

50322

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO S

---

---

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
ZARAGOZA

“INOCULACIÓN MICORRÍCICA DE PROSOPIS LAEVIGATA L  
MEXQUITE  
EN CONDICIONES DE INVERNADERO Y SU EFECTO AL  
TRANSPLANTE A CONDICIONES DE CAMPO.

T E S I S  
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:  
**B I O L O G O**

P R E S E N T A :  
**EDNA ALICIA BARRAGÁN VALDEZ**

DIRECTOR:  
ROSALVA GARCÍA SÁNCHEZ

PROYECTO APOYADO POR EL PROGRAMA  
PAPIIT IN-212598

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

MEXICO 2003

A



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**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.



*No es posible que los problemas del mundo sean resueltos por escépticos o por pesimistas, cuyos horizontes están limitados por las obvias realidades. Necesitamos hombres que puedan soñar cosas que nunca hayan sucedido y que se pregunten...*

*¿Por qué no?*

*Spencer W. Kimball*

### **Dedicado A:**

*Mi Mamá (Lily)*

*Con muchísimo amor por ser la mujer más valiente que conozco.*

*A mi Hermana (Anita)*

*Por compartir con migo bastantes años de mi vida*

*Mis Tíos*

*Marylu, Joel, Lola*

*Mis Primos*

*Orlando, Joel, Ursula, Roxana, Hugo, Mauricio, Linda y Augusto*



*Kelma Alicia Barragán Keller*



*Mi Abuelita  
Elpidia Espinoza*

*Mi Tia  
Paty, y especialmente para ella porque  
se que me mira desde otro lugar, algún día nos  
volveremos a ver y seremos muy felices como Familia.*



TESIS CON  
FALSA DE ORIGEN

C

*Edna Alicia Barroeta Talleda*



*Me harían falta más de 100 páginas para escribir realmente lo que siento, y para mencionar a todas y cada una de las personas a las que quiero que agradecer, desafortunadamente tengo que ser súper breve, así que ...*

## **Agradezco**

*A Dios:*

*Por crear este maravilloso mundo en el que estamos y porque me preservo para estar en este tiempo y tener acceso a este conocimiento. Por que permite vivir cada día y aprender algo nuevo diario.*

*A mi Madre:*

*Por cuidarme todo este tiempo, por apoyarme en todos los aspectos y sobre todo por soportar mi mal carácter y mis desesperaciones, por los consejos que me da, por que es mi mejor amiga, ya tienes el cielo ganado (pero sigue portándote bien). Te quiero mucho mamita.*

*A mi Hermana:*

*Por quererme tanto a pesar de cómo la trato a la pobre, por la fe que tiene en mí, por su paciencia, por ser mi compañera y amiga desde bebé, por sacarme de la cuna cuando estaba prisionera, porque siempre me ofrece su ayuda cuando estoy desesperada y siempre me sonsaca para jugar hasta tarde, y ya porque si no se la cree, también a ti te quiero mucho.*

*A Shyrim, César y Yolanda:*

*Por su compañía desde el inicio de esta carrera, por sacarme del laboratorio cuando menos lo necesitaba, por ayudarme a salir adelante, por ser mis amigos más cercanos, porque realmente fueron como hermanitos para mí, en fin no saben cuanto los quiero, aunque me hagan enojar y sufrir mucho los tres.*



0

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

*Edna Alicia Barmayn Villeda*



*A Roberto Tufiño:*

Por darme las bases para este trabajo, por enseñarme a hacer una buena búsqueda bibliográfica, por hacerme participe de algunas confidencias, sin ti no hubiera hecho absolutamente nada de esto.

*A mis Amigotes:*

Alejandro, mi muy querida Paty, Mario, Miriam, Osvaldo, Angie, Israel C. Azucena, Alfredo, Edith, Juan N, Gaby O, Gustavo, Isis, Marco, Ma. Elena, José, Bety, Israel M, Hilda, Juan P, Kocio, Juan E, Claudia. Todos ustedes han formado parte importante en mi vida, gracias por darme ánimos cuando lo necesite y por compartir varios momentos especiales de mi vida y sobre todo gracias por su verdadera y desinteresada amistad.

*A los Profesores:*

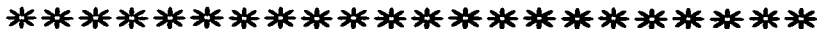
Margarita Hernández, Luis Isaac, Miki Otani, Manuel Rico, Eloisa Guerra, David Organista, Esther Amador, Armando Cervantes, Carmen Salgado, Arcadio Monroy, Balbina Vázquez, Ramiro Ríos, Rosalva García, porque todos y cada uno de ellos me ayudaron a descubrir lo interesante que es esta carrera, me ayudaron a ampliar mi curiosidad sobre varias de las áreas de la Biología, me dieron las bases para poder llevar a cabo una investigación, en fin les agradezco por la preocupación que tienen en que los alumnos aprendan y comprendan las cosas y por el amor que le tienen a su trabajo.

*A los Sinodales y Revisores:*

M. en C. Manuel Rico Bernal, M. en C. Rosalva García Sánchez, Dr. Arcadio Monroy Ata, M. en C. María de Jesús Sánchez Colín, Biól. Balbina Vázquez Benítez, Eduardo Chimal, César Guerrero Guerra, Ayerim G. López Hernández, Israel Cárdenas, por sus oportunas observaciones, por las aportaciones y sugerencias a este trabajo.

*También agradezco a:*

Sergio Álvarez Mancilla, por los trabajos de edición e impresión, UNAM, FES- Zaragoza, PAPIT-DGAPA, Universum, por el placer de emplear sus instalaciones y sus recursos en algo productivo.



E

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

	<b>Índice</b>	
Índice		1
Índice de cuadros, mapas, figuras y gráficas		3
Resumen		5
Introducción		6
Zonas Áridas		8
Características		9
Vegetación		10
Importancia		11
Recuperación		12
Prosopis laevigata L.		13
Características morfológicas		14
Usos		15
Importancia y Problemática		17
Micorrizas		19
Tipos de micorriza		20
El papel de las micorrizas en las zonas áridas.		22
Zona de estudio		24
Hipótesis		25
Objetivos		25
Método		26
Fase Invernadero		26
Fase Campo		28

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

---

Fase Laboratorio y Gabinete	29
Resultados	32
Fase Invernadero	32
Germinación de semillas	32
Crecimiento	32
Porcentaje de colonización	39
Fase Campo	43
Fase Laboratorio y Gabinete	47
Discusión	48
Crecimiento	48
Porcentaje de Colonización	49
Hongos micorrízicos	52
Conclusiones	56
Literatura Citada	57
Apéndice	i
Anexos	i

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN



**Índice de Cuadros, Mapas, Figuras y Gráficas**

<b>Cuadro 1:</b> Usos que tiene Mezquite	16
<b>Cuadro 2:</b> Crecimiento promedio en plantas inoculadas y plantas testigo	33
<b>Cuadro 3:</b> Relación raíz/vástago en plantas de ambos tratamientos	35
<b>Cuadro 4:</b> Velocidad de crecimiento de ambos tratamientos	38
<b>Cuadro 5:</b> Porcentaje de colonización micorrizica total	39
<b>Cuadro 6:</b> Porcentaje de colonización fraccionada de las plantas inoculadas	40
<b>Cuadro 7:</b> Velocidad de colonización	41
<b>Cuadro 8:</b> Número de esporas presentes en las unidades experimentales	42
<b>Cuadro 9:</b> Supervivencia de plantas en campo	43
<b>Cuadro 10:</b> Crecimiento de plantas al año del trasplante	44
<b>Cuadro 11:</b> Porcentaje de inoculación al trasplante y un año del mismo	46
<b>Cuadro 12:</b> Generos de HMA encontrados en las unidades experimentales de <i>Prosopis laevigata</i>	47
<b>Mapa 1.</b> Zonas áridas y semiáridas de México	8
<b>Mapa 2.</b> Distribución de <i>Prosopis laevigata</i> en México	13
<b>Mapa 3.</b> Localización de Santiago de Anaya	24

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

<b>Figura 1:</b> Arbol de Mezquite ( <i>Prosopis laevigata</i> )	14
<b>Figura 2:</b> Hojas y frutos de mezquite	15
<b>Figura 3:</b> Tipos de micorrizas	20
<b>Figura 4:</b> Invernadero de FES-Zaragoza	24
<b>Figura 5:</b> Unidad Experimental	27
<b>Figura 6:</b> Diseño de parcelas para trasplante en campo	28
<b>Figura 7:</b> Lamina preparada	30
<b>Figura 8:</b> Placa de esporas preparada	31
<b>Figura 9:</b> Comparación entre las plantas de ambos tratamientos	33
<b>Figura 10:</b> Raíces de plantas de ambos tratamientos	36
<b>Figura 11:</b> Raíces de <i>Prosopis laevigata</i> mostrando colonización por HMA.	40
<b>Figura 12:</b> Plantas inoculadas al mes del trasplante y al año del mismo	45
<b>Gráfica 1:</b> Altura del vástago de Mezquite.	34
<b>Gráfica 2:</b> Longitud de raíz total de las plantas de ambos tratamientos	34
<b>Gráfica 3:</b> Relación raíz/vástago.	35
<b>Gráfica 4:</b> Número de hojas	37
<b>Gráfica 5:</b> Peso fresco de las plantas de mezquite	37
<b>Gráfica 6:</b> Velocidad de crecimiento	38
<b>Gráfica 7:</b> Velocidad de colonización micorrizica en plantas de <i>P. laevigata</i>	41
<b>Gráfica 8:</b> Porcentaje de sobrevivencia de plantas llevadas a campo	44
<b>Gráfica 9:</b> Disminución de altura de las plantas llevadas a campo	46

## Resumen

El conocer los procesos que conducen a una exitosa colonización micorrízica en plantas silvestres es básico para maximizar los beneficios de esta simbiosis en la recuperación de la cubierta vegetal de las zonas semiáridas por ello, el objetivo de este trabajo fue evaluar y describir el proceso de inoculación micorrízica en *Prosopis laevigata*, cultivado en invernadero, durante los 4 primeros meses de vida; para lograrlo se evaluó quincenalmente el porcentaje de colonización de las plántulas con el método de clareo y tinción de raíces; la variación en el número de esporas de hongos micorrizógenos con el método de decantación en húmedo, además de registrar la sobrevivencia y crecimiento de las plántulas. Después de 4 meses las plantas fueron transplantadas a campo y se dio seguimiento a su sobrevivencia y crecimiento durante un año.

El análisis de varianza ANDEVA ( $p \leq 0.05$ ) reveló que las plantas inoculadas tienen mayor crecimiento longitudinal, número de hojas y peso que las plantas no inoculadas. Durante la fase de invernadero se observó que las plantas inoculadas tienden a absorber agua más rápido que las no inoculadas, también se observó que las hojas eran más grandes en las plantas inoculadas. Las plantas inoculadas sobrevivieron en campo en un 83.33%, mientras que las no inoculadas sobrevivieron sólo un 11.66%; las plántulas inoculadas también presentaron un mayor vigor y resistencia al transplante y una alta recuperación al ramoneo; asimismo, las raíces de estas plantas mostraron una mayor extensión, grosor y ramificación en comparación con las plántulas no inoculadas. Los resultados de sobrevivencia indican que las plantas obtenidas de semillas silvestres, micorrizadas con un inóculo nativo, son una alternativa recomendable para favorecer la recuperación de esta población en los matorrales semiáridos de Santiago de Anaya, Hidalgo, además que las plantas micorrizadas tienen un crecimiento y madurez mayor que el de las plantas no micorrizadas.

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

## Introducción

En la República Mexicana una vasta área del territorio (965.887 Km<sup>2</sup>) es considerada como árida o semiárida y en su mayoría no es apta para los cultivos agrícolas (Cavazos, 1997); una de las principales características de los ambientes áridos es la escasez de agua y con ello la baja disponibilidad de los nutrimentos minerales para las plantas. El complejo *Prosopis* se encuentra bien representado en estas zonas y actualmente se le ha dado mayor importancia por sus múltiples usos y por los beneficios que transfiere a los suelos al formar las llamadas islas de fertilidad. Así mismo las micorrizas son especialmente importantes para las plantas en estas zonas debido a que absorben y transfieren fósforo, agua y aumentan la absorción de zinc, magnesio y cobre (Barrows y Roncadori, 1977; Read, 1991). Estos nutrimentos son relativamente inmóviles en el suelo cuando existen condiciones desfavorables, por ejemplo cuando el pH del suelo es alcalino o de naturaleza calcárea provoca que el fósforo inorgánico asimilable por las plantas quede retenido en compuestos insolubles como fosfatos de calcio o magnesio (Bolan, 1991) y por este motivo es común que aparezcan zonas de agotamiento de dichos nutrimentos alrededor de las raíces. El mezquite tiene la capacidad de asociarse con bacterias de la especie del género *Rhizobium* para la fijación de algunos compuestos de nitrógeno, además sus raíces llegan a los mantos freáticos y les permiten tener agua a su disposición, por su parte la red hifal de la micorriza pueden extenderse varios centímetros más allá de las raíces colonizadas, explorando un mayor volumen de suelo, por lo tanto tienen mayor captación de los nutrimentos poco solubles (Le Tacon, 1995; Meras *et al.*, 1998).

A pesar de que se tienen grandes avances en el conocimiento sobre el funcionamiento de la simbiosis y las endomicorrizas, los detalles acerca de la ecología de estos hongos no están bien documentados. Los beneficios de la asociación micorrizica están relacionados con el tiempo de vida de la planta y la extensión de la colonización de sus raíces, con la diferenciación de los hongos y su contribución al crecimiento de la planta y a la agregación del suelo, sin embargo conocer los procesos que conducen a una exitosa colonización será la base para maximizar los beneficios de esta simbiosis y utilizarla como una herramienta en la recuperación de la cubierta vegetal de las zonas áridas y semiáridas (Abbot y Gazey,

1994).

Se han realizado múltiples intentos para generar inoculo a partir de hongos micorrizicos que mejoren el suelo para plantas cultivadas, pero con respecto a plantas silvestres no se ha investigado mucho. Para obtener un inoculo adecuado para plantas silvestres es necesario conocer el grado de infección y potencial de beneficios de inoculación en las plantas de interés, así mismo es necesario conocer las poblaciones de hongos silvestres presentes en los suelos, que puedan favorecer o no la micorrización (Guzmán, 1989); esto es importante, ya que para la recuperación de la cubierta vegetal de las comunidades deterioradas debe considerarse a las especies silvestres, debido a que están mejor adaptadas al ambiente predominante a las condiciones del suelo de la zona (Ferrera, 1993; Vázquez y Batis, 1996; Barragán *et al.*, 2000).

El Valle del Mezquital, una de las zonas áridas del estado de Hidalgo, presenta una problemática particular, ya que es una región muy poblada con gran necesidad de aumentar su producción agropecuaria, a costa del deterioro de los matorrales naturales, por lo que es necesario buscar alternativas que permitan disminuir el impacto sobre las comunidades vegetales y la erosión del suelo, que se proporcionen mejores opciones de manejo de los recursos vegetales y que sean los más adecuados a las características particulares de cada sitio, una forma más viable de generar ingresos a sus habitantes es la de utilizar en forma planeada los recursos vegetales silvestres, para lo cual es necesario favorecer la recuperación de la cubierta vegetal con especies útiles y de importancia ecológica en las comunidades naturales.

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

## Zonas áridas

Las zonas áridas y semiáridas, son aquellas en las que la disponibilidad del agua impone severos contrastes en la actividad biológica (Huenneke y Noble, 1996). Las zonas áridas constituyen uno de los ecosistemas más ampliamente distribuido en nuestro planeta con alrededor del 30% de la superficie terrestre (Mares, 1992; Kigel, 1995); en México las zonas áridas y semiáridas ocupan entre el 50% y 70% del territorio nacional (Mapa 1; Rzedowski, 1968; Rzedowski, 1978; Maldonado, 1993). La distribución de las zonas áridas y semiáridas en México es coincidente con una marginación social, que tiene como causa principal la explotación irracional de los recursos agua, suelo y biota y se presenta en el 53.8% del país, correspondiendo el 0.9% a zonas extremadamente áridas, 19.4% a regiones áridas, 24.9% a semiáridas y 8.8% de márgenes subhúmedos susceptibles a los procesos de desertificación, (Maldonado, 1991).



**Mapa 1.** Zonas áridas y semiáridas de México Escala 1:200  
(las partes marcadas en color café y café claro corresponden a las zonas mencionadas).  
Microsoft, (1998).

**Características de las zonas semiáridas:**

La aridez de una región está determinada por la combinación de factores que actúan a escalas regionales y locales, sin embargo, el 87% de las causas de la desertificación pueden ser adjudicadas al manejo equivocado que el hombre hace de los recursos naturales. La desertificación inicia con la deforestación y continua cuando las actividades productivas no están acompañadas con prácticas de protección y conservación de los recursos, lo que significa que en regiones con vegetación, suelo y agua suficientes para el desarrollo de la flora y la fauna silvestre así como para el desarrollo de actividades productivas, se pueden convertir en desolados desiertos con problemas dramáticos de sequía (Obregón *et al.*, 1999). Actualmente sabemos que en 10 ó 20 años se pierde la misma cantidad de suelos fértiles que anteriormente se perdían en siglos; 100,000 millones de hectáreas en el mundo están erosionadas de manera moderada o severa; nuestro país aporta 100 millones de esas hectáreas (Montaño y Monroy, 2000).

La baja disponibilidad de agua es considerada como el factor más importante que controla y limita los procesos biológicos en los ecosistemas áridos y semiáridos (Smith, *et al.*, 1985), estos ecosistemas, donde la lluvia es escasa e irregular, son el hábitat de especies cuya variedad florística es elevada, como es el caso de las plantas suculentas (cactáceas y agaváceas entre otras). Los suelos de las zonas áridas usualmente están poco desarrollados, las superficies expuestas al viento y al agua en movimiento pueden deslazarlos y remover partículas, la vegetación juega un papel importante en estos ecosistemas, debido a que protege al suelo y limita los procesos de erosión (Huenneke y Noble, 1996), algunos grupos de organismos desérticos juegan papeles críticos en la extracción de agua de rocas y otros minerales superficiales, muchos de los ciclos naturales son mediados por la actividad biológica, como ejemplo la microbiota de la rizosfera (Huenneke y Noble, 1996).

Los ecosistemas áridos son sitios muy diversos con una gran variedad de condiciones ambientales y edáficas que permiten la sobrevivencia de gran número de organismos (Godínez, 1998); el estudio de la flora y fauna de las zonas áridas y semiáridas ha mostrado que son lugares con alta diversidad biológica (Polis, 1991); asimismo, las zonas áridas semiáridas se caracterizan por presentar un alto grado de endemismos es decir, una gran porción de las especies de su fauna y su flora tienen distribuciones geográficas restringidas,

además el número de especies endémicas en las plantas alcanza su nivel más alto en estos ambientes (Rzedowski, 1962).

En nuestro país existen cuatro zonas áridas de importancia: la Sonorense, la Chihuahuense, la Tehuacanense y la Hidalguense que cubren aproximadamente el 60% del territorio nacional y cada uno de ellas presenta características particulares que lo distinguen del resto (Godínez, 1998); a estos biomas se les llama desiertos aunque no lo son en el sentido estricto de la palabra.

El desierto Hidalguense ocupa los estados de Querétaro e Hidalgo, presenta solamente una temporada de lluvias al año que ocurre durante el verano (Valiente, 1991), presenta una topografía accidentada, por lo que su altitud es variable, sin embargo se considera que en promedio es de alrededor de 1500 msnm (Godínez, 1998). La flora del desierto Hidalguense esta considerada como similar a la del desierto Chihuahuense por Rzedowski (1978), una de las especies compartidas por ambos desiertos es el Garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*). Con base en su flora se ha determinado que el desierto Hidalguense es una extensión del desierto Chihuahuense (MacMahon y Wagner, 1985).

En el desierto Hidalguense se presentan 5 regiones: (1) Valle del Mezquital; (2) Barranca de Tolantongo; (3) Barranca de Meztlán; (4) Cuenca del Río Estorax y (5) Valles pequeños alrededor del río Pánuco (Rzedowski, 1968; Rivera y Rivera, 1989).

#### **La vegetación de zonas áridas:**

En la actualidad y como resultado de las actividades de sus habitantes, la vegetación natural de estas zonas se ha fragmentado y está reducida a manchones de diferentes tamaños, la mayoría de las veces de menos de 1 ha, rodeados de campos de cultivo abandonados y frecuentemente atravesados por múltiples caminos. La presencia de áreas abiertas incrementa la aridez, y algunas plantas van siguiendo el curso donde se localiza el agua, por lo que se van formando manchones con vegetación más abundante y diversa que otros (Schlesinger y Jones, 1984).

La producción de biomasa vegetal es moderada para los ecosistemas semiáridos, para los ecosistemas hiperáridos la producción es virtualmente de cero, debido a que la productividad está muy correlacionada con la precipitación total. Estructuralmente la



vegetación semiárida está usualmente compuesta por pastos, (algunos perennes y otros anuales), con la presencia de algunas suculentas y plantas maderables como acacias, mimosas y mezquites (Schlesinger y Jones, 1984).

**Importancia y problemática de las zonas áridas:**

La gran variedad de plantas y animales que vive en las zonas áridas y semiáridas mexicanas pueden proporcionar una infinidad de productos naturales, con alto valor potencial alimenticio, medicinal e industrial, por lo que dichos ecosistemas tienen un papel relevante en el desarrollo de nuestro país; en la actualidad las zonas áridas mexicanas enfrentan un grave problema ambiental, debido al deficiente uso y manejo de sus recursos naturales, producto del desconocimiento existente acerca de los principales procesos ecológicos que ocurren en estas regiones (Godínez, 1998).

México está considerado como uno de los países con mayor megadiversidad biológica; esta diversidad se distribuye también en sus zonas áridas y semiáridas, (incluyendo un gran grupo de endemismos. En estas zonas están asentados alrededor de 25 grupos étnicos y 400 municipios que comprenden 84 millones de hectáreas, 8 millones de ellas transformadas en áreas para la agricultura (Valiente, 1996) y el 90% del resto está deteriorado ecológicamente debido al sobrepastoreo; en las regiones con aridez climática o edáfica, predomina la agricultura de temporal, de subsistencia, que día a día se enfrenta a la baja productividad por problemas como salinización y erosión de los suelos (Velasco, 1991). Por ello la ganadería es la principal actividad económica de los habitantes de estas zonas (Hernández, 1972; García-Moya, 1996); en las últimas décadas, debido al continuo aumento de la población humana, se ha intensificado la explotación, provocando la excesiva extracción de las especies útiles, el sobrepastoreo de los agostaderos y el avance de la frontera agrícola a expensas de la destrucción excesiva de la vegetación y la fauna silvestre, favoreciendo así la desertificación de estas áreas, (Maldonado, 1991; Maldonado, 1993; Velasco, 1991). El aumento de ganado provoca condiciones de sobrepastoreo, lo que influye en la baja regeneración vegetal; las prácticas agrícolas tradicionales han empobrecido tanto a los suelos que los rendimientos productivos disminuyen en forma drástica lo que obliga a cambiar este sistema de producción por las actividades pecuarias

que empobrecen el suelo igual o hasta más que las actividades agrícola; las prácticas impropias provocan la grave pérdida del suelo (Maldonado, 1991)

#### **Regeneración de las zonas semiáridas:**

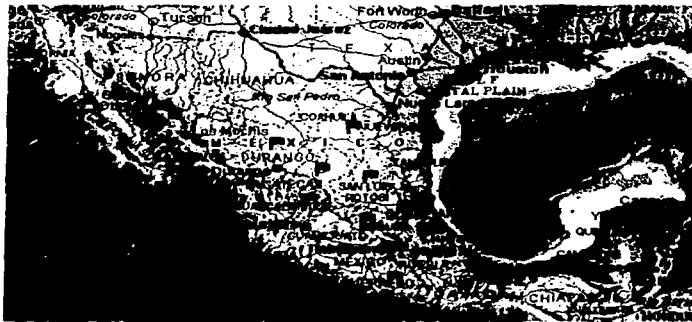
Al viajar por el territorio mexicano, casi en cualquier dirección, se observa que gran parte del país ha perdido ya su cubierta vegetal original. Como parte de la restauración ecológica de estas áreas, es necesario e inaplazable buscar alternativas para la rehabilitación de los suelos y para elevar su productividad vegetal, ya que de no hacerlo ahora, en el futuro se pagaran facturas elevadas, tanto sociales como ecológicas (Montaño y Monroy, 2000). Revertir los daños causados a los recursos renovables de los ecosistemas es el campo de acción de la restauración ecológica. Con la restauración ecológica se intenta detener el proceso de deterioro del suelo por medio del establecimiento de una nueva cubierta vegetal, mediante la asociación resultante de la introducción de especies (nativas o exóticas) entre sí y con los factores bióticos y abióticos ya establecido. De esta forma, se inducen los procesos naturales del desarrollo de una nueva comunidad vegetal (Montaño y Monroy, 2000). El manejo de los recursos naturales incluye actividades tales como: pastoreo de ganado, manejo de fauna silvestre, turismo, minería, obtención de productos vegetales para combustible, construcción, ceras, fibras, alimento para consumo humano, ornamentales, medicamentos y otros variados usos, así como la conservación de los suelos y el manejo de cuencas hidrológicas (Cavazos, 1997).

La reforestación, de las zonas áridas, próximamente podrá ser efectuada con plantas micorizadas que proporcionen protección y tolerancia a las condiciones adversas del suelo y del clima (Dobremez *et al.*, 1995); a su vez, Cuenca y Lovera (1994) manifiestan que para la mejor recuperación de zonas degradadas puede utilizarse inóculos micorrizcos nativos y semillas de plantas también nativas. En el caso de los suelos áridos y semiáridos abiertos a cultivo, el establecimiento de árboles como mezquite o plantas leñosas de importancia económica y ecológica puede resultar una buena alternativa para contrarrestar el proceso erosivo (Montaño y Monroy, 2000).

***Prosopis laevigata* L.**

El género *Prosopis* se encuentra distribuido en América y en algunas regiones de Asia y África. Se han reportado 44 especies, de las cuales 9 se encuentran en México, sus poblaciones se localizan en las zonas áridas y semiáridas, distribuidas a lo largo de todo el país (Miranda y Hernández, 1963; Burkart, 1976; Rzedowski, 1988; Morales, 1994). En general *Prosopis* tiene un crecimiento radical acelerado, para florecer requiere temperaturas altas. Su morfología y su distribución ecológica no son uniformes, se localiza en altitudes que van desde el nivel del mar hasta los 2300 msnm. Los mezquites son propios de terrenos con precipitación pluvial de 300 a 900 mm anuales. En cuanto a condiciones de suelo se encuentra tanto en suelos calizos como ígneos, en suelos planos y profundos con declive lento, generalmente las texturas de los suelos en las que se encuentra son del tipo franco, franco-arenoso y arcilloso (Barrios, 1985).

*Prosopis laevigata* es una especie importante del centro y sur de México, se distribuye en los estados de Nuevo León, Tamaulipas, Jalisco, Hidalgo, Querétaro, Michoacán, Estado de México, Morelos, Guerrero, Oaxaca, Guanajuato, San Luis Potosí, Aguascalientes, Zacatecas, Durango y Puebla (Mapa 2).



Mapa 2. Distribución de *Prosopis laevigata* en México basado en Rzedowski 1988  
Escala 1:200 (Las banderitas señalan la presencia de mezquite).

Se encuentra en altitudes entre los 1800 msnm y 1900 msnm (Rzedowski, 1988; Johnston, 1962). Crece en suelos profundos, en laderas de cerros y en llanuras bien drenadas, formando parte de la vegetación de los matorrales xerófilos, rosetófilos y espinosos.

Las adaptaciones morfológicas y fisiológicas que presenta mezquite (raíces profundas, capacidad de asociarse con microorganismos simbióticos en su raíz, etc.) le permiten establecerse en condiciones limitadas de humedad, salinidad y fertilidad del suelo (Simpson y Solbrig, 1977; Gerdemann, 1975; Felker *et al.*, 1981; Rzedowski, 1988), razón por la cual juegan un papel tan importante en el clima de dichos ecosistemas

#### **Características morfológicas:**

*Prosopis laevigata* es una planta leñosa perennifolia, con diámetro variable de 50 a 80 cm, con alturas de 4 m a 12 m, el tronco es monopódico corto y derecho (Morales y Ruiz, 1994; veace Figura 1).



Figura 1. Arbol de Mezquite (*Prosopis laevigata*).

Ocasionalmente se ramifica desde la base, la copa es redonda y simétrica, las ramas son encorvadas, regulares y separadas, las ramitas son delgadas con poca pubescencia, las yemas foliares miden de 4 mm a 6 mm, su ápice y base son redondeados y se encuentran rodeados de escamas lanceoladas, verdes (Figura 2). Esta planta presenta una raíz primaria y gruesa con nervaduras que dividen la superficie en laminas cortas y gruesas, la corteza mide de 5 mm a 10 mm de espesor, color rojo oscuro, puede crecer lateralmente, pero normalmente crece hacia la profundidad llegando frecuentemente a los mantos freáticos, la

raíz penetra hasta los 10 m pero puede llegar a los 20 m (Gómez, 1970; Morales y Ruiz, 1994).



Figura 2. Hojas y frutos de mezquite

Las hojas miden de 4 cm a 11 cm de largo, se presentan en posición alterna, bipinnada de 3 cm a 6 cm de longitud. Las flores son hermafroditas, actinomorfas, con 5 sépalos, 5 pétalos, con un androceo constituido por 10 estambres, un gineceo y ovario súpero, son sumamente pequeñas, de color amarillo y se presentan en forma de inflorescencia alcanzando una longitud de 10 cm, producen un aroma y néctar agradable indispensable para la polinización zoofila (figura 2). Sus legumbres son lineales y comprimidas en la madurez casi cilíndricas y comprimidas entre las semillas, que son de 10 a 20. La cubierta exterior de la vaina es coriácea color pardo amarillento marcada de rojo, envuelve al mesocarpio que consta de una pulpa gruesa, esponjosa de sabor dulce, que rodea a su vez a un endocarpio papiráceo con compartimentos para las semillas. La maduración de las vainas principia en los meses de junio y julio, llegan a medir de 15 cm a 20 cm, las más pequeñas de 5 cm a 10 cm. Las semillas son oblongas, aplanadas y color café oscuro, casi negro, su diseminación es zoocora y endozoica (Barrios, 1985).

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

**Usos del mezquite:**

Es una planta de gran valor e importancia para muchas comunidades rurales, su utilización y aprovechamiento se remontan a los tiempos prehispánicos, se sabe que en estas épocas se utilizaron sus hojas tallos, raíces, corteza, yemas, néctar, etc. con diversos fines. Para las etnias nómadas precolombinas fue muy útil como fuente de alimento (García-Moya *et al.*, 1992). A fines del siglo pasado y principios del presente algunos autores mencionaban varios usos medicinales de esta planta. En el territorio mexicano tiene diversos usos comerciales, como barrera rompe vientos en las parcelas de los agricultores, como planta forrajera, es de suma importancia en la fijación de nitrógeno, mantiene fijo el suelo en terrenos con problemas de erosión (Barrios, 1985; Galindo y García-Moya, 1986; véase el cuadro 1).

**Cuadro 1.** Usos que tiene Mezquite. (Águeda, 1994; Barrios, 1985; Clark, 1985; Diop *et al.*, 1995; Galindo y García-Moya, 1986; Gómez, 1970; Habit *et al.*, 1981; Hunziker *et al.*, 1986; Mera *et al.*, 1998; Morales y Ruiz, 1994; Nagel, 1995; Schuster, 1969).

Usos	Comerciales	Medicinales	Ecológicos
<b>Madera</b>	Elaboración de cereas vivas, utensilios de cocina, leña, carbón, muebles, paredes, pisos de parquet, utensilios agrícolas, artesanías. También se emplea como incienso.		
<b>Corteza</b>	Obtención de taninos para tintes y sustancias útiles para curtir pieles.	Curaciones de irritación de garganta, afianzamiento de los dientes, infección de los ojos y problemas estomacales.	Aporta materia orgánica al suelo
<b>Raíces</b>	Obtención de colorantes para teñir tela de algodón, lana y seda en colores negros o café en diferentes tonalidades.	En tratamientos de hernias umbilicales.	Rompe la roca madre favoreciendo los procesos de formación de suelo
<b>Flores</b>	Su uso es indirecto en la obtención de la miel de mezquite que es una de las mejores mieles.	El polen se ocupa en curación de irritación de garganta y enfermedades de vías respiratorias.	Constituyen un alimento valioso para las poblaciones de polinizadores
<b>Hojas</b>	Se considera como un excelente forraje	Se usa para tratar enfermedades estomacales, infecciones de los ojos, como purgante, emético.	Aporta materia orgánica al suelo, genera un microclima bajo su copa que abate las altas temperaturas, también es un excelente forraje y ayuda al aumento de leche en el ganado bovino.

<b>Frutos</b>	Preparación de bebidas embriagante y de mesquitale, como fruta fresca de consumo humano. Obtención de harina para consumo animal y humano, elaboración de dulces	Por medio de la fermentación se obtiene alcohol etílico.	Proporcionan materia orgánica y nutrientes importantes al suelo. Es utilizado como forraje para muchas especies de granja.
<b>Semillas</b>	Obtención de harina para producir pinole de mezquite.	Tostada se emplea como bebida para los nervios	Son un recurso para las poblaciones de silvestres de roedores y otros herbívoros
<b>Goma</b>	Se emplea como pegamento, como sustituto de la goma arábiga, para consumo humano como golosina, como tinte de cabello.	Se utiliza en infusiones calientes para dolores de garganta, en problemas respiratorios, eliminación de ácaros, también se utiliza en infecciones oculares. Tiene propiedades antibióticas contra <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Bacillus anthracis</i> y <i>Escherichia coli</i> .	Sirve como protector antiséptico contra bacterias y hongos patógenos

#### Problemática e importancia del mezquite:

*Prosopis laevigata* ha sido y es muy explotado, hecho que se ve reflejado en sus poblaciones, ya que estas se han reducido a la décima parte, quedando distribuido en aproximadamente 3.5 millones de hectáreas en el norte de México solamente (Meras *et al.*, 1998). Esta reducción se debe a la tala inmoderada para la obtención de leña (Signoret 1970; Rzedowski, 1988).

Desde el punto de vista ecológico el mezquite ha sido estudiado por sus múltiples interacciones biológicas en las zonas áridas y semiáridas, tiene influencia significativa en el desarrollo de la comunidad, así como en la composición y dinámica de la vegetación y la fauna, ya que actúa como núcleo de colonización vegetal, refugio y fuente de alimento para la fauna silvestre (Mares *et al.*, 1977). Por otro lado el mezquite es una planta nodriza por excelencia, bajo su dosel se puede encontrar especies 4 ó 5 veces más altas que en las áreas abiertas (Cruz, 1996; Cruz *et al.*, 1997).

En los ecosistemas áridos y semiáridos en los que el suelo ha perdido su fertilidad de manera natural o por degradación antrópica, los mezquites contribuyen a mejorar la fertilidad del suelo (Montaño y Monroy, 2000), desarrollando las llamadas islas de fertilidad bajo su dosel, donde los suelos poseen mejores atributos que los suelos de áreas adyacentes. Estos suelos poseen diferencias en cuanto a materia orgánica, nitrógeno total,

potasio intercambiable y textura (García-Moya *et al.*, 1989). Las diferencias en las condiciones del suelo modifican los microclimas (Tiedemann y Klemmedson, 1977; Archet *et al.*, 1988). Al aumentar la fertilidad los mezquites permiten el establecimiento de una carpeta de plantas herbáceas (Klemmedson y Tiedemann, 1986; Cruz *et al.*, 1997), esto provoca cambios importantes en las características de la vegetación aumentando el número de algunas especies (Cruz, 1992).

Los cambios físicos y químicos en la composición del suelo que queda bajo la copa de mesquite se limita a los 60 cm de profundidad de los suelos (Virginia y Jarrell, 1983) y aún en áreas donde se extienden sus raíces laterales. Otro efecto de estas plantas es generar una barrera que evita que el material vegetal depositado bajo su copa se pierda por acción del viento, la lluvia o el acarreo, es decir evita la erosión severa del suelo (Ciu y Noble, 1992; Dreschsel *et al.*, 1989; Tiedemann y Klemmedson, 1973; Latorre, 1990; Murai *et al.*, 1990; Schuster, 1969).

Los mezquites, al poseer raíces profundas y húmedas, facilitan los ciclos de los nutrientes, la superficie fuera de la influencia de mezquite tiene un contenido de 31% de humedad comparado contra un 44% encontrado entre árboles de mezquite (Virginia y Jarrell, 1983; Kramer, 1989; Frías *et al.*, 1999), esto se debe a que el crecimiento radical continua bajo el suelo por debajo de la zona de humedad limitante (Meyer *et al.*, 1973).

El mezquite como toda leguminosa tiene la capacidad de asociarse simbióticamente con bacterias fijadoras de nitrógeno, que indirectamente afectan la dinámica de nitrógeno en el suelo, los efectos adicionales de mezquite se presentan en los nutrientes de suelo como N, P, K<sup>+</sup>, Mg<sup>2+</sup>, Ca<sup>2+</sup>, Na<sup>+</sup>, materia orgánica, mineralización de C y N, composición y producción de características microclimáticas de especies forestales y actividad microbiana (Tamhanc, 1983; Marscher, 1990; Stuart, 1991; Frías *et al.*, 1999)

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN



## Micorrizas

Las asociaciones simbióticas entre hongos y las raíces de las plantas se denominan micorrizas, actualmente se sabe que el 95% de las especies vegetales estudiadas se relacionan íntimamente con algún tipo de hongo formando un tipo de micorriza característico, lo que surgiere la importancia del estudio de las micorrizas (Le Tacon, 1995). Las asociaciones micorrízicas pueden mejorar la capacidad de la planta para absorber nutrimentos, aumentar el consumo de agua, potasio, hierro, cobre, cadmio, nitrógeno, azufre, zinc y fósforo (Sánchez-Gallen y Guadarrama, 2000). El aumento en la capacidad de captación de fósforo por las raíces micorrizadas es importante para la nutrición de las plantas, ya que este elemento frecuentemente limita el crecimiento de la planta porque dependiendo de las propiedades física-químicas del suelo se puede encontrar en forma no disponible, es decir formando compuestos complejos con enlaces muy estables difíciles de romper por las plantas (Sieverding y Galvez, 1988; Herrera y Ulloa, 1990; Le Tacon, 1995; Tarafdar, 1996; Smith y Read, 1997).

La red hifal en el suelo, está directamente involucrada en la translocación de nutrimentos a las raíces, esto aumenta el área de superficie absorbente de la raíz y extiende el grado de absorberencia radicular más allá de la zona en donde se agotan los nutrimentos que rodean a la raíz (Azcón y Barúa, 1980; Barúa, 1998; Varela y Estrada-Torres, 1999; Varma, 1999). Se desconoce el mecanismo exacto por el cual las micorrizas transportan el fósforo y otros nutrimentos al interior de las raíces. El transporte de iones dentro de las hifas fúngicas y su transferencia del hongo a las células de la planta son procesos activos. Las plantas con asociaciones micorrízicas han mostrado que su recuperación a los déficits de agua es más rápida que las de plantas no micorrizadas.

La zona de suelo que rodea a las raíces se llama rizósfera, en ella habitan muchos microorganismos y es rica en minerales presentes en los suelos (Burns y Daves, 1986; Crul y Truelove, 1986). Es una región definida y homogénea. Se puede dividir en tres regiones: la rizósfera externa o suelo rizosférico, rizoplana y endorrizósfera. El suelo rizosférico comprende la región del suelo que rodea a la raíz, en íntimo contacto con ella y contiene poblaciones estimuladas de microorganismos (Mediterránea de Agroquímicos, 2002).

La rizoplasma es la superficie propia de la raíz y los microorganismos que viven en ella. La endorrizosfera se forma cuando el tejido cortical de la raíz es invadido y colonizado por microorganismos saprofitos y simbióticos (Azcón, 2000; Baréa, 1998).

En este tipo de asociación la planta hospedera proporciona al hongo simbiote, heterótrofo, compuestos ricos en carbono orgánico (provenientes de la fotosíntesis) que le permiten su desarrollo y completar su ciclo de vida, así como un nicho ecológico.

### Tipos de Micorriza

Existen principalmente dos tipos de asociaciones micorrízicas: las ectomicorrizas y las endomicorrizas o micorrizas endotróficas (Figura 3).

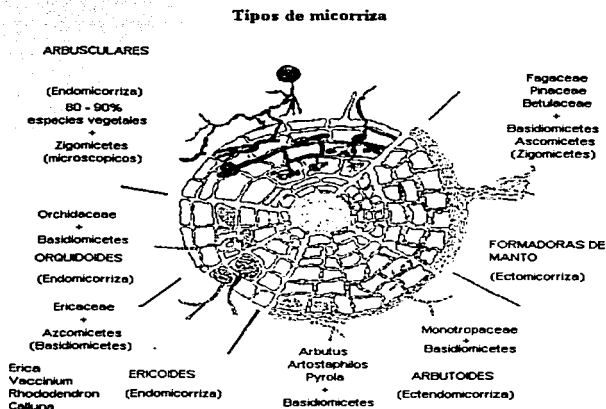


Figura 3. Tipos de micorrizas. (Tomado de Baréa, 1998).

Las ectomicorrizas se caracterizan fundamentalmente por presentar un manto micelial del hongo que rodea a la raíz y que se extiende por el volumen del suelo, y por poseer una red micelial que se interna en la raíz, pero sin entrar en las células. Esta red de hifas se expande en el córtex de la raíz pero está confinado a los espacios intercelulares, sin penetrar más allá de la endodermis. Los hongos que forman este tipo de micorrizas son siempre hongos superiores, principalmente basidiomicetos y ascomicetos (Herrera y Ulloa, 1990). En las ectomicorrizas el hongo actúa como regulador fisiológico e involucra la transferencia de carbohidratos por una vía del hospedero a la endofilia, donde se convierte en azúcares fúngicos, trealosa y manitol, y finalmente se almacenan en el polisacárido glucógeno, ninguno de los cuales puede ser utilizado por la planta (Valdes, 1989; Selosse y Le Tacón, 1999).

Las micorrizas arbusculares (MA o endomicorrizas) a diferencia de las ectomicorrizas no presentan un manto de hifas rodeando la raíz. Sin embargo, hay dos redes miceliales, una interna y otra externa (Varma y Hock, 1999). En este tipo de micorrizas, es posible observar que las hifas que penetran a la raíz sí ingresan al interior de las células corticales en donde forman minúsculas arborescencias muy ramificadas, llamadas arbusculos (Herrera y Ulloa, 1990). Estos arbusculos tienen una vida corta (de 4 días aproximadamente) y llegan a ser más o menos digeridas por las células del hospedero. Los arbusculos pueden llenar una parte o toda la célula cortical, y segmentos radiculares masivamente infectados, pueden tener arbusculos en casi todas las células corticales, por lo que la presencia de arbusculos en las células corticales del hospedero, indican que la simbiosis MA es funcional, ya que son estructuras involucradas en el intercambio entre simbiosites. Además de los arbusculos, en el interior de la raíz se forman estructuras denominadas vesículas, generalmente entre las células, que parecen actuar como órganos de reserva para el hongo y se presentan cuando se establece bien la asociación entre el hongo y la raíz. Estas vesículas contienen gotitas de aceite y varían mucho en tamaño y forma (Castellanos y Peña, 1990; Herrera y Ulloa, 1990; Veenedaal *et al.*, 1992).

La estructura externa de un sistema micorrizico arbuscular está constituida de una red de hifas fúngicas, que se extienden desde la superficie de la raíz hasta la vecindad del suelo.

En el suelo la red hifal consta de una hifa principal de forma irregular, mayor a 15 micras de diámetro, con paredes por arriba de 3 micras de grosor y ramas laterales más pequeñas de 2 a 3 micras de diámetro. A medida que la asociación micorrízica madura, se va dando la producción de esporas globosas, subglobosas, elípticas u ovoides. Estas esporas pueden aparecer aisladas en esporocarpos o de otras formas dependiendo de los hongos involucrados. Estas esporas varían en cuanto a color y tamaño, pueden llegar a medir hasta 500 micras (Sieverding y Toro, 1989).

Hay muy poca información sobre la función de las micorrizas vesículo-arbusculares en el crecimiento de las plantas bajo condiciones adversas del suelo; especialmente relacionado a la textura y compactación del suelo. Se sabe que hay hongos micorrizógenos en suelos extremadamente arenosos, las raíces micorrizadas y el número de esporas pueden ser muy altos en este caso (Cortes, 1986). Por otro lado, la buena aireación del suelo es prerequisite para el óptimo desarrollo y actividad fisiológica de la asociación micorrízica (Sieverding, 1991).

En adición a los efectos tóxicos del sodio, la salinidad causa baja disponibilidad de agua, la micorriza vesículo-arbuscular puede ser importante bajo condiciones de salinidad, altas concentraciones de elementos tóxicos, bajo pH con toxicidad del aluminio, fierro y magnesio, deficiencia de fósforo y alcalinidad, ya que las plantas micorrizadas toleran más las condiciones adversas debido a la mayor nutrición con fósforo (ya que aumenta su disponibilidad) y otros macro y micro nutrimentos (Sutton y Sheppard, 1976; Nelsen y Safir, 1982; Ruiz-Lozano *et al.*, 1995). Sin embargo, no hay evidencias de que el hongo micorrizógeno mejore directamente la tolerancia de las plantas a condiciones químicas adversas (Sieverding, 1991).

#### **El papel de las micorrizas en zonas áridas y semiáridas:**

La vegetación de las zonas áridas soporta condiciones adversas como: sequías prolongadas, intenso calor, suelo con alto contenido de sales, vientos fuertes, etc. por lo que sugiere cualquier factor que pueda inducir el buen desarrollo en las plantas que crecen en condiciones de estrés es realmente valioso ya que da como resultado mayor productividad y estabilidad en la vegetación. Aunque las investigaciones sobre las micorrizas y su

aplicación en el incremento de la productividad primaria han sido referidas a bosques (Brundrett *et al.*, 1996) y cultivos agrícolas (Peterson, 1990); en los ecosistemas propios de las zonas áridas y semiáridas no se han realizado muchas investigaciones, los pocos estudios que se han realizado muestran que las micorrizas arbusculares son de gran importancia para estas zonas, además de que son más comunes que cualquier otro tipo de micorriza (Bethlenfalvay *et al.*, 1984; Michelsen y Rosendhal, 1989; Allen M., 1999).

El estrés primario impuesto a la vegetación de los ambientes áridos y semiáridos, es la escasez de agua, limitando la disponibilidad de nutrimentos minerales relativamente inmóviles (Fisher y Turner, 1978), como el fósforo que se disminuye cuando el potencial hídrico es bajo, resultando una deficiencia de fósforo en la planta aún cuando sea suficiente el nitrógeno para el crecimiento de la misma. Las hifas de los hongos micorrizógenos sirven como extensiones de la raíz y son más efectivas que la absorción realizada por las raíces mismas, por lo cual estas asociaciones incrementan la tolerancia a la sequía, esto las hace necesarias para el crecimiento y sobrevivencia de las plantas en el desierto. Además en estas zonas, los hongos micorrizógenos tienen un papel muy importante en el establecimiento de plantas para prevenir la erosión y aumentan la productividad (Rathore y Singh, 1995; Allen M., 1999).

En estos ambientes, las plantas que pertenecen a las familias Chenopodiaceae y Polygonaceae que generalmente no son micorrízicas, se han encontrado asociadas a hongos micorrízicos, en algunos casos el nivel de actividades fotosintéticas corresponde al grado de colonización micorrízica. De igual manera las raíces de los cactus y de las plantas con hojas verdes son altamente colonizadas, inclusive Dhillon y Zack (1993) encontraron que de las 61 familias que habitan el ecosistema árido y semiárido el 89% de estas plantas presentan frecuentemente micorrizas, las cuales participan de manera significativa en la estabilidad y funcionamiento de estos ecosistemas (Allen E., 1999).

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

**Zona de estudio:**

El estudio se llevo a cabo en dos lugares el primero es el invernadero de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza (Figura 4). En el invernadero las condiciones de temperatura son: mínima de 10° C y máxima de 42° C.



Figura 4. Invernadero FES-Zaragoza.

La segunda zona de estudio es la localidad de Santiago de Anaya, que pertenece al municipio de Actopan en el estado de Hidalgo. El poblado se localiza a 20° 22' 59" N latitud y a 98° 58' 6" O de longitud. Se encuentra a 17.5 Km de Actopan. El tipo de vegetación es de matorral con dominancia de opuntias y mimosas (Miranda y Hernández, 1963). Es una zona semiárida, la principal causa de degradación es la destrucción de la vegetación por desmonte de los cerros para la agricultura, ganadería excesiva y también es ocasionada por la falta de retención de agua (Gómez *et al.*, 1970; García, 1988), Mapa 3.



Mapa 3. Localización de Santiago de Anaya. Tomado de Microsoft, 1998.

**Hipótesis:**

El mezquite es una planta freatofita, por lo que el crecimiento de la raíz en la etapa de plántula es rápido buscando la profundidad por ello se espera que la inoculación de la raíz con hongos micorrízicos-arbusculares ocurra durante los primeros meses de vida y si la plántula es previamente micorrizada, se espera que tenga mayor vigor que la no micorrizada y ello aumente la probabilidad de sobrevivencia al ser transplantada a un agostadero semiárido natural, donde las condiciones ambientales le son adversas.

**Objetivos:****General:**

Evaluar el proceso de inoculación micorrízica arbuscular en *Prosopis laevigata*, cultivado en invernadero, durante los 4 primeros meses de vida y su sobrevivencia al trasplante a campo.

**Particulares:**

Evaluar el porcentaje y la velocidad de colonización micorrízica arbusculares en plántulas de *Prosopis laevigata* durante los 4 primeros meses.

Evaluar el efecto de la micorrización sobre el crecimiento de las plántulas de mezquite durante los primeros 4 meses de vida.

Evaluar la variación quincenal en el número de esporas de los diferentes hongos micorrizogenos durante el experimento.

Identificar los principales géneros de hongos micorrízicos arbusculares presentes en la rizosfera de las plantas de *Prosopis laevigata* (mezquite) creciendo en invernadero.

Evaluar el efecto de la micorrización sobre la sobrevivencia en plantas de mezquite transplantadas a campo, durante un ciclo anual.

**Método:**

El experimento se dividió en 3 fases:

**• Fase de invernadero:**

Durante esta fase se realizó la inoculación y la evaluación del crecimiento de los individuos inoculados contra los no inoculados, para esto fue necesario preparar las plantas y los medios de crecimiento de la siguiente manera:

**i. Preparación de las plantas:**

Las semillas se obtuvieron de frutos silvestres colectados de la misma zona de la que se obtuvo el suelo. Estas se limpiaron perfectamente y se desinfectaron para no tener problemas con hongos patógenos. Se pusieron a germinar 3 lotes de 100 semillas para saber el porcentaje promedio de germinación, con base en estos resultados se decidió colocar 3 semillas en cada unidad experimental, fue necesario realizar un clareo.

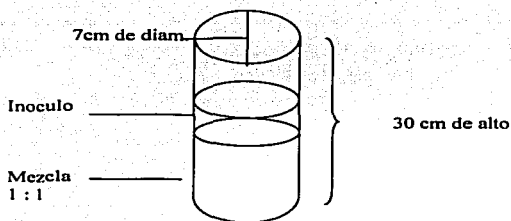
**ii. Medio de crecimiento:**

Consistió en una mezcla en proporción 1:1 (v/v) de suelo de Santiago de Anaya (Hidalgo) y arena sílica comercial, esta mezcla se esterilizó previamente, colocándola 1 hora a 15 libras de presión en autoclave durante tres días consecutivos (Schwab y Reeves, 1981; Frías, 1998).

Con esta mezcla se llenaron 150 tubos de PVC (Figura 5), a 75 unidades se les agregaron además 100 gramos de suelo proveniente de las islas de fertilidad de mezquites ubicados en la zona de trabajo como inóculo (Montaño, 2000); el inóculo fue colocado a 2 cm de la superficie. A los 75 tubos restantes se les agregaron 100 gramos de suelo esterilizado para compensar la cantidad de nutrientes agregados con el inóculo. Finalmente se colocaron las semillas en contacto con el inóculo y se cubrieron con una capa de 1 cm del sustrato estéril.



La unidad experimental consistió de un tubo de PVC de 30 cm de altura y 7 cm de diámetro con 2700 g de sustrato.



Tubo de PVC tapado sin drenaje

Figura 5: Unidad experimental

Cuatro unidades experimentales fueron sacrificadas consecutivamente cada 15 días para evaluar el porcentaje de colonización micorrízica en raíz.

Los riegos se hicieron con agua destilada para evitar la adición de sales, favorecer la germinación y la colonización micorrízica. El nivel de humedad, durante esta fase, se mantuvo a capacidad de campo adicionando el agua necesaria para reponer la pérdida por evapotranspiración aproximadamente cada 72 horas.

Las unidades experimentales se mantuvieron abiertas a lo largo de todo el experimento

### iii. Diseño experimental.

El diseño experimental de esta fase constó entonces de 2 tratamientos, 8 fechas de muestreo y 4 plantas sacrificadas por fecha dando un total de 64 unidades experimentales sacrificadas.

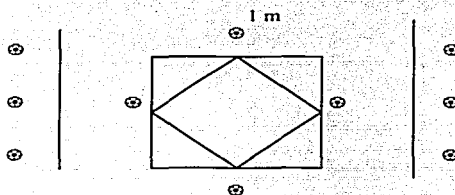
iv. Simultáneamente se mantuvieron dos lotes de 42 plantas cada uno en las mismas condiciones para su trasplante al agostadero.

#### ▲ Fase de campo:

Durante esta fase se transplantaron las plantas de mezquite de 4 meses de edad a campo. Se permito su aclimatación durante un mes y al término de este se realizaron las mediciones de

longitud total, altura y número de hojas. Las mediciones se efectuaron al mes, a los seis meses y al año. Se evaluó asimismo el porcentaje de sobrevivencia y el crecimiento de las plantas.

Se llevaron a campo 42 plantas micorrizadas y 42 plantas no micorrizadas, transplantándose en el agostadero de acuerdo al siguiente diseño (Figura 6):



Diseño en campo ⊗ = mezquite

Figura 6: Diseño de parcelas para transplante en campo.

Se formaron tres transectos, cada uno con 5 parcelas, donde se colocaron 4 plantas equidistantes formando un diamante con 1 metro de distancia entre ellos. Además se colocaron entre transectos 8 plantas en hilera, en todos los casos se alternaron los tratamientos.

En cada parcela se colocaron 2 plantas inoculadas y 2 no inoculadas, en los pasillos se colocaron inoculadas y no inoculadas intercaladas.

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

**▲ Fase de laboratorio y gabinete:****I. Conteo de esporas.**

Para el conteo de esporas se uso el método de tamizado húmedo y decantación.

Se tomaron 100 g de suelo y se hizo una suspensión en 2000 ml de agua. Se agito vigorosamente durante 5 minutos y se pasó por los tamices (de abertura de 0.125 mm, 0.105 mm y 0.044 mm). A los residuos dentro de los tamices se les enjuagó con agua corriente hasta que desaparecieron completamente los grumos del suelo.

Los residuos de cada tamiz se pasaron a una probeta de 500 ml con glicerina al 50% para separar las esporas del material presente en el suelo, como arcillas, arena, etc. Se dejaron reposar por 2 horas o más para tener una mejor separación.

Para separar las esporas se vació el sobrenadante de la probeta en los tamices, se enjuagó con agua corriente y posteriormente con agua destilada y los residuos se vaciaron a una probeta y se llevó a un volumen conocido, en este caso de 25 ml.

Para realizar el conteo de las esporas se tomó un mililitro de la muestra y se pasó a una caja Petri cuadrículada; este conteo se hizo con 3 repeticiones, al final se realizaron los cálculos pertinentes para reportar a 100 g de suelo seco (en estufa a 100 °C).

La planta se sacrificó separando la parte aérea de la raíz fijando esta última en alcohol etílico al 50%;

**II. Porcentaje de colonización micorrizica total en raíz.**

La raíz se extrajo completa, se lavó cuidadosamente para quitar partículas de suelo adheridas y el exceso de alcohol. Se utilizo la técnica de tinción con azul de tripano (Phillips y Hayman, 1970), la técnica consistió en lo siguiente:

Las raíces se cortaron a 1.5 cm y se colocaron en suspensión en un vaso de precipitados, se agitaron 2 minutos y se tomaron muestras de 200 segmentos más o menos, de cada planta.

Las raíces se colocaron en una solución de KOH al 10% se calentaron sobre una placa de calentamiento a baño María (90 °C), el tiempo de calentamiento vario de algunos minutos a horas dependiendo de la intensidad de la pigmentación de las raíces. La solución de KOH se cambió al tomarse de transparente a un tono café oscuro. En el momento que la solución de KOH fue ineficaz, es decir ya no había diferencia en el color de las raíces ni la solución,

se enjuagaron las raíces con agua y se pusieron en una solución de peróxido de hidrógeno ( $H_2O_2$ ) a 10% durante 1 minuto, para eliminar los residuos de pigmentos que pudieran perjudicar la observación. El tratamiento con KOH tiene por objeto el eliminar el citoplasma de las células, de manera que se logre una mejor coloración de las hifas sin que estas tengan un fondo rosa.

Las raíces se lavaron cuidadosamente en dos baños de agua y en una solución de ácido láctico al 5%.

Los segmentos de las raíces (100 ó 200) se colocaron en un vaso de precipitado de 100 ml y se agregaron 50 ml de solución colorante de azul de tripano. Nuevamente se calentaron, a baño María (90°C) durante 5 ó 10 minutos.

Se quitó el exceso de colorante colocando las raíces coloreadas, por una máximo de 24 horas, en una caja Petri que contenía lactoglicérol. El tiempo se determinó a partir de la naturaleza del material utilizado (edad, diámetro de las raíces, etc.).

Las raíces coloreadas se colocaron, paralelamente las unas a las otras con un extremo alineado, sobre el portaobjetos al que se agregó una o dos gotas de lactoglicérol. Pueden montarse de 10 a 20 segmentos de raíces en cada portaobjetos. Después se colocó un cubreobjetos y se cubrió con papel desechable doblado y con ayuda de un taco de madera o goma se presionó uniformemente y gradualmente para aplastar las raíces. Para cada planta se prepararon 2 láminas de 20 segmentos cada una (Figura 7).

Dirección de lectura.

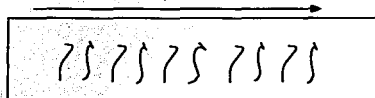


Figura 7. Lámina preparada.

La observación de las raíces se hizo al microscopio óptico, habitualmente a un aumento de 10X y 40X. La estimación del porcentaje de colonización de las raíces se realizó haciendo tres pasajes equidistantes sobre cada segmento.

A cada segmento de raíz que contiene hifas, independientemente de la cantidad de estructuras micorrízicas, se le da el valor uno.

El número de puntos colonizados anotados sobre el total de puntos observados da la relación que puede convertirse posteriormente en porcentaje utilizando la siguiente fórmula (Ferrera-Cerrato *et al.*, 1993).

$$\%C = \frac{D}{T} \times 100$$

Donde:

%C = Porcentaje de colonización

D = Presencia de vesículas, arbusculos y/o hifas

T = Campos totales observados

### III. Determinación de los géneros de hongos micorrízicos arbusculares (HMA).

Montaje de esporas:

Siguiendo la técnica de tamizado y decantación referidos en el punto II se obtuvieron las esporas, estas se colocaron en un portaobjetos separadas en 2 grupos de 10 esporas, a un grupo se le agregó una gota de alcohol polivinílico y al otro grupo se le agregó una gota de reactivo de Mezler con otra gota de alcohol polivinílico, en ambos grupos se colocó un cubreobjetos (Figura 8). La placa se secó a 60 °C en una estufa durante 24 horas y posteriormente se aplastó y fue observada en microscopio a 10X, 40X y 100X.

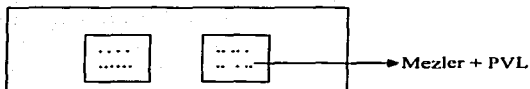


Figura 8. Placa de esporas preparada

Las determinaciones de los géneros de esporas presentes en las unidades experimentales, se realizó empleando el manual de Schenck y Pérez (1990).

En todos los casos, siempre que se cumplió con los supuestos de normalidad se aplicó el análisis estadístico paramétrico de pruebas de media y análisis de varianza, utilizando el programa estadístico de Excel 2000.

## Resultados.

### Fase de invernadero:

#### Germinación de semillas

Las semillas utilizadas en este trabajo fueron recolectadas de la zona de Santiago de Anaya, el resultado de porcentaje promedio de germinación para las semillas de Mezquite colectadas en 1999 fue de 43%, por lo que se decidió poner tres semillas en cada unidad experimental y hacer un clareo retirando dos de las tres plántulas emergidas, cuando la plántula tuvo 2 cm de altura. El porcentaje de germinación obtenido es importante porque las semillas germinaron en un tiempo de 5 días en promedio. Esta relación de germinación / tiempo se atribuye principalmente a condiciones de invernadero, ya que las semillas fueron previamente desinfectadas. Las semillas que se encuentran en campo usualmente son atacadas por hongos y bacterias patógenos, al nacer las plántulas son ingeridas por los animales de la zona.

#### Crecimiento

El crecimiento de un organismo vegetal se puede medir en aumento de peso, de longitud, de número de hojas, de longitud de raíz, de grosor de tallo, acumulación de nutrimentos, etc. cada uno de estos parámetros describe algo diferente y rara vez se relacionan entre sí de una manera simple porque a menudo el crecimiento ocurre en diferentes direcciones y a distintas tasas (Beadle, 1988; Bidwell, 1979; Rojas y Rovalo, 1979). En este caso se evaluaron cuatro aspectos del crecimiento: la altura del vástago, el aumento en el número de hojas, el aumento en la longitud de las raíces y el aumento en el peso fresco de las mismas, dando como resultado que las plantas inoculadas con HMA crecen tres veces más que las plantas no inoculadas.

En el cuadro 2 se presentan los resultados promedio obtenidos para las 4 variables de crecimiento en ambos tratamientos, es evidente que las plantas inoculadas tienen un crecimiento mayor al de las no inoculadas a partir del día 30, a pesar de que los dos lotes comienzan con valores similares, al finalizar el periodo de 4 meses las diferencias se hacen notables en las variables medidas.

Cuadro 2. Crecimiento promedio en plantas inoculadas y plantas testigo (n=4/fecha)

Día de castaño (días)	Plantas con inoculo			Plantas sin inoculo			
	Longitud de vástago (cm)	Longitud de raíz (cm)	Número de hojas	Peso fresco (g)	Longitud de vástago (cm)	Número de hojas	Peso fresco (g)
15	7.9	15.1	10	0.2611	8.5	10	0.0750
30	12.8	33.7	18	0.6359	9.0	14	0.0475
45	14.9	34.7	21	0.6993	10.6	15	0.0969
60	29.0	34.5	36	2.8275	12.3	19	0.2035
75	34.6	37.1	45	3.5633	13.1	16	0.2281
90	35.9	34.2	40	4.1957	12.6	13	0.3121
105	39.4	35.5	41	4.2363	14.3	16	0.1640
120	45.5	33.5	52	6.1952	12.8	12	0.1073

Las plantas colonizadas con hongos micorrizogenos muestran a simple vista una diferencia en cuanto a altura de la planta y número de hojas, las plantas no micorrizadas son de menor tamaño y con un menor número de hojas (Figura 9)

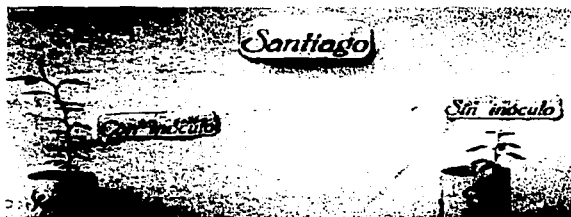
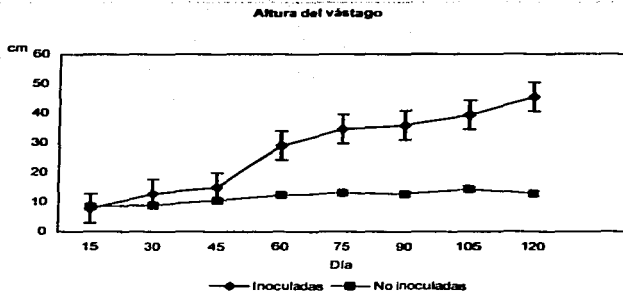


Figura 9. Comparación entre las plantas de ambos tratamientos

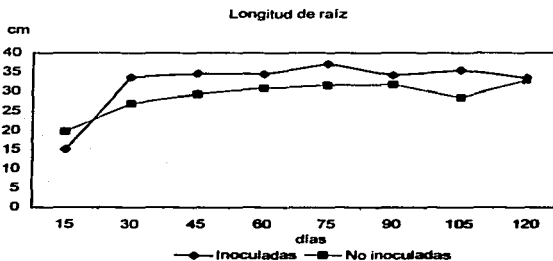
Para evaluar cuantitativamente las diferencias entre tratamientos se realizó un análisis de varianza (ANDEVA;  $p < 0.05$ ), el cual reveló que existe diferencia significativa en cuanto a los parámetros de altura de vástago, longitud de raíz, peso fresco y número de hojas de las plantas, mostrando el efecto positivo de los HMA sobre el crecimiento de las plantas. En las siguientes gráficas se muestran los resultados comparativos entre tratamientos para las variables consideradas, los resultados estadísticos se presentan en el apéndice.

La altura del vástago fue similar durante los 45 primeros días de vida de las plantas (ver cuadro 2), a partir del día 60 hay una diferencia significativa entre los tratamientos con una  $F = 10.24$  ( $\alpha = 0.05$ ) (Gráfica 1).



Gráfica 1. Altura del vástago de mezquite

La diferencia en longitud total de la raíz entre tratamientos se inicia desde el segundo muestreo, las plantas inoculadas presentan un aumento en la longitud de la raíz, lo que se ve reflejado en el aumento de longitud total de las plantas, las plantas no inoculadas siempre mantienen la longitud por debajo de las plantas inoculadas (ver Cuadro 2). La diferencia es significativa para este parámetro, la F obtenida es de 1.28 (Gráfica 2) para comparar este resultado se obtuvo la diferencia de longitud total de las plantas, dando como resultado una  $F = 7.66$  ( $\alpha=0.05$ ).



Gráfica 2. Longitud total de la raíz de Mezquite en invernadero



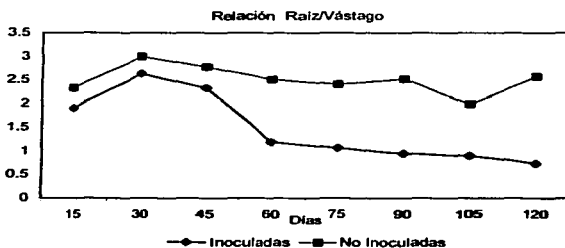
También se obtuvo la relación Raíz / Vástago (cuadro 3), esta relación presenta diferencias existentes entre las plantas inoculadas y las plantas no inoculadas.

**Cuadro 3. Relación raíz / vástago en plantas de ambos tratamientos**

*Relación raíz / vástago*

	Plantas inoculadas			Plantas no inoculadas		
15	7.9	15.1	1.9	8.5	19.8	2.3
30	12.8	33.7	2.6	9	27	3.0
45	14.9	34.7	2.3	10.6	29.4	2.8
60	29	34.5	1.2	12.3	30.9	2.5
75	34.6	37.1	1.1	13.1	31.6	2.4
90	35.9	34.2	1.0	12.6	31.8	2.5
105	39.4	35.5	0.9	14.3	28.5	2.0
120	45.5	33.5	0.7	12.8	33	2.6

Las plantas inoculadas presentan durante los primeros 45 días un comportamiento similar con el tratamiento sin inoculo, aunque siempre con valores bajos, pero a partir del 4º muestreo (60 días), el crecimiento de las raíces disminuye, y hace que la relación R/V tenga valores menores a 2, mientras que el tratamiento sin inoculo mantiene valores R/V por arriba de 2.0 (Gráfica 3). Las plantas inoculadas presentan raíces más gruesas y ramificadas que las presentes en plantas no inoculadas que tienden a ser más largas (Figura 10).



Gráfica 3. Relación Raíz / Vástago.

En plantas inoculadas la raíz presenta una mayor cantidad de ramificaciones en la parte superior de la raíz, también la raíz de estas plantas fue más gruesa; las plantas no inoculadas presentaron la misma longitud de raíz, pero una cantidad mucho menor de ramificaciones y raíces más delgadas, las cuales se ubicaban preferentemente en la parte inferior de la raíz (Figura 10).

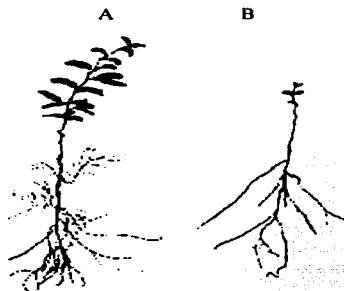
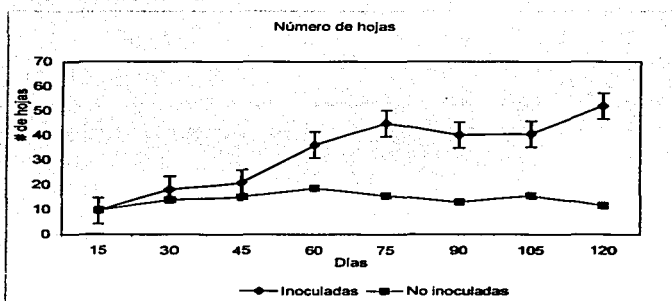


Figura 10. Raíces de plantas de ambos tratamientos, izquierda planta inoculada, derecha planta sin inoculo.

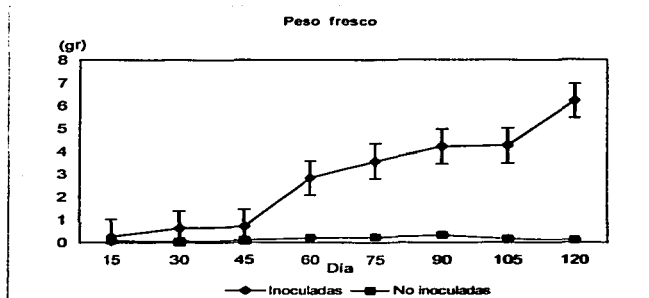
El número de hojas que generaron los individuos de los diferentes tratamientos presenta un comportamiento muy similar al de la altura, es decir en los primeros muestreos (30 días) se mantienen números parecidos (10 - 14 hojas), pero al tercer muestreo se marcan las diferencias, obteniéndose una  $F=12.17$  ( $\alpha=0.05$ ). Por lo que se muestra que la diferencia es significativa el mayor número de hojas lo presentan las plantas micorrizadas (Cuadro 2, Grafica 4).

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN



Gráfica 4. Número de hojas.

El peso fresco de las plantas se presenta en la Gráfica 5, la diferencia entre tratamientos es significativa con una F de 51.30 ( $\alpha=0.05$ ), lo que quiere decir que las plantas inoculadas presentan un peso fresco superior al de las plantas no inoculadas. Las plantas micorrizadas pesaron más del 200% que las plantas sin micorrizas.



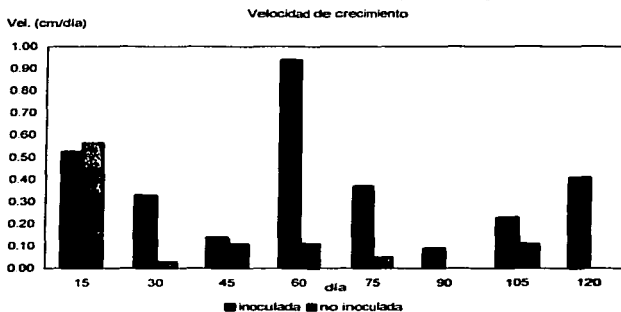
Gráfica 5. Peso fresco.

Las 4 variables de crecimiento presentaron un patrón de velocidad de crecimiento similar. Para la variable altura se generó el cuadro 4 y la gráfica 6 donde se observa que durante los primeros 45 días la tasa relativa de crecimiento (TRC) para las plantas inoculadas fue de 0.53 mientras que para las plantas sin inóculo fue de 0.57, los valores a lo largo del tiempo fueron fluctuantes en ambos tratamientos aunque siempre fueron mayores los valores para las plantas micorrizadas cuyo promedio total es de 0.38 cm/día, mientras que para las plantas no inoculadas fue de 0.11 cm/día, es decir la TRC es tres veces mayor en las plantas micorrizadas con respecto a las no micorrizadas (Cuadro 4, Gráfica 6).

Cuadro 4. Velocidad de crecimiento de ambos tratamientos.

Velocidad de Crecimiento		
15	0.53	0.57
30	0.33	0.03
45	0.14	0.11
60	0.94	0.11
75	0.37	0.05
90	0.09	-0.05
105	0.23	0.11
120	0.41	-0.10
Media	0.38	0.11

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN



Gráfica 6. Velocidad de crecimiento.

**Porcentaje de colonización micorrízica:**

El porcentaje de colonización micorrízica nos sirve para conocer que tanto interactúan las plantas con los hongos micorrizógenos, entre más alto sea el porcentaje de colonización más influencia tendrá en el crecimiento y desarrollo de una planta. En estos resultados se encontraron variaciones en el porcentaje de colonización para las plantas de ambos tratamientos. Las plantas inoculadas en invernadero presentaron un porcentaje de colonización mínimo de 36% y máximo de 80%, las plantas sin inóculo presentaron hasta un 10% de colonización máxima (Cuadro 5).

**Cuadro 5. Porcentaje de Colonización micorrízica total**

Día	Plantas	Plantas no
	inoculadas	inoculadas
	Porcentaje de colonización total	Porcentaje de colonización total
<b>15</b>	68	10
<b>30</b>	42	10
<b>45</b>	52	7
<b>60</b>	36	1
<b>75</b>	80	3
<b>90</b>	58	1
<b>105</b>	60	3
<b>120</b>	58	0

En el cuadro 6 se presentan los porcentajes de colonización fraccionada por sus estructuras: vesículas, arbusculos, hifas y esporas que se localizaron en las raíces de las plantas inoculadas. Se puede observar que las diferentes estructuras se encontraron durante todo el periodo del experimento, lo que indica que la colonización es muy activa puesto que se encuentran las estructuras básicas en todos los muestreos y en porcentajes significativos. En el primer muestreo se puede ver que hay un porcentaje de colonización elevado, presentando un mayor número de hifas aunque los arbusculos están presentes al igual que las vesículas.

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

Cuadro 6. Porcentaje de colonización fraccionada de las plantas inoculadas

Porcentaje de colonización fraccionada				
15	15.61	32.43	66.55	1.73
30	24.5	29.51	39.59	0
45	14.49	26.54	47.92	0.24
60	19.34	10.14	35.61	5.19
75	34.96	41.51	66.80	1.25
90	43.63	24.57	57.57	0
105	32.12	28.93	56.03	1.87
120	38.68	32.55	58.02	0

Los porcentajes de colonización por hifas siempre son mayores que cualquiera de las otras estructuras. Las vesículas y los arbuscúlos presentan porcentajes parecidos durante todo el periodo de seguimiento mientras que las esporas están presentes ocasionalmente (Cuadro 6).

Las estructuras características de la colonización micorrízica se presentan en la Figura 11, en ella se observan vesículas y arbuscúlos dentro de la raíz (derecha) y esporas con hifas de sostén (ambas).

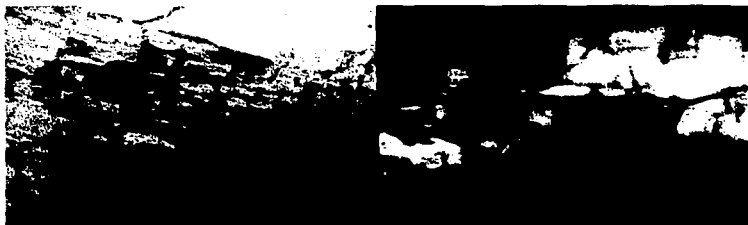
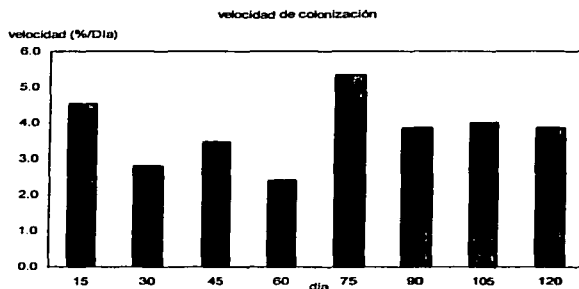


Figura 11. Raíces de *Prosopis laevigata* mostrando colonización por HMA (vesículas).

Para conocer si la velocidad de colonización micorrízica cambia conforme el crecimiento o si existe una etapa crítica en la que la velocidad de colonización sea mayor, se evaluó y graficó el porcentaje de colonización de las plantas inoculadas sobre los días transcurridos (Gráfica 7, Cuadro 7).



Gráfica 7. Velocidad de colonización micorrizica en plantas de *P. laevigata*.

La velocidad de colonización fue obtenida trabajando con los datos del cuadro 7, en este cuadro se muestran los resultados de velocidad para cada fecha de muestreo. Al inicio del trabajo se observa que hay una velocidad promedio de 4.5%/día, esta velocidad disminuye para aumentar y alcanzar el valor máximo a los 75 días (Cuadro 7) y después vuelve a bajar para estabilizarse a los 90 días.

**Cuadro 7. Velocidad de colonización**

Día	% de colonización total	Velocidad
15	68	4.5
30	42	2.8
45	52	3.5
60	36	2.4
75	80	5.3
90	58	3.9
105	60	4.0
120	58	3.9

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

El crecimiento no refleja inmediatamente los cambios en la velocidad de colonización, incluso es probable que después de un cierto porcentaje de colonización, la respuesta de la planta no se refleje en el crecimiento sino en otras variables como mayor y mejor tolerancia a los ataques por patógenos (Grafica 6).

El número de esporas en el suelo en las unidades experimentales de plantas inoculadas fluctuó entre 1473 y 4686 esporas (Cuadro 8).

**Cuadro 8.** Número de esporas presentes en las unidades experimentales

<i>Plantas inoculadas</i>	
<i>Días</i>	<i># esporas x 100gr. de Suelo</i>
<b>0</b>	3625
<b>15</b>	1473
<b>30</b>	2990
<b>45</b>	2677
<b>60</b>	3166
<b>75</b>	1735
<b>90</b>	4783
<b>105</b>	4388
<b>120</b>	4686

El número inicial de esporas presentes en el inóculo de las plantas fue de 3625 en 100 gramos de suelo seco, los muestreos indican que a los 15 días del experimento el número de esporas disminuye y posteriormente incrementa a lo largo del experimento, en el quinto muestreo (75 días) se observa una disminución en el número de esporas que se ve superada en las últimas tres fechas de muestreo, la cantidad final de esporas supera al promedio de las esporas encontradas en el inóculo inicial.

Los testigos no presentaron esporas vivas, es posible que el porcentaje de colonización que presentan las plantas se deba a la contaminación por la cercanía de las unidades experimentales en el bancal ya que tenían una arreglo al azar, presencia de micelio o algún fragmento de raíz en el sustrato ya que las unidades permanecieron abiertas.

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN



**Fase de campo.**

Tras haber estado 4 meses en invernadero, 84 plantas (42 inoculadas y 42 no inoculadas) de *Prosopis laevigata* fueron llevadas a campo en donde se observó la influencia de la micorrización con HMA en la sobrevivencia y el crecimiento en el ambiente natural.

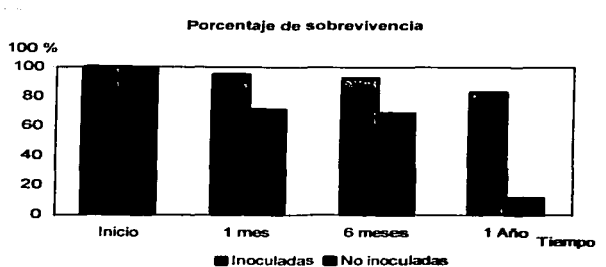
En el cuadro 9 se muestran los porcentajes de sobrevivencia al mes, a los 6 meses y a los 12 meses de trasplante, es notorio que el tratamiento de inoculación favoreció la sobrevivencia de las plantas, a pesar de que la mayoría fue depredada en su follaje por la fauna local (posiblemente cabras, borregos y conejos), la mayoría de las plantas fueron reducidas a tocones verdes que posteriormente comenzaron a ramificarse y a producir abundante cantidad de hojas. Las hojas eran muy pequeñas e comparación con las observadas en los primeros meses de invernadero.

Cuadro 9. Sobrevivencia de plantas en campo.

Tratamiento	Inicio	1 mes	6 meses	12 meses
<b>Inoculadas</b> Porcentaje	100	95.24	92.86	83.33
<b>No Inoculadas</b> Porcentaje	100	71.43	69.05	11.66

Las plantas inoculadas que fueron llevadas a campo sobrevivieron de una mejor manera que las plantas no inoculadas. Las observaciones realizadas en campo muestran que las plantas sufrieron estrés por el trasplante y depredación cuando llegaron a la zona, las que se recuperaron satisfactoriamente fueron las plantas inoculadas (Gráfica 8).

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN



Gráfica 8. Porcentaje de sobrevivencia de las plantas llevadas a campo.

En el cuadro 10 se muestran las diferencias entre algunos parámetros de las plantas inoculadas y las no inoculadas después de un periodo anual de ser trasplantadas a campo, esta comparación permite ver como se modificó el crecimiento de las plantas. Los resultados numéricos se presentan para los 12 meses de trasplante y corresponden a plantas cronológicamente de 1.5 años.

Cuadro 10. Crecimiento de las plantas al año del trasplante.

M	Plantas con inoculo				Plantas no inoculadas			
	Altura visible (cm)	Longitud total (cm)	Numero de hojas	Peso fresco (g)	Altura visible (cm)	Longitud total (cm)	Numero de hojas	Peso fresco (g)
<b>Inicial</b>	45.5	79.0	12.25	1.6845	12.8	45.8	12	0.1073
<b>Final</b>	9.8	55.3	20.33	3.1046	2.3	33.7	12	0.5085

Durante los muestreos en campo se observó que las plantas trasplantadas continuaron su crecimiento con el patrón básico para mezquite, es decir las raíces seguían creciendo hacia la profundidad del suelo, la parte aérea (ramoneada) comenzó a ramificarse a partir de la base del tallo y a llenarse de hojas mucho más pequeñas que las alcanzadas en el invernadero, las plantas inoculadas tuvieron un mejor crecimiento como respuesta al trasplante.



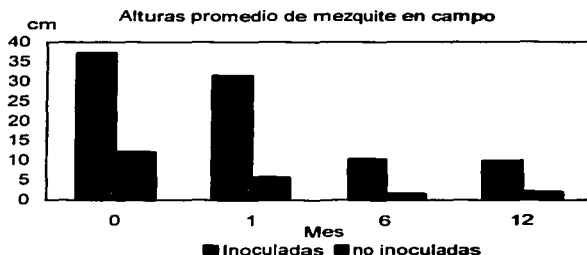
Figura 12. Plantas inoculadas al mes de trasplante y al año del mismo

En la figura 12 (izquierda) se puede apreciar que las plantas sufrieron una disminución tanto en tamaño como en número de hojas quedando solamente los tallos en pie, las plantas se recuperaron aumentando el número de ramificaciones a partir de un solo tallo y continuando con su crecimiento radical. Las plantas inoculadas se recuperaron de una manera favorable (derecha), mientras que las plantas no inoculadas no pudieron sobreponerse y murieron.

Para evaluar el crecimiento de la planta cuya variable básica en el invernadero fue la altura y que en campo ya no fue tan evidente la diferencia, se aplicó una tasa relativa de crecimiento ( $\lambda$ ) para las variables al año del trasplante. Así se observa que para longitud total se obtuvieron  $\lambda$ 's de 0.7 para ambos tratamientos, lo que nos indica decrecimiento. En la variable número de hojas se obtuvo  $\lambda=1.66$  para plantas inoculadas y  $\lambda=1$  para las no inoculadas, estos resultados revelan que las plantas inoculadas tuvieron mayor crecimiento, mientras que las no inoculadas solo mantuvieron su crecimiento, para el peso se obtuvo  $\lambda=1.84$  para plantas inoculadas, lo que indica que el peso de las plantas aumentó a casi el doble, para las plantas no inoculadas se obtuvo  $\lambda=4.73$ , lo que indica aumento en cuatro veces su peso. Mucho de este crecimiento se dio con base al crecimiento de la raíz que al no presentar micorrización debía crecer y ramificarse para aportar los nutrientes requeridos por la planta.

Durante el primer mes las plantas decrecieron por depredación, principalmente por conejos y cabras, quedando sin hojas. A los 6 meses se muestra un decrecimiento drástico que se debió a las condiciones ambientales, ya que fue época de secas y heladas (estas especies es

caducifolia), fue difícil saber si la planta estaba viva o muerta, para la época de lluvias del año siguiente se reinició el crecimiento evidenciando a las plantas vivas ( Gráfica 9).



Gráfica 9. Disminución de altura de plantas llevadas a campo.

Después de un año de trasplante se revisó la colonización radical de algunas plantas sobrevivientes de cada tratamiento; encontrándose que las plantas inoculadas disminuyeron su grado de colonización en un 10 % sin embargo, esta disminución no influyó sobre la sobrevivencia de las mismas, las plantas no inoculadas por el contrario mantuvieron un porcentaje bajo de colonización, el valor encontrado fue del 10%, el número de esporas en la rizosfera en este caso también fue bajo, aproximadamente 1000 esporas menos que las presentes en el tratamiento micorrizado (1506 vs. 2311) es probable que se deba a esto el que las raíces de las plantas no micorrizadas no hayan alcanzado mayor porcentaje de colonización, también es preciso señalar que probablemente el crecimiento del vástago no fuese suficiente para sostener la asociación micorrizica que es demandante de azúcares elaborados (Cuadro 11).

Cuadro 11. Porcentaje de inoculación al trasplante y al año del mismo.

M	Plantas inoculadas		Plantas sin inoculadas	
	Colonización	Esporas rizosfera	Colonización	Esporas rizosfera
A.t	41	2692	0	0
D.t	31	2311	8.3	1506

A.t = Antes del trasplante, D.t = después del trasplante.

### Identificación de Hongos Micorrizogenos.

En este trabajo se utilizó suelo natural como inóculo, fue extraído de las islas de fertilidad de mezquite pertenecientes a Santiago de Anaya, este inóculo contenía esporas de las familias Glomaceae, Acaulosporaceae y Gigasporaceae, los géneros de HMA presentes son: *Glomus* (Anexo 1.1), *Acaulospora* (Anexo 1.2), *Scutellospora* (Anexo 1.3), y *Sclerocystis*, actualmente integrado al género *Glomus* (Schüßler y Walker, 2001). Es posible que no todas las especies de estos géneros interactúen con mezquite para formar micorriza. En el cuadro 12 se presentan los géneros y especies de HMA que se encontraron en las unidades experimentales en invernadero.

Cuadro 12. Géneros de HMA encontrados en las unidades experimentales de *Prosopis laevigata* L. en invernadero

Genero de HM	Especie
<i>Glomus</i>	<i>geosporum</i> <i>sinuosum</i> <i>aff. microcarpum</i>
<i>Scutellospora</i>	sp

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

En el suelo de las unidades experimentales de las plantas inoculadas se encontraron esporas pertenecientes en su mayoría al género *Glomus* y solamente pocas esporas pertenecientes al género *Scutellospora*. Algunas de las esporas se pudieron identificar hasta especie, estas especies son: *Glomus geosporum* (Anexo 1.1.3) y *Glomus sinuosum* (Anexo 1.1.6). Se encontraron esporas que parecen pertenecer a *Glomus microcarpum* (Anexo 1.1.5), pero por su estado de conservación no es posible confirmarlo. Las especies encontradas son las que probablemente forman la micorriza con *Prosopis laevigata*, ya que se encuentran con mayor frecuencia en las unidades experimentales. El número de esporas final es mayor que el original lo que implica que el hongo se está propagando, inclusive se encuentran esporas dentro de la raíz que podrían pertenecer a las especies de *G. intraradices* (Anexo 1.1.4), *G. aggregatum* (Anexo 1.1.1) ó *G. clarum* (Anexo 1.1.2). En las unidades experimentales no se encontraron esporas del género *Acaulospora*.

### **Discusión de los Resultados.**

#### **Crecimiento:**

Los resultados muestran que las plantas inoculadas tienen un mayor crecimiento en todas las variables con respecto a las plantas no inoculadas, esto se atribuye a la presencia de los HMA, ya que se sabe que favorecen el crecimiento de las plantas por efectos como el aumento en el aprovechamiento del agua (en este caso no fue limitada) (Tarafdar y Praveen-Kumar, 1996), aumento en absorción de nutrimentos (incluyendo los poco solubles y poco disponibles para la planta), y al aumento en la superficie de absorción de las raíces por las hifas fúngicas (Le Tacon, 1985; Varela y Estrada-Torres, 1999). Además de estas ventajas se sabe que las micorrizas protegen a la planta contra agentes patógenos presentes en los suelos (Elevitch y Wilkinson, 2001), lo que ayuda a que las plantas que se inoculan sean más sanas.

Como se muestra en los resultados de altura del vástago de ambos tratamientos, se observa que las plantas inoculadas presentaron 124% más altura que las plantas no inoculadas, se sabe que el crecimiento se basa en los nutrimentos que la planta toma del suelo y que las micorrizas ayudan a la planta a tomar muchas veces más nutrimentos, particularmente fósforo, lleva a cabo un mejor aprovechamiento de nutrimentos a los que tiene acceso (Elevitch y Wilkinson, 2001), una eficiente absorción de nutrimentos ayuda a las plantas a tener mayor crecimiento (Tarafdar y Praveen-Kumar, 1996), esto provoca que la planta pueda aumentar en altura y en grosor del tallo principal o tronco, al mismo tiempo este tallo puede engrosar y lignificarse de una manera más apresurada que las plantas no inoculadas. La longitud de la raíz tiene un aumento mayor en plantas inoculadas, cuando se realizó la observación, se encontró que las plantas micorrizadas tenían raíces más gruesas, lignificadas y más largas que las plantas no micorrizadas, también presentaron mayor ramificación en la parte radical, mientras que las plantas no inoculadas presentaron raíces delgadas y con muy pocas ramificaciones, además de una menor longitud, este efecto se le atribuye también a las micorrizas, lo que indica que el patrón de crecimiento general es favorecido por las micorrizas.

Al aumentar su tamaño, las plantas demandan para sí mismas una mayor cantidad de productos elaborados por la fotosíntesis y por consecuencia aumenta el número de hojas, ya

que en ellas se lleva a cabo este proceso. Las plantas con micorrizas tienen una mayor demanda de productos fotosintéticos ya que el hongo requiere de ellos para sobrevivir y de esta manera mantener la micorriza funcionando. Las plantas inoculadas presentan hasta cuatro veces más hojas (129% en promedio) que las plantas no inoculadas; esta diferencia es significativa como lo muestra el análisis estadístico aplicado, es importante pues le da mayor producción fotosintética y es posiblemente lo que permite la exitosa relación con los HMA.

En el peso de la planta influye la presencia de la masa de las raíces que es mayor para las plantas inoculadas. Las raíces son las encargadas de buscar los nutrimentos presentes en el suelo para la manutención de las plantas. Cuando una planta se micorriza la superficie de absorción es mayor, esta superficie aumenta por el micelio del hongo y por el aumento en la ramificación de las raíces. Se puede decir que entre mayor porcentaje de colonización mayor aumento en las ramificaciones de la raíz. En el trabajo realizado por Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato (1990), se mostró que las plantas inoculadas producen más del doble de peso seco que las plantas testigo no inoculadas con especies de hongos del género *Glomus*, para el caso de este trabajo el peso de las plantas inoculadas aumento al doble desde el primer muestreo, llegando a pesar hasta 57 veces más que la planta no inoculada en peso fresco. Los HMA que se asocian a este trabajo son en su mayoría especies del género *Glomus*, los cuales además superan numéricamente en esporas a cualquier otro género presente.

#### **Porcentaje de colonización:**

En los matorrales de Santiago de Anaya, Hidalgo, el estrés hídrico es una característica importante, por lo que es posible esperar un incremento en el porcentaje de colonización y el número de esporas (Rubio *et al.*, 1997), ya que la micorrización ayuda a la planta dándole una mayor ventaja en el crecimiento y en vigor.

*Prosopis laevigata* presenta 15% de colonización micorrízica en individuos arbustivos de aproximadamente 20 años de edad que crecen en los matorrales de Santiago de Anaya, Hidalgo, esto se ha atribuido a la presencia de taninos en las raíces de mezquite (Barragán *et al.*, 2000). Es lógico pensar que las plántulas de mezquite presente menor concentración

de taninos en sus raíces y que esto favorezca la colonización con HMA obteniendo mayores niveles de micorrización (hasta 80%), y que su dependencia de la micorriza ocurra en la etapa de plántula.

Las diferentes fases del hongo durante la colonización micorrízica influyen mucho en los resultados de la colonización fraccionada, es decir en el número de vesículas, arbusculos, hifas y esporas que se encuentren en la raíz de la planta. Por el tipo y cantidad de estas estructuras podemos saber si la colonización micorrízica beneficia a la planta o simplemente se encuentra conviviendo con ella. Se sabe que los arbusculos pueden formarse a partir del segundo día de iniciada la colonización (Mosse, 1981) y permanecer viables de cuatro a quince días, su degradación se inicia en las ramas más finas, formando agregados en forma de terrón (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990), como los que se observan en la Figura 11, esta estructura muestra la mayor actividad de la micorriza. Sin embargo, durante todo el periodo de evaluación (4 meses) la actividad del HMA fue constante, es decir durante los 120 días encontramos arbusculos que indican que la micorriza estuvo siempre activa (efectividad de la micorriza).

En este trabajo podemos observar como afecta el porcentaje de colonización al crecimiento y desarrollo de la planta (efectividad micorrízica). Las plantas que no fueron inoculadas presentaron hasta el 10% de colonización micorrízica, esto se atribuye a que probablemente las unidades experimentales de los testigos se contaminaron con esporas de las unidades experimentales inoculadas debido a la cercanía de unas y otras. Esta contaminación no afectó a la planta de ninguna manera, ya que las plantas testigo mostraron menor crecimiento y desarrollo en todos los parámetros evaluados, mostrando que requiere un mayor porcentaje de inoculación para que la micorrización sea efectiva.

La velocidad de colonización encontrada en este trabajo presenta periodos de aumento y disminución del porcentaje de colonización, esto puede deberse a los ciclos de vida del hongo e incluso a los cambios fisiológicos de las estructuras que presenta el hongo así por ejemplo los arbusculos y las vesículas viven aproximadamente 4 días, por lo que puede disminuir la observación de estos en algún momento ya que la observación dentro de este trabajo se realizó cada 15 días, sin embargo las hifas están presentes todo el tiempo y la formación de esporas se observó solo ocasionalmente. Por otro lado también puede deberse



a que durante el experimento la planta cambió de necesidades, es decir durante algún periodo debió sentir la falta de espacio en la unidad experimental y en ese periodo el hongo dejó de hacer el intercambio de nutrimentos disminuyendo de esta manera el número de arbusculos y aumentando el número de vesículas e inclusive el número de esporas.

El grado de dependencia micorrízica está generalmente relacionado con las características del sistema radical; entre mayor es la capacidad de producción de pelos radicales y de raíces por una planta mayor será su independencia de los endófitos fúngicos para crecer y reproducirse (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990) con base en esto se puede considerar a *Prosopis laevigata* como una planta dependiente de la simbiosis con los HMA ya que no presenta muchos pelos radicales. Se ha estimado en la mayoría de las leguminosas inoculadas con *Rhizobium* forman endomicorriza, comúnmente con altos niveles de colonización (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990).

El hecho de que el número de esporas en el suelo disminuya al iniciar el experimento puede deberse a que las plantas forman la micorríza a partir de las esporas presentes, lo que indica que las esporas son viables, es decir están vivas y pueden micorrizar a la raíz presente, desafortunadamente no se tiene el registro y la proporción inicial de los géneros y especies de HMA presentes en el suelo usado como inóculo.

Arroyo *et al.* (1998) reportan que el número de esporas aumenta cuando se induce la sequía, algo similar mencionan Rubio *et al.* (1997) para las zonas áridas, recordando que en las plantas inoculadas se encontró menor humedad, podemos decir que al no tener una mayor cantidad de agua que pudieran absorber los HMA llevaron a cabo la esporulación para sobrevivir en las unidades experimentales, hay que recordar que los HMA presentes en el inóculo provenían del suelo de una zona semiárida por lo que es posible que sus ciclos estén acoplados a las condiciones que prevalecen en esa zona y que cualquier disminución en la humedad del suelo el hongo la detecte como un periodo de sequía induciendo la esporulación. Por otro lado las unidades a través del tiempo de muestreo, presentaron una barrera para el crecimiento de la raíz de las plantas, Medrano (2002) menciona que el número de esporas en las unidades experimentales deriva del crecimiento de la raíz de la planta limitado por el volumen de sustrato, esto también es aplicable a este caso ya que según el INVAM (2002) el incremento en la esporulación es el efecto que tiene el cese del

crecimiento de la raíz en el ciclo de vida de los hongos micorrizógenos. Por esta razón para los últimos muestreos se obtienen números de esporas cada vez mayores.

#### **Hongos Micorrizógenos:**

El hecho de que la mayoría de las especies encontradas pertenezcan al género *Glomus* se debe a que este es el más abundante en el suelo del agostadero de Santiago de Anaya (Medrano, 2002), lugar del que se extrajo el inóculo. El género *Glomus* probablemente es el que presenta especies más resistentes y por lo tanto las especies más adaptadas a las condiciones semiáridas del sitio de estudio (Montaño, 2000), algunas especies del género *Glomus* son cosmopolitas pues las especies se encontraron en casi todos los hábitats, asociados a una amplia gama de especies vegetales. Los HMA del género *Glomus* identificados en este trapajo son *G. geosporum*, *G. sinuosum* y *Glomus aff. microcarpum*, son especies generalistas y adaptadas a muchos ambientes y plantas.

En el trabajo realizado por Montaño (2000) se reporta la presencia de los géneros *Glomus* y *Scutellospora* encontrados para el Sitio de Santiago de Anaya en este trabajo, así mismo señala a *Glomus* como el más representado para el sitio de estudio, lo que concuerda con lo señalado por Medrano (2002), quien además señala que el suelo de este agostadero tiene suficientes esporas de HMA que lo hacen adecuado para crear inóculos propios para esta zona y zonas con la misma problemática de Santiago de Anaya, Hidalgo.

Las plantas inoculadas son más tolerantes al estrés del trasplante que las no inoculadas, con la ventaja de que al propagarse en condiciones controladas podrían permanecer por menos tiempo en etapa de almácigo (Rubio *et al.*, 1997). Las plantas de mezquite inoculadas desde el inicio presentaron como ventaja una mayor longitud, mayor superficie de absorción de las raíces, mayor número de hojas y más vigor. Al cabo de 4 meses las plantas fueron trasplantadas al agostadero se vieron beneficiadas por estas características, ya que a pesar de no tener la cantidad de agua acostumbrada se pudieron mantener durante la época seca, las plantas no inoculadas presentaron problemas para mantenerse durante esta época, esto se debe a que la presencia de la simbiosis micorrizica determina una mejor adaptación en condiciones de estrés por escasez de agua, alcalinidad y temperaturas altas (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990). Asimismo, se incrementa la posibilidad de las

plantas de tomar agua y nutrientes de lugares alejados y proveen una protección contra plagas y enfermedades (Elevitch y Wilkinson, 2001). Al proporcionar a la planta la habilidad de absorber mayor cantidad de nutrimentos y mayor aprovechamiento del agua las micorrizas compensan una concentración de nutrimentos baja en los suelos, además de favorecer la estructura del suelo, de manera que todos estos beneficios permiten que la planta se establezca rápidamente a pesar de no tener muchos nutrimentos disponibles en el suelo donde se trasplantó, que se caracteriza por ser un suelo superficial, calcáreo y con pocos nutrimentos, ayudando a las plantas a tener una mejor tolerancia a problemas relacionados con su establecimiento (Elevitch y Wilkinson, 2001).

El uso de la simbiosis micorrizica en las plantas de la familia Leguminosae, propagadas en vivero o invernadero para propósitos de conservación o regeneración de suelos, es una alternativa de alta viabilidad y bajo costo que puede ser empleada para favorecer la sobrevivencia y adaptación de muchas especies a las condiciones limitantes de áreas degradadas (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990), en este caso los resultados apoyan esta propuesta haciéndola viable para el agostadero de Santiago de Anaya.

Al llegar a campo las plantas sufrieron depredación por la fauna local, lo que trajo como consecuencia la pérdida total de las hojas y el decrecimiento de las plantas ya que algunas fueron reducidas hasta a 0.5 cm de altura, las plantas que se recuperaron ante esta nueva problemática fueron las micorrizadas, ya que comenzaron a ramificarse como normalmente lo hacen las plántulas en campo, las plantas sin micorrizas no pudieron sobrevivir ante esta situación.

Al transcurrir los 12 meses a partir del trasplante a campo, se encontró que las plantas inoculadas sobrevivieron en un mayor porcentaje (83%) y mostraron un aumento en el número de hojas, ramificaciones y aumento en la longitud de las raíces. Sin embargo se observó la disminución en el porcentaje de colonización desde un 80% hasta un 31%, esta disminución puede deberse a que las condiciones cambiaron para la planta y para el hongo, que trajo como consecuencia que la planta tratara de sobrevivir primeramente antes que sostener la relación simbiótica. Por su parte el hongo pudo desarrollar su estrategia de esporulación para sobrevivir en este nuevo ambiente. En las plantas no inoculadas existió un aumento en el crecimiento radical y a algunas de ellas se lograron colonizar con los

HMA presentes *in situ*, alcanzando un porcentaje de colonización de 8.3%, que es parecido al que presentaron en Invernadero.

El comportamiento sugiere que el crecimiento y desarrollo del mezquite está fuertemente influenciado por las condiciones ambientales naturales y son importantes las interacciones biológicas que se establezcan, en este caso las plantas no micorrizadas fueron llevadas a un suelo con una densidad de esporas de 2466/ 100g de suelo, sin embargo, no son capaces de colonizarse en un porcentaje suficiente que les permita sobrevivir ante el estrés ambiental y el generado por los herbívoros del sitio. De manera contraria las plantas micorrizadas de la misma edad cronológica pero con altura y número de hojas mayor al ser trasplantadas, sufren el mismo estrés y depredación pero son capaces de sobrevivir, el diseño de trasplante en campo fue pensado sin ninguna protección para las plantas, con la intención de evaluar el efecto de la micorrización previa y la capacidad de la planta de cuatro meses para inocularse en campo, sin embargo, si en un momento posterior se diseña un trasplante a campo con cierta protección se podría potencializar el efecto de la micorrización y lograr porcentajes mayores de sobrevivencia.

La respuesta de crecimiento de las plantas leñosas provenientes de germoplasma silvestre en condiciones ambientales diferentes a los de su origen, en este caso en Invernadero de la Ciudad de México es compleja ya que siempre intervienen varios factores importantes tanto físicos como biológicos que además pueden generar respuestas similares en la planta objeto del estudio, en este caso, es notorio el efecto que tiene el suelo como un cuerpo natural complejo y las temperaturas como ya lo han señalado Meyer *et al.*, (1973). La respuesta de *Prosopis laevigata* a la micorrización no escapa a este esquema ya que su efectividad evaluada en el crecimiento en condiciones de invernadero le da una ventaja que conserva al ser trasplantado a campo mediante la sobrevivencia alcanzada al final de un ciclo.

Las observaciones realizadas muestran que las unidades con plantas inoculadas presentaron suelo con menor humedad relativa que las plantas no inoculadas, estas últimas mostraron agua estancada. Existen evidencias de que las asociaciones micorrízicas arbusculares alteran las relaciones hídricas de las plantas mejorando la tolerancia frente a un déficit de agua, las micorrizas ayudan a las plantas a tener una mayor conductividad de la misma y a recuperar la turgidez más rápidamente al nivel óptimo, con relación a las plantas no

inoculadas (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990; Rubio *et al.*, 1997). En este caso la micorriza ayuda a *Prosopis laevigata* a aprovechar toda el agua que tiene a su disposición, en el caso de las plantas que no están micorrizadas el exceso de humedad en el suelo no puede ser aprovechado, ya que no hay hifas que ayuden a explorar con una mayor superficie de suelo y favorezcan la absorción del agua.

Por otro lado, se observó que las plántulas inoculadas conservaron más tiempo las hojas cotiledonares que las plantas no inoculadas, esto seguramente se debe a que las micorrizas; en las plantas inoculadas, aportaron nutrientes y agua del suelo que ayudaron a que los nutrientes y el agua contenida en las hojas cotiledonares se consumieran más lentamente, tal como lo reporta Janos (1980). Las plantas no micorrizadas no tenían una fuente extra de alimento, por lo tanto consumieron más rápido las reservas de sus hojas cotiledonares, las que duraron 15 días aproximadamente, las hojas cotiledonares de las plantas micorrizadas permanecieron aproximadamente 30 días.

En las raíces de dos plantas inoculadas con HMA se encontró la presencia de nódulos bacterianos, seguramente de bacterias del género *Rhizobium*. La simbiosis establecida entre las bacterias de *Rhizobium* y las leguminosas es un fenómeno específico para las leguminosas, *Rhizobium* forma nódulos en las raíces que proporciona un nutriente importante que es el N. Otros organismos como los hongos micorrízicos arbusculares proporcionan nutrientes como P, formando una doble simbiosis. Existe además una relación específica entre el N y P que se ve favorecida por esta doble simbiosis, sin embargo. En este caso los nódulos carecían de actividad, ya que presentaron un color blanco, cuando los nódulos están activos son de color rosa o colores más oscuros.

Por otro lado la doble simbiosis *Rhizobium*- hongos micorrízicos arbusculares permite que las especies se establezcan en suelos de baja fertilidad o en suelos marginales (Sánchez-Colín *et al.*, 2000). Finalmente los resultados apoyan la hipótesis de que las plantas micorrizadas de *Prosopis laevigata* sobreviven en más del 50% con respecto a la no micorrizada favoreciendo de esta manera al crecimiento.

### Conclusiones

- ☼ El crecimiento de *Prosopis laevigata* se ve favorecido por la inoculación micorrizica en condiciones de invernadero. Durante los 4 primeros meses el crecimiento en altura y número de hojas es 124% y 129% más que las plantas no micorrizadas.
- ☼ Los HMA identificados en la rizósfera de *Prosopis laevigata* creciendo en invernadero son: *Glomus geosporum*, *G. sinuosum* y *G. aff. microcarpum*. Se encontraron algunas esporas del genero *Scutellospora*.
- ☼ Los porcentajes de inoculación micorrizica alcanzada a los 4 meses de edad en condiciones de invernadero son del 57% en promedio, en condiciones de campo este porcentaje baja hasta un 31%.
- ☼ La sobrevivencia alcanzada por *Prosopis laevigata* micorrizado y transplantado a campo es del 83% en comparación con las plantas no micorrizadas que sobreviven solo en un 11 % al cabo de un año.

## Referencias.

- ♣ Abbot L. y Gazey C., (1994). "An ecological view of the formation of VA mycorrhizas", *Plant and Soil*, 159: 69-78.
- ♣ Águeda A., (1994). "Maderas argentinas de *Prosopis*: Atlas anatómico", Secretaría general de la nación, Argentina.
- ♣ Allen E.B. (1999). "La restauración de zonas áridas perturbadas con especial referencia a los hongos micorrizcos", en *Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos*. CICY, México.
- ♣ Allen M.F. (1999). "La micorriza y las rehabilitaciones de suelos áridos perturbados: procesos y prácticas", en *Ecofisiología Vegetal y conservación de recursos genéticos*. CICY, México.
- ♣ Archet S., Schirres C. y Bassham C.R., (1988). "Autogenic succession in a subtropical savanna conversion of grassland to thorn woodlands", *Ecological Monographs* 58: 111-127.
- ♣ Arroyo A.V., Martínez M. y Sánchez C.M.J., (1998). "Efecto de las micorrizas vesículo-arbusculares (VA) en cultivos de maíz de dos sitios del Estado de México" En *Avances de la investigación micorrizica en México*. Zululeta R R, Escalona M. A., Trejo D. Editores, 1998, Universidad Veracruzana.
- ♣ Azcon R., (2000). "Papel de la simbiosis micorrizica y su identificación con otros microorganismos rizosféricos en el crecimiento vegetal y sostenibilidad agrícola" en Alarcón y Ferrera-Cerrato, (2000). "Ecología, fisiología y biotecnología de la Micorriza Arbuscular, Mundiprensa, COLPOS, México Págs. 1-15 .
- ♣ Azcon R. y Baréa J.N., (1980). "Micorrizas", *Investigación y Ciencia*, 47: 8-16, México.
- ♣ Baréa J. M., (1998). "Biología de la rizósfera", *Investigación y ciencia*, Enero, 74-81.
- ♣ Barragán V.E.A., Pérez O.G. y Pérez P.M.E., (2000). "Inventario de las micorrizas asociadas a *Prosopis laevigata* (Mezquite) en dos matorrales semiáridos de Hidalgo". *Memorias de la Reunion Iberoamericana y III simposio Nacional sobre simbiosis micorrizica*, Guanajuato, México.
- ♣ Barrios T.R., (1985). "Caracterización nutricional del Mezquite *Prosopis laevigata* en tres épocas de corte". Tesis de licenciatura, F.E.S. Zaragoza, UNAM, México.

- ♣ Barrows J.E. y Roncadori R.W., (1977). "Endomycorrhizal synthesis by *Gigaspora margarita* in *Poinsettia*", *Mycologia* 69: 1173- 1184.
- ♣ Beadle C.L., (1988). "Análisis del crecimiento vegetal", en Coombs J., may D.O., Long S.P. y Scurlock J. M. O. Eds. "Técnicas en fotosíntesis y bioproduktividad", Ed. Futura S.A. México, COLPOS, Pág. 17-21.
- ♣ Bethlenfalvay G.J., Dakessian S. y Pacovsky R.S., (1984). "Mycorrhizae in southern California desert: ecological implications", *Can. J. Bot.* 62: 519-524.
- ♣ Bidwell R.G.S., (1979). "Fisiología vegetal", 1ª ed., AGT Editor, S.A., México.
- ♣ Blaszkowski J., (1999). "Polish endogonaceae 2. *Acaulospora rugosa*, *Glomus aggregatum*, *Glomus etunicatum*", *Karstenia* 30: 1-13.
- ♣ Bolan, (1991). "Acritical review on the role of mycorrhiza fungi in uptake of phosphorus by plants", *Plant and Soil* 134: 198-207. E.U.
- ♣ Brundrett M., Bougher N., Dell B., Grove T. Y Malajczuk N., (1996). "Working with mycorrhizas in forestry and agriculture", *ACIAR*, Australia.
- ♣ Burkart A., (1976). "A monograph of genus *Prosopis* (Leguminosae subfam. Mimosoideae)", *Journal of the Arnold Arboretum* 57:217-249,450-485.
- ♣ Burns R.G. y Davies J. G., (1986). "The microbiology of soil structure", *Biol. Agric. & Hortic.* 9: 95 - 113.
- ♣ Castellanos J.Z., y Peña C.J., (1990). "Los nitratos provenientes de la agricultura", *Terra*: 8(1): 113-125, México.
- ♣ Cavazos D.J.R., (1997). "Uso múltiple de los agostaderos en el norte de México", *Ciencia forestal en México*, Vol. 22 Núm. 81 pag. 3-26, Enero-Junio.
- ♣ Ciu M. y Nobel P., (1992). "Nutrient status, water uptake and exchange for three desert succulents infected with mycorrhizal fungi", *New Phytol.* 122: 643-649.
- ♣ Clark M.S., (1985). "Value and uses for Mezquite", *Management and utilization of arid land plants: symposium proceedings*, Saltillo, México, Febrero: 91-96.
- ♣ Cortes M.M.M., (1986). "Distribución de la endomicorriza VA en diez agroecosistemas de mango *Manguijera indica* L. en el estado de Veracruz", Tesis de maestría, CONAFRUT, México.
- ♣ Crul E.A. y Truelove B., (1986). "The rhizosphere", *Springer-Verlag*, pp38-39 y 180-190, E.U.



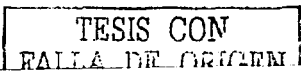
- ♣ Cruz J., (1996). "Evaluación de las condiciones microclimáticas, edáficas y de vegetación bajo el dosel de *Prosopis laevigata* (Humb & Bonpl. Ex Wild) MC Johnst. , en un agostadero semiárido del norte de Guanajuato", Tesis de Maestría, COLPOS, México.
- ♣ Cruz R., (1992). "Interacciones entre los estratos arbóreo con la vegetación herbácea en una zona de matorral en el valle de Actopan, Hidalgo", Tesis de Licenciatura, F.E.S. Zaragoza, UNAM, México.
- ♣ Cruz R.J.A., García M.E., Frías H.J.T., Montesinos S.G. y Flores F.J.L., (1997). "Influencia de los mezquites en la composición y cobertura de la vegetación herbácea de un agostadero semiárido del Norte de Guanajuato", Boletín de la Sociedad Botánica Mexicana, 61: 21-30, México.
- ♣ Cuenca G y Lovera M, (1994). "Vesicular- arbuscular mycorrhizae in disturbed and revegetated sites from La Gran Sabana, Venezuela", Canadian Journal of Botany, 70:73-79, Canada.
- ♣ Dhillon S.S. y Zak J.C., (1993). "Microbial dynamics in arid ecosystems: Desertification and potential role of mycorrhizas" Revista Chilena de Historia Natural, 66(3):253-270.
- ♣ Diop T.A., Plenchette C., Strullu D.G., Gueye M. y Dreyfus B.L., (1995). "Acacias del Sahel. Una esperanza para la agricultura", Mundo Científico No 152, Vol. 14, pag. 1061-1063.
- ♣ Dobremez J.F., Gallet C y Pellissier F., (1995). "Guerre chimique chez les vegetaux", La Recherche No. 279 Septiembre Vol26, Pág. 912-916, Francia.
- ♣ Dreschsel P., Zech W. y Kaupenjohann M., (1989). "Soil and Reforestation in the central rangelands of Somalia", Arid Soil Res. Rehab, 3(1): 41-64.
- ♣ Elevitch C y Wilkinson K, (2001). "Mycorrhizae: Essential Paterners in Plant Health", Mycorrhizae, [www.agroforester.com](http://www.agroforester.com)
- ♣ Estrada-Torres A., Varela L., Hernández-Cuevas L. y Gavito M.E., (1992). "Algunos hongos micorrizicos arbusculares del estado de Tlaxcala, México", Rev. Méx., Mic. 8:85-110, México.
- ♣ Ferrera C.R., (1993). "Agroecología sustentabilidad y educación", Editó: Centro de edafología, México.
- ♣ Ferrera C.R., González C.A. y Rodríguez M.M., (1993). "Manual de agromicrobiología", Ed. Trillas, pag. 53-120, México.

- ♣ Felker P., Clark P.R., Laag A.E. y Pratt P.F., (1981). "Salinity tolerance of the tree legumes: mesquite (*Prosopis glandulosa* var Torreyana, *P. velutina* and *P. articulata*), algarobo (*P. chilensis*), Kiawe (*P. palida*) and tamarugo (*P. tamarugo*), grown in sandculture on nitrogen-free media", *Plant and Soil* 61: 311-317.
- ♣ Fisher R.A. y Turner N.C., (1978). "Plant productivity in the arid and semiarid zones", *Annu. Rev. Plant Physiol.*, 29:277-317.
- ♣ Frías H.J.T., (1998). "La sustentabilidad de un ecosistema semiárido" Tesis Doctoral en biotecnología de plantas, Irapuato, Gto., México pp. 192.
- ♣ Frías H.J.T., Aguilar L.A.L., Olalde P.V., Baldéras L.J.A., Gutiérrez J.G., Alvarado A.J.J., Castro J.J., Vargas H., Albores A., Dendooven L. y Miranda L.C.H., (1999). "Soil characteristics in semiarid highlands of Central Mexico as affected by Mezquite trees (*Prosopis laevigata*)" *Arid Soil Research and Rehabilitation*, 13: 305-312.
- ♣ Galindo A.S. y García-Moya E.G., (1986). "Usos del mezquite (*Prosopis* L.) en el Altiplano Potosino", *Agrociencia* No. 63: 7-16, COLPOS, Chapingo, México.
- ♣ García E., (1988). "Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen", Instituto de Geografía, UNAM, México, 220pp.
- ♣ García-Moya E.G., Reynaga V.J.R., Medina T.J. y Jasso I.R., (1989). "Características físicas y químicas de los suelos de islas de fertilidad y áreas adyacentes de Mezquite (*Prosopis glandulosa* Torr) en un matorral mediano espinoso de Coahuila", *Agraria, UAAAN*, Vol 5, Núm. 1, pag. 39-47, México.
- ♣ García-Moya E., Wendt T.L. y Gómez C.F.V., (1992). "Potencial de hibridación natural en el mezquite (*Prosopis laevigata* y *P. glandulosa* var Torreyana, Leguminosae) de la Altiplanicie de San Luis Potosí" *Acta Botánica*, 20: 101-117, México.
- ♣ García-Moya E., (1996). "Apuntes de ecología de Agostaderos", Instituto de recursos naturales, COLPOS, México.
- ♣ Gerdemann J.W., (1975). "The development and function of roots", Ed. Torrey y Clarkson, EU, NY.
- ♣ Godínez A.H., (1998). "Los desiertos mexicanos: Sus características e importancia", *Ciencia y Desarrollo*, #143:17-22, México.
- ♣ Gómez L., (1970). "Importancia económica de los Mezquites (*Prosopis* sp.) en algunos estados de la Republica Mexicana", en *Mezquites y Huisaches*, pag1-16, IMRNR, México.

- ◆ Gómez L.F., Signoret P.J. y Abuin M.C., (1970). "Mezquites y Huizaches: algunos aspectos de la economía, ecología y taxonomía de los géneros *Prosopis* y *Acacia* en México", Ediciones del IMRNR, México, 192p.
- ◆ Grime J., (1977). "Evidence of the existence of three primary strategies in plants and its relevance to ecological and evolutionary theory", En Cuenca G. and Lovera M., 1994, Vesicular-arbuscular mycorrhizae in disturbed and revegetated sites from La Gran Sabana, Venezuela, Canadian Journal of Botany, 70: 73-79.
- ◆ Guzmán P.R., (1989). "Evaluación de sustratos para la producción de inoculo micorrízico arbuscular", Memoria del XXII Congreso Nacional de las Ciencias del Suelo. Colegio de Postgraduados, UACH, Departamento de suelos.
- ◆ Guzmán-Plazola R.A. y Ferrera-Cerrato R., (1990). "La endomicorriza vesículo-arbuscular en las leguminosas", Sección de microbiología, Centro de edafología, Colegio de Posgraduados, México.
- ◆ Habit M., David C., Roberto G, (1981). "*Prosopis tamarugo*: arbusto forrajero para zonas áridas", Estudio FAO: Producción y protección vegetal, No. 25, Roma, Italia.
- ◆ Hernandez X. E., (1972). "Mexican experience", en Dregne H. G., "Arid lands in transition", American Association for the advancement of Science, pags. 317-343, E.U.
- ◆ Herrera T. y Ulloa M., (1990). "El reino de los hongos: Micología básica y aplicada", UNAM y Fondo de cultura económica, 552 Págs., México.
- ◆ Hunziker J.H., Saidman B., Naranjo C., Palacios R., Poggio L. y Burghardt A., (1986). "Hybridization and genetic variation of Argentine species of *Prosopis*", Forest ecology and management, 16: 301-315.
- ◆ Huenneke L.F. y Noble I., (1996). "Ecosystem function of biodiversity in arid ecosystems", en Melendez G. R. S., Morales O.R.D., Valdés C., Poefia R. y Mata G.R. (editores). "Alternativas del manejo y utilización de los recursos de las zonas áridas", Bermejillo DGO. México.
- ◆ INVAM, (2001). "Descripción de especies de hongos micorrizogenos", [www.invam.caf.wvu.edu/](http://www.invam.caf.wvu.edu/)
- ◆ INVAM, (2002) "The relationship between colonisation and sporulation as affected by environment and competition, INVAM Newsletter vol. 2 No. 2
- ◆ Janos D., (1980). "Mycorrhizae influence tropical succession", En Roland, B. 1994, Effects of indigenous arbuscular mycorrhiza endophytes on the development of six wild plants colonizing a semi-arid area in south-east Spain. New Phytol 127: 115-121.

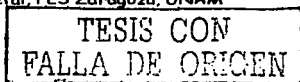
- ♣ Johnston M. C., (1962). "The North American Mesquites, *Prosopis* sect. *Algarobia* (Leguminosae)", *Brittonia* 14 (1):72 - 90.
- ♣ Kigel J., (1995). "Seed germination in arid and semiarid regions", en Kigel J. y Galili G, eds, "Seed Development and Germination", USA, Pág. 645-699
- ♣ Kormanik, P.P., Bryan W.C. y Schultz R.C., (1978). "Endomycorrhizal inoculation during transplanting improves grow of vegetativly propaged yellow-poplar. *The Plant Propagator*, 23: 4-5.
- ♣ Klemmedson J.O. y Tiedemann A.R., (1986). "Longterm effects of mezquite removal on soil characteristics: II nutrient availability", *Soil Science Society American Journal*, Vol. 50: 476-480.
- ♣ Kramer P.J., (1989). "Relaciones hídricas de suelos y plantas una síntesis moderna", Ed. Harla, 538p, México.
- ♣ Latorre A.J., (1990). "Reforestation in arid and semiarid zones in Chile", *Agric. Ecosyst. Environ* 33(2): 111-127.
- ♣ Le Tación F., (1995). "Las micorrizas; una cooperación entre plantas y hongos", *Mundo Científico* 49, Vol. 5: 776-784.
- ♣ Maldonado A.J.L., (1991). "Manejo integrado de los recursos agua, suelo y biota en las zonas áridas y semiáridas de México; horizonte año 2000", en Meléndez G.R.S, Morales O.R.D., Valdez C, Peña R. y Mata G.R., Editores. "Alternativas de manejo y utilización de los recursos de las zonas áridas, Bermejillo Durango., México.
- ♣ Maldonado A.J.L., (1993). "Manejo de la cubierta vegetal en las zonas áridas de México", *Boletín divulgativo SARH, INIFAP*, núm.: 75, México.
- ♣ Mares M. A., (1992). "Neotropical mammals and the Mit. of Amazonian biodiversity", *Science* 255: 976 - 979, E. U.
- ♣ Mares M.A., Enders F.A., Kingsolver J.M., Neff J.L. y Simpson B.B., (1977). "Prosopis as niche component", En *Mezquite its biology in two desert scrub ecosystem*, Simpson B.B., ed. Dowden, Hutchinson and Ros. Inc Straudburg. E.U.
- ♣ Marschner H., (1990). "Mineral nutrition of higher plants", 4a. reimpresión. Academic Press, E.U.
- ♣ MacMahon J.A. y Wagner F.H., (1985). "The Mojave, Sonoran and Chihuahuan Deserts of North America", en Eveneri M., Noy-Meir I. Y Goodall D.W., eds, Elsevier Science Publishing Company, Pág. 105-202.

- ♣ Mediterranea de Agroquímicos, (2002). "El suelo", [www.mediterraneadeagroquimicos.es](http://www.mediterraneadeagroquimicos.es)
- ♣ Medrano C.H.I., (2002). "Obtención de un inoculo endomicorrícico nativo para un agostadero semiárido degradado de Santiago de Anaya, Hidalgo", Tesis de Licenciatura, F.E.S. Zaragoza, UNAM, México. 98p.
- ♣ Meraz V.S., Orozco V.J., Lechuga C.J.A., Cruz S.F. y Vernon C.J., (1998). "El mezquite, árbol de gran utilidad", Ciencias, 51: 20 - 21.
- ♣ Meyer R.E., Haas R.H. y Wendt C.W., (1973). "Interaction of environmental variables on growth and development of honey mezquite", Botanic Gazette, 134(3): 173-178, E.U.
- ♣ Michelsen A. y Rosendhal S., (1989). "Propagule density of VA-mycorrhizal fungi in semiarid bushland in Somalia", Agriculture Ecosystems Environment, 29: 295 - 301.
- ♣ Microsoft, (1998). "Atlas Mundial Encarta", Microsoft Corporation, E.U.
- ♣ Miranda F. y Hernández X.E., (1963). "Los Tipos de vegetación de México y su clasificación", Boletín de la sociedad Botánica de México, 28: 29-179.
- ♣ Montaña A.N.M., (2000). "Potencia de los hongos micorrizogénos arbusculares de las islas de fertilidad de Mezquite (*Prosopis laevigata*) de dos agostaderos semiáridos del Valle de Actopan, México central, un enfoque Ecológico para recuperar la vegetación", Tesis de Licenciatura, F.E.S. Zaragoza, UNAM, México.
- ♣ Montaña A. N. M y Monroy A. A., (2000). "Alternativas para el manejo de los recursos naturales", Ciencia y Desarrollo 154: 26-37. México.
- ♣ Morales G.E.F., (1994). "Clave taxonómica del género *Prosopis* L. en ambiente multimedia", Tesis de Licenciatura, F.E.S. Zaragoza, UNAM, México.
- ♣ Morales de L.J. y Ruiz C.G., (1994). "El mezquite (chachalaca, chucate, algarrobo, tahi: cuahuil)", Cuadernos de nutrición Vol. 17, Núm. 1.
- ♣ Mosse B., (1981). "Advances in the study of vesicular- arbuscular mycorrhiza", En: Roland, B. 1994, Effects of indigenous arbuscular mycorrhiza endophytes on the development of six wild plants colonizing a semi-arid area in south-east Spain. New Phytol 127: 115-121.
- ♣ Murai H., Al-Afiñi M., Haffar I. y Yoshizaki S., (1990) "Use of date-fonds mat fence a barrier for wind erosion control, I Effect of barrier density on sand movement stabilization", Agric. Ecosyst. Environ, 32 (3-4): 273-282.



- Nagel C., (1995) "Una opción productiva: el mezquite", *Ocelotl* 1995: 50 - 55.
- Nelsen C. y Safir G., (1982). "Increased drought tolerance of mycorrhizal onion plants caused by improved phosphorus nutrition", En Roland, B. 1994, *Effects of indigenous arbuscular mycorrhiza endophytes on the development of six wild plants colonizing a semi-arid area in south-east Spain*. *New Phytol* 127: 115-121.
- Obregón V.R., Arredondo V.A. y Rodríguez M.R., (1999). "La desertificación en México y el mundo", *Desarrollo Sustentable*, Año 1 Vo 1 #4, CONABIO.
- Peterson S., (1990). "Biología de la productividad de cultivos", Ed. AGT, México.
- Phillips J.M. y Hayman D.S., (1970). "Improved procedures for clarin roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection", *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55: 158-160.
- Polis G.A., (1991). "The ecology of Desert Communities", The University of Arizona press, Pág. 1-25, E.U.
- Rathore V.P. y Singh H.P., (1995). "Quantification and correlation of vesicular arbuscular mycorrhizal propagules with soil properties of some mollisols of northern India", *Mycorrhiza* 5: 201 - 203.
- Read D., (1991). "Mycorrhiza in ecosystem" En: Lu X. y Koide R., (1994). *The effects of mycorrhizal infection on components of plant growth and reproduction*. *New Phytol.* 128: 211-218.
- Rivera R.R. y Rivera T.J.F., (1989). "Los ecosistemas de las regiones áridas de México", Tesis de licenciatura, UACH, México.
- Rojas G.M. y Rovalo M.M., (1979). "Fisiología vegetal aplicada", 2ª ed., Ed McGraw-Hill, México, pag. 147-179.
- Rubio R.H., Cepeda M.P., Borie F. B. y Contreras A.N., (1997). "Efecto de hongos micorrizógenos arbusculares sobre el crecimiento de algunas hortalizas en almacigo y posterior trasplante", *Agricultura Técnica (Chile)* 57(3): 161-168.
- Ruiz-Lozano J.M., Azcon R. y Gómez M., (1995). "Effect of arbuscular mycorrhiza *Glomus*. species on drought tolerance", *Physiology Nutritional plant responses*, 6(2): 456-460.
- Rzedowski J. (1962)., "Contribuciones a la fitogeografía florística e histórica de México I. Algunas consideraciones acerca del elemento endémico en la flora mexicana", *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 27: 52-65, México.

- Rzedowski J. (1968). "Las principales zonas áridas de México y su vegetación", Bios, 1: 4-24, México.
- Rzedowski J. (1978). "Vegetación de México" Limusa, México.
- Rzedowski J., (1988). "Análisis de la distribución geográfica del complejo Prosopis (Leguminosae, Mimosoidae) en Norteamérica", Acta Botánica, México, 3: 7-19.
- Sánchez C.M., (1997). "Estudio de los hongos micorrízicos en cultivos de maíz en dos sitios del Estado de México", Boletín de investigación, educación y sus nexos, IV (1): 10-15.
- Sánchez-Colín M.J., Ramírez B.P.J. y Torrecano V.N. (2000). "Micorriza Arbuscular y Rhizobium presentes en leguminosas establecidas en suelo andosol" En Alarcón A. y Ferrera-Cerrato R., "Ecología, fisiología y biotecnología de las Micorrizas Arbusculares", IRENAT-COLGPOS. Págs. 46-55, México.
- Sánchez-Gallén I. y Guadarrama P., (2000). "Influencia de la micorriza arbuscular en el crecimiento de plántulas de la Selva húmeda tropical de los Tuxtla, Veracruz", En Alarcón y Ferrera Cerrato, Págs. 69-77, México.
- Schenck N.C. y Perez Y., (1990). "Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi", Synergistic Publications Gainesville, USA.
- Schlesinger W.H. y Jones C.S., (1984). "The comparative importance of overland runoff and mean annual rainfall to shrub communities of the Mojave Desert", Botanical Gazette, 145: 116-124.
- Schuster I., (1969). "Literature of the mesquite (Prosopis L.) of North America, an annotated bibliography, Ed. ICASALS, Texas University, E.U., 83p
- Schüßler A., Schwarzott D. y Walker C. (2001), "A new Fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution", Mycol. Res 105(12): 1413-1421. E.U.
- Schwab S. y Reeves B., (1981). "The role of endomycorrhizae in revegetation practices in the semiarid west III. Vertical distribution of vesicular- arbuscular (VA) mycorrhiza inoculum potential", American Journal of Botany 68 (10): 1293-1297.
- Selosse M.A. y Le Tacón F., (1999). "Los hongos dopan el bosque", Mundo Científico 202, pag. 23 - 25.
- Sieverding E., (1991). "Micorrizas vesiculo- arbusculares en agroecosistemas tropicales", Ed. LIMUSA, México.



- ♣ Sieverding E. y Galvez L., (1988). "Soil and fosfate souses effect, performances of mycorrhizal fungi whit cassava", *Angew Botanic* 62: 283 - 293.
- ♣ Sieverding E. y Toro T., (1989). "Biomass production and nutrient concentration in spores of VA mycorrhizal fungi", *Soil Biochem* 21: 69 - 72.
- ♣ Signoret P.J., (1970). "Datos sobre algunas características ecológicas del mezquite (*Prosopis laevigata*), y su aprovechamiento en el valle del Mezquital", en *Mezquites y Huisaches*, algunos aspectos de la economía, ecología y taxonomía de los géneros *Prosopis* y *Acacia* en México, IMRNR, México.
- ♣ Simpson B.B. y Solbrig O.T., (1977). "Mezquite" En *Mezquite its biology in two desert scrub ecosystem*, Simpson B.B., ed. Dowden, Hutchinson and Ros. Inc Straudburg, pags: 1-21.
- ♣ Smith S.D., Patten D.T y Monson R.K., (1985). "Effects of artificially imposed shade on a Sonoran Desert ecosystem: microclimate and vegetation", *Journal of Arid environments*, 1987, 13: 65-82.
- ♣ Smith S.E. y Read D.J., (1997). "Mycorrhizal Symbiosis", Academic Press, pp. 9-160, Gran Bretaña.
- ♣ Stuart F.C. III, (1991). "Effects of multiple environmental stresses on nutrient availability and use", En Mooney H. A., Winner W. E., Pell E. S. y Chu E. (editores). "Response of plants to multiple stresses", pp 67-88, Academic Press, E.U.
- ♣ Sutton J.C. y Sheppard B.R., (1976). "Aggregation of salt-tune, soil by endomycorriza fungi" *Journal of Botanic*, 54: 326 - 333.
- ♣ Tamhane R., (1983). "Suelos: su química y fertilidad en zonas tropicales", Ed. DIANA, México.
- ♣ Tarafdar J.C., (1996). "The role of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi on crop, tree and grasses grown in an arid environment", *Journal of arid environment*, #34:103-197.
- ♣ Tarafdar J.C. y Praveen-Kumar. (1996). "The role of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi on crop, tree and grasses grown in an arid environment", *Journal of Arid Environments* (1996) 34:197-203. E.U.
- ♣ Tiedemann A.R. y Klemmedson J.O., (1973). "Effect of mezquite on physical and chemical properties on the soil", *Journal of Range Management* Vol. 26(1): 27-29.
- ♣ Tiedemann A.R. y Klemmedson J.O., (1977). " Effects of mesquite trees on vegetation and soil in the desert grassland", *Journal of Range Management* 30:361-367.



- Valdés M., (1989). "Aspectos ecofisiológicos de las micorrizas", Bol. Soc. Bot. México. 49: 19-30.
- Valiente A., (1996). "La conservación de los desiertos: un desafío", Ocelot, Revista mexicana de la conservación PRONATURA, Vol. 4 Pág. 34-37, México.
- Valiente B.L., (1991). "Patrones de precipitación en el valle semiárido de Tehuacan, Puebla, México", Tesis de licenciatura, UNAM.
- Vázquez Y.C. y Batis A.I., (1996). "La restauración ecológica de la vegetación, árboles exóticos vs. árboles nativos", Ciencias 43: 16-23.
- Varma A., (1999). "Functions and application of arbuscular mycorrhizal fungi in arid and semi-arid soils. En: Varma A., Hock B., (1999). "Mycorrhiza structure, function, molecular biology and biotechnology", Springer, Alemania.
- Varma A. y Hock B., (1999). "Mycorrhiza structure, function, molecular biology and biotechnology", Springer, Alemania.
- Varela L. y Estrada T.A., (1999). "El papel de los microorganismos de la rizósfera y de la micorriza en la absorción de nutrimentos minerales y agua", En: Orellana R., Escamilla J. A. y Larqué-Saavedra A., (editores). "Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos", pp137-150, CICY, Yucatán, México
- Veeneddaal E.M., Monnaapula S. C., Gilika T. y Magole L., (1992). "Vascular arbuscular mycorrhizal infection of grass seedlings in a degraded semi arid savanna in Botsuwana". New Phytol, 121:477 - 485.
- Velasco M.H.A., (1991). "Las zonas áridas y semiáridas; sus características y manejo", Limusa, México.
- Virginia R.A. y Jarrell W.M., (1983). "Soil properties in a Mezquite-dominated Sonoran desert ecosystem", Soil Science Society, American Journal. Vol. 47: 138-144.

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

## Apéndice

## Análisis estadístico:

## Análisis de varianza de las alturas de las plantas.

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico
<b>Filas</b>	873.8842	7	124.8406	1.7338	0.2425	3.7871
<b>Columnas</b>	1007.7450	1	1007.7450	13.9956	0.0073	5.5915
<b>Error</b>	504.02912	7	72.0041			
<b>Total</b>	2385.6584	15				

## Análisis de varianza del número de hojas:

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico
<b>Filas</b>	883	7	126.1429	1.2389	0.3924	3.7871
<b>Columnas</b>	1387.5625	1	1387.5625	13.6274	0.0077	5.5915
<b>Error</b>	712.75	7	101.8214			
<b>Total</b>	2983.3125	15				

## Análisis de varianza del peso fresco

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico
<b>Filas</b>	597.4645	7	85.3521	1.0179	0.4910	3.7871
<b>Columnas</b>	4340.0286	1	4340.0286	51.7587	0.0002	5.5915
<b>Error</b>	586.9587	7	83.8515			
<b>Total</b>	5524.4519	15				

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

## Análisis de varianza del porcentaje de colonización

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad para F	Valor crítico para F
<b>Filas</b>	741.2880	7	105.8983	1.3159	0.3632	3.7871
<b>Columnas</b>	11017.8879	1	11017.8879	136.9040	7.532E-08	5.5915
<b>Error</b>	563.3524	7	80.4789			
<b>Total</b>	12322.5283	15				

## Análisis de varianza de número de esporas

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad para F	Valor crítico para F
<b>Filas</b>	10678529.6	7	1525504.23	1.6716	0.2570	3.7871
<b>Columnas</b>	22571407.1	1	22571407.1	24.7337	0.0016	5.5915
<b>Error</b>	6388049.9	7	912578.557			
<b>Total</b>	39637986.7	15				

TESIS CON  
 FALLA DE ORIGEN

**Anexo I.****1.1 Genero *Glomus*:**

Las clamidosporas nacen terminalmente o intercaladas, de una hifa individual (raramente dos), formando esporocarpos o individualmente en el suelo, con o sin peridio. En la madurez, el contenido de la espora se separa de la hifa de sostén por un septo o se ocluye por un engrosamiento en la pared. Se sabe de algunas especies que forman esporocarpos, otras forman conjuntos laxos de esporas que se aíslan de manera individual. Ocasionalmente las esporas más pequeñas se forman dentro de una clamidospora, fenómeno del cual se desconoce su significado. La germinación de las clamidosporas se realiza por medio de la renovación de la hifa de sostén (Schenck y Pérez, 1990; Estrada-Torres *et al.*, 1992; INVAM, 2001).

**1.1.1 *Glomus aggregatum***

Es una de las especies pertenecientes al género *Glomus*. Se distingue de otras especies por ser pequeña, puede tener varios colores que van desde el amarillo pálido hasta el amarillo-café, generalmente tiene un poro abierto en la hifa de sostén, y posee una o dos capas finas (en esporas maduras). La característica principal es que sus esporas se forman por proliferación interna. Las esporas se producen individualmente en el suelo, por esporocarpos o en raíz.

Los esporocarpos miden de 200 a 400  $\mu\text{m}$  de diámetro, sus esporas son agregadas, laxas y usualmente tienen una sola pared. Las capas de la pared usualmente son de color y laminadas, en algunos casos también se subdividen en capas hialinas y muy finas, representando una capa membranosa. La hifa de los esporocarpos de *G. aggregatum* frecuentemente presenta una hifa interna de doble capa. (Blaszowski, 1999; INVAM, 2001).



Esporas de *Glomus aggregatum* Foto: Genaro Montano

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

### 1.1.2 *Glomus clarum*: (antes *Glomus manihotis*)

Clamidoporas formadas una a una o en pequeños racimos en el suelo, también se han encontrado dentro de la raíz, esporas hialinas blancas, amarillas ocre, y algunas amarillas palido, globosas, subglobosas, algunas veces elípticas, oblongas o irregulares (posiblemente las esporas formadas en la raíz) de 190  $\mu\text{m}$  de diámetro, las paredes son complejas de 7-31  $\mu\text{m}$  en diámetro. Algunas esporas presentan una línea hialina y un abrigo externo musilaginoso que con la edad se pone rugoso con pliegues hacia arriba, su coloración es hialina favoreciendo el color amarillo con la edad. La hifa tiene paredes gruesas y se disuelve al incrementarse la distancia desde la espora.

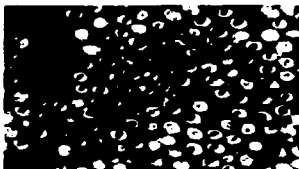


Esporas de *Glomus clarum*. Foto INVAM

### 1.1.3 *Glomus geosporum*

Tiene esporas que van del color amarillo-castaño hasta naranja-oscuro, son de forma globosa, subglobosa, algunas irregulares, lisas y brillantes. Las esporas están conformadas por tres capas de diversos grosores que van desde 8 - 16  $\mu\text{m}$ . La primera es una pared hialina que no reacciona al Mezler. La segunda capa es una pared rígida compuesta, esta capa tiene la coloración antes mencionada. La tercera capa es semirrígida mide de 1-2.5  $\mu\text{m}$  (INVAM, 2001).

Esporocarpos desconocidos, las esporas se forman individualmente en el suelo y presentan una hifa sustentadora, en la estructura de la pared se observan dos capas, la hifa se encuentra dividida de la pared de la espora sostenida por un septo.

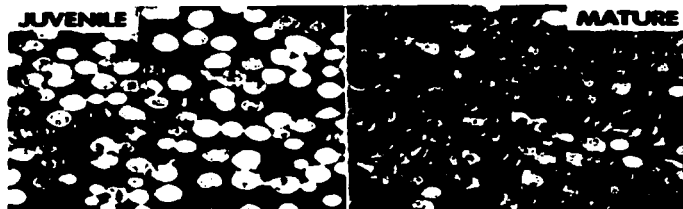


Esporas de *Glomus geosporum*. Foto: INVAM

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

#### 1.1.4 *Glomus intraradices*

Las esporas de este hongo son blancas, color crema, amarillo-café, algunas veces con un tinte verde. Su forma es globosa, subglobosa, irregular con muchas esporas elípticas, especialmente las extraídas de las raíces micorrizadas. El tamaño que alcanzan es de 40-140µm, la pared de las esporas tienen tres capas, en estado juvenil solo se encuentra una capa. Las otras dos capas se forman posteriormente a partir de la hifa.



Esporas de *Glomus intraradices*, maduras e inmaduras. Fotos obtenidas de INVAM

#### 1.1.5 *Glomus microcarpum*

Las esporas tienen de 35 a 49 µm de diámetro; son globosas a subglobosas, la pared es laminada, tiene coloración de hialina a ligeramente amarilla, es lisa y en ocasiones rugosa se encuentra abierta junto a la hifa sustentora y se encuentra casi cerrada cuando la espóra es madura.

Las clamidosporas se forman libres en el suelo o en pequeños grupos encerrados en un peridio o en esporocarpos por arriba de 5 mm de ancho, globosos de forma irregular, de coloración ligeramente castaño, el peridio con una línea delgada entretejida (INVAM, 2001).

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

### 1.1.6 *Glomus sinuosum*: (antes *Sclerocyctis sinuosa*)

Son esporas de color naranja claro cuando están inmaduras, naranja-café hasta naranja oscuro cuando están maduras. Son globosas, subglobosas, ovoides, clipsoidales, o irregulares ocasionalmente con protuberancias. Miden de 200-360µm, la espora esta rodeada de una abundante peridio, este peridio se ve difuso en esporas juveniles. Las esporas tienen una sola capa que parte del plexo central de la hifa (INVAM, 2001). Se ha reportado esta especie en India, E.U., Brasil, México, Taiwán, Pakistán, también se ha encontrado asociada a una gran variedad de plantas (Estrada-Torres *et al.*, 1992).



Esporas de *Glomus sinuosum*. Fotografía de INVAM.

### 1.2 Género *Acaulospora*

Presenta arbusculos similares a los de *Glomus*, vesículas intraradicales grandes y polimórficas. Sus vesículas pueden presentar concavidades superficiales. Tiene una alta distribución en las zonas áridas y semiáridas. Este género produce esporas en el suelo o en esporocarpos, los esporocarpos se abren tras la maduración de las esporas, también se le conoce como saculo esporogénico y puede ser del doble de tamaño que la espora. Las esporas pueden ser globosas, semiglobosas, elipsoides o ampliamente fusiformes, están compuestas esencialmente de dos grupos de capas; la parte más pequeña de la capa externa continua en la capa del tallo de sostén, puede estar pigmentada o laminada o compuesta de las distintas capas, y variables ornamentada; el grupo interno de capas está compuesto de una o más de las capas que son usualmente membranosas, hialinas, pueden ser laminadas, ornamentadas y teñirse de rosa, rojo o púrpura con el reactivo de Mezler. El poro en el tallo que sujeta la espora esta ocluido en parte por el grupo de capas externo de una pared (INVAM, 2001).

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

### 1.3 Género *Scutellopora*

Las esporas se producen de manera individual en el suelo (o raramente en las células corticales de la raíz), son grandes, variables de forma, usualmente son globosas o subglobosas, pero con frecuencia se les encuentra ovoides, obovoides o irregulares, especialmente cuando se constriñen durante su formación; nacen de un suspensor bulboso, generalmente con una hifa estrecha extendiéndose en una o más proyecciones hacia la espora. La estructura de la pared está formada por al menos dos grupos de capas, con una o más capas membranosas flexibles o coriáceas en el grupo más interno. La germinación se realiza por medio de uno o más tubos de germinación, este se forma encima o dentro de la pared o interna. Las células auxiliares se forman en el suelo de manera individual o en grupos, son de pared delgada, nudosa o muy papiladas (INVAM, 2001).

## Anexo 2

Los reactivos empleados durante este trabajo son:

- |   |   |
|---|---|
| 2.1 Alcohol al 50 %<br>50 ml Agua destilada<br>50 ml Alcohol al 99.9%                                 | 2.6 Mezler:<br>100 g Clorhidrato<br>100 ml Agua destilada<br>1.5 g Iodina<br>5 g Iodina de Potasio.       |
| 2.2 KOH al 10%<br>10 g KOH (Hidroxido de potasio)<br>90 ml Agua destilada                             | 2.7 PVL Polivinil alcohol- ácido láctico<br>56 ml Polivinil alcohol<br>22 ml Ácido láctico<br>22 ml Fenol |
| 2.3 Lactoglicerol:<br>500 ml Agua destilada<br>500 ml Ácido láctico<br>500 ml Glicerina               |   |
| 2.4 Ácido Láctico al 5%<br>5ml Ácido Láctico<br>95 ml Agua destilada                                  |   |
| 2.5 Azul de Tripano en<br>Lactoglicerol (0.05%)<br>500 mg Azul de tripano<br>1000 ml de Lactoglicerol |   |

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN