



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
"ZARAGOZA"

**ESTABLECIMIENTO DE PLANTAS DE
Mimosa depauperata INOCULADAS CON
HONGOS MICORRIZOGENOS ARBUSCULARES
(HMA) EN CONDICIONES DE INVERNADERO**

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
B I Ó L O G O
P R E S E N T A N:
MARTÍNEZ ORTIZ LETICIA
MARTÍNEZ PATRICIO MIRIAM

UNIDAD DE INVESTIGACIÓN EN ECOLOGÍA VEGETAL

DIRECTOR DE TESIS:
DR. ARCADIO MONROY ATA

MÉXICO, D. F.

OCTUBRE 2009

INVESTIGACIÓN REALIZADA CON FINANCIAMIENTO DE LA DIRECCIÓN
GENERAL DE ASUNTOS DEL PERSONAL ACADÉMICO (DGAPA) DE LA UNAM
MEDIANTE EL PROYECTO PAPIT CON CLAVE: IN-213706





Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

DEDICATORIA

Miriam

A mis hijos:

A mi hijo Cesarito que vivirá siempre en mi corazón y en mis pensamientos, ya que ha sido mi inspiración y mi fortaleza en los momentos difíciles.

A mi pequeña Landy que llena mi vida de luz, de alegría y de sorpresa, por que al mirar tu sonrisa dejan de existir los límites, ¡Gracias amor de mi vida!

A mis padres:

Alicia Patricio Tapia y Tarcicio Martínez Nievas

A ustedes que me dieron la vida, y que con desvelo siguen mis sueños y anhelos, por su apoyo incondicional en los momentos más difíciles pero también en los más hermosos de mi vida, por creer y confiar en mí y por ser más que mis mejores amigos, mis padres.

A mi hermano:

Roberto, por que hemos compartido alegrías y tristezas, por que se que cuento contigo, por que eres mi hermano favorito y por que se que siempre nos tendremos uno al otro. :

A mi esposo:

Cesar Augusto, por compartir conmigo esta etapa de formación y la aventura de ser padres, por el tiempo que me has regalado, por las alegrías y tristezas que a tu lado he pasado, por tu apoyo, comprensión y amor.

A mi director de tesis:

Dr. Arcadio Monroy Ata, por su apoyo durante todo este tiempo de formación, por sus conocimientos compartidos, por su comprensión y por que más que ser nuestro profesor ha sido un amigo ¡Gracias!

AGRADECIMIENTOS.

A la Universidad Nacional Autónoma de México y a los profesores que de ella me formaron académica y profesionalmente durante toda la carrera.

Agradezco en especial al Dr. Arcadio Monroy Ata, que ha contribuido en gran parte en mi formación, por compartir sus conocimientos sin reservas. ¡Gracias profesor!

A mis sinodales por sus contribuciones, en afán de mejorar nuestro trabajo y formación; y por el tiempo dedicado. ¡Gracias!

M. en c. Ma. De Jesús Sánchez Colín, M. en C. Balbina Vázquez Benítez, Biól.
Marco Antonio Hernández Muñoz, Biól. Isaura Escalante Vargas.

A las profesoras de la Unidad de Investigación en Ecología Vegetal, por enriquecer nuestra formación con sus conocimientos.

A mis padres por todo, por que no podre pagar todos sus esfuerzos para hacer de mi vida una gran y hermosa aventura. ¡Gracias papis!

A mi hermosa hija que ha venido a llenar mi vida de alegría, inmenso amor y por que se que juntas aprenderemos nuevas cosas. ¡Gracias princesa!

A mi amiga y compañera Leticia por compartir grandes momentos de mi vida personal y académica.

Finalmente y no por eso menos importante, a ti que has compartido mis sueños sin limitarlos, que has llenado los días de alegría y has adoptado a mí familia como tuya. ¡Gracias Cesar Augusto! Por el amor que nos une.

DEDICATORIA

LETY

A MIS PADRES

EMILIANO MARTINEZ Y ELEUTRIA ORTIZ, por darme la vida y sacarme adelante, por aceptarme como soy, creer en mí, por no rendirnos, por estar siempre conmigo, por ayudarme a levantarme, por calmar mis temores, por decirme la verdad cuando lo necesito, por comprenderme, por valorarme, por caminar a mi lado, por explicarme cosas que no entiendo, por sus consejos, apoyo, esfuerzo y sobre todo por entregarme todo su amor, por que son los mejores amigos que la vida me da.

A MIS HERMANOS

SUSANA, JESÚS Y CARLOS, por llegar a iluminar mi vida, por crecer junto conmigo, por su paciencia, por todo su cariño, gracias por estar aquí, mis pequeños traviesos.

A LA FAMILIA ORTIZ

A mis tíos ALFREDO, JOSEFINA, ROSALINO, FLORENTINA, Y GLORIA. A MIS PRIMOS MARISOL, RUBIEL, LUIS, DULCE, DENISE, Y CÉSAR, por el apoyo hasta hoy brindado y por exhortarme a seguir estudiando.

A MIS AMIGOS

Que he hecho a lo largo de estos años, con quienes comparto sueños, alegrías, tristezas, muchas ilusiones y de quienes he aprendido tanto. El recuerdo del amigo lejano, del amigo de la niñez o el de la juventud, produce la íntima alegría de haberlos conocido. Mi vida se enriqueció con su contacto por breve que haya sido. Para el que tiene un amigo, no existe la soledad. Porque habiendo tantas personas, tuve la suerte de encontrarlos en mi camino ¡muchas gracias!

AGRADECIMIENTOS

A la UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO y a la FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA, por darme la oportunidad de estudiar ya que me han abierto un amplio panorama acerca de la vida.

A la BECA PRONABES que fue un estímulo y un compromiso para terminar esta extraordinaria carrera.

Al DR. ARCADIO MONROY ATA, director de tesis, por su infinita paciencia, consejos y apoyo para continuar preparándome y concluir esta etapa.

A la profesora ROSALVA GARCÍA SANCHEZ, por sus comentarios y asesoramiento para poder terminar este trabajo.

A YOLANDA MARIBEL FLORES ESTRADA por hacerme participe en las actividades de la Academia de Ecología A, C., ya que ha sido parte fundamental para mi formación.

A los profesores JUDITH VILLAVICENCIO Y MANUEL FAUSTINO RICO BERNAL, por brindarme su tutoría y amistad.

A los sinodales M. EN C. MA. DE JESÚS SÁNCHEZ COLÍN, M. EN C. BALBINA VÁZQUEZ BENÍTEZ, BIÓL. MARCO ANTONIO HERNÁNDEZ MUÑOZ, BIÓL. ISAURA ESCALANTE VARGAS, por sus correcciones, observaciones y comentarios para la mejoría del presente trabajo.

A MIRIAM MARTÍNEZ PATRICIO y a su familia, por su apoyo incondicional, su paciencia, por ser una gran amiga, gracias por compartir esta experiencia.

Al Museo UNIVERSUM que ha contribuido en mi formación académica, y donde he conocido personas admirables, además de encontrar más amigos y muchos colegas.

ÍNDICE

Índice temático	I
Índice de figuras	IV
Índice de gráficas	IV
Índice de cuadros	V
1. Resumen	1
2. Introducción	2
3. Marco teórico	3
3.1 Micorriza	3
3.2 Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)	4
3.3 Beneficios en la planta inoculada con HMA	5
3.4 Establecimiento	5
3.5 Eficiencia en el uso del agua	6
3.6 Potencial hídrico	6
3.7 Tasa de crecimiento relativo	6
4.0 <i>Mimosa depauperata Benth</i>	6
4.1 Género	6
4.2 Taxonomía	7
4.3 Descripción botánica	7
4.4 Fenología	9
4.5 Ecología	9
4.6 Importancia ecológica	10
4.6 Importancia económica	10
5.0 Justificación científica	10
6.0 Problemática	10
7.0 Hipótesis	11

8.0	Objetivos	11
8.1	Objetivo general	11
8.2	Objetivos particulares	11
9.0	Zona de estudio	12
10.0	Material y métodos	13
10.1	Procedencia de semillas	13
10.1.1	Preparación de sustrato	13
10.1.2	Preparación de inóculo	14
10.1.3	Preparación de macetas	14
10.1.4	Trasplante e inoculación	14
10.2	Riego	15
10.3	Medición de variables de respuesta semanal	15
10.4	Porcentaje de supervivencia	15
10.5	Tasa de crecimiento	15
10.6	Evapotranspiración real	16
10.6.1	Evaporación	16
10.6.2	Transpiración	16
10.7	Potencial hídrico caulinar	17
10.8	Eficiencia en el uso del agua	17
10.8.1	Biomasa húmeda y biomasa seca	17
10.9	Montaje de raíces y porcentaje colonización micorrícica	17
10.9.1	Separación y conteo de esporas	19
10.10	Diagrama de flujo	20
10.11	Análisis estadístico	21
11.0	Resultados y discusión	22
11.1	Germinación de semillas	22

11.2 Temperatura y humedad registrada en el invernadero	22
11.3 Supervivencia de plántulas	23
11.4 Crecimiento	24
11.5 Concentración de clorofila	26
11.6 Potencial hídrico	27
11.7 Biomasa húmeda, biomasa seca y uso eficiente del agua	28
11.8 Colonización micorrícica	33
11.9 Evapotranspiración real acumulada	33
12.0 Conclusiones	37
13.0 Recomendaciones	38
14.0 Referencias	39
15.0 Anexos	45

ÍNDICE DE FIGURAS, GRÁFICAS Y CUADROS

FIGURAS

1	Phylum glomeromycota, Imagen realizada por Mariano García Díaz	2
2	Imagen de la especie en estudio (<i>Mimosa depauperata</i> Benth)	7
3	Fruto de <i>Mimosa depauperata</i> Benth	8
4	Localización de la zona de muestreo Santiago de Anaya, Hidalgo	12
5	Macetas de tubo de PVC	14
6	Transplante de plántulas	14
7	Segmento de raíz (hifas y vesículas)	19

GRÁFICAS

1.-	Temperatura máxima y mínima registrada en el invernadero durante el transcurso del experimento	23
2.-	Humedad máxima y mínima, registrada en el invernadero durante el transcurso del experimento	23
3.-	Porcentaje de supervivencia en <i>Mimosa depauperata</i> con y sin micorrizas	24
4.-	Variación en la altura promedio de las plantas <i>Mimosa depauperata</i> de ambos tratamientos registrada en el tiempo de duración del proyecto 150 días	24
5.-	Número de hojas promedio de las plantas <i>M. depauperata</i> de ambos tratamientos cuantificadas durante el tiempo del proyecto.	25
6.-	Comportamiento de la cobertura promedio de las plantas <i>Mimosa depauperata</i> de ambos tratamientos registrada durante el tiempo del proyecto	25
7.-	Tasa de crecimiento relativo de <i>Mimosa depauperata</i> en ambos tratamiento (micorrizadas y no micorrizadas).	26
8.-	Comparación del potencial hídrico entre tratamientos M+ y M-, en unidades de MPa.	27
9.-	Biomasa húmeda de vástago de las plantas <i>Mimosa depauperata</i> de ambos tratamientos, después de 150 días.	29

10.- Biomasa seca del vástago de las plantas <i>Mimosa depauperata</i> de ambos tratamientos, después de 150 días.	29
11.- Biomasa húmeda de la raíz de la planta <i>Mimosa depauperata</i> en ambos tratamientos al final del experimento.	30
12.- Biomasa seca de raíz de las plantas <i>Mimosa depauperata</i> en ambos tratamientos al final del experimento.	30
13.- Biomasa húmeda total de las plantas <i>Mimosa depauperata</i> en ambos tratamientos después de 150 días	31
14.- Biomasa seca total de las plantas <i>Mimosa depauperata</i> en ambos tratamientos después de 150 días.	31
15.- Cociente raíz/vástago de las plantas <i>Mimosa depauperata</i> en ambos tratamientos, al final del experimento (150 días). Letras distintas representan diferencia significativa ($p < 0.05$).	32
16.- Uso eficiente del agua de las plantas <i>Mimosa depauperata</i> en ambos tratamientos, al final del experimento (150 días).	33
17.- Relación de la evapotranspiración real (ETR) acumulada entre tratamientos M+ y M-, al final del experimento (150 días)	34
18.- ETR, transpiración y evaporación acumulada en mm de agua del tratamiento micorrizado (M+) durante el experimento en invernadero.	35
19.- ETR, transpiración y evaporación acumulada en mm de agua del tratamiento sin micorrizas (M-) durante el experimento en invernadero	35

CUADROS

1. Propiedades físicas y químicas del suelo.	13
2. Total de semillas germinadas.	22
3. Promedio de nivel de clorofila en <i>Mimosa depauperata</i> en ambos tratamientos	27
4. Promedio peso húmedo y peso seco (g) de las plantas <i>M. depauperata</i> de ambos tratamientos, así como cociente raíz/vástago y la eficiencia en el uso del agua (WUE). Letras diferentes evidencian diferencia significativa.	28
5. Resultados significativos del estudio	36

RESUMEN

En las últimas décadas, la sobreexplotación de todo tipo de ecosistemas ha motivado una gran cantidad de trabajos de investigación ecológica que están orientados a reducir el impacto antropogénico sobre los agentes bióticos, especialmente mediante el proceso de restauración ecológica de ecosistemas deteriorados. Para el repoblamiento vegetal, la inoculación del suelo con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) ofrece una alternativa ante el problema del establecimiento vegetal. Por ello, este trabajo tuvo como objetivo el determinar el efecto de la inoculación con HMA sobre el desarrollo y establecimiento de plantas *Mimosa depauperata* (gatuño) en condiciones de invernadero, durante 5 meses. La problemática a resolver fue: ¿cuál es el efecto de la inoculación en plantas *Mimosa depauperata* respecto a la tasa de crecimiento relativo? y ¿cuál es el efecto de los HMA en el uso eficiente del agua? La metodología consistió en germinar semillas de *Mimosa depauperata*, para que posteriormente se trasplantaran las plántulas de la especie a macetas llenas con una mezcla de sustrato estéril (arena sílica y suelo en proporción 2:1), para tener una planta por unidad experimental. El diseño experimental consistió en una comparación de medias (con y sin micorrizas) y 25 repeticiones por tratamiento, para tener 50 macetas. Las variables de respuesta evaluadas semanalmente fueron: altura, cobertura, número de hojas y evapotranspiración real acumulada. Al final del experimento, después de 150 días, se determinó el potencial hídrico caulinar, la biomasa húmeda y seca, el cociente biomasa radical/biomasa aérea, la eficiencia en el uso del agua, la tasa de crecimiento relativo (TCR), el número de esporas de HMA por 100 g de sustrato, la evapotranspiración acumulada y el porcentaje de colonización micorrícica de las plantas.

Los resultados obtenidos muestran diferencias significativas entre tratamiento y testigo, en el crecimiento de las plantas de *Mimosa depauperata*, a partir de la prueba de comparación de medias para las siguientes variables: altura y cobertura ($p=0.0000211$ y $p=0.00000239$, respectivamente); para la variable número de hojas se aplicó una prueba estadística no paramétrica debido a que los datos no se ajustaron a la normalidad, resultando una diferencia estadísticamente significativa ($p < 0.0001$); estas diferencias se presentaron durante todo el experimento pero fueron más evidentes después del día sesenta. La tasa de crecimiento relativo del tratamiento con micorrizas (M+) fue mayor en comparación con el tratamiento no micorrizado (M-), encontrándose una diferencia estadísticamente significativa entre tratamientos ($p=0.000000211$). Respecto al potencial hídrico se encontró una diferencia significativa ($p=0.0009$), debido a que las plantas con tratamiento M+ se encontraban mejor hidratadas. Se observó también que *Mimosa depauperata* micorrizada aumenta su producción de biomasa al producir 0.18499 g más de biomasa por litro de agua irrigada (Kg) que el testigo. Por otra parte no se encontró una diferencia significativa entre tratamiento y testigo, respecto a la variable: nivel de clorofila y evapotranspiración real acumulada ($p=0.77$ y $p=0.82$ respectivamente), de igual forma el porcentaje de supervivencia en ambos tratamientos fue similar M+ (68%) y M- (64%). Se concluye que la simbiosis micorrícica de *Mimosa depauperata* es exitosa, obteniendo un mejor establecimiento y una mejoría en sus características físicas como son: altura, cobertura y número de hojas. Aunado a esto, hubo un aumento en biomasa y en su eficiencia en el uso del agua. Por lo anterior se recomienda emplear plantas inoculadas previamente con HMA, ya que la especie es componente frecuente en matorrales xerófilos, donde forma islas de recursos.

INTRODUCCIÓN

Al concluir el segundo milenio, el impacto ambiental derivado de las acciones humanas (erosión, contaminación, pérdida de la biodiversidad, el cambio climático global) ha originado que la desertificación avance en forma continua, motivando acciones para usar los recursos de manera sostenible; bajo este enfoque se ha visto que es en el suelo donde hay mayor biodiversidad de microorganismos (Hawsksworth, 1991), y que el funcionamiento de un sustrato edáfico depende en gran medida de la actividad microbiana del suelo, dado que los microorganismos protagonizan diversas acciones que producen beneficios para las plantas a las que se asocian (Kennedy y Smith, 1995; Barea, 1998; Bowen y Rovira, 1999). Los microorganismos benéficos facilitan la captación de nutrientes, producen fitohormonas que favorecen el enraizamiento, protegen a la planta frente a patógenos, descomponen sustancias tóxicas, mejoran la estructura del suelo y los ciclos biogeoquímicos tienden a cerrarse localmente mientras que los nutrientes edáficos aumentan su disponibilidad (Barea, 1998). Dentro de este grupo de microorganismos benéficos, se encuentran las micorrizas.

De acuerdo a Azcón y Barea (1980), existen siete tipos de micorrizas: arbusculares, arbutoides, ectomicorrizas, ectendomicorriza, monotropoide, micorrizas de las orquídeas y micorrizas ericales, diferenciadas unas de otras por la manera de asociación, morfología y distribución ecológica.

Las micorrizas arbusculares son las de mayor importancia ya que se encuentran ampliamente distribuidas en condiciones naturales. Están presentes en la mayoría de las angiospermas y en varias especies de gimnospermas. La asociación simbiótica de HMA se forma en la mayoría de las especies perennes leñosas y en los cultivos tropicales y subtropicales de interés agronómico (Harley y Smith, 1984). Las micorrizas arbusculares influyen en la estabilización del suelo y determinan la composición vegetal, productividad y diversidad en diferentes ecosistemas (Van der Heijden *et al.*, 1998).

Los hongos formadores de micorrizas arbusculares pertenecen al *phylum* Glomeromycota (SchüBler *et al.*, 2001), la taxonomía de estos se basa en caracteres discretos de la estructura subcelular de las esporas, bajo este criterio se agrupan en 10 géneros con 193 especies descritas (Morton, 1998; Morton y Bentivenga, 1994 y SchüBler, 2006) y se caracterizan porque producen, a lo largo de su ciclo de vida, unas estructuras conocidas como arbusculos y vesículas (fig.1). Las vesículas son estructuras globosas e irregulares que actúan como órganos de reserva de lípidos. Los arbusculos son las estructuras responsables de la transferencia bidireccional de nutrientes entre los simbiositos, realizada en la interface planta-hongo (Guadarrama y Álvarez-Sánchez, 1998).

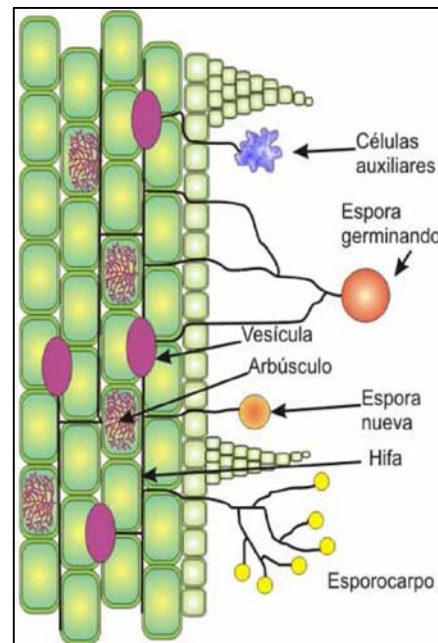


Fig. 1 Características de los HMA (imagen realizada por Mariano García Díaz).

El efecto positivo de los hongos micorrizógenos arbusculares se puede observar en la planta hospedera, al incrementar su adecuación (reproducción y supervivencia) y producción de biomasa (Fisher y Jayachandran, 2002). Dichos hongos actúan como extensiones del sistema radical (Smith y Read, 1997).

La asociación de estos hongos con los vegetales no son específicas, sin embargo, el efecto que tienen sobre ellas sí puede ser diferente de acuerdo con la especie vegetal de que se trate, es decir, no son específicos pero sí tienen una efectividad diferencial y esto, a su vez, puede modificar la composición de especies en sitios particulares (Clark *et al.*, 1999; Van der Heijden, 1998).

A pesar de que existe mucha información acerca de los efectos y beneficios que proporcionan los Hongos Micorrizógenos Arbusculares a su hospedero, muy poca de esta investigación se ha centrado en la fisiología y ecología de las micorrizas en las zonas áridas y semiáridas (Allen y Allen, 1986; Janos, 1980).

MARCO TEÓRICO

Micorriza

Etimológicamente la palabra micorriza proviene del griego (*myces* = hongo y *rhiza* = raíz) y representa una simbiosis mutualista establecida entre las raíces de la mayoría de las plantas (tanto cultivadas como silvestres) y ciertos hongos del suelo. Se trata de una simbiosis prácticamente universal, no sólo porque casi todas las especies vegetales son susceptibles de ser micorrizadas, sino también porque están presentes en la mayoría de los hábitats naturales. Las micorrizas son tan antiguas como las propias plantas. Se conocen fósiles que muestran esta simbiosis, que datan de hace 460 millones de años, cuando las plantas aún no colonizaban el medio terrestre, hecho que ocurrió hace unos 420 millones de años. Estimándose que aproximadamente el 95% de las especies vegetales conocidas establecen de forma natural y constante este tipo de simbiosis con hongos del suelo (Azcón y Barea, 1980). El mutualismo supone una relación benéfica para los organismos implicados, por lo que tanto el hongo como la planta se ven favorecidos por la asociación: el hongo coloniza la raíz de la planta y le proporciona nutrientes minerales y agua, además de incrementar la capacidad de fijar nitrógeno en las plantas de la familia de las leguminosas, aumentar la tolerancia a diversos tipos de estrés como es el provocado por la salinidad, la sequía, patógenos de la raíz y metales pesados, mientras que las plantas suministran al hongo sustratos energéticos y carbohidratos que elaboran a través de la fotosíntesis (Jakobsen y Rosendal, 1990; Brundrett *et al.*, 1996), también ayudan a mantener el balance hídrico de la planta y a su vez ésta incrementa la tasa fotosintética (Augé, 2001; Varma, 1998; Srivastava *et al.*, 1996). Por ello, la micorrización es considerada como la regla en los ambientes naturales, e incluso se dice que las plantas más que las raíces presentan micorrizas (Hernández *et al.*, 2003).

Las micorrizas están presentes en aproximadamente el 90% de todas las especies de plantas (Clapp *et al.*, 1996), de las cuales las micorrizas arbusculares forman el tipo más común de simbiosis en los sistemas naturales, encontrándose en el 80% de plantas vasculares (Azcón y Barea, 1996).

Las micorrizas arbusculares predominan en ecosistemas donde la mineralización de materia orgánica es lo suficientemente rápida para evitar su acumulación, en hábitats donde los fosfatos edáficos son escasos y en zonas donde las plantas presentan regularmente estrés hídrico (Wilcox, 1996).

En un ecosistema sano, las micorrizas estarán presentes en las raíces de las plantas. También formarán esporas reproductivas, y las raíces de las plantas jóvenes se infectarán por contacto por cualquier de las dos formas. Sin embargo en ecosistemas degradados esta infección potencial se hallará muy reducida, con menos plantas que puedan estar en contacto, perdiéndose además las esporas por erosión de la tierra o quedando esterilizadas por las fluctuaciones de temperatura.

Haciendo énfasis en que la vegetación de los ecosistemas áridos y semiáridos soporta condiciones adversas como largos periodos de sequía, intensas temperaturas, evaporación, suelo con alto contenido de sales, suelos arenosos con alto grado de erosión, suelos con bajos niveles de nutrientes y de agua, entre los factores

principales; lleva a pensar que las MA son un factor que permite a las plantas resistir estas condiciones adversas. En estas condiciones adversas, las hifas de los HMA son fisiológicamente más efectivas para la absorción de agua y nutrientes que las raíces mismas. Esta característica incrementa la tolerancia de las plantas a la sequía y a la captación de nutrientes que son relativamente inmóviles como el P y, por lo tanto, son necesarias para el crecimiento y supervivencia de las plantas (Montaño *et al.*, 2007).

Es necesario subrayar que, particularmente en los ecosistemas semiáridos degradados, las micorrizas son de gran importancia para las plantas, ya que en estos hábitats el suelo sufre pérdida de agua a través de drenaje y escorrentías y la erosión puede afectar el número de esporas en el suelo.

La escasez de agua que se presenta en estos ambientes y la consecuente disponibilidad limitada de nutrientes, principalmente de fósforo (Hayman *et al.* 1975), traen como consecuencia que se inhiba el crecimiento de la vegetación, debido a que el potencial hídrico del suelo es insuficiente para sustentar el desarrollo vegetal, incluyendo el de las raíces, por lo que también las plantas mantienen una concentración deficiente de nutrientes.

Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)

Surgieron antes de la colonización del medio terrestre por las plantas (fotótrofos) de hábitat acuático, ya que el origen de los HMA se ha establecido durante el Ordovícico, hace cerca de 460 millones de años. Así mismo, el hecho de que más del 90% de las plantas terrestres (fitobiontes) tengan uno o más de estos hongos asociados (micobiontes), muestra la eficiencia de esta asociación mutualista, su globalidad y la estrecha coevolución planta-hongo micorrízica, así como su relevancia en el reino vegetal (Montaño y Monroy 2000).

Los HMA de una comunidad vegetal madura constituyen una malla que interconecta las raíces de las plantas mediante una densa y extensa red de hifas, las cuales, por un lado, crecen a lo largo del córtex radical, en el interior de raicillas finas; por otro lado, las hifas externas se expanden en el sustrato; estas últimas son alargadas, dimórficas y están compuestas de una pared tosca, irregular y gruesa; asimismo, las hifas del suelo son capaces de producir células auxiliares y esporas de cubierta múltiple (Gerdeman, 1968) (fig.1).

Beneficios en la planta inoculada con HMA

- ❖ Contribuyen a la nutrición mineral de la planta, en especial mediante el aporte de fósforo por adsorción, translocación y transferencia; también participan en la nutrición nitrogenada de la planta y en la adquisición de otros nutrientes como zinc y cobre; se considera que podrían translocar potasio, calcio, magnesio y azufre.
- ❖ Control biológico sobre algunos parásitos provenientes del suelo e incremento de la tolerancia de la planta a patógenos (Newsham *et al.*, 1995).
- ❖ Mejora las condiciones físico-químicas y biológicas del suelo (Guerrero *et al.*, 1996).
- ❖ Efecto positivo sobre el desarrollo y distribución de la biomasa vegetal.

- ❖ Mejoramiento de la tolerancia a condiciones de estrés hídrico y de salinidad, debido a que las hifas de los HMA exploran un mayor volumen edáfico, en relación al suelo en contacto con las raíces (Ruiz-Lozano y Azcón, 1995).
- ❖ Inducción de la producción de hormonas estimulantes o de reguladores de crecimiento vegetal.
- ❖ Incremento en la relación raíz / parte aérea de la planta micorrizada.
- ❖ Interacción positiva con fijadores libres y simbióticos de nitrógeno y otros microorganismos de rizósfera (Augé, 2001; Varma. 1998; Srivastava *et al.*, 1996)

En ecosistemas áridos y semiáridos, los HMA exploran grandes volúmenes de suelo a mayores profundidades y distancias de lo que lo hacen las raíces de las plantas, para suministrar agua y nutrimentos a sus asociados vegetales.

Asimismo, se ha demostrado que gracias a sus micobiontes, numerosas especies de plantas de zonas secas adquieren beneficios nutrimentales y de protección contra parásitos y sustancias alelopáticas; igualmente, se ha mostrado el papel funcional de los HMA en la construcción de una red hifal que conecta físicamente a las plantas que conforman una comunidad o un “parche” de vegetación, en donde se aprovechan los recursos disponibles con alta eficiencia.

Otra ventaja que los HMA ofrecen en suelos áridos pobres en N, es el incremento en la nodulación y fijación biológica de nitrógeno en leguminosas (Montaño *et al.*, 2007).

Establecimiento

El establecimiento se define como el período comprendido entre la emergencia de la plántula y su desarrollo temprano. Comprende 4 fases: siembra, germinación, emergencia y crecimiento post-emergente; los factores climáticos, edáficos y bióticos afectan a cada etapa del proceso de establecimiento (Orozco, 1993). Un criterio de establecimiento es la abscisión de las hojas primarias.

Eficiencia en el uso del agua

Se puede definir como la proporción entre la producción de materia seca y el consumo de agua (Salisbury y Ross, 1994); ésta resulta muy importante, sobre todo donde el suministro de agua es limitado. El método más prometedor para obtener una mayor eficiencia en el uso del agua no consiste en reducir el uso de agua, sino en fomentar la producción de materia seca (Kramer, 1989).

Una manera de cálculo de la eficiencia del uso del agua es la siguiente (Salisbury y Ross, 1994):

$$WUE = (\text{g de biomasa seca total}) / (\text{kg de agua irrigada total})$$

WUE por sus siglas en inglés (*Water Use Efficiency*)

Potencial Hídrico (ψ_w)

El potencial hídrico es el potencial químico del agua en un sistema o parte de un sistema, expresado en unidades de presión, comparado con el potencial químico (también en unidades de presión) del agua pura a la misma presión atmosférica y a la misma temperatura y altitud, con el potencial químico del agua de referencia fijada en cero (Salisbury y Ross, 1994). Las unidades del ψ_w son Mega Pascales (Mpa) y son negativas por convención, ya que debe suministrarse presión a los haces vasculares de una planta para mover el agua en los tejidos vegetales.

Tasa de crecimiento relativo (TCR)

Es una medida del crecimiento y se define como la ganancia en altura por unidad de talla y de tiempo (Hunt *et al.*, 2002).

$$\text{TCR} = [\ln(\text{altura final}) - \ln(\text{altura inicial})] / \text{tiempo (d)}$$

Mimosa depauperata Benth.

Género *Mimosa*

Dentro de este género se agrupan cerca de 500 especies, el 90% de las cuales son americanas y el resto se encuentran en África, Asia y Australia (Grether, 1997). Recientemente, Barneby (1991) estimó que existen aproximadamente 480 especies, de las cuales 461 son nativas de América; el mayor número de especies se presentan en los Trópicos a latitudes bajas y medias; unas cuantas especies se extienden hacia el norte, en zonas templadas de los E.U.A. y hacia el sur, en regiones templadas de Argentina.

En México, comprende 102 especies, lo que representa el 20% del total del género, ocupando el segundo lugar de riqueza específica después de Brasil, considerado como el centro principal de distribución del género (Elías, 1981).

Taxonomía

El género pertenece a la familia Fabaceae (Singh, 2004) y se ubica dentro de la subfamilia Mimosoideae, en la Tribu Mimoseae. *Mimosa* fue creada en 1753 por Linneo, quien ubicó todas las mimosoideas conocidas por él dentro de este género.

Por otra parte, Bentham (hacia 1875) estableció el género *Mimosa* en dos secciones: a) Sección *Mimosa*, se caracteriza por presentar estambres en igual número que lóbulos de la corola (flores haplostémonas) y b) Sección *Habbasia*, caracterizada por tener el doble de estambres que de lóbulos de la corola (flores diplostémonas) (Elías, 1981).

Descripción botánica

Forma: arbustos erectos, aunque son comunes los arbustos rastreros o decumbentes. Pueden alcanzar hasta los 2 m, encontrando desde 40 cm de altura, pero abarcando una mayor área considerando su cobertura, que puede alcanzar más de 1.5 m de diámetro.

Tallo: siempre es ramificado, en ocasiones ascendente, mas comúnmente se observan los tallos rastreando el suelo, las ramas generalmente son aguijonosas, dado que están armadas con aguijones infraestipulares rectos.

Hojas: son biparipinnadas, posee estípulas pequeñas presentando formas diversas (Pennington y Sarukhán, 1998).

Flores: se agrupan en espigas de longitud variable (0.5 - 0.8 cm), pediceladas, tanto las espigas como las cabezuelas son muy numerosas, con las flores un poco separadas entre sí (fig.2). El pedúnculo es inerte, con una capa setosa muy fina que recubre. Cada flor de la cabezuela o de la espiga está sustentada por una bráctea, formada por la inserción de la flor sobre el receptáculo, que puede variar en forma, tamaño, nervación y márgenes. Las brácteas tienen funciones protectoras, sobre todo en las primeras etapas del desarrollo de las flores.



Fig. 2 Imagen de la especie en estudio
(*Mimosa depauperata* Benth.)

Cáliz: siempre gamosépalo (sépalos unidos al menos en su base), con 4-5 lóbulos valvados, campanulado u oblicuamente campanulado, el margen es liso, ciliado, escasamente setoso, con puntos resinosos. La corola es gamopétala (pétalos unidos al menos en su base), con 4-5 lóbulos valvados, varía de color blanco a rosado o púrpúreo, al menos en los lóbulos (Espinosa-García y Sarukhán, 1997).

El androceo está constituido por estambres con filamentos libres o en algunos casos, fusionados en la base, de color blanco a rosado a lila. En el género *Mimosa*, las flores son haplostémonas, con estambres tan numerosos como los lóbulos de la corola. El gineceo en *Mimosa* está constituido por un ovario unicarpelar, unilocular, típico de las Fabaceae, un estilo filiforme y un estigma.

Fruto: la legumbre tiene diversas formas, se encuentran lineares, lanceoladas, oblongas o elípticas, puede ser recta o curva (fig.3). Las valvas se encuentran generalmente en segmentos transversales o artejos, cada uno de ellos envolviendo una semilla. Las valvas y el margen presentan diversos tipos de indumento, el margen es aguijonoso, setoso o inerme y el ápice agudo, apiculado, rostrado u obtuso. La vaina puede alcanzar a medir hasta 5 cm de largo por 0.7 mm de ancho.

Semilla: las semillas de *M. depauperata* son elípticas u oblongas, la testa es lisa y brillante de color pardo-rojizo o negro. La pleurograma en forma de herradura está bien definida y es conspicua en ambas caras, variando en tamaño respecto a la longitud de la semilla, la cual tiene 3 mm de diámetro, 2 mm de ancho y 3 mm de largo (Barneby, 1991).



Fig. 3 Fruto de *Mimosa depauperata* Benth.

Fenología

De acuerdo a las observaciones en campo, *Mimosa depauperata* es una especie caducifolia, que empieza su foliación hacia fines de mayo y principios de junio, durante los cuales es posible encontrar brotes en las plantas.

El desarrollo del follaje depende directamente de la humedad del suelo, ya que aún si llueve y el agua escurre y no se mantiene húmedo el sustrato, se retrasa y no se presenta la foliación en muchos organismos. Las hojas que alcanza a madurar, empiezan a caer en octubre y es frecuente observar las ramas sin follaje en los meses de diciembre y enero.

La floración se inicia a fines de mayo y principios de junio, durante el mes de julio, esta especie se encuentra en plena floración, las flores son de color lila a morado, que se encuentran dispuestas en grandes canículas de cabezuelas, el período de floración termina en agosto y septiembre, y después es posible encontrar abundantes vainas

maduras. Aunque se debe mencionar, que dentro de la misma localidad, la fenología de esta especie varía, dadas las condiciones microambientales (humedad del suelo y temperatura).

Mimosa depauperata se reproduce por semilla. Se sabe que en el género *Mimosa*, la germinación es fanerocotiledonar (cotiledones visibles), es decir, los cotiledones emergen de la semilla, por lo que presenta cotiledones faneroepígeos (visible sobre el suelo) y foliares, cuya función principal es la fotosíntesis (Espinosa-García y Sarukhán, 1997).

Ecología

Hasta el momento, no existen trabajos que establezcan las relaciones del género *Mimosa* dentro de su hábitat con otras especies, sin embargo, se considera que son especies invasoras, dado que tienen alta potencialidad para crecer en áreas altamente perturbadas. Puede presentar diversos tipos de dispersión como son: por viento (anemocoria), animales (zoocoria), esta última puede ser de dos tipos, interna (endozoica) cuando el animal ingiere los frutos depositando posteriormente la semilla con sus heces, o externa (exozoica) en la que, *Mimosa depauperata* ha desarrollado espinas ganchudas en las vainas que pueden facilitar su transporte a otras áreas.

El género tiene una amplia distribución en la República Mexicana, encontrándose en diversas condiciones ecológicas, tanto en zonas áridas y semiáridas como en regiones templadas y cálidas húmedas. Particularmente *Mimosa depauperata* se ha reportado como componente del matorral crassicaule, matorral de *Prosopis laevigata* y matorral espinoso de *Fouquieria splendens* dentro de los tipos de vegetación del Valle del Mezquital, Hidalgo (González, 1968), además se le ha reportado también como parte de la flora de la Sierra de Pachuca (Barrios y Medina, 1996).

Crece sobre suelo de textura arenosa, aunque puede presentarse en algunos suelos francos y arcillosos, los suelos en los que medra la especie son de ligero a moderadamente alcalinos y varían de pobres a moderadamente ricos en materia orgánica.

Importancia ecológica

Mimosa depauperata es importante desde el punto de vista ecológico ya que crece de forma arbustiva y además es una especie caducifolia, lo cual permite aportar periódicamente materia orgánica al suelo bajo su cobertura, además de ser una especie fijadora de nitrógeno atmosférico a través de la simbiosis, por lo que se le considera especie formadora de “islas de fertilidad” (García-Moya y McKell, 1970; Cruz, 1992, 1996) o bien actualmente conocidas como “islas de recursos” (Camargo-Ricalde y Dhillion, 2003), aunado a esto promueve la producción de propágulos micorrícicos y crean un microclima favorable para el establecimiento de otras plantas.

Importancia económica

Mimosa depauperata es una especie endémica de México, que además tiene la potencialidad de desarrollarse en zonas profundamente alteradas y que con el tiempo,

permita la recuperación de la fertilidad del suelo, un microclima y un ciclo hidrológico similar al original y el restablecimiento de parte de la flora y fauna nativas que aún sobreviven en algunos sitios.

La utilización de *Mimosa depauperata* dentro del Valle del Mezquital, Hidalgo, se basa principalmente en el enriquecimiento y mejoramiento del suelo, control de erosión, producción de energía y uso medicinal. En tanto que, el uso forrajero se basa en el consumo de frutos y ramas jóvenes, principalmente para el ganado caprino.

JUSTIFICACIÓN

Esta investigación se lleva a cabo por la escasa información científica que se tiene acerca de *Mimosa depauperata* y su asociación micorrícica. Así mismo este estudio puede contribuir a determinar si esta asociación mutualista facilita a la planta su establecimiento y por lo tanto a su utilización como especie factible para la restauración ecológica.

PROBLEMÁTICA

En las zonas áridas y semiáridas el agua es el principal factor limitante (dados sus bajos niveles de precipitación), esencialmente por la elevada demanda evaporativa de la atmósfera sobre el agua del suelo (Villa, 1980; Salas *et al.*, 1996; Huenneke y Nobel, 1996); es por ello que los hongos micorrizógenos arbusculares pueden ser de gran importancia para las plantas al aumentar la captación de agua del suelo y permitir que sus plantas simbioses incrementen sus probabilidades de supervivencia.

Por lo anterior las preguntas a resolver con este trabajo son las siguientes:

¿La inoculación con hongos micorrizógenos arbusculares de *Mimosa depauperata* facilita significativamente su establecimiento?

¿Cuál es el efecto de la inoculación de plantas de *Mimosa depauperata* sobre la tasa de crecimiento relativo y sobre la eficiencia del uso de agua?

HIPÓTESIS

Sí los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) son asociaciones simbióticas que proveen beneficios a la planta en su desarrollo, favoreciendo la captación de agua y nutrientes del suelo, entonces se espera que al inocular las plántulas de *Mimosa depauperata* con HMA, en condiciones de invernadero, éstas tengan mayor tasa de crecimiento relativo y una mayor eficiencia en el uso del agua, que sus testigos no micorrizados.

OBJETIVOS

Objetivo general

Determinar el efecto de la inoculación con hongos micorrizogénos arbusculares en el establecimiento y porcentaje de supervivencia de plantas de *Mimosa depauperata*, durante cinco meses en condiciones de invernadero.

Objetivos particulares

Determinar el efecto de los HMA en plantas de *Mimosa depauperata*, respecto a: altura, cobertura, número de hojas, contenido de clorofila y porcentaje de supervivencia, durante el experimento.

Comparar, al término de 5 meses, los efectos de los HMA sobre plantas *Mimosa depauperata*, respecto a los siguientes parámetros: cociente (biomasa radical)/(biomasa aérea) (R/S), eficiencia del uso de agua, evapotranspiración acumulada, número de esporas/100 g de suelo, potencial hídrico caulinar, tasa de crecimiento relativo (TCR) y porcentaje de colonización micorrícica.

ZONA DE MUESTREO

Las semillas fueron recolectadas en un agostadero semiárido que pertenece al municipio de Santiago de Anaya, ubicado en el Valle de Actopan, Estado de Hidalgo (fig. 4). Dicho municipio se localiza entre los paralelos $20^{\circ} 21'$ y $20^{\circ} 25'$ latitud norte y entre los $98^{\circ} 55'$ y $99^{\circ}06'$ longitud oeste, a una altitud de 1950 msnm, al norte limita con los municipios de El Cardonal, Ixmiquilpan y Meztlán; al sur con San Salvador y Actopan; al este con Chilcuautla, Ixmiquilpan y San Salvador; al oeste con la sierra de Actopan.

Esta zona presenta un clima semiárido seco, con lluvias en verano, cuya precipitación anual promedio es de 550 mm, que se concentra entre los meses de mayo a septiembre, con temperaturas medias anuales entre 16 y 20° C.

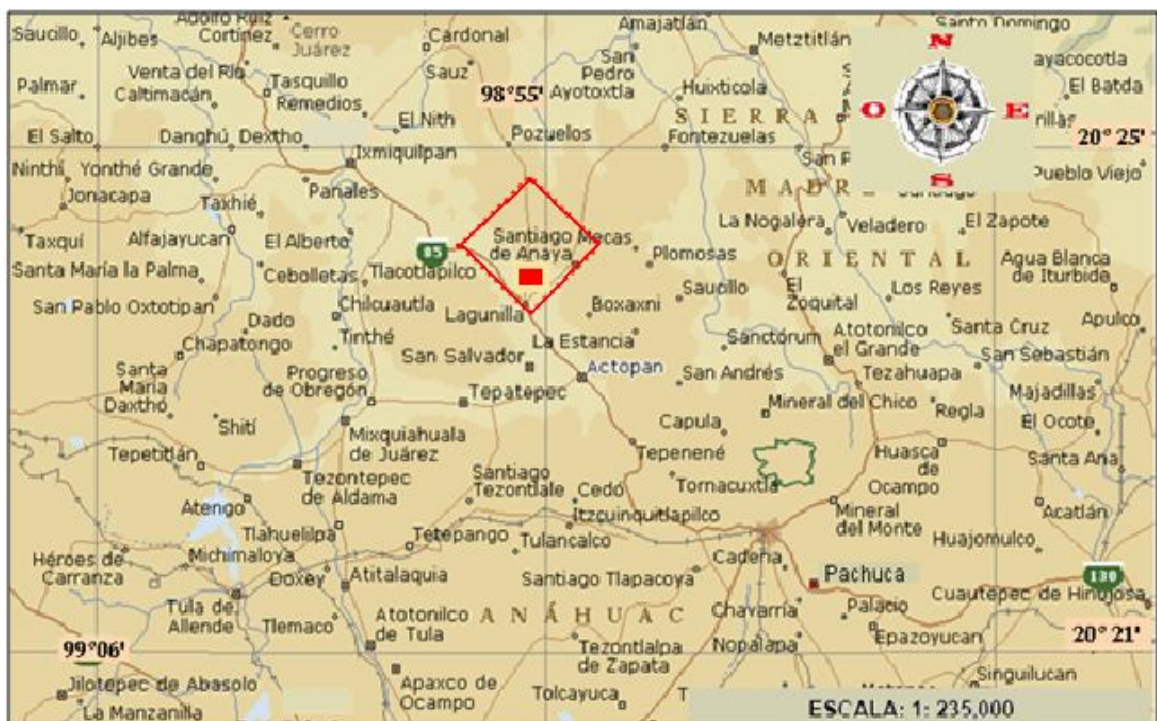


Fig. 4. Localización de la zona de muestreo dentro del municipio Santiago de Anaya, Hidalgo

Cuadro 1. Propiedades físicas y químicas del suelo (Escalante, 1995).

PROPIEDADES FÍSICAS	
D.A.*(g/cc)	1.25
D.R.**(g/cc)	2.61
Arcilla (%)	33.60
Limo (%)	28.72
Arena (%)	37.68
Textura	Franco arcilloso
PROPIEDADES QUÍMICAS	
pH	8.4
M.O.***(%)	2.6
C.E. ****(dS/m)	0.18
Ca(ppm)	4.186
Mg(ppm)	553
Na(ppm)	63
K(ppm)	181
P(ppm)	13.0
NH ₄ ⁺ (ppm)	15.0

*Densidad aparente,**Densidad real,***Materia orgánica,
****Conductividad eléctrica.

MATERIAL Y MÉTODOS

Procedencia de semillas

Se efectuó una salida al Valle de Actopan, Hidalgo con el fin de coleccionar semillas de *Mimosa depauperata*, así como sustrato edáfico para la posterior obtención del inóculo.

A las semillas se les aplicó el tratamiento pregerminativo que tiene como fin eliminar el estado de latencia de las semillas y estimular su germinación, esto mediante la escarificación mecánica empleando un bisturí y haciendo una pequeña muesca en el lado opuesto al micrópilo. Posteriormente fueron colocadas en cajas Petri preparadas con papel filtro húmedo, se taparon y se mantuvieron en la cámara de germinación a una temperatura de 30°C.

Lugar de trabajo

La fase de invernadero se desarrolló en el laboratorio de Restauración Ecológica de la Unidad de Investigación en Ecología Vegetal de la FES Zaragoza, Campus II.

Preparación del sustrato

El procedimiento a seguir para el muestreo del suelo, es el siguiente: en los suelos con vegetación natural se eliminan de la superficie los residuos vegetales antes de la extracción. La muestra está integrada por la zona correspondiente a una profundidad de 50 cm.

En el caso del suelo para inóculo las muestras se tomaron en sitios conservados de la siguiente forma: se tomaron muestras de suelo rizosférico de los primeros 10 – 15 cm de profundidad cada una con 50 gr. (Valero, 2003). Esto debido a que las principales fuentes de inóculo de HMA están ampliamente y uniformemente distribuidas en los 10 cm superficiales del suelo (Pattinsib *et al*, 1990).

El suelo se colectó en una localidad cercana a un agostadero semiárido que pertenece al municipio de Santiago de Anaya, ubicado en el Valle de Actopan, Estado de Hidalgo. Este se llevó al invernadero, fue tamizado en una malla metálica con una apertura de 2 mm; una vez tamizado se realizó una mezcla homogénea en una relación 2:1 (v/v) arena sílica: suelo. Posteriormente el suelo se esterilizó tres veces durante una hora en una autoclave y se determinó la capacidad de campo del sustrato.

Preparación del inóculo

Se obtuvo de la realización de la técnica de masificación de HMA, la cual consiste en promover la esporulación en plantas trampa para posteriormente integrar estas esporas al suelo estéril antes mencionado.

Preparación de macetas

Se utilizaron 55 macetas de tubo PVC de aproximadamente 20 cm de alto y con un diámetro de 7.2 cm (fig. 5). En la parte basal de estas macetas, se colocaron tapas de acetato y se sellaron con silicón y cinta canela, para evitar fugas de agua. Se formaron dos lotes de macetas; 25 macetas con suelo estéril y 25 con suelo estéril más inóculo. Las cinco macetas restantes contenían suelo estéril y se utilizaron para calcular la evaporación.



Fig. 5. Macetas de tubo de PVC

Trasplante e inoculación

Al tercer día de iniciada la germinación, se trasladaron las plántulas a cada una de su respectiva maceta (fig. 6). A 25 macetas se les agregaron 100 g de inóculo (600 esporas/100 g de suelo) de HMA (M+), mientras a las 25 restantes no se les agregó inóculo (M-). Cabe señalar que a 5 macetas solamente se les agregó suelo y no se colocó plántula, la finalidad de estas macetas fue determinar la evaporación.



Fig. 6. Trasplante de plántulas

Riego

Una vez trasladadas se inicio el riego y se le dio un seguimiento cada tercer día a capacidad de campo. La capacidad de campo es la máxima cantidad de agua que el suelo puede retener después que éste ha sido saturado con agua y se ha permitido drenar bajo una tensión de humedad por debajo del suelo seco durante 3 días (Palmer, 1979), la capacidad de campo se calculo antes del experimento y la cantidad de riego a aplicar se calculó mediante el pesado de las macetas antes de cada riego.

Al tercer día de trasplante de las plántulas, se iniciaron los riegos; en total se realizaron 65 riegos en 18 semanas hasta el 20 julio de 2008, cada tercer día. Ambos tratamientos micorrizados y no micorrizados (M+ y M-) y a cinco macetas (sin planta) se les regó de igual forma para calcular la cantidad de agua evaporada. El riego total para el tratamiento micorrizado (M+) fue de 1019 ml de agua o 101 mm de agua, para el tratamiento no micorrizado (M-) 866 ml de agua o 95 mm de agua y control 848 ml o 95 mm.

Medición de variables de respuesta

A partir del tercer día, después del trasplante, se comenzaron a medir las diferentes variables de respuesta: altura total, cobertura (registrada como la superficie de un círculo con el diámetro medio registrado en cada planta), número de hojas y nivel de clorofila en las últimas semanas, con ayuda de un medidor de clorofila de la marca Minolta.

Una vez transcurridos los cinco meses, se evaluaron los siguientes parámetros: cociente (biomasa radical)/(biomasa aérea) (R/S), eficiencia del uso de agua, evapotranspiración real acumulada, número de esporas por 100 g de suelo, potencial hídrico, tasa de crecimiento relativo (TCR) y porcentaje de colonización micorrícica.

Porcentaje de supervivencia

Para determinar el porcentaje de supervivencia se dividió el número de plántulas sobrevivientes (en cada tratamiento) al final del experimento, entre el número inicial de los individuos.

$$\% \text{ supervivencia} = \text{PS/PI}$$

En donde:

PS= número de plántulas al final del experimento

PI= número de plántulas al inicio del experimento

Tasa de crecimiento

Para calcular la tasa de crecimiento primero se calculó el promedio general de crecimiento en cada uno de los tratamientos, para posteriormente aplicarle logaritmo natural y dividirlo entre el número de semanas (18) que duró el experimento (Hunt *et al.*, 2002).

$$\text{TCR} = \{ \ln (L2) - \ln (L1) \} / T2$$

Donde:

TCR= tasa relativa de crecimiento

L2= Altura final (cm)

L1=Altura inicial

T2= (tiempo final) Número de semanas al finalizar el experimento

T1= (tiempo inicial)=0

Evapotranspiración real

La cantidad de agua evapotranspirada de las diferentes semanas de tratamiento, se calculó a partir de cada maceta antes y después del riego por cada tratamiento: (Fernández, 1995; Belmonte y Romero, 1999).

$$\text{ETR} = \text{PDR} - \text{PAR}$$

Donde:

ETR=Evapotranspiración real semanal
PDR= Peso de la maceta después del riego (g)
PAR=Peso de la maceta antes del riego de la siguiente semana (g)

Evaporación

La evaporación se determinó de la misma forma pero utilizando las 5 macetas del control de riego en cada tratamiento (Fernández, 1995; Belmonte y Romero, 1999).

$$EC= PCDR-PCAR$$

Donde:

EC=Evaporación semanal del control
PCDR=Peso del control después del riego
PCAR=Peso del control antes del riego de la siguiente semana

Transpiración

Para obtener la cantidad de agua transpirada, se usó el valor de la ETR de la cual se le restó la cantidad evaporada de agua de los controles para una semana específica. (Fernández, 1995; Belmonte y Romero, 1999).

$$T=ETR - EC$$

Donde:

T= Transpiración
EC=Agua evaporada del control

El peso de las macetas antes y después del riego se realizó con una balanza digital.

Potencial hídrico caulinar

Para determinar el potencial hídrico de la planta se empleó una cámara de Schollander, para lo cual fue necesario sacrificar 5 plantas por tratamiento, cortando la parte aérea desde la base del tallo; ésta se colocó en el orificio del tapón de goma, para después insertarla en la cabeza del aparato de modo que la planta quedará boca abajo y dentro de la cámara y que la base del tallo pasara a través del tapón hacia el exterior, asegurando que la cámara quedará herméticamente cerrada. Se procedió a inyectar nitrógeno gaseoso a presión, lo cual provocó el flujo de agua en el tejido dejando ver la primera gota de agua a una presión determinada (Salisbury y Ross, 1994).

Eficiencia en el uso del agua

Se define como la proporción entre la materia seca producida y el consumo de agua en un periodo determinado; este cociente es importante para las plantas de zonas áridas y semiáridas ya que muestra que especies y bajo que condiciones producen

mayor biomasa por unidad de agua consumida, es decir que plantas son más eficientes para producir biomasa bajo condiciones hídricas limitantes. Asimismo la eficiencia en el uso del agua se puede estimar a partir de la pérdida de agua por transpiración acompañada de manera forzosa de la toma de CO₂ en los estomas de la planta (Nobel, 1998). Se definió la eficiencia en uso de agua a partir del siguiente índice (Salisbury y Ross, 1994):

$$\text{WUE} = (\text{g de biomasa seca total}) / (\text{kg de agua irrigada total})$$

Las unidades de WUE son: g biomasa/kg agua, para determinarlo se sacrificaron 5 plantas por tratamiento, se pesaron y posteriormente se calculó la biomasa aérea y radical en peso seco, dejando secar en la estufa a 70 °C en un lapso de 72 horas, para después dividir los gramos de masa seca obtenida entre el total de agua irrigada en kg las macetas a lo largo del experimento.

Biomasa húmeda y biomasa seca

El día 23 de julio de 2008 se sacrificaron cinco plantas, se pesaron al momento cada una de ellas en una balanza analítica, tanto el vástago y la raíz para así obtener el peso húmedo (coeficiente raíz/vástago). Para obtener el peso seco, se colocaron por separado las raíces y el vástago en bolsas de papel dentro de una estufa a 70 °C durante 72 horas; una vez transcurrido el tiempo, se pesaron en la misma balanza. Cabe señalar que al momento de sacrificar las plantas, se tomaron y pesaron las raíces más delgadas para obtener el porcentaje de micorrización.

Montaje de raíces y porcentaje de colonización micorrícica

La raíz se extrajo completa de 5 plantas del tratamiento micorrizado, se lavó cuidadosamente para quitar partículas del suelo adheridas. Se utilizó la técnica de Phillips y Hayman (1970), que consistió en colocar las raíces en un vaso de precipitados de 100 ml con una solución de KOH al 10% y se calentaron (en un horno de microondas), durante 25 segundos, se dejó enfriar, se enjuagaron las raíces con agua destilada y se pusieron en una solución de peróxido de hidrógeno (H₂O₂) al 10% durante 3 minutos (blanqueo) para eliminar los residuos de pigmentos que pudieran afectar la observación; terminado este lapso de tiempo se procedió a enjuagar con agua destilada y se agregó ácido clorhídrico (HCl) al 10% durante 3 minutos (acidificación), para después quitar el exceso de ácido y sin enjuagar se agregó una solución de 50 ml de azul de Tripiano. Nuevamente se calentaron durante 25 segundos, dejando enfriar y volviendo a calentar 25 segundos, posteriormente se quitó el exceso de colorante y las raíces se colocaron en lactoglicerol (Phillips y Hayman, 1970., kormanik y McGraw, 1982).

Se procedió a montar las raíces, paralelamente las unas a otras colocando 20 segmentos en cada portaobjetos, al que se agregó 1 ó 2 gotas de lactoglicerol, después se colocó un cubreobjetos y se presionó uniformemente para aplastar las raíces, eliminando burbujas de aire.

La observación de las raíces se hizo al microscopio óptico, con un aumento de 10x y 40x. La estimación del porcentaje de colonización de las raíces se realizó

haciendo tres pasajes equidistantes sobre cada segmento teniendo un total de 60 campos visuales en cada placa (Phillips y Hayman, 1970).

A cada segmento de la raíz que contenía hifas, vesículas o arbusculos se le asignó un valor determinado, así por ejemplo a la hifa le fue asignada 1, a las vesículas 2 y al arbusculo 3, independientemente de la cantidad de estructuras micorrícicas presentes (fig.7). El número de puntos colonizados anotados sobre el total de puntos observados de la relación que puede convertirse posteriormente en porcentaje utilizando la siguiente fórmula (Phillips y Hayman, 1970):

$$\%C = (D / T) \times 100$$

Donde:

%C= Porcentaje de colonización

D= Presencias de vesículas, arbusculos e hifas

T= Campos totales observados

Separación y conteo de esporas

Se tomaron muestras de 100g de suelo de cinco macetas, la primera de 0 a 10 cm de profundidad, esto con el propósito de conocer el número de esporas.

La obtención de las esporas se llevó a cabo empleando el método de tamizado y decantación en húmedo, descrito por Ferrera *et al.*, (1993). Para ello 100 g de suelo se resuspendió en 500 ml de agua destilada en un matraz Erlenmeyer, se agitó mecánicamente por un lapso de 5 minutos y se dejó reposar durante otros 5 aproximadamente. La muestra se decantó, dejando pasar la suspensión a través de un tamiz de 0.44 micrones, lavándose con abundante agua. Con lo obtenido del tamiz se realizó el conteo de esporas, se tomó una alícuota de 1ml de cada una de las muestras y se colocó sobre un campo cuadrulado (caja Petri con cuadrículas de 1cm²). Posteriormente empleando un estereoscopio se contaron el número de esporas contenidas en el mililitro de la muestra y por extrapolación se calculó el número de esporas totales contenidas en 20 ml lo que corresponde a 100 g de suelo.

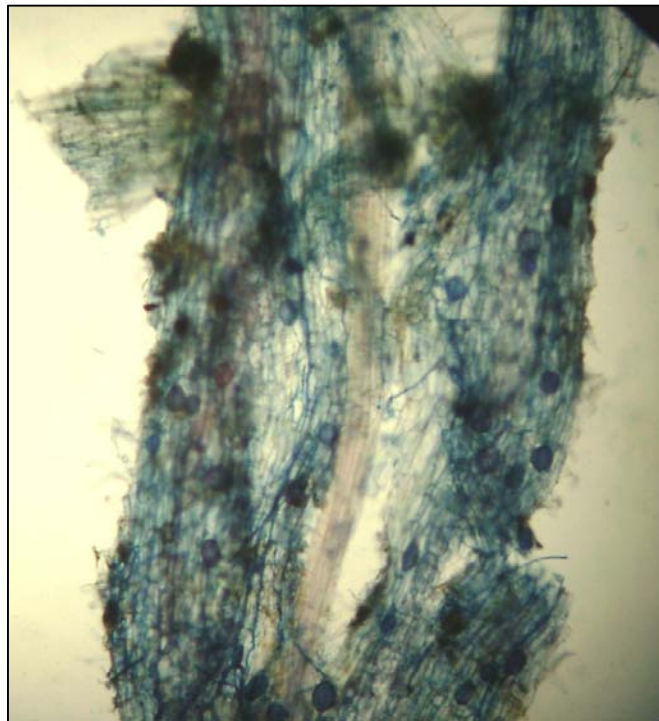
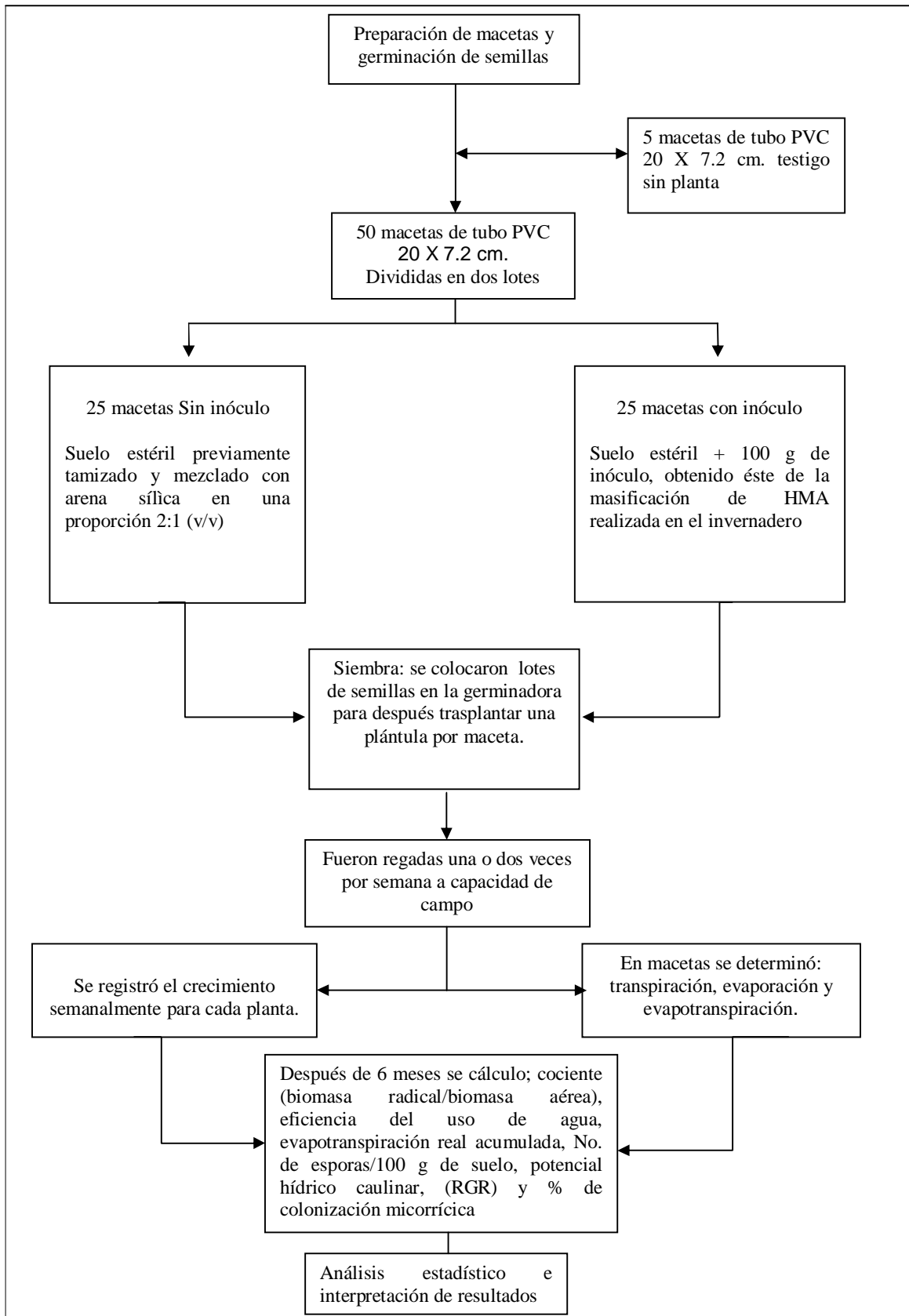


Fig. 7. Segmento de raíz (hifas y vesículas)

Fig. 8 Diagrama de flujo de la metodología



Análisis Estadístico.

Se realizó una comparación de medias para determinar la influencia de la micorrización en *Mimosa depauperata*. Los programas utilizados para este análisis fueron STATGRAPHICS Plus 5.1, XLSTAT 2009 (complemento de Excel) y Microsoft Office Excel 2007.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La fase experimental se desarrolló en el invernadero de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza.

Germinación de semillas

En el cuadro 2 se muestra el porcentaje de germinación de las semillas de *Mimosa depauperata*, a las cuales previamente se les aplicó un tratamiento pregerminativo, mediante escarificación mecánica, con el propósito de eliminar la latencia de la semilla.

Camacho (2000) advierte que para eliminar la latencia física determinada por una cubierta impermeable al agua, es necesario sumergir las semillas en agua caliente, en ácido sulfúrico, o en su defecto lijando la testa, lo cual provocará a la semilla a salir del estado de latencia en el cual permanece.

En este estudio, la emergencia total de las plántulas se llevó a cabo en un lapso de 6 días, puesto que después del sexto día ya no hubo presencia de germinación de alguna semilla.

Cuadro 2. Total de semillas germinadas, después del tratamiento pregerminativo.

Semillas totales	No. de semillas germinadas	% de semillas germinadas	No. de semillas no germinadas	% de semillas no germinadas
150	136	90.6	14	9.4

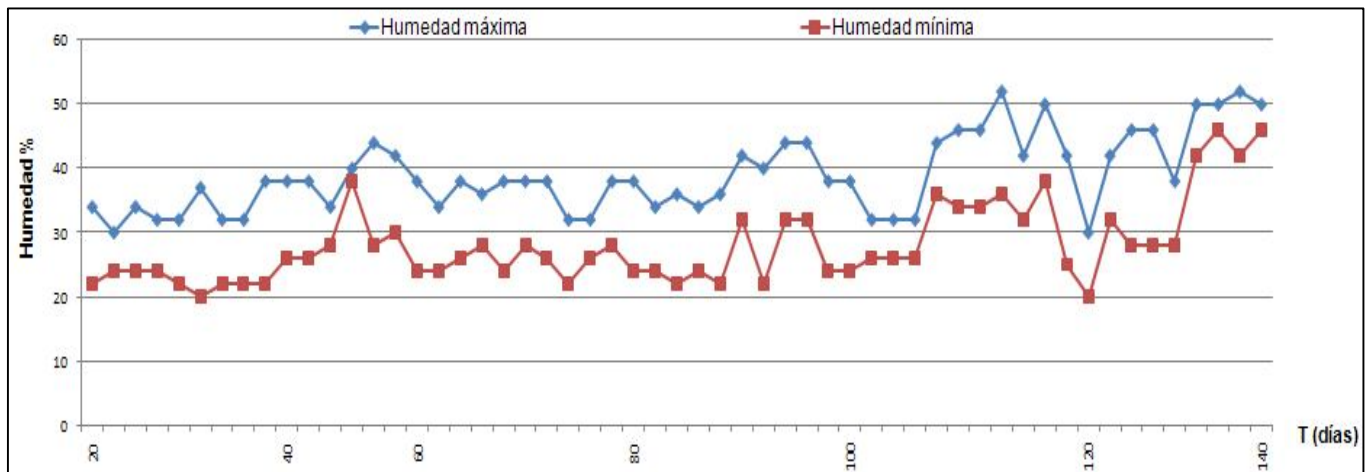
El porcentaje de germinación de *Mimosa depauperata* fue alto (90.6), ya que aún cuando las semillas presentan latencia, este factor pudo ser eliminado con la implementación de técnicas de escarificación mecánica, la cual se llevó a cabo mediante una incisión en la testa del lado contrario al micrópilo, además de que las semillas se introdujeron en una germinadora lo cual se tornó favorable para ellas.

250.3

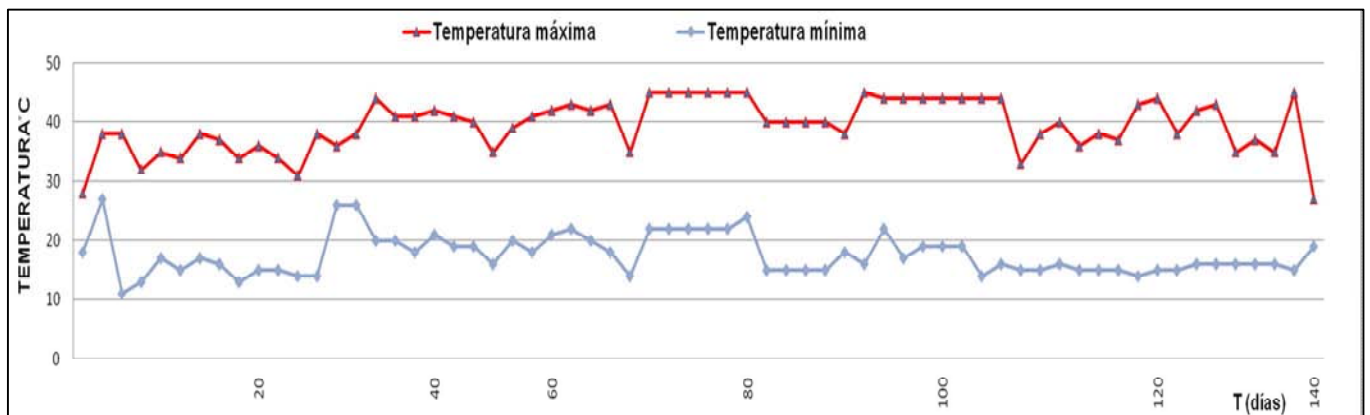
Temperatura y humedad registradas en el invernadero

La gráfica 1 y 2 respectivamente muestran las condiciones de temperatura y humedad tanto máximas como mínimas que imperaron en el invernadero durante la ejecución de este proyecto.

Las mediciones se obtuvieron con la ayuda de un higrómetro y un termómetro que se encuentran de forma continua en el interior del invernadero con el fin de cuantificar de forma periódica las variables mencionadas anteriormente.



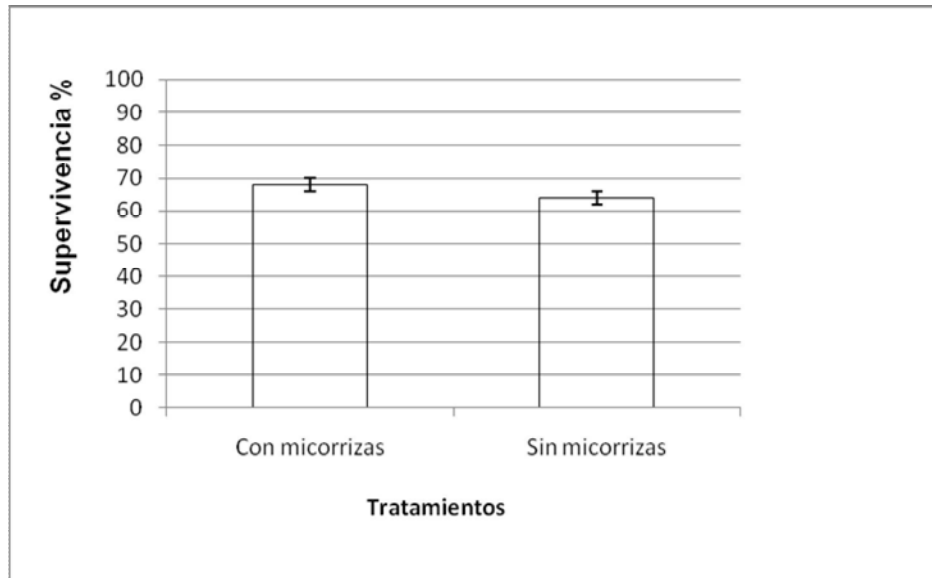
Gráfica 1.- Temperaturas máximas y mínimas registradas en el invernadero durante el transcurso del experimento.



Gráfica 2.-. Humedad máxima y mínima, registrada en el invernadero durante el transcurso del experimento.

Supervivencia de las plántulas

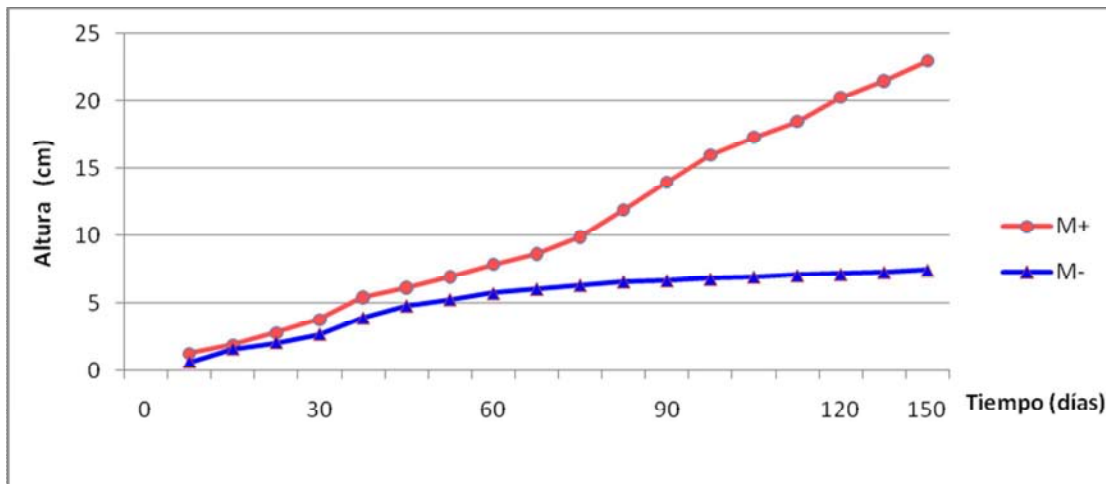
Una vez completado el proceso de germinación, el cual tuvo una duración de seis días, las semillas que presentaron radícula fueron trasplantadas a las macetas previamente preparadas con sustrato, individualmente. En la fase final del experimento se efectuó el registro de la supervivencia al trasplante, no se encontraron diferencias significativas entre las plantas micorrizadas en contraste con las plantas control, (gráfica 3) presentando una supervivencia del 68% las plantas del lote con micorrizas y del 64% las plantas del lote no micorrizado.



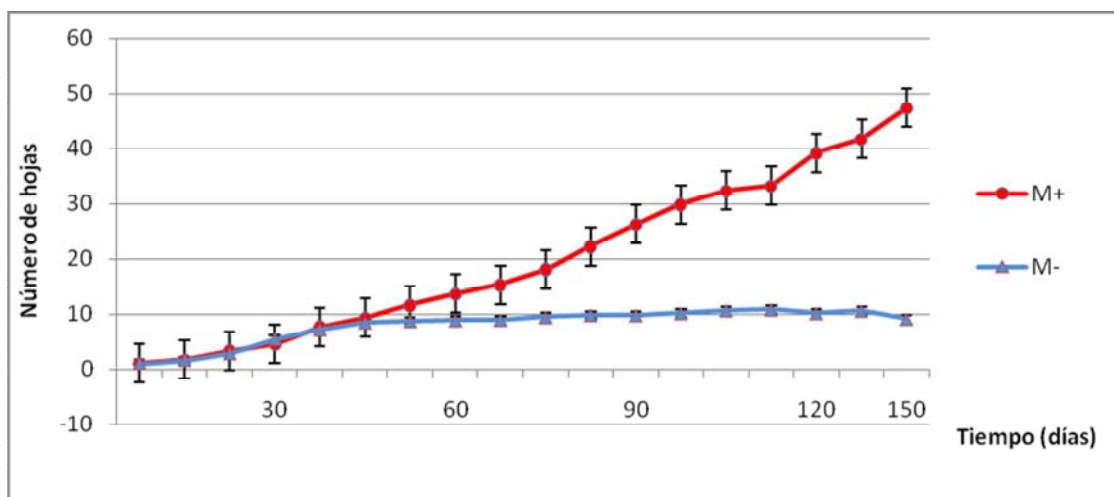
Gráfica 3.- Porcentaje de supervivencia en *Mimosa depauperata* con y sin micorrizas. Las barras indican el error estándar.

Crecimiento en altura

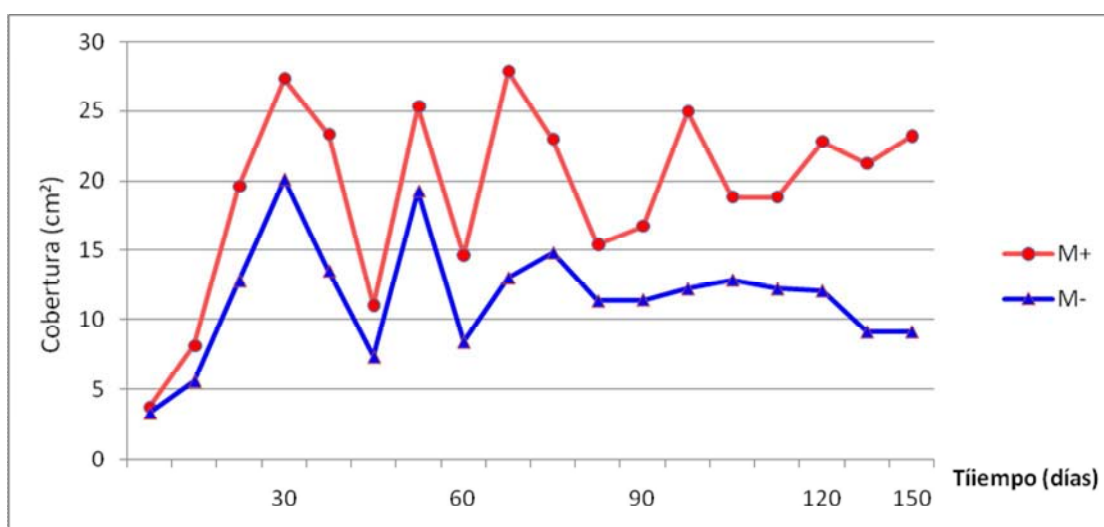
En base a los datos registrados semanalmente del desarrollo de las plantas de *Mimosa depauperata* de los dos tratamientos, durante el periodo de 18 semanas, se puede observar que de forma macroscópica el desarrollo o crecimiento de la especie micorrizada fue considerablemente mayor en comparación con el tratamiento no micorrizado. El crecimiento vegetal evaluado comprende los siguientes parámetros: altura, cobertura y número de hojas (Gráficas 4, 5 y 6 respectivamente).



Gráfica 4. Variación en la altura promedio de las plantas *Mimosa depauperata* de ambos tratamientos registrada en el tiempo de duración del proyecto (150 días).



Gráfica 5. Número de hojas promedio de las plantas *M. depauperata* de ambos tratamientos cuantificadas durante el tiempo del proyecto.



Gráfica 6. Comportamiento de la cobertura promedio de las plantas de *M. depauperata* de ambos tratamientos. Los picos indican pulsos de crecimiento y los valles indican caída de hojas.

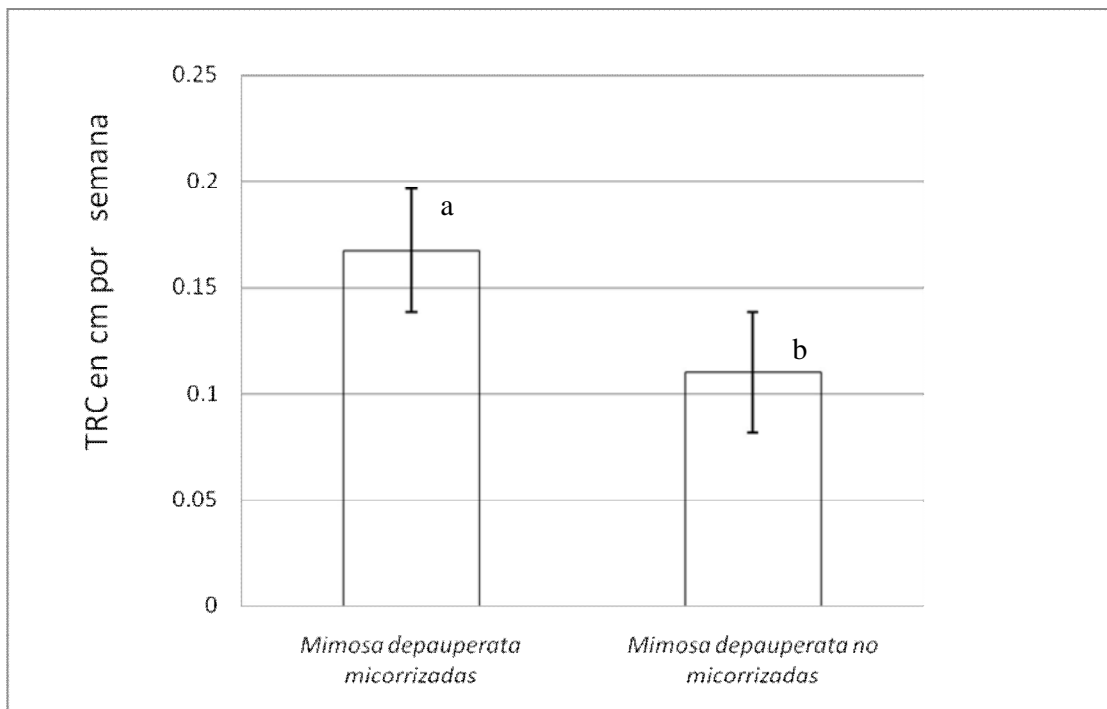
A partir de la prueba estadística t de Student para dos muestras suponiendo varianzas desiguales ($p < 0.05$), se encontraron diferencias significativas para las variables; altura y cobertura entre ambos tratamientos ($p=0.0000211$ y $p=0.00000239$ respectivamente); estas diferencias fueron más evidentes después del día sesenta.

Es importante mencionar que para la variable número de hojas se aplicó una prueba estadística no paramétrica (Prueba de Kolmogorov-Smirnov sobre dos muestras) debido a que los datos no se ajustaban a la normalidad, de igual forma que las variables anteriores, presentó una diferencia estadísticamente significativa ($p < 0.0001$).

Con fundamento en los resultados de altura, número de hojas, cobertura y tasa de crecimiento relativo, se observó una tendencia en el incremento del crecimiento de las plantas del tratamiento micorrizado (M+) el cual se atribuye al efecto de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), ya que éstos benefician la longitud radical,

incrementan la absorción de minerales que son necesarios para el óptimo desarrollo vegetal, principalmente elementos como son: P y N además del Cu, Zn, S, K y B, esto debido a que los pelos radicales y las hifas de la raíz fuera del hongo incrementa el contacto con las partículas del suelo, aumentando así la absorción de nutrientes y transportándolos al hospedero (Marschner, 1990).

La tasa de crecimiento relativo (TCR) del tratamiento con micorrizas (M+) fue mayor en comparación con el tratamiento no micorrizado (M-) (grafica 7), encontrándose una diferencia estadísticamente significativa entre tratamientos ($P=0.00000211$). La diferencia en la TCR probablemente se deba a que en el lote de plantas con micorrizas, el micelio extraradical estabiliza y mejora las características físicas, químicas y biológicas de las plantas como son: incremento de absorción de agua, mejora la nutrición, induce cambios anatómicos y morfológicos en las raíces que resultan ser beneficiosas para la planta (Azcón, 2000).



Gráfica 7. Tasa de crecimiento relativo (TCR) de *Mimosa depauperata* en los dos tratamientos: plantas micorrizadas y plantas no micorrizadas. Letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras representan el error estándar.

Concentración de clorofila

En la fase final del experimento (día 150), se midió la concentración de clorofila a cada una de las plantas de *Mimosa depauperata* en ambos tratamientos, debido a que existe una relación entre la medición de concentración de clorofila y la cantidad de nitrógeno en la misma. El cuadro 3 muestra el valor promedio de los niveles de clorofila obtenidos de la fase final del experimento.

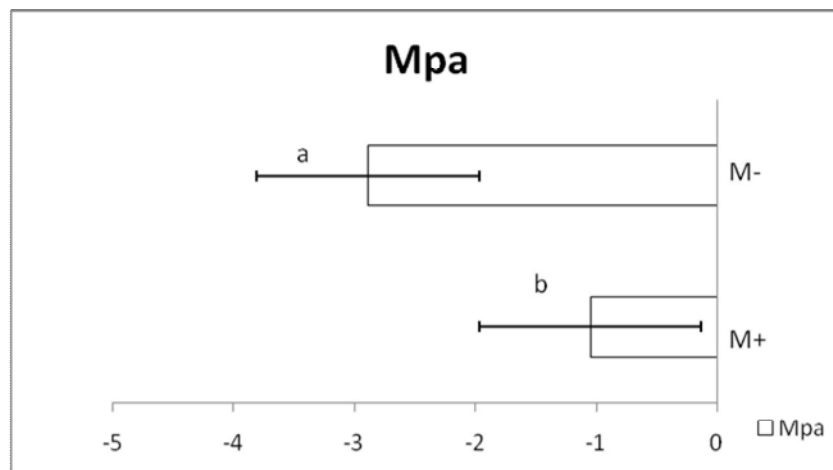
Cuadro 3. Promedio de nivel de clorofila en *M. depauperata* en ambos tratamientos.

Nivel de clorofila (SPAD)	
Micorrizadas (M+)	No micorrizadas (M-)
10.3	9.846363636

La prueba t Student ($p < 0.05$) reveló que no hay una diferencia estadísticamente significativa en la concentración de clorofila para las plantas de ambos tratamientos ($p=0.77$). Estos resultados no muestran una tendencia de aumento hacia el tratamiento micorrizado como se reporta en otros trabajos realizados con plantas micorrizadas en donde, por regla general, aumenta la tasa fotosintética respecto a la de sus testigos (Smith y Read, 1997 y Hampp *et al.* 2000).

Potencial hídrico caular

Esta variable al igual que la anterior, fue medida en la fase final del experimento (día 150) en cinco plantas de cada tratamiento, observándose que las plantas con tratamiento M+ se encontraban mejor hidratadas, esto debido al suministro hídrico de las hifas de los HMA (gráfica 8).



Gráfica 8. Comparación del potencial hídrico caular entre tratamientos M+ y M-. Las barras representan el error estándar. Letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$).

La prueba t de Student para el potencial hídrico muestra una diferencia estadísticamente significativa ($p=0.0009$). Lo cual puede estar relacionado con las hifas extraradicales que derivan de los HMA exploran un mayor volumen edáfico que lo que pueden hacer las propias raíces, induciendo un incremento en la conductividad hidráulica de la raíz y una mayor hidratación de la planta (Aguilera-Gómez *et al.*, 2001). Kramer 1989, menciona que en regiones secas, la penetración de la raíz de las plantas se encuentra normalmente limitada hasta la profundidad donde se encuentra agua disponible por el agua de lluvia, de esta forma las redes hifales que se forman con este tipo de HMA representan una gran importancia ya que permiten un mayor contacto con el suelo y su disponibilidad de agua y nutrientes.

Biomasa húmeda, biomasa seca y uso eficiente del agua

Los resultados tanto de biomasa húmeda como de biomasa seca están directamente relacionados a los obtenidos del crecimiento de las plantas. En el cuadro 4 podemos observar los resultados de estas variables cuantificadas, tanto de biomasa del vástago, de raíz, así como cociente raíz/vástago y el uso eficiente del agua.

Cuadro 4. Promedio de peso húmedo y peso seco (g) de las plantas de *Mimosa depauperata* de ambos tratamientos, así como cociente raíz/vástago y la eficiencia en el uso del agua (WUE). Letras diferentes indican diferencias significativas.

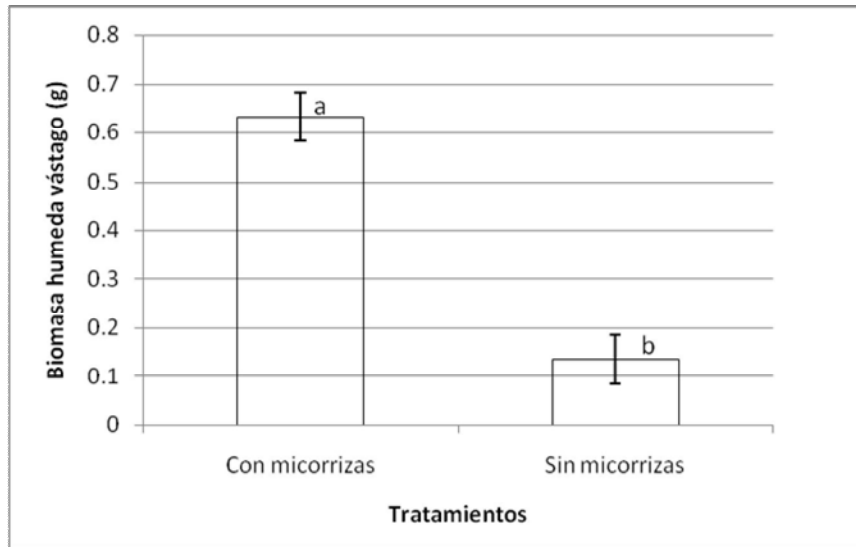
Tratamiento	Peso húmedo (g)		Peso seco (g)		Cociente raíz / vástago	Agua irrigada (kg)	WUE (g de biomasa seca/kg de agua irrigada)
	Vástago	Raíz	Vástago	Raíz			
M+	0.63288	0.46976	0.24222	0.11348	0.468459711	0.9436	0.374678574 (a)
M-	0.13476	0.1906	0.06822	0.09004	1.319847552	0.8442	0.189684685 (b)

Se puede observar que el tratamiento con micorrizas provocó un aumento en biomasa tanto húmeda como seca en comparación con el tratamiento sin micorrizas.

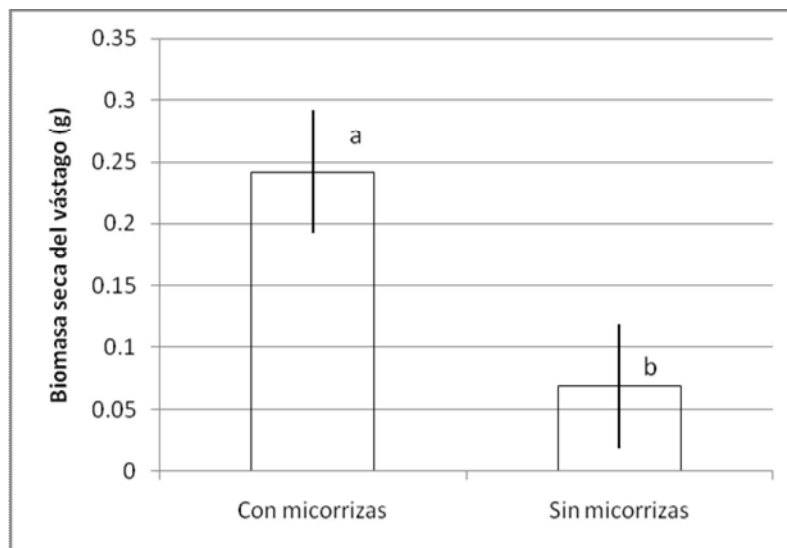
Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato (1990) mencionan que en estudios realizados con leguminosas micorrizadas, estas presentan mayor crecimiento y mayores concentraciones de minerales como N, P, Ca, Cu y Mn que aquellas plantas que no son micorrizadas. Referente a lo anterior Augé (2001) y Rincón *et al.*, (1993) mencionan que los hongos micorrizógenos incrementan el potencial de su hospedero para explorar los recursos del suelo, además de alterar el intercambio de gases, potencial hídrico y la producción de biomasa tanto aérea como radical. Lo cual se puede corroborar observando los datos del cuadro 3, en el cual se observa que el tratamiento con micorrizas fue superior en cuanto a biomasa tanto húmeda como seca en comparación con el tratamiento sin micorrizas.

En cuanto a la biomasa total húmeda y seca, aplicando la prueba estadística t de Student ($p < 0.05$) se observan diferencias significativas entre tratamientos ($p=0.011840093$ y $p=0.013693972$ respectivamente). Lo cual resulta congruente puesto que la mayor cantidad de biomasa tanto húmeda como seca se observó en las plantas inoculadas (gráficas 14 y 15). El aumento de biomasa radical como aérea puede relacionarse con las micorrizas, ya que afecta también el incremento del desarrollo del sistema radical del hospedero, incrementando los sitios de intercambio, por lo que la planta tiene que aumentar la producción de raíces laterales finas, que son colonizadas por las hifas de los HMA encargadas de absorber los nutrientes minerales necesarios para el crecimiento (Augé 2001, Rincón *et al.*, 1993).

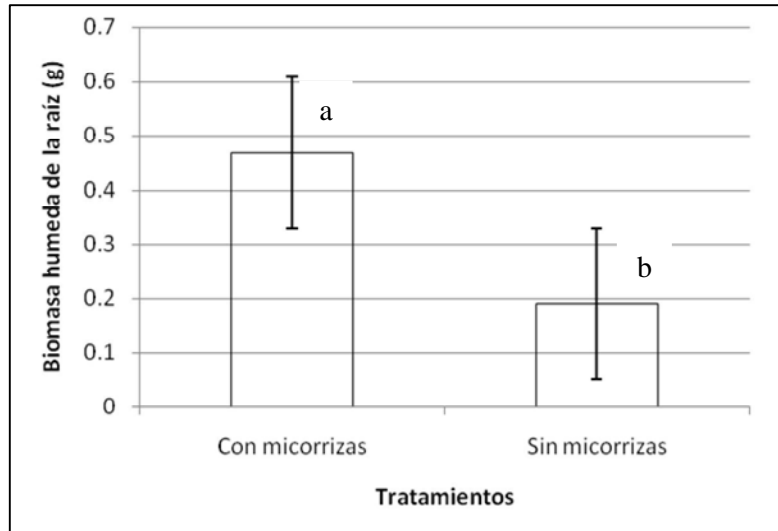
El cociente raíz/vástago del tratamiento micorrizado fue significativamente más bajo que el del tratamiento no micorrizado ($p=0.03238774$) (gráfica 15). Se ha comprobado que la simbiosis micorrízica disminuye la cantidad de biomasa seca en las raíces de las plantas hospederas (Cavagnaro *et al.*, 2001), ya que las plantas no necesitan invertir tanta energía en el aumento de la biomasa de la raíz, para aumentar el área de captura de iones y agua, debido a que el micelio externo cumple esta función, y solo aumenta el área de colonización por medio de la producción de un mayor cantidad de raíces laterales finas (Pimienta-Barrios y Nobel, 1998).



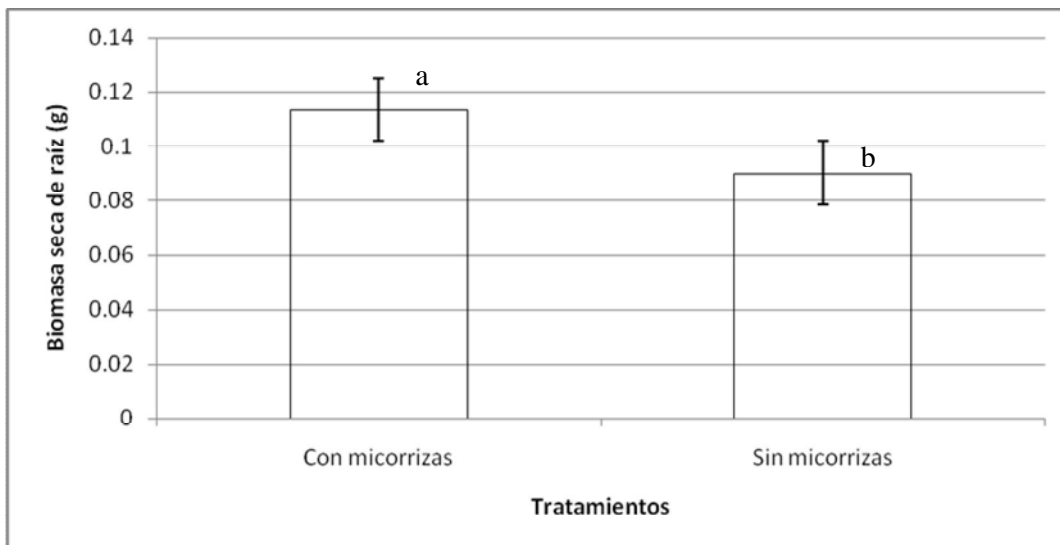
Gráfica 9. Biomasa húmeda de vástago de las plantas *Mimosa depauperata* de ambos tratamientos, después de 150 días. Letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras representan el error estándar.



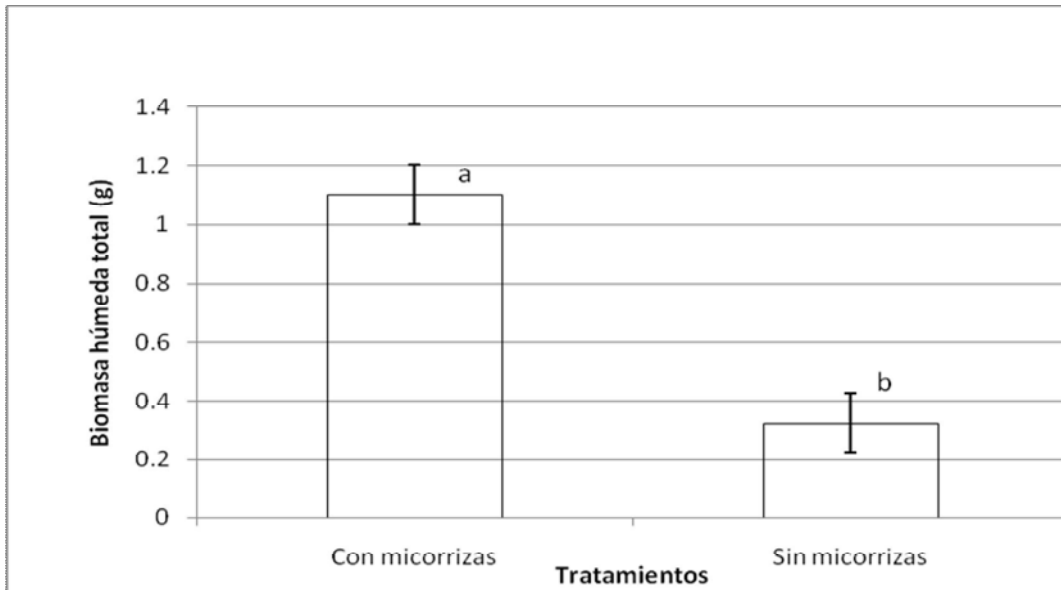
Gráfica 10. Biomasa seca del vástago de las plantas *Mimosa depauperata* en ambos tratamientos, después de 150 días de cultivo. Letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras representan el error estándar.



Gráfica 11. Biomasa húmeda de la raíz de la planta *Mimosa depauperata* en ambos tratamientos al final del experimento. Letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras representan el error estándar.

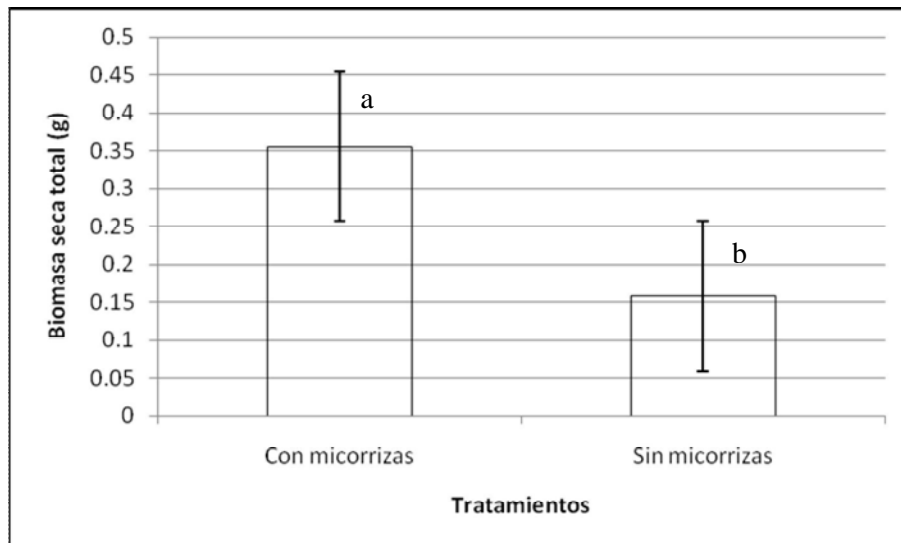


Gráfica 12. Biomasa seca de raíz de las plantas *Mimosa depauperata* en ambos tratamientos al final del experimento. Letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras indican error estándar.

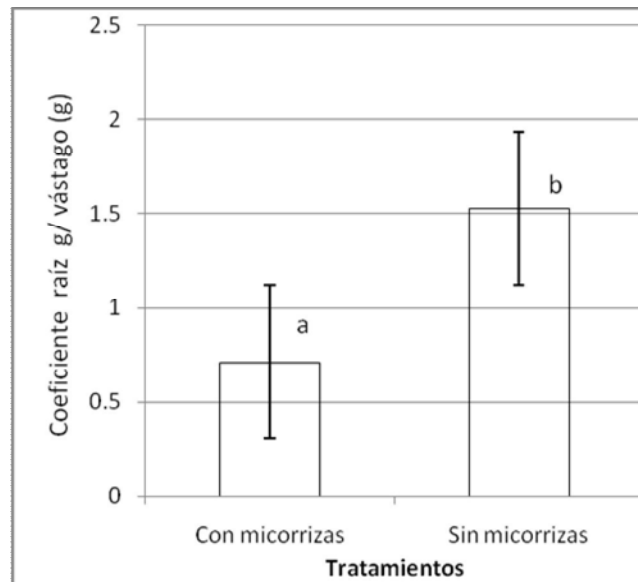


Gráfica 13. Biomasa húmeda total de las plantas *Mimosa depauperata* en ambos tratamientos después de 150 días. Letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras representan desviación estándar.

a



Gráfica 14. Biomasa seca total de las plantas *Mimosa depauperata* en ambos tratamientos después de 150 días. Letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras representan error estándar.

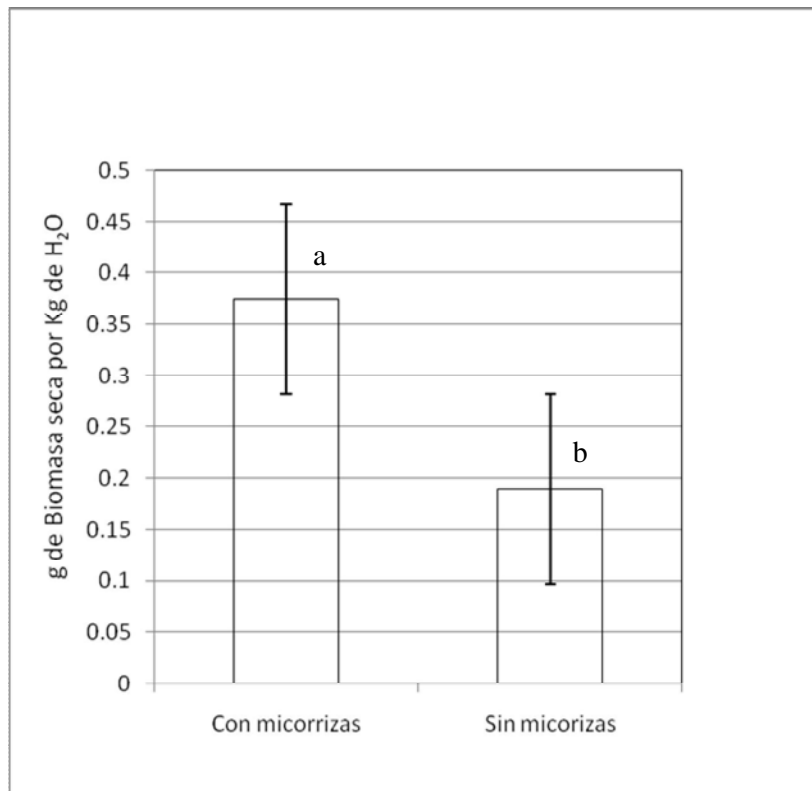


Gráfica 15. Cociente raíz/vástago de las plantas *Mimosa depauperata* en ambos tratamientos, al final del experimento (150 días). Letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras representan error estándar.

Uso eficiente del agua (WUE)

En lo que se refiere a esta variable, los resultados muestran que el tratamiento con micorrizas (M+) produce 0.374678574 g de biomasa seca por cada kg de agua irrigada, 0.184993888 g más de biomasa que el tratamiento sin micorrizas (M-), el cual presentó una producción de biomasa de 0.189684685 g (cuadro 6) es decir el tratamiento M+ produce doble de biomasa por cada litro de agua irrigada. Aunado a lo anterior a partir de la prueba estadística t de Student ($p < 0.05$) se encontraron diferencias significativas entre los diferentes tratamientos ($p = 0.019933319$). Este comportamiento se debe probablemente a que las plantas de *Mimosa depauperata* micorrizadas pueden obtener de forma más eficiente los recursos, como son fósforo y agua, cuando se encuentran asociados con hongos micorrizógeno arbusculares (Rincón *et al.* 1993), lo que se ve reflejado en un aumento en la cantidad de biomasa por unidad de agua irrigada.

Los hongos micorrizógenos arbusculares son importantes en el uso eficiente del agua de las plantas de *Mimosa depauperata*, ya que permiten a la planta regular su transpiración de manera eficiente y además proporcionan un aumento en la absorción de agua, debido a las características de los pelos radicales y a la red hifal del hongo. Además incrementan eficientemente la conductancia estomática, la toma de CO_2 de la atmósfera y la tasa fotosintética, durante la cual el CO_2 incorpora los productos útiles a las plantas para su crecimiento, asimismo de proporcionar al hospedero minerales de difícil disponibilidad (Guttenberger 2000; Nobel 1998; Azcón y Barea 1996), por lo que la influencia de los HMA, proporciona un incremento en la cantidad de biomasa producida por unidad de agua irrigada (gráfica 16).



Gráfica 16. Uso eficiente del agua de las plantas *Mimosa depauperata* en ambos tratamientos, al final del experimento (150 días). Letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras indican error estándar.

Colonización micorrícica

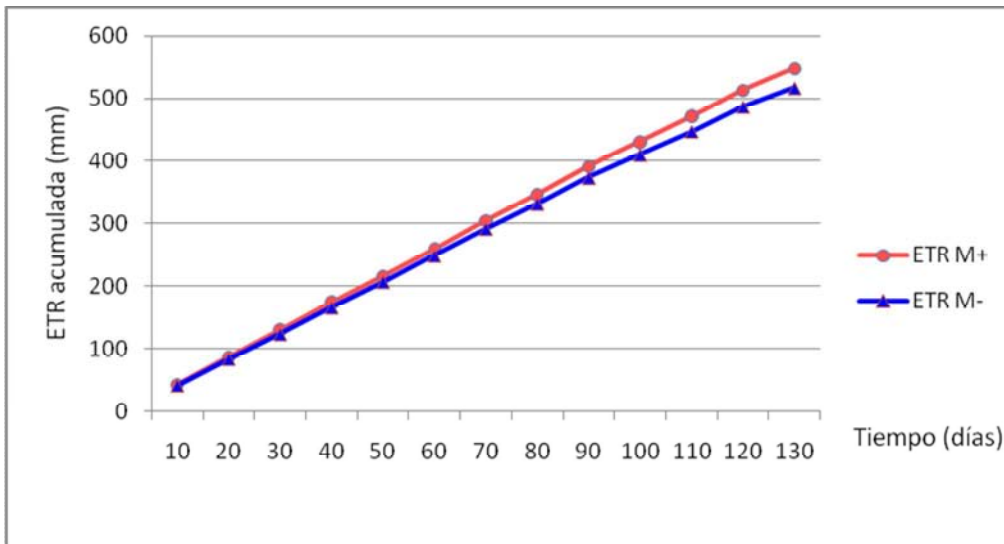
El porcentaje de colonización micorrícica para el tratamiento micorrizado (M+) fue de 64%. El grado de colonización micorrícica depende de varios factores, de los cuales es importante mencionar: la compatibilidad genética entre los hongos simbiontes y el hospedero, exudados de la raíz, pH, salinidad, temperatura y humedad. Cabe mencionar que cuando el suelo presenta un porcentaje de humedad mínimo, existe una demora en el proceso de germinación de las esporas de los hongos (Varma 1999) lo cual sin duda está íntimamente relacionado a una estrategia de supervivencia de las plantas ante condiciones de estrés que prevalecen en zonas áridas y semiáridas, aunado a lo anterior existe un decremento en la colonización bajo condiciones secas.

El número de esporas cuantificadas en 100 g de suelo en el tratamiento micorrizado (M+) fue de 1194 esporas, en tanto que para la muestra no micorrizada (M) no se observaron esporas.

Evapotranspiración real acumulada

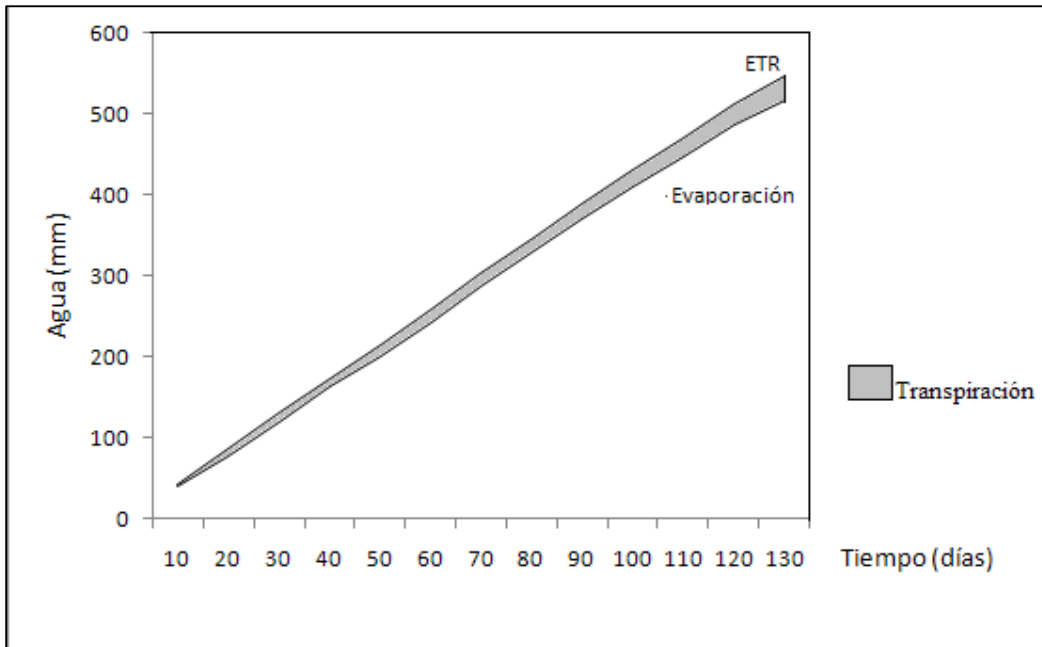
En cuanto a la evapotranspiración real (ETR), no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos M+ y M- (gráfica 17). Las relaciones hídricas de la planta se ven dominadas por el efecto de la transpiración y cuando no existe agua disponible en el suelo se presenta una deficiencia vital para la planta. Esto ocasiona varios daños y hasta la muerte de la misma por desecación. Alrededor del 95% del agua

absorbida por las plantas se pierde por el propio efecto de este fenómeno, y solamente un 5% es consumido para procesos fisiológicos. Existen varios factores ambientales que afectan la transpiración en las plantas, estos son: a) el suministro de agua a las raíces, b) la temperatura, c) el viento, d) la intensidad de la luz y, f) la demanda evaporativa del agua del suelo por la atmósfera (Kramer, 1989). En los resultados obtenidos para este caso en específico no se detectaron diferencias en cuanto a la transpiración de las plantas en ambos tratamientos (M+ y M-), ya que tanto la evaporación como la transpiración de las plantas fueron similares en ambos casos (gráfica 18 y 19).

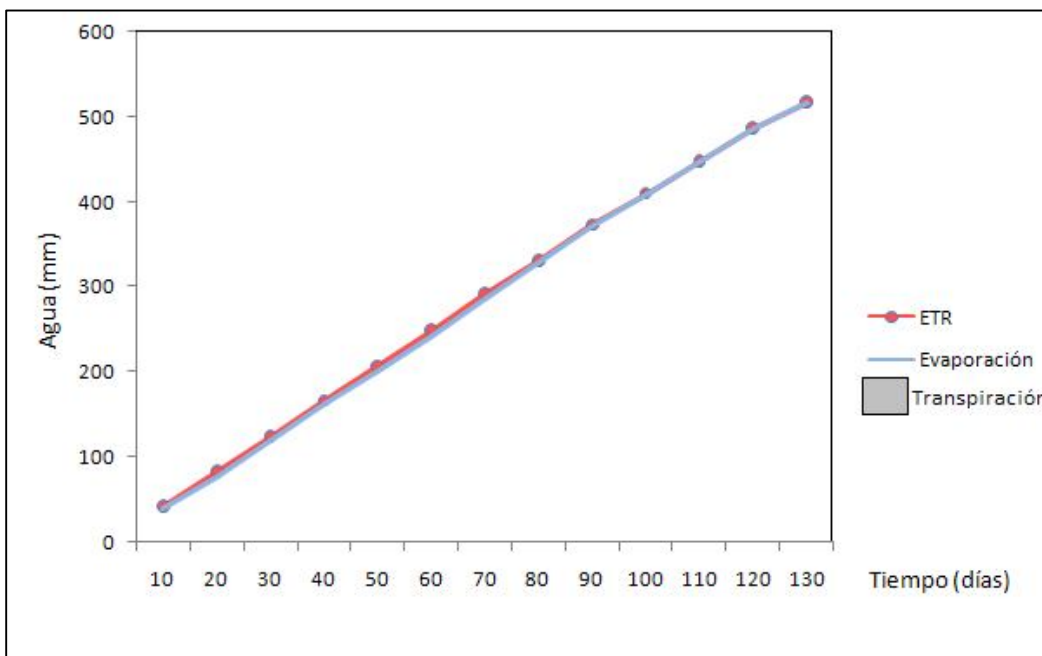


Gráfica 17. Relación de la evapotranspiración real (ETR) acumulada entre tratamientos M+ y M-, al final del experimento (150 días).

La prueba t Student ($p < 0.05$) reveló que no hay una diferencia estadísticamente significativa en la evapotranspiración real (ETR), para las plantas de ambos tratamientos ($p=0.8215$) para la fecha del último registro.



Gráfica 18. ETR, transpiración y evaporación acumulada en mm de agua del tratamiento micorrizado (M+) durante el experimento en invernadero.



Gráfica 19. ETR (evapotranspiración real), transpiración y evaporación acumulada en mm de agua del tratamiento sin micorrizas (M-) durante el experimento en invernadero.

Cuadro 5. Resultados significativos del estudio.

Diferencias significativas				
Tratamiento Parámetro	M+	M-	p < 0.05	Observaciones
TCR (días ⁻¹)	0.16759	0.11015	p= 0.000000211	Aumento de altura, número de hojas, cobertura.
Altura (cm)	22.9118	7.45789	p= 0.00002119	Incremento en la absorción de minerales y agua
Número de hojas	48.625	8.889	p< 0.0001	
Cobertura (cm ²)	23.2159	9.14789	p= 0.000002391	
Uso eficiente del agua (g de biomasa seca/kg de H ₂ O)	0.37468	0.18968	p= 0.019933319	Aumenta la disponibilidad de fósforo y agua
Potencial hídrico (Mpa)	-1.05	-2.89	p= 0.0009	Incremento de conductividad hidráulica
Biomasa total húmeda (g)	1.10264	0.32536	p= 0.011840093	Incremento del sistema radical del hospedero e incremento de sitios de intercambio
Biomasa total seca (g)	0.3557	0.15826	p= 0.013693972	
Cociente (raiz/vástago)	0.71156	1.52518	p= 0.03238774	No invierten energía en la biomasa de la raíz.

CONCLUSIONES

En lo referente al crecimiento se encontraron diferencias significativas en ambos lotes en cuanto a la altura, cobertura, número de hojas y tasa de crecimiento relativo: lo que evidencia que las plantas inoculadas presentan un mayor crecimiento que su contraparte sin inocular, lo cual resulta de suma importancia para lograr un adecuado y rápido establecimiento.

La asociación micorrícica favorece significativamente la hidratación de la especie *Mimosa depauperata* y por ende su potencial hídrico, incrementando la absorción de agua.

La mayor cantidad de biomasa tanto húmeda como seca fue mayor en las plantas inoculadas, de esta forma se pudo observar la influencia positiva de los hongos micorrizógenos respecto a la generación de biomasa por unidad de agua irrigada.

El cociente raíz/vástago del tratamiento micorrizado fue significativamente más bajo, que el tratamiento no micorrizado, ya que las plantas micorrizadas no necesitan invertir energía en el aumento de biomasa de la raíz, para aumentar el área de captura de agua.

El uso de micorrizas aumentó el establecimiento de *Mimosa depauperata*, dadas las capacidades de los HMA de proveer agua a la planta hospedera y de aumentar la disponibilidad de los nutrientes.

La tasa de crecimiento relativo se vio favorecida con la asociación micorrícica, observándose en el tratamiento micorrizado que las plantas mejoraron sus características físicas como son altura y número de hojas; químicas como es el potencial hídrico y biológicas como es el porcentaje de colonización micorrícica de la planta.

Asimismo el uso eficiente del agua aumento en el tratamiento micorrizado presentando el doble de biomasa por cada litro de agua irrigada, respecto al tratamiento no micorrizado. Cabe mencionar que la simbiosis favorece la hidratación de la planta hospedera.

RECOMENDACIONES

Se debe evaluar la respuesta de *Mimosa depauperata* a las diferentes variables cuantificadas en este trabajo en campo, debido a que esta especie tiende a cambiar sus características físicas y biológicas dependiendo de las condiciones del sitio.

Después de la fase de invernadero sería adecuado llevarlas al vivero y seguir monitoreando el crecimiento de las plantas micorrizadas para ver su comportamiento en condiciones ambientales no controladas, posteriormente introducirlas en su hábitat natural dada la importancia de esta especie formadora de islas de recursos y como planta nodriza.

El conteo de esporas deberá hacerse con todas las muestras en su totalidad y no sólo tomar parte de ellas y extrapolar resultados, para obtener números más significativos de esporas en el suelo o sustrato.

Se recomienda evaluar en estudios posteriores al micelio hifal externo y su función en la asociación micorrícica.

Evitar la inoculación accidental de HMA en los tratamientos testigo.

REFERENCIAS

- Allen, E. B. y Allen, M. F. 1986. Water relations of xeric grasses in the field: interaction of mycorrhizas and competition. *New Phytol* 104: 559–571 pp.
- Augé, R. M. 2001. Water relations, drought and vesicular – arbuscular micorrhizal symbiosis. *Micorrhiza* 11: 3-42 pp.
- Aguilera-Gómez, L. I., Rivas-Manzano, I. V., Ocampo-Jiménez, O. y Olalde-Portugal, V. 2001. Los Glomales de las planicies del desierto de Sonora. En prensa.
- Azcón, G. C. y Barea, J. M. 1980. *Biología. Selección e Introducción. Micorrizas.* Libros de Prensa Científica. 80 - 86 pp.
- Azcón- Aguilar, C. y Barea, J. M. 1996. Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil- borne plant pathogens: an overview of the mechanisms involved. *Micorrhiza* 6: 457-464 pp.
- Azcón, R. 2000. Papel de la simbiosis micorrícica y su interacción con otros microorganismos rizosfericos en el crecimiento vegetal y sostenibilidad agrícola. En *Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular.* Alarcón. A y Ferrera-Cerrato, R. IRENAT-Colegio de Posgraduados, Montecillo. Mundi prensa, México. 1-15 pp.
- Barea, J. M. 1998. *Biología de la rizósfera. Investigación y Ciencia (Scientific American)* 256: 74-81 pp.
- Barneby, R. C. 1991. *Sensitivae Censitae. A description of the Genus Mimosa Linnaeus (Mimosaceae) in the New World.* The New York Botanical Garden. Vol. 65. The New York Botanical Garden. USA. 835 pp.
- Barrios, T. R. y Medina, J. M. 1996. *Estudio florístico de la Sierra de Pachuca, Edo. Hidalgo.* IPN, CONABIO, México. 140 pp.
- Belmonte, S y Romero, D. 1999. Interceptación en algunas especies del matorral mediterráneo. *Cuadernos de Ecología y Medio Ambiente.* N°7. Universidad de Murcia. 202pp.
- Bowen, G. D. y Rovira, A. D. 1999. The rizosphere and its management to improve plant growth. *Advances in Agronomy* 66: 1-102 pp.
- Brundrett, M; Bougher, N; Dell, B; Grove, T y Malajczuc, N. 1996. *Working with Micorrizas in Forestry and Agriculture.* ACIAR Monograph. Camberra.
- Camacho, M. F. 2000. Dormición y quiescencia en el manejo de las semillas forestales. *Red Mexicana de germoplasma vegetal forestal. SEMARNAP-PRONARE.* México. 7-22 pp.

- Camargo-Ricalde, S. L y Dhillion, S. S. 2003. Endemic Mimosa species can serve as mycorrhizal “resource islands” within semiarid communities of the Tehuacán-Cuicatlán Valley. México. Mycorrhiza. 13: 129-136 pp.
- Cavagnaro, T. R., Smith, S. E. y Dickson, S. 2001. Backseat driving? Accessing phosphate beyond the rhizosphere depletion zone. Trends in Plant Science 6, 5 pp.
- Clapp, J. P., Alastair, H. F., Merryweather, J. W. 1996. Arbuscular Mycorrhizas In: Methods for the Examination of Organismal Diversity in Soils and Sediments. Ed. GS Hall, EUA. 145-161 pp.
- Clark, R. G., Zeto, S. K., Zobel, R. W. 1999. Arbuscular micorrhizal fungal isolates effectiveness on growth and root colonization of *Panicum virgatum* in acidic soil. Soil Biology & Biochemistry 31:1757-1763 pp.
- Cruz, R.J. A. 1992. Interacción entre los estratos arbóreo y arbustivo con la vegetación herbácea en una zona de matorral en el valle de Actopan, Hidalgo. Tesis de Licenciatura. Biología. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Zaragoza. Universidad Nacional Autónoma de México, México. D. F.
- Cruz R. J. A. 1996. Evaluación de las condiciones microclimáticas, edáficas y de vegetación bajo el dosel de *Prosopis laevigata* (Humb. & Bonpl. Ex Willd.) M. C. Johnst., en un agostadero semiárido del norte de Guanajuato. Tesis de Maestría. Colegio de Posgraduados. Montecillo. Edo. De México. 100pp.
- Elías, T. S. 1981. Mimosoideae. Polhill R M y Raves P H, (Eds), Advances in Legume Systematic. The Royal Botanic Gardens, Kew. Part 1: 143–168 pp.
- Escalante, G.L. 1995. Caracterización y evaluación de las condiciones microambientales asociadas a micrositios que favorecen la germinación y establecimiento de *Bouteloa gracilis* (H.B.K.) Lag. en un agostadero de Santiago de Anaya, del Valle de Actopan, Estado de Hidalgo. (Tesis profesional, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Universidad Nacional Autónoma de México, México, D. F.) 23-24pp.
- Espinosa, G. F. J y Sarukhán, J. 1997. Manual de malezas del Valle de México, claves, descripciones e ilustraciones. UNAM, Fondo de Cultura Económica, Instituto de Ecología. México. 389-401 pp.
- Fernández García, F. 1995. Manual de climatología Aplicada. Editorial Síntesis. Madrid. 285 pp.
- Ferrera, C. R., González, C. M. y Rodríguez, M. M. 1993. Manual de Agromicrobiología. Trillas. México. 93-116 pp.
- Fisher, J. B. y Jayachandran, K. 2002. Arbuscular micorrhizal fungi enhance seedling growth in two endangered plant species from South Florida. Int. Journal of Plant Science 163: 559-566 pp.

- García-Moya, E y McKell, C. M. 1970. Contributions of shrubs to the nitrogen economy of a desert-wash plant community. *Ecology*. 51: 81-88 pp.
- Gerdeman, J. W. 1968. Vesicular-arbuscular micorrhyzal and plant growth. *Annual Review of Phytopathology* 6: 397-418 pp.
- González, Q. L. 1968. Tipos de vegetación del Valle del Mezquital, Hidalgo. Departamento de Prehistoria, Instituto Nacional de Antropología e Historia, México. 53 pp.
- Grether, R. 1997. Revisión Taxonómica del género *Mimosa* (Leguminosae) en Mesoamérica. Tesis Doctoral, Facultad de Ciencias, División de estudios de Posgrado, UNAM, México. 367 pp.
- Guadarrama, P. y J. Álvarez-Sánchez, 1998. Abundance of arbuscular micorrhyzal fungi spores in different environments in a tropical rain forest, Veracruz, México. *Mycorrhiza* 8:267-270 pp.
- Guerrero, E; Rivillas, C y Rivera, E. 1996. Perspectivas de manejo de la micorriza arbuscular en ecosistemas tropicales. En Guerrero E. (Ed.), *Micorrizas. Recurso Biológico del suelo*. Fondo FEN Colombia, Bogotá. 181-201 pp.
- Guttenberger, M. 2000. Arbuscules of vesicular-arbuscular micorrhyzal fungi in habit an acidic compartment within plant roots, *Springer-Verlag* 211:299-304 pp.
- Guzmán-Plazola, R. A. y Ferrera-Cerrato, R. 1990. La endomicorriza vesiculo-arbuscular en las leguminosas. Sección de microbiología, Centro de Edafología, Colegio de Posgraduados. México. 119 pp.
- Hampp, R., Nehls, U. y Wallenda, T. 2000. En: Bochum, K. E., Mainz, J. W. K., Darmstadt, U. L. y Göttingen, M. R. (editores). *Progress in botany 61: Genetics, physiology, systematic, ecology*. Sprier- Verlag Berlin Heidelberg, Alemania. 223-241 pp.
- Hayman, D. S., A. M. Johnson y I. Ruddlesdin. 1975. The influence of phosphate and crop species on endogone spores and vesicular- arbuscular mycorrhiza under field conditions. *Plant and soil* 43: 489-495 pp.
- Harley, J. I. y Smith, S. E. 1984. *Mycorrhizal symbiosis*. Editorial Academic Press London.
- Hawksworth, D. L. 1991. The fungal dimension of biodiversity: magnitude, significance and conservation. *Mycological research*. 95: 641-645 pp.
- Hernández, C. L. 2003. Hongos Micorrizógenos Arbusculares del Pedregal de San Ángel. Facultad de Ciencias, UNAM. México, D. F., 13 - 16 pp.
- Huenneke, L. F. y Noble, I. 1996. Ecosystem function of biodiversity in arid ecosystems. En: Mooney, H. A., Cushman, J. H. Medina E., Sala O. E. y

- Schulze, E. D. (editores). Functional roles of biodiversity: a global perspective. SCOPE, Inglaterra. 99-127 pp.
- Hunt, R. D. R., Shipley, B. y Askew, A. P. 2002. A modern tool for classical plant growth analysis. *Annals of Botany* 90:485- 488 pp.
- Jakobsen, I. y Rosendal, L. 1990. Carbon flow into soil and external hyphae from roots of micorrhizal cucumber plants. *New Phytol* 115: 77-83 pp.
- Janos, D. P. 1980. Mycorrhizae influence tropical succession. *Biotropica* 12: 56-64 pp.
- Kennedy, A. C. y Smith, K. L. 1995. Soil microbial diversity and the sustainability of agricultural soils. *Plant Soil* 170: 75-86 pp.
- Kormanik, P. P., y A. C. McGraw. 1982. Quantification of vesicular- arbuscular mycorrhizae in plant roots. N. C. Schenck, editor, *Methods and Principles of Micorrhizal Research*. American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota, USA. 37-45 pp.
- Kramer, P. J. 1989. Relaciones Hídricas de suelos y plantas, una síntesis moderna. Harla-México, México. 538 pp.
- Marschner, H. 1990. Mineral nutrition of higher plants. Academia Press. U.S.A. 450 pp.
- Montaño, A. N. M. y A. Monroy. A.2000. Conservación ecológica de suelos en zonas áridas y semiáridas en México. *Ciencia y Desarrollo* (154): 26-37 pp.
- Montaño, N. M., Camargo-Ricalde, S. L., García-Sánchez, R., Monroy, A. 2007. Micorrizas Arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos. Instituto Nacional de Ecología-SEMARNAT, Mundi-Prensa SA de CV, UAM Iztapalapa, FES Zaragoza, UNAM. Distrito Federal, México. 26-31 pp.
- Morton, J. B. 1988. Taxonomy of VA mycorrhizal fungi: classification, nomenclature, and identification. *Micotaxon* 32: 267-324 pp.
- Morton, J. B., y S. P. Bentivenga. 1994. Levels of diversity in endomycorrhizal fungi (*Glomales* and *Zigomycetes*) and their role in defining taxonomic and non-taxonomic groups. *Plant soil* 159: 47-59 pp.
- Newsham, K. K; Fitter, A. H; Watkinson, A. R. 1995. Arcuscular mycorrhiza protects an annual grass from root pathogenic fungi in the field. *J. Ecol.* 83: 991-1000 pp.
- Nobel, S. 1998. Los incomparables Agaves y Cactus. Editorial trillas. México. D.F.
- Orozco, A. M. S. 1993. Efecto de la profundidad de siembra y fertilización en el establecimiento de 3 zacates forrajeros. Tesis de Maestría en Ciencias, Colegio de Posgraduados. Depto. De ciencias Agrícolas. México. 15-20 pp.
- Palmer, R y Troeh, F.1979. Introducción a la ciencia del suelo y manual de laboratorio. Editor. S. A. México.

- Pattinsib, G. S; Hammill, K. A; Sutton, B. G; McGee, P. A. 1990. Simulated Fire Reduces the Density of Arbuscular Mycorrhizal Fungi at the Soil Surface. *Mycological research*. 103: 491-496 pp.
- Pennington, T. D y Sarukhán, J. 1998. Árboles tropicales de México, manual para la identificación de las principales especies. Ediciones Científicas. México. 64-89 pp.
- Pimienta-Barrios, B.E. y Nobel, P. S. 1998. Vegetative, reproductive and physiological adaptations to aridity of pitayo (*Stenocereus queretaroensis*, Cactaceae). *Economic Botany* 52, 391-401 pp.
- Phillips, J. M. y Hayman, D. S. 1970. Improved procedure of clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular micorrhyzal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society* 55:159-161 pp.
- Rincón, E. P. Hunte y J. Ramírez. 1993. Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on biomass production by the cactus *Pachycereus pectin-aboriginum*. *Mycorrhiza* 3:79-81 pp.
- Ruiz-Lozano, J. M; Azcón R.1995. Hyphal contribution to water uptake in mycorrhizal plants as affected by the fungal species and water status. *Physiol. Plant*. 95: 472-478 pp.
- Salas, O. E., Lauenroth, W. K., McNaughton, S. J., Rusch, G. y Zhang, X. 1996. Biodiversity and ecosystem functioning in grasslands . En: Mooney, H. A., Cushman, J. H., Medina E., Sala O. E. y Schulze, E. D. Functional roles of biodiversity: a global perspective. SCOPE, Inglaterra. 129-149 pp.
- Salisbury, F. B. y Ross, C. W. 1994. Fisiología Vegetal. Editorial Iberoamérica, México.
- SchüBler, A., Schwarzot, D. y Walker, C. 2001. A new fungal phylum the Glomeromycota. Phylogeny and evolution. *Mycological research*. 105 (12): 1413 – 1421 pp.
- SchüBler, A. 2006. Phylogeny and taxonomy of *Glomeromycota* (arbuscular mycorrhizal (AM) and related fungi).
- Singh, J. 2004. Plant Systematics. An Integrated Approach. Editorial Science Publisher, Inc. India. 34. 572 pp.
- Smith, S. E. y Read, D. J. 1997. Mycorrhizal symbiosis. Editorial Academic Press, London. 605 pp.
- Srivastava, D., Kapoor, R., Srivastava, S. K. y Mukerji, K. G. 1996. Vesicular – arbuscular mycorrhiza: an overview. In Concepts in micorrhyzal research. Editorial Mukerji K. G, Vol. 19/2: 1–39 pp.

- Valero, N. 2003. Potencial biofertilizante de bacterias diazotrofas y solubilizadoras de fosfatos asociadas al cultivo de arroz (*Oryza sativa* L.). Tesis de maestría. Maestría Interfacultades en Microbiología, Universidad Nacional de Colombia.
- Van der Heijden MGA, Klironomos JN, Ursic M, Moutoglis P, Streitwolf – Engel R, Boller T, Wiemken A, Sanders IR. 1998. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature* 396: 69–72 pp.
- Varma, A. 1998. *Mycorrhiza Manual*. Editorial Springer Verlag, Berlin.
- Varma, A. 1999. Function and application of arbuscular mycorrhizal fungi in arid and semi-arid soils. En: *Mycology. Structure, function, molecular Biology and Biotechnology*. Varma A. y Hock B. (eds). Springer. Berlin. 521-556 pp.
- Villa, S. A. B. 1980. Los desiertos de México. En: Gyde, L. H. Caballero, M., Driscoll, R. S. y Bonner, W. (editores). *Arid land resource inventories: developing costefficient methods*. (Procedente del trabajo presentado en La Paz, México, 30 Nov.- 6 Dic., 1980). United States Department of Agriculture, Forest Service, General Technical Report WO-28, Estados Unidos. 18-20 pp.
- Wilcox, H. 1996. In: *Plant roots. The hidden half*. Eds. Y. Waisel, A. Eshel and U. Kafkafi. Marcel Dekker, Inc. New York. 680-721pp.

ANEXOS

Pruebas estadísticas aplicadas a las variables de respuesta de ambos tratamientos, registradas durante y al final del experimento.

Cuadro 5.- Prueba t de Student aplicada a la variable altura.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. depauperata</i> micorrizadas	<i>M. depauperata</i> no micorrizadas
Media	22.91176471	7.457894737
Varianza	118.0948529	2.761461988
Observaciones	17	19
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	17	
Estadístico t	5.802964931	
P(T<=t) una cola	1.05983E-05	
Valor crítico de t (una cola)	1.739606716	
P(T<=t) dos colas	0.00002119	
Valor crítico de t (dos colas)	2.109815559	

Cuadro 6.- Prueba estadística no paramétrica aplicada a la variable número de hojas en ambos tratamientos.

Prueba de Kolmogorov-Smirnov sobre dos muestras / Prueba bilateral:

D	0.938
p-valor	< 0.0001
Alfa	0.05

El p-valor es calculado utilizando un método exacto.

Interpretación de la prueba:

H0: La distribución de las dos muestras es la misma.

Ha: Las distribuciones de las dos muestras son diferentes.

Como el p-valor computado es menor que el nivel de significación alfa=0.05, se debe rechazar la hipótesis nula H0, y aceptar la hipótesis alternativa Ha.

El riesgo de rechazar la hipótesis nula H0 cuando es verdadera es menor que 0.01%.

Se han detectado empatados en los datos y se han aplicado las correcciones apropiadas.

Cuadro 7.- Prueba t de Student aplicada a la variable cobertura

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. depauperata</i> micorrizadas	<i>M. depauperata</i> no micorrizadas
Media	23.21588235	9.147894737
Varianza	68.57267574	27.42258421
Observaciones	17	19
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	26	
Estadístico t	6.011202682	
P(T<=t) una cola	1.19595E-06	
Valor crítico de t (una cola)	1.705617901	
P(T<=t) dos colas	0.000002391	
Valor crítico de t (dos colas)	2.055529418	

Cuadro 8.- Prueba t de Student aplicada a la variable tasa de crecimiento relativo

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. depauperata</i> Micorrizadas	<i>M. depauperata</i> no micorrizadas
Media	0.167586647	0.110158789
Varianza	0.000864938	0.000178625
Observaciones	17	19
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	22	
Estadístico t	7.396662056	
P(T<=t) una cola	1.05774E-07	
Valor crítico de t (una cola)	1.717144335	
P(T<=t) dos colas	0.00000021	
Valor crítico de t (dos colas)	2.073873058	

Cuadro 9.- Prueba t aplicada a la variable nivel de clorofila

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. depauperata micorrizadas</i>	<i>M. depauperata no micorrizadas</i>
Media	10.3	9.846363636
Varianza	8.115418182	20.12694545
Observaciones	12	11
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	17	
Estadístico t	0.286560751	
P(T<=t) una cola	0.388955867	
Valor crítico de t (una cola)	1.739606716	
P(T<=t) dos colas	0.777911734	
Valor crítico de t (dos colas)	2.109815559	

Cuadro 10.- Prueba t de Student para la variable potencial hídrico

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. depauperata micorrizadas</i>	<i>M. depauperata no micorrizadas</i>
Media	1.05	2.89
Varianza	0.095	0.363
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	-6.079531124	
P(T<=t) una cola	0.000450021	
Valor crítico de t (una cola)	1.943180274	
P(T<=t) dos colas	0.000900041	
Valor crítico de t (dos colas)	2.446911846	

Cuadro 11.- Prueba t de Student aplicada a la biomasa total húmeda

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. depauperata</i> micorrizadas	<i>M. depauperata</i> no micorrizadas
Media	1.10264	0.32536
Varianza	0.152512548	0.004679733
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	4.383761188	
P(T<=t) una cola	0.005920046	
Valor crítico de t (una cola)	2.131846782	
P(T<=t) dos colas	0.011840093	
Valor crítico de t (dos colas)	2.776445105	

Cuadro 12.- Prueba t de Student aplicada a la variable biomasa total seca

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. depauperata</i> micorrizadas	<i>M. depauperata</i> no micorrizadas
Media	0.3557	0.15826
Varianza	0.012784175	0.001291068
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	5	
Estadístico t	3.721278672	
P(T<=t) una cola	0.006846986	
Valor crítico de t (una cola)	2.015048372	
P(T<=t) dos colas	0.013693972	
Valor crítico de t (dos colas)	2.570581835	

Cuadro 13.- Prueba t de Student aplicada a la variable cociente raíz/ vástago.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. depauperata</i> micorrizadas	<i>M. depauperata</i> no micorrizadas
Media	0.71156	1.52518
Varianza	0.040046553	0.343796117
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	5	
Estadístico t	-2.936499911	
P(T<=t) una cola	0.01619387	
Valor crítico de t (una cola)	2.015048372	
P(T<=t) dos colas	0.03238774	
Valor crítico de t (dos colas)	2.570581835	

Cuadro 14.- Prueba t de Student aplicada ha la variable uso eficiente del agua

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. depauperata</i> micorrizadas	<i>M. depauperata</i> no micorrizadas
Media	0.374678574	0.189684685
Varianza	0.012719189	0.002365723
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	5	
Estadístico t	3.367991488	
P(T<=t) una cola	0.009966659	
Valor crítico de t (una cola)	2.015048372	
P(T<=t) dos colas	0.019933319	
Valor crítico de t (dos colas)	2.570581835	

Cuadro 15.- Prueba t de Student aplicada a la variable Evapotranspiración real acumulada (ETR)

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. depauperata micorrizadas</i>	<i>M. depauperata no micorrizadas</i>
Media	301.1307692	286.7433354
Varianza	27324.38096	24441.38896
Observaciones	13	13
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	24	
Estadístico t	0.227999386	
P(T<=t) una cola	0.410789021	
Valor crítico de t (una cola)	1.710882067	
P(T<=t) dos colas	0.821578042	
Valor crítico de t (dos colas)	2.063898547	