*, *Quercus*, *Salix* y *Tsuga* (De La Cruz y García 1991, Egerton-Warburton y Allen 2001, Founoune y cols. 2002, Duponnois y Plenchette 2003).

En la doble colonización cada tipo de micorriza (ECM y MA) se forma dentro del mismo sistema de raíces con formas fisiológicamente activas (Lapeyrie y Chilver 1985). En condiciones naturales, la colonización por HECM y HMA dentro del mismo sistema de raíces se ha descrito en *Acacia holosericea* en Senegal por Ducoussso (1990 citado por Founoune y cols. 2002). Asimismo, Hashimoto e Higuuchi (2003) evaluaron la doble colonización micorrizica (ECM y MA) de dos especies vegetales pioneras, *Chosonia arbutifolia* y *Salix sachalinensis*, presentes en cinco sitios con diferentes condiciones edáficas en el centro de la llanura de la corriente de inundación del río Satsumai, Hokkaido, Japón. Dichos autores reportaron que las muestras de raíces de las plantas de *C. arbutifolia* y *S. sachalinensis* procedentes de los cinco sitios tenían raíces ectomicorrizadas. La colonización ECM para *C. arbutifolia* de suelo arenoso húmedo fue menor que la observada en los sitios con condiciones

En *Eucalyptus dumosa* se ha observado también que la colonización ectomicorrizica se ve estimulada por la doble inoculación (Lapeyrie y Chilver 1985). De igual forma se ha visto

en las hojas con respecto al tratamiento de *P. tinctorius*.

Aunado a esto, la MA promovió la captación de un mayor contenido mineral (P, Ca, Mg y Na) ectomicorrizica en comparación con las plantas inoculadas únicamente con *P. tinctorius*. que la doble inoculación aumentó significativamente el establecimiento de la asociación únicamente con *G. aggregatum* o con *P. tinctorius* y las no inoculadas. Además, se observó nitrógeno en las hojas, con respecto a lo observado en las plantas que fueron inoculadas *Psolitus tinctorius*, presentaron valores más altos en altura, biomasa y contenido total de reportaron que las plantas inoculadas con una combinación de *Glomus aggregatum* y *invernadero*, en especies como *Acacia holosericea* por Founoune y cols. (2002), quienes La doble colonización micorrizica también ha sido evaluada en condiciones de

Glomus sensu lato las más abundantes.

temporada de lluvia para ambas especies vegetales, siendo las especies fúngicas del género colonización por HECM. El número de esporas de HMA fue significativamente mayor en la lluvia y disminuyendo en el periodo de secas. *Eucalyptus grandis* mostró solamente MA. El porcentaje de colonización ECM fue de 23%, siendo dominante en la temporada de invierno, siendo la temporada seca donde se obtuvieron los valores más altos de colonización. Los porcentajes de colonización variaron de 23 a 55% dependiendo de la estación de estudio, se observaron estructuras típicas como hifas y vesículas, pero no arbusculos. En el caso de la MA se observaron estructuras típicas como hifas y vesículas, pero no arbusculos. En el estudio, reportando que en *E. camaldulensis* se presentaron ambos tipos de micorriza. En *estudios* la colonización ECM y MA y la diversidad de esporas de HMA en dos temporadas *una semilla* de la Reserva Legal de Jaíba en Minas Gerais, Brasil, Pagano y Scotti (2008) En plantaciones de monocultivos de *Eucalyptus camaldulensis* y *E. grandis* en una

colonización MA, esta fue menor al 1% en todos los casos.

de colonización para *C. arbutifolia* y *S. sachalinensis*, respectivamente. En cuanto a la colonización, siendo el morfotipo 1 el más abundante en ambas especies con 66.9% y 61.8% de las plantas de todos los sitios. Además, se identificaron cuatro morfotipos de *Glomus* *S. sachalinensis* no hubo diferencias significativas entre la colonización ECM

En los trópicos la micorriza arbuscular es más abundante que la ectomicorriza (Sanchez 1999). Sin embargo, en el matorral de duna costera se ha descrito a *C. uvifera* como una especie ectomicorrizica. Lo anterior, a través de la realización de diversos estudios que van desde la búsqueda, caracterización e identificación taxonómica de esporomas de HECM cercanos a esta planta (Pegler y Fiarid 1979, Miller y cols. 2000, Castellano y cols. 2007, Tedersoo y cols. 2010, Sene y cols. 2015), descripción macro y microscópica de los morfotipos de

2.2 Colonización ectomicorrizica y arbuscular en *Coccoloba uvifera* en la duna costera

una interacción positiva entre la co-inoculación con HECM y HMA y la respuesta en el crecimiento de *E. wrophylla* y *E. globulus* crecidos en un suelo arenoso (Chen y cols. 2000). Particularmente en México, Ignacio-Ruiz y cols. (2014) reportaron la doble inoculación en plántulas de *Quercus crassipes* y *Q. conspersa* inoculadas con una mezcla de HMA+HECM nativos del bosque de encino de la comunidad Rancho "La Concepción" en el Estado de México. Dichos autores observaron un 100% de supervivencia para ambas especies y mayor crecimiento (altura) en comparación con los tratamientos en los que se inoculó sólo un tipo de micorriza. El tratamiento que más favoreció la producción de biomasa en *Q. conspersa* fue la inoculación sólo con ectomicorriza, pero para *Q. crassipes* fue la doble inoculación HMA+HECM, por lo que este último fue el más recomendado para la propagación de estas especies vegetales. En contraste a la doble micorrización, la sucesión micorrizica se caracteriza por la sustitución temporal de un tipo de micorriza por otro. Egerton-Warburton y Allen (2001) observaron que las plántulas de *Quercus agrifolia* de un año de edad presentaban colonización por HMA y tiempo después los árboles jóvenes de esta especie, con edades de más de 11 años, eran colonizados por HECM. De acuerdo con Wang y Qiu (2006), la colonización micorrizica arbuscular ha sido reportada en los individuos jóvenes de especies de *Eucalyptus* que normalmente forman ectomicorriza. Santos y cols. (2002) reportaron una sucesión en el tipo de colonización micorrizica de *E. cloeziana*, siendo inicialmente colonizada por HMA y posteriormente por HECM.

Avril (2009) evaluó la diversidad morfológica y molecular de HECM asociados con *C. uvifera* a lo largo de un gradiente de salinidad en la Isla de Guadalupe y reportó que en los niveles de baja salinidad se encontraron seis tipos de esporomas identificados como *Amanita arenicola*, *Inocybe littoralis*, *Inocybe xerophytica*, *Cantharellus cinnabarinus*, *Scleroderma bermudense* y *Russula cremeolilacina*, en tanto que en altos niveles sólo se encontró *S. bermudense*. El mismo autor identificó nueve morfotipos de ectomicorrizas en baja salinidad y tres en alta salinidad. El análisis molecular permitió la identificación de cuatro de los morfotipos caracterizados y su correspondencia con los esporomas encontrados de las especies *C. cinnabarinus*, *I. xerophytica*, *S. bermudense* y *R. cremeolilacina*. Los esporomas de *A. arenicola* e *I. littoralis* estuvieron ausentes en las raíces de *C. uvifera*. Además, los morfotipos

importante para el establecimiento de plantas de *C. uvifera* en suelos salinos. de agua en los tejidos de las plantas, por lo cual se concluyó que la ectomicorriza es reduce la absorción de Na y Cl y al mismo tiempo aumenta la absorción de P, K y el contenido con respecto a las no micorrizadas. Lo anterior, sugirió que la presencia de la ectomicorriza concentraciones de fósforo (P) y potasio (K), y las de sodio (Na) y cloro (Cl) fueron inferiores que en los tejidos de las plantas micorrizadas se aumentaron significativamente las *Scleroderma bermudense* para controlar el estrés salino en plántulas de *C. uvifera*, reportando Particularmente, Bandon y cols. (2006) evaluaron la capacidad ectomicorrizica de Berris 2013, Sene y cols. 2015).

Las especies de HECM registradas para *C. uvifera*, tanto por la presencia de esporomas como por la caracterización morfológica y molecular de las raíces ectomicorrizadas, corresponden con géneros como *Amanita*, *Boletus*, *Cantharellus*, *Inocybe*, *Lactarius*, *Russula*, *Scleroderma*, *Suillus*, *Tomentella*, *Thelephora* y *Xerocomus* (Cabrera y cols. 1990, Miller y cols. 2000, Bandon y cols. 2006, Avril 2009, Tederso y cols. 2010, Alvarez 2012, Juárez-Particularmente, Bandon y cols. (2006) evaluaron la capacidad ectomicorrizica de Berris 2013, Sene y cols. 2015).

Los aspectos de la asociación, como su efecto en la facilitación del establecimiento de especies vegetales en suelos salinos (Cabrera y cols. 1990, Bandon y cols. 2009, Álvarez-Barradas entre dichos simbiontes (Avril 2009, Álvarez 2012, Juárez-Barradas

Para México se cuenta con trabajos como el de Alvarez (2012), quien evaluó la diversidad de morfotipos de ectomicorrizas presentes en el sistema radical de plantas de *C. uvifera* en La Ribera, Tampico Alto, Veracruz. En dicho estudio se muestreó suelo bajo esta especie vegetal, encontrándose 12 morfotipos diferentes de ECM. Además, se realizó un análisis molecular para identificar las especies de HECM asociados, pero sólo se

También para la Isla de Guadalupe, Sène y cols. (2015) evaluaron la diversidad de esporomas, esclerocios y morfotipos de ECM de HECM asociados con árboles maduros y jóvenes de *C. uvifera* en cuatro localidades (Bois Jolan, Raisins Clairs, Cluny y Viard), a lo largo de cuatro años de muestreo (2010-2013), reportando 546 esporomas pertenecientes a diez especies (*Amanita arenicola*, *Cantharellus cinnabarinus*, *Inocybe littoralis*, *I. xerophytica*, *Melanogaster* sp., *Russula cremeolilacina* y *Scleroderma bermudense*), 49 esclerocios de *Cenococcum geophilum* y 26,722 puntas de raíces secundarias colonizadas que fueron identificadas a través de análisis molecular y asociadas con 15 especies de HECM (*C. cinnabarinus*, *C. geophilum*, *I. xerophytica*, *Melanogaster* sp., *R. cremeolilacina*, *S. bermudense*, *Tremelloscypha* sp. y ocho especies de la familia Telephoraceae). En la localidad de Bois Jolan se recolectó el mayor número de esporomas (194), pero en general para todas las localidades las curvas de acumulación de especies alcanzaron la asintota. Respecto a los morfotipos de ECM, las curvas de acumulación de especies indicaron que el muestreo fue insuficiente en ambos estados de la planta para las localidades de Cluny y Viard; estabilizándose en las localidades Bois Jolan y Raisins Clairs, lo que sugirió que todos los morfotipos estaban en ambas etapas de la planta. En general, los árboles maduros y las plantas de *C. uvifera* tenían comunidades de HECM muy similares, dominadas por *S. bermudense* y *R. cremeolilacina*.

El reporte anteriormente citado muestra que *C. uvifera* también presenta MA, lo que indica la posibilidad de que esta especie presente no sólo una sucesión de especies fúngicas arbuscular en *C. uvifera*.

temporada. Este el único reporte hasta la fecha sobre la presencia de colonización micorrizica zona de vegetación conservada, pero sin colonización para la zona de acahual en la misma Yucatán, con un 31% de colonización micorrizica arbuscular durante la época de sequías en la zona costera con diferentes grados de conservación (conservada, acahual y alterada) en Sisal, (2012b) reportaron la presencia de HMA en su sistema radical en vegetación de matorral de tendencia hacia que ésta sea una especie ectomicorrizogena, no obstante, Guadarrama y cols. La información disponible sobre la asociación micorrizica de *C. uvifera* señala una

en la selección de los hospedantes (Dighton y Mason 1985, Andrews 1992).

HECM se diversifican en cuanto al rango de especies, pero tiende a aumentar su especificidad mayor abundancia en zonas forestales que ya han madurado, en estos casos los grupos de plantas de etapas juveniles. De igual forma, ciertas especies de HECM se presentan en HECM tienen preferencia hacia zonas forestales en su fase inicial, es decir, tienden a asociarse adultos observado por Juárez-Barradas (2013), se ha reportado que determinadas especies En relación con el recambio de morfotipos de ECM presentes en plantas juveniles y

plantas juveniles se incrementó en las plantas adultas.

condición esta va madurando, es decir, el número de morfotipos de ECM presentes en las se presenta un incremento en la diversidad de HECM que se asocian con dicha planta morfotipos identificados. Debido a lo anterior, la autora resaltó el hecho de que en *C. uvifera* observó un incremento en la diversidad de morfotipos ya que estuvieron presentes todos los morfotipos y correspondió con *Scleroderma bermudense*. En cuanto a las plantas adultas, morfotipos identificados cinco morfotipos (1, 5, 8, 10 y 11) de los cuales el morfotipo 1 fue el más de la caracterización macro y microscópica de la ECM. En las plantas morfotipos de ectomicorriza presentes en las raíces secundarias de Yucatán, 11 morfotipos de ectomicorriza presentes en las raíces secundarias de (2013) reportó para la Reserva de la Biosfera Juárez-Barradas (2013) reportó para la Reserva de la Biosfera

no identificada de *Tomentella* o *Thelephora*.

dos de los morfotipos de ECM, uno con *Scleroderma bermudense* y el otro

Ramos-Zapata y cols. (2011) analizaron el suelo y las raíces de plantas, en un sistema de dunas conformado por dunas embrionarias, móviles y estabilizadas en temporada de lluvias y secas en Sisal, Yucatán. Los autores reportaron que los HMA estuvieron presentes en los sistemas radicales de todas las plantas estudiadas y que la colonización micorrizica varió entre 1 y 32% en la temporada de lluvias y entre 7 y 35% en la temporada seca. En cuanto al tipo de duna, éste no fue un factor determinante para la presencia de micorriza arbuscular. Además, los propágulos infectivos de HMA estuvieron presentes en todos los tipos de duna y en ambas temporadas de muestreo. Sin embargo, durante la temporada de lluvias la duna estabilizada presentó la mayor cantidad de propágulos infectivos (287 por cada 50 mL de arena) y durante la estación seca el valor mayor fue en la duna móvil. La densidad de esporas por cada 50 g de suelo fue mayor durante la temporada de lluvias (11.1±2.6) en comparación con la temporada de seca (1.55±0.2), nuevamente el tipo de duna no fue determinante para esta variable.

En general, para el ecosistema de duna costera, Corkidi y Rincón (1997) reportaron que el 97% de las especies vegetales conocidas que se encuentran en las dunas costeras del estado de Veracruz presentan colonización por HMA en sus sistemas radicales.

Para las plantas, el costo que le demanda el mantenimiento de las micorrizas está entre 10% y 20% del carbono fijado fotosintéticamente (Wright y cols. 1998). Si el beneficio que la micorriza otorga a la planta compensa el costo que le demanda, entonces le puede proporcionar una ventaja favorable para su establecimiento y crecimiento y podemos considerar una relación mutualista. En *C. nictitans* no se ha reportado la presencia simultánea de ECM y MA, por lo que se desconoce si esta planta tiene la capacidad de formar ambas asociaciones al mismo tiempo bajo las condiciones estresantes a las que se ve expuesta en la zona costera.

Algunas condiciones ambientales, como tipo de micorrizas, ya sea en determinada etapa del ciclo de vida de la planta o bajo ciertas condiciones, debido a los beneficios individuales o colectivos que pudieran estar aportando a la planta. Esto representaría una ventaja mayor para el establecimiento y supervivencia de la micorriza presente en su sistema radical o inclusive la posibilidad de poseer una doble asociación a lo largo de su ciclo de vida, sino también que haya un recambio en el

En general, los HMA han sido registrados en ecosistemas naturales de todo el mundo como desiertos, dunas de arena, selvas tropicales, salinas y en sistemas manejados como

ecosistemas naturales como agrícolas (van der Heijden y cols. 1998, Jeffries y cols. 2003). diversidad y productividad de las comunidades vegetales con las que se asocian tanto en que su composición y dinámica poblacional tienen un marcado impacto sobre la estructura, potencial para promover el crecimiento vegetal y la adaptación a factores adversos, es por ello, significativas porque las especies individuales y los consorcios micorrizicos tienen diferente 1998, Johansson y cols. 2004). La diversidad de HMA tiene consecuencias ecológicas diversidad en diferentes ecosistemas ha recibido muy poca atención (van der Heijden y cols. micorrizógenos en el funcionamiento de los diversos hábitats naturales, el estudio de su organismos vivos. A pesar de la amplia distribución y del papel que juegan los hongos La diversidad de hongos es considerada una de las más grandes entre los grupos de

2.3 Diversidad de hongos micorrizógenos arbusculares en la duna costera

geosporum y *Scutellospora gregaria*).
 únicamente dos especies de HMA (*Funneliformis geosporum* –reportado como *Glomus* abundancia y la diversidad de esporas, éstas fueron extremadamente bajas identificándose que las estructuras fúngicas encontradas con mayor frecuencia fueron las hifas. En cuanto a la que se encuentran en la isla de barrera exhibieron colonización por HMA. Además, destacan tipos de la región. Dichos autores reportaron que las raíces de todas las especies de plantas una isla de barrera, la cual ha sido rápidamente colonizada por especies vegetales pioneras laguna y el océano, lo que produjo a través de la acumulación de sedimentos la formación de un sistema de esta laguna costera dando como resultado una conexión entre el sistema de por huracanes como Gilbert en 1988 e Isidoro en 2002. Ambos huracanes causaron cambios en una zona del sistema dunar “La Carbonera” en Chuburná, Yucatán, que había sido afectada (Lorenz y cols. 2013) consideraron relevante evaluar la presencia y colonización de HMA mediante la estructura de la vegetación (Rivera-Arriaga y cols. 2004), razón por la cual cambios que impulsan cambios en la disponibilidad de los nutrientes del suelo y a su vez Las zonas costeras del estado de Yucatán se ven afectadas continuamente por

De acuerdo con Ramos-Zapata y cols. (2010), para el estado de Yucatán se han reportado un total de 26 especies de HMA de las cuales 18 han sido registradas en sistemas agrícolas con cultivo de maíz y 14 en sistemas naturales, siendo muchas de estas especies comunes para ambos tipos de sistemas. Los sistemas naturales estudiados en el estado han sido el manglar (Ramírez-Viga y cols. 2010), la selva baja caducifolia (Guadarrama y cols. 2012a)

(Montaño y cols. 2012).

pertencientes a los géneros *Acaulospora*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Racocetra* y *Scutellospora* plantas de dunas, hasta el año 2012 se han identificado un total de 10 especies de HMA y *Glomus albidum*, *G. globiferum* y *G. pustulatum* para el estado de Veracruz. A partir de únicamente cuatro especies: *Acaulospora scrobiculata* para los estados de Chiapas y Veracruz (Varela y Trejo (2001) reportaron para el ecosistema de duna costera en México de la costa de Veracruz y la costa norte de Yucatán (Ramos-Zapata y cols. 2011, Montaño y cols. 2012). realizado principalmente en tres regiones, la costa oeste de Baja California, las áreas centrales mundo, los estudios de campo que abordan este tema han sido escasos en México y se han y plantas en sistemas de dunas costeras se ha estudiado en los últimos 50 años en todo el Aunado a lo anterior, aunque la identificación taxonómica y la interacción entre HMA

en agrosistemas y 46 fueron comunes en ambos ambientes.

hasta el año 2012, 22 de las especies registradas se encontraron en ecosistemas conservados, del 41% de las especies conocidas a nivel mundial. De acuerdo con Alarcón y cols. (2012) (Montaño y cols. 2012) y 107 especies (Alarcón y cols. 2012), lo que representa un poco más registros para el territorio nacional revelan un total de entre 95 (Méndez-Cortés y cols. 2012, se tienen citados de ambientes naturales. Las cifras actuales de este grupo de organismos cuales, la mayoría de los registros pertenecen a sistemas agrícolas y solamente siete especies correspondieron con el 29% de las especies conocidas mundialmente hasta ese año, de las especies reportadas para el país hasta el año 2001 únicamente 44 especies de HMA que se refieren a la micorrización, sin considerar la procedencia o identidad del endófito. Dichas especies, ya que la mayor parte de los estudios se han enfocado en determinar la respuesta de la diversidad taxonómica de este grupo de organismos en México ha sido pobremente (Brunnett 1991). De acuerdo con Varela y Trejo (2001),

Ramos-Zapata y cols. 2011, Guadarrama y cols. 2012b, Carmona y cols.

(2012b) reportaron diez especies de HMA (*Acaulospora* y cols. *Guadarrama* sp. 1, *Acaulospora* sp. 2, *Claroideoglyphus etunicatum*, *Funneliformis geosporum*, *Glomus globiferum*, *Sclerocystis sinuosa*, *Scutellospora calospora*, *Stictis fulgida* y *Gigaspora ramisporophora*) asociadas con vegetación de duna costera en diferentes grados de conservación (conservada, acahual y alterada) en Sisal, Yucatán.

Los estudios sobre la diversidad de HMA en la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos han sido escasos, contándose únicamente con estudios como el de Ramírez-Viga y cols. (2011) quienes evaluaron la presencia de HMA en dos especies de mangle *Conocarpus erectus* y *C. erectus* var. *sericeus*, con tolerancia a niveles elevados de salinidad y el informe técnico del proyecto "Estudio de la diversidad y las interacciones bióticas para la conservación y restauración de la vegetación de la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos, Yucatán" (2013), donde se evaluó la diversidad de HMA en diferentes tipos de vegetación como el manglar, la selva baja caducifolia, la selva baja caducifolia inundable y el matorral de dunas costeras. En dicho informe se reportan ocho especies de HMA (*Acaulospora kentimensis*, *Claroideoglyphus claroides*, *Funneliformis geosporum*, *Glomus microcarpum*, *G. viscosum*, *Rhizophagus claroides*, *Stictis fulgida*, *Sclerocystis rubiformis* y *Scutellospora erythropus*) para el matorral de dunas costeras.

En general, los HMA son considerados organismos generalistas (Smith y Read 2008). Sin embargo, se ha reportado que la composición de especies de HMA puede verse influenciada por diversos factores, principalmente las características físicas y químicas del suelo y la complejidad florística de una comunidad (Landis y cols. 2004, Lekberg y cols. 2007, Oehl y cols. 2010). Además, Sigüenza y cols. (1996) reportaron para un sistema mediterráneo en el estado de Baja California, que la abundancia de esporas de HMA cambia en función de la disponibilidad de agua.

Como se puede apreciar el conocimiento de la diversidad de este grupo de organismos en el ecosistema de la duna costera en México es poco y particularmente para *C. wiferia* es nulo.

5. JUSTIFICACIÓN

En México existe un gran desconocimiento acerca de la riqueza de hongos micorrizógenos en las costas y en general en todo el territorio nacional. El problema de la cuantificación de la diversidad biológica constituye uno de los mayores retos que enfrenta la biología en la actualidad. Este reto resulta aún más relevante cuando está implicada la toma de decisiones cruciales para la conservación de numerosas especies.

La vegetación de dunas costeras de la Península de Yucatán se ha modificado de forma dramática por perturbaciones naturales y antropogénicas. Esta región presenta la mayor pérdida de cobertura de todos los sistemas de dunas costeras en México (28.4% en 24 años), lo cual obliga a plantear estrategias de restauración. El éxito de dichas estrategias puede incrementarse si se consideran las interacciones bióticas como la micorriza, la cual impacta positivamente el establecimiento y supervivencia de las plantas de *C. uvifera*, especie vegetal de suma importancia en el proceso de formación de suelo y de la estabilización de la duna costera. Esta especie funciona como barrera de protección contra la acción de vientos y mareas, favoreciendo el establecimiento de otras plantas menos tolerantes y de refugio para diversas especies animales.

Por ello, es necesario generar información sobre la composición y diversidad de hongos micorrizógenos (HECM y HMA) que habitan la rizósfera de las plantas de *C. uvifera* en la duna costera de la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos. Debido a lo anterior, es crucial determinar la posibilidad de que *C. uvifera* se asocie con diferentes especies fúngicas y esclarecer si en su sistema radical se presentan ambos tipos de asociación (micorriza arbuscular y ectomicorriza). Todo ello, con el fin de generar propuestas para poder llevar a cabo un manejo adecuado de la interacción suelo-planta-hongo, para lograr sistemas sustentables.

4. PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN

Debido a que *Coccoloba uvifera* es capaz de formar micorriza arbuscular y ectomicorriza, es importante explorar la posibilidad de su presencia simultánea, además de definir cuáles son los hongos que intervienen en estas relaciones y si esto está relacionado o no con la etapa de desarrollo de la planta. Por ello, se plantean las siguientes preguntas de investigación:

- ¿Existe presencia simultánea de colonización micorrizica arbuscular y ectomicorrizica en el sistema radical de *C. uvifera*?
- ¿Existen diferencias en el porcentaje de colonización micorrizica arbuscular entre plantas juveniles y adultas de *C. uvifera*?
- ¿Las frecuencias de colonización de los morfotipos de ectomicorriza dependen de la etapa de desarrollo de las plantas de *C. uvifera*?
- ¿Cuál es la diversidad de hongos micorrizogénos arbusculares presentes en el suelo rizosférico de plantas juveniles y adultas de *C. uvifera* en la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos?

Las características físicas y químicas del suelo en conjunto con una mayor complejidad florística influyen en la diversidad y la composición de especies de hongos micorrizógenos arbusculares. Por lo tanto, se espera que en el suelo rizosférico de plantas adultas de *C. uvifera* (zona de matorral espinoso) la diversidad y la composición de especies sea mayor que en el suelo de planta juveniles (zona de plantas pioneras).

Debido a que determinadas especies de hongos ectomicorrizógenos tienden a asociarse con plantas juveniles y otras con plantas en su etapa adulta, se espera que la frecuencia de colonización de los morfotipos de ectomicorriza dependa de la etapa de desarrollo de las plantas de *C. uvifera*.

En la doble colonización micorrizica, la micorriza arbuscular es el primer tipo de micorriza en colonizar las raíces de las plantas. Por lo tanto, se espera que en plantas juveniles los porcentajes de colonización micorrizica arbuscular sean mayores en comparación con los de las plantas adultas de *C. uvifera*.

En la zona costera *Coccoloba uvifera* se establece bajo condiciones ambientales adversas. Por lo tanto, se espera que tanto en plantas juveniles como adultas se observen estructuras ectomicorrizicas y micorrizicas arbusculares en el mismo sistema de raíces.

OBJETIVOS

Objetivo general

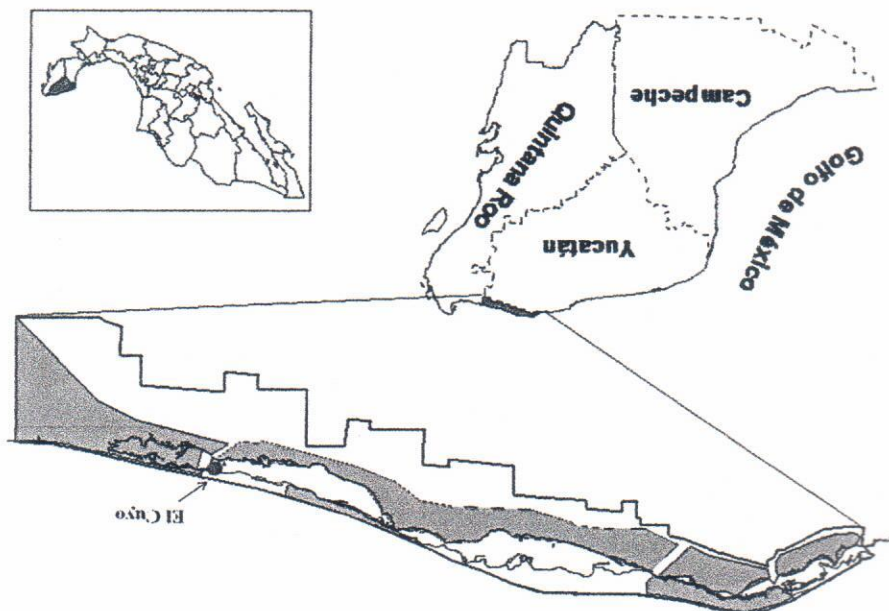
Determinar la presencia simultánea de colonización micorrizica arbuscular y ectomicorrizica en el sistema radical de plantas de *Coccoloba uvifera* en la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos y si esta se da de manera simultánea o una es sustituida por la otra con la maduración de la planta.

Objetivos específicos

- Definir el tipo de micorriza (MA y ECM) que coloniza las raíces de las plantas de *C. uvifera*.
- Determinar el porcentaje de colonización micorrizica arbuscular en plantas juveniles y adultas de *C. uvifera*.
- Determinar la frecuencia de colonización de los morfotipos de ectomicorriza en plantas juveniles y adultas de *C. uvifera*.
- Determinar la diversidad y la composición de especies de hongos micorrizógenos arbusculares presentes en el suelo rizosférico de plantas juveniles y adultas de *C. uvifera*.
- Caracterizar los morfotipos de ectomicorriza presentes en el sistema radical de plantas juveniles y adultas de *C. uvifera*.

La reserva abarca 79 de los 378 kilómetros de litoral del estado de Yucatán, lo que representa el 19.6% del total de la costa. Debido a su ubicación geográfica y proximidad al mar, es afectada por diferentes patrones de circulación atmosférica. Se presentan dos

Figura 3. Mapa de ubicación de la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos (tomado de CONANP 2007).



La Reserva de la Biosfera Ría Lagartos (RBRL), se ubica en el extremo oriente de la franja litoral del estado de Yucatán, en las coordenadas extremas 21°37'29.56" y 21°23'00.96" latitud norte; 88°14'33.35" y 87°30'50.67" longitud oeste (Figura 3). Ocupa territorio de los municipios de San Felipe, Río Lagartos y Tizimin, en Yucatán, y del municipio de Lázaro Cárdenas, en Quintana Roo. Limita al norte con el Golfo de México, al sur con los municipios de Tizimin, Río Lagartos y San Felipe, al oeste con la Reserva Estatal de Dzilam, y al este con el Área de Protección de Flora y Fauna de Yum Balam. Tiene una superficie total de 61,347.83 ha (CONANP 2007).

7. METODOLOGÍA

7.1 Área de estudio

condiciones claramente diferenciadas, la temporada de lluvias de junio a octubre representa el 62% de la lluvia total anual y la época de secas de noviembre a mayo. La precipitación total anual va de 616.4 a 713.6 mm. Existen dos tipos de climas, el primero es el BSo(h')w(x')iw', que es el clima más seco de los áridos y el segundo es el Ax'(wo)iw', que corresponde al más seco de los cálidos húmedos, con lluvias repartidas a lo largo del año, con una temperatura media anual de 26 °C (CONANP 2007).

Los suelos de la reserva derivan de la sedimentación marina reciente, del intemperismo de la roca caliza y de los procesos climáticos que actúan en conjunto con la vegetación, lo que propicia que se encuentren en estado transitorio y constante cambio. Según la clasificación de la FAO, los suelos de la RBRL corresponden con el ordenazonal, esto significa que el desarrollo del perfil es extremadamente juvenil y están sujetos a movimiento continuo por la acción de los vientos, el flujo laminar y la inundación por mareas. También son de los tipos hidromórficos (gleysoles y vertisoles), profundos o muy profundos (luisoles), someros (cambisoles y luisoles), liticos y pedregosos (litosoles y rendzinas) y halomórficos (regosoles y solonchak) (CONANP 2007).

En cuanto a la vegetación, Ría Lagartos cuenta con numerosas especies de afinidad centroamericana y caribeña, especies cuya distribución geográfica se extiende desde los países de esa zona hasta los estados de México que colindan con el Mar Caribe. Por otra parte, la reserva presenta una gran diversidad de ecosistemas. Entre éstos existen varios tipos como la selva mediana subperennifolia, la selva mediana subcaducifolia, la selva baja (caducifolia, caducifolia espinosa e inundable), los manglares, el matorral de dunas costeras, los pastizales inundables, la vegetación de pastos marinos y los petenes (formaciones características de las zonas costeras de la Península de Yucatán) (CONANP 2007).

La reserva incluye cuatro asentamientos humanos, Río Lagartos (cabecera municipal), San Felipe (cabecera municipal), Las Coloradas (comisaría de Río Lagartos) y El Cuyo (comisaría de Tizimin). La conformación demográfica se distribuye de la siguiente manera, El municipio de Río Lagartos tiene 2,204 habitantes, Las Coloradas 1,068, San Felipe 1,838 y El Cuyo 1,748 (INEGI 2006).

Las especies presentes en esta vegetación se distribuyen en función de su tolerancia a factores limitantes como la alta salinidad, la amplitud de las mareas y los fuertes vientos, y a

(CONANP 2007, Torres y cols. 2010).

Actualmente, se reconoce que estas comunidades aportan importantes servicios ambientales a la sociedad, siendo el más relevante su función como barrera de protección a la acumulación de arena por medio de sus raíces y la materia orgánica de su follaje, evitando así, la erosión, pues estabilizan y fijan el sustrato. Incluso, estas comunidades vegetales proveen refugio, alimento y protección a numerosas especies de insectos, reptiles, aves y mamíferos. Además, muchas de sus especies tienen potencial ornamental. Todo lo anterior, le confiere a las comunidades vegetales de la duna costera un gran valor ecológico, económico y científico

(Torres y cols. 2010).

Las dunas son grandes acumulaciones de arena de forma ondulada, características del litoral costero, su forma, tamaño y orientación dependen básicamente de la velocidad y dirección del viento. Las comunidades vegetales de las dunas costeras se encuentran distribuidas a lo largo de los litorales de todo nuestro país (Moreno-Casasola y cols. 1998), con una alta diversidad florística y estructural como resultado de la heterogeneidad del paisaje, razón que está influenciado por las diferencias hidrológicas, climáticas y edáficas que se manifiestan en el litoral mexicano

Como el resto de hábitats costeros, los sistemas de dunas son ecosistemas únicos situados en la transición entre ambientes terrestres y marinos. Los sistemas de dunas son los ambientes de sedimentación más importantes del mundo, donde hay mayor acumulación de sedimentos (granos de arena de origen marino) que han sido transportados por corrientes marinas y vientos. Ambos son ecosistemas extremadamente dinámicos y cambiantes que amortiguan las perturbaciones entre tres grandes sistemas: el mar, la tierra y la atmósfera (Moreno-Casasola y cols. 2004).

ambientales puede presentarse como arbustos bajos prostrados en playas azotadas por el viento como "uva de playa" o "uvero". Esta planta varía en tamaño, dependiendo de las condiciones

112 *Coccoloba uvifera* L.

La vegetación costera en el estado ha sido sustituida por ranchos cocoteros, la mayoría de ellos abandonados. Además, existe desarrollo portuario y sobre todo turístico, explotación de sal en las lagunas costeras, modificación de los flujos hidrológicos y sedimentos, la apertura de barras y de importantes áreas naturales protegidas (Moreno-Casasola 2004). Tal es el caso, de la Reserva de la Biosfera Ria Lagartos, en donde las playas y las dunas costeras ocupan 5.03% del área total de la reserva, la mayor parte de éstas se consideran en excelente estado de conservación, aunque presenta algunas porciones con muestras de algunos impactos negativos (CONANP 2007).

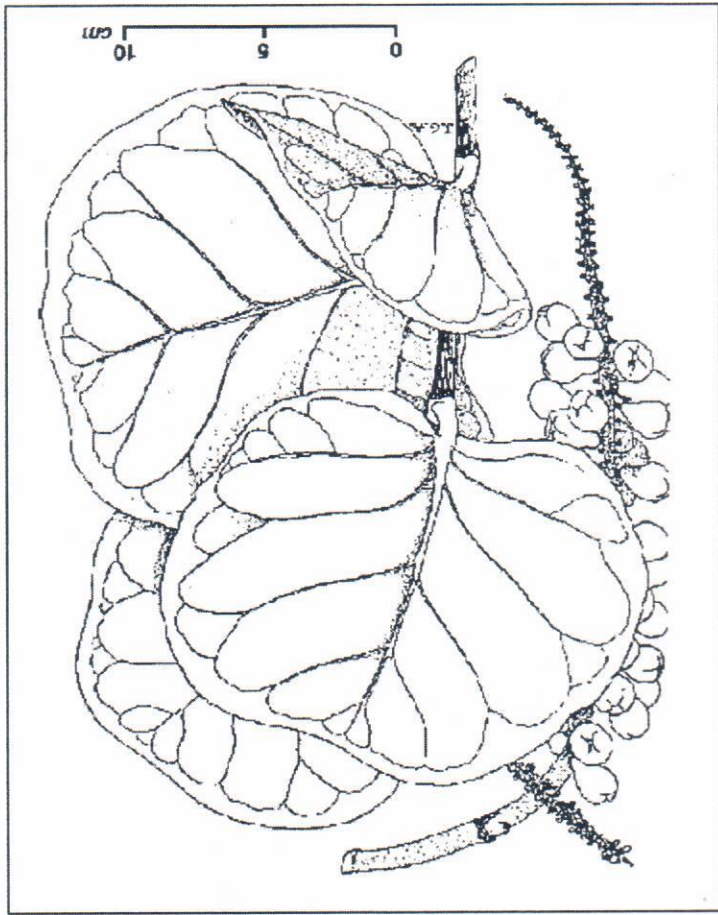
Esta vegetación de duna costera difiere de las demás costas del país por el clima semiárido y por la mezcla de las especies de manglar y selva baja. Como especies pioneras más presentes *Ipomoea pes-caprae* y *Sesuvium portulacastrum*. Entre las especies más comunes del matorral están: *Caesalpinia vesicaria*, *Bravaisia berlandiana*, *Coccoloba uvifera*, *Triplaris radialis* y *Pseudophoenix sargentii*. Dicha vegetación tiene gran importancia para las aves migratorias ya que entre 70 y 80% de éstas suele utilizar este ecosistema (CONANP 2007).

En el estado de Yucatán la vegetación de duna costera se distribuye naturalmente en forma de franjas que ocupan el 60% de su litoral y se estima que este ecosistema ha perdido aproximadamente la mitad de su territorio original (Durán y cols. 2007). Esta península ocupa el segundo lugar con mayor número de especies endémicas de la flora costera de México, sólo superada por la península de Baja California (Moreno-Casasola y cols. 1998).

En el estado de Yucatán la vegetación de duna costera se distribuye naturalmente en forma de franjas que ocupan el 60% de su litoral y se estima que este ecosistema ha perdido aproximadamente la mitad de su territorio original (Durán y cols. 2007). Esta península ocupa el segundo lugar con mayor número de especies endémicas de la flora costera de México, sólo superada por la península de Baja California (Moreno-Casasola y cols. 1998).

C. wifera es nativa de las costas del sur de Florida, Bermudas, las Bahamas, las Indias Occidentales, el norte y el este de América del Sur, América Central y la costa del Pacífico hasta Perú (Parrotta 1994). En México está ligada a las playas arenosas del litoral, sobre todo

Figura 4. Follaje y fruto de *C. wifera* (tomado de Parrotta 1994).



alcanzando alturas de hasta 9 a 15 m. Posee ramas gruesas, lisas y ramas apartadas, alcanzando desde 70 cm a 1 m en diámetro a la altura del pecho. Se puede encontrar con facilidad por sus hojas grandes, gruesas y casi circulares y los racimos de uva (Figura 4). Florece de abril a junio y fructifica de julio a agosto (Parrotta 1994, Brown 2012).

Para este estudio se realizó un muestreo del 12 al 15 de agosto de 2014 en la localidad de El Cuyo ubicada en la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos en las coordenadas geográficas

1.2 Muestreo

La tolerancia de *C. uvifera* a los suelos salinos y a la brisa del mar la hacen una especie de suma importancia en el proceso de formación del suelo y de la estabilización de la duna costera. Además, funciona como barrera de protección contra la acción de vientos y mareas, favoreciendo el establecimiento de otras plantas menos tolerantes y de refugio para diversas especies animales (Parrotta 1994, Brown 2012).

En cuanto a sus usos, la madera de esta planta toma un pulido fino y se usa para artículos torneados y ocasionalmente para muebles, trabajos de incrustaciones, ebanistería, regularmente como leña y para la manufactura de carbón. Los frutos son comestibles, se pueden comer crudos, se usan para hacer jaleas o fermentar como uvas para la elaboración de vino. Sus flores producen una abundante cantidad de néctar y la miel resultante es de buena calidad, de un color ámbar claro y de un sabor un tanto picante. Las ramas, la corteza del tallo y las raíces son ricas en taninos, mientras que la savia roja que tiene propiedades astringentes se extrae de la corteza y es conocida comercialmente como "kino". Las raíces y la corteza, con propiedades también astringentes, se han usado en la medicina tradicional (Parrotta 1994).

Su distribución natural incluye zonas tropicales de matoral de duna costera, con una precipitación anual promedio de 500 a 1600 mm y una temperatura promedio de 28°C. Es una de las primeras especies en colonizar la costa, ya que crece bien en los sustratos arenosos y húmedos de ésta. Además, es una planta muy tolerante a la alta salinidad. La uva de playa comúnmente se ve limitada a las áreas costeras y rara vez se le encuentra en los bosques tierra adentro (Parrotta 1994, Brown 2012).

(www.cni.gob.mx).

de la vertiente Atlántica y esporádicamente de la costa del Pacífico. Se distribuye en los estados de Campeche, Colima, Chiapas, Guerrero, Michoacán, Nayarit, Oaxaca, Quintana Roo, Sinaloa, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán, a una altitud de 0 a 500 m

Con el fin de observar en muestras de campo la presencia tanto de hongos micorrizales como arbusculares en el sistema radical de *C. uvifera*, se estableció un transecto de 300 m paralelo a la línea de costa y a la zona de distribución litoral de duna de la zona de matoral de *C. uvifera* de la zona de matoral de la zona de matoral de la zona de matoral, estableciéndose así un muestreo pareado. Para obtener las raíces micorrizadas, en un transecto se recolectaron 18 muestras de suelo a una profundidad de entre 10 y 15 cm, determinándose la capa superficial de materia orgánica (aproximadamente de 2 cm). De las muestras se correspondieron a muestras tomadas bajo plantas juveniles y nueve bajo plantas adultas de *C. uvifera* (Figura 5). Cada muestra fue colocada en una bolsa plástica debidamente etiquetada.

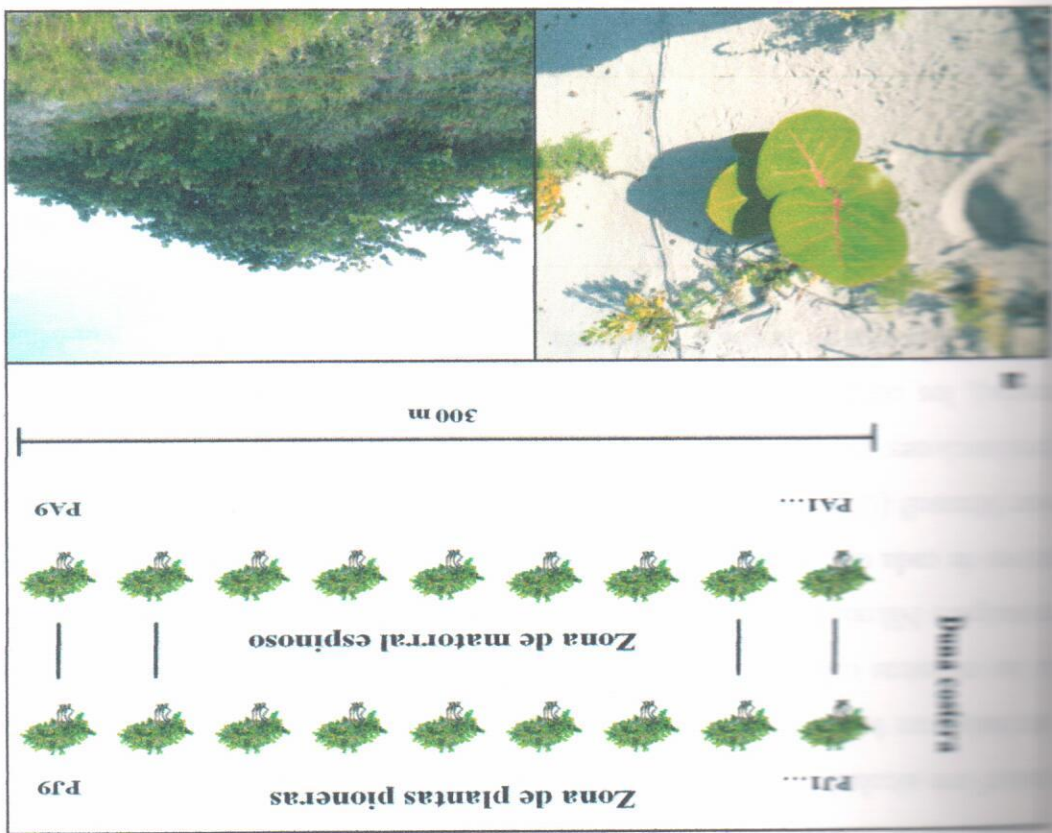
Se consideraron como plantas juveniles a aquellas que presentaban ciertas características como comienzo de las ramificaciones, formación de hojas con la morfología característica de la especie y sin estructuras de floración o fructificación (Mazparrote y Delgado 1998). La presencia de estructuras de floración o fructificación es un indicativo válido de la fase adulta o de la madurez para la mayoría de las plantas leñosas (González y cols 1990), con base en lo anterior, se seleccionaron las plantas adultas de *C. uvifera*.

Además, se observó en el área de muestreo que las plantas de *C. uvifera* en sus diferentes etapas de desarrollo (juvenil y adulta) no se encontraban entremezcladas unas con otras en un mismo sitio, es decir, presentaban una distribución por bandas. Las plantas juveniles se ubicaban en el área de plantas pioneras que es la zona más cercana al mar y las plantas adultas en la zona de matoral espinoso, adyacente a la zona de plantas pioneras (Figura 5).

Para determinar si las plantas de *C. wifera* muestreadas presentaban colonización por hongos ectomicorrizogénos, las 18 muestras de suelo recolectadas fueron revisadas y todas las raíces presentes en cada una fueron separadas. A chorro de agua se eliminaron las partículas de suelo de gran tamaño que estaban adheridas a las raíces y con el mismo fin se utilizaron además pinzales y pinzas. Una vez que las raíces se encontraron limpias, se colocaron porciones de 200 mg en cajas Petri con agua destilada y se separaron todas las puntas ectomicorrizadas, mismas que se clasificaron por morfotipos de acuerdo con su tipo de engrosamiento, coloración y/o patrón de crecimiento (Agerer 1991).

3.2 Identificación y caracterización de los morfotipos de ectomicorrizas

Figura 5. Muestreo de raíces y de suelo rizosférico de *C. wifera*. a) Forma de muestreo. b) Planta juvenil de *C. wifera*. c) Planta adulta de *C. wifera*.



Las raíces seleccionadas fueron colocadas para su preservación en frascos o tubos Legendorf con alcohol al 95%, dependiendo del tamaño y la cantidad de la muestra. Cada tubo fue rotulado con los mismos datos establecidos en las etiquetas de las muestras de suelo. Todas las muestras colocadas en alcohol fueron posteriormente revisadas en un microscopio estereoscópico Nikon, modelo SMZ-2B, donde se registraron las características morfológicas distintivas de cada una de las raíces micorrizadas, siendo éstas: el color con base en las tablas de color Munsell (U.S. Department of Agriculture 1975), el tipo de ramificación, la forma de las terminaciones no ramificadas, la superficie del manto, los rizomorfos (ocurrencia y frecuencia), los cordones miceliales y el tamaño (largo y diámetro). Dicha caracterización estuvo basada en los protocolos de Agerer (1987-1991, 1991, 2006) y Ludwin-Maximilians (2004-2011) (Figura 6).

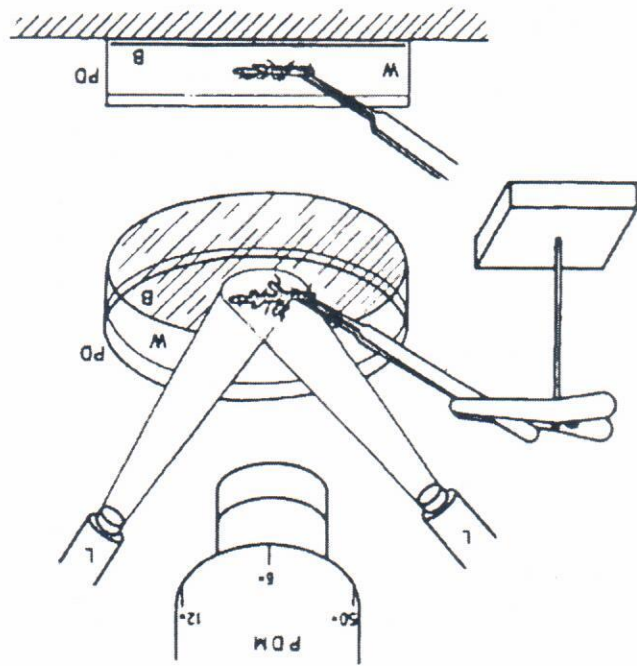


Figura 6. Esquemática de la caracterización y la toma de fotografías de ectomicorrizas. B) Fondo negro, L) Caja Petri, PDM) Microscopio estereoscópico y W) Agua destilada (tomado de Agerer 1991).

Debido a que los hongos micorrizógenos arbusculares no modifican la morfología de la raíz, para determinar la presencia de la micorriza arbuscular en *C. wifera* fue necesario someter a las raíces a procesos que revelan si existe presencia de estos hongos en su interior, para lo cual se utilizó la técnica de tinción de raíces de Phillips y Hayman (1970). Las raíces obtenidas de las 18 muestras de suelo recolectadas bajo las plantas juveniles y adultas de esta especie vegetal fueron lavadas con agua corriente y colocadas en un matraz Erlenmeyer. Posteriormente, se cubrieron con hidróxido de potasio (KOH) al 10%. Al ser las raíces de *C. wifera* lignificadas y bastante pigmentadas, el KOH que fue añadido al matraz tuvo que ser calentado con anterioridad a punto de ebullición. Dichos matraces fueron colocados en baño maría durante 40 minutos. Como las raíces continuaban muy pigmentadas, el siguiente paso consistió en colocarlas en una solución de agua oxigenada (H₂O₂) al 3% con hidróxido de

2.5 Tinción de raíces

Los análisis morfológicos de las raíces secundarias de plantas juveniles y adultas de *C. wifera* se enviaron al Laboratorio de Sistemática y Ecología de Micorrizas del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México, para determinar su identidad taxonómica. Dicho análisis estuvo a cargo del Dr. Roberto Garibay Orjuel y el Biol. Rodolfo Angeles Argáiz.

2.6 Análisis molecular de los morfotipos de ectomicorriza

Una vez que las puntas micorrizadas de cada muestra fueron agrupados por parecido, se les asignó un número de identificación y fue fotografiado con una cámara digital, modelo DP70 acoplada a un microscopio estereoscópico Olympus, modelo SZX7 (Figura 6). Posteriormente, se realizó la digitalización de imágenes Image-Pro Plus 4.5 (Figura 6). Posteriormente, se identificaron (una por una) todas las raíces secundarias colonizadas por cada uno de los morfotipos identificados para obtener la frecuencia de colonización ectomicorrizica de cada morfotipo, tanto en plantas juveniles como adultas.

Los bloques de suelo rizosférico recolectado se pusieron a secar a temperatura ambiente durante dos días o hasta eliminar el exceso de humedad. Posteriormente, cada muestra fue colocada dentro de una caja de plástico de 34.6 x 21 x 12.4 cm, debidamente etiquetada; las muestras se mantuvieron en refrigeración a 4°C hasta que cada una fue procesada para llevar a cabo la extracción de esporas mediante la técnica de tamizado húmedo y decantación

La Extracción de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares del suelo

$$\%OMA = (\text{Número de campos colonizados} / \text{Número total de campos revisados}) \times 100$$

McGonigle y cols. 1990):

El número de campos colonizados se transformó a porcentaje de colonización de estructuras fúngicas como micelio intraradical, vesículas, esporas y esporangios. La observación de las raíces montadas se cuantificó el número de campos colonizados, a través de un barrido de derecha a izquierda en los extremos y la observación de las preparaciones fue observada en el objetivo de 40X en un microscopio Zeiss, modelo Zeiss. Cada muestra de material presente en cada muestra recolectada) y se fijaron las raíces previamente teñidas se colocaron en portaobjetos, de 10 a 25 raíces (de

Las raíces previamente teñidas se colocaron en portaobjetos, de 10 a 25 raíces (de

Las raíces previamente teñidas se colocaron en portaobjetos, de 10 a 25 raíces (de

Las raíces previamente teñidas se colocaron en portaobjetos, de 10 a 25 raíces (de

La medición de la diversidad de hongos micorrizógenos arbusculares se ha hecho generalmente a través del conteo directo y la identificación de esporas recuperadas del campo. Sin embargo, estas determinaciones no detectan a las especies de HMA que no están esporulando en el momento del muestro, pero que están asociadas con la planta hospedera

1.7 Macetas de propagación

montaje de esporas.

El sobrenadante obtenido se vació dentro de una caja de Petri y se observó en un microscopio estereoscópico Nikon modelo: SMZ-2B, donde se llevó a cabo la extracción y el

mediante agua destilada, para eliminar la presencia de las soluciones de sacarosa.

Finalizar la centrifugación se colocó en un tamiz de 40 μm de apertura y se enjuagó con

muestras fueron centrifugadas a 2500 r.p.m. durante 3 minutos. El sobrenadante obtenido al

pesos para equilibrar pesos, para lo cual se utilizó agua destilada estéril. Posteriormente, las

de suelo recuperado de los tamices. Antes de colocar los tubos dentro de la centrifuga fueron

selección de sacarosa al 20% y otro tercio con sacarosa al 60%, el último tercio se rellena con

mediante un gradiente de sacarosa, el cual consiste en colocar en un tercio del tubo una

El material recuperado de los tamices fue vertido en tubos de centrifuga de 15 mL que

0.177 y 0.105 mm.

Las series terminadas las repeticiones, se recuperó el material retenido en los tamices de 0.04,

series, esto se repitió de 3 a 4 veces o hasta que el sobrenadante se observó transparente.

series. 30 segundos con una varilla de vidrio e inmediatamente decantadas sobre la serie de

muestras de suelo recolectadas del tipo arenoso, éstas debieron ser agitadas vigorosamente

series, dependiendo por la apertura de malla 0.04, 0.074, 0.105, 0.177 y 0.59 mm. Al ser las

series del borde. Paralelamente, dentro de una tarja se colocaron los tamices de

series en un vaso de precipitado de 2000 mL al que se le adicionó agua corriente hasta 3

series se homogenizó y se tomaron 100 g de suelo por muestra, el cual fue

series de Daniels y Skipper 1982).

series de Cerdemann y Nicolson 1963) y centrifugación con gradientes de sacarosa

Las macetas de propagación se dejaron en el invernadero durante seis meses, regándose cada tercer día con agua corriente y cada 15 días con una solución de nutrientes para en fosforo (Jarstfer y Sylvia 1992). Una vez transcurrido este tiempo, se extrajeron las esporas del suelo (ver sección 7.6 Extracción de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares del suelo) y se identificaron (ver sección 7.8 Identificación de especies de hongos micorrizógenos arbusculares).

Después de la capa de inóculo se coloraron las semillas de las especies vegetales utilizadas como plantas trampa, las cuales fueron frijol ayocote (*Phaseolus coccineus*), maíz (maíz) y veza (*Vicia sativa*), además de plantas de agave (*Agave angustifolia*). La selección de estas plantas consistió en tres factores principales, el primero de ellos y más importante es el hecho de que son especies consideradas micotróficas, es decir, que se asocian con hongos micorrizógenos arbusculares. También, producen un abundante sistema radical y presentan ciclos de vida cortos, con excepción del agave que es una planta perenne. Para cubrir las semillas se utilizó nuevamente una pequeña capa de 2 a 3 cm del sustrato estéril.

Después de la capa de inóculo se coloraron las semillas de las especies vegetales utilizadas como plantas trampa, las cuales fueron frijol ayocote (*Phaseolus coccineus*), maíz (maíz) y veza (*Vicia sativa*), además de plantas de agave (*Agave angustifolia*). La selección de estas plantas consistió en tres factores principales, el primero de ellos y más importante es el hecho de que son especies consideradas micotróficas, es decir, que se asocian con hongos micorrizógenos arbusculares. También, producen un abundante sistema radical y presentan ciclos de vida cortos, con excepción del agave que es una planta perenne. Para cubrir las semillas se utilizó nuevamente una pequeña capa de 2 a 3 cm del sustrato estéril.

Después de la capa de inóculo se coloraron las semillas de las especies vegetales utilizadas como plantas trampa, las cuales fueron frijol ayocote (*Phaseolus coccineus*), maíz (maíz) y veza (*Vicia sativa*), además de plantas de agave (*Agave angustifolia*). La selección de estas plantas consistió en tres factores principales, el primero de ellos y más importante es el hecho de que son especies consideradas micotróficas, es decir, que se asocian con hongos micorrizógenos arbusculares. También, producen un abundante sistema radical y presentan ciclos de vida cortos, con excepción del agave que es una planta perenne. Para cubrir las semillas se utilizó nuevamente una pequeña capa de 2 a 3 cm del sustrato estéril.

De las muestras de suelo recolectadas se pesaron 300 g que fueron enviados a analizar al Laboratorio de Análisis de Suelos del Instituto de Ecología (INECOL). Las variables que se cuantificaron fueron: contenido de materia orgánica, carbono orgánico, disponibilidad de fósforo (P), capacidad de intercambio catiónico (CIC), nitrógeno inorgánico en forma de

colonización en las raíces secundarias de dicha especie vegetal.

Debido al patrón de distribución de las plantas juveniles y adultas de *C. uvifera* en la duna se analizaron las condiciones edáficas sobre el tipo de micorriza y su frecuencia de

3. Análisis de suelo

corresponde con la propuesta hecha por Schüßler y Walker (2010).

La clasificación de hongos micorrizógenos arbusculares. La clasificación que se utilizó en este estudio se basó en la propuesta de Schüßler y Walker (2010). Además, se contó con el apoyo de un especialista en micorrizas (INVAM) (<http://invam.caf.wve.edu/>) y de Glomeromycota Phylogeny (GPM) (<http://www.lrz.de/~schuessler/amphylo/>). Además, se contó con el apoyo de un especialista en micorrizas (INVAM) (<http://invam.caf.wve.edu/>) y de Glomeromycota Phylogeny (GPM) (<http://www.lrz.de/~schuessler/amphylo/>). Además, se contó con el apoyo de un especialista en micorrizas (INVAM) (<http://invam.caf.wve.edu/>) y de Glomeromycota Phylogeny (GPM) (<http://www.lrz.de/~schuessler/amphylo/>).

Posteriormente, las especies se identificaron tomando como referencia el Manual para la identificación de hongos micorrizógenos vesículo-arbusculares (Schenck y Perez 1987), las descripciones disponibles en las páginas del International Vesicular Arbuscular Culture Collection (INVAM) (<http://invam.caf.wve.edu/>) y de Glomeromycota Phylogeny (<http://www.lrz.de/~schuessler/amphylo/>). Además, se contó con el apoyo de un especialista en micorrizas (INVAM) (<http://invam.caf.wve.edu/>) y de Glomeromycota Phylogeny (GPM) (<http://www.lrz.de/~schuessler/amphylo/>).

Las imágenes de imágenes Top View 3.7.

Las imágenes de imágenes Top View 3.7.

Las imágenes de imágenes Top View 3.7.

3. Análisis de especies de hongos micorrizógenos arbusculares

Los datos se analizaron con una t de Wilcoxon de rangos y signos. Todos los análisis micorrizógenos arbusculares es similar o difiere entre plantas juveniles y adultas de *C. wifera*, Aunado a lo anterior, para determinar si la riqueza de especies de hongos seguida de un análisis de residuales ajustados comparado contra un valor de Z .

El desarrollo de las plantas (juveniles vs. adultas), se realizó una tabla de contingencia ($r-k$), frecuencia de aparición de las esporas de cada familia de HMA dependía del estado de desarrollo entre ambos estadios de desarrollo de la planta. Además, para determinar si la diferencia entre ambos estadios de desarrollo de esporas era estadísticamente similar o no, con el fin de conocer si la abundancia de esporas de *C. wifera* era estadísticamente similar o no, se analizaron con una t de Student para datos transformados (abundancia de esporas) se transformaron con la función logarítmica base 10 (Log_{10}) (Zar 1984) y se analizaron con una t de Student para datos transformados del número de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares.

Los valores obtenidos del número de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares de *C. wifera* juveniles y adultas de *C. wifera*, para determinar si dichos porcentajes eran o no estadísticamente diferentes se analizaron con una t de Student para porcentajes (Zar 1984) y se analizaron con una t de Student para porcentajes transformados al aplicar la función logarítmica base 10.

Los datos del porcentaje de colonización micorrizica arbuscular se transformaron al aplicar la función logarítmica base 10. Los datos se analizaron con una t de Student para porcentajes transformados (Zar 1984) y se analizaron con una t de Student para porcentajes transformados al aplicar la función logarítmica base 10. Los datos se analizaron con una t de Student para porcentajes transformados (Zar 1984) y se analizaron con una t de Student para porcentajes transformados al aplicar la función logarítmica base 10.

Los datos de la frecuencia de colonización de cada uno de los morfotipos de micorrizas identificadas en las raíces secundarias de *C. wifera* depende o no de la etapa de desarrollo de la planta, los datos se analizaron con tablas de contingencia ($r-k$). Lo anterior, para identificar si la frecuencia de colonización de cada uno de los morfotipos de micorrizas identificadas en las raíces secundarias de *C. wifera* depende o no de la etapa de desarrollo de la planta, los datos se analizaron con tablas de contingencia ($r-k$).

Los datos de las características de cada uno de ellos. Los datos de las características de cada uno de ellos. Los datos de las características de cada uno de ellos. Los datos de las características de cada uno de ellos.

Se elaboraron curvas de acumulación de especies de hongos micorrizógenos arbusculares asociadas con plantas juveniles y con adultas de *C. wifera*, para estimar a través del número de especies observadas en el suelo rizosférico, el total de especies que estarían presentes en el suelo de cada una de las etapas de desarrollo de la planta. Las curvas se obtuvieron mediante una matriz de presencia-ausencia de las especies de HMA, la cual se elaboró 100 veces para eliminar el efecto por la secuencia en la que se ingresan los datos en la construcción de las curvas con el programa Estimates 9.1.0. Posteriormente, las curvas de acumulación se construyeron con el programa Species Accumulation y para modelizar la relación entre el esfuerzo de muestreo y el número de especies encontradas se utilizó el modelo asintótico de Clench (Jiménez-Valverde y Hortal 2003).

Para determinar la similitud entre las plantas juveniles y adultas de *C. wifera* a partir del número de especies de hongos micorrizógenos arbusculares presentes en el suelo de dicha especie vegetal, se utilizó el coeficiente de similitud de Jaccard (*I_j*) (Moreno 2001), el cual se obtuvo mediante el programa Species Diversity and Richness 4.1.2

(Moreno 2001). Ambos índices se calcularon con el programa Species Diversity and Richness 4.1.2 (2007). Para determinar si existían diferencias estadísticas entre los valores de diversidad obtenidos con el índice de Shannon-Wiener (Krebs 1999, Moreno 2001). Aunado a lo anterior, se utilizó una *t* de Hutcheson (Zar 1984). Además, se recurrió al índice de representatividad de Simpson (Magurran 1988, Moreno 2001) para determinar la representatividad de las especies con mayor valor de importancia. Ambos índices se calcularon con el programa Species Diversity and Richness 4.1.2 (2007).

Resultados de diversidad

Se llevaron a cabo utilizando el programa SPSS Statistics 17.0

Para determinar si las plantas juveniles o adultas de *C. uvifera* se agrupaban en función de las especies de hongos micorrizógenos arbusculares presentes en el suelo rizosférico de las plantas muestreadas y de sus respectivas abundancias, se llevó a cabo un análisis de componentes principales (PCA) obtenido mediante el programa Multi Variate System (MVS) 3.22.

Coccoloba uvifera

En la asociación de raíces de *C. uvifera* revisados se observó la presencia de la asociación de raíces secundarias colonizadas por el morfotipo 1 (M1) perteneciente a la especie *Scleroderma bermundense* (ver sección 8.2 Identificación molecular de los morfotipos de *Scleroderma*) y presentó una frecuencia de aparición de 848 (40.38%) y 538 (22.21%) en plantas colonizadas en PJ y PA, respectivamente. El morfotipo 2 (M2) presentó una frecuencia de aparición de 654 (31.14%) puntas colonizadas en PJ y 321 (22.21%) en plantas colonizadas por el morfotipo 3 (M3) en PJ y 586 (40.55%) en las PA (Figura 7). Los morfotipos 2 y 3 no se observaron en las raíces secundarias colonizadas por el morfotipo 1 (M1).

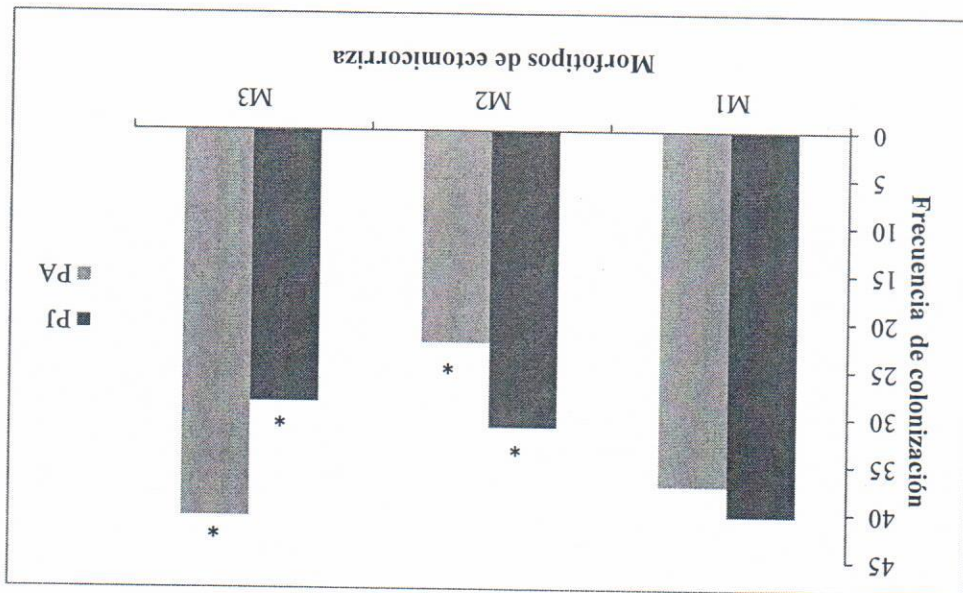
Para conocer si la frecuencia de colonización de los morfotipos de hongos endófitos dependía de la etapa de desarrollo de la planta, los datos obtenidos se analizaron con una tabla de contingencia. Esta indicó, que la frecuencia de colonización de los morfotipos de *Scleroderma* dependía de la etapa de desarrollo de *C. uvifera*. Debido a lo anterior, se llevó a cabo un análisis de residuales estandarizados para determinar cuáles valores observados (Fo) diferían significativamente de los valores esperados (Fe) (Sheskin 2004).

Las frecuencias de colonización observadas del M1 no presentaron diferencias estadísticas con respecto a las Fe tanto en plantas juveniles ($Z = 0.8264$, $p = 0.3472$) como en plantas adultas ($Z = 0.1292$, $p = 0.2584$). Las Fo del M2 fueron estadísticamente diferentes a las Fe en ambos estadios PJ ($Z = 0.9993$, $p = 0.001$) y PA ($Z = 0.0001$, $p = 0.001$), siendo las Fo de este morfotipo mayores a las Fe en PJ y menores en PA. Con respecto al M3, las Fo también fueron estadísticamente diferentes a las Fe de las PJ ($Z = 0.0000$, $p = 0.001$) y de las PA ($Z = 0.0000$, $p = 0.001$), siendo las Fo del M3 menores a las Fe en PJ y mayores en PA. Por lo tanto, que la frecuencia de colonización del M1 no depende de la edad de la planta, pero los morfotipos 2 y 3 son afectados por esta variable, ya que la frecuencia de colonización del M2 disminuye en PA y la del M3 aumenta (Figura 7).

8.1.1 Morfotipo 1. Ectomicorriza de *Scleroderma bermudense* Coker

El sistema micorrizico identificado como morfotipo 1 (M1) mostro colores que van de café predominantes café muy pálido y blanco (Figura 8). Al colocar las puntas micorrizadas en alcohol para su preservación, estas cambiaron a color gris claro cafeoso (10YR 6/2). En conjunto, esta ectomicorriza presento un tipo de ramificación que va de simple (el manto sólo cubre raíces simples) a irregular-pinnada (algunos ápices micorrizicos crecen más que otros). Las terminaciones no ramificadas fueron sinuosas en su mayoría, en algunos casos y cuando eran cortas se presentaron rectas y en general con puntas redondeadas. El manto fue liso, con presencia de cordones miceliales y rizomorfos (peludos e interconectados), de un tono blanquecino. Este morfotipo fue identificado tanto en plantas juveniles como adultas, excepto en las muestras PA1 y PA5. En la muestra PJ9 fue el único morfotipo presente.

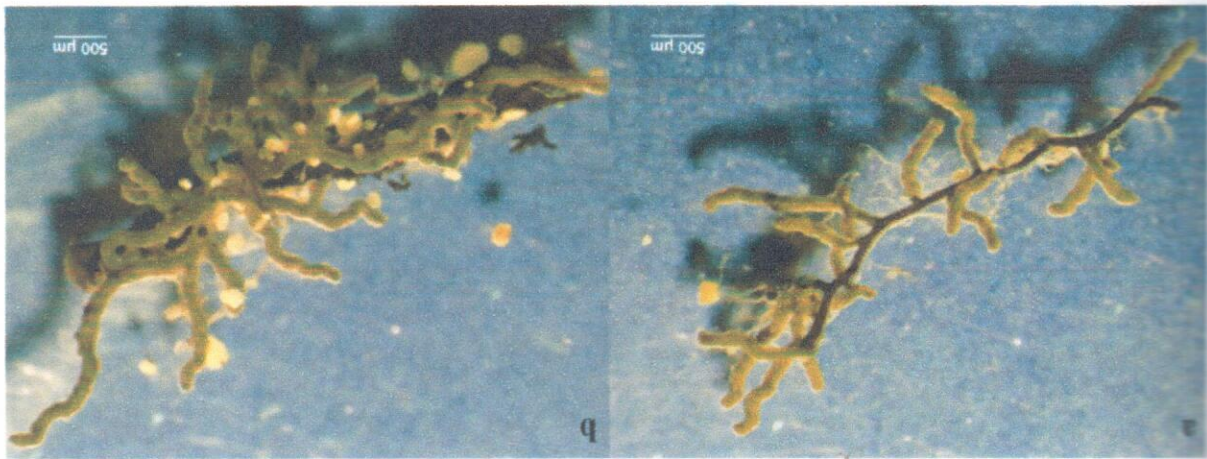
Figura 7. Frecuencia de colonización ectomicorrizica por morfotipo en plantas juveniles y adultas de *C. wifera* expresada en porcentaje. *(p=0.001).



8.1.2 Morfotipo 2. Ectomicorriza teleforoide

El morfotipo M2 va de un color café oscuro rojizo (5YR 2.5/2) a rojo muy oscuro (10R 2.5/2). Esta micorriza presentó dos tipos de ramificación, de simple en lo que parecerían ser sus etapas iniciales de formación, a coraloide, este último tipo consiste en ejes cortos que están densamente ramificados dando una apariencia de coral. Las terminaciones no ramificadas fueron de rectas a ligeramente sinuosas. El manto fue liso, con presencia de hifas emanantes de color café amarillento claro, con cordones miceliales densos y concoloros a todo el sistema de color café amarillento claro, con cordones miceliales densos y concoloros a todo el sistema de color café amarillento claro. Este morfotipo fue identificado en todas las muestras de raíces de plantas juveniles, excepto en la muestra P19. En cuanto a las muestras de plantas adultas únicamente estuvo presente en las muestras PA1 y PA3, siendo en la muestra PA1 el único morfotipo identificado.

Figura 8. Morfotipo 1. Ectomicorriza de *Scleroderma bermudense*. a) Ectomicorriza con ramificación simple. b) Ectomicorriza con ramificación irregular.



El sistema (M3) exhibió un color café rojizo oscuro (2.5YR 3/4). El sistema mostró ramificaciones simples, es decir, el manto solamente recubre raíces secundarias simples. Dichas ramificaciones se observaron de rectas a tenuemente sinuosas, algunas de las cuales presentaron puntas redondeadas, pero en su mayoría fueron ligeramente agudas. El manto presentó una superficie lisa, con pocas células emergentes. Se observaron cordones miceliales y rizomorfos arreglados de una forma densa (Figura 10). Este morfotipo estuvo presente tanto en plantas adultas como juveniles, con excepción de las muestras P11, P12 y P13.

Morfotipo 3. No determinado

Figura 2. Morfotipo 2. Ectomicorriza teleforoide. a) Ectomicorriza con ramificación simple. b) Ectomicorriza con



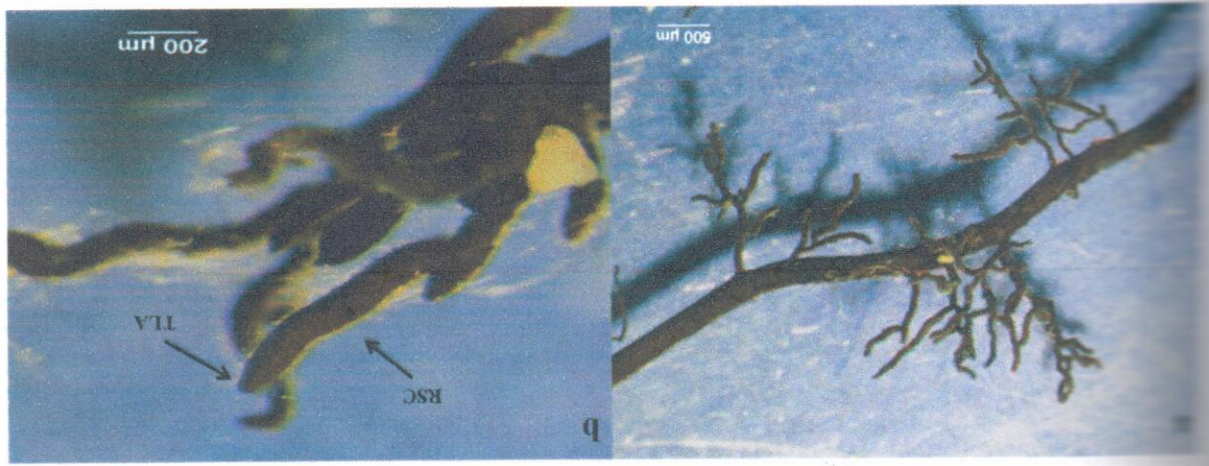
TCAAGCATCGATACGTGCGACCGTCCGGACGGAGCGGACTCCGAGAAAGTTTC
 GAAGCATGGAGACAGTCAACCCACGCACTTCCAAAGCCACGACGATCATTACGA
 CGTCAAAGCGCGCGTCCATGGAGGCTCGGCCACAGCTAATGCTTTTGAGGA
 GAGCCGACGTTGGCCCGCCGACCACTCCCAACATCCGAAACCGAGCTCCGACGGC
 ATGGAAGTCATTCCGATATTTCGATGACACTCAACACAGGATGCTCCTCGG
 AATACCAGGAGCGCAAGGTTGCTTCAAAAGATTGATTCACGGAAATCTGC
 AATCACATTACTATCGGATTCGGCTTCTTCATCGATGGAGAGCCAAAGAG
 ATCCATTGCTGAAAGTTGTACAAAGGTTTCGACAGTCCGCAACCGGACGCATACAC
 ATTCTGAGACATGGAGTTCGGAGGAAAGAGAGACATAGGTCCCGAAGGACCTACAG

Secuencia de la región de los ITS1F e ITS4 de *Scleroderma bermudense* MI-1:

De los tres morfotipos de ectomicorriza identificados en las raíces de *Coccoloba uvifera* y sometidos al análisis molecular para determinar su identidad taxonómica, solamente la secuencia de la región ITS del morfotipo MI se logró identificar, correspondiendo en un 98.7% con la especie fungica *Scleroderma bermudense*.

3.2 Identificación molecular de los morfotipos de ectomicorriza

Figura 10. Morfotipo 3. a) Ectomicorriza con ramificación simple. b) Raíz secundaria colonizada (RSC) con ramificación ligeramente aguda (TLA).



CCGGTGACACAGGTTGAGAGTGAAGCTTCGAAGGCGGAGGAGGACCG
 AOCGGTGCACATGCCAAGAGGAGCCAGGAGCCGATCCCCCCTTCTC
 CTAGGCTTTCGATTCGATATGATCT

13 Colonización micorrizica arbuscular en *Coccoloba uvifera*

De las nueve muestras de raíces de plantas juveniles de *C. uvifera* recolectadas en campo ocho presentaron micorriza arbuscular (MA). El porcentaje promedio de colonización micorrizica en estas plantas fue de 12.48%. Las estructuras fungicas más comunes fueron las vesículas y el micelio (Figura 11), a través de las cuales se pudo constatar la presencia de hongos micorrizógenos arbusculares en esta especie vegetal. Respecto a las plantas de etapa adulta, de las nueve muestras de raíces recolectadas únicamente seis presentaron estructuras fungicas como micelio y vesículas (Figura 12), con un porcentaje promedio de colonización de 9.31%.

Con los resultados del analisis de t de Student para datos pareados, se encontró que no hubo diferencias estadísticamente significativas en el porcentaje de colonización micorrizica arbuscular entre plantas juveniles y adultas de *C. uvifera* ($t = 0.845, p = 0.423$) (Figura 13).

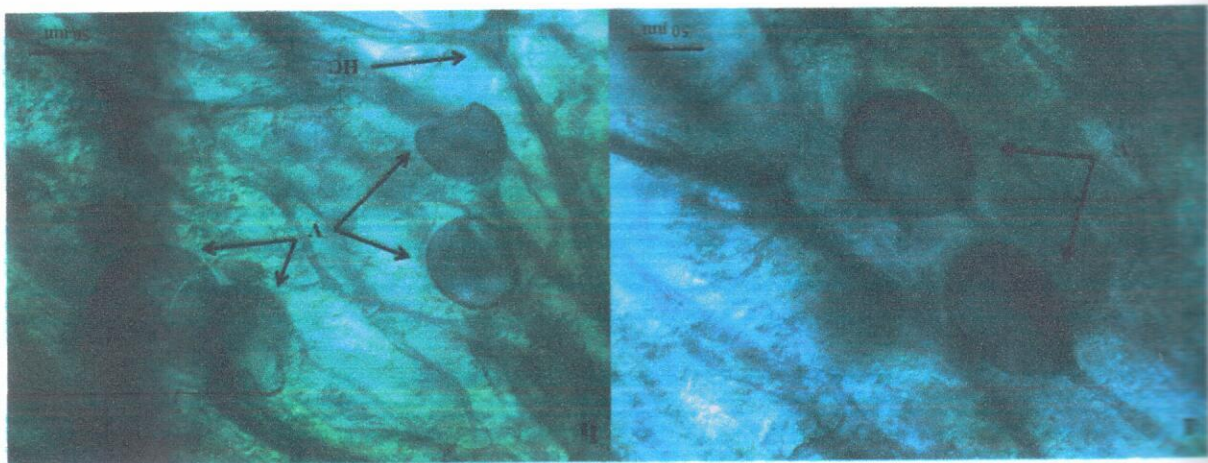


Figura 11. Estructuras fungicas presentes en el sistema radical de plantas juveniles de *C. uvifera*. a) Vesículas (V) e hifas cenocíticas (HC). b) Vesículas (V).

Figura 13. Porcentaje de colonización micorrizica arbuscular en plantas juveniles y adultas de *C. uvifera* ($t=0.85, p=0.423$). Letras iguales indican que no hubo diferencias significativas. Barras de error: \pm E.E.

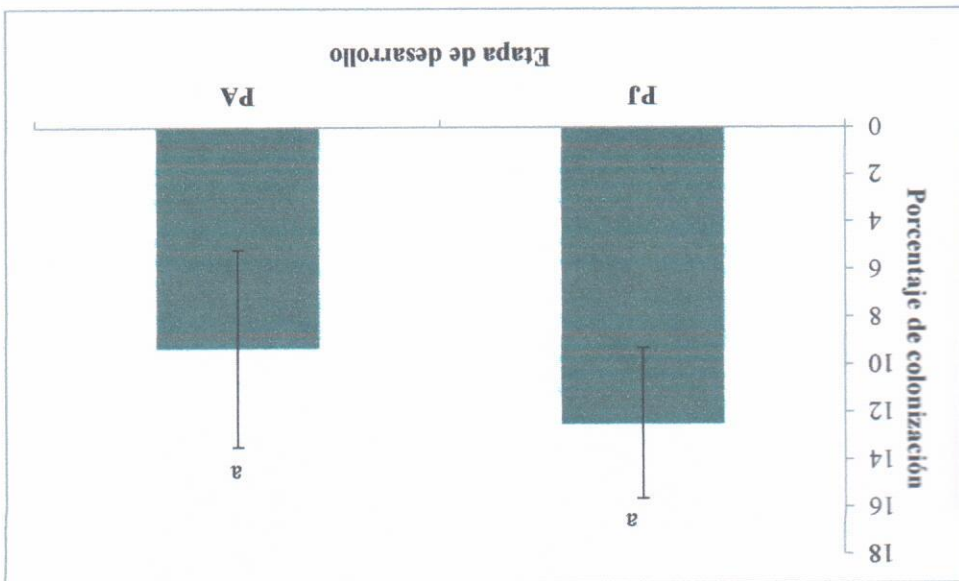
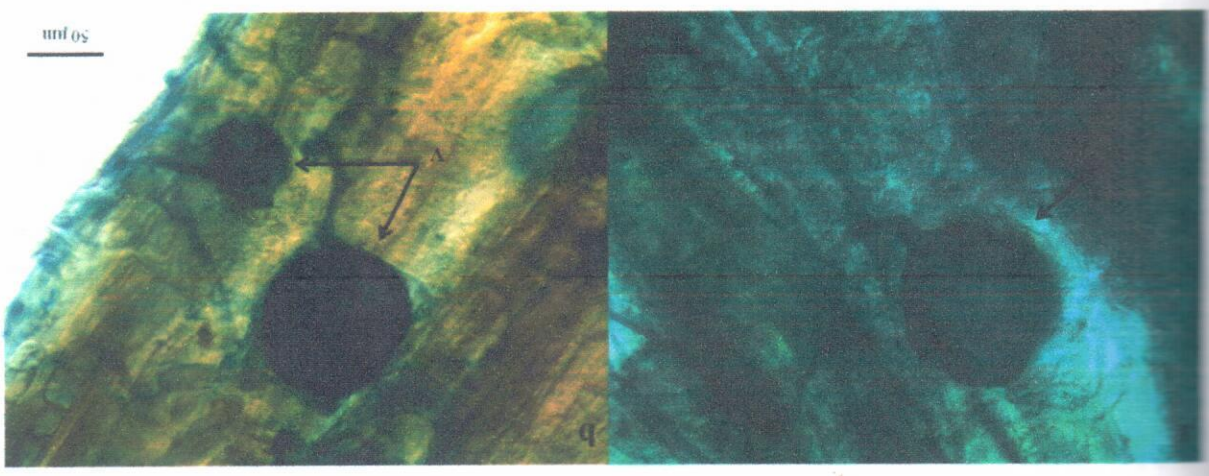


Figura 12. Estructuras fungicas presentes en el sistema radical de plantas adultas de *C. uvifera*. a-b) Vesículas



La Diversidad de especies de hongos micorrizógenos arbusculares presentes en el suelo

rizosférico de *Coccoloba uvifera*

En las muestras de suelo rizosférico recolectadas bajo plantas de *C. uvifera* se extrajeron en total 696 esporas de hongos micorrizógenos arbusculares, de las cuales 340 se encontraron en las muestras de plantas juveniles y las 356 restantes en las de plantas adultas. Los datos obtenidos se analizaron con una *t* de Student para datos pareados, encontrándose que el número de esporas extraídas del suelo rizosférico de PJ de *C. uvifera* no presentó diferencias estadísticamente significativas con respecto al número de esporas extraídas del suelo de PA ($t=1.307$, $p=0.227$) (Figura 14).

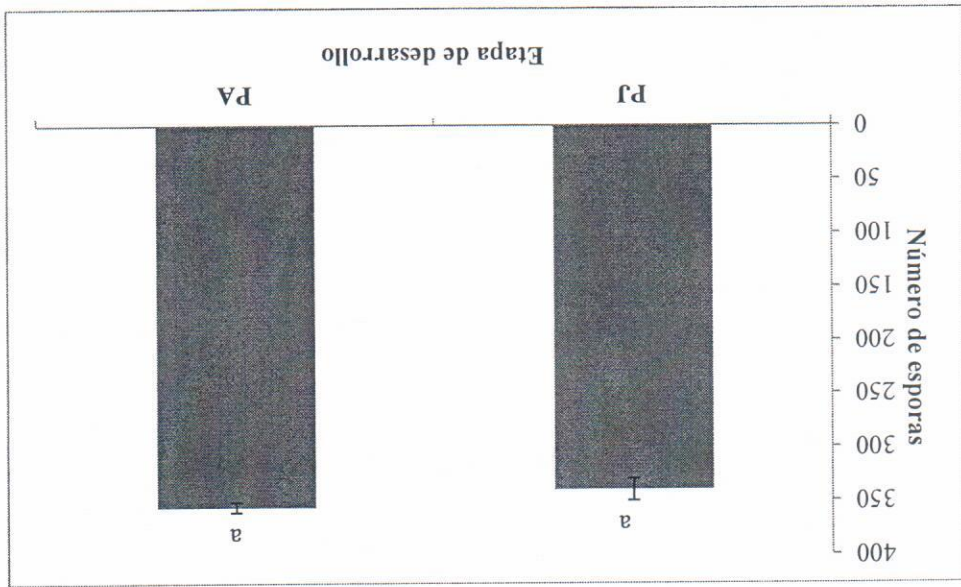


Figura 14. Número total de esporas extraídas del suelo rizosférico de plantas juveniles y adultas de *C. uvifera* ($t=1.307$, $p=0.227$). Letras iguales indican que no hubo diferencias significativas. Barras de error: \pm E.E.

En total se identificaron 17 especies de hongos micorrizógenos arbusculares presentes en el suelo rizosférico de *C. uvifera*, 11 en plantas juveniles y 14 en adultas, siendo la mayoría de las especies compartidas entre ambas etapas de la planta. Las especies identificadas fueron:

Familia	Género	Especie	PJ	PA	Total
Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i>	<i>A. kentiniensis</i>	170	104	274
Diversisporaceae	<i>Diversispora</i>	<i>D. eburnea</i>	0	18	18
		<i>D. spurca</i>	38	49	87
Gigasporaceae	<i>Racocetra</i>	<i>R. fulgida</i>	0	27	27
		<i>R. gregaria</i>	1	0	1
		<i>S. arenicola</i>	0	18	18
		<i>S. pellucida</i>	11	5	16
		<i>S. aff. aurigloba</i>	36	2	38
		<i>Scutellospora</i> sp.	0	1	1
Glomeraceae	<i>Funneliformis</i>	<i>F. badium</i>	1	0	1
		<i>F. constrictum</i>	4	10	14
		<i>F. geosporum</i>	35	47	82
		<i>Funneliformis</i> sp.	4	3	7
		<i>G. globiferum</i>	1	0	1
		<i>G. minutum</i>	39	67	106

Tabla 2. Especies de hongos micorrizógenos arbusculares identificadas en suelo rizosférico de *C. uvifera* y sus abundancias totales en plantas juveniles y adultas.

Acaulospora kentiniensis (C.G. Wu & Y.S. Liu) Kaonongbua, J.B. Morton & Bever (Figura 15), *Diversispora eburnea* (L.J. Kenn, J.C. Stutz & J.B. Morton) C. Walker & A. Schübler (Figura 16), *D. spurca* (C.M. Pfeiff, C. Walker & Bloss) C. Walker & A. Schübler (Figura 17), *Funneliformis badium* Oehl, D. Redecker & Sieverd (Figura 18), *F. constrictum* (Trappe) C. Walker & A. Schübler (Figura 19), *F. geosporum* (T.H. Nicolson & Gerd) C. Walker (Figura 20), *Funneliformis* sp. (Figura 21), *Glomus globiferum* Koske & C. Walker (Figura 22), *G. hyderabadensis* Swarupa, G.S. Prasad & Manohar (Figura 23), *G. minutum* Blazsk, Tadych & Madej (Figura 24), *Racocetra fulgida* (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd (Figura 25), *R. gregaria* (N.C. Schenck & T.H. Nicolson) Oehl, F.A. Souza & Sieverd (Figura 26), *Rhizophagus fasciculatus* (Thaxt.) C. Walker & A. Schübler (Figura 27), *Scutellospora arenicola* Koske & Halvorson (Figura 28), *S. pellucida* (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) C. Walker & F.E. Sanders (Figura 29), *Scutellospora* aff. *aurigloba* (I.R. Hall) C. Walker & F.E. Sanders (Figura 30), y *Scutellospora* sp. (Figura 31) (Tabla 2).

Figura 16. *Diversispora eburnea*. Estrato hialino delgado (EHD), estrato grueso (EG) y septo (SR).

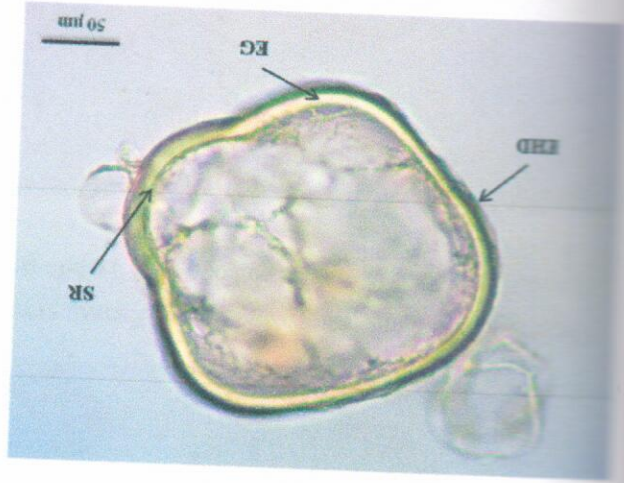


Figura 17. *Diversispora spurca*. Dos estratos (E) e hita de sostén cilíndrica, delgada y tenue (HSC).

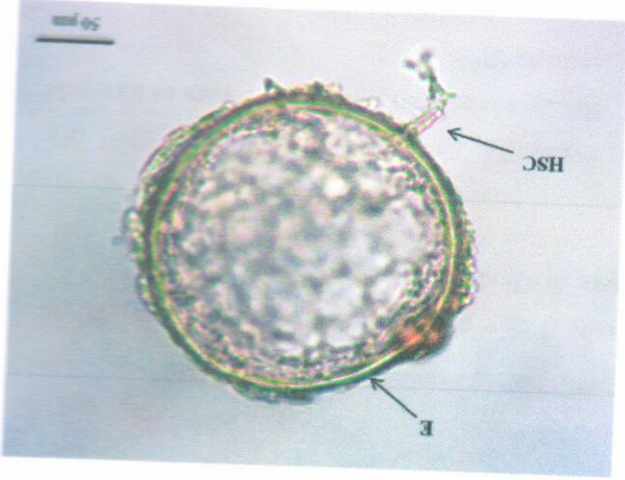
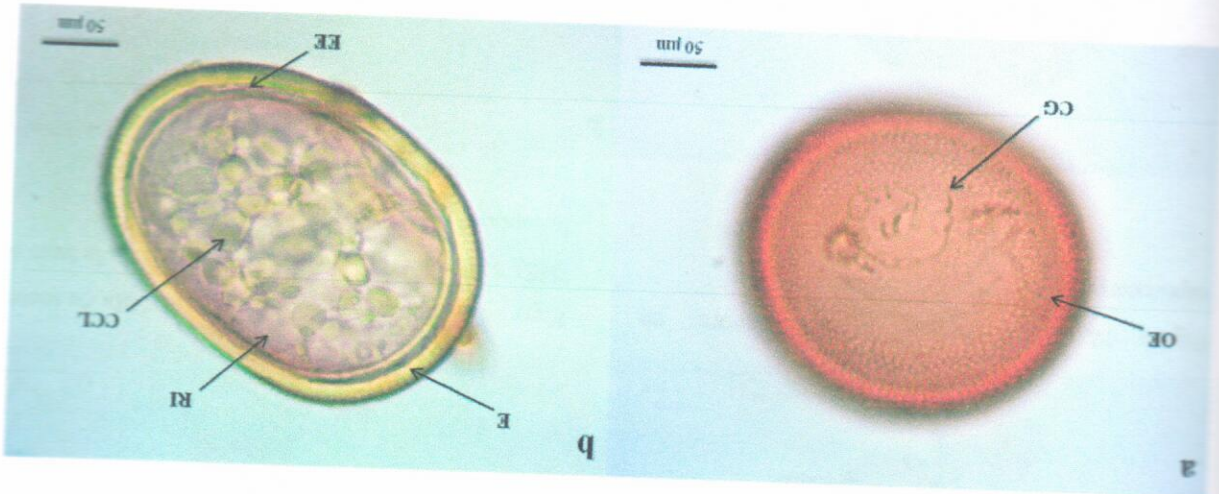


Figura 15. *Acanthospora kentinensis*. a) Ornamentación externa (OE) y cámara de germinación (CG). b) Estratos (E), estrato excrecencia (EE), reacción interna al Melzer (RI) y contenido citoplasmático lipídico (CCL).



<i>G. hyderabadensis</i>	0	1	1
<i>Rhizopogon</i>	0	4	4
<i>R. fasciculatus</i>	0	4	4
Total abundancia	340	356	696
Total de especies	11	14	17

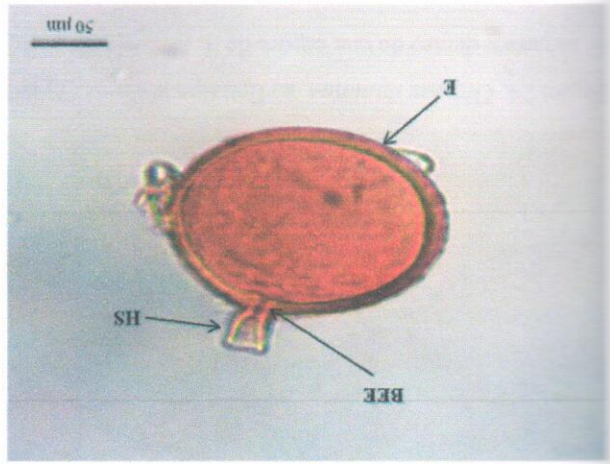


Figura 21. *Funnelformis* sp. Estratos (2-3) (E), hifa de sostén (HS) y base de la espora en forma de embudo (BEE).

Figura 20. *Funnelformis geosporum*. a) Estrato evanescente (EE) y pliegues de un estrato flexible (PE). b) Base de la espora en forma de embudo (BEE) e hifa de sostén de cilíndrica a recurvada (HS).

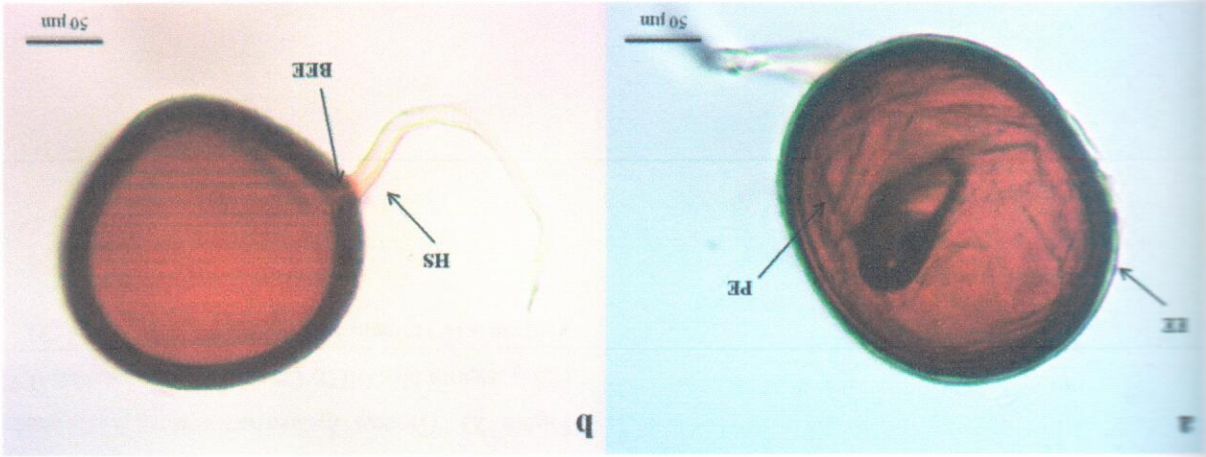


Figura 18. *Funnelformis badium*. Esporas en esporocarpo.

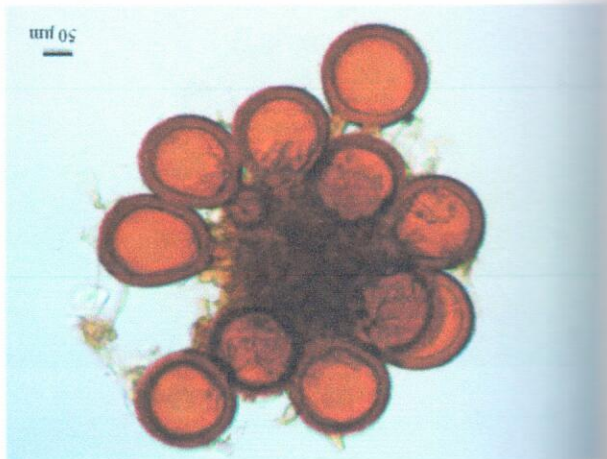


Figura 19. *Funnelformis constrictum*. Hifa de sostén (HS) de recta a recurvada y constreñida en la base de la espora.

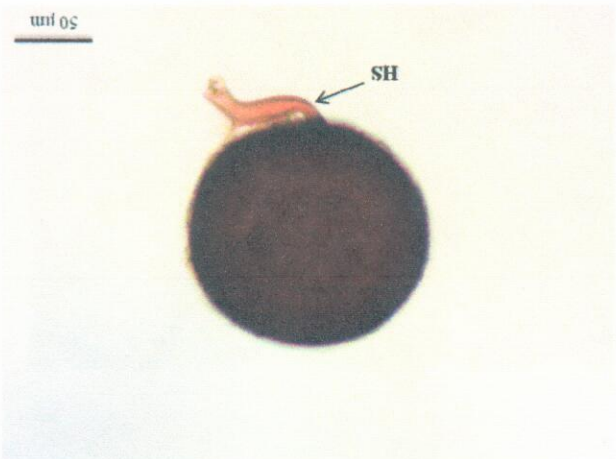


Figura 24. *Glomus minutum*. a) Estratos hialinos (2) (EH) e hifa de sostén de recta a recurvada. b) Esporas de *G. minutum* dentro de una espora de *A. kentinensis* (Gm).

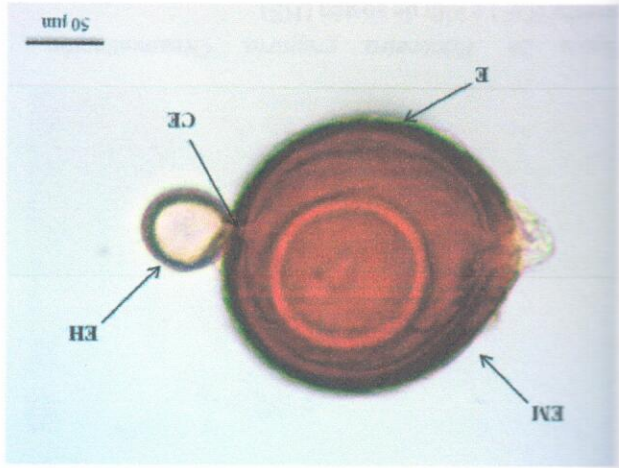
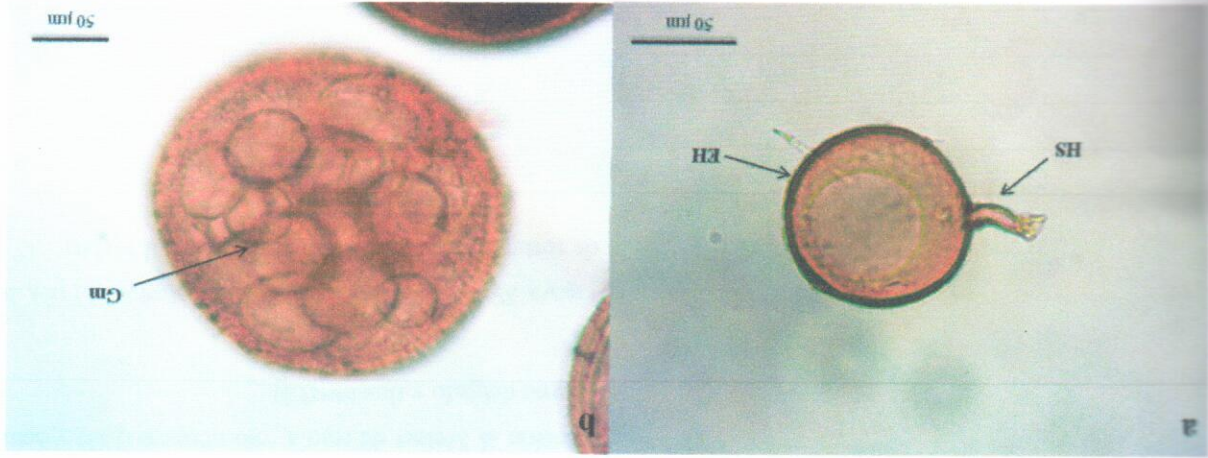
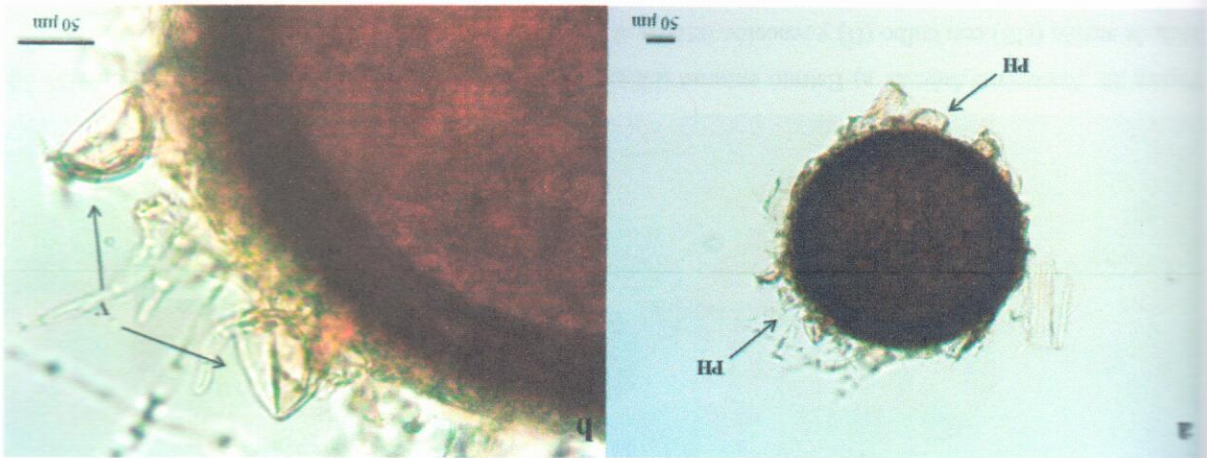


Figura 23. *Glomus hyderabadensis*. Espora madre (EM), espora hija (EH), Conexión entre esporas (CE) y estratos (E) mismo número en ambas esporas (3).

Figura 22. *Glomus globiferum*. a) Peridio hiral (PH). b) Vesículas (V).



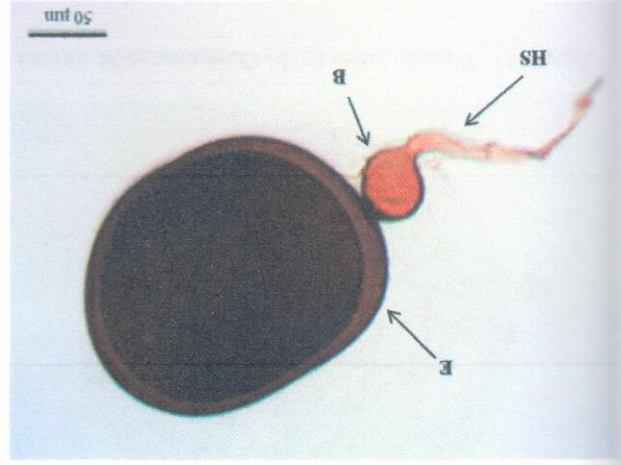


Figura 28. *Scutellospora arenicola*. Estratos (S) (E), hifa de sostén (HS) con bulbo (B) y reacción al Melzer.

Figura 26. *Racocetra gregaria*. Ornamentación externa (OE) e hifa de sostén (HS).

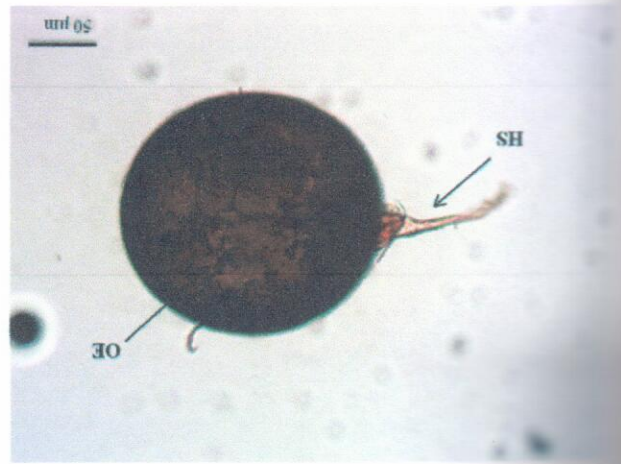


Figura 27. *Rhizopogon fasciculatus*. Estrato externo hialino con reacción al Melzer (EH), estrato grueso con reacción al Melzer de rojo a rojo oscuro (EG) y estrato interno delgado y flexible (EI).

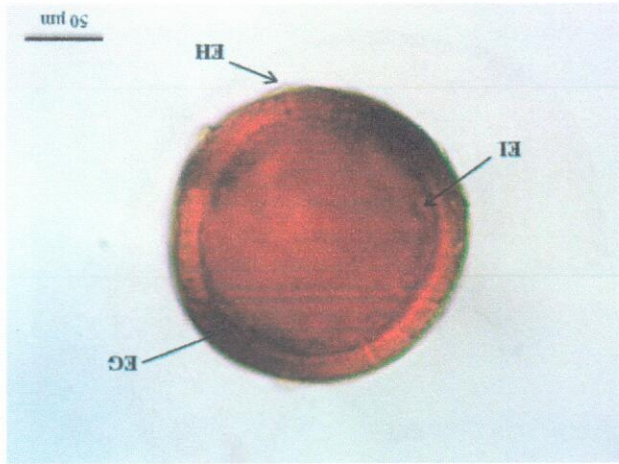


Figura 25. *Racocetra fulgida*. a) Estrato externo (EE), estratos internos hialinos (EI) e hifa de sostén (HS). b) Estrato externo (EE) con bulbo (B) y reacción interna al Melzer (RI).

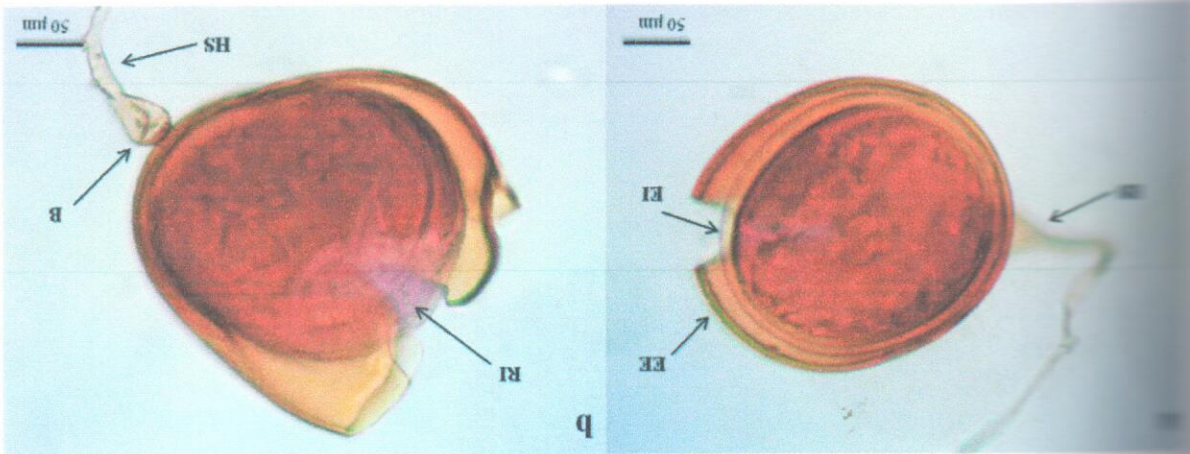


Figura 31. *Scutellospora* sp. b) Ornamntación interna (OI).

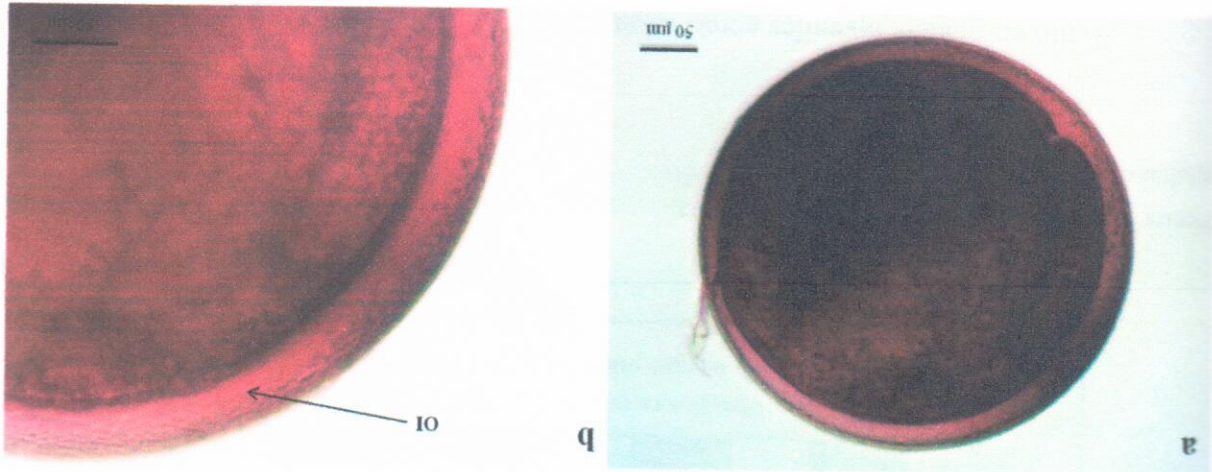


Figura 30. *Scutellospora* aff. *aurigloba*. a) Hifa de sostén (HS) con bulbo (B). b) Estrato interno hialino (EIH) y reacción interna al Melzer (RI).

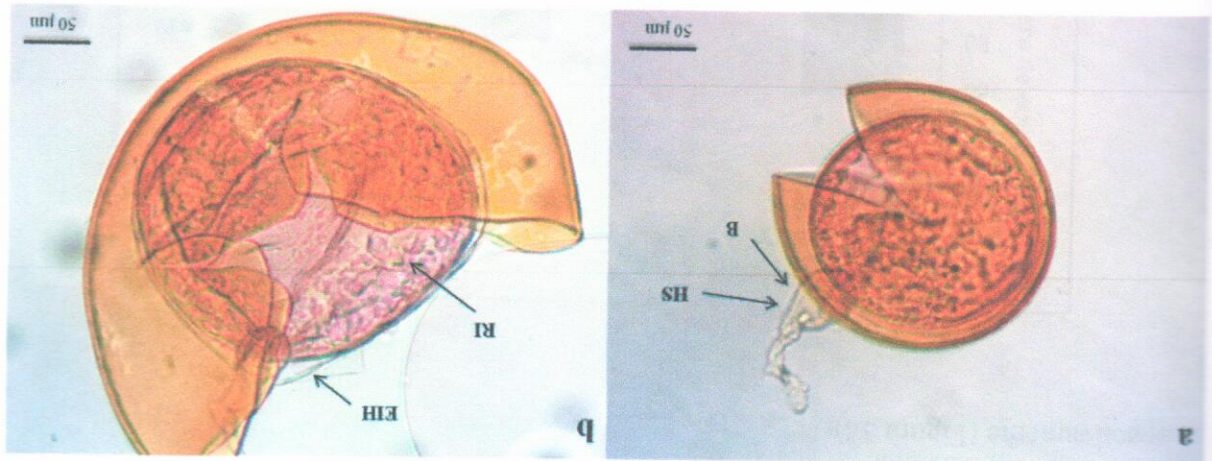
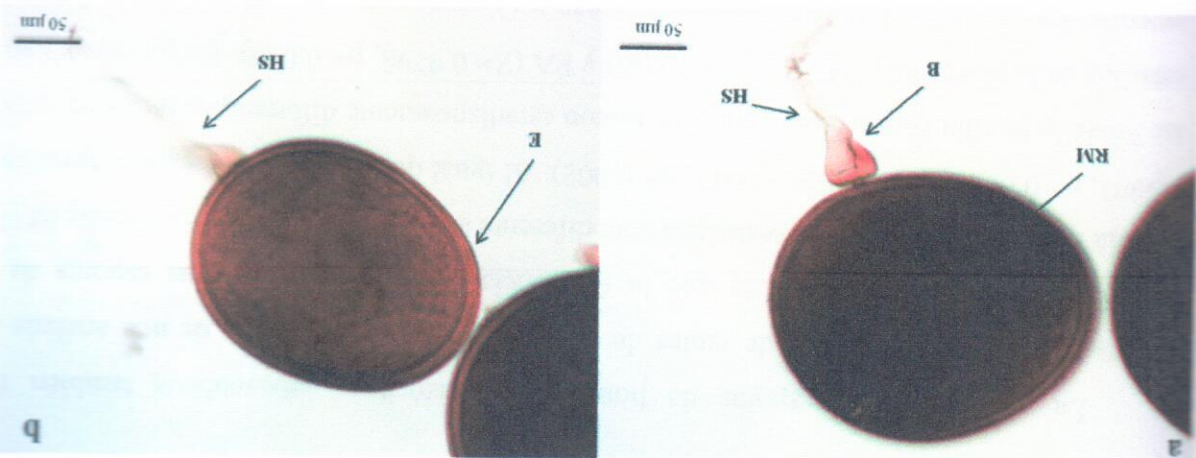


Figura 29. *Scutellospora pellucida*. a) Espora hialina con reacción al Melzer de rojo a rojo oscuro (RM), hifa de sostén (HS) con bulbo (B). b) Estratos (E) e hifa de sostén (HS).



La abundancia de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares también fue analizada por familia a través de tablas de contingencia (2x2), seguidas de un análisis de residuales ajustados, obteniéndose que la frecuencia observada (Fo) de las esporas de la familia Acaulosporaceae fue estadísticamente diferente a la frecuencia esperada (Fe) de PJ (Z=0.9991, p=0.001) y de PA (Z=0.0011, p=0.002). Al igual que en la familia Acaulosporaceae, las Fo de la familia Glomeraceae también fueron estadísticamente diferentes a las Fe en ambos estadios de la planta PJ (Z=0.0183, p=0.036) y PA (Z=0.9798, p=0.040). En contraste con lo anterior, las Fo de las familias Diversisporaceae y Gigasporaceae no presentaron diferencias estadísticamente significativas con respecto a las Fe tanto en PJ como PA: (Z=0.0314, p=0.0628) (Z=0.9649, p=0.0702) y (Z=0.4247, p=0.849) (Z=0.5753, p=0.849) respectivamente (Figura 32).

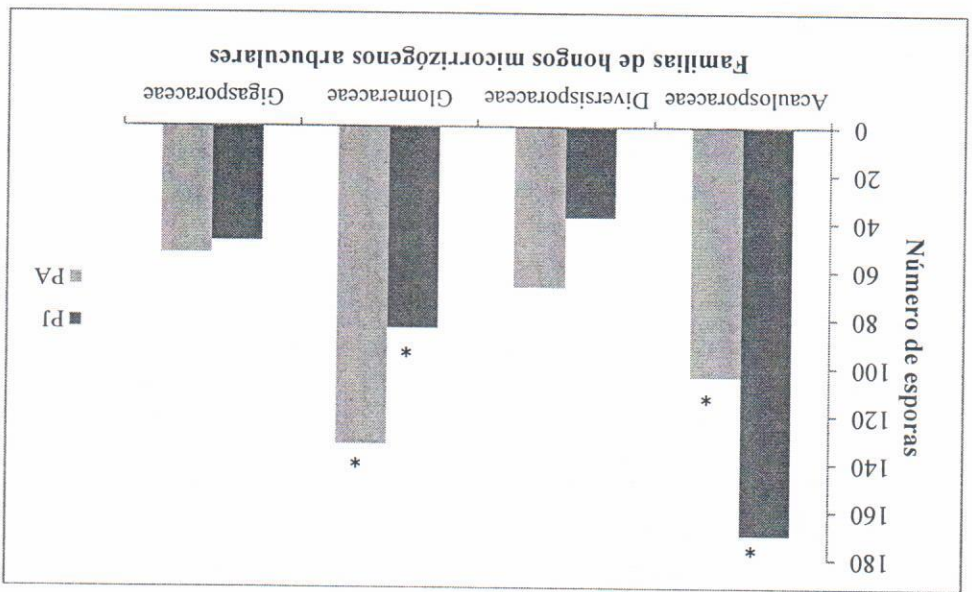


Figura 32. Abundancia de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares por familia en plantas juveniles y adultas de *C. uvifera*. * (p < 0.05).

Tanto en plantas juveniles como adultas de *C. uvifera*, la especie más abundante fue *A. kentinensis*. Las esporas de *Funneliformis badium*, *G. globiferum* y *R. gregaria* sólo

estuvieron presentes en el suelo rizosférico de PJ. Asimismo, las esporas de *Diversispora eburnea*, *G. hyderabadensis*, *R. fulgida*, *Rhizophagus fasciculatus*, *Scutellospora arenicola* y *Scutellospora* sp. fueron extraídas sólo de suelo de PA. La riqueza de especies de hongos micorrizógenos arbusculares en PJ y PA se analizó con una *t* de Wilcoxon de rangos y signos, obteniéndose que el número de especies de HMA presentes en el suelo rizosférico de PJ y PA no presentó diferencias estadísticamente significativas ($w = 1.150$, $p = 0.250$) (Figura 33).

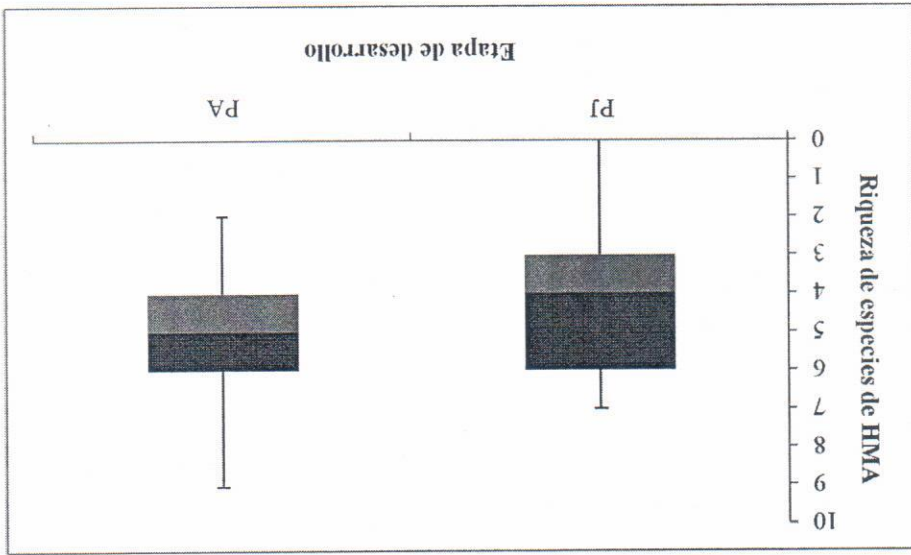


Figura 33. Riqueza de especies de hongos micorrizógenos arbusculares en suelo rizosférico de plantas juveniles y adultas de *C. wifera* ($w = 1.150$, $p = 0.250$). PJ: Min= 0, Q1= 3, M= 4, Q3= 5, Max= 7. PA: Min= 2, Q1= 4, M= 5, Q3= 6, Max= 9.

Las curvas de acumulación de especies de hongos micorrizógenos arbusculares del suelo rizosférico de plantas juveniles y adultas de *C. wifera* indicaron que el esfuerzo de muestreo fue insuficiente para ambas etapas de desarrollo de la planta. Lo anterior, debido a que las curvas no se estabilizaron, es decir, no alcanzaron una asíntota (Figura 34). El modelo de Clench se ajustó significativamente a los datos ya que tanto en plantas juveniles como adultas tuvo un coeficiente de determinación cercano a 1 ($R^2 = 0.99$). El número de especies

predichas por el modelo fue de 14 y 18 respectivamente para PJ y PA. Además, se obtuvo una pendiente para ambos estadios de 0.3, lo cual indica que el inventario no está completo, es decir, aún faltan especies por encontrar.

El porcentaje de estimación de la calidad del inventario por el modelo que indica que tan completo fue el inventario fue de 78% para PJ y de 77% para PA, por lo cual, se esperaba que al aumentar el número de muestras, se incrementara el número de especies de HMA extraídas del suelo rizosférico. Con relación a lo anterior, el modelo estima necesario incrementar el muestreo en alrededor de 20 muestras para ambos casos para poder encontrar por lo menos el 90% de las especies estimadas.

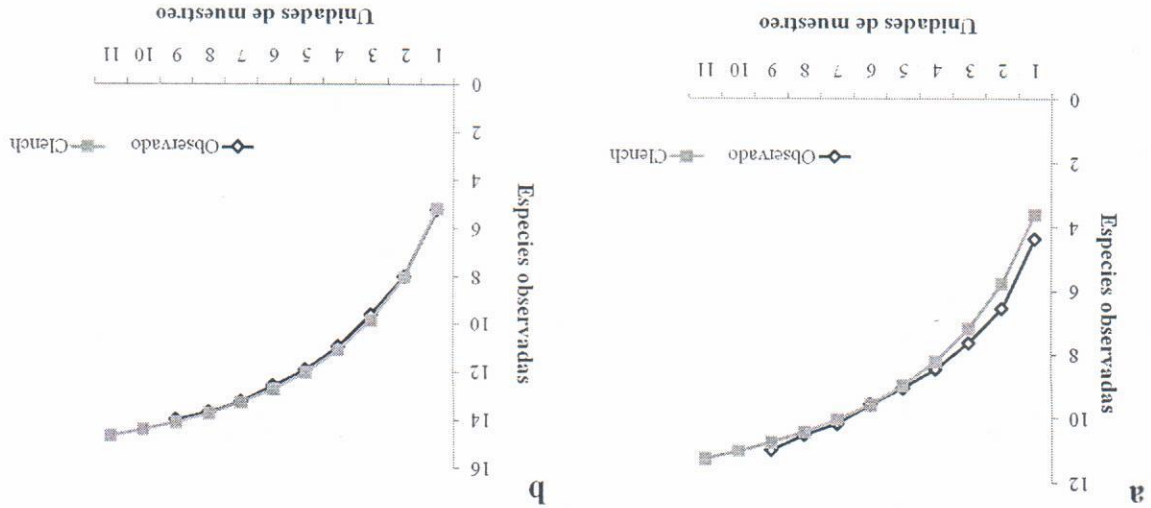
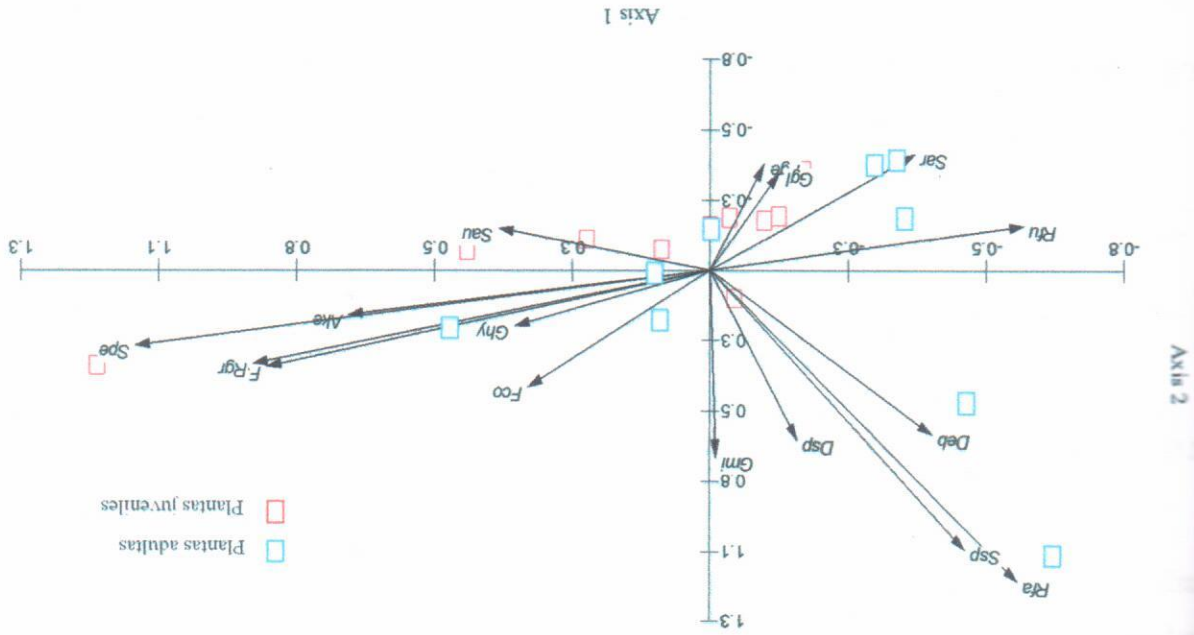


Figura 34. Curvas de acumulación de especies de hongos micorrizógenos arbusculares presentes en suelo rizosférico de *C. wifera*. a) Plantas juveniles: $S_{obs} = 11$, $R^2 = 0.9965$, $a/b = 14$, pendiente = 0.3. b) Plantas adultas: $S_{obs} = 14$, $R^2 = 0.9985$, $a/b = 18$, pendiente = 0.3.

El análisis de componentes principales se llevó a cabo utilizando como variables a las 18 plantas muestreadas de *C. wifera* (juveniles y adultas) y a las especies de hongos micorrizógenos arbusculares y sus abundancias en el suelo rizosférico de cada una de las

Figura 35. Análisis de componentes principales. PC1 explica el 18,30% de la varianza y el PC2 el 13,87%. Cuadros azules indican las muestras de plantas adultas de *C. wifera* y cuadros rojos las de juveniles. Flechas negras indican los gradientes de abundancia de las especies de hongos micorrizógenos arbusculares.



plantas muestreadas. Los componentes principales PC1 y PC2 en conjunto explicaron el 32,17% de la variación de los datos, con un 18,30% y 13,87%, respectivamente. Todas las muestras que se encontraron más cercanas entre sí, indicaron que estaban siendo correlacionadas. En general, no se pudo observar un patrón de agrupación definido, sin embargo, fue posible distinguir especies de HMA con preferencia hacia las plantas adultas de *C. wifera* como fueron: *D. eburnea*, *F. constrictum*, *G. hyderabadensis*, *R. fulgida*, *R. fusciculatus*, *S. arenicola*, y *Scutellospora* sp. Especies con afinidad por las plantas juveniles como fueron: *F. badium*, *F. geosporum*, *G. globiferum*, *R. gregaria*, *S. pellucida*, *S. aff. arifloba* y *Funnelliformis* sp. y especies que se distribuyen indistintamente en plantas juveniles y adultas tales como: *A. kentinesis*, *D. spurca* y *G. minutum*. Lo anterior, debido a las abundancias que presentó cada especie en cada una de las muestras de cada planta (Figura 35).

Las esporas de hongos micorrizógenos arbusculares recuperadas del suelo de las macetas de propagación en su mayoría se encontraban en mal estado y el número de esporas no fue mayor al número de esporas extraídas de las muestras de campo, lo cual indicó que no hubo propagación.

3.1.1 Registros adicionales de especies de hongos micorrizógenos arbusculares

Número de especies (S)	Shannon-Wiener (H)	Dominancia de Simpson (D)	Diversidad de Simpson (1-D)	Jaccard (I _J)
11	0.6856b	0.298	3.37	0.47
14	0.8793a	0.169	5.99	0.47

Tabla 3. Índices de diversidad y de similitud entre plantas juveniles y adultas de *C. uvifera*.

Además, para determinar la similitud entre plantas juveniles y adultas de *C. uvifera* en la composición de especies de cada etapa de desarrollo, se utilizó el coeficiente de Jaccard. Obteníendose un valor de $I_J = 0.47$ de similitud entre PJ y PA, dicho valor indica que el 50% de similitud se debe a que entre ambos estados de desarrollo se comparten ocho especies de hongos micorrizógenos arbusculares, es decir, casi la mitad del total de las especies identificadas (Tabla 3).

El índice de diversidad de Shannon-Wiener (H) arrojó una diversidad de 0.6856 para plantas adultas. A través de la t de Hutcheson se observaron diferencias estadísticamente significativas entre la diversidad de PJ y PA ($t = 6.24$, $p \leq 0.001$), las cuales son altas en estas últimas. En cuanto al índice de dominancia de Simpson (D), las plantas juveniles presentaron mayor dominancia ($D = 0.298$), es decir, algunas de las especies en esta etapa de desarrollo tuvieron mayores abundancias, con respecto a las plantas adultas ($D = 0.169$). Para la diversidad del índice de Simpson se observó un valor mayor ($1-D = 5.99$) con respecto a la diversidad de las plantas adultas ($1-D = 3.37$) (Tabla 3).

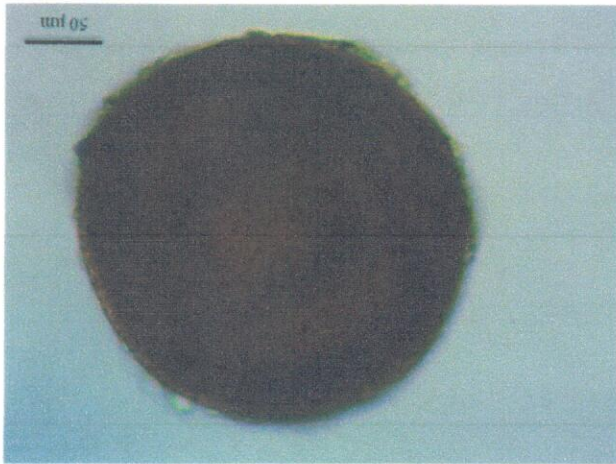


Figura 37. *Acanthospora* sp.

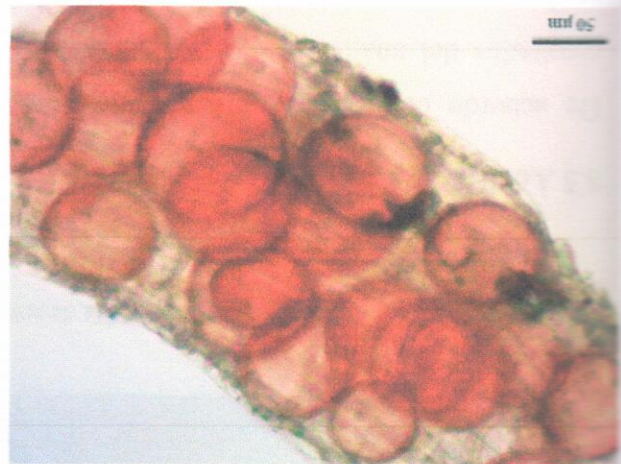


Figura 36. *Rhizoglyphus intraradices*. Esporas dentro de un fragmento de raíz.

En las macetas con suelo proveniente de plantas juveniles de *C. wifera* se identificaron ocho especies de las cuales ya habian sido observadas en las muestras de suelo de campo (*A. kentinensis*, *D. eburnea*, *D. spurca*, *F. geosporum*, *G. minutum* y *S. arenicola*) y *Acanthospora* sp. (Figura 37) fueron registros adicionales para las plantas juveniles de *C. wifera*. En el caso de *Acanthospora* sp., sólo se encontró una espora en mal estado lo cual indicó que no era material nuevo. Respecto a *Rhizoglyphus intraradices*, se observaron alrededor de 20 esporas dentro de un fragmento de raíz, en buen estado, por lo que al parecer éstas sí fueron material propagado.

En las macetas con suelo de plantas adultas, se identificaron ocho especies de las cuales seis ya habian sido observadas en las muestras de campo (*A. kentinensis*, *D. spurca*, *F. badium*, *F. constrictum*, *G. minutum* y *S. pellucida*), en tanto *Acanthospora laevis* Gerd. & Trappe (Figura 38) y *Claroideoglossum claroidium* (N.C. Schenck & G.S.Sm.) C. Walker & A. Schübler (Figura 39) fueron registros adicionales para las plantas adultas. En ambos casos, el material observado no fue nuevo y sólo se encontró una espora por especie.

De acuerdo con la Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000 (DOF 2000), los resultados del análisis del suelo recolectado bajo plantas juveniles y plantas adultas de *C. wifera* mostraron que el suelo de ambas etapas era un suelo con un poco más de 80% de arena, con un pH fuertemente alcalino, ya que fue mayor a 8.5, y una capacidad de intercambio catiónico muy baja de 0.82 a 0.86 cmol/Kg, el contenido de nitrógeno inorgánico fue bajo en sus formas NH_4 varió de 6.31 a 9.71 mg/Kg y NO_3 de 0 a 2.48 mg/Kg. En cuanto al porcentaje de materia orgánica, los valores obtenidos, 0.60 y 1.11% fueron bajos, estando el

8.5 Análisis de suelo

Figura 39. *Claroideoglonus claroideum*. a) Hifa de sostén cilíndrica (HS). b) Estratos (3 a 4) (E).

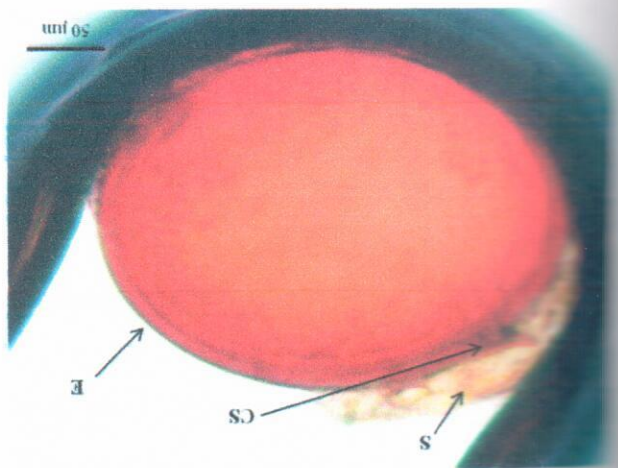
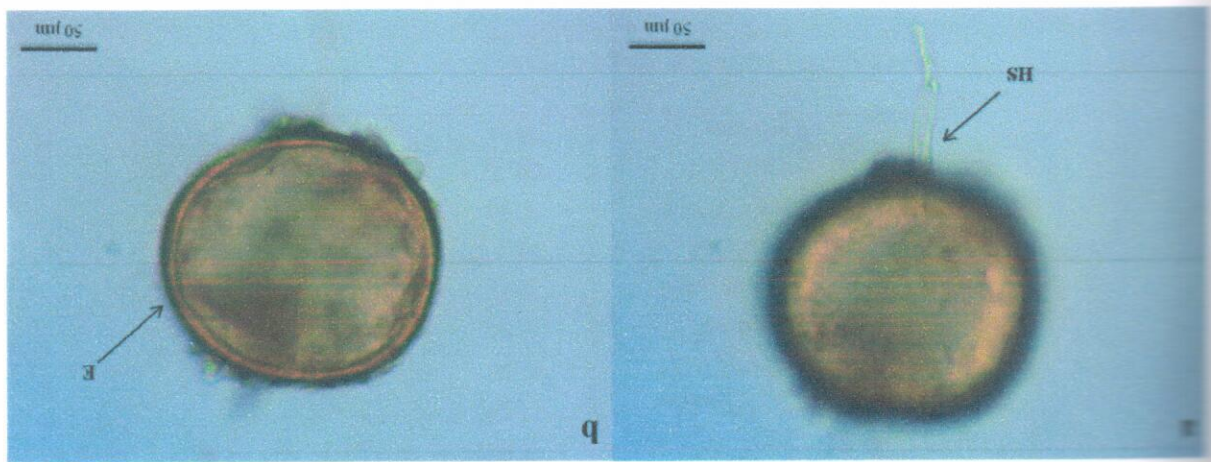


Figura 38. *Acaulospora laevis*. Estratos (3) (E), el primer estrato es hialino y continuo a la pared del cuello del saco (CS). Restos del saco esporífero (S).

PA		PJ	
Materia orgánica (%)	1.11	0.60	0.60
Carbono orgánico (%)	0.64	0.35	0.35
pH	8.55	8.65	8.65
P Olsen (mg/Kg)	7.83	3.36	3.36
CIC (cmol/Kg)	0.86	0.82	0.82
N-NH ₄ (mg/Kg)	9.71	6.31	6.31
N-NO ₃ (mg/Kg)	2.48	0	0
Arcilla (%)	14.92	17.58	17.58
Limo (%)	4.36	1.69	1.69
Arena (%)	80.72	80.72	80.72
Textura	AM	MA/AM	MA/AM

AM= Arena migajosa. MA= Migajón arenoso.

Tabla 4. Características físicas y químicas del suelo de plantas juveniles y adultas de *C. wifera*.

suelo de las muestras de PJ y PA en los límites inferior y superior, respectivamente, de dicha categoría. La única variable en la que se observó diferencia, fue la de fósforo disponible, ya que el valor de 3.36 mg/kg obtenido en el suelo de plantas juveniles fue bajo en comparación con el de adultas que fue de 7.83 mg/kg; valor catalogado como intermedio (Tabla 4).

9. DISCUSIÓN

Los hongos micorrizógenos forman asociaciones mutualistas con las raíces de la mayoría de las plantas terrestres. *Coccoloba wifera* ha sido considerada generalmente una especie ectomicorrizógena (Cabrerá y cols. 1990, Miller y cols. 2000, Bandon y cols. 2006, Avilá 2009, Tedersoo y cols. 2010, Álvarez 2012, Juárez-Barradas 2013, Sène y cols. 2015). En este estudio, se lograron identificar tres morfotipos de ectomicorriza en ambos estadios de desarrollo de la planta (juvenil y adulta), Sène y cols. (2015) mencionaron que los hongos micorrizógenos que colonizan árboles maduros de *C. wifera*, frecuentemente también están presentes en las raíces de las plántulas de la misma especie. La diversidad observada fue alta considerando el número de morfotipos reportados por Avilá (2009) quien registró 9 y Sène y cols. (2015) 8 para la isla de Guadalupe, Álvarez (2012) 12 para La Rivera, Tampico y Veracruz y Juárez-Barradas (2013) 11 para la misma localidad de estudio El Cuyo,

Las zonas costeras del estado de Yucatán continuamente se ven afectadas por la acción de huracanes que impulsan cambios en la disponibilidad de nutrientes, sustrato y la estructura de la vegetación a través de las inundaciones (Rivera-Arriaga y cols. 2004). La localidad de El Cuyo no es la excepción, un año antes del muestreo realizado para este trabajo en el sitio de muestreo, la zona de playa y la de plantas pioneras estuvieron cubiertas en su totalidad por agua de mar debido a los efectos de la tormenta tropical Melissa (www.smn.conagua.gob.mx). Dicho factor podría tener un efecto negativo en la riqueza de hongos micorrizógenos presentes en el sistema radical de *C. wifera*, como observaron Hashimoto e Higuchi (2003), quienes en la llanura de inundación del río Satsumai, Hokkaido, registraron cuatro morfotipos de ectomicorriza para especies del género *Salix*, en contraste con los 15 reportados por van der Heijden y Vosatka (1999) para *S. repens*. Slankis (1974) menciona que los sitios que a menudo se inundan podrían ser inapropiados para los hongos micorrizos, debido a que estos son aerobios.

En general, las propiedades del suelo y las condiciones de humedad afectan a la comunidad fúngica micorrizógena. Miller y cols. (2010) reportaron que las grandes tormentas reducen la riqueza de especies vegetales en los ecosistemas dunares, la cual se

Respecto a la frecuencia de colonización, el morfotipo M1 no se vio afectado por la etapa de desarrollo de la planta, pero los morfotipos M2 y M3 sí. De acuerdo con Frankland (1992), al igual que en las especies vegetales, en las comunidades de hongos ectomicorizógenos se presenta una sucesión (sucesión fúngica), la cual consta de un cambio en la composición, abundancia relativa y distribución espacial de las especies. Lo anterior, se relaciona con las estrategias de vida de este grupo de organismos, géneros como *Inocybe*, *Scleroderma* y *Thelephora* que han sido previamente asociados con *C. wifera*, son hongos de etapas tempranas o pioneros y se caracterizan por presentar una demanda de carbohidratos relativamente baja, un crecimiento micelial rápido y una generación de esporomas de pequeño tamaño, por ello están comúnmente asociados con las etapas juveniles de las plantas (Dighton

capaces de establecerse bajo estos regímenes. como son el estrés hídrico y la alta salinidad, siendo de las pocas especies fúngicas especie es altamente tolerante a los factores ambientales predominantes en la duna costera respectivamente. Además, Bandon y cols. (2006) y Avril (2009) mencionaron que dicha por Álvarez (2012) y Juárez-Barradas (2013) para los estados de Veracruz y Yucatán, Bandon y cols. (2006), Avril (2009) y Sène y cols. (2015) para la zona del Caribe y en México *Scleroderma bermudense*, la cual ya había sido reportada como asociada con *C. wifera* por dificultó su ampliación. Sin embargo, el morfotipo M1 se relacionó en un 99.7% con suelo, entre otros compuestos, que degradan el ADN e inhiben a la polimerasa, lo cual Al preservar las muestras en alcohol, éste extrae taninos de la raíz y ácidos húmicos de ectomicorizas tenían grandes fragmentos de raíz y en algunos casos pequeñas porciones de encontraban en buen estado (Garibay-Orijel, comunicación personal), debido a que las pudo ser identificado molecularmente fue el M1. Esto se explica porque las muestras no se De los tres morfotipos observados en las raíces de *C. wifera*, el único morfotipo que

una nueva especie asociada con *C. wifera*.

reportados como asociados con *C. wifera*. Por lo cual, este morfotipo podría corresponder a Juárez-Barradas (2013) para un morfotipo que no pudo ser relacionado con ninguna de las características morfológicas de las ectomicorizas formadas por los géneros de hongos Respecto al M3, las características de este morfotipo coinciden con las reportadas por

Andrews 1985, Andrews 1992). El morfotipo M2 fue más abundante en plantas juveniles y plantas adultas relacionadas con el género *Thelephora*. Los géneros *Cantharellus*, *Lactarius*, *Russula* y *Xerocomus* presentan generalmente elevadas demandas de carbono, crecimiento micelial lento, esporomas de gran tamaño y tienen preferencia hacia los habitats donde los nutrientes se encuentran en la fracción orgánica del suelo, por lo cual son reportados en su mayoría como asociados con las etapas tardías o maduras de las plantas (Dighton y Mason 1985). La frecuencia de colonización del M3 fue mayor en plantas adultas, este morfotipo podría pertenecer a alguno de estos géneros de etapas tardías reportados como asociados con *C. uvifera*.

En las raíces de *C. uvifera* tanto de plantas juveniles como de adultas no sólo se observó presencia de hongos ectomicorizógenos, sino también, de hongos micorizógenos arbusculares, es decir, en *C. uvifera* no hay una sucesión en el tipo de micoriza (MA a ECM), sino que ambas están presentes al mismo tiempo. En este sentido, Adjoud-Sadoun y Halli-Hajji (2000) mostraron en diferentes especies del género *Fucalypus* y en distintas edades, que la colonización micorizica arbuscular permanece en lapsos de tiempo de hasta más de 50 años, lo que sugiere que la sustitución de la MA por la ECM durante el crecimiento de la planta no es un patrón general en condiciones naturales. De acuerdo con Herrera (1985), *Lambolium* y Siqueira (1985), Paul y Clark (1989) y Smith y Read (2008), la familia *Polygonaceae*, a la que pertenece *C. uvifera*, raramente forma micoriza arbuscular. Sin embargo, se ha demostrado que las especies vegetales pioneras presentan altas tasas de susceptibilidad y colonización por HMA (Siqueira y cols. 1998, Zangaro y cols. 2000, Siqueira y Saggin 2001) y que dichos hongos incrementan la resistencia de las plantas a la sequía y a la alta salinidad (Evelin y cols. 2009). Asimismo, se ha reportado que los hongos ectomicorizógenos pueden coexistir sin competencia en el mismo sistema radical (De La Cruz y García 1991, Founoune y cols. 2002, Duponnois y Plenchette 2003). Rodríguez-Echeverría y cols. (2008) señalaron que las especies de plantas que habitan las dunas costeras de Sisal, Yucatán, requieren la colonización por HMA durante todo el año para superar las duras y perjudiciales condiciones ambientales.

En las muestras de raíces de *C. uvifera* se observaron estructuras típicas de la micorriza arbuscular como vesículas y micelio cenocítico. Sin embargo, en ninguna de las muestras se logró observar arbusculos. La ausencia de arbusculos podría sugerir una asociación no funcional, pero la presencia de vesículas es evidencia de la micorriza arbuscular. Santos y cols. (2002), Araujo y cols. (2004) y Pagano y Scotti (2008) también encontraron pocos o nulos arbusculos en *Eucalyptus camaldulensis* y *E. cloeziana*, posiblemente debido a la presencia de taninos en las raíces que interfirió con la observación, al igual que en las raíces de *C. uvifera*.

Los porcentajes de colonización micorrizica arbuscular no difirieron entre plantas juveniles y adultas, pero si fueron menores con respecto a lo reportado previamente para *C. uvifera* por Guadarrama y cols. (2012b) para una duna conservada en Sisal, Yucatán, donde registraron un 31% de colonización MA en las raíces de esta planta en una temporada seca. Además, considerando que el muestreo se llevó a cabo en la temporada de lluvias y que la probabilidad de contacto entre los propágulos de hongos micorrizogénos arbusculares y las raíces de las plantas aumenta durante esta temporada, cuando el crecimiento de la raíz es más alto (He y cols. 2002), los porcentajes registrados fueron bajos. La micorriza arbuscular pudo estar influida negativamente por factores ambientales tales como las condiciones climáticas, las propiedades físicas y químicas del suelo y la complejidad vegetal (Smith y Read 2008).

Aunado a lo anterior, los análisis de suelo arrojaron que los valores de fósforo (P) disponible eran mayores en el suelo de las plantas adultas (7.38 mg/kg) en comparación con el suelo de las plantas juveniles (3.36 mg/kg). A pesar de que no hubo diferencias entre los porcentajes de colonización micorrizica arbuscular de plantas juveniles y adultas, es bien sabido que esta variable tiene una relación inversa con la disponibilidad de P en el suelo, es decir, a menor disponibilidad de P, mayor porcentaje de colonización MA.

De las 17 especies de hongos micorrizogénos arbusculares identificadas en el suelo rizosférico de *C. uvifera*, únicamente cinco ya habían sido reportadas para el ecosistema de dunas costera en México: *Glomus globiferum* para los estados de Veracruz (Varela y Trejo 2001) y Yucatán (Guadarrama y cols. 2012b), *Acaulospora kentiniensis*, *Funnelformis geosporum* *Kococetra fulgida* y *Rhizophagus fasciculatus* para Sisal y El Cuyo, Yucatán

(Guadarrama y cols. 2012b, Informe técnico del proyecto Estudio de la diversidad y las interacciones bióticas para la conservación y restauración de la vegetación de la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos, Yucatán 2013). De esta forma, las 17 especies representan nuevos registros para *C. uvifera* y en particular *Diversispora eburnea*, *D. spurca*, *Funnelformis badium*, *F. constrictum*, *Glomus minutum*, *G. hyderabadensis*, *Raccocetra gregaria*, *Scutellospora arenicola*, y *S. pellucida* son nuevos registros para la duna costera de la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos, del estado de Yucatán y de México. En el caso de *Scutellospora* sp. solamente fue posible extraer una espora del material de campo, esto no permitió corroborar sus características morfológicas con las de ninguna especie de HMA, pero fue el único ejemplar que presentó ornamentación interna, dicha característica la separó de las 16 especies restantes y del resto de las especies descritas para el género.

La diversidad de especies de hongos micorrizógenos arbusculares fue mayor en el suelo rizosférico de plantas adultas y la similitud entre ambas etapas de desarrollo de la planta fue de 0.47, dicho valor dado tanto por las especies compartidas como por las no compartidas. Tedersoo y cols. (2014) señalaron que la riqueza de especies fungicas se correlaciona positivamente con la de especies vegetales, aunque dicha correlación puede ser explicada por la similitud en la respuesta de ambos organismos ante el efecto de factores climáticos y edáficos, más que por los efectos directos de las plantas y sus efectos compartidos son los mejores predictores de la riqueza de hongos. Cabe destacar que la distribución de las plantas juveniles y adultas de *C. uvifera* no es la misma dentro de la duna costera de El Cuyo, es decir, las plantas juveniles se distribuyen en la zona de plantas pioneras que es la más expuesta al mar y las adultas en el inicio del matorral espinoso que es el área de mayor complejidad florística. En relación con lo anterior, Koske y cols. (2004) mencionan que conforme avanza el proceso sucesional se incrementa la riqueza de especies de HMA, uno de los componentes de la diversidad en las plantas adultas de *C. uvifera*.

En cuanto a las curvas de acumulación de especies, de acuerdo con Jiménez-Valverde y Hortal (2003) la ecuación de Clench es uno de los modelos más utilizado y ha demostrado

El número total de esporas extraídas del suelo rizosférico de plantas juveniles y adultas de *C. uvifera* no presentó diferencias significativas. Las especies más abundantes en ambos estadios de desarrollo de la planta fueron *Acaulospora keninensis* seguida de *Diversispora spurca* y *Glomus minutum*. En plantas juveniles *Fumelliformis badium*, *G. globiferum* y *Racocetra gregaria* fueron las menos abundantes, y en adultas *G. hyderabadensis*,

de la planta para poder encontrar por lo menos el 90% de las especies estimadas. necesario incrementar el muestreo en por lo menos 20 muestras para cada etapa de desarrollo tanto vale la pena recolectar un mayor número de muestras. El modelo de Clench, estimó valorarse el esfuerzo de muestreo necesario para completar el inventario, lo cual indicaría que la totalidad de las especies estimadas por el modelo es sumamente difícil. No obstante, debe número de muestras para poder encontrar el total de especies estimadas por el modelo. Tener en el suelo usado como inóculo. Por lo cual, se considera que era necesario incrementar el desarrollo, de las cuales tres no fueron esporas propagadas, sino más bien, material ya presente macetas de propagación se lograron recuperar cuatro especies más, dos para cada etapa de en función de las condiciones ambientales. Sin embargo, a través de la metodología de especie varíen según la fecha del muestreo ya que algunas especies pueden variar su fenología influye según las diferentes fenologías, que provocan que las probabilidades de encontrar una el estudio y cuatro para adultas. Lo anterior, puede relacionarse con la época del año la cual En plantas juveniles, el modelo estimó tres especies más de las que se identificaron en

especies estimado por el modelo es bueno. pendiente cercana a cero, el porcentaje de especies identificadas con relación al número total de mayores que dicha cifra (77 y 78%), es decir, a pesar no haberse alcanzado ni la asintota ni la riqueza asintótica se hacen estables. En este estudio, las proporciones inventariadas fueron mencionaron que en un inventario con proporciones superiores al 70% las estimaciones de la alcanzar un valor lo más cercano a cero. Sin embargo, Jiménez-Valverde y Hortal (2003) de las especies, esto debido a que la pendiente fue mayor a 0.1 y para considerarse fiable debe de la pendiente arrojó que la calidad del muestreo no fue suficiente para evidenciar la totalidad bien a los datos del estudio ya que el coeficiente de determinación fue cercano a 1. El cálculo un buen ajuste en la mayoría de las situaciones reales y de los taxones. Dicho modelo se ajustó

Con relación a lo anterior, Lekberg y cols. (2007) señalaron que los hongos de la familia Gigasporaceae y Glomeraceae se detectan con mayor frecuencia en suelos arenosos con bajo contenido de materia orgánica (MO) y arcillosos con alto contenido de MO, respectivamente. Además, la familia Glomeraceae también se ve afectada por el aumento del carbono orgánico y el nitrógeno total. Sin embargo, en este estudio la familia Gigasporaceae se distribuyó indistintamente en el suelo de PJ (arcilla: 17.58%) y PA (arcilla: 14.92%) y la familia la Glomeraceae se observó en mayor cantidad en el suelo de PA el cual presentó un porcentaje menor de arcilla, pero un mayor porcentaje de MO, carbono orgánico y nitrógeno orgánico (NH_4 y NO_3). Considerando también que la riqueza de géneros de HMA es mayor en este estudio (*Funnelformis*, *Glomus* y *Rhizophagus*) que en el de Lekberg y cols. (2007)

2007, Oehl y cols. 2010).

nutrientes, particularmente la disponibilidad de fósforo (Landis y cols. 2004, Lekberg y cols. estudios relacionan la presencia de especies de HMA a características físicas y químicas específicas del suelo, tales como la textura, el contenido de materia orgánica y el contenido de determinada planta puede verse colonizada por varias especies de HMA. Sin embargo, algunos debido a que una especie dada de HMA puede colonizar diferentes especies vegetales y una (2008), los hongos micorrizógenos arbusculares son considerados organismos generalistas, comparación con las observadas en juveniles. De acuerdo con Sanders (2003) y Smith y Read en la familia Glomeraceae se observó un mayor número de esporas en plantas adultas en familia Acaulosporaceae presentó un mayor número de esporas en plantas juveniles, en tanto ocurrió lo mismo para las abundancias de las familias Diversisporaceae y Gigasporaceae. La plantas juveniles como adultas para las familias Acaulosporaceae y Glomeraceae, pero no analizadas a nivel de familia, se observaron diferencias estadísticas entre las Fo y Fe tanto en En contraste con lo anterior, al ser agrupadas las abundancias de las especies y que la esporulación de dichos organismos ocurre durante este periodo (Gemma y Koske 1988). reportaron una mayor densidad de esporas durante la misma temporada (lluvias), esto debido a largo del tiempo. Sin embargo, para la duna de Sisal, Yucatán, Ramos-Zapata y cols. (2011) puntual, se desconoce si las abundancias observadas permanecen constantes o cambian a lo *Scutellospora* aff. *aurigloba* y *Scutellospora* sp. Al ser el muestreo realizado un muestreo

donde las especies que representan a la familia Glomeraceae pertenecen únicamente al género *Glomus*, las características de hábitat de dicha familia serían más heterogéneas, Duponnois y cols. (2001) reportaron que muchos Glomeraceae no muestran dependencia a las características del suelo. Lekberg y cols. (2007) también mencionan que la arcilla puede afectar la esporulación, esto tiene un efecto negativo mayor en Gigasporaceae, sin embargo, se ha observado que la especie *Scutellospora cervadensis* predomina en suelos arcillosos. En este estudio las especies del género *Scutellospora* se distribuyeron indistintamente en el suelo de PJ y PA, tal como se pudo observar en el análisis de componentes principales. Con respecto a la familia Acaulosporaceae, Landis y cols. (2004) reportaron que especies como *Acaulospora colossica*, *A. morrowae* y *A. scrobiculata* se distribuyen en mayor abundancia en suelos con elevados porcentajes de arena (63%). En este estudio *A. keninensis* fue la especie más abundante tanto en el suelo de PJ como de PA, ambos suelos con porcentajes de arena de 80%.

Otro factor que puede afectar la abundancia de las esporas es la dispersión, ya que éstas pueden ser transportadas por el viento y el agua. En este contexto, Warner y cols. (1987) postularon que las esporas pueden dispersarse durante la temporada de lluvias por las inundaciones a las dunas móviles y permanecer viables por largos periodos de tiempo. A pesar de ello, Corkidi y Rincón (1997) señalaron que las dunas embrionarias o pioneras exhiben un menor número de propágulos infecciosos y el potencial de colonización es menor. Sin embargo, en este estudio no hubo diferencias ni en la abundancia de esporas entre la zona de plantas pioneras (duna móvil o pionera) y la de matoral espinoso (duna estabilizada), ni en los porcentajes de colonización micorrizica arbuscular. En general, la distribución y abundancia de propágulos de HMA en las dunas costeras se ha relacionado con el grado de complejidad estructural y diversidad de la vegetación, el grado de estabilización de las dunas y los cambios en las condiciones micro ambientales que promuevan una distribución sutil de los propágulos (Corkidi y Rincón 1997, Córdoba y cols. 2001, Carvalho y cols. 2004).

En general, no se observó un patrón claro que separe las muestras obtenidas de plantas juveniles y adultas, debido a que en la mayoría de las variables evaluadas como el porcentaje de colonización micorrizica arbuscular, la abundancia de esporas de HMA y la frecuencia de colonización del hongo ectomicorrizógeno *Scleroderma bermudense* no se observaron

diferencias. Sin embargo, la riqueza de especies de HMA y la frecuencia de colonización de los morfotipos M2 y M3, fueron diferentes en ambas etapas de desarrollo de la planta. Además, deben de considerarse otros factores ambientales como las características físicas y químicas del suelo como determinantes en la diversidad de especies presentes en la rizosfera de *C. uvifera*, ya que a pesar de que la mayoría de los valores obtenidos del suelo de PJ y PA estuvieron dentro de los mismos niveles establecidos en la NOM-021-RECNAT-2000 (DOF 2000), siempre fueron mayores en PA. Para las plantas, el costo del mantenimiento de la asociación micorrizica puede ser compensado a través del beneficio que la micorriza otorga a la planta proporcionándole una ventaja favorable para su establecimiento y crecimiento, con lo cual compensa el costo que le demanda. Dicha simbiosis es importante para el establecimiento de nuevas plántulas de plantas dunares pioneras.

10. CONCLUSIONES

Con los resultados obtenidos en el presente trabajo se llegó a las siguientes conclusiones:

Coccoloba uvifera es una especie vegetal que tiene la capacidad de establecer asociación micorrizica arbuscular y ectomicorrizica al mismo tiempo y en diferentes etapas de su ciclo del vida.

Las plantas de etapa juvenil y adulta de *C. uvifera* se asocian con al menos tres especies de hongos ectomicorrizogenos en la localidad de El Cuyo, de acuerdo con el número de morfotipos identificados en su sistema radical. El morfotipo más abundante tanto en plantas juveniles como adultas correspondió con *Scleroderma bermudense*. Las frecuencias de colonización de al menos dos de los morfotipos identificados (M2 y M3) dependen de la etapa de desarrollo de la planta. Respecto a los porcentajes de colonización micorrizica arbuscular, no se observaron diferencias significativas entre plantas juveniles y adultas.

En la duna costera de la localidad de El Cuyo la rizosfera de *C. uvifera* alberga al menos 17 especies de hongos micorrizogenos arbusculares; *Acaulospora kentiniensis* fue la especie más abundante. En general, las 17 especies identificadas son nuevos registros para *C. uvifera* y en particular *Diversispora eburnea*, *D. spurca*, *Funneliformis badium*, *F. constrictum*, *Glomus minutum*, *G. hyderabadensis*, *Racocetra gregaria*, *Scutellospora arenicola*, y *S. pellucida* son nuevos registros para la duna costera de la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos, del estado de Yucatán y de México. Las plantas adultas de *C. uvifera* mostraron mayor riqueza de especies de HMA con 14 especies respecto a las juveniles que presentaron únicamente 11.

11. PERSPECTIVAS

Es importante observar el proceso de colonización micorrizica en *Coccoloba uvifera* tanto en campo como en invernadero para poder determinar no sólo qué tipo de micorriza coloniza primero, sino también el efecto de la misma en el crecimiento u otros atributos de esta especie vegetal.

Además, es necesario realizar estudios a largo plazo para generar información y formular predicciones sobre el efecto de las condiciones ambientales (climáticas y edáficas) que afectan o determinan la diversidad de los hongos micorrizógenos.

Debido a que las variaciones observadas en el número de esporas de los hongos micorrizógenos arbusculares en el suelo pueden estar ligadas con factores climáticos, edáficos y estacionales de la esporulación de los mismos, es importante continuar haciendo estudios con muestras de campo sobre el ciclo de vida de este grupo de organismos a través de la dinámica poblacional de sus esporas. Al mismo tiempo, es necesario determinar cuáles de las especies de HMA identificadas en el suelo rizosférico de *C. uvifera* son las que se están asociando con dicha especie vegetal y durante que etapa de su ciclo de vida.

Aunado a lo anterior, debe considerarse evaluar las poblaciones de hongos ectomicorrizógenos y arbusculares, en los distintos tipos de duna costera (móviles y estabilizadas) contemplando ambientes con diferentes grados de conservación o perturbación.

Otro factor importante de considerar a realizar es la identificación molecular de los morfotipos de ectomicorriza M2 y M3, junto con la identificación morfológica de la especie *Scutellospora* sp. para poder conocer la identidad de la totalidad de las especies fúngicas micorrizógenas asociadas con *C. uvifera* en la duna costera de la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos.

12. REFERENCIAS

- Adjoud-Sadadon, D. y Halli-Hargas, R. 2000. Occurrence of arbuscular mycorrhiza on aged *Eucalyptus*. *Mycorrhiza* 9: 287-290.
- Agerer, R. 1987-1991. Colour atlas of ectomycorrhizae. Munich. Einhorn-Verlag.
- Agerer, R. 1991. Characterization of ectomycorrhizae. In: Noris, J. R., D. J. Read y A. K. Varma (Eds.). *Methods in microbiology*. Vol. 23. Techniques for the study of mycorrhiza. Academic Press, London. pp. 25-74.
- Agerer, R. 2006. Fungal relationships and structural identity of their ectomycorrhizae. *Mycological Progress* 5: 67-107.
- Aguilar-Aguilar, S., Pérez-Moreno, J., Ferrera-Cerrato, R., Grimaldo-Juárez, O., Cervantes-Díaz, L. y González-Mendoza, D. 2009. Hongos ectomicorrízicos y la tolerancia a la salinidad en plantas. *Revista Chilena de Historia Natural* 82(1): 163-168.
- Alarcón, A., Hernández-Cuevas, L.V., Ferrera-Cerrato, R. y Franco-Ramírez, A. 2012. Diversity and agricultural applications of arbuscular mycorrhizal fungi in Mexico. *Journal of Biofertilizers & Biopesticides* 3(115): 1-10.
- Allen, M.F. 1991. The ecology of mycorrhizae. Cambridge University Press, Cambridge. pp. 184.
- Alvarez, J.M. 2012. Caracterización morfológica de dos ectomicorrizas asociadas a *Coccoloba uvifera* L. e identificación del micobionte con base en la región ITS del ADNr, en una población de la comunidad La Ribera, Tampico Alto, Veracruz. Tesis de Licenciatura. Universidad Veracruzana. pp. 35.
- Alvarez-Sánchez, J. y Monroy-Ata, A. 2008. Técnicas de estudio de las asociaciones micorrízicas y sus implicaciones en la restauración. Las Prensas de Ciencias. México.
- Andrews, J.H. 1992. Fungal life history strategies. *The fungal community: Its Organization and Role in the Ecosystem* 2: 119-145.
- Araujo, C.V.M., Alves, L.J., Santos, O.M. y Alves, J.M. 2004. Arbuscular mycorrhiza in *Eucalyptus cloeziana* F. Muell plantations in the north littoral of Bahia, Brazil. *Acta Botanica Brasílica* 18: 513-520.
- Avril, R. 2009. Analyse de la diversité des champignons ectomycorhiziens et des ectomycorhizes du raisinier bord de mer (*Coccoloba uvifera* L.) le long d'un gradient de salinité en forêt littorale. Tesis para obtener el grado de Maestro en Investigación en Ciencia y Tecnología, Biodiversidad Tropical. Especialidad en Ecosistemas naturales y explotados. Université des Antilles et de la Guyane. Faculté des Sciences Exactes et Naturelles. Saint-Claude, Guadalupe. pp. 41.
- Bagyaraj, D.J. y Stürmer, L.S. 2012. Capítulo 7. Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA). En: Moreira, S.M.F., Jeroen-Huising, E. y Biggell, E.D. (Eds.). *Manual de biología de suelos tropicales*. Muestreo y caracterización de la biodiversidad bajo el suelo. Secretaría del Medio

Ambiente y Recursos Naturales. Instituto Nacional de Ecología. México, Distrito Federal. pp. 350.

Bandou, E., Lebailly, F., Muller, F., Dulorme, M., Torbio, A., Chabrol, J., Courtecuisse, R., Plenchette, C., Prin, Y., Duponnois, R., Thiao, M., Sylla, S., Dreyfus, B. y Ba, A.M. 2006. The ectomycorrhizal fungus *Scleroderma bermudense* alleviates salt stress in seagrape (*Coccoloba uvifera* L.) seedlings. *Mycorrhiza* 16: 559-565.

Barea, J.M., Azcón, R. y Hayman, D.S. 1975. Possible synergistic interactions between *Endogone* and phosphate solubilizing bacteria in low-phosphate soils. In: Sanders, F.E., Mosse, B. y Tinker, P.B. (Eds.). *Endomycorrhizas*. Academic Press, London. pp. 407-417.

Benny, G.L., Humber, R.A. y Voigt, K. 2014. Zygomycetous fungi: Phylum Entomophthoromycota and Subphyla Kickxellomycotina, Mortierellomycotina, Mucoromycotina and Zoopagomycotina. En: McLaughlin, D.J. y Spataro J.W. (Eds.). *The Mycota A Comprehensive Treatise on Fungi as Experimental Systems for Basic and Applied Research*. Systematics and Evolution Part A VII. Springer, Londres. pp. 209-240.

Bonfante, P. 1984. Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. In: Power, C.L. y Bajyarag, D.J. (Eds.). *VA mycorrhizas*. CRC Press, Boca Raton. pp. 5-33.

Brown, S.H. 2012. *Coccoloba uvifera*. Institute of Food and Agricultural Sciences. U.S. Department of Agriculture, Cooperative Extension Service, University of Florida. pp. 12.

Brundrett, M.C. 1991. Mycorrhizas in natural ecosystems. *Advances in Ecological Research* 21: 171-213.

Brundrett, M.C. 2002. Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist* 154: 275-304.

Brundrett, M.C., Bougler, N., Dell, B., Grove, T. y Malajczuk, N. 1991. Working with mycorrhizas in forestry and agriculture. Australian Centre for International Agricultural Research. Canberra. pp. 141-186.

Cabrera, T., Iglesias, H., Ruiz, M., Herrera, S. y Sotolongo, A.M. 1990. Micorrizas de *Coccoloba uvifera* Jacq. V Congreso Latinoamericano de Botánica (Resúmenes). La Habana, Cuba.

Carmona, E.A., Guadarrama, P., Ramos-Zapata, J., Castillo-Arquero, S. y Montaña, N.M. 2013. Hongos micorrizógenos arbusculares asociados a la vegetación costera en Chuburná, Yucatán, México. *Tropical and Subtropical Agroecosystems* 16: 431-443.

Carvalho, L.M., Correia, P.M. y Martins-Louçã, M.A. 2004. Arbuscular mycorrhizal fungal propagules in a salt marsh. *Mycorrhiza* 14: 165-170.

Castellano, M.A., Trappe, J.M. y Lodge, J.D. 2007. *Mayamontana coccolobae* (Basidiomycota), a new sequestrate taxon from Belize. *Mycotaxon* 100: 289-294.

Chen, Y.L., Brundrett, M.C. y Del, B. 2000. Effects of ectomycorrhizas and vesicular-arbuscular mycorrhizas, alone or in competition, on root colonization and growth of *Eucalyptus globulus* and *E. wrobyllia*, *New Phytologist* 146: 545-556.

- CONANP. 2007. Programa de Conservación y Manejo de la Reserva de la Biosfera Ria Lagartos, México. (1ª ed.). México. (www.conanp.gob.mx/amp/consulta/PCM_Rialagartos.pdf). Consultado en mayo de 2013.
- Córdoba, A.S., de Mendonça, M.M., Stürner, S.L. y Rzygiewic, P.T. 2001. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi along a sand dune stabilization gradient: a case study at Praia da Joaquina, Ilha de Santa Catarina, South Brazil. *Mycoscience* 42: 379-387.
- Corkidi, L. y Rincón, E. 1997. Arbuscular mycorrhiza in a tropical sand dune ecosystem on the Gulf of Mexico. I. Mycorrhizal status and inoculum potential along a successional gradient. *Mycorrhiza* 7: 9-15.
- Daniels, B.A. y Skipper, H.D. 1982. Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil. En: Schenck, N.C. (Ed.). *Methods and principles of mycorrhizal research*. American Phytopathological Society. St. Paul. pp. 29-35.
- De la Cruz, R.E. y García M.U. 1991. Nitrogen fixation and mycorrhizae in *Acacias* on degraded grasslands. In: Awang, K. y Taylor, D.A. (Eds.) *Tropical Acacias in East Asia and the Pacific*. Winrock International, Bangkok, Thailand. pp 59-71.
- DOF. 2000. NOM-21-RECNAT-2000 Especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de los suelos. (http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=717582&fecha=31/12/2002). Consultado en abril de 2015.
- Dighton, J. y Mason, P.A. 1985. Mycorrhizal dynamic during forest tree development. In: Moore, D., Castellano, L.A., Wood, D. y Frankland, J.C. (Eds.) *Development biology of higher fungi*. University Press Cambridge, Cambridge. pp. 117-139.
- Duponnois, R., Plenchette, C., Thioulouse, J. y Cadet, P. 2001. The mycorrhizal soil infectivity and arbuscular mycorrhizal fungal spore communities in soil of different aged fallows in Senegal. *Applied Soil Ecology* 17: 239-251.
- Duponnois, R. y Plenchette, C. 2003. A mycorrhiza helper bacterium enhances ectomycorrhizal and endomycorrhizal symbiosis of Australian *Acacia* species. *Mycorrhiza* 13: 85-91.
- Durán, R., Méndez, M., Dorantes, E.A. y Dzib, G. 2007. Evaluación, diagnóstico y restauración de la vegetación y flora nativa de la duna costera en el norte de Yucatán, Informe final, SEMARNAT, Mérida, México.
- Egerton-Warburton, L. y Allen, M.F. 2001. Endo-and ectomycorrhizas in *Quercus agrifolia* Nee. (Fagaceae): patterns of root colonization and effects on seedling growth. *Mycorrhiza* 11: 283-290.
- Evelin, H., Kapoor, R. y Giri, B. 2009. Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: a review. *Annals of Botany* 104: 1263-1280.
- Fernández, R. 2008. Las micorrizas: desenterrando un tesoro. *Agricultura Orgánica* 1: 22-25.

Flores, C. y Cuenca, G. 2004. Crecimiento y dependencia micorrizica de la especie pionera y polenectarífera *Oyedeaea verbesinoides* (tara amarilla), Asteraceae. *Interciencia* 29(11): 632-637.

Founoune, H., Duponnois, R., Bâ, A.M. y El Bouam, F. 2002. Influence of the dual arbuscular endomycorrhizal/ectomycorrhizal symbiosis on the growth of *Acacia holosericea* (A. Cunn. Ex G. Don) in glasshouse conditions. *Annals of Forest Science* 59: 93-98.

Francis, R. y Read, D.J. 1994. The contributions of mycorrhizal fungi to the determination of plant mycorrhizas in agriculture, horticulture and forestry. *Kluwer Academic Publishers*, Dordrecht, pp.11-25.

Frankland, J.C. 1992. Mechanisms in fungal succession. In: Carol, G.C. y Wicklow, D.T. (Eds.). *The fungal community: Its Organization and Role in the Ecosystem*. pp. 383-401.

Gemma, J.N. y Koske, R.E. 1988. Seasonal variation in spore abundance and dormancy of *Gigaspora gigantea* and in the mycorrhizal inoculum potential of a dune soil. *Mycologia* 80: 211-216.

Gerdemann, J.W. y Nicolson, T.H. 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society* 46: 234-244.

González, M., Martiño, N., Parra, P., Parra, R. y Suárez, G. 1990. Guía de teoría de morfología vegetal. U.C.V., Facultad de Agronomía. Maracay, Venezuela. pp. 23-31.

Guadarrama-Chávez, M., Ramos-Zapata, J., Solís-Rodríguez, U., Salinas-Peba, L., Fabian-Méndez, D., Martiño-Zapata, D., Carmona-Escalante, A. y Castillo-Argüero, S. 2012a. La asociación micorrizica en los humedales de la costa yucateca. VII Simposio Nacional y IV Reunión Iberoamericana de la Simbiosis Micorrizica (Programas y Resúmenes). Xalapa, Veracruz, México.

Guadarrama, P., Ramos-Zapata, J., Salinas-Peba, L., Hernández-Cuevas, L. y Castillo, S. 2012b. La vegetación de dunas costeras y su interacción micorrizica en Sisal, Yucatán: una propuesta de restauración. En: Recursos acuáticos costeros del sureste vol. II. (Eds.) Sánchez, A.J., Chiappa-Carrara, X. y Brito-Pérez, R. Fondo mixto CONACYT- Gobierno del Estado de Yucatán, RECORECOS, UNAM. ISBN 978-607-9060-08-4. México. pp. 131-151.

Harley, J.L. y Smith, S.E. 1983. *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press, London. pp. 483.

Harrison, M.J. 1997. The arbuscular mycorrhizal symbiosis: and underground association. *Trends Plant Science* 2: 54-60.

Hashimoto, Y. e Higuchi, R. 2003. Ectomycorrhizal and arbuscular mycorrhizal colonization of two species of floodplain willows. *Mycoscience* 44: 339-343.

He, X., Mouratov, S. y Steinberger, Y. 2002. Temporal and spatial dynamics of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi under the canopy of *Zygophyllum dumosum* Boiss. in the Negev Desert. *Journal of Arid Environment* 52: 379-387.

- Herrera, R.A. 1985. Las micorrizas vesículo-arbusculares como ayuda para la repoblación forestal en Cuba. En: Cíelo lectivo sobre "Técnicas de investigación en micorrizas". Turrialba, Costa Rica, pp. 337.
- Honrubia, M. 2009. Las micorrizas: una relación planta - hongo que dura más de 400 millones de años. Anales del Jardín Botánico de Madrid 66S1: 133-144.
- Ignacio-Ruiz, N., Rangel-Villalfranco, M. y Cárdenas-Camarero, I. 2014. Estructura del bosque y propagación de dos encinos con micorrizas en el Estado de México. Revista Iberoamericana de Ciencias 1(4): 137-146.
- INEGI. 2006. II Censo de Población y Vivienda 2005. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. Consulta Multidimensional de Datos. (www.inegi.gob.mx). México.
- Informe Técnico Final. 2013. Red para el Estudio de las Interacciones Bioticas en México. Estudio de la Diversidad y las Interacciones Bioticas para la Conservación y Restauración de la Vegetación de la Reserva de la Biosfera Ria Lagartos, Yucatán. PROMEP/103.5/12/2117.
- Jackson, R.M. y Mason, P.A. 1984. Mycorrhiza. Studies in biology. No. 159. Edward-Arnold. London.
- Jarstfer, A.G. y Sylvia, D.M. 1992. The production and use of aeroponically grown inocula of VAM in the native plant nursery. Florida Sea Grant Publication SGBB-22, Florida, pp. 11.
- Jeffries, J., Gianinazzi, S., Perotto, S., Turrau, K. y Barea, J.M. 2003. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in the sustainable maintenance of plant health and soil fertility. Biology and Fertility Soil 37: 1-16.
- Jiménez-Valverde, A. y Hortal, J. 2003. Las curvas de acumulación de especies y la necesidad de evaluar la calidad de los inventarios biológicos. Revista Ibérica de Aracnología 8(31): 151-161.
- Johansson, F.J., Paul, R.L. y Finlay, D.R. 2004. Microbial interaction in the mycorrhizosphere and their significance for sustainable agriculture. FEMS Microbiology Ecology 48: 1-13.
- Juárez-Barradas, R. 2013. Diversidad de morfotipos de ectomicorriza y hongos micorrizógenos asociados a *Coccoloba uvifera* L. en la Reserva de la Biosfera Ria Lagartos, Yucatán. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma de Tlaxcala. pp. 94.
- Koske, R.E., Gemma, J.N., Corkidi, L., Singuenza, C. y Rincón, E. 2004. Arbuscular Micorrizas in Coastal Dunes. In: Martínez, M.L. y Psuty, N.P. (Eds.) Coastal Dunes, Ecology and Conservation. Ecological Studies Vol. 171. Springer-Verlag, pp. 626.
- Krebs, C.J. 1999. Ecological methodology. Harper and Row, New York, pp. 620.
- Landis, F.C., Gargas, A. y Givnish, T.J. 2004. Relationships among arbuscular mycorrhizal fungi, vascular plants and environmental conditions in oak savannas. New Phytologist 164: 493-504.
- Lapeyre, F. y Chilver, G.A. 1985. An endomycorrhiza-ectomycorrhiza succession associated with enhanced growth of *Eucalyptus dumosa* seedlings planted in a calcareous soil. New Phytologist 100: 93-104.

- Le Tacon, F., Garbaye, J. y Carr, G. 1998. The use of micorrizas in temperate and tropical forest. *Symbiosis* 3: 179-206.
- Leberg, Y., Koide, R.T., Rohr, J.R., Aldrich-Wolfe, L. y Morton, J.B. 2007. Role of niche restrictions and dispersal in the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Journal of Ecology* 95: 95-105.
- Ley-Vega de Seoane, C., Gallego-Fernández, J.B. y Vidal, C.P. 2007. Manual de restauración de dunas costeras. Ministerio de Medio Ambiente. Dirección General de Costas. España.
- Ludwin-Maximilians. 2004-2011. Determination of Ectomycorrhizae (DEEMY). Disponible en <http://www.deemy.de>. Universität München, Dept. Biologie I- Systematische Mykologie.
- Magurran, A.E. 1988. *Ecological diversity and its measurement*. Princeton University Press, New Jersey. pp. 179.
- Malloch, D.W., Pirozynski, K.A. y Raven, P.H. 1980. Ecological and evolutionary significance of mycorrhizal symbioses in vascular plants (a review). *Proceedings of the National Academy of Sciences. Ecology* 77: 2113-2118.
- Marschner, H. 1995. *Mineral Nutrition of Higher Plants*. Academic Press, London.
- Marshall, J.D. y Perry, D.A. 1987. Basal and maintenance respiration of mycorrhizal and nonmycorrhizal root systems of conifers. *Canadian Journal of Forest Research* 17: 872-877.
- Martínez y Pérez, J.L., Hernández-Cuevas, L., Santiago-Martínez, M.G., Guerra de la Cruz V. y Legorreta, F.P. 2009. Manual para la propagación y micorrización de plantas arbustivas silvestres para la restauración de suelos degradados. Universidad Autónoma de Tlaxcala. pp. 23.
- Mazparrote, S. y Delascio, F. 1998. *Botánica*. Editorial Biosfera, C.A. Caracas, Venezuela. pp. 559.
- McGonigle, T.P., Miller, M.H., Evans, D.G., Fairchild, G.L. y Swan, J.A. 1990. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist* 15: 495-501.
- Méndez-Cortés, H., Marmolejo, J.G.M., Olalde, P.V., Cantú, A.C.M. y Varela, F.L. 2012. Nuevos registros de hongos micorrizógenos arbusculares para México. *Revista Mexicana de Micología* 36: 49-56.
- Miller, O.K., Lodge, D.J. y Baroni, T.J. 2000. New and interesting ectomycorrhizal fungi from Puerto Rico, Mona, and Guana Islands. *Mycologia* 92(3): 558-570.
- Miller, T.E., Gornish, E.S. y Buckley, H.L. 2010. Climate and coastal dune vegetation: disturbance, recovery and succession. *Plant Ecology* 206: 97-104.
- Montaño, N.M., Alarcón, A., Camargo-Ricalde, A.L., Hernández-Cuevas L.V., Álvarez-Sánchez, J., González-Chávez, M.C.A., Gavito, M.A., Sánchez-Gallen, I., Ramos-Zapata, J., Guadarrama, F., Maldonado-Mendoza, I.E., Castillo-Argüero, S., García-Sánchez, R., Trejo, D. y Ferrera-Cerrato, R. 2012. Research on arbuscular mycorrhizae in Mexico: an historical synthesis and future prospects. *Symbiosis* 57(1): DOI 10.1007/s13199-012-0184-0.

- CE 2001. Métodos para medir la biodiversidad. M&T-Manuales y Tesis SEA, vol. 1. Zaragoza, pp. 84.
- Casasola, P. 2004. Las playas y dunas del golfo de México. Una visión de la situación actual. *Est. Caso*, M., Pisanty, I. y Ezcurrea, E. (Eds.). Diagnóstico ambiental del golfo de México. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Instituto Nacional de Ecología, Instituto de Ecología, A.C., Hart Research Institute for Gulf of México Studies. pp. 84.
- Casasola, P., Espejel, I., Castillo, S., Castillo-Campos, G., Durán, R., Pérez-Navarro, J.J., León, J.L., Olmsted, I. y Trejo-Torres, J. 1998. Flora de los ambientes arenosos y rocosos de las costas de México. En: Halffter, G. (Ed.). La Diversidad Biológica de Iberoamérica Vol. II. *Acta Zoológica Mexicana*, nueva serie, Instituto de Ecología, A.C., Xalapa, México. pp. 177-258.
- Hernández-Cuevas, L. 2003. Aspectos generales de la asociación micorrizica. En: Estrada-Torres, A. y Santiago-Martínez, M.G. Avances en el estudio de la ectomicorriza en el estado de Tlaxcala, México. Universidad Autónoma de Tlaxcala. pp. 1-10.
- Oehl, F., Laczko, E., Bogenrieder, A., Stahr, Karl, Bösch, R., van der Heijden, M. y Sieverding, E. 2010. Soil type and land use intensity determine the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Soil Biology & Biochemistry* 42: 724-738.
- Pérez, M.C. y Scotti, M.R. 2008. Arbuscular and ectomycorrhizal colonization of two *Eucalyptus* species in semiarid Brazil. *Mycoscience* 49: 379-384.
- Parotta, J. A. 1994. *Coccoloba uvifera* (L.) L. Sea grape, uva de playa. SO-ITF-SM-74. New Orleans, LA: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experiment Station. pp. 5.
- Paul, E.A y Clark, F.E. 1989. Soil Microbiology and Biochemistry. Academic Press, Inc. pp. 198-232.
- Pegler, D.N. y Fiarid, J.P. 1979. Taxonomy and ecology of *Lactarius* (Agaricales) in the Lesser Antilles. *Royal Botanic Gardens. Kew Bulletin* 33(4): 601-628.
- Pérez-Moreno, J. y Read, D.J. 2004. Los hongos ectomicorrizicos, lazos vivientes que conectan y nutren a los árboles en la naturaleza. *Interciencia* 29: 239-247.
- Peyronel, B., Fassi, B., Fontana, A. y Trappe, J.M. 1969. Terminology of mycorrhizae. *Mycologia* 61: 410-411.
- Phillips, J.M. y Hayman, D.S. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society* 55: 158-160.
- Ramírez-Viga, T.K., Ramos-Zapata, J., Cáceres, G. y Cantón, C. 2010. Colonización micorrizica arbuscular en dos especies de manglar distribuidas en la Reserva de la Biosfera Ría Lagartos (RBRL), Yucatán, México. VI Simposio Nacional y III Reunión Iberoamericana de la Simbiosis Micorrizica (Resúmenes). Tlaxcala, México.

- Ramos-Zapata, J.A., Marrufo-Zapata, D., Guadarrama, C.P. y Carrillo, S.L. 2010. Hongos micorrizicos-arbusculares. En: Durán, G.R. y Méndez, G.M. (eds.). Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. CICY, PPD-FMAM, Conabio, Seduma, Mérida, Yucatán. pp. 170-172.
- Ramos-Zapata, J.A., Zapata-Trujillo, R., Ortiz-Díaz, J.I. y Guadarrama, P. 2011. Arbuscular micorrizas in a tropical coastal dune system in Yucatán, Mexico. *Fungal Ecology* 4: 256-261.
- Reyes, I.J. 2011. La micorriza arbuscular (MA) centro de la rizosfera: comunidad microbiológica dinámica del suelo. *Contactos* 81: 17-23.
- Rivera-Arriaga, E., Palacio-Aponte, G., Villalobos-Zapata, G., Silva-Casarin, R. y Salles, P. 2004. Evaluación de Daños en las Zonas Costeras de la Península de Yucatán por el Huracán "Isidoro". Desarrollo de Propuestas de Investigación y Mitigación en Manejo Integrado de Recursos Costeros. Sección Campeche. Universidad Autónoma de Campeche, Campeche.
- Rodríguez-Echeverría, S., Hol, G., Freitas, W.H., Eason, H.W. y Cook, R. 2008. Arbuscular micorrizal fungi of *Ammophila arenaria* (L.) Link: Spore abundance and root colonisation in six locations of the European coast. *European Journal of Soil Biology* 44: 30-36.
- Roman-García, F. 2003. Concentración de reguladores del desarrollo vegetal inducida por hongos endomicorrizicos en dos cultivares de chile (*Capsicum annuum* L.). Tesis de doctorado. Universidad de Colima. pp. 103.
- Salzer, P. y Boller, T. 2000. Elicitor-induced reactions in mycorrhizae and their suppression. In: Podila G.K. y Douds, D.D. Jr. (Eds.). Current advances in mycorrhizae research. APS Press, Minnesota, pp. 1-10.
- Sánchez, P.M. 1999. Endomicorrizas en agroecosistemas colombianos. Universidad de Colombia. Sede Palmira. pp. 227.
- Sanders, I.R. 2003. Preference, specificity and cheating in the arbuscular micorrizal symbiosis. *TRENDS in Plant Science* 8(4): 143-145.
- Santiago-Martínez, M.G. y Estrada-Torres, A. 1999. Hongos ectomicorrizogénos y producción de inoculantes para plantas de interés forestal. Fundación Produce Tlaxcala. Universidad Autónoma de Tlaxcala. pp. 14.
- Santos, V.L., Muchovej, R.M., Borges, A.C., Neves, J.C.L. y Kasuya, M.C.M. 2002. Vesicular-arbuscular-ectomicorriza succession in seedlings of *Eucalyptus* spp. *Brazilian Journal of Microbiology* 32: 81-86.
- Schenck, N. y Perez, Y. 1987. Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi. 1a. ed. Universidad de Florida, Gainesville, Florida. pp. 245.
- Schubler, A., Schwarzott, D. y Walker, C. 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research* 105: 1413-1421.
- Schubler, A. y Walker, C. 2010. The Glomeromycota. A species list with new families and new genera. The Royal Botanic Garden Kew, Botanic Garden State University, Munich, and Oregon State University. www.amf-phylogeny.com.

- Sène, S., Avril, R., Chaintreuil, C., Geoffroy, A., Ndiaye, C., Diédhiou, A.G., Sadio, O., Courtecuisse, R., Sylva, S.N., Selosse, M.A. y Ba, A. 2015. Ectomycorrhizal fungal communities of *Coccoloba uvifera* (L.) L. mature trees and seedlings in the neotropical coastal forests of Guadeloupe (Lesser Antilles). *Mycorrhiza* DOI 10.1007/s00572-015-0633-8.
- Sheskin, D.J. 2004. Handbook of parametric and nonparametric statistical procedures. Chapman & Hall/CRC.
- Sigüenza, C., Espejel, I. y Allen, E.B. 1996. Seasonality of mycorrhiza in coastal sand dunes of Baja California. *Mycorrhiza* 6: 151-157.
- Simon, L., Bousquet, J., Lévésque, R.C. y Lalonde, M. 1993. Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. *Nature* 363: 67-69.
- Siqueira, J.O., Carbone, M.A., Curti, N., Da Silva, S.C. y Davide, A.C. 1998. Mycorrhizal colonization and mycotrophic growth of native woody species as related to successional groups in Southeastern Brazil. *Forest Ecology and Management* 107: 241-252.
- Siqueira, J.O. y Saguein, J.O. 2001. Dependency on arbuscular mycorrhizal fungi and responsiveness of some Brazilian native woody species. *Mycorrhiza* 11: 245-255.
- Slankis, V. 1974. Soil factors influencing formation of mycorrhizae. *Annual Review Phytopathology* 12: 437-457.
- Smith, S.E. y Read, D.J. 2008. *Mycorrhizal Symbiosis*, 3er. edn. London: Academic.
- Sylva, D.M. 1999. Mycorrhizal symbiosis. In: Sylva, D.M., Fuhrmann, J.J., Hartel, P.G. y Zuberer, D.A. (Eds.). *Principles and applications of soil microbiology*. Prentice Hall, Nueva Jersey, pp. 408-426.
- Tederso, L., Sadam, A., Zambrano, M., Valencia, R. y Brahran, M. 2010. Low diversity and high host preference of ectomycorrhizal fungi in Western Amazonia, a neotropical biodiversity hotspot. *International Society for Microbial Ecology Journal (ISME)* 4: 465-471.
- Tederso, L., Bahram, M., Polme, S., Koljalg, U., Yorou, N.S., Wijesundera, R., Villareal-Ruiz, L., Vasco-Palacios, A.M., Quang, P.T., Suija, A., Smith, M.E., Sharp, C., Saluveer, E., Saitta, A., Rosas, M., Ritt, T., Ratkowsky, D., Pritsch, K., Pöldmaa, K., Piepenbring, M., Phosri, C., Peterson, M., Pärtel, K., Otsing, E., Nouhra, E., Njounkou, A.L., Henrik-Nilsson, R., Morgado, L.N., Mayor, J., May, T.W., Majuakim, L., Lodge, D.J., Lee, S.S., Karl-Henrik L., Kohout, P., Hosaka, K., Hitesalu, I., Henkel, T.H., Harend, H., Liang-dong, G., Greslebin, A., Grelet, G., Geml, J., Gates, G., Dunstan, W., Dunk, C., Drenkhan, R., Dearnaley, J., Kessel, A.D., Dang, T., Chen, X., Buegger, F., Brearley, F.Q., Bonito, G., Anslan, S., Abell, S. y Abarenkoy, K. 2014. Global diversity and geography of soil fungi. *Science* 346(1256688): 1-10.
- Torres, W., Méndez, M., Dorantes, A. y Durán, R. 2010. Estructura, composición y diversidad del matorral de duna costera en el litoral yucateco. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 86: 37-51.

- U.S. Department of Agriculture. 1975. Munsell Soil Color Charts.
- van der Heijden, M.G.A. y Vosatka, M. 1999. Mycorrhizal associations of *Salix repens* L. communities in succession of dune ecosystems. II. Mycorrhizal dynamics and interactions of ectomycorrhizal and arbuscular mycorrhizal fungi. Canadian Journal of Botany 77: 1833-1841.
- van der Heijden, M.G.A., Klironomos, J.N., Ursic, M., Moutoglou, P., Streitwolf-Engel, R., Boller, T., Wiemken, A. y Sanders, I.R. 1998. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. Nature 396: 69-72.
- Varela, L. y Trejo, D. 2001. Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. Acta Zoológica Mexicana, Número Especial 1: 39-51.
- Volk, T.J. 2001. Fungi. In: Asher L.S. (Ed.). Enciclopedia of Biodiversity. V3. Academic Press, Nueva York, pp. 141-163.
- Walker, C. 1992. Systematics and taxonomy of the arbuscular endomycorrhizal fungi (Glomales) a possible way forward. Agronomie 12: 887-897.
- Warner, N.J., Allen, M.F. y MacMahon, J.A. 1987. Dispersal agents of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in a disturbed arid ecosystem. Mycologia 79: 721-730.
- Wang, B. y Qiu, Y-L. 2006. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. Mycorrhiza 16: 299-363.
- Zambolim, L. y Siqueira, J.O. 1985. Importância e potencial das Associações micorrizicas para a agricultura. Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais (EPAMIG). Serie/Documents 26. Brasil.
- Zangaro, W., Bononi, V.L.R. y Trufem, S.B. 2000. Mycorrhizal dependency, inoculum potential and habitat preference of native woody species in South Brazil. Journal of Tropical Ecology 16: 603-622.
- Zar, J.H. 1984. Biostatistical analysis 2ª. Ed. Prentice Hall Inc. New Jersey.

13. ANEXOS

1. Formato de caracterización (tomado de Santiago-Martínez y Estrada-Torres 1999).

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS

NOMBRE DE LA MICORRIZA _____
 DESIGNACION _____
 HOSPEDERO _____
 NO. DE PELÍCULA _____
 HONGO _____
 FECHA _____
 RECOLLECTOR _____

FORMAS Y DIMENSIONES

Tipo de ramificación _____
 Largo del sistema ramificado _____
 Diámetro de las puntas no ramificadas _____
 Diámetro de los ejes _____
 Comentarios _____

CARACTERÍSTICAS DE LA SUPERFICIE (25X)

Superficie distintiva del manto visible (o no) _____
 Células corticales visibles (o no) _____
 Caracteres distintivos: _____

Brillo _____
 Mielítico _____
 Liso _____
 Oro _____

(Densos o laxos) Granuloso o verrucoso _____
 (Densos o laxos) Lanoso _____
 (Densos o laxos) Algodonoso _____
 (Densos o laxos) Fibroso _____
 (Densos o laxos) Espinoso (corno o largo) _____

COLOR (LUZ DE DÍA Y FONDO NEGRO)

Puntas no ramificadas _____
 Apices de puntas _____
 Ejes _____
 Micorritiza vieja o puntas viejas _____
 Ovos _____

RIZOMORFOS (25X)

Frecuencia _____
 Ocurrencia _____
 Conexión con el manto _____
 Color _____
 Método de ramificación _____
 Forma en sección transversal _____
 Forma _____

MICROSCOPIA

Color de hifas de rizomorfos _____
 Hifas emamariadas _____
 Meleno _____
 Puntas de ápice _____
 Cristidos _____
 Granulaciones siderófilas _____

2. Fórmulas para la preparación de reactivos para la fijación de esporas (tomado de Alvarez-Sánchez y Monroy-Ata 2008).

Alcohol polivinílico (PVL)

- 1.66 g de alcohol polivinílico (20-25 de viscosidad en solución acuosa al 4%)
- 10 mL de agua
- 10 mL de ácido láctico
- 1 mL de glicerina

En un frasco de vidrio ámbar, colocar en 10 mL de agua el alcohol polivinílico y poner a baño maría por seis horas a 80 °C, después de ese tiempo o cuando se haya disuelto el alcohol, agregar el ácido láctico y la glicerina, mezclar. Dejar reposar 24 h antes de usarse. En lugar de baño maría puede usarse autoclave a 15 lb de presión por 15 minutos.

Reactivo de Melzer

- 100 g de hidrato de cloral
- 100 mL de agua destilada
- 1.5 g de yodo
- 5 g de yoduro de potasio

En un recipiente se revuelven todos los ingredientes. Posteriormente, se hace una dilución 1:1 con PVL.

3. Fórmulas para la preparación de reactivos para la tinción y preservación de raíces micorrizadas (tomado de Alvarez-Sánchez y Monroy-Ata 2008).

Azul de tripano al 0.05%

- 25 mL de ácido láctico
- 25 mL de agua
- 50 mL de glicerina
- 0.05 g de azul de tripano

En un recipiente colocar 99.95 mL de lactoglicerol y agregar los 0.05 g de azul de tripano.

Lactoglicerol

- 25 mL de ácido láctico

- 25 mL de agua
- 50 mL de glicerina

En un recipiente se coloca el ácido láctico, la glicerina y el agua y se mezclan.

4. Fórmula para la preparación de la solución nutritiva para macetas de propagación (tomado de Jarstfer y Sylvia 1992).

	0.3	-	0.01 M de KH_2PO_4
	1.5	-	1 M de KNO_3
	1.5	-	1 M de $Ca(NO_3)_2$
	0.3	-	Micronutrientes
	0.3	-	NaFe EDTA
	0.4	-	0.1 M de NaCl
	0.6	-	1 M de $MgSO_4$
	995.05	-	Agua destilada

mL/L

Mezclar las soluciones stock adicionando al final el $MgSO_4$. El NaFe EDTA debe mantenerse en un frasco ámbar. Ajustar el pH a 6.1 ± 0.1 (utilizar H_2SO_4 al 20% para disminuir o KOH al 10% para aumentar el pH).

This certifies that

Rosabel Juarez Barradas

Has participated in the

Eighth International Conference on Mycorrhiza

Held in Flagstaff, Arizona, USA from the 2nd of August until the 7th of August, 2015



Oral Presentation

Poster Presentation

Mycorrhiza Membership



Catherine Velasco

ICOM - Co-Chair

[Signature]

ICOM8 Conference Coordinator



JUÁREZ-BARRADAS, R., G.L. Galindo-Flores, A. Estrada-Torres, I. Sánchez-Gallén, C. LaraRodríguez,
L. Hernández-Cuevas, A. Kong-Luz and R. Garbay-Origel - Arbúscular and ectomycorrhiza
colonization of *Coccoloba willebr L.* in a coastal dune in the Ria Lagartos Biosphere
Reserve, Yucatan, Mexico