



19

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

**Estudio taxonómico de hongos micorrízico
arbusculares en dos localidades productoras de
Annona muricata L. (guanábana) de México**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

BIOLOGO

PRESENTA

ALICIA FRANCO RAMÍREZ

MÉXICO, OCTUBRE DEL 2002.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

PAGINACION DISCONTINUA



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE
MÉXICO**

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

**COLEGIO DE POSTGRADUADOS EN CIENCIAS AGRÍCOLAS
ÁREA DE MICROBIOLOGÍA, IRENAT.**

**Estudio Taxonómico de Hongos Micorrízicos
Arbusculares en dos Localidades Productoras de *Annona
muricata* L. (Guanábana) de México**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

BIÓLOGA

P R E S E N T A

ALICIA FRANCO RAMÍREZ



**PROYECTO CONACYT 31947-B
BIOPRODUCCIÓN DE FRUTALES EXÓTICOS EN VIVERO.**

MÉXICO ,D .F. 2002

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

La presente tesis titulada **Estudio Taxonómico de Hongos Micorrízicos Arbusculares en dos localidades Productoras de *Annona muricata* L.(Guanábana) de México.** Realizada por **Alicia Franco Ramírez**

Director: Dr. Ronald Ferrera-Cerrato

Asesora: M. en C. Ma. De Jesús Sánchez Colín

También se contó con la eficiente asistencia de la experta nacional en taxonomía de Hongos Micorrízicos Arbusculares **Dra. Lucia Varela Fregoso.**

Y con la valiosa ayuda del **M. en C. Alejandro Alarcón.**

Este trabajo fue realizado en el Laboratorio de Micorrizas del Área de Microbiología **CP-IRENAT**



Dedicatoria

A la memoria de mi Padre:
Mauro Franco

Por fomentar en mí los valores de responsabilidad, sencillez y la disponibilidad de ayudar a mis semejantes sin esperar nada a cambio. Gracias padre, siempre llevare tu recuerdo en mi corazón.

A mi Madre:
Santa Ramírez

Por ser la mujer admirable y fuerte ante las adversidades de la vida. Gracias por el gran apoyo que siempre me has brindado. Tu ejemplo me da las fuerzas necesarias para seguir adelante en todas mis metas.

A mis hijos:
Lizeth Sohara y Miguel Ángel

Por ser ellos, mi principal motivación de superación y poder lograr que algún día se sientan orgullosos de mí.

A mi hermano:
Arturo Franco

Por brindarme tu ayuda y tu tiempo en el momento en que lo he necesitado.

Agradecimientos

A la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza por su aportación en mi formación profesional.

Al Colegio de Postgraduados, Área de Microbiología, Laboratorio de Micorrizas por darme la oportunidad de realizar esta tesis.

Dr. Ronald Ferrera-Cerrato por la dirección de la presente investigación y por todo el apoyo brindado en la realización de esta tesis. Por creer en mis deseos de superación. Gracias a sus conocimientos y a la disciplina inculcada hay cada día mejores investigadores.

Dra. Lucía Varela Fregoso por su invaluable participación en la asesoría taxonómica, por sus sugerencias en el contenido de esta tesis y por su amistad.

M en C. Ma. de Jesús Sánchez Colín por la asesoría de esta tesis, por sus consejos y por su amistad.

M en C. Alejandro Alarcón por sus valiosos conocimientos y por todo el apoyo brindado incondicionalmente en la realización de esta investigación. Pero más aún por su amistad y su cariño.

Biol. Hilda Olvera por brindarme la oportunidad de regresar a terminar mi carrera y cumplir con mis objetivos.

A mis Sinodales y a todos los Profesores de la FES Zaragoza que han estado muy cerca de mí por sus oportunos consejos en pro de mi formación profesional.

A la Sección de Microbiología:

Personal Académico: Dra. Ma. Del Carmen González Chávez, Dr. Jesús Pérez Moreno, M. en C. Alejandro Alarcón, M. en C. Ma. Encarnación Lara, M. en C. Julián Delgado y M. en C. Roberto Quintero.

Personal de Apoyo: Ismael Cervantes, Edmundo Martínez, Lorenzo Viana, Martín Godínez y Manuel Solano.

Personal Secretarial: Rosario Galicia.

Al Tec. Inf. Mauricio Iván Andrade por su valiosa ayuda en la impresión de esta tesis y a todas las sugerencias para la presentación de este trabajo.

A mis compañeros: Biol. Claudia K. Reyes, M. en C. Catarina Loredo M. en C. Fernando A. Solís

Dr. Arturo Estrada Torres y Laura V. Hernández. Por su valiosa ayuda en la toma de algunas fotografías en el Centro de Investigaciones en Ciencias Biológicas. Universidad Autónoma de Tlaxcala.

M. en C. Angélica González Schaff. Por su cooperación para la toma de fotografías en Microscopio Invertido en la F.E.S. Zaragoza.

M. en C. Bárbara Susana Luna Rosales y al M. en C. Amadeo Barba Álvarez por su ayuda en la toma de algunas fotografías en un Fotomicroscopio marca Nikon E-400. En la Unidad de Investigación en Biología Vegetal en la F.E.S. Zaragoza.

A Dios y a la Virgen María:

Por darme la vida, y porque siempre me iluminen en mi camino para no defraudar a los que han creído en mí.

CONTENIDO

	Página
INDICE DE CUADROS	iii
INDICE DE FIGURAS	iv
RESUMEN	vi
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Características Generales de la Guanábana	3
II. ANTECEDENTES	5
2.1 Aspectos Generales sobre Micorriza Arbuscular	5
2.1.1 Ecología	12
2.2 Taxonomía de Hongos Micorrízicos Arbusculares	14
2.3 Estudios realizados en la Identificación de HMA en México	27
III. OBJETIVOS	29
IV. HIPÓTESIS	29
V. MATERIALES Y METODOS	30
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	36
6.1 Características Físicas y Químicas del Suelo	36
6.2 Diversidad de Hongos Micorrízicos Arbusculares	39
VII. CONCLUSIONES	53
VIII. LITERATURA CITADA	54
IX. GLOSARIO	63

INDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1 Tipos de Micorriza y su distribución en el Reino Vegetal.	7
Cuadro 2 Clasificación Taxonómica de Hongos Micorrízicos Arbusculares.	17
Cuadro 3 Tipos de paredes presentes en las esporas (Walker 1986).	34
Cuadro 4 Características Físicas y Químicas del suelo de la rizosfera de Guanábana.	37
Cuadro 5 Diversidad de HMA en dos localidades productoras de Guanábana.	39

INDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1 Nueva Clasificación Taxonómica Generalizada de Hongos Micorrízicos Arbusculares.	19
Figura 2 Representación esquemática de los diferentes tipos de hifa de <i>Glomus</i> .	20
Figura 3 Representación esquemática del arreglo de las esporas y de la presencia o ausencia del peridio de <i>Sclerocystis</i> .	21
Figura 4 Representación esquemática de la formación de una nueva espora del género <i>Acaulospora</i> .	22
Figura 5 Representación esquemática de la formación de una nueva espora del género de <i>Entrophospora</i> .	23
Figura 6 Representación esquemática de la espora con hifa sustentora y de las células auxiliares representativas para el género <i>Gigaspora</i> .	24
Figura 7 Representación esquemática de la espora con la hifa sustentora y las células representativas para el género <i>Scutellospora</i> .	25
Figura 8 Fotografías de <i>Acaulospora delicata</i> .	40
Figura 9 Representación gráfica de la distribución en base al tamaño de <i>Acaulospora delicata</i> .	41
Figura 10 Fotografías de <i>Glomus mosseae</i> .	42
Figura 11 Representación gráfica de la distribución en base al tamaño de <i>Glomus mosseae</i> y representación del murografo.	42
Figura 12 Fotografías de <i>Glomus constrictum</i> .	43

Figura 13	Representación gráfica de la distribución en base al tamaño de <i>Glomus constrictum</i> .	44
Figura 14	Fotografías de <i>Glomus aggregatum</i>	45
Figura 15	Representación gráfica de la distribución en base al tamaño de <i>Glomus aggregatum</i> .	45
Figura 16	Fotografías de <i>Glomus coremioides</i> .	46
Figura 17	Fotografías de <i>Scutellospora sp.</i>	47
Figura 18	Representación gráfica del murografo de <i>Scutellospora sp.</i>	48
Figura 19	Fotografías de <i>Glomus aff. microcarpum</i> .	48
Figura 20	Representación gráfica de la distribución en base al tamaño de <i>Glomus aff. microcarpum</i> y la representación de su respectivo murografo.	49
Figura 21	Fotografías de <i>Glomus sp.</i>	50
Figura 22	Representación gráfica de la distribución en base al tamaño de <i>Glomus sp.</i>	50
Figura 23	Fotografías de <i>Glomus sinuosum</i> .	51
Figura 24	Fotografías de <i>Glomus mosseae</i> .	52
Figura 25	Representación gráfica del murografo de <i>Glomus mosseae</i>	52

RESUMEN

La Guanábana (*Annona muricata* L.) es un frutal con un enorme potencial comercial y tiene una gran respuesta a la inoculación con hongos micorrízicos, por lo que es de suma importancia identificar a los hongos micorrízicos asociados con este frutal. En el presente trabajo se realizó un estudio taxonómico de HMA en rizosfera de Guanábana en los Estados de Veracruz y Yucatán. Se tomaron muestras de suelo rizosférico de un huerto de árboles de Guanábana (*Annona muricata*), el suelo del estado de Veracruz fue caracterizado como un vertisol, con textura arcillosa y pH ácido (5.2), y con un nivel de fósforo alto (20 ppm). Para el estado de Yucatán, el suelo fue caracterizado como un leptosol, con textura franco-arenosa, pH ácido (5.3) y un nivel de fósforo extremadamente alto (61 ppm). Para el estado de Veracruz se identificaron las siguientes especies: *Glomus mosseae*, *Glomus constrictum*, *Glomus aggregatum*, *Glomus aff. microcarpum*; *Acaulospora delicata*, *Glomus coremioides*, (anteriormente *Sclerocystis coremioides*), y *Scutellospora sp.* En Yucatán se identificaron las siguientes especies: *Glomus sp.*, *Glomus sinuosum* (anteriormente *Sclerocystis sinuosum*) y *Glomus mosseae*. En el Estado de Veracruz hubo mayor diversidad de hongos micorrízicos arbusculares, probablemente debido al clima tropical - húmedo y el alto contenido de materia orgánica del suelo. En cambio para el Estado de Yucatán la diversidad de estos hongos fue muy baja, es muy probable que el alto contenido de fósforo presente en el suelo, su textura franco-arenosa, la alta evaporación del agua pero a la vez poca retención de agua, sean factores para inhibir la germinación de las esporas de HMA.

I. INTRODUCCIÓN

La fruticultura en México tiene un potencial aún no desarrollado en su totalidad. Esto refleja la falta de tecnología bien orientada a los lugares y especies más convenientes para la producción.

La importancia de la fruticultura radica en que es generadora de empleo, de divisas, se integra con la agroindustria, además de que las frutas proporcionan un balanceado complemento alimenticio (Olmos, 1982).

La Fruticultura en México tiene económicamente gran importancia, debido al incremento de la superficie de cultivo ocurrido en los últimos 10 años. De igual manera el valor de la producción significa un fuerte apoyo económico a las regiones donde se explotan comercialmente las principales especies frutícolas. La unidad de superficie destinada a la producción de frutas registra ingresos de hasta tres veces más comparadas con lo obtenido en esa misma unidad pero, destinada a la producción de cultivos anuales, salvo las hortalizas que por su característica estacional merecen un tratamiento especial. (D. G. E. T. A., 1981).

La fruticultura es una actividad económica sumamente importante porque es una fuente de trabajo para un gran número de familias del medio rural y nos brinda un alimento, que además de ser delicioso, nos proporciona vitaminas, minerales y carbohidratos, elementos indispensables para nuestra vida, de allí la necesidad de mejorar la producción sustentable de los frutos e incrementar los empleos que existen gracias a esta actividad. En los frutales se ha observado que para lograr un buen crecimiento, es necesario inocularlos con hongos micorrízico arbusculares. Estos hongos, por medio de sus hifas extramatriciales actúan como una red, que explora mucho mayor volumen de suelo y posibilita mediante mecanismos bioquímicos una mayor absorción de nutrimentos, principalmente fósforo y además magnesio, calcio, potasio, azufre, hierro, cobre, boro, manganeso y zinc (Jaen y Ferrera-Cerrato, 1989).

En los árboles frutales, se sabe que la mayoría de estas plantas son leñosas y presentan raíces de tipo magnoloide (Baylis,1975). Las raíces son mayores de 0.5 mm de diámetro y poseen un escaso número de pelos radicales, lo que las hace más dependientes de los hongos micorrizicos arbusculares.

Desde el punto de vista experimental, se ha comprobado que los hongos micorrizicos arbusculares (HMA) promueven el crecimiento de muchas especies frutícolas (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1999).

En los últimos años, la utilización de hongos micorrizico arbusculares como inoculantes ha cobrado gran importancia para el mejor desarrollo de frutales, como una opción biotecnológica para obtener mejor calidad de planta y producción de las mismas(González-Chávez, *et al.*, 1998).

Los frutales son cultivos de alto valor y su producción a menudo involucra prácticas costosas como fumigación, fertilización sofisticada, altos requerimientos de laboreo, equipo especializado, invernaderos, viveros, etc. (Menge *et al.*, 1977). Uno de los factores de manejo inadecuado más frecuente en los huertos frutícolas es la plantación de plantas propagadas en vivero con deficiencias nutrimentales, esto se debe a que es práctica común fumigar con plaguicidas para obtener plantas libres de patógenos (Graham,1986).

En el aspecto biotecnológico, el uso de microorganismos benéficos puede representar una buena alternativa de producción de frutales de clima tropical en vivero ya que estos elementos bióticos del suelo pueden inducir mayor capacidad de crecimiento, desarrollo, sanidad y calidad de las plantas en el vivero.

El uso de HMA debe estar principalmente enfocado al manejo de plantas en vivero ya que en esta fase se propicia que algunas prácticas puedan ser modificadas de tal forma que en conjunción con fertilizaciones moderadas se contribuya a que los microorganismos benéficos que se apliquen pueden ser funcionales y efectivos además que, las plantas presenten mayor vigor y ser así liberadas a campo en menor tiempo y mejor calidad.

Sin embargo, no hay que olvidar que el uso de estos microorganismos benéficos deben ser autóctonos ya que con ello se puede reducir su impacto en la biodiversidad microbiana en comparación con microorganismos de origen alóctono. Las anonáceas producidas en México se dividen en cuanto a su consumo en dos grupos principales: Por un lado tenemos a la Guanábana con fines predominantemente industriales cuya producción va encaminada a la preparación de jugos, helados, licuados, paletas, bebidas de licor. Por otro lado, tenemos las especies productoras de frutos que son consumidos en fresco, como en el caso de la Chirimoya (*A. cherimola*). Otras especies que no son cultivadas comercialmente, pero que son conocidas regionalmente, como en el caso de *Papause* (*A. diversifolia*) que se consume en Guerrero, Oaxaca y Chiapas, el Saramuyo (*A. squamosa*) consumido en Campeche y Yucatán y la Anona (*A. reticulata*) que se encuentra ampliamente distribuida en el trópico mexicano.

1.1 CARACTERISTICAS GENERALES DE LA GUANABANA

La Guanábana (*Annona muricata* L.) es un árbol frutal perenne de porte bajo que en su etapa adulta alcanza entre los 5 y 8 m, esta planta pertenece a la familia de las anonáceas, y es originaria de las zonas tropicales del continente americano. La planta es muy susceptible al frío, requiere de una temperatura promedio de 25 a 28°C con una precipitación media anual de 1000 a 3000 mm. El tipo de suelo deben ser profundos, arenosos y con un buen drenaje. Son más convenientes los suelos con pH de 5.5 a 6.5. Las flores pueden ser emitidas en forma solitarias o en pares, en cualquier parte del árbol (tallos, ramas). Es importante señalar dos aspectos de la biología floral de la guanábana estrechamente relacionadas con producción. Por un lado está su estructura anatómica cerrada que dificulta la polinización por el viento (anemófila) o por insectos relativamente grandes (entomófila). Por otro lado, por su condición de flores protogíneas presenta diferencias de madurez entre órganos femeninos y masculinos, reduciendo las posibilidades de fecundación y la consecuente formación de fruto.

La variabilidad en la cantidad y calidad de frutas encontrada en esta especie se atribuye a que su reproducción ha sido en forma sexual (por semilla), método de propagación tradicional utilizado en muchos países del mundo en donde se ha introducido. Los frutos son sincárpicos o compuestos (baya colectiva), de 15-35 cm de largo y de 10-15 cm de ancho, en forma elipsoidal u ovoide. En algunos cultivares o clones los frutos alcanzan un peso de 6 kg. La parte aprovechable es su pulpa blanca, jugosa, agrídulce y aromática. A este fruto se le considera como un buen complemento alimenticio debido a su componente vitamínico (Vitaminas A y B), y aunque su consumo como fruta fresca es mínimo, pueden prepararse helados, vinos, yoghurt, aguas frescas y bebidas con leche, entre otras formas.

En México, se cultivan solamente 1 600 Ha de este frutal, con un volumen estimado de 9 600 Ton y un valor de 11.5 millones de pesos. Los principales estados productores son Veracruz, Campeche, Tabasco, Quintana Roo, en la vertiente del Golfo, Nayarit, Colima, Sinaloa, Michoacán, Oaxaca, Guerrero y Chiapas en la vertiente del Pacífico. En el interior de la República se cultiva en áreas de clima cálido.

En el estado de Veracruz su cultivo se localiza en los municipios de Actopan, Tlapacoyan, Catemaco, Chinameca, Misantla, Medellín de Bravo, Cotaxtla, Tihuatlán, Papantla, Pajapan, Tlalixcoyan, Emiliano Zapata entre otros. En el estado de Yucatán su cultivo se localiza en el municipio de Conkal.

A causa del sabor del fruto, la guanábana podría tener excelentes posibilidades como cultivo local o de exportación, con mercados potenciales en los EU y en Europa, para zumos de buena calidad y en algunos otros productos. Sin embargo es necesario investigar en lo que respecta a su polinización, cultivo y desarrollo de variedades de gran calidad y alto rendimiento.

Recientemente Andrés Navarrete Castro, profesor de la facultad de Química, quien obtuvo el premio Martín de la Cruz de Investigación Química y Biología que otorga el consejo General de Salubridad, ha encontrado en una planta medicinal de la familia de las *Annonas* un compuesto llamado palmitona, que promete utilizarse como fármaco antiepléptico, dicha sustancia actúa sobre el sistema nervioso central.

El propósito de este trabajo fue identificar a los hongos micorrízicos arbusculares de la rizosfera de Guanábana en las localidades de Veracruz y de Yucatán con el fin de empezar a conocer que especies tenemos en México. Y así obtener inoculo puro para aplicarlo en frutales o en otro tipo de plantas.

Ya existen algunos trabajos en los cuáles se ha empezado a identificar los hongos micorrízicos arbusculares nativos de algunos estados de la Republica. En algunos de ellos solo se han hecho identificaciones a nivel de género y muy pocos a nivel de especie. Por lo que es muy importante seguir haciendo trabajos sobre la taxonomía de los hongos micorrízicos de México, con el fin de contar con inóculos propios para cada planta.

II. ANTECEDENTES

2.1 ASPECTOS GENERALES SOBRE MICORRIZA ARBUSCULAR

El término micorriza fue propuesto por Frank en 1885, basándose en dos términos, *rhiza*-raíz y *mykes*-hongo (Sieverding 1991). La micorriza es una simbiosis mutualista entre un hongo y la raíz de una planta hospedera. Las micorrizas fueron descubiertas en las raíces desde hace unos 100 años, pero fue hasta 1953-1955, cuando B. Mosse en Inglaterra y J.W. Gerdeman en Estados Unidos observaron las esporas de estos hongos y establecieron la forma de reproducirlos, utilizando plantas vivas cultivadas en macetas. Después de este hallazgo, los hongos arbusculares se han cultivado en macetas y con base en estos principios se han desarrollado una gran variedad de investigaciones, con el objeto de estudiar la naturaleza, taxonomía y efectos de estos hongos sobre las plantas en general (Kelly 1990, Schenck y Pérez 1990).

La micorriza se presenta en el 83% de las plantas dicotiledóneas y en el 79% de plantas monocotiledóneas hasta ahora investigadas; también se ha comprobado que todas las gimnospermas forman micorriza. La clasificación de los diferentes tipos de micorriza presentes en el Reino Vegetal son: Arbuscular, Ectomicorriza, Ectoendomicorriza, Arbutoide, Monotropoide, Ericoide y Orquidaceae (Cuadro 1). Esta clasificación esta basada únicamente en el sitio en el que se encuentra el micelio del hongo, ya sea ya sea dentro o fuera de las células corticales de la raíz, en diferentes plantas hospederas. En base a esto se dice que bajo condiciones naturales hay una combinación armónica de los hongos con las raíces.

Los hongos micorrízicos arbusculares son microorganismos que forman parte de la rizosfera de los ecosistemas naturales. La abundancia de de los HMA tiene una gran influencia en la nutrición y crecimiento de las plantas hospederas y es de gran trascendencia fisiológica y ecológica para el buen funcionamiento y estabilidad de las comunidades vegetales. Se les encuentra en muchos cultivos agrícolas, hortícolas, ornamentales, frutícolas, malezas nativas, hierbas y arbustos (Jaen, 1989).

Es de gran interés enfocar la atención en la efectividad de varias especies de HMA para aumentar el crecimiento de la planta, y el uso de los HMA como inoculantes para incrementar el crecimiento de las plantas bajo condiciones de campo en presencia de HMA autóctonos (Mosse y Hayman, 1971; Gianinazzi *et al.*, 1989). Por ello, son necesarios estudios para detectar y aislar cepas de HMA autóctonos de los suelos donde se desarrollan estos hongos y probar su influencia sobre el crecimiento de las plantas.

Las diferentes especies de HMA y sus aislados difieren entre sí para incrementar el crecimiento de la planta (Abbott & Robson, 1978; Powell, 1982; Sylvia & Burks, 1988). Estas diferencias pueden estar relacionadas con las condiciones ambientales o con las características propias de los aislados específicos de los HMA. Por lo tanto, el aislamiento y la identificación de cepas de HMA efectivas de una región particular pueden ser importantes en la aplicación de los HMA en la producción agrícola. La evaluación de cepas de HMA de suelos específicos requiere la producción y el almacenaje de cultivos mono-específicos de dichos hongos.

Cuadro 1. Tipos de micorriza y su distribución en el Reino Vegetal (Harley y Smith, 1983).

Tipo de Micorriza	Interacción con su hospedero	Hospedero
Arbuscular	Desarrollo de hifas	Representatividad en muchos grupos del reino vegetal.
Ectomicorriza	Hifas intercelulares en forma de guante.	Gimnospermas Angiospermas
Ectoendomicorriza	Hifas Intracelulares e intercelulares con cubierta o sin ella.	Gimnospermas Angiospermas
Arbutoide	Cubiertas intercelulares y hifas intracelulares enrolladas .	Muy restringidas: Ericales (?).
Monotropoide	Cubierta intercelular e hifas intracelulares y haustorios en forma de estacas.	Muy restringida: Monotropaceae
Ericoide	No produce manto, no presenta hifas intercelulares, solo hifas largas intracelulares .	Muy restringida: Ericales(?).
Orquidaceae	Produce hifas intercelulares enrolladas Y pelotones.	Muy restringida: Orchidaceae

La micorriza arbuscular se caracteriza por la formación de estructuras haustoriales ramificadas llamadas arbuscúlos dentro de varias células del córtex radical que es donde se lleva a cabo el intercambio de nutrimentos. El micelio externo forma un retículo en el suelo alrededor de la raíz. Este micelio se distingue por el tipo de hifa, el grosor de las paredes de la hifa y frecuentemente por la presencia de vesículas, en donde se almacenan lípidos la cual tienen una función de reserva. Estos hongos forman parte importante de la biota microbiana, ya que contribuyen de manera fundamental en la nutrición de las plantas, permitiendo un incremento en la capacidad de absorción de agua y mayor eficiencia en la entrada de nutrimentos minerales.

La formación de las micorrizas arbusculares tiene su origen a partir de las hifas que proceden de los propágulos del hongo, presentes en el suelo. Estos pueden estar constituidos por esporas, por fragmentos de raíces micorrizadas preexistentes, o por una planta micorrizada que crece cerca. Parece ser que la red de micelio de hongos arbusculares en el suelo es una importante fuente de inóculo. Sin embargo, las alteraciones de los suelos rompen las redes de micelio y reducen la infectividad (Barea, 1991).

Las esporas se definen como la mejor fuente de inóculo de HMA, son propagulos de resistencia y germinan cuando las condiciones del suelo son favorables, fundamentalmente respecto a la humedad y la temperatura.

La germinación parece ser un proceso endógeno, ocurre con una posibilidad de un 100% de éxito, aún en ausencia de plantas o de cualquier otro microorganismo, si existen las condiciones físicas y químicas adecuadas (Azcón-Aguilar *et al.*, 1986). A pesar de esto, algunos investigadores han detectado sustancias de tipo flavonoide formadas por raíces de alfalfa colonizadas por *Glomus* sp que promueven la germinación (Phillips y Tsai, 1990).

Las hifas procedentes de cualquier propágulo no parecen ser atraídas por la raíz, pero cuando una de ellas alcanza la rizósfera se ramifica, y una de las ramas entra en interacción con la superficie de las células epidérmicas de la corteza, o más raramente con un pelo radical. Generalmente, forma un apresorio del cual emerge una estructura que posteriormente será la hifa sustentable. Esta penetra en una célula de la epidermis, o pasa por espacios intercelulares para colonizar intracelularmente las de segunda o tercera capa. Se acepta que la penetración es mecánica, pero parece probable que también haya fenómenos enzimáticos de tipo lítico. En la zona más extensa del parénquima cortical, el hongo forma unas estructuras intracelulares en forma de lazadas y ovillos que pueden estar implicadas en el intercambio de nutrimentos, pero cuya función concreta no está totalmente determinada (Bonfante-Fasolo, 1984). En la zona media de la corteza, las hifas suelen crecer longitudinalmente en los espacios intercelulares, donde forma una ramificación, mientras que en la zona interna penetran intracelularmente y forman los arbusculos por ramificación dicotómica repetida (Barea, 1991).

Después del desarrollo de los arbusculos se forman las vesículas, que aparecen a lo largo de toda la raíz, entre las células corticales o en el interior de las mismas, unidas a las hifas internas y generalmente en posición terminal. Se les adjudica la función de almacenamiento de reservas de tipo lipídico (Jabari-Hare *et al.*, 1984). A medida que avanza la colonización se desarrollan las hifas externas del hongo en el suelo, formando una red tridimensional de micelio externo o extrarradical, capaz de explorar un volumen de suelo adicional, al que no podrían llegar las raíces por si solas, incrementando de esta forma la capacidad de absorción de nutrimentos por la planta (Barea, 1991).

Cuando el hongo se desarrolla en el interior de una raíz, su metabolismo se altera en lo relacionado con la síntesis de la pared celular, de tal modo que la pared gruesa, fibrilar y quitinosa propia de las hifas extrarradicales, queda reducida a nivel de los arbusculos a una capa no quitinosa, muy simple, delgada y amorfa. Estas alteraciones condicionan un incremento en la plasticidad del hongo, facilitando el intercambio de nutrimentos y el crecimiento continuo del mismo.

Además de estos cambios, y teniendo en cuenta que el hospedero disminuye sus depósitos de material precursor de su propia pared en torno a las ramas finas del arbusculo, se facilita la comunicación de los dos simbioses. El material precursor de la pared, que se encuentra en la base del tronco del arbusculo, queda conectado con la pared primaria del hospedero. Esta capa se va haciendo más delgada, hasta desaparecer a nivel de las ramificaciones más finas del arbusculo (Smith y Gianinazzi-Pearson, 1988).

En resumen, entre ambos simbioses queda constituido un sistema formado por el plasmalema del hospedero, y la membrana plasmática del mismo. Las barreras entre las paredes celulares del hongo y el huésped quedan minimizadas (Bonfante-Fasolo, 1984; Smith y Gianinazzi-Pearson, 1988).

Se reconoce que el hospedero interviene en la morfogénesis del hongo, concretamente a nivel de la síntesis de quitinasa. En micorrizas arbusculares, la actividad quitinasa es de origen tanto fúngico como vegetal (Bonfante-Fasolo, 1987), siendo lógico relacionar su presencia con los fenómenos de ramificación y pérdida de estructura fibrilar de la pared característica del arbusculo.

El hecho que los sistemas enzimáticos de tipo ATPasa ligados a membranas estén presentes, tanto en el hospedero como en el hongo, supone el aporte energético que garantiza un intercambio de nutrimentos entre ambos simbioses.

Actualmente se reconoce al arbusculo como una estructura altamente especializada, de gran actividad metabólica, adaptada al intercambio de nutrimentos entre el hongo y la planta, por lo que se le considera el órgano responsable de esta función en la simbiosis (Gianinazzi-Pearson, 1991). La vida media de un arbusculo es de 4 a 10 días (Alexander *et al.*, 1978, citado por Jaizme, 1992).

Cuando degenera, los nutrientes presentes en sus ramificaciones puede ser reabsorbidos por el hongo, o pasar al espacio apoplástico, quedando a disposición de la célula hospedera. A pesar que en un principio se consideraba que la transferencia de nutrientes ocurría fundamentalmente mediante la degeneración del arbusculo, se calculó posteriormente que este proceso solo justifica el 1% del flujo de entrada de nutrientes a través de las membranas intactas y estrechamente asociadas de ambos simbioses.

Diversos tipos de plantas de interés económico están relacionados con la actividad de las micorrizas arbusculares. Entre ellos se puede mencionar a cuatro grupos: hortalizas y especias, tales como lechuga, cebolla, puerro, apio, espárrago, pimienta, calabacita, frijol, tomate, fresa, melón, sandía, etc.; frutales de clima templado, incluyendo cítricos, manzano, almendro, durazno, olivo, uva, zarzamora, pera, kiwi, frambuesa, cereza, ciruela, etc.; cultivos tropicales, entre ellos café, caucho, cacao, papaya, chirimoya, palma de aceite, aguacate, piña, etc.; Y cultivos ornamentales (plantas de maceta, follajes y flores de corte), tales como crisantemo, geranio, begonia, hortensia, rosa, liliun, gerbera, liquidambar, etc.

Los primeros efectos de la inoculación en los sistemas de producción vegetal incluyen; 1) Mejoramiento del desarrollo de plántulas; 2) Reducción de los requerimientos de fosfato; 3) Incremento en la tasa de supervivencia y desarrollo de plántulas micropropagadas; 4) Incremento a la resistencia de hongos patógenos de la raíz; 5) Incremento a la resistencia de estrés abiótico; 6) Floración y fructificación temprana; 7) Incrementos en la uniformidad de cultivos y 8) Mejoramiento del enraizamiento de estacas (Azcón- Aguilar y Barea, 1997).

2.1.1 Ecología

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), son constituyentes esenciales de la microbiota del suelo en ecosistemas naturales y probablemente colonicen una gran diversidad de plantas que cualquier otro tipo fúngico; Teniendo esta simbiosis una importancia relevante en el funcionamiento y estabilidad de las especies vegetales, (Hudson, 1986).

Los HMA tienen una distribución mundial y están adaptados a diversos habitats. Sin embargo existen variables del suelo como el PH que restringen su distribución (Abbot & Robson, 1991).

Geográficamente, los hongos micorrízicos arbusculares son abundantes de los trópicos hacia el ártico. Sin embargo, en los árboles tropicales, es donde más predominan. Dos posibles excepciones son las plantas que crecen en habitats acuáticos o pantanosos y los árboles que son estrictamente ectomicorrízicos (Jaen y Ferrera-Cerrato, 1989).

La diversidad de las especies de hongos micorrízicos arbusculares es baja en los ecosistemas tropicales por la implementación de sistemas de agricultura intensiva. Los ecosistemas naturales tienen gran variedad de especies vegetales; en cambio en una agricultura intensiva las especies cultivadas son pocas y la ocurrencia de malezas es suprimida por los herbicidas. Consecuentemente a la aplicación de fertilizantes, los cultivos dependen menos de HMA para su crecimiento. Bajo estas condiciones, algunas especies de hongos son incapaces de colonizar y de beneficiar el cultivo (Siverding, 1989).

Existe una gran variabilidad en la incidencia de micorrización en las plantas bajo ecosistemas naturales. Sharma *et al.* (1986), reportaron que la ocurrencia de especies de (HMA) en los ecosistemas forestales subtropicales de Meghalaya (India), son controlados en gran medida por el pH del suelo, materia orgánica, humedad y nutrientes (especialmente N y P) en el suelo. El pH del suelo se sabe que controla la disponibilidad de nutrientes del suelo para las plantas de esta manera regulando el estatus de la micorriza Baylis (1967). La materia orgánica que sirve como un almacén de nutrientes para las plantas podría también regular la intensidad de la micorriza Baylis (1967). El suelo pobre en nutrientes disponibles tales como el (P), proporciona condiciones adecuadas para la alta dependencia de las plantas de la micorriza para cubrir sus necesidades nutrimentales a través del micobionte, donde la micorriza sirve como un órgano de absorción adicional que hace aprovechables los nutrientes a partir de su forma no aprovechable Azcón y Ocampo (1981); Hardie y Leyton (1981).

La ocurrencia de una o más esporas de (HMA) en el suelo rizosférico de una especie de árbol indica su no especificidad del huésped. En los bosques subtropicales de Meghalaya, aparte de las esporas de los 4 géneros micorrízicos dominantes (*Glomus* sp., *Gigaspora* sp., *Sclerocystis* sp. y *Acaulospora* sp.). Aislados del suelo de la rizosfera, las esporas de *Glomus* fueron dominantes en todos los suelos, indicando su adaptabilidad a variadas condiciones del suelo. Mientras que los otros tres géneros mostraron un menor rango en su adaptación huésped/ambiente.

Diversidad de Hongos Micorrízicos Arbusculares: La asociación micorrízica esta compuesta de dos biotipos huésped y hongo pero es influenciada por otro factor, el suelo, haciéndose así una asociación tripartita (Planta-Hongo-Suelo); por lo tanto cualquier factor edáfico que afecte a uno (huésped/hongo), se expresara en el otro. En la rizosfera diferentes gradientes determinados por factores del suelo y de la planta, afectan fuertemente la formación, función y también adaptación de los hongos a sus respectivas condiciones de suelo.

En cierta manera, la presencia de micorrizas en el suelo es influenciada principalmente por: Textura del suelo que afecta a la presión parcial atmosférica y a los niveles de humedad lo cuál puede en su momento, inhibir la germinación o el crecimiento de las hifas de los hongos micorrízicos arbusculares.

La separación vertical y espacial de las raíces reduce la competencia. Las raíces absorbentes finas con las cuáles se asocia la mayoría de las micorrizas, proliferan cerca de la capa de agua. Hay una gran variabilidad en las preferencias de varios géneros por diferentes condiciones edafoclimáticas.

De acuerdo a Koske (1987). *Scutellospora calospora* prefiere zonas al norte más frescas. *Scutellospora fulgida* y *Scutellospora dipapillosa* prefieren temperaturas más cálidas hacia las latitudes del sur. *Gigaspora albida* se encuentra solo en las zonas del sur. *Glomus* y *Gigaspora* están entre los géneros con mayor ocurrencia tanto en climas templados como tropicales.

2.2 Taxonomía de Hongos Micorrízicos Arbusculares

Desde hace dos siglos existían diferentes opiniones entre los diversos autores con respecto a la clasificación taxonómica de la endomicorriza.

Link en 1809 describió el género *Endogone*. Posteriormente, viene una serie de reacomodamientos basados en características morfológicas y de habitat, lo cual originó que el género *Endogone* sea colocado en los Mucorales por Bucholtz en 1912.

Thaxter (1922) consideró la familia *Endogonaceae* compuesta de cuatro géneros: *Endogone* Link, *Sclerocystis*, *Sphaerocreas*, y *Glaziella* Berk. Posteriormente, Moreau (1953) propuso el orden de las Endogonales sin diagnostico latino con una familia *Endogonaceae* conteniendo los géneros *Endogone*, *Glaziella* y *Sclerocystis*.

Gerdemann y Nicolson en 1963, mostraron que las clamidiosporas eran muy comunes en el suelo, y el género *Endogone* junto con la familia *Endogonaceae* fueron diferenciados morfológicamente y se empezaron a incluir en esta familia las especies que produjeran clamidiosporas en suelo o raíces. Gerdemann y Trappe en 1974, realizaron un estudio de la familia *Endogonaceae*, y reconocieron tres géneros que previamente habían sido descritos (*Glomus*, *Sclerocystis* y *Acaulospora*), además describieron un nuevo género (*Gigaspora*).

Posteriormente, Walker y Sanders (1986) separan del género *Gigaspora* a *Scutellospora* basándose en el modo de germinación y las características de la pared de las esporas.

Morton y Benny (1990) separan del orden Mucorales a los hongos que no producen zigosporas y que no forman micorriza arbuscular, creando el orden Glomales. Dentro de este orden, separan dos subórdenes: el suborden Glomineae que agrupa a los hongos que forman vesículas en las raíces del fitobionte y el suborden Gigasporineae en donde incluyen a los hongos que no forman vesículas, pero que forman células auxiliares en el exterior de las raíces. Los autores mencionados reconocen a la familia *Gigasporaceae* dentro del suborden *Gigasporineae* y a las familias *Acaulosporaceae* y *Glomaceae* en el suborden Glomineae.

Morton y Redecker (2001), basados principalmente en el análisis del fragmento 18s del DNAr parecen mostrar la existencia de dos clados ancestrales de hongos micorrízicos arbusculares filogenéticamente distintos que clasifican como dos nuevas familias *Archaeosporaceae* y *Paraglomaceae*, sin ubicarlas en alguno de los subórdenes descritos.

Sólo un reducido grupo de hongos es responsable de la formación de micorrizas arbusculares. Se trata de hongos aseptados y su clasificación taxonómica más reciente los ubica dentro de la Clase Zygomycetes, en donde sus miembros presentan reproducción, formando esporas como estructuras reproductivas. Sin embargo, el orden de los Glomales no tiene esta característica ya que sus esporas son formadas mediante procesos asexuales. Esto ha causado mucha controversia en el sentido del porqué se ubican en la Clase de los Zygomycetes. La razón por la que estos hongos fueron clasificados como Zygomycetes es porque comparten compuestos específicos en su pared celular tanto en tipo y cantidades semejantes a los individuos de esta clase. Así el contenido de quitina y quitosano en la pared celular de los hongos micorrízicos arbusculares, permite que éstos sean identificados como miembros de los Zygomycetes.

Estos hongos se encuentran clasificados dentro de las familias *Glomaceae*, *Archaeosporaceae*, *Paraglomaceae*, *Acaulosporaceae* y *Gigasporaceae* (Morton y Redecker, 2001). Esta agrupación en subórdenes esta basada en un estudio evolutivo entre los distintos hongos arbusculares, y que son originados a partir de un ancestro arbuscular común (Morton y Redecker 2001).

Schüßler *et al.* (2001). Basándose en características moleculares, morfológicas y ecológicas separan a los hongos micorrízicos arbusculares y al hongo endocitobiótico *Geosiphon pyriforme* de la División Zygomycota y los ubican en una nueva División Glomeromycota.

Actualmente existe una nueva clasificación para los hongos micorrízicos arbusculares propuesta por (Schüßler, *et al.*, 2001). En donde proponen con base en el análisis filogenético de pequeñas subunidades (SSU) ARNr de los genes, una nueva división dentro del Reino Fungi.

Cuadro 2. Clasificación Taxonómica de Hongos Micorrízicos Arbusculares (Schüßler et al., 2001).

Reino	División	Clase	Orden	Familia	Género
Fungi	Glomeromycota	Glomeromycetes	Glomerales	Glomeraceae	<i>Glomus</i>
			Paraglomerales	Paraglomeraceae	<i>Paraglomus</i>
			Archaeosporales	Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i>
			Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i> <i>Entrophospora</i>
				Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i> <i>Scutellospora</i>
				Diversisporaceae	<i>G.etunicatum</i> <i>G.spurcum</i> <i>G.versiforme</i>

En la figura 1 (a) se observan tres divisiones muy importantes de las cuales en la División Glomeromycota se encuentran ubicados los HMA, pero aún faltan caracteres morfológicos convincentes, lo cual no sorprende para organismos asexuales tales como aquellos de morfología relativamente simple. Tales caracteres podrían ser recuperados en el futuro basándose en la filogenia molecular, la cuál debería formar la base para una nueva taxonomía aceptada para este importante grupo de hongos.

En la figura 1 (b) se presenta una reasignación de los géneros y descripciones de nuevas familias (ovalos) las cuales están siendo estudiadas actualmente, se tienen datos morfológicos, los cuales tienen que ser revaluados exhaustivamente con respecto a su validez en una taxonomía natural basada en la filogenia. La ubicación de algunas especies dentro de una Familia y Orden no es todavía del todo claro. Aun cuando esta clasificación resuelve algunos problemas taxonómicos todavía deja otros por resolver ya que de acuerdo con el código de nomenclatura botánica no puede ubicarse un mismo género en dos familias diferentes por lo que las especies de la familia *Diversisporaceae* deben asignarse a un género nuevo.

La División Glomeromycota incluye más de 150 especies muchas de las cuales son sinónimos. Las especies de hongos micorrízicos arbusculares tradicionalmente se habían identificado usando características morfológicas de esporas asexuales, siendo la estructura de la pared, tamaño, color, ornamentación, hifa de sostén, criterios principales usados para la delimitación de especies. Estas características presentan poca variación lo que hace más difícil la identificación de estos hongos.

La elaboración de preparaciones de referencia es un registro invaluable para aquellos científicos no familiarizados con la taxonomía de estos hongos. Éstas permiten confirmar una identificación cuando se comparan resultados o cuando el concepto de la especie con la que se trabaja cambia como ha ocurrido en varios casos. Con estos cambios la taxonomía tradicional no puede desligarse de estudios de Biología Molecular como una herramienta complementaria para la identificación de especies de hongos micorrízicos.

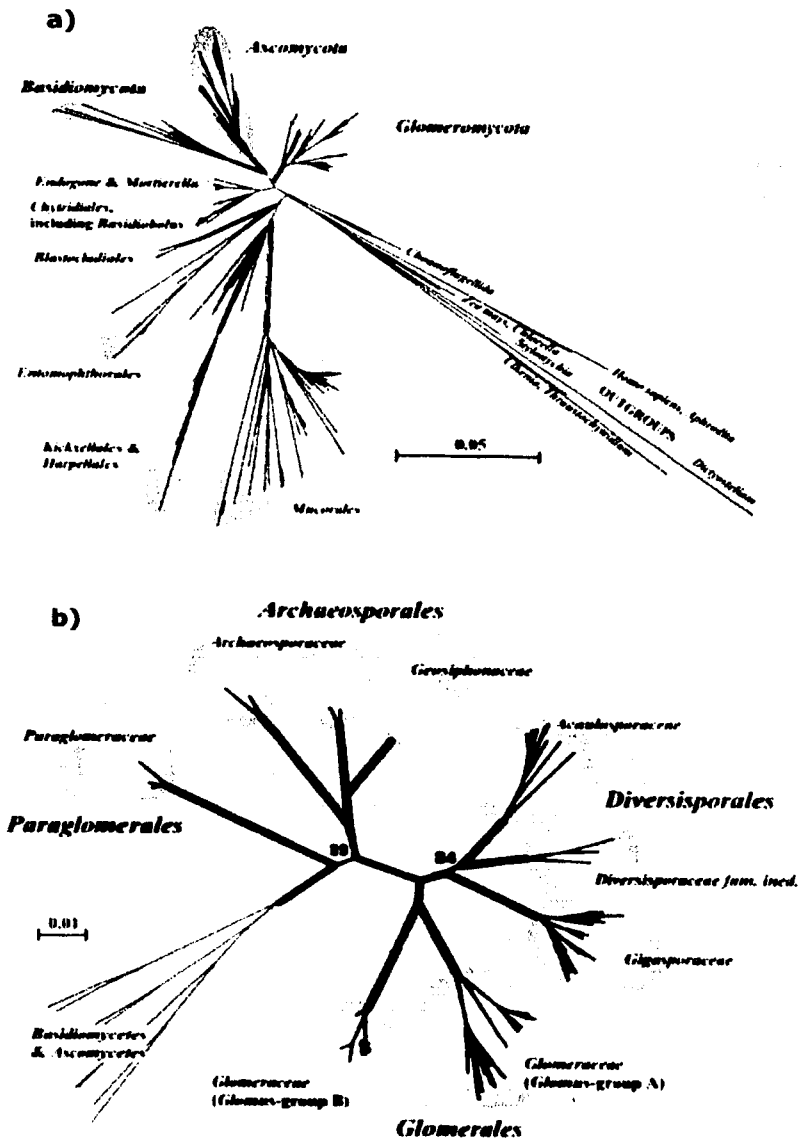


Figura 1. Nueva clasificación taxonómica generalizada de hongos micorrízicos arbusculares (Schübler et al., 2001).

FAMILIA *Glomeraceae*. Esta formada por el género *Glomus*

***Glomus*:**

Todas las especies que forman a este género se encuentran en casi todos los hábitats de la naturaleza, siendo común su fructificación bajo el suelo. Las esporas de la mayoría de las especies de *Glomus* nacen individualmente en el suelo o en forma de esporocarpos y en algunas ocasiones dentro de las raíces de las plantas hospederas. Este género se caracteriza porque sus esporas se forman apical o intercaladamente en una hifa de sostén recta (a), curva (b) y en forma de embudo (c) (Figura 2).

La pared de las esporas en algunas especies es gruesa, laminada o doble. La germinación se realiza a través de la hifa sustentora aunque en algunas especies el tubo o los tubos de germinación pueden emerger directamente a través de la pared de la espora.

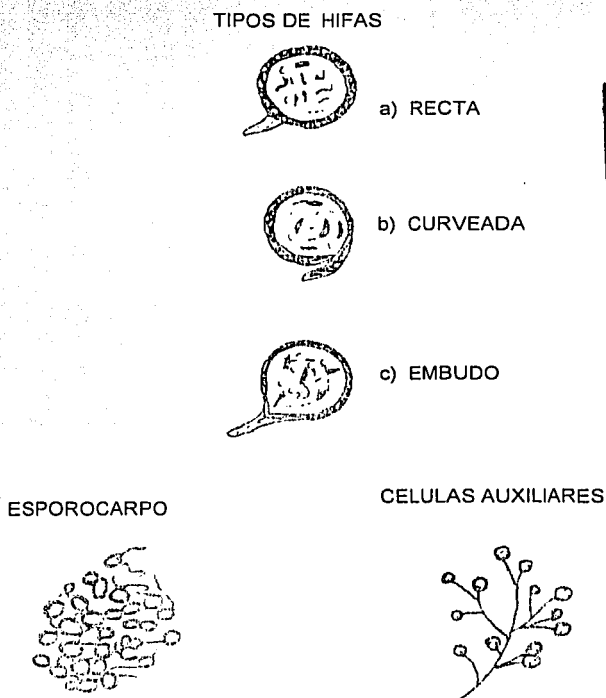


Figura 2. Representación esquemática de los diferentes tipos de hifa de *Glomus*.

Sclerocystis : Este género ha sido incluido actualmente dentro del género *Glomus* y comprende a los hongos que forman sus esporas en el suelo, en esporocarpos compactos y las esporas se acomodan alrededor de un plexo central de hifas (Figura 3). Estos esporocarpos pueden o no presentar una envoltura de hifas conocida con el nombre de peridio. La distribución de este género es muy reducida, pues únicamente se le ha encontrado en climas tropicales y subtropicales. Las especies que forman a éste género, producen esporocarpos globosos a subglobosos, de un color café oscuro a negro.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

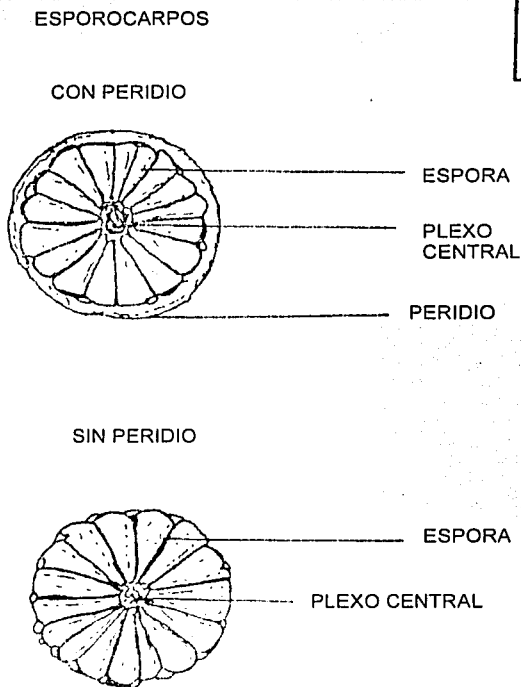
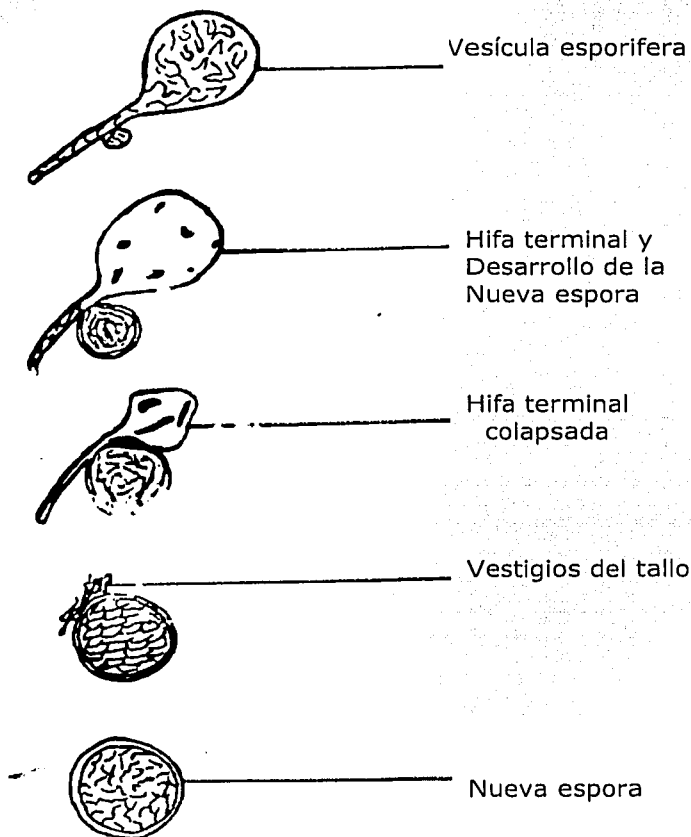


Figura 3. Representación esquemática del arreglo de las esporas y de la presencia o ausencia del peridio.

FAMILIA Acaulosporaceae. Esta formada por los géneros *Acaulospora* y *Entrophospora*.

***Acaulospora*.** Este género se caracteriza por formar sus esporas a partir de una vesícula grande partiendo de una hifa terminal en forma de embudo ancho, el contenido de la vesícula es transferido a la espora hija y cuando alcanza la madurez la vesícula se vacía y se colapsa (Figura 4). Para una acertada identificación es necesario romper la espora para observar la pared Bident que es una característica propia de este género.



TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Figura 4. Representación esquemática de la formación de una nueva espora del género *Acaulospora*.

Entrophospora: Las esporas germinan en el interior de la hifa terminal el citoplasma de la espora madre, es transferido por corrientes citoplasmáticas hacia la espora hija, la cual empieza a desarrollar y posteriormente a estabilizar su metabolismo, el contenido del saco esporífero es transferido a la espora, cuando esta alcanza su madurez el saco se vacía y se colapsa (Figura 5). Las esporas de este género son esféricas y globosas con citoplasma denso.

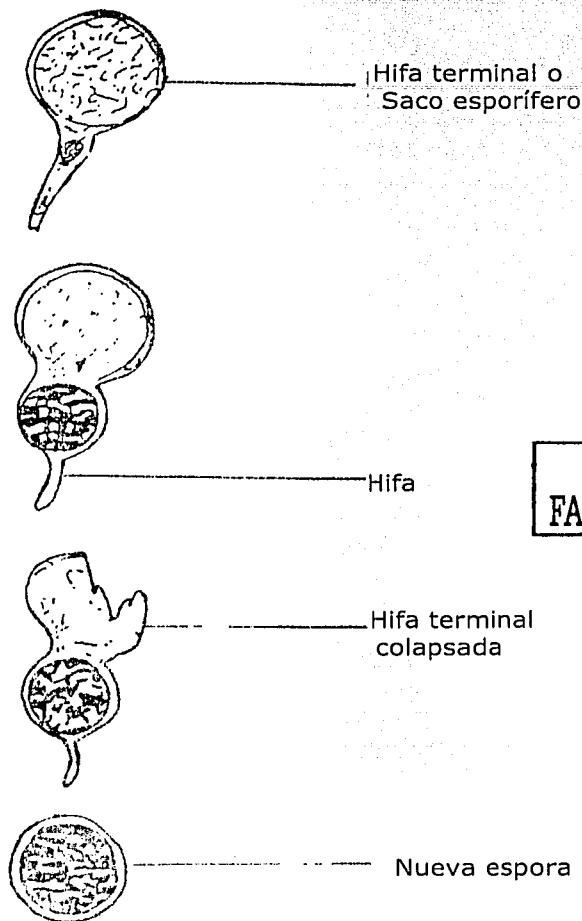


Figura 5. Representación esquemática de la formación de una nueva espora del género de *Entrophospora*.

FAMILIA *Gigasporaceae*. Esta formada por los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora*.

***Gigaspora*:** Se caracteriza por la formación de grandes esporas globosas con una hifa sustentora bulbosa. La pared de las esporas está constituida por un solo grupo de paredes que no se separan al romperse la espora. La germinación es por tubos germinativos a través de la pared de la espora. Presencia de células auxiliares espinosas (Figura 6).

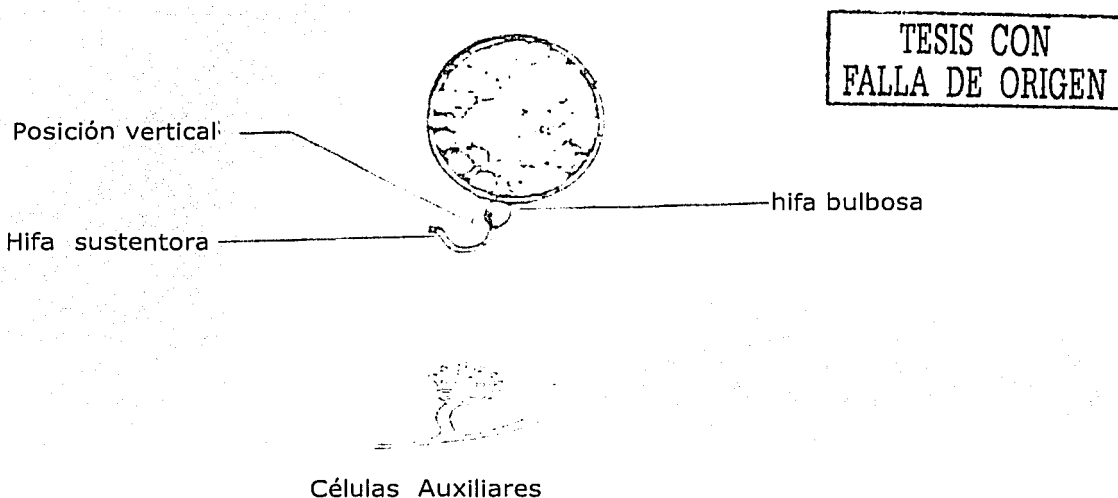


Figura 6. Representación esquemática de la espora con hifa sustentora y de las células auxiliares representativas para el género *Gigaspora*.

Scutellospora: Las esporas son globosas a subglobosas con una hifa sustentora bulbosa la pared de las esporas está formada por al menos dos grupos de capas que se separan al romperse la espora y el tubo de germinación sale de una estructura especial llamada escudo de germinación. Las células auxiliares son lisas y papiladas.

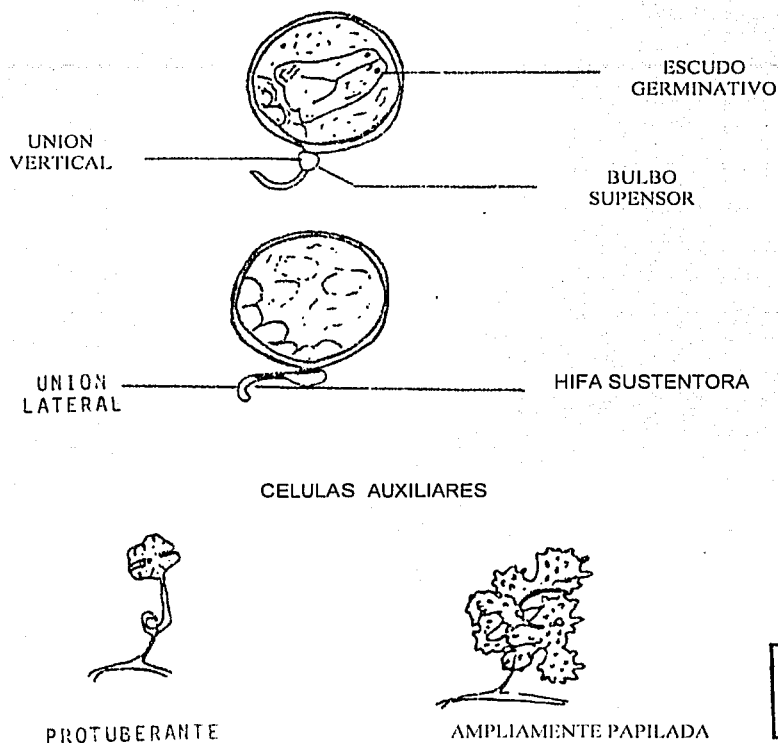


Figura 7. Representación esquemática de la espora con la hifa sustentora y las células auxiliares representativas para el género *Scutellospora*.

FAMILIA Paraglomaceae. Esta formada por el género *Paraglomus*

Paraglomus. Las esporas formadas por este género no pueden distinguirse morfológicamente de las formadas por *Glomus*. La única diferencia morfológica son las características de la colonización, ya que en *Paraglomus* no se ha observado la formación de vesículas y la tinción débil de las estructuras intraradicales.

FAMILIA Archaeosporaceae. Esta formada por el género *Archaeospora*.

Archaeospora. Este género se caracteriza por formar esporas monomórficas o dimórficas; cuando monomórficas solamente se forman esporas acaulosporoides. Cuando dimórficas, se forman tanto esporas acaulosporoides como glomoides en el mismo talo. Las esporas acaulosporoides formadas por *Achaeospora* se distinguen de las formadas por el género *Acaulospora* por la presencia de una capa parental interna gruesa flexible y la ausencia tanto de la pared interna delgada flexible como de la placa de germinación características de *Acaulospora*. La germinación de las esporas se lleva a cabo de la misma que el género *Glomus*.

2.3 ESTUDIOS REALIZADOS EN LA IDENTIFICACIÓN DE HMA EN MÉXICO

Barredo, et al., (1996) estudiaron la asociación micorrízica en dos cactáceas nativas del estado de Yucatán: *Mamillaria gaumeri* y *Pterocereus gaumeri*, encontrando que la comunidad de hongos micorrízicos en la rizósfera de ambas especies está conformada por seis especies del tipo arbuscular, correspondientes a cuatro géneros: *Acaulospora* (*aff. spinosa*), *Glomus* (*aff. geosporum*) y *Glomus sp.*, *Sclerocystis rubiformis* y *Sclerocystis* (*aff. sinuosum*) y *Gigaspora sp.*; *Glomus* (*aff. geosporum*) y *S. rubiformis* se presentan con mayor frecuencia respecto a las otras especies.

En el estudio de la asociación micorrízica de tres plantas nativas (*Bactris balanoidea*, *Bactris mexicana* y *Desmoncus quasillarius*) de la Península de Yucatán, realizado por Carrillo, et al. (1996) fueron encontradas en la rizósfera de las tres especies de palmas seis especies pertenecientes a cuatro géneros: dos especies de *Acaulospora* (*aff. scrobiculata* y *aff. gilmorei*), tres de *Glomus* (*aff. geosporum*) y dos especies más, que aún no han podido ser determinadas, dos de *Scutellospora* (*aff. nigra* y *aff. scutata*), y una especie de *Gigaspora* (*aff. margarita*). Todas las especies están presentes en la rizósfera de *B. balanoidea*; mientras que en la de *B. Mexicana* sólo fueron encontradas las dos especies de *Glomus* sin determinar y *Acaulospora sp.* (*aff. scrobiculata*). En *D. quasillarius* solamente se encontraron *Acaulospora sp.* (*aff. scrobiculata*) y *Glomus sp.* (*aff. geosporum*).

En suelos agrícolas del estado de Michoacán, Molina, et al., (1996) detectaron y aislaron hongos micorrízicos, asociados al cultivo *Vicia sativa* L. Colectaron muestras de suelo y partes de raíces para la extracción e identificación de esporas de micorrizas, en 3 parcelas de un campo de cultivo de *Vicia sativa* L. Los géneros predominantes en la rizósfera de las plantas de dicho cultivo de la zona, fueron identificados, *Acaulospora*, *Glomus* y *Gigaspora* entre otros. Siendo *Gigaspora* y *Glomus* los más abundantes, con un promedio de 600 y 500 esporas/100g de suelo, respectivamente. Para *Gigaspora* el promedio de esporas fue de 100 esporas/100g de suelo.

Reyes-Solis y Ferrera-Cerrato (1993) realizaron un muestreo en la época de lluvia (agosto) de 24 especies arbustivas y herbáceas de cuatro asociaciones vegetales del bosque de Zoquiapan con el propósito de conocer la distribución y presencia de los HMA. Las plantas fueron identificadas botánicamente, cinco pertenecen al estrato arbustivo y 19 al herbáceo. Los valores de colonización fluctuaron de 21% en *Geranium potentillaefolium* de la asociación de *Abies religiosa*, ambas especies herbáceas. El número de esporas contabilizadas fue muy variante y los géneros encontrados fueron: *Glomus*, *Gigaspora*, *Acaulospora* y *Scutellospora*. (Chamizo-Checa et al., 1996).

La *Annona muricata* (guanábana) es otro frutal con enorme potencial comercial y su respuesta a la inoculación también ha sido probado (Jaen y Ferrera-Cerrato, 1989b) las respuestas a la inoculación con hongos micorrízicos son superiores a las obtenidas con la fertilización química.

En *Annona cherimola* (chirimoya) (Jaen y Ferrera-Cerrato, 1989) reportaron que plantas de chirimoya al ser inoculadas con hongos micorrízicos, presentaron una mayor altura, diámetro de tallo y número de hojas que las plantas no inoculadas y que plantas fertilizadas con dosis mínimas y máximas de fertilización.

Varela L. y Trejo D. (2001). Reportan que en México se han registrado 44 especies de HMA que corresponden al 29% de las especies conocidas mundialmente. La mayor parte de estos registros proceden de sistemas agrícolas y solamente siete especies se han citado en ambientes naturales. Estas 44 especies proceden de tan solo 11 de los 32 estados de la República Mexicana.

III. OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL. Determinar la diversidad taxonómica de los hongos micorrízicos arbusculares de dos localidades productoras de *Annona muricata* L. (Guanábana).

OBJETIVOS ESPECIFICOS

- 1.- Determinar algunas características físicas y químicas del suelo rizosférico de árboles de *Annona muricata* L. (Guanábana).
- 2.- Identificar las especies de los hongos micorrízico arbusculares nativos en suelo rizosférico de las localidades estudiadas.
- 3.- Iniciar una colección de los hongos micorrízicos arbusculares nativos de Veracruz y Yucatán en la sección de Microbiología en el Laboratorio de Micorrizas del Centro de Edafología del Colegio de Postgraduados.

IV. HIPÓTESIS

La diversidad de especies de hongos micorrízicos se dará de acuerdo con las características edafoclimáticas de cada localidad. Y no de acuerdo con la planta asociada.

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Muestreo del suelo

Se tomaron muestras de suelo rizosférico de árboles de Guanábana del Estado de Veracruz y del Estado de Yucatán los cuáles presentaban la misma edad. La cantidad de muestra que se tomo en ambas zonas fue de 1 kg. La profundidad de la muestra fue tomada de 10 a 15 cm de profundidad desde el nivel del suelo por encontrarse aquí el mayor número de esporas. Eliminándose de la superficie los residuos vegetales antes de la extracción.

Para cada muestra se realizó un tamizado por el método de Gerdemann y Nicolson (1963). Realizando los pasos siguientes:

- a) Se hizo una suspensión con 100 g de suelo en 1000 mL de agua.
- b) Se agitó mecánicamente durante 5 minutos y se dejó hasta que el sobrenadante se aclara.
- c) El sobrenadante se hizo pasar a través de una serie de tamices que van de 500 micras a 44 micras.
- d) El decantado se resuspendió en 1000 ml de agua, se agitó hasta homogenizar, se dejó reposar hasta que se ve claro el sobrenadante, y este se hizo pasar por la serie de tamices, este paso se repitió dos veces más.
- e) La fracción obtenida en los tamices se colocó en cajas petri con agua para aislar de ahí las esporas viables con ayuda de un microscopio estereoscópico.

Para la identificación de los hongos micorrízicos se hizo lo siguiente: Se van separando esporas de preferencia que se encuentren en buen estado y que tengan su hifa sustentora, se van colocando en cajas pequeñas rotulando cada una de las muestras si es posible tratar de identificar a nivel de género, o se pueden separar también por colores (negra, café, hialina, amarilla, blanca etc).

5.2 Propagación del inóculo

Las muestras de suelo rizosférico se propagaron en macetas desinfectadas con formaldehído y alcohol estas se llenan hasta tres cuartas partes de su capacidad total, con arena estéril. El inóculo micorrízico se coloca en una capa homogénea de 3 cm aproximadamente. Se procede a la siembra, con semillas desinfectadas y se coloca otra capa de arena hasta cubrir la semilla. Se mantiene bajo condiciones de invernadero de 3 a 4 meses, se recomiendan plantas de crecimiento rápido (ciclo vegetativo corto). Para la propagación de las esporas en ambas localidades se utilizaron plantas trampa de sorgo y lechuga.

Una vez que se han propagado las esporas en maceta, se separan del suelo por la técnica de tamizado húmedo y decantación (Gerdermann y Nicolson, 1963). Si la muestra tamizada contiene gran cantidad de materia orgánica y partículas de suelo, puede aplicarse una centrifugación utilizando un gradiente de sacarosa (20 y 60%) con el objeto de eliminar partículas que impidan la separación rápida de las esporas. Después de la centrifugación, las esporas deben lavarse con agua para evitar su plasmolisis. La suspensión obtenida del tamizado se coloca en una caja de petri con agua o bien se filtra a través de un papel filtro.

5.3 Caracterización de esporas

Se observan en un estereomicroscopio y se separan con pinzas o con una pipeta Pasteur en grupos de acuerdo al tamaño, forma, color, hifa de sostén y ornamentación. En esta etapa debe de anotarse el color de las esporas (luz reflejada), es recomendable utilizar una tabla de colores de preferencia la de La Colección Internacional de Hongos Micorrízicos Arbusculares (INVAM).

En esta tabla se utilizan varias combinaciones de los colores azul, magenta, amarillo y negro para dar diversas tonalidades que al compararse con el color de las esporas nos permiten definir su color.

El color de las esporas se expresa con una fórmula que nos indica la concentración de cada uno de los colores antes mencionados. Posteriormente se procede a la preparación de laminillas, donde se utilizan esporas del mismo tipo siguiendo la técnica de Schenck y Pérez (1990).

Se coloca en un extremo del portaobjetos una pequeña gota del líquido de montaje PVLG y se adicionan de 20 a 25 esporas intactas posteriormente se coloca el cubreobjetos evitando la formación de burbujas. Se repite la operación para (PVLG + reactivo de Melzer), se deja espacio suficiente en un extremo de portaobjetos para colocar una etiqueta.

Secar la preparación de 24-48 horas a temperatura ambiente y en posición horizontal, posteriormente se observan las preparaciones en el microscopio.

Para la identificación de las especies se requiere determinar el tamaño de las esporas y la estructura de la pared este último es el principal criterio que se utiliza para la delimitación de las especies; en este paso se aplica una ligera presión en uno de los cubreobjetos para romper la pared de la espora y así poder definir su estructura. para medir las esporas, la o las capas de la pared de la espora y la hifa sustentora, se utiliza un ocular micrométrico, en un microscopio óptico el cuál deberá estar previamente calibrado. Se recomienda medir de 20-50 esporas y sacar la media estadística. Se hacen todas las anotaciones con el fin de comparar con descripciones originales usando primeramente el manual de (Schenck y Pérez, 1990) y posteriormente con la Colección internacional de HMA (INVAM).

Para determinar la estructura de la pared de las esporas se recomienda consultar las gráficas estandarizadas de la pared (murografo) de Walker, (1983). En dicho trabajo enlista cuatro tipos de paredes: pared unitaria, pared laminada, pared evanescente y pared membranosa. Posteriormente en (1986) introduce la pared coriácea, con una apariencia de cuero en soluciones hipertónicas y desarrolla el concepto de murónimo como una herramienta útil para describir de manera abreviada la estructura de la pared de las esporas de los hongos micorrízicos arbusculares.

Morton (1986) introdujo la pared amorfa como una pared sin forma, elástica cuya elasticidad varía dependiendo del medio de montaje utilizado. Spain *et al.*, (1989) introducen la pared germinal, a partir de la cuál surgen los tubos de germinación en el género *Gigaspora*.

Walker (1983) considera varias paredes en la estructura de la espora, sin embargo, es importante mencionar que las esporas de estos hongos están formadas por una sola pared que puede presentar distintas capas que se separan o no al romper ligeramente las esporas. Sin embargo, la utilización de la terminología propuesta ha venido a simplificar la descripción de las especies. Berch (1986) sugiere el uso de capas de la pared en lugar de simplemente paredes. A la vez, Maia *et al.*, (1993) consideran que la terminología de las pared en los hongos micorrízicos arbusculares es algunas veces confusa, y consideran que la pared de la espora es una unidad con varias subunidades a las que llaman zonas, cada una de las zonas equivale al concepto de pared de Walker (1983). Stürmer y Morton (1997) reinterpretan la estructura de la pared y confirman que todas las estructuras subcelulares consideradas como paredes por Walker (1983) forman parte de una sola pared. En dicho trabajo proponen la aplicación de criterios ontogegéticos en tiempo y espacio, además de las propiedades de cada capa para describir la pared. Cada capa la enumeran consecutivamente desde la más externa a la más interna y reseñan sus características.

Cuadro 3. Tipos de paredes presentes en las esporas (Walker 1986).

Pared Evanescente	Una capa que se origina como parte de la pared de la espora (desprendiéndose) la cual cuando está intacta puede ser ya sea homogénea o consistir de subcapas.
Pared Laminada	Una sola pared que se origina como parte de la pared de la espora la cual forma subcapas conforme aumenta en grosor.
Pared Unitaria	Una sola capa que se origina como parte de la pared de la espora (permanente).
Pared Germinal	Una capa interna delgada de una pared de la espora solamente en <i>Gigaspora</i> la cual forma una superficie verrugosa previamente a la germinación.
Pared Membranosa	Una simple capa delgada hialina que se origina como parte de la pared de la espora o como parte de una pared germinal flexible separada.
Pared Coriacea	Una capa hialina mas gruesa que se origina como parte de una pared germinal flexible.
Pared Amorfa	Una capa hialina plástica que se origina como parte de una pared germinal flexible
Pared Peridial	Una capa externa delgada con excrecencias superficiales la cual se origina como parte de una pared germinal flexible.

Hasta la fecha la estructura de la pared sigue siendo el criterio morfológico más importante para la descripción de especies de hongos micorrízicos arbusculares.

Actualmente, se considera importante completar la descripción morfológica de las esporas con sus propiedades bioquímicas (perfil de ácidos grasos) y moleculares (especificidad de la reacción en cadena de la polimerasa y secuenciación). Esta diversidad de herramientas permitirá una identificación más precisa de las especies (Declerck *et al.*, 2000).

Una vez que se tienen las preparaciones permanentes de las especies identificadas se tomaron las fotografías finales con una cámara digital que posteriormente se trabajan en la computadora de la cuál se imprimen en papel fotográfico, también se tomaron fotografías en un microscopio invertido y en un microscopio de contraste de Normaski para observar con detalle las paredes de las esporas y anexarlas en el trabajo.

La etiqueta que llevan las laminillas debe contener el nombre de la especie fecha y número de identificación. Adicionalmente se hace una etiqueta de herbario en donde se registra la localidad, recolector, planta trampa usada en la propagación y toda aquella información que sea útil para la caracterización taxonómica y ecológica de la especie.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Características Físicas y Químicas del Suelo de Veracruz y Yucatán

En el cuadro 4 se mencionan las características de los suelos muestreados en Veracruz y Yucatán observando diferencias entre ambos sitios. El suelo de Veracruz y Yucatán presentan un pH bajo, clasificándolos como suelos ácidos, lo cual se atribuye en gran medida a los contenidos de materia orgánica, la cual para Veracruz presenta valores extremadamente ricos y para Yucatán ricos. Esto nos permite decir que el suelo de Veracruz presenta un mayor aporte de nutrimentos que pueden ser asimilados vía la simbiosis micorrízica. También el contenido de N, P, K presenta valores altos lo que denota mayor fertilidad y disponibilidad de nutrimentos para las plantas (Vázquez y Bautista 1993). El suelo de Veracruz se clasifica como un Vertisol, sin problemas de salinidad. Este suelo es arcilloso, en el cuadro 5 no se encuentra ningún valor con respecto a la textura, ya que solo fue estimado al tacto.

Este suelo es de color negro, y presenta grietas cuando está seco y pegajoso cuando está húmedo. El suelo de Yucatán presenta contenidos de fósforo extremadamente altos, lo cual puede influir en la abundancia y diversidad de los HMA. Además se observa que su textura es muy porosa, presentando un buen drenaje, una alta evaporación del agua pero a la vez poca retención de agua, la cual afecta la germinación de las esporas de HMA. Este suelo es clasificado, como un Leptosol Franco-Arenoso, presentando material calcáreo entre los 10 y 20 cm. De la superficie.

Con base en el análisis químico de los suelos, es posible considerarlos como ricos en nutrimentos, este aspecto que puede estar relacionado con la abundancia y diversidad de especies de HMA en la rizosfera de las plantas (Varela *et al.*, 2001) tal y como se observó en los árboles de Guanábana.

Cuadro 4. Características físicas y químicas de los suelos de la rizosfera de Guanábana

Suelo muestreado	pH 1:2 H ₂ O	CE 1:5 H ₂ O mmhos/cm	M.O. (%)	N (%)	P Olsen ppm	K NH ₄ ac 1	Textura		
							Arena	Limo	Arcilla
Veracruz	5.2	0.21	11.5	0.58	20	1.42	-	-	*
Yucatán	5.3	0.17	5.2	0.26	61	0.29	78	6	16

* Estimado

Se encontraron diez morfoespecies de HMA en la rizosfera de guanábana, ocho de ellas pertenecientes al género *Glomus*, y las dos restantes a los géneros *Acaulospora* y *Scutellospora*. Actualmente, estos hongos fueron reubicados taxonómicamente en una nueva División denominada *Glomeromycota*, con base en estudios filogenéticos y evolutivos (Schüßler *et al.*, 2001). No obstante, la ubicación de algunas especies dentro de una Familia y Orden, no es del todo claro. En este sentido, la taxonomía de estos hongos seguirá en constante cambio.

Después de seis meses de establecidos los cultivos trampa, en el suelo rizosférico del estado de Veracruz se encontraron dos especies de *Glomus* que correspondieron a *G. mosseae* y *G. aggregatum*. Sin embargo, la presencia de estas dos especies se expresó con base en el hospedante utilizado como cultivo trampa. Cuando se utilizó sorgo, la especie que proliferó fue *G. mosseae* y cuando se utilizó lechuga, la especie que se expresó fue *G. aggregatum*. Éste efecto denota la importancia de utilizar ciertas plantas trampa para inducir la expresión de las diferentes especies de HMA (Sieverding, 1991; Douds y Millner, 1999).

En otras muestras rizosféricas se encontró una sola especie predominante, las especies correspondieron a *Acaulospora delicata*, *Glomus coremioides* (antes *Sclerocystis*) y una especie de *Glomus* aff. *microcarpum*, *Glomus constrictum*, *G. clavisporum* (antes *Sclerocystis*) y *Scutellospora* sp.

Por otra parte, la diversidad de especies de HMA en el suelo rizosférico de Anonáceas de Yucatán, fue baja. En este caso, solo se lograron reproducir tres especies del género *Glomus*, una de ellas aun en proceso de identificación (cuadro 5). Esta baja diversidad encontrada, en comparación de las muestras rizosféricas del Estado de Yucatán, pueden atribuirse a la limitada profundidad del suelo de Yucatán, el cuál tiene como característica ser poco profundo por su origen laterítico, de tal forma que a los 10 cm era posible encontrar capas de roca, por lo que no fue posible extraer muestras a mayor profundidad. Al respecto, Abbott y Robson, (1991). Mencionan que la profundidad del suelo es un factor determinante en la presencia y abundancia de esporas de HMA. Dada la condición de riqueza en fósforo y la limitada profundidad propiciada por el origen del suelo, ambos factores pudieron haber influido en la diversidad de los HMA encontrados en las muestras de Yucatán, tal y como ha sido discutido por Abbott y Robson (1991), Siverding (1991) y Smith y Read (1997). Estos efectos pueden estar relacionados con la baja colonización de los HMA observada en las raíces de la guanábana (< 20 %). Sin embargo, de acuerdo con la revisión de Douds y Millner (1999). Algunas especies de HMA pueden presentar dificultades en su propagación en cultivos trampa, por lo que no se descarta que en periodos mas largos de cultivo y con sucesiones en planta trampa, sea posible encontrar otras especies de hongos con base en la existencia de un proceso de sucesión fúngica en la rizosfera de Plantas. Esto quiere decir, que el hecho de haber encontrado mayor diversidad fúngica en las muestras de Veracruz en comparación con aquellas procedentes de Yucatán, no implica que se hayan identificado todas las especies que cohabitan en tales nichos.

6.2 Diversidad de Hongos Micorrízicos Arbusculares

Por otra parte, el estudio de la diversidad de HMA además de los sistemas de taxonomía tradicional debe complementarse con herramientas de tipo ecológico y molecular (Morton y Bentivenga, 1994), con la finalidad de definir también, la diversidad funcional de los mismos (Sanders *et al.*, 1999), en un determinado ecosistema o agroecosistema. Al respecto, (Brundett *et al.*, 1996), hacen mención de que algunos aislamientos de la misma especie pueden ser funcionalmente diferentes, lo que sugiere una alta diversidad fisiológica. Con esto, la información referente al hábitat, es tan importante como la propia identificación taxonómica de los HMA, y con ello, poder hacer comparaciones entre resultados de diferentes experimentos o incluso, para proceder a la selección de hongos para uso práctico en los viveros de plantas. Considerando lo anterior, todas las especies identificadas tanto de Veracruz como de Yucatán, deben ser evaluadas con base en su capacidad infectiva y promoción del crecimiento, para conocer y caracterizar cada una de las cepas obtenidas. En el cuadro 6 se muestra la diversidad de especies en ambas localidades, algunas de estas especies ya han sido identificadas en algunos estados de la República Mexicana (Veracruz, Chiapas, Campeche, Tlaxcala y Yucatán). (González *et al.*, 1990), (Zulueta *et al.*, 1998). (Varela *et al.*, 2000).

Cuadro 5. Diversidad Taxonómica de HMA en dos localidades productoras de Guanábana.

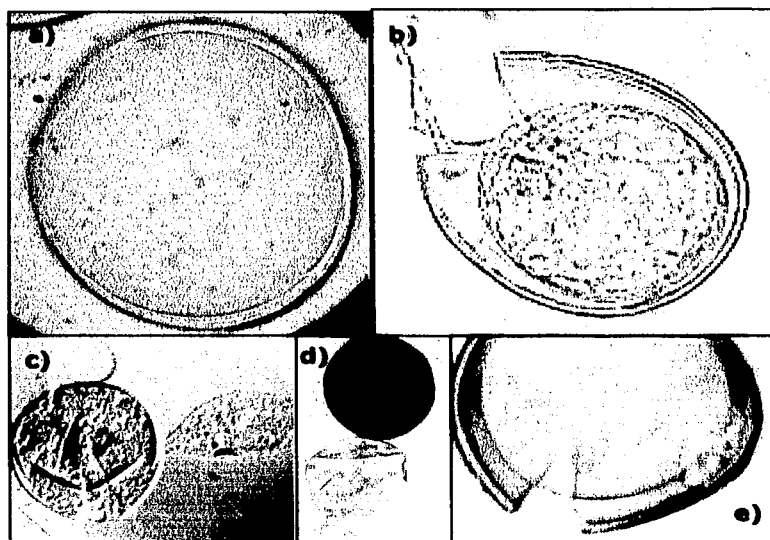
VERACRUZ	YUCATÁN
<i>Glomus mosseae</i>	<i>Glomus mosseae</i>
<i>Glomus constrictum</i>	
<i>Glomus aggregatum</i>	<i>Glomus sinuosum</i>
<i>Glomus aff microcarpum</i>	
<i>Glomus coremioides</i>	<i>Glomus sp</i>
<i>Glomus clavisporum</i>	
<i>Acaulospora delicata</i>	
<i>Scutellospora sp</i>	

6.3 Identificación de Hongos Micorrízicos Arbusculares

En el estado de Veracruz se identificaron las siguientes especies:

***Acaulospora delicata*, Walker, Pfeiffer y Bloss Mycotaxon 25:621-628.**

Figura 8 y 9. Esporas solitarias presentes en el suelo, de forma globosa a subglobosa, de color amarillo claro (0/0/10/0), de 90-110 μm de diámetro (media = 100). La pared de la espora esta formada por tres capas separadas en dos grupos (Grupo A y Grupo B) y cuyo murografo se presenta en la figura 9 b. El grupo A consiste de dos capas, la capa uno es evanescente, hialina de 1 μm de grosor. La capa 2 es laminada, de color amarillo claro de 2-3 μm de grosor. Esta capa es difícil de distinguir por los restos de la capa evanescente o por partículas de suelo adheridas a ella. El grupo B consiste de una capa muy fina membranosa hialina.



TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Figura 8. *Acaulospora delicata*. a) Espora con PVL. b) Separación de las capas que conforman la pared de la espora; c) espora mostrando el resto del sáculo esporífero; d) espora encontrada en raíz teñida con azul tripano en la que se observa el sáculo esporífero; e) Espora mostrando la separación de las capas.

se observa el sáculo esporífero; e) Espora mostrando la separación de las capas.

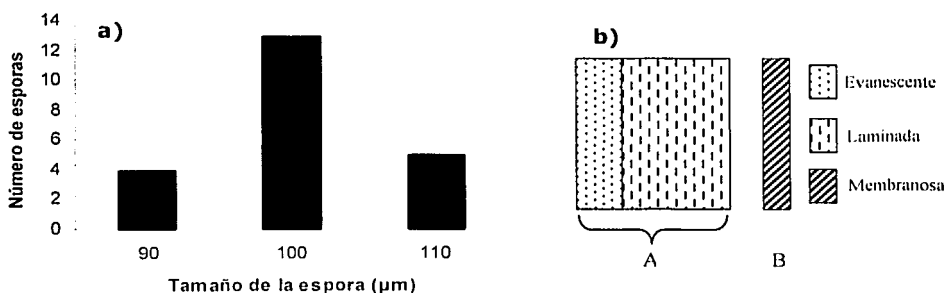


Figura 9. Representación gráfica (a) de la distribución en base al tamaño de las esporas de *Acaulospora delicata*, así como la (b) representación de su respectivo murografo.

Asociación micorrizica: En México esta especie se ha encontrado asociada con *Sorghum sudanense* y *S. vulgare*, además de haber sido encontrada en la rizosfera de *Paspalum* sp. (Varela *et al.*, 2000), y en cultivos agrícolas asociadas a haba, frijol, alverjón y manzano del Estado de Tlaxcala (Varela L. y Trejo D.2001). Y en la rizosfera de árboles de guanábana (*Annona muricata* L.) en Veracruz. Esta especie coincide con la descripción original.

***Glomus mosseae* (Nicolson, y Gerdemann) Mycologia Memoir No. 76.**

Figura 10. Esporas globosas y subglobosas, solitarias o formando esporocarpos de hasta 4 esporas las cuales están envueltas por un peridio formado por hifas entrelazadas de color café dando un aspecto algodonoso. Las esporas son de color amarillo (0/0/100/0) a café-naranja de (0/30/100/10). De 137.5-205 µm (media = 151.3). La pared de la espora está formada por tres capas (L1, L2, L3). La capa, L1 es hialina evanescente de 1-2µm de grosor la cual se degrada formando una capa granular principalmente en esporas maduras acumulándose en la base de la hifa sustentadora. La capa L2: es hialina de 1 µm de grosor. Por último, la capa L3 es laminada y de color amarillo a café de 3-5 µm de grosor. Su germinación es a través de tubos germinativos, que generalmente emergen a través de la pared, pero casi siempre es a través de la hifa de sustentadora. Esta hifa es en forma de embudo, la cuál es característica propia de la especie.

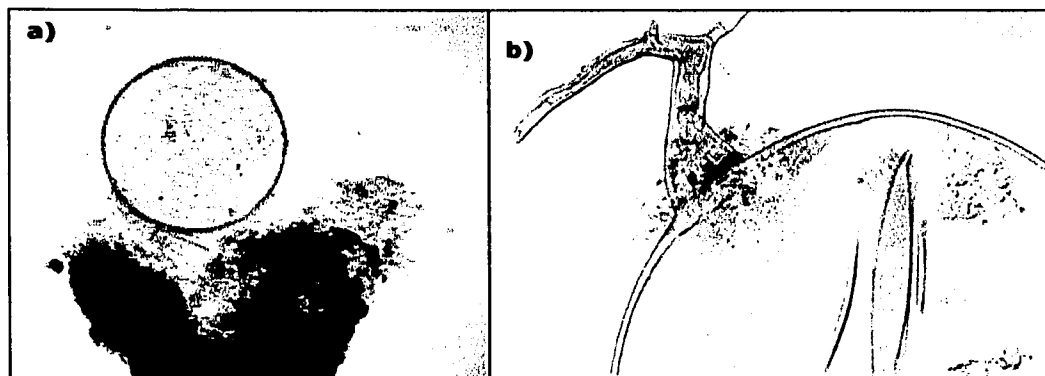


Figura 10. *Glomus mosseae* (a) esporocarpio con una sola espóra, en montaje con PVL, (b) acercamiento de la hifa sustentadora donde se aprecian los restos de la capa granular.

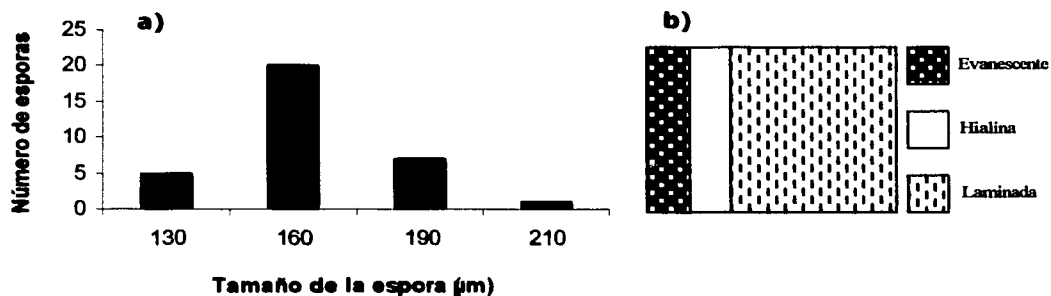


Figura 11. Representación gráfica (a) de la distribución en base al tamaño de *Glomus mosseae*, así como la (b) representación de su respectivo murografo.

Asociación micorrizica: En México esta especie se ha encontrado asociada a *Allium cepa*, *Zea mays*, *Avena fatua*, en policultivo maíz- frijól-calabaza, maíz, frijól, manzano y ciruelo, procedentes del estado de México y Tlaxcala (Varela L. y Trejo D.2001). Y en la rizosfera de árboles de guanábana (*Annona muricata*) en Veracruz y Yucatán. Esta especie coincide con la descripción original.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

***Glomus constrictum* Trappe J.M. Mycotaxon 6:359-366.**

Figura 12. Esporas solitarias, formadas individualmente en el suelo de forma globosa y subglobosas. Las esporas son de color café oscuro a negro. De 150-235 μm (media = 190). La pared de la espora es única y gruesa de color café oscuro, algunas esporas presentan adheridas a esta pared restos de materia orgánica la pared puede medir de 8-14 μm de grosor. La hifa sustentora puede ser en forma de embudo pero la mayoría de las veces esta constriñida desde la base de la espora.

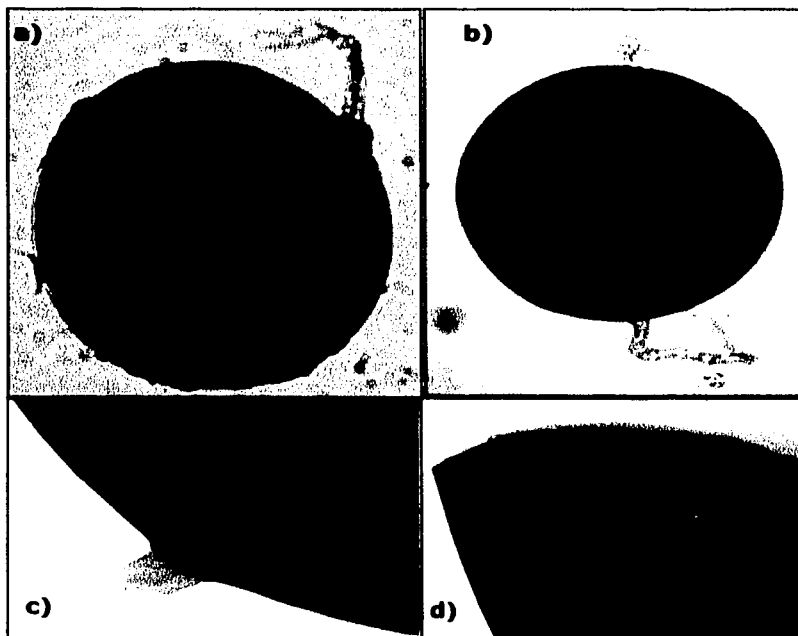


Figura 12. *Glomus constrictum* a) Espora mostrando partículas de materia orgánica adheridas en la pared, (b) Espora con la hifa constreñida, c) Acercamiento de la hifa sustentora, d) Acercamiento de la pared.

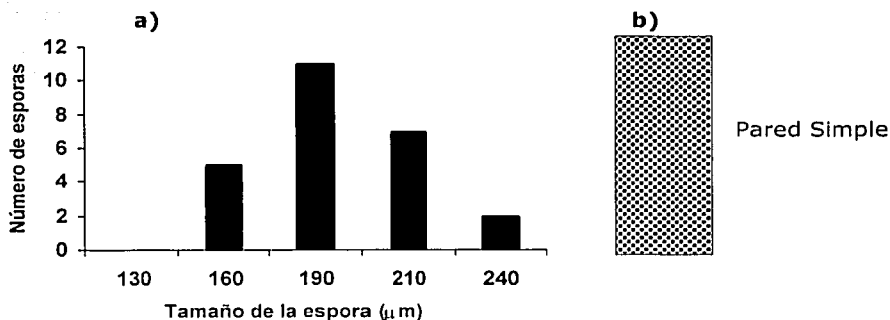


Figura 13. Representación gráfica a) de la distribución en base al tamaño de *Glomus constrictum*, así como b) la representación de su respectivo murografo.

Asociación micorrizica: En México esta especie se ha encontrado asociada a maíz (*Zea mays*), *Persea spp.* en cultivos agrícolas asociados a coco procedentes de los estados de Chiapas, Hidalgo, Tabasco. (Varela L. y Trejo D.2001). Y en la rizosfera de árboles de guanábana (*Annona muricata*) en Veracruz. Esta especie coincide con la descripción original.

***Glomus aggregatum* Schenck y Smith enmend. Koske. Mycologia 77:619-630.**

Figura 14. Esporas formadas en esporocarpos, dentro de las raíces o en el suelo generalmente son pequeñas. Globosas y subglobosas de color amarillo pálido brillante (0/0/10/0) a amarillo-café (20/40/70/10). De 45-65 µm (media = 54.3) La pared de la espora es una pared simple laminada de 2-3 µm.

Asociación Micorrizica: En México esta especie se ha encontrado asociada a *Citrus sinensis*, además de haber sido encontrada en la rizosfera de Maíz (Benítez et al., 2000) y en la rizosfera de árboles de guanábana (*Annona muricata*) en Veracruz.

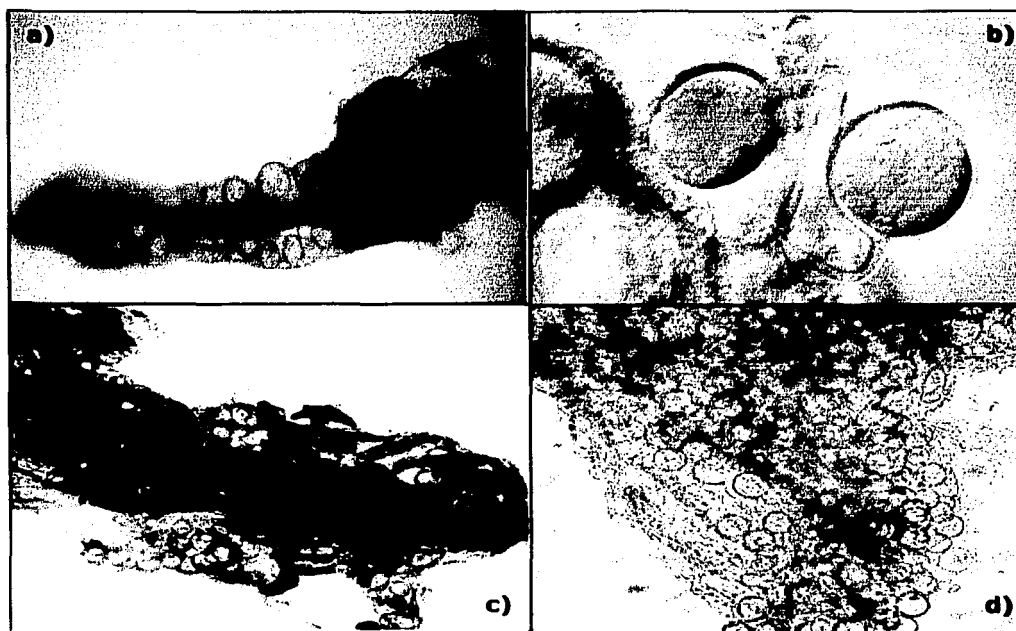


Figura 14. *Glomus aggregatum*, a) Esporas dentro de la raíz, b) Acercamiento de una espora para observar su pared, c) Esporocarpio con restos de raíz, d) Esporocarpio en raíz.

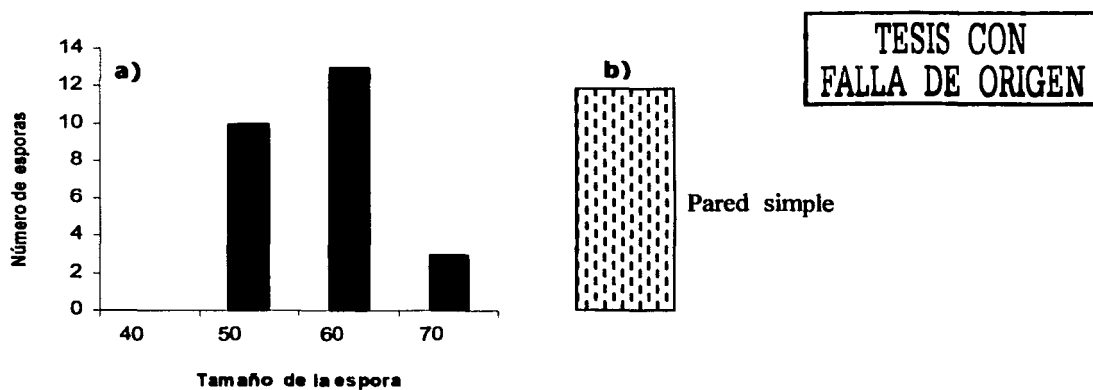


Figura 15. Representación gráfica a) de la distribución en base al tamaño de *G. aggregatum*. Así como la b) representación de su respectivo murografo.

***Glomus coremioides* (Berkeley y Broome) Redecker y Morton.
Mycologia Memoir No.5. 76pp. (anteriormente *Sclerocystis coremioides*)**

Figura 16. Esta especie se encuentra solamente en esporocarpos color café obscuro (60/80/100/10) con peridio en color café. Las esporas se encuentran en forma radial y el peridio se desprende del esporocarpo cuando este se parte. El esporocarpo es globoso o subgloboso y mide aproximadamente 450 μm el peridio mide 30 μm . Las esporas son de color café de forma ovoide a elipsoide 50 - 80 μm . Presentan una sola pared delgada de aproximadamente 4 μm .

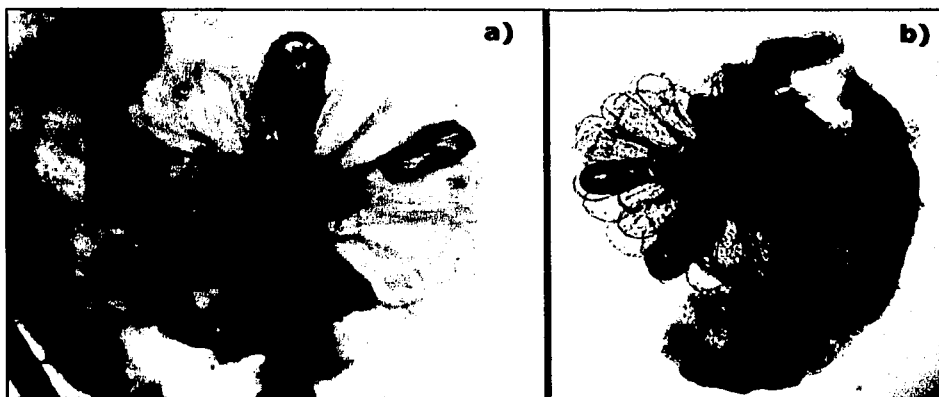


Figura 16. *Glomus coremioides*. a) Esporocarpo con restos del peridio, b) Esporocarpo con peridio más completo.

Asociación micorrízica: En México esta especie se encuentra asociada a Maíz (*Zea mays*), en un cultivo agrícola asociado a árboles de café del estado de Veracruz. (Varela L. y Trejo D.2001). Y en la rizosfera de los árboles de guanábana (*Annona muricata*). Esta especie coincide con la descripción original.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

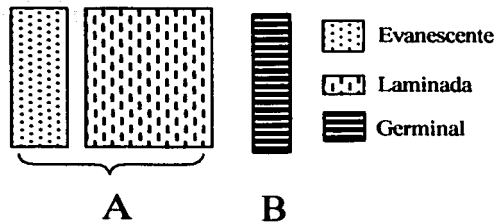


Figura 18. Representación gráfica del murografo de *Scutellospora sp.*

***Glomus aff. microcarpum* Tulasne y Tulasne Mycologia 76: 190-193.**

Figura 19. Esta especie se encuentra en esporocarpos con peridio de color café formando agregados de 20-25 esporas. Las esporas son globosas, subglobosas y ovoides, son de color amarillo (0/0/40/0) a amarillo-café (20/40/100/10). De 25-50 μm (media= 42.5). La pared esta compuesta por dos capas, divididas en un solo grupo. El grupo A esta compuesto por una capa evanescente, y una pared gruesa laminada de 5 μm , de color amarillo brillante, en la pared externa de adhieren restos de materia orgánica.

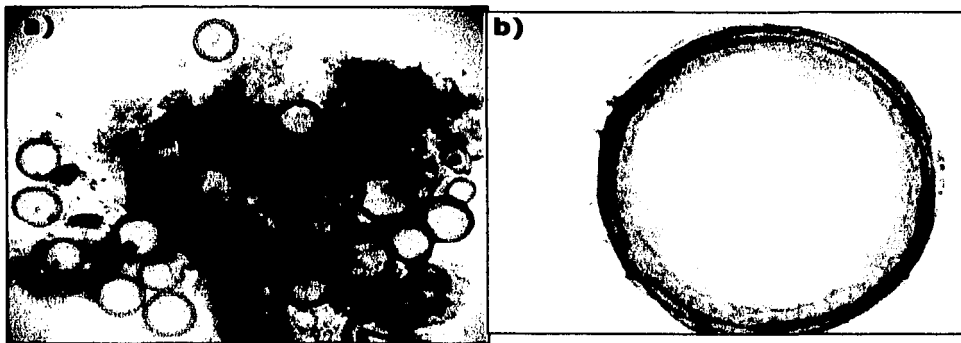


Figura 19. *Glomus aff. microcarpum*. a) Esporocarpo con peridio, b) Acercamiento de una espora, donde se observa la hifa sustentadora y la pared de la espora.

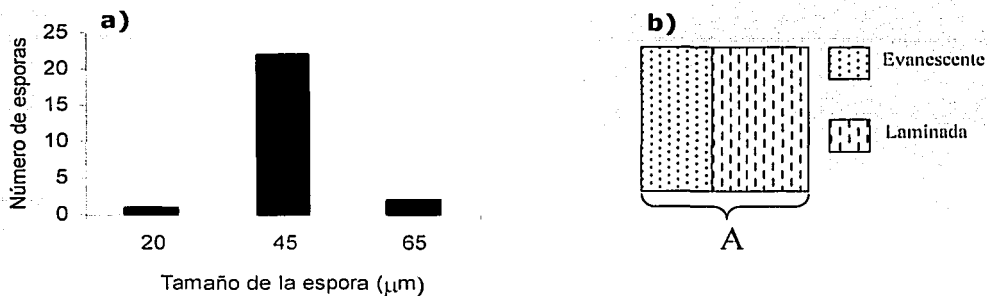


Figura 20. Representación gráfica, a) de la distribución en base al tamaño de *Glomus aff. microcarpum*, así como la b) representación de su respectivo murografo.

En el estado de Yucatán se identificaron las siguientes especies:

Glomus sp

Figura 21. Esta especie se encuentra en forma de esporocarpo laxo en racimos de 8 a 20 esporas y dentro de raíces. Las esporas son globosas y subglobosas color amarillo claro (0/10/30/10) a café-amarillento(0/30/100/10).La pared de la espora esta dividida en dos grupos. El grupo A esta formado por una capa hialina evanescente que usualmente se degrada y desprende cuando las esporas maduran, una capa unitaria y una capa laminada. Y un grupo B el cuál esta formado por una capa laminada y una capa germinal.

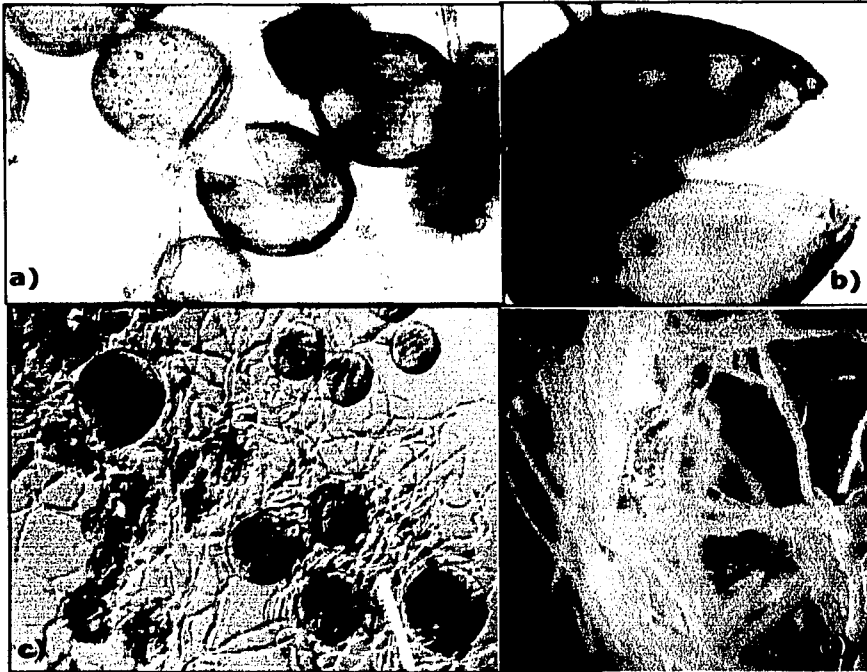


Figura 21. *Glomus spp.* a) Esporocarpio, b) Espora rota para observar las capas de la pared, c) Esporocarpio, d) Micelio y esporas en cultivo monoxénico.

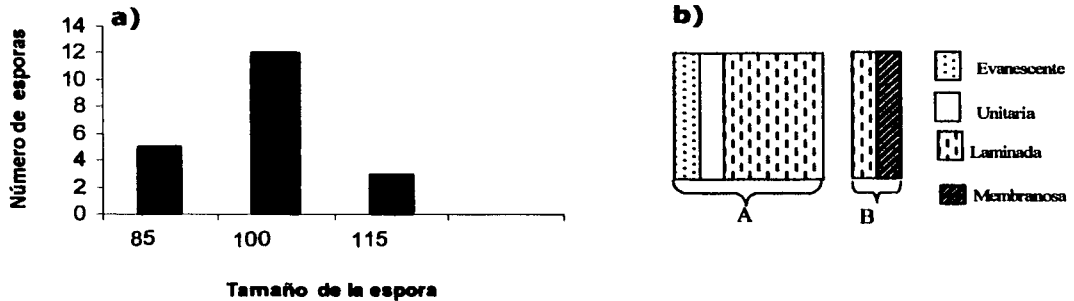


Figura 22. Representación gráfica, a) de la distribución en base al tamaño de *Glomus spp.*, así como la b) representación de su respectivo murografo.

***Glomus sinuosum* (Gerd. y Bakshi) Almeida y Schenck
(Anteriormente *Sclerocystis sinuosum*)**

Figura 23. Esta especie se encuentra en esporocarpos de forma globosa de color café obscuro (20/60/100/10) de 325 μm . Las esporas están envueltas por un peridio muy denso el cuál esta formado por hifas de color café, de 20 μm de ancho, las esporas están arregladas alrededor de un plexo central de color naranja las esporas son de forma ovoide o elíptica de 95 - 100 μm , presenta una sola pared laminada de 6-10 μm . La hifa sustentora tiene forma de embudo y mide 10 μm .



Figura 23. *Glomus sinuosum*. a) Esporocarpo, b) parte de un esporocarpo mostrando algunas esporas.

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

***Glomus mosseae* (Nicolson, y Gerdemann) Mycologia Memoir No. 76.**

Figura 24. Esporas globosas y subglobosas, solitarias o formando esporocarpos de hasta 4 esporas las cuales estan envueltas por un peridio formado por hifas entretrejidas de color café dando un aspecto algodonoso. Las esporas son de color amarillo (0/0/100/0) a café-naranja de (0/30/100/10). De 137.5-205 μ m (media = 151.3). La pared de la espóra esta formada por tres capas (L1, L2, L3). La capa, L1 es hialina mucilagínosa de 1-2 μ m de grosor la cual se degrada formando una capa granular principalmente en esporas maduras acumulándose en la base de la hifa sustentora. La capa L2: es hialina de 1 μ m de grosor. Por último, la capa L3 es laminada y de color amarillo a café de 3-5 μ m de grosor. Su germinación es a través de tubos germinativos, que generalmente emergen a través de la pared, pero casi siempre es a través de la hifa de sustentora. Esta hifa es en forma de embudo, la cuál es característica propia de la especie.

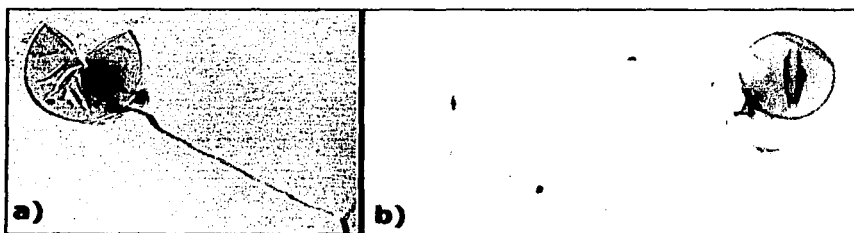


Figura 24. *Glomus mosseae*. a) Espora con hifa en germinación, b) Espora germinando a través de la hifa sustentora dando origen a otra espóra.

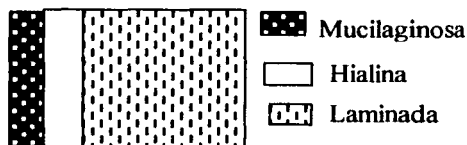


Figura 25. Representación gráfica del murografo de *Glomus mosseae*.

Todas las especies identificadas tanto de Veracruz como de Yucatán se encuentran depositadas en el herbario de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, IPN (ENCB).

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

VII. CONCLUSIONES

1. Para el estado de Veracruz los géneros que predominaron en los huertos de guanábana estuvo comprendida por los siguientes géneros *Glomus* (seis especies) *Acaulospora* (una especie) y *Scutellospora* sp.
2. La mayor diversidad de especies de hongos micorrizicos arbusculares encontrados para el Estado de Veracruz se puede atribuir a su clima tropical-húmedo y al tipo y profundidad del suelo. En la zona se encuentran tres especies muy frecuentes *Glomus constrictum*, *Glomus coremioides* (anteriormente *Sclerocystis*) y *Glomus clavisporum*. (anteriormente *Sclerocystis*).
3. Las especies identificadas para Veracruz son: *Acaulospora delicata*, *Glomus aggregatum*, *Glomus constrictum*, *Glomus mosseae*, *Glomus aff microcarpum*, *Glomus coremioides*, *Glomus clavisporum* y *Scutellospora* sp.
4. El género que predominó en los huertos de guanábana para el estado de Yucatán fue: *Glomus* con tres especies. Una de ellas se está propagando en cultivo monoxénico en raíces transformadas de zanahoria, con el fin de tener más datos para saber si se trata de una nueva especie.
5. Las especies identificadas para Yucatán son: *Glomus sinuosum*, *Glomus mosseae* y *Glomus spp.*
6. Los hongos micorrizicos arbusculares nativos encontrados en Veracruz y Yucatán formaran parte de una colección de ejemplares para el laboratorio de micorrizas del Área de Microbiología, IRENAT

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

VIII. LITERATURA CITADA

- **Abbot, L. K.** y Robson, A. D. 1978. Growth of subterranean clover in relation to the formation of endomycorrhizas by introduced and indigenous fungi in a field soil. *New Phytol.* 81: 575-585.
- **Abbot, L. K.** y Robson, A.D. 1991. Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizas. *Agriculture Ecosystems and Environment.* 35:121-150.
- **Alarcón, A.** y Ferrera-Cerrato, R. 1999. Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. *Terra* 17: 179-191.
- **Azcón- Aguilar, C.,** Barea J.M. Azcón, R., y Díaz-Rodríguez, R.M, 1986. assessment of field situations for the feasibility of vesicular-arbuscular mycorrhizal inoculation using a forage legume as test plant. *Agric. Ecosyst environ.* 15: 241-252.
- **Azcón-Aguilar, C.** y Barea, J.M. 1997. Aplying mycorrhiza biotechnology to horticulture significance and potentials. *Scientia Hort.* 68:1-24.
- **Barredo, P. F.** Varela, L., Arce Montoya M. y Orellana R. 1996. Estudio de la asociación micorrízica en dos cactáceas nativas del estado de Yucatán. I Symposium Nacional de la simbiosis micorrízica. Xalapa, Ver., México, Pp.10.
- **Baylis, G. T. S.** 1975. The magnoloid mycorrhiza and mycotrophy in root systems derived from it. *In: F.E. Sanders, B. Mosse y P.B. Tinker (eds.) Endomycorrhizas.* Academic Press. London.

- **Benitez, J.M;** R. Ferrera-Cerrato , A. Alarcón y F. Cárdenas:2000. Colonización y dependencia micorrízica de teocintle y 25 razas de Maíz de México Inoculadas con *Glomus aggregatum*. Reunión Iberoamericana y III Simposio Nacional Sobre Simbiosis Micorrízica. Guanajuato, Guanajuato, México. Pp 40.
- **Berch, S. M.** 1986. Endogonaceae: taxonomy, specificity, fossil record, phylogeny. *Frontiers Applied Microbiology* 2:161-188.
- **Bolan, N.S.** 1991. A critical review on the role of micorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. *Plant and soil* 134:189-207.
- **Bonfante-Fasolo, P.** 1984. Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. In: VA Mycorrhiza CRC press, Boca Ratón, FL. Pp: 6-29.
- **Bonfante-Fasolo, P.** 1987. Vesicular-arbuscular mycorrhizae: Fungus-plant interactions at the cellular level. *Symbiosis* 3: 249-268.
- **Brundett, M.C.,** N. Bougher, D. Bernie, T. Grove & N. Malajczuk.1996. Working with Micorrhizas In forestry and agriculture.Monografía ACIAR 32, Camberra Australia.pp. 141-156.
- **D.G.E.T.A.** 1981. Guía de planeación y control de las actividades frutícolas. SEP. Fondo de Cultura Económica.
- **Declerck, S.,** S. Granenbrouck., Y. Dalpé., S. Seguin., A. Grandmougin-Ferjani., J. Fontaine y M. Sancholle, 2000. *Glomus proliferum sp.nov.*; a description based on morphological, biochemical, molecular and monoxenic cultivation data. *Mycologia* 92:1178-1187.

- **Carrillo Sánchez L.,** Varela L., Barredo Pool F., Arce Montoya M. y Orellana R. 1996. Estudio de la asociación micorrízica de tres palmas nativas de la Península de Yucatán. I Symposium Nacional de la Simbiosis Micorrízica. Xalapa, Ver., México. Pp. 8.
- **Chamizo-Checa A.;** Varela L.; Estrada-Torres A. y Montesinos Y. 1996. Abundancia y composición de especies de hongos micorrízicos arbusculares en un sistema de policultivo. I Symposium Nacional de la Simbiosis Micorrízica. Xalapa, Ver. México. Pp 3.
- **Delorenzini, C.** 1982. Effect of vesicular- arbuscular mycorrhiza inoculation in soil with different phosphorous content. *Revista Latinoamericana de Microbiol.* 24 : 89-92
- **Douds Jr., D.D.** and P.D. Millner. 1999. Biodiversity of mycorrhizal fungi in agroecosystems. *Agric. Ecosystems and Environment.* 74 :77-93.
- **Gerdemann, J.W. y Nicolson, T. H.** 1963. "Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting", *Trans Brit. Mycol. Soc.*, vol .46 págs 235-244.
- **Gerdemann, J. W.** y Trappe, J. M. 1974. The Endogonaceae in the pacific northwest. *Mycol. Mem.* 5.
- **Gianinazzi, S.** Trouvelot, A., y Gianinazzi-Pearson, V. 1989. Conceptual approaches for the rational use of VA endomycorrhizae in agriculture : possibilities and limitations. *Agr. Ecosyst. Environ.* 29 : 153-161.

- **Gianinazzi-Pearson, V.** 1991. development et expression del 'association Gendomycorrhizienne chez le blé. I. Mise en evidense d'un effct variétal. Amm. Amélior Plantes 30: 67-68.
- **González - Chavéz, C.,** Ferrera-Cerrato, R y Pérez-Moreno, J. 1998. Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura. Colegio de Postgraduados. México. Pp. 130.
- **González- Chavez, C.,** Ferrera-Cerrato, R. y Sieverding E. 1990. The Taxonomy of VA Mycorrhizal fungi in a Sustainable Agroecosystem in the Humid Tropics of México. Abstracts Eighth North American Conference on Mycorrhizae. Jackson, Wyoming. Pp.121.
- **Graham, J.H.** 1986. Citrus micorrhizal Potential benefits and interactions with pathogens. HortSc. 21:1302-1306.
- **Hudson, H.** 1986 Fungi as mutualistic symbionts in endomycorrhizas. In. Fungal biology "Contemporary Biology",. Edit. The Chauser Press. Gran Bretaña. Pp. 215-226.
- **Jabali-Hare, S.,** Deschene, A., y Kendrick, B. 1984. Lipid content and composition of vesicles of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus. Mycologia 76: 1024-1030.
- **Jaen , C.D.** 1989. Ecología de los hongos endomicorrízicos V-A en la producción agrícola. En curso precongreso "Ecología de la raíz". Sociedad Mexicana de Fitopatología. C.P. Montecillo, México. pp. 22-56.

- **Jaen, C.D.** y R.Ferrera-Cerrato Manual de métodos para la investigación y aplicación de los hongos endomicorrízicos en laboratorio y campo. Ecología de la raíz. Sociedad Mexicana de Fitopatología. Colegio de Postgraduados. México. pp. 130-175.
- **Jaen, C. D.** y R. Ferrera-Cerrato. 1989. Respuesta micotrófica de Guanábana (*Annona muricata*) y Chirimoya (*Annona cherimola*) a la inoculación con hongos endomicorrízicos en vivero. In: Memorias del XXII Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo. Montecillo, México. p. 150.
- **Jaizme, V. M. C.** 1992. Potencialidad de las Micorrizas Vesículo-Arbusculares en Cultivos Tropicales de Interés en las Islas Canarias. Tesis Doctoral. Facultad de Biología. Universidad de la Laguna, España. p. 198
- **INVAM.**, <http://invam.caf.wvu.edu>
- **Kelly, A.P.** 1990. Mycotrophy in plants. Lectures on the Biology of mycorrhizae and related structures. Bishen Singh Mahendra. Pal Singh 23 - A, Connaught Place, Dhra Dun. p. 11-167.
- **Maia, L;** C. J. W. Kimbrough y G. Benny, 1993. Ultrastructural studies of the spore wall of *Gigaspora albida*(Glomales). *Mycologia* 85:883-889.
- **Menge, J.A., H. Lembright** and **E.L.V. Johnson.** 1977. Utilization of micorrhizal fungi in citrus nurseries.Proc. Int. Soc. Citriculture. 1:129-132.
- **Molina, Solórzano M.;** Díaz Aldama G. y Carreón Abud Y. 1996. Detección y Aislamiento de micorrizas arbusculares, asociadas al cultivo de *Vicia sativa* L, en los suelos agrícolas del estado de Michoacán. I Symposium Nacional de la Simbiosis Micorrízica. Xalapa, Ver. México. Pág. 4.

- **Morton, J.B.**, 1986. Tree new species of *Acaulospora* (Endogonaceae) from high aluminium, low pH soils in West Virginia. *Mycologia* 78: 641-648.
- **Morton, J.B.** y G.E. Benny 1990. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): A new order, Glomales, Two new suborder, Glominae and Gigasporinae; and two new families, Acaulosporaceae, with an emendation of Glomaceae. *Mycotaxon* 37: 471-490
- **Morton, J. B.** y S. P. 1994. Levels of diversity in endomycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycetes) and their role in defining taxonomic and non taxonomic groups. *Plant and Soil* 159:47-59.
- **Morton, J.B.** y D.J. Redecker, 2001. Two new families of glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two genera Archaeospora and Paraglomus, based on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia* 93: 181-195.
- **Mosse, B.**, y Hayman, D. S. 1971. Plant response to vesicular-arbuscular mycorrhiza. II. In: unsterilized field soils. *New Phytol.* 70. 29-34.
- **Olmos, G.** 1982. Cultivos. SARH. México, D.F.
- **Phillips, D.A.** y Tsai, S.M. 1990. Flavonoides as plant signals to rhizosphere microbes. 8th. NACOM. Abstracts. Wyoming, USA. 238 p.
- **Powell, C. L.** 1982. Selection of efficient VA mycorrhizal fungi. *Plant Soil.* 68:3-9.

ESTA TESIS NO SALE
DE LA BIBLIOTECA

- **Reyes—Solís M. G.** y Ferrera-Cerrato R. 1993. Relación simbiótica de la micorriza vesículo - arbuscular con el estrato arbustivo y herbáceo del bosque de zoquiapan, México. *Rev. Lat - amer. Microbiol.* 35: 51-58.
- **Sanders, I., R. T.** Koide y D. L. Shumway. 1999. Diversity and structure in natural communities: The role of the mycorrhizal symbiosis. *In: Varma, A. & B. Hock (eds.) Mycorrhiza: Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology*, second edition, Springer-Verlag, Heidelberg.
- **Schenck, y Perez.** 1990. Manual for the Identification of VA Mycorrhizal Fungi. Published by Synergistic Publications, Gainesville, USA.
- **Schüßler, A.;** D. Schwarzott and C. Walker. 2001 A new fungal phylum, the *Glomeromycota* phylogeny and evolution phylogeny and evolution. *Mycol. Res.* 105:1413-1421.
- **Sieverding, E.** 1991. Vesicular arbuscular mycorrhiza mangement in Tropical Agrosystems. GTZ. Federal Republic of Germany.
- **Sharma, S.K.,** Sharma, G.D. y Mishra, R.R. 1986. Status of mycorrhizae in subtropical forest ecosystem of Meghalaya. *Acta Botánica Indica.* 14: 87-92.
- **Smith , S.E.** y Gianinazzi-Pearson, V. 1988. Physiological Interactions between symbionts in vesicular-arbuscular mycorrhizal plants. *Ann Rev. Plant. Physiol.* 39: 221-244.
- **Smith, S.E.** y Smith, F.A. 1990. Structure and function of the Interfaces in biotrophic symbioses as they to nutrient transport. *New phytol* 114: 1-38

- **Smith, S.E.** y Read, D.J. 1997. Mycorrhizal Symbiosis. Editorial Academic Press.
- **Spain, J.L.,E.** Sieverding y N.C. Schenck, 1989. *Gigapora ramisporophora*: a new species with novel sporophores from Brazil. *Mycotaxon* 34:667-677.
- **Stürmer S. L.** y J. B. Morton,1997. Developmental patterns defining morphological characters in spores of four species in *Glomus*. *Mycologia* 89:72-81.
- **Sylvia, D. M.,** y Burks, J. N. 1988. Selection of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus for practical inoculation of *Uniola paniculata*. *Mycologia*. 80: 565-568.
- **Varela, F. L.** Quiñónez, E. Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. 2000. Hongos Micorrizógenos Arbusculares de Suelos Contaminados con Hidrocarburos. Resúmenes de la Reunión Iberoamericana y III Simposio Nacional sobre Simbiosis Micorrízica. pp. 54.
- **Varela, F. L.** y Trejo, A.D. 2001. Los Hongos Micorrizógenos Arbusculares como componentes de la Biodiversidad del Suelo en México. *Acta Zoológica Mexicana*. Número Especial # 1.
- **Vázquez, A. A.** y Bautista, A. N. 1993. Guía para Interpretar el Análisis Químico del Suelo y Agua. Universidad Autónoma Chapingo. Departamento de Suelos, Chapingo, México.
- **Walker, C.,** 1983. Taxonomic concepts in the Endogonaceae: spore wall characteristics in species descriptions. *Mycotaxon* 18: 443-455.

- **Walker, C.**, 1986. Taxonomic concepts in the Endogonaceae. II. A fifth morphological wall type in endogonaceous spores. *Mycotaxon* 25: 95-99.
- **Walker C. Sanders FE** (1986) Taxonomic concepts in the Endogonaceae:III. The separation of *Scutellospora* gen nov from *Gigaspora* Gerd and Trappe. *Mycotaxon* 27, 169-182
- **Wilcox, H.G** 1990. Mycorrhizae. *In: Plant Roots. The Hidden Half.* Yoav Waisel, Amram Eshel and Uzi Kafkafi (Eds.) New York, U.S.A. 948 p.
- **Zulueta, R. R.**, Escalona, A.M.A., Trejo, A.D. 1998. Avances de la Investigación Micorrízica en México. Universidad Veracruzana.

G L O S A R I O

Arbúsculo: Hifas de tipo arbóreo, que forman los hongos micorrízicos dentro de las células corticales de la raíz de la planta asociada. Son sitios de intercambio nutrimental entre el hongo simbiote y la planta hospedante.

Células auxiliares: Estructuras que se encuentran en el suelo y que solo las producen dos géneros de los hongos micorrízicos arbusculares.

Clamidospora: Espora de origen asexual, recubierta por una pared celular recia que funciona como espora de resistencia o latencia.

Espora: Estructura de resistencia y propagación ; presencia de una pared compuesta en ocasiones por varias capas y contienen lípidos. Las esporas al germinar dan un nuevo individuo,

Esporocarpo: Cuerpo fructífero portador de esporas, las esporas se forman como un conglomerado de esporas casi siempre envueltas por un peridio.

Filogenia: Ordenación de las especies en taxones superiores y construcción de árboles evolutivos basados en relaciones evolutivas.

Hifa sustentora: Estructura presente en las esporas, dependiendo de la forma de esta estructura delimitan el género en los hongos micorrízicos arbusculares.

Peridio: Estructura presente en los esporocarpos, capa exterior que envuelve a las esporas este puede estar formado por hifas muy delgadas o por un material orgánico.

Rizosfera: Zona alrededor de las raíces donde se estimula el crecimiento de varios tipos de microorganismos.

Vesícula: Abultamientos intercalados dentro de la hifa, pueden ser intracelulares o intercelulares son sitios donde se acumulan lípidos como material de reserva.