



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza
Carrera de Biología

Efecto de la micorrización y del nodrizaje en la supervivencia
de *Mimosa biuncifera* Benth, en el Parque Ecológico "Cubitos",
Pachuca, Hgo, México.

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO

DE:

BIÓLOGO

PRESENTAN:

OMAR BLADIMIR CUEVAS ARZATE †
IVAN HERNÁNDEZ ORTIZ

UNIDAD DE INVESTIGACIÓN EN ECOLOGÍA VEGETAL

DIRECTORA:

DRA. ROSALVA GARCÍA SÁNCHEZ

Ciudad de México 2016





Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México, en especial a la FES Zaragoza agradezco haberme permitido estudiar en sus aulas.

A la Dra. Rosalva García mil gracias por su paciencia, por guiarme en este gran mundo de la ciencia, compartir sus conocimientos y su amistad, todo ello hizo posible la consecución de este trabajo.

Tengo que agradecer de forma especial, los oportunos comentarios, diferentes perspectivas y acertados aportes que sobre mi trabajo hicieron el Dr. Arcadio Monroy Ata, M en C. Ramiro Ríos Gómez, Dra. Esther Matiana García Amador y Dr. Gerardo Cruz Flores

Al Centro para la Sustentabilidad Incalli Ixcahuicopa (Centli) por permitirme colaborar en el manejo sustentable del territorio y darme las facilidades para poder terminar este trabajo, a mis amigos y compañeros de Centli (Pedro Moctezuma, Elena, Imelda, Andrea, Yareni, Nora, Álvaro, Rebeca y Carlos)

A los profesores Willy y Ángeles gracias por compartir sus conocimientos, sus consejo, sus palabras de aliento y valiosa amistad.

A la familia Cuevas Arzate

Por su amistad brindada durante estos años.

A la Familia Galicia Olivos

Por permitirme ser parte de su familia.

DEDICATORIA

OMAR BLADIMIR CUEVAS ARZATE †

Por empezar juntos hace 11 años este camino profesional estudiando biología, trabajar en campo, en la elaboración de este escrito y por siete años que compartimos trabajando en la conservación y restauración de bosques en la sierra nevada; por todos los momentos increíbles que vivimos. Siempre te recordare amigo.

REYNA Y ALFREDO

Les doy las gracias por darme la vida, enseñarme a valorar las cosas y guiarme por buen camino, por la confianza que depositaron en mí, además de todos sus consejos, cariño y comprensión.

KARLA Y FERNANDA

Por ser los pilares de esta familia que estamos formando, por los sueños que tenemos y que vamos cumpliendo juntos. Las amo.

ULISES, EDUARDO Y PEDRO

Son los mejores hermanos que pude tener, gracias por todos los momentos vividos, por los consejos y por estar en todos los momentos de mi vida.

ESTEBAN Y MARIANA

Mis sobrinos preferidos, gracias por las sonrisas, el cariño, alegría y el tiempo compartido.

A MIS AMIGOS

Moy, Tania, Abi, Karem, Lalo, Mariana, por compartir momentos de tristeza, alegría y diversión; son unas excelentes personas.

ÍNDICE GENERAL

	Paginas
Agradecimiento	I
Dedicatoria	II
Índice general	III
Índice de cuadros y figuras	V
Resumen	VI
1 Introducción	
1.1 Zonas Áridas	1
1.1.1 Matorral xerófilo	2
1.1.2 Características	3
1.1.3 Vegetación	4
1.2 Restauración	5
1.3 Género <i>Mimosa</i>	6
1.3.1 Importancia ambiental	7
1.3.2 <i>Mimosa biuncifera</i>	7
1.4 Micorrizas	8
1.4.1 Micorrizas en zonas áridas	11
1.5 Zona de estudio	12
2. Hipótesis	13
3. Objetivos	13
3.1 Objetivo general	13
3.2 Objetivos particulares	13
4. Métodos	14
4.1 Fase de Invernadero	14
4.1.1 Preparación del sustrato	14

4.1.2 Preparación de las unidades experimentales	15
4.1.3 Evaluación de crecimiento	16
4.1.4 Diseño experimental	16
4.2 Fase de Campo	16
4.2.1 Establecimiento	16
4.2.2 Luz y temperatura	17
4.3 Fase de laboratorio y Gabinete	17
4.3.1 Densidad de esporas	17
4.3.2 Porcentaje de Colonización radical	18
4.3.3 Porcentaje de colonización micorrízica	19
5 Resultados	20
5.1 Germinación de semillas	20
5.2 Crecimiento en invernadero	20
5.3 Colonización micorrízica en <i>Mimosa biuncifera</i>	23
5.4 Crecimiento en campo	23
5.5 Dinámica de las condiciones microambientales en plantas nodriza	26
6 Discusión	30
6.1 Crecimiento de <i>Mimosa biuncifera</i> en invernadero	30
6.2 Crecimiento en campo	31
6.3 Supervivencia bajo nodriza	32
6.4 Condiciones microambientales de las plantas nodrizas	33
7 Conclusiones	35
8 Literatura citada	36
9 Anexo	44

Índice de Figuras

Figura 1. Tipos de Micorrizas	9
Figura 2. Preparación de las unidades experimentales	15
Figura 3. Lectura de placas con raíces teñidas	19
Figura 4. <i>Mimosa biuncifera</i> testigo y micorrizada a las 14 semanas de crecimiento	21
Figura 5. Altura de las plantas de <i>Mimosa biuncifera</i> crecidas en invernadero con dos tratamientos	22
Figura 6. Número de hojas de plantas de <i>Mimosa biuncifera</i> crecidas en invernadero con dos tratamientos	22
Figura 7. Porcentaje de colonización fraccionada y total de <i>Mimosa biuncifera</i>	23
Figura 8. <i>Mimosa biuncifera</i> micorrizada y trasplantada	24
Figura 9. Altura de plantas trasplantadas en dos nodrizas	25
Figura 10. . Numero de hojas en plantas de <i>M. biuncifera</i> trasplantadas bajo dos nodrizas	25
Figura 11. Supervivencia de <i>Mimosa biuncifera</i> trasplantadas bajo dos nodrizas	26
Figura 12. Gráficas de temperatura dentro y fuera del dosel	27
Figura 13. Gráficas de luz dentro y fuera del dosel	28
Figura 14. Temperatura promedio dentro y fuera del dosel en verano	29
Figura 15. Planta micorrizada de <i>Mimosa biuncifera</i> afectada por la herbivoría	30
Figura 16. Raíces de <i>Mimosa biuncifera</i> al final del año de trasplante	31

RESUMEN

En los ecosistemas áridos y semiáridos los componentes abióticos como la temperatura y precipitación se han considerado como los factores que controlan su funcionamiento, también se ha encontrado que los componentes bióticos como los Hongos micorrizicos arbusculares (HMA) y el nodrizaje tienen un papel muy importante en el funcionamiento de dichos ecosistemas. En este trabajo se determinó la influencia de la aplicación de un inóculo, con HMA, sobre el desarrollo de *Mimosa biuncifera* en condiciones de invernadero y campo, así como el efecto del nodrizaje. Esto para evaluar técnicas que incrementen la supervivencia y establecimiento de esta especie en zonas perturbadas. La zona de estudio fue el Parque Ecológico "Cubitos" de Pachuca, Hidalgo. La metodología consistió en cultivar a *M. biuncifera* en sustrato estéril, bajo dos tratamientos: plantas micorrizadas y testigos, en condiciones de invernadero, esta fase experimental tuvo una duración de 18 semanas, posteriormente fueron trasplantadas bajo dos nodrizas las cuales fueron: *Cylindropuntia imbricata* y *Opuntia sp* en el Parque Ecológico "Cubitos", donde se evaluó mensualmente su desarrollo y condiciones microambientales como: luz y temperatura durante un año.

Los resultados en condiciones de invernadero muestran mayores tasas de crecimiento en las plantas micorrizadas, así como mayor porcentaje de supervivencia en el trasplante. Esto debido a las ventajas que ofrecen los HMA como son suministro de nutrimentos y agua. Las condiciones microambientales no tuvieron diferencias significativas entre las dos nodrizas. Por lo anterior se concluye que *M. biuncifera* micorrizada con HMA es una especie potencial para restaurar zonas semiáridas deterioradas.

1 INTRODUCCIÓN

1.1 Zonas áridas

México ésta conformado en un 60% por zonas donde la lluvia es escasa y poco predecible, donde se conjugan factores que facilitan el fenómeno erosivo como son: el suelo suelto y finamente dividido, las superficies suaves y con poca cobertura vegetal, extensas áreas planas y otras con pendientes abruptas y vientos fuertes. Sin embargo, en estas regiones se concentra una parte importante de la biodiversidad mexicana, incluyendo un gran número de endemismos es decir, especies que solo se desarrollan en áreas restringidas. Las regiones de México con tales características se han clasificado como zonas áridas y semiáridas (Nobel, 1991; Montaña y Monroy, 2000).

En estos ecosistemas áridos, las plantas han evolucionado con diferentes estrategias evolutivas que mejoran sus capacidades, las cuales son combinaciones de los aspectos morfológicos, fisiológicos y ecológicos donde cada uno de estos aspectos contribuye de forma equilibrada y coordinada para aumentar la aptitud de las especies (Maestre *et al*, 2005; Challenger y Soberón, 2008).

Las zonas áridas y semiáridas de México mantienen una diversidad botánica aproximada de 6000 especies de plantas y son, a su vez, depositarias de los más altos niveles de endemismos del país, 65% de los géneros y aproximadamente 60% de las especies se presentan en estos ambientes (Rzedowski, 1991), lo que lleva a considerarlas como áreas con alto potencial en la obtención de recursos naturales originales, como materias primas para las industrias farmacéutica, alimentaria, textil y cosméticos (Montaña y Monroy, 2000).

La tasa acelerada de desertificación de terrenos áridos y semiáridos en el mundo está proporcionando nuevos incentivos para su restauración. De algunos de los 47

millones de km² de este tipo de tierras, el 20% ha sido clasificado como “severamente perturbado” (Dregne, 2002), y con necesidad de restauración. Se ha estimado que seis millones de hectáreas se desertifican cada año.

En México las zonas áridas y semiáridas presentan señales de deterioro en amplios territorios del país, debido a actividades humanas como el sobrepastoreo, la extracción de leña, la sobreexplotación de algunas especies y los incendios. Por ello, es necesario buscar técnicas que permitan revertir la pérdida de vegetación y la erosión del suelo.

1.1.1 Matorral xerófilo

La cubierta vegetal de las regiones del clima árido y semiárido de México es tan variada desde el punto de vista fisonómico, que diversos autores como Muller, (1947), Miranda y Hernández (1963), Rzedowski (1966), entre otros, reconocieron y denominaron para esta parte del país una serie de tipos de vegetación caracterizada por algunos de sus aspectos sobresalientes. Sin embargo, Rzedowski (1968) unificó todos estos tipos de vegetación en el bioma que llamó matorral xerófilo.

El matorral xerófilo ocupa aproximadamente el 40% de la superficie del país y por consiguiente es el más vasto de todos los tipos de vegetación de México. Este tipo de ecosistema cubre la mayor parte del territorio de la Península de Baja California, así como grandes extensiones de la planicie costera y de montañas bajas de Sonora. Es característico asimismo de muy amplias áreas de la Altiplanicie, desde Chihuahua y Coahuila hasta Jalisco, Guanajuato, Hidalgo y el Estado de México, prolongándose aún más al sur de forma de franja estrecha a través de Puebla hasta Oaxaca. Además, constituye la vegetación de una parte de la planicie costera Nororiental, desde el este de Coahuila hasta el centro de Tamaulipas, penetrando

hacia muchos parajes de la Sierra Madre Oriental (Rzedowski, 2006).

1.1.2 Características del matorral xerófilo

La aridez de una región está determinada por la combinación de factores ambientales que actúan a escalas regionales y locales, sin embargo, el 87% de las causas de la desertificación pueden ser adjudicadas al manejo y uso excesivo que el hombre hace de los recursos naturales. Dentro de este ecosistema ocurren procesos ecológicos, que permiten comprender la desertificación, que es una consecuencia de la problemática ambiental actual (Rzedowski, 2006).

En este ecosistema la baja disponibilidad de agua es considerada como el factor más importante, el que controla y limita los procesos biológicos en estos ecosistemas (Smith *et al.*, 2004). Son zonas donde la precipitación pluvial varía entre los 350 mm y los 600 mm al año, la temperatura media anual va de los 18 a los 22°C, de acuerdo con la clasificación de Köppen (García, 1988), estos tipos de ambiente corresponden a los climas BW y BS con sus respectivas variantes (Rzedowski, 1994). Los períodos de sequía se presentan entre seis y ocho meses al año, la cobertura vegetal no supera el 70%, la vegetación predominante corresponde a diferentes tipos de matorrales (Villa, 1980) con especies que se han adaptado a la vida en estos ambientes (Silverton y Wilson, 1994). Una de las estrategias que les permiten superar las condiciones adversas es la simbiosis que las plantas establecen con los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), de manera que las plantas se vuelven más eficientes en el aprovechamiento del agua disponible en condiciones de sequía.

Los ecosistemas áridos son sitios muy diversos con una gran variedad de condiciones ambientales y edáficas, que permiten la supervivencia de gran número de organismos (Godínez, 1998). El estudio de la flora y fauna de las zonas áridas y

semiáridas ha mostrado que son lugares con alta diversidad biológica, así mismo, las zonas áridas y semiáridas se caracterizan por presentar un alto grado de endemismos, es decir, una gran porción de las especies de su fauna y su flora tienen distribuciones geográficas restringidas, además el número de especies endémicas en las plantas alcanza su nivel más alto en estos ambientes (Rzedowski, 1962).

Los matorrales xerófilos se pueden observar prácticamente en todo tipo de condiciones topográficas y no hacen mayor discriminación en lo relativo al sustrato geológico, aunque estos factores, al igual que el tipo de suelo, con frecuencia influyen en forma notable en la fisonomía y en la composición florística de las comunidades. Los tipos de suelo en general adversos para el desarrollo del matorral xerófilo son los de drenaje deficiente, así como los francamente salinos, alcalinos y yesosos (Rzedowski, 1978).

La coloración del suelo es frecuentemente pálida, grisácea, aunque también los hay rojizos y de color castaño. El pH varía por lo común de 6.0 a 8.5, el contenido de materia orgánica suele ser bajo, en cambio los nutrientes en general se hallan en abundancia y el calcio casi siempre está en grandes cantidades (Rzedowski, 2006).

1.1.3 Vegetación

La flora xerófila de México se caracteriza por un número considerable de formas biológicas que constituyen aparentemente otros tantos modos de adaptación del mundo vegetal para afrontar la aridez. Son particularmente notables los diferentes tipos de plantas suculentas, los de hojas arrosetadas o concentradas a los extremos de los tallos, los de plantas áfilas, los tipos gregarios o coloniales, los provistos de tomento blanco, etc. La microfilia y la presencia de espinas son caracteres comunes, al igual que la pérdida de las hojas durante la época desfavorable. Sin embargo, cabe

destacar la existencia en las regiones áridas de numerosas especies que carecen de adaptaciones morfológicas muy conspicuas en relación con la sequía (Rzedowski, 2006).

Desde el punto de vista de su composición florística los matorrales xerófilos son variados. La familia Asteraceae (Compositae) está por lo general muy bien representada, llegando a constituir cerca de la cuarta parte de la flora (Rzedowski, 1972). Las familias Leguminosae y Gramineae también son cuantitativamente importantes, las primeras en climas más calurosos. Las especies de la familia Cactaceae encuentran en estos matorrales su nicho ecológico preferido y están representadas por una gran diversidad de taxas, mientras que las Chenopodiaceae son particularmente abundantes en donde prevalecen suelos salinos. También se puede encontrar una amplia participación de monocotiledóneas de familias diversas; así, por ejemplo, algunas especies de *Agave* y *Yucca* pueden ser dominantes o codominantes en este tipo de vegetación.

1.2 Restauración

Los procesos de restauración de los ecosistemas se llevan a cabo a partir de la aplicación de conocimientos ecológicos y agronómicos principalmente, los cuales están íntimamente asociados con estrategias de conservación y de manejo de los recursos naturales existentes en dichos ecosistemas (Camargo-Ricalde y García-García, 2001). En este sentido, la restauración ecológica puede detener el proceso de deterioro del suelo, por medio del establecimiento de una cubierta vegetal (Vázquez y Batis, 1996)

Al viajar por el territorio mexicano, casi en cualquier dirección, se observa que gran parte del país ha perdido ya su cubierta vegetal original. Como parte de la restauración ecológica de estas áreas, es necesario e inaplazable buscar alternativas para la rehabilitación de los suelos y para elevar su productividad vegetal, ya que

de no hacerlo ahora, en el futuro se pasaran facturas elevadas, tanto sociales como ecológicas (Montaño y Monroy, 2000).

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

1.3 Género *Mimosa*

El género *Mimosa* pertenece a la familia Leguminosae (Fabaceae), subfamilia Mimosoidae y se ubica en la tribu Mimoseae. Las leguminosas son una de las seis familias de angiospermas más diversas a nivel mundial y mejor representadas en México (Rzedowski, 1993); comprende 650 géneros y alrededor de 18000 especies (Polhill y Raven, 1981). La subfamilia Mimosoidae cuenta con aproximadamente 50 a 60 géneros, de estos los que cuentan con mayor número especies son *Acacia* con 1200-1250, *Mimosa* con 480-500 e *Inga* con 300-400 (Elias, 1974; Elias, 1981; Sousa y Delgado, 1993).

Mimosa es un género principalmente americano; el 90% de sus especies se distribuyen del sur de Estados Unidos a la Argentina y el resto se encuentra en África, Asia y Australia (Burkart, 1948; Elías, 1974; Grether, 1978; Lewis y Elías, 1981; Barneby, 1991). En México, es el género *Mimosa* el mejor representado (104-110 especies), seguido de *Acacia* con 85 especies. Se considera que nuestro país es el

segundo centro de distribución del género después de Brasil (Grether, 1978) con 22% de las especies, 60 de ellas endémicas (Grether *et al.*, 1996).

Las especies de *Mimosa* se utilizan en diferentes formas: como cerca viva, combustible (leña y/o carbón), forraje para ganado caprino y ovino principalmente, material para construcción, medicinal, melífera, ornamental, peletería por el alto contenido de taninos principalmente de la corteza y como implemento agrícola.

1.3.1 Importancia ambiental

Desde el punto de vista biológico y ecológico, el género *Mimosa*, al igual que el resto de las leguminosas, es un grupo funcional muy importante dentro de los ecosistemas debido a que desarrolla nódulos fijadores de nitrógeno en sus raíces al asociarse con bacterias del género *Rhizobium*, lo que le da la capacidad de enriquecer el suelo y debido a su sistema radical tan profuso, evita su pérdida (Isely, 1982; Arellano, 1986).

Algunas especies de *Mimosa* han desarrollado fuertes interacciones con otras especies del ecosistema, como es el caso de *Mimosa luisana*, que juega un papel importante como “nodriza” del “tetecho”, *Neobuxbaumia tetetzo*, y de otras cactáceas, es decir, les da protección y, a la vez, modifica las condiciones de iluminación, humedad, temperatura y nutrimentos del suelo que favorecen la germinación y el desarrollo de la cactácea columnar (Valiente-Banuet *et al.*, 1991).

1.3.2 *Mimosa biuncifera*

Mimosa biuncifera es conocida comúnmente como uña de gato, se encuentra en los matorrales del centro de México, se distribuye en los estados de Sonora, Chihuahua, Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas, Sinaloa, Durango, Zacatecas, San Luis Potosí,

Guanajuato, Querétaro, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Ciudad de México, Morelos, Tlaxcala, Puebla y Veracruz. En el matorral xerófilo de Pachuca, Hidalgo es usado como cercas vivas para delimitar terrenos en zonas agrícolas; en el ecosistema natural (matorral xerófilo) es una especie común de la cubierta vegetal junto con especies de yuca, magueyes y mezquites (*Yucca*, *Agave* y *Prosopis* respectivamente), entre otras especies perennes (Rzedowski, 1991).

1.4 Micorrizas

Los tipos de micorrizas se dividen de acuerdo a su asociación fúngica, se basa en el sitio que ocupa el micelio fúngico en asociación con la raíz de las planta. Harley y Smith (1983), dividieron las micorrizas en tres grandes grupos: ectomicorrizas, endomicorrizas y ectendomicorrizas.

Las ectomicorrizas, se caracterizan por que los hongos que las forman, Basidiomicetes y Ascomicetes desarrollan una espesa capa de micelio sobre la zona cortical de las raíces de las planta. Se encuentran principalmente en especies forestales (*Pinus* y *Abies*) y algunas leñosas.

Las endomicorrizas, se caracterizan por que los hongos que las producen colonizan intracelularmente el córtex radical. Dentro este grupo existen tres tipos característicos:

- ❖ Orquideomicorrizas (asociadas a Orquidiáceas).
- ❖ Ericomicorrizas (ligadas a la Familia Ericáceas y con muchas similitudes estructurales con las ectendomicorrizas).
- ❖ Micorrizas arbusculares: caracterizadas por formar arbusculos intracelulares y sin duda las de mayor difusión e importancia económica y ecológica.

Por su parte en las ectendomicorrizas los hongos que las producen colonizan de forma dual las raíces: externamente formando un manto cortical e internamente penetrando intracelularmente en el córtex (figura 1).

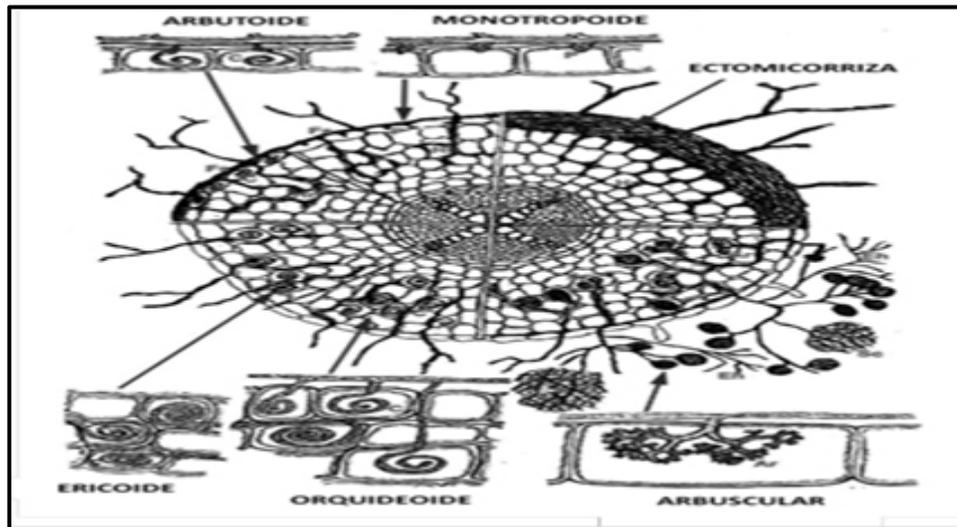


Figura 1. Tipos de micorrizas (tomado de Camargo-Ricalde, 2009).

De estas, la micorriza arbuscular está ampliamente distribuida en todo el reino vegetal (98%) por lo que es muy difícil encontrar plantas que no estén colonizadas con este tipo de hongos (Ferrera-Cerrato *et al.*, 1993). La micorriza arbuscular se caracteriza principalmente por formar estructuras tanto extra radicales como intraradicales, que solo son visibles a nivel microscópico, así se identifican diversas estructuras que conforman la asociación simbiótica entre raíz-hongo (Smith y Smith, 1997)

Según Barea y Azcón-Aguilar (1983), el proceso de formación de las micorrizas arbusculares se puede considerar dividido en cinco fases:

1. Activación de los propágulos del hongo que persisten en el suelo.
2. Estimulación de los micelios formados cuando alcanzan la rizósfera de una planta susceptible.

3. Unión de la hifa a la superficie de la raíz y formación de los primeros puntos de penetración del hongo.
4. Progreso de colonización de la raíz.
5. Crecimiento del micelio externo en el suelo que la circunda.

Se sabe que en el suelo existen; tres formas de propágulos, que a pesar de que tienen diferente capacidad de supervivencia y potencial infectivo, pueden originar la simbiosis micorrízica arbuscular, estos son:

- a) Las esporas que son el resultado de la propagación de los hongos y las estructuras de resistencia del mismo.
- b) Raíces micorrizadas, o sus fragmentos, procedentes de plantas preexistentes
- c) Agregados de hifas que sobreviven en el suelo, conocido como micelio externo.

Algunos factores, como luz y temperatura, inhiben el óptimo desarrollo de las micorrizas arbusculares, los cuales, pueden reducir la producción de esporas y la colonización de la raíz de una planta, cuando ésta se ve sometida a grandes sombras o cuando la temperatura disminuye drásticamente (Medrano, 2002). En segundo término existen factores al nivel de las comunidades vegetales, que están relacionados con la propagación natural de la micorrizas arbusculares ya que se relacionan con la cobertura del suelo y con la persistencia de comunidades de plantas micotróficas; igualmente se considera como factor la altitud a la que pueden encontrarse y las etapas sucesionales del ecosistema (Camargo, 2001).

Se sabe que el hongo absorbe principalmente fósforo (P) del suelo (Chiu *et al.*, 2001) y lo transporta a la planta (Pearson y Jakobsen, 1993; Solaiman y Saito, 2001), y de ésta se mueven una serie de compuestos carbonados hacia el hongo (Pfeffer *et al.*, 1999; Bago *et al.*, 2003). Por esta razón, la planta aunque es capaz de crecer de manera independiente, generalmente, tiene mayor desarrollo cuando es colonizada por el

hongo micorrízico; sobre todo, en condiciones de bajos niveles de nutrimentos en el suelo, característico de los suelos áridos.

1.4.1 Micorrizas en zonas áridas

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; por ello, en algunos desiertos, quizás la lluvia total anual, por sí misma, no puede explicar los altos niveles alcanzados en la producción primaria de los ecosistemas locales. Asimismo, se ha demostrado que gracias a sus micobiontes, numerosas especies de plantas en zonas secas adquieren beneficios nutrimentales y de protección contra parásitos y sustancias alelopáticas; igualmente, se ha demostrado 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. En ambientes áridos, con elevada presión de selección para las plantas, el enunciado señala que “en la naturaleza sólo lo óptimo sobrevive”, adquiere una vigencia continua.

Haciendo énfasis en que la vegetación de los ecosistemas áridos y semiáridos soporta condiciones adversas como largos períodos de sequía, intensas temperaturas y evaporación, suelos con altos contenidos de sales, arenosos con alto grado de erosión, con bajos niveles de nutrimentos y de agua, entre los factores principales; lleva a pensar que las HMA son un factor que permite a las plantas resistir estas condiciones adversas. En estos ecosistemas, las hifas de los HMA son fisiológicamente más efectivas para la absorción de agua y de nutrimentos que las raíces mismas. Esta característica incrementa la tolerancia de las plantas a la sequía y a la captación de nutrimentos que son relativamente inmóviles como el fósforo y,

por lo tanto, son necesarias para el crecimiento y supervivencia de las plantas en zonas áridas. Por lo anterior, el estudio de los HMA de ecosistemas es crucial ya que ellos albergan importantes bancos de inóculos de HMA que pueden ser usados para incrementar la supervivencia de plantas en suelos de baja fertilidad y con escasez de agua como las áreas degradadas, los suelos agrícolas y zonas áridas. El uso de micorrizas arbusculares características de estos ecosistemas tiene también un impacto ecológico importante. Por ejemplo los HMA pueden ser utilizados como inóculo de plantas para lograr su establecimiento en condiciones naturales de estrés hídrico y nutrimental siendo especialmente útiles en prácticas de restauración ambiental de ecosistemas degradados o en proceso de desertificación (Montaño *et al* 2007).

1.5 Zona de estudio

El estudio se llevó a cabo en dos zonas, la primera fue en el invernadero de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza donde se realizó la preparación del sustrato, inóculo y crecimiento inicial de los lotes de plantas de *Mimosa biuncifera*.

La segunda zona fue el Parque Ecológico "Cubitos" que se localiza en Hidalgo, entre los paralelos 20° 06' 33" y 20° 07' 39" de latitud norte y 98° 45'00", 98° 44'60" de longitud oeste. Fue decretada Área Natural Protegida en categoría de Parque Estatal el 30 de diciembre del 2002, con una superficie total de 132 ha de matorral xerófilo.

Está dividido en tres zonas: de recuperación, de uso restringido y de uso intensivo, la zona en donde se llevó a cabo el estudio, fue en la zona de recuperación.

2 HIPÓTESIS

La micorriza inducida y formada en las raíces de las plántulas de *Mimosa biuncifera* en invernadero les favorece para alcanzar un mayor desarrollo en altura y número de hojas, además de favorecer significativamente su supervivencia cuando estas plantas sean trasplantadas bajo plantas nodrizas un ecosistema natural.

3 OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de la micorrización en el crecimiento y la supervivencia de *Mimosa biuncifera* propagada en invernadero y trasplantadas bajo dos especies de nodrizas vegetales en el matorral xerófilo del Parque Ecológico Cubitos en Pachuca Hidalgo.

3.2 OBJETIVOS PARTICULARES

- Propagar plantas micorrizadas y no micorrizadas de *Mimosa biuncifera* con hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en condiciones de invernadero.
- Evaluar el crecimiento de las plantas de *M. biuncifera* inoculadas en invernadero cada 15 días durante 4 meses.
- Evaluar el porcentaje de colonización radical, después de 90 días de crecimiento en invernadero.
- Evaluar el porcentaje de supervivencia y crecimiento de las plantas de *M. biuncifera* en invernadero y trasplantadas bajo dos nodrizas en el Parque Ecológico Cubitos durante un año.
- Evaluar la temperatura y luz asociadas al dosel de *Opuntia* sp. y *Cylindropuntia imbricata* en tres horarios durante un día al mes, por un año.

4 MÉTODOS

El experimento se dividió en tres fases

4.1 Fase I: invernadero

En esta fase se realizó la germinación de las semillas, la inoculación de estas con HMA, la evaluación del desarrollo de las plantas micorrizadas y testigos, para esto fue necesario preparar las unidades experimentales de la siguiente manera:

4.1.1 Preparación del sustrato

Se preparó el sustrato con arena sílica y suelo de un matorral del Valle del Mezquital, Hidalgo, en relación 3:1 v/v. y se homogenizó el sustrato, posteriormente se almacenó en bolsas de polipapel con aproximadamente 1 kg de éste, se colocaron en la autoclave para su esterilización en dos sesiones continuas de calor húmedo y presión a una temperatura de (121°C y 15 lbs/in²).

Con el sustrato estéril se llenaron las unidades experimentales (tubo PVC de 30 cm de altura y 7 cm de diámetro) hasta 8 cm antes del tope, después se colocaron 100 gramos de inóculo por maceta para el tratamiento de micorrizadas, sobre este inóculo se colocaron 2 semillas de *Mimosa biuncifera* (previamente lavadas con hipoclorito de sodio al 6% y escarificadas mecánicamente con una lija de agua), se cubrieron las semillas nuevamente con 1 cm de sustrato, dejando 2 cm del tubo sin tapar, esto le permitió a la semilla tener luz suficiente para su desarrollo, (figura 2). A las testigo solo se les agregó el sustrato hasta 3 cm antes del tope se colocaron 2 semillas de *Mimosa biuncifera* y se cubrieron con 1 cm de sustrato.

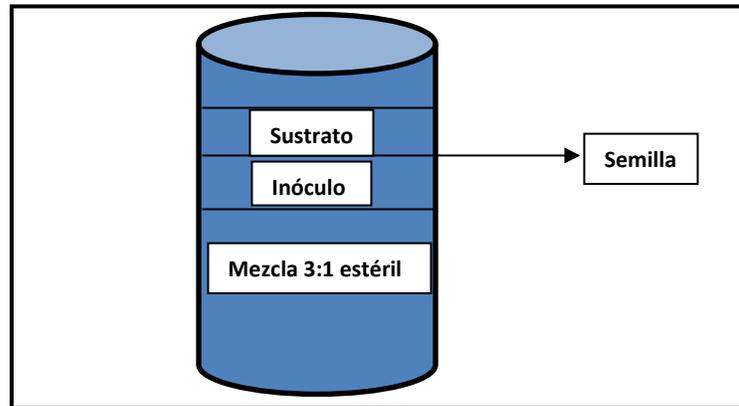


Figura 2. Preparación de las unidades experimentales micorrizadas

Las macetas se regaron 2 veces por semana en las mañanas con agua destilada para evitar la adición de sales, favorecer la germinación y la colonización micorrízica, posteriormente se aplicó un riego de apoyo con solución Long Asthon baja en fósforo cada 3 semanas. El nivel de humedad, durante esta fase, se mantuvo a capacidad de campo adicionando agua necesaria para reponer la pérdida por evapotranspiración.

4.1.2 Preparación de las unidades experimentales

Las semillas se obtuvieron de frutos silvestres colectados en la zona del Valle de Mezquital. Dichas semillas se limpiaron perfectamente y se desinfectaron para no tener problemas con patógenos. Se colocaron 2 lotes de 50 semillas en caja Petri con algodón y papel filtro húmedo para hacer una prueba de germinación, con base a los resultados se decidió colocar 2 semillas en cada unidad experimental y a las plántulas emergidas se les realizó un clareo, a fin de que quedara solo una planta por unidad experimental.

4.1.3 Evaluación del crecimiento

Una semana después que las plántulas de *Mimosa* emergieron, se inició la evaluación del crecimiento en altura midiendo la plántula desde la base hasta el ápice y contando el número de hojas en condiciones de invernadero, durante 18 semanas.

4.1.4 Diseño experimental.

El diseño experimental fue un experimento factorial el cual consistió de dos tratamientos: plantas micorrizadas y testigos, en total se tuvieron 96 plantas de las cuales 48 fueron micorrizadas, 48 fungieron como testigo, en el bancal, las unidades experimentales fueron puestas completamente al azar. Se mantuvieron las unidades experimentales en el Invernadero de la FES Zaragoza durante 18 semanas. Transcurrido ese tiempo se eligieron 10 plantas que fueron sacrificadas para evaluar el porcentaje de colonización micorriza, el resto fue usado en la fase de campo.

Los análisis estadísticos se realizaron con el software Infostat versión 7.1 de uso libre

4.2 Fase II: de campo

Durante esta fase en campo se trasplantaron las plantas de *Mimosa biuncifera* de 18 semanas de edad micorrizadas y no micorrizadas.

4.2.1 Establecimiento

Se seleccionó una zona perturbada en el Parque Ecológico Cubitos, posteriormente se seleccionaron las nodrizas: 15 plantas de *Opuntia* y 15 de *Cylindropuntia* ya que

estas especies fueron las más abundantes en la zona y se encontraron suficientes para elegir las de tamaño similar entre ellas. Una vez seleccionadas y marcadas las plantas nodrizas con número y rafia de distintos colores, se trasplantaron las plantas de *Mimosa* bajo el dosel y fuera del dosel, en cada una de las plantas nodrizas se trasplanto una planta de *Mimosa* micorrizada y una no micorrizada. Mensualmente se evaluó la supervivencia de las plantas de *Mimosa* y se tomaron medidas de altura y número de hojas durante un año con la finalidad de cubrir las épocas fría, de lluvias y de calor del año.

4.2.2 Luz y temperatura

Con la finalidad de conocer las condiciones microambientales generadas por las dos especies de plantas nodrizas (*Opuntia* y *Cylindropuntia*), se registró la cantidad de luz y temperatura dentro y fuera del dosel en cinco plantas de cada especie nodriza, aunque la evaluación se realizó mensualmente, se decidió unir los datos por estación del año reportando las cuatro estaciones del año, para evaluar la temperatura se utilizó un termómetro y para la luz se utilizó un luxómetro, las evaluaciones se llevaron a cabo en tres horarios contrastantes del día: a las 8:00 de la mañana, a las 13:00 hrs y a las 6:00 de la tarde.

4.3 Fase III: de laboratorio y gabinete

4.3.1 Densidad de esporas

Para conocer el número de esporas de HMA colocados en los 100 gramos de inóculo, se hizo un conteo, se siguió el método propuesto por Gedermann y Nicholson (1963) de tamizado en húmedo que consiste en:

- Se pesaron 50 gramos de suelo seco para referir el conteo de esporas en peso seco.

- Se colocaron 50 gramos de suelo y 400 mL de agua corriente en un vaso metálico con agitador mecánico, se agitaron durante 5 minutos y se dejaron reposar 3 minutos, para sedimentar las partículas grandes.
- La suspensión se pasó a través de una serie de tamices del 120 a 40 μ m, y se lavaron abundantemente con agua corriente.
- Se agregó agua al decantado y se repitieron dos veces más los pasos anteriores.
- La fracción obtenida del tamiz más pequeño, se pasó a un tubo de centrifugación y se centrifugó a 1800 rpm durante dos minutos.
- Se eliminó el sobrenadante y se agregó nuevamente 20 mL de agua para hacer la suspensión a la que se le inyectó en el fondo 20 mL de sacarosa (500g de azúcar + 1000 mL de agua), con cuidado de no perturbar el gradiente.
-

4.3.2 Porcentaje de colonización radical

Se evaluó el porcentaje de colonización micorrízica radical de 10 plantas de *Mimosa* de cada tratamiento, para esto se sacrificó la planta y se revisaron las raíces para observar si presentaron algunas estructuras de los HMA (esporas, vesículas y arbusculos).

Para extraer la muestra se humedeció el sustrato y se sacó todo el contenido. Una vez fuera, se tomaron las raíces a una profundidad de 4-5 cm. De esta forma fue posible regresar el resto de sustrato al contenedor.

Se lavaron las raíces de cada planta con agua corriente y ya limpias se cortaron solo las raíces finas, posteriormente se colocaron en un vaso de precipitados. Se adicionaron a las raíces hidróxido de potasio al 10% hasta cubrir las y se calentaron a baño maría hasta que se pusieron blandas y casi transparentes, durante un período de 15 y 30 minutos.

Cuando las raíces estuvieron blandas y transparentes se sacaron del baño maría y se enjuagaron perfectamente con agua corriente. Posteriormente se aclararon con una solución de peróxido de hidrógeno al 10% alcalinizado, durante 3 a 5 minutos, transcurrido este tiempo las raíces se enjuagaron muy bien con agua corriente.

A las raíces se adicionó 20 mL solución de ácido clorhídrico al 10% por 10 minutos. Posteriormente se decantó el ácido y sin lavar, se le añadió 20 mL de azul de tripano. Se calentó a 45°C por 40 minutos hasta que las raíces absorbieron el colorante.

A las raíces ya teñidas se les retiró el colorante, las raíces fueron guardadas en una solución de ácido láctico + glicerina + agua (1:2: 1 v/v). Se tomaron secciones de raíz de 2 cm de largo y se colocaron en un portaobjetos y se cubrieron con un cubreobjetos, se observó al microscopio con el objetivo seco 40X y el de inmersión 100X (figura 3)

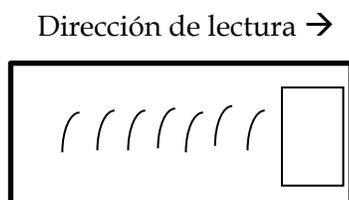


Figura 3. Lectura de placas con raíces teñidas

4.3.3 Porcentaje de colonización micorrízica

Se estimó el porcentaje de colonización micorrízica aplicando la siguiente fórmula

$$\text{Porcentaje total de colonización} = \left(\frac{\text{número de campos colonizados}}{\text{número total de campos observados}} \right) (100)$$

5 RESULTADOS

5.1 Germinación de semillas

Las semillas utilizadas fueron recolectadas en plantas maduras de *Mimosa biuncifera* del Municipio de Santiago de Anaya del Valle del Mezquital, Hidalgo, el resultado de porcentaje promedio de germinación fue del 48% por lo que se decidió poner dos semillas en cada unidad experimental y hacer un aclareo retirando una de las dos plántulas emergida, cuando estas tuvieron 2 cm de altura. La prueba de germinación fue importante porque también permitió considerar el tiempo en que las semillas germinaron, mismo que fue de 5 días en promedio. Esta relación de germinación/tiempo se atribuye principalmente a condiciones de invernadero y que las semillas fueron desinfectadas.

El número de esporas de HMA contenidas en 100g de suelo fue de 560 esporas.

5.2 Crecimiento en invernadero

Se evaluaron dos parámetros de crecimiento de la plántula en invernadero: el número de hojas y altura. Las plantas inoculadas con hongos micorrízicos muestran a simple vista una gran diferencia en cuanto a altura y número de hojas (figura 4)

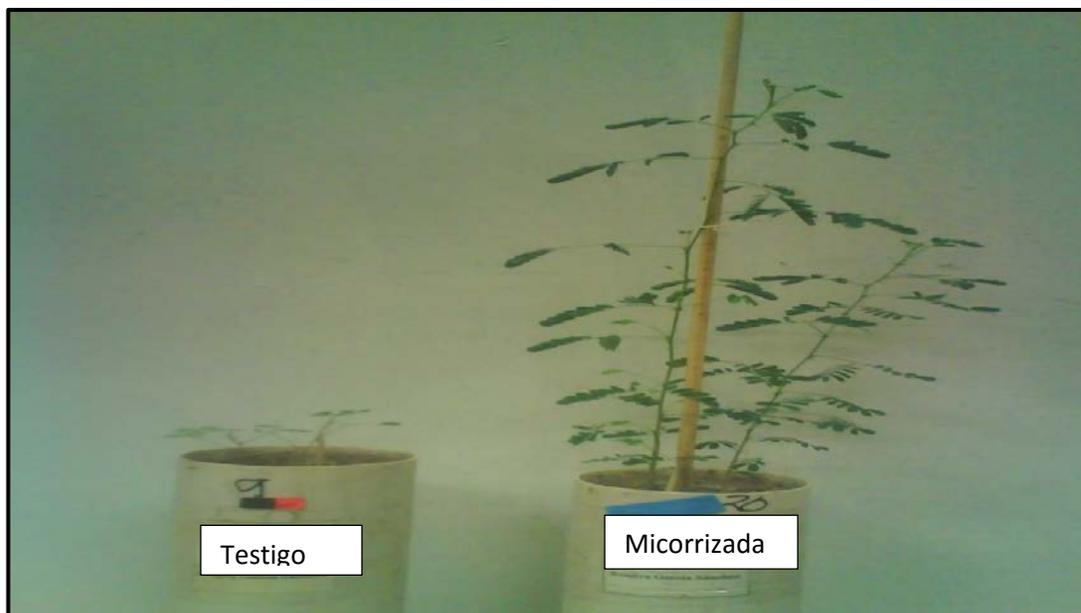


Figura 4. *Mimosa biuncifera* testigo y micorrizada a las 14 semanas de crecimiento en invernadero

Para evaluar las diferencias entre los tratamientos, se realizó un análisis de varianza (ANDEVA), seguida de una prueba de Tukey para determinar la diferencia entre pares de medias con un nivel de significancia del 0.05%; el cual reveló que existe diferencia significativa en cuanto a los parámetros de altura y número de hojas, mostrando efectos positivos de los HMA sobre el crecimiento de las plantas.

La altura de las plantas crecidas en el invernadero de la FES Zaragoza, con dos tratamientos: micorrizadas y no micorrizadas (testigo) se muestran en la figura 5. En ella se observan diferencias significativas ($p \leq 0.05$). Las plantas micorrizadas tuvieron una altura promedio final de 33.85 centímetros en la semana 18 y 8.90 centímetros en las testigo, de manera que hubo una diferencia de 24.95 centímetros entre tratamientos.

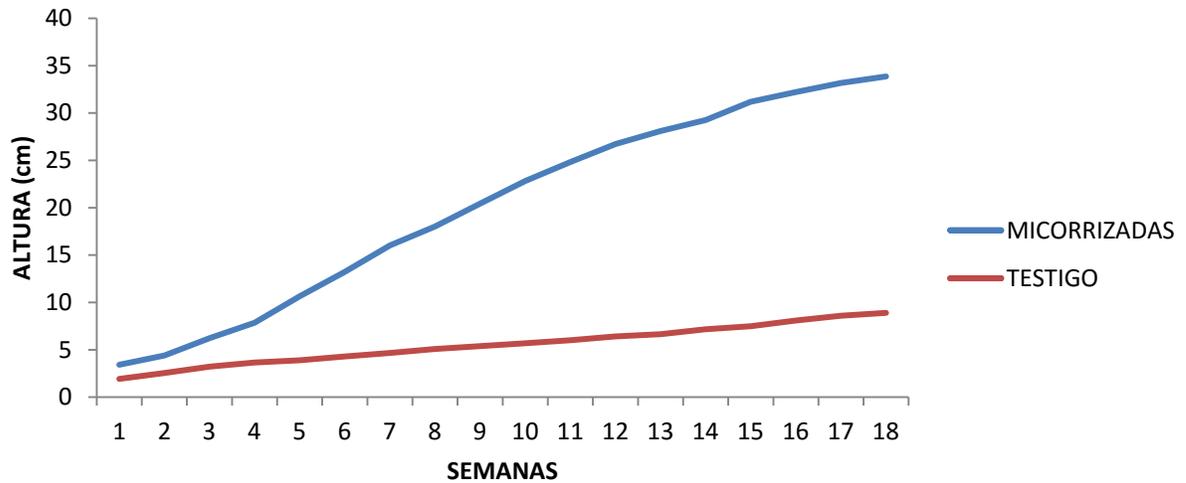


Figura 5. Altura de plantas de *Mimosa biuncifera* en Invernadero con dos distintos tratamientos: micorrizadas y testigos

Con respecto al número de hojas (figura 6), también se observan diferencias significativas ($p \leq 0.05$), ya que se tuvo promedio de 31.5 hojas en las plantas micorrizadas y 8.04 en las testigo, teniendo así, una diferencia de 23.5 entre un tratamiento y otro, lo cual representa que las unidades micorrizadas tuvieron cuatro veces más hojas que las testigo.

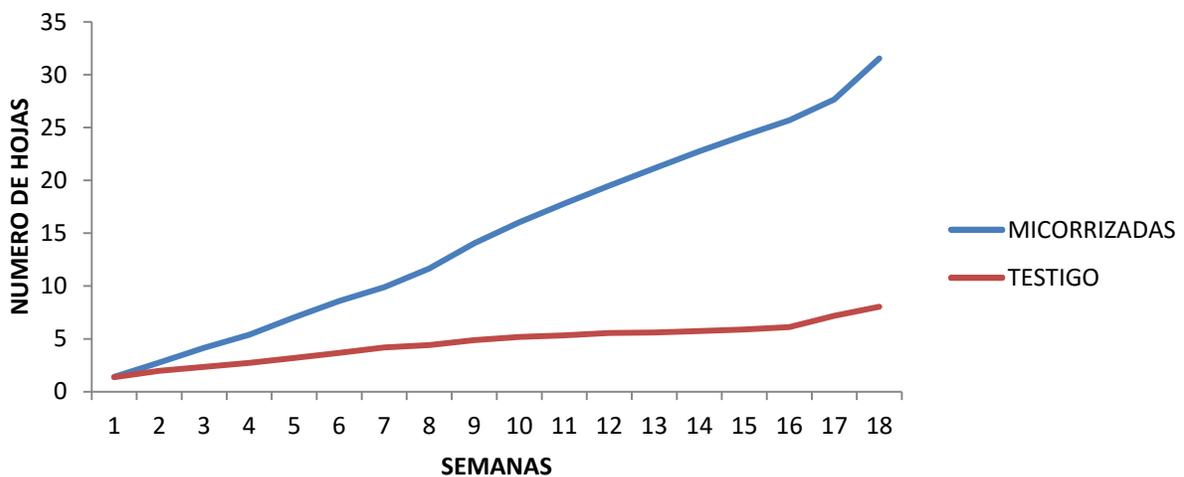


Figura 6. Número de hojas de plantas de *Mimosa biuncifera* en Invernadero con dos distintos tratamientos

5.3 Colonización micorrízica en *Mimosa biuncifera*

En la figura 7 se muestra el porcentaje de colonización micorrízica por estructuras y total en plantas de *M. biuncifera* crecidas en invernadero a las 18 semanas y antes de ser trasplantadas a campo. Se observa la presencia de arbusculos, vesículas y un 68% de colonización total que es un valor alto.

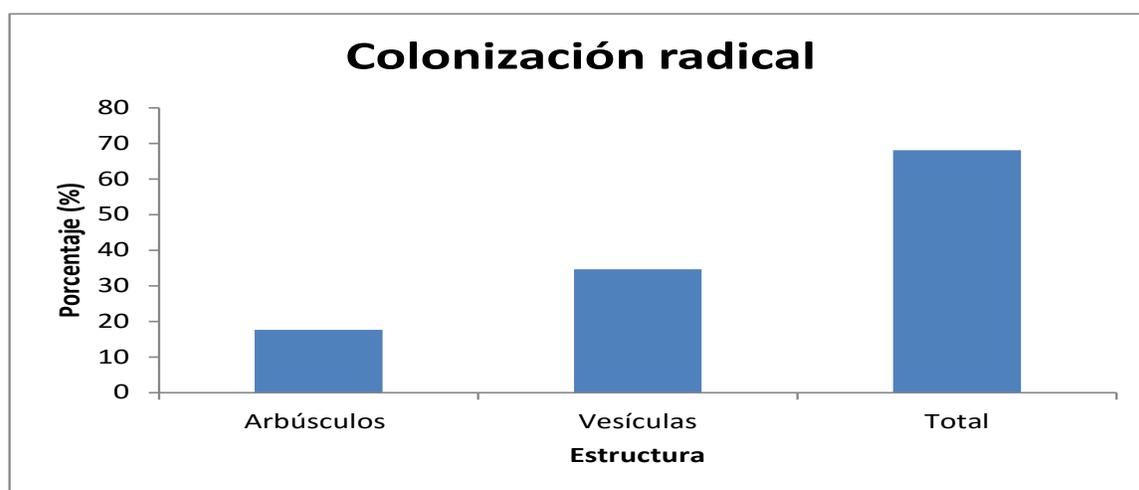


Figura 7. Porcentaje de colonización por estructuras y total de *Mimosa biuncifera* crecida en invernadero a las 18 semanas.

5.4 Crecimiento en campo

Una vez trasplantadas en el Parque Ecológico Cubitos, se continuaron las mediciones de altura y número de hojas de manera mensual durante todo un año para cubrir las cuatro estaciones (Primavera, Verano, Otoño, Invierno), los resultados obtenidos mostraron similitud a los registrados en el invernadero, esto es que las plantas micorrizadas tuvieron mayor crecimiento bajo ambas nodrizas con respecto a los testigo (Figura 8).



Figura 8. *Mimosa biuncifera* micorrizada y trasplantada bajo nodriza (*Opuntia* sp.) en el Parque Ecológico Cubitos.

En la figura 9 se puede observar la altura de *M. biuncifera* micorrizadas y no micorrizadas trasplantadas bajo las dos nodrizas (*Opuntia* y *Cylindropuntia*); se tenía una altura inicial en las plantas micorrizadas de 33.85 y de 8.90 en las testigo; transcurrido un mes del trasplante hubo un decrecimiento en la altura de las plantas en ambas nodrizas y tratamientos, este decrecimiento continuó hasta el mes de Febrero donde se observó el valor más bajo en altura que fue de 11.49 cm en *Opuntia* y de 11.75 cm en *Cylindropuntia* en las micorrizadas, y 0.73 cm en *Opuntia* y de 3.36 cm en *Cylindropuntia* en las testigo. Este decrecimiento en las plantas se debió a que fueron consumidas por los herbívoros. En los meses siguientes se observó una etapa de crecimiento hasta el final del estudio, alcanzando alturas de 13.30 cm en *Opuntia* y de 12.95 cm en *Cylindropuntia* en las plantas micorrizadas y de 1.65 en *Opuntia* y de 1.41 en *Cylindropuntia* en las testigo. En esta variable se encontraron diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los tratamientos micorrizados y testigo durante todo el período, pero no existieron diferencias estadísticas entre los tipos de nodrizas, donde el patrón de crecimiento fue similar a lo largo del estudio.

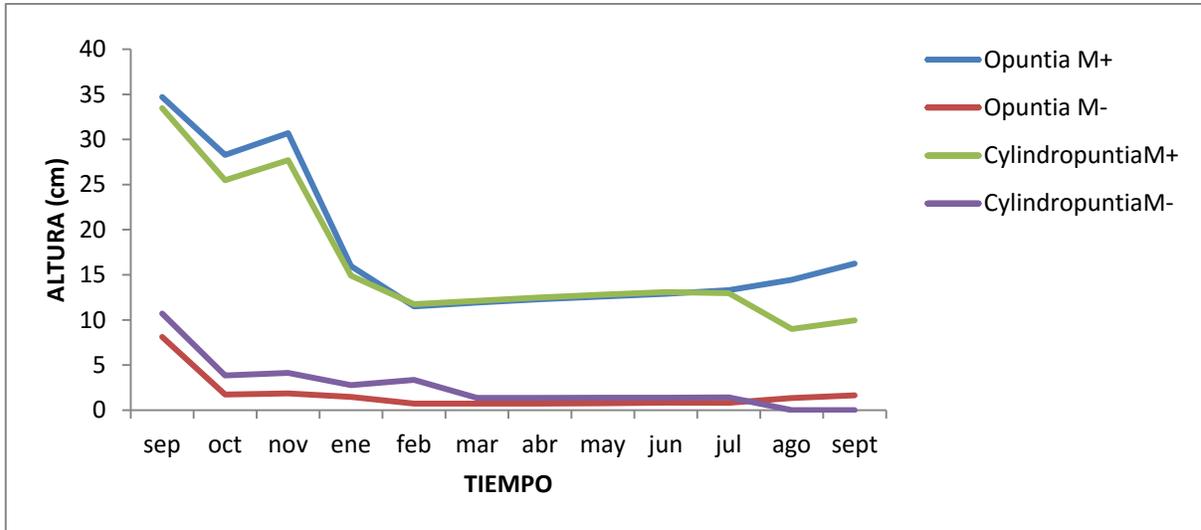


Figura 9 Altura de plantas (M+ micorrizada y M- testigo) trasplantadas en dos nodrizas (*Opuntia* y *Cyindropuntia*), en el Parque Ecológico Cubitos.

En la figura 10 se observa el comportamiento de las plantas con respecto al número de hojas, se observó una correlación entre el crecimiento en altura y el número de hojas. En las plantas micorrizadas el mayor promedio se presentó bajo *Opuntia* con 18 hojas contra las 14 que tuvieron las plantas bajo *Cyindropuntia*. En las unidades testigos no hubo diferencia con 1.69 hojas en promedio bajo *Opuntia* y 1.41 hojas en *Cyindropuntia*.

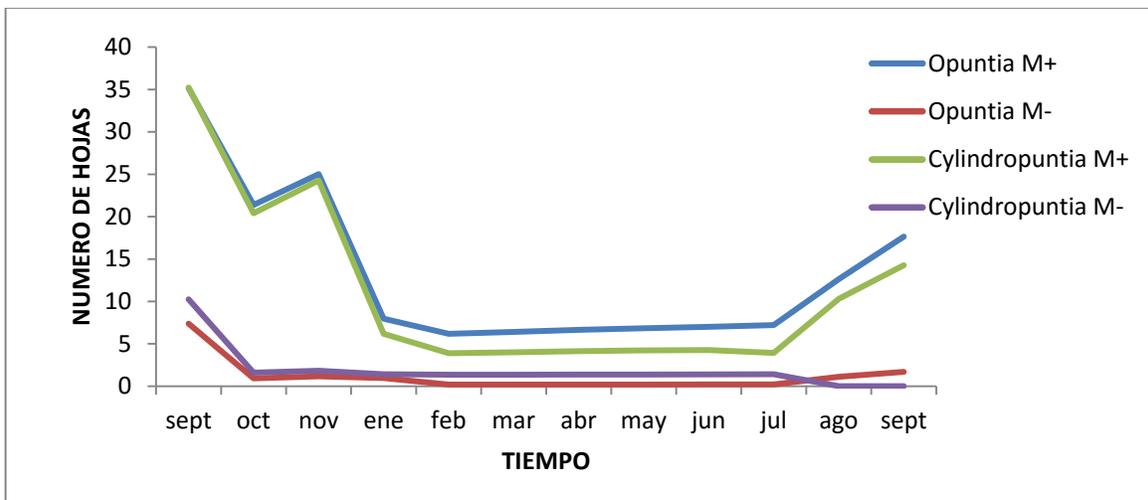


Figura 10 Número de hojas en *Mimosa biuncifera* (M+ micorrizada y M- testigo) trasplantadas bajo dos nodrizas en el Parque Ecológico Cubitos.

En la figura 11 se muestra la supervivencia después de un año transcurrido el trasplante de *M. biuncifera* bajo dos nodrizas en el Parque Ecológico Cubitos, bajo *Opuntia* la supervivencia fue del 90 % mientras que en *Cylindropuntia* fue del 87%, y las plantas testigo presentaron solo el 30 y 25% de supervivencia respectivamente.

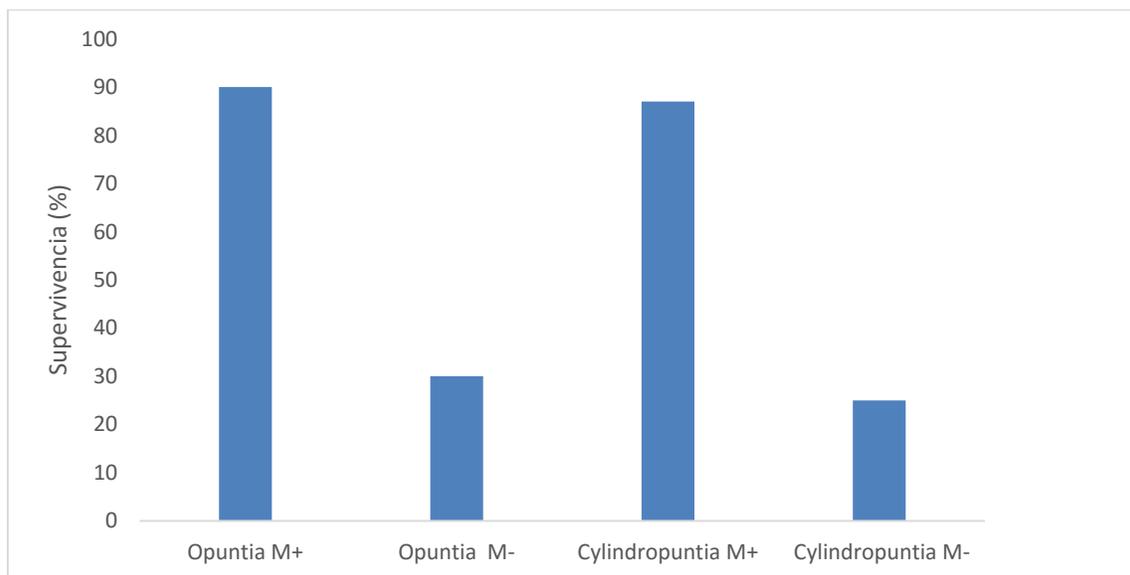


Figura 11 Supervivencia de *Mimosa biuncifera* (M+ micorrizada y M- testigo) trasplantada bajo dos nodrizas.

5.5. Dinámica de las condiciones microambientales en plantas nodrizas

La evaluación de las condiciones microambientales (temperatura y luz) asociadas al dosel de *Opuntia* sp. y *Cilyndropuntia imbricata*, así como fuera del dosel se realizaron a las 8:00, 13:00 y 18:00 horas, un día al mes durante un año se presentan a continuación.

En la temperatura a las 8 de la mañana no se observó diferencias significativas ($p > 0.05$) entre condiciones dentro y fuera del dosel en *Cylindropuntia* y *Opuntia* en ninguna de las estaciones.

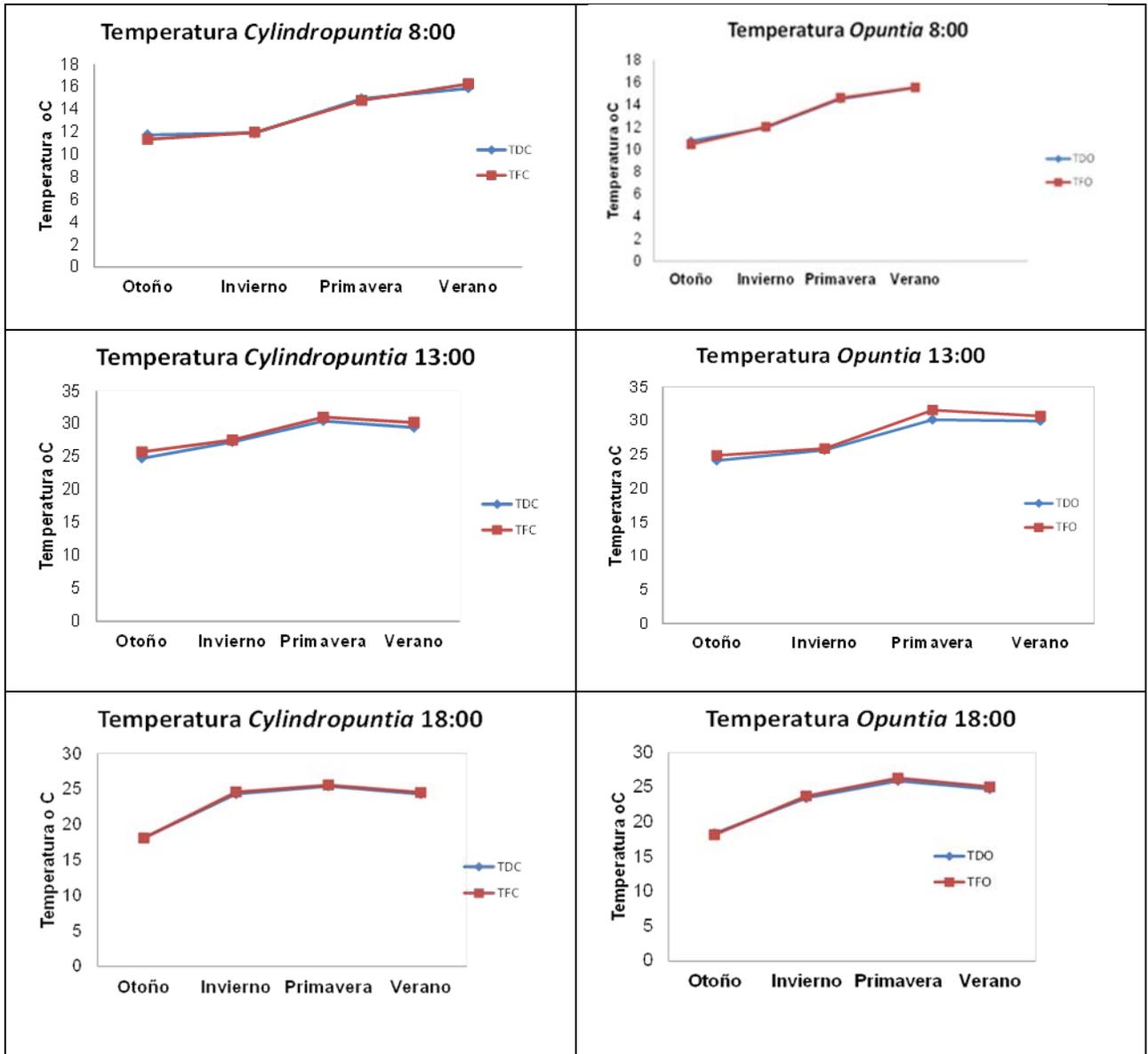
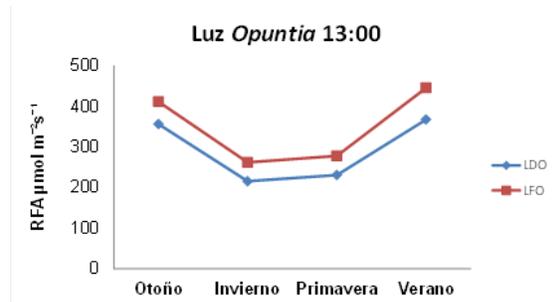
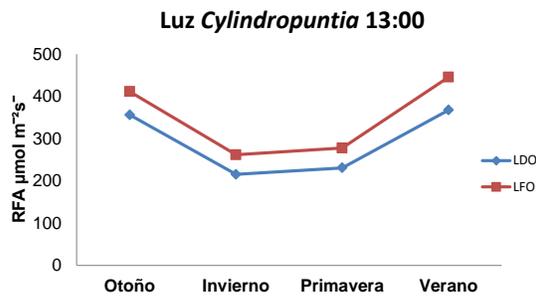
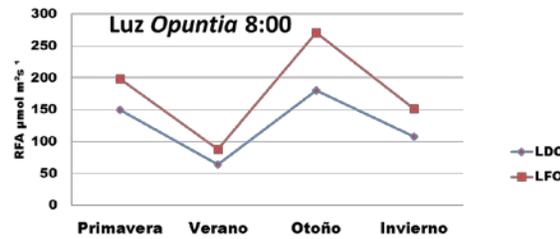
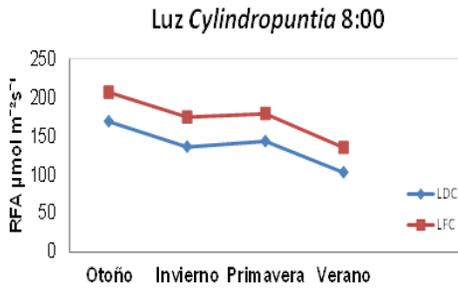


Figura 12. Gráficas de temperatura dentro y fuera del dosel para *Cylindropuntia* y *Opuntia* a las 8:00, 13:00 y 18:00 horas en las cuatro estaciones del año (TDC: temperatura dentro de *Cylindropuntia*; TFC: temperatura fuera de *Cylindropuntia*; TDO: temperatura dentro de *Opuntia*; TFO: temperatura fuera de *Opuntia*).

En la figura 12 de temperatura dentro y fuera del dosel para *Cylindropuntia* y *Opuntia* a las 13:00 horas en las cuatro estaciones del año no se observa diferencia en *Cylindropuntia* ni en *Opuntia* dentro y fuera del dosel. Entre especies tampoco se observaron diferencias estadísticas. En las gráficas de temperatura dentro y fuera del dosel para *Cylindropuntia* y *Opuntia* a las 18:00 horas en las cuatro estaciones del año no se observó diferencias estadísticas ($p > 0.05$) ni dentro ni fuera del dosel en las

dos especies ni entre especies

La variable cantidad de luz, sí mostró diferencias significativas entre horarios, estaciones del año y especie nodriza. Las gráficas de luz dentro y fuera del dosel para *Cylindropuntia* y *Opuntia* a las 8:00 horas en las cuatro estaciones del año mostraron diferencias estadísticas significativas entre las condiciones dentro y fuera del dosel en las dos especies aunque es más notorio en *Opuntia* (Figura 13) a las 13:00 se observó diferencia dentro y fuera del dosel en las dos especies; a las 18:00 horas en las cuatro estaciones del año se observa diferencia dentro y fuera del dosel en las dos especies aunque se nota que es menor la incidencia de luz en *Opuntia* dentro del dosel.



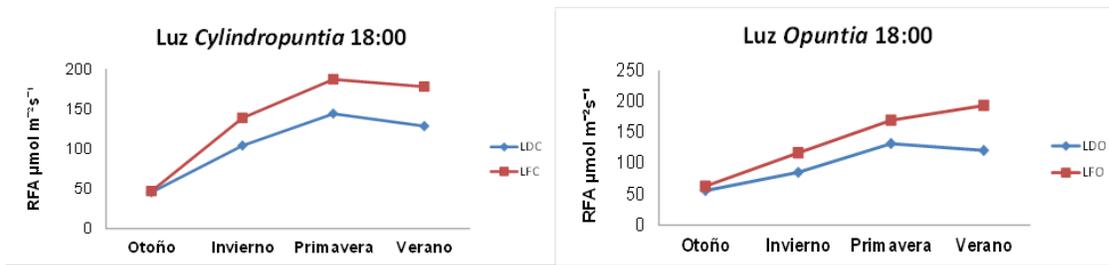


Figura 13. Gráficas de luz dentro y fuera del dosel para *Cylindropuntia* (LDC Y LFC) y *Opuntia* (LDO Y LFO) a las 8:00, 13:00 y 18:00 horas en las cuatro estaciones del año. (RFA: Radiación fotosintética activa)

En la figura 14, se muestran las diferencias promedio en temperatura para la época del verano porque es donde se marca mayor diferencia, se muestra que la mayor temperatura se alcanza a las 13:00 horas, la cual es 2 grados mayor en *Cylindropuntia* vs *Opuntia*, y en ambas nodrizas es mayor en el área abierta vs bajo dosel en 1°C. Las menores temperaturas se alcanzan a la 8 de la mañana y hay 20°C de diferencia entre la mañana y el medio día. De las 13:00 a las 18:00 hay 5-7°C de diferencia.

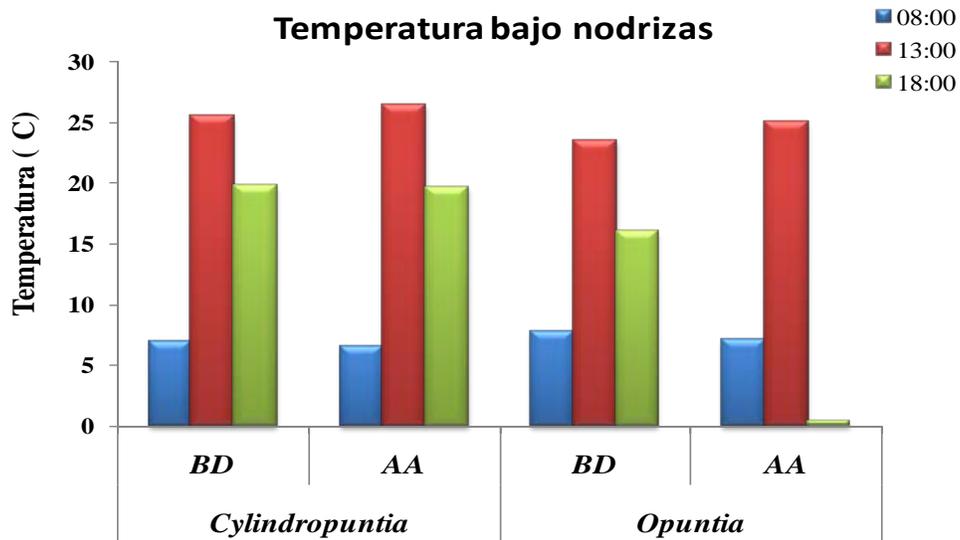


Figura 14 Temperatura promedio bajo dosel (BD) para las dos nodrizas y área abierta (AA) en el verano.

6 DISCUSIÓN

6.1 Crecimiento de *Mimosa biuncifera* en invernadero

La micorriza incremento todas las variables de crecimiento de *Mimosa biuncifera*, resultado de la mayor cantidad de carbono que la planta micorrizada puede fijar y que se convierte en materia seca, autores como Barrer (2009) opina que la simbiosis trae consigo cambios fisiológicos y morfológicos en la planta hospedera que hace crecer y responder con más éxito ante las tensiones ambientales, excepto si la disponibilidad de fósforo es alta y los costos de la micotrofia exceden sus beneficios entonces se observa una depresión en altura o biomasa, en este caso al pasar las plantas de una condición favorable el invernadero se le paso a una condición estresante (Parque Cubitos) donde ya no hay riego y ocurre herbivoría por lo que la altura y número de hojas en *M. biuncifera* disminuyen (Figura 15). Hart y Klironomos (2002) indican que la variación en crecimiento puede ser una respuesta a la riqueza de HMA. En este estudio se observó un efecto debido a la micorrización que se reflejó en biomasa seca acumulada y en las variables de crecimiento de *M. biuncifera*. La micorrización mejora la capacidad exploratoria de las raíces lo que se traduce en una mejor asignación de biomasa a la raíz en beneficio de la parte aérea como lo han demostrado Aerts y Chapin (2000) en otras especies.



Figura 15. Planta micorrizada de *Mimosa biuncifera* afectada en la altura por la herbivoría.

En las curvas de crecimiento de *M. biuncifera* fue rápido y diferente de las plantas testigo, esto es debido a que *M. biuncifera* es un arbusto de crecimiento rápido y es considerado oportunista, dentro de las condiciones en invernadero se nota desde la primera semana que las plantas micorrizadas tienen un mejor desarrollo en altura y en número de hojas, esto es por las ventajas que dan las micorrizas ya que mejoran la capacidad para aumentar el consumo de agua y elementos minerales como los fosfatos, Zn y Cu. La absorción de nitrógeno también se favorece con la micorrización (Barea *et al*,1984), por esto tenemos un mejor desarrollo en las unidades que fueron micorrizadas pues al estar inoculadas, hacen que las plantas desarrollen mejor la raíz (como se puede observar en la figura 16) y con esto tiene una mayor área de captación pues la expansión del micelio externo del hongo por el suelo incrementa la captación de nutrimentos más allá de la zona de agotamiento que se crea alrededor de la raíces, por la propia absorción de la planta (Sander y Tinker, 1993, citado por Varela, 1999)

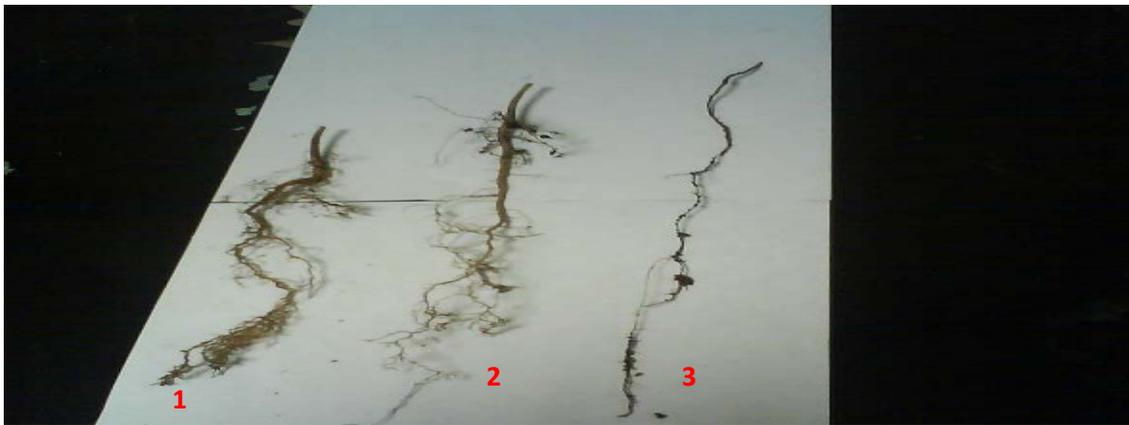


Figura 16 Raíces de *Mimosa biuncifera* al final del año de trasplante: (1) *Opuntia* sp., (2) *Cylindropuntia* y (3) testigo.

6.2 Crecimiento en campo

Con respecto a los resultados obtenidos en el crecimiento de las plantas trasplantadas en el Parque Ecológico Cubitos, se observa un decremento en altura

de las especies micorrizadas, de septiembre a septiembre, esto es porque al ser trasplantadas entran en un proceso de adaptación al nuevo hábitat en el que se están estableciendo, posteriormente en noviembre se recuperan las plantas micorrizadas pero a partir de diciembre se nota un decremento mayor y esto se debió a la presencia de herbívoros ya que en Cubitos existen conejos, y otras especies que se pueden alimentar de las plántulas *Mimosa*, por lo cual se encontraron trozadas por estos roedores, ya que la presión de herbivoría se ejerció de manera preferente sobre las plantas de mayor talla. Las unidades testigo se fueron muriendo y las que se lograron adaptar no lograron un buen desarrollo en altura (promedio 1.9 cm). Con respecto al número de hojas de igual manera se nota un mayor desarrollo de pinnas en las especies micorrizadas comparadas con las no micorrizadas, ya que se observa que lo mismo que pasa con la altura en el proceso de adaptación, se ve una disminución de hojas, posteriormente al adaptarse al ambiente, vuelve a incrementar el número de hojas en las plantas micorrizadas, pero en la temporada de secas como se muestra en otros estudios realizados como en el de Monroy-Ata *et al.*, (2007), Con lo que respecta a las unidades testigo, se nota también una pobre producción de pinnas para los organismos que sobrevivieron al igual que la talla de estas, ya que como se notó las especies testigo al término del estudio contaban con 1.69 hojas.

6.3 Supervivencia bajo nodrizas

La mayor supervivencia se registró bajo planta nodriza *Opuntia* (90%) mientras que en la nodriza *Cylindropuntia* se obtuvo un porcentaje de 87%, estos resultados concuerdan con los encontrados por Barragán (2003) , quien reporta un porcentaje de supervivencia del 91 % en *Prosopis laevigata* después de un periodo de un año de trasplante a un matorral de Santiago de Anaya, Hidalgo.

El objetivo principal fue la reintroducción de *M. biuncifera* en un matorral natural, los resultados obtenidos nos indican que además de la elección del microambiente la micorrización es decisiva para la supervivencia, ya que el efecto de crecer en matorrales naturales implica una mayor exposición a las condiciones ambientales, así como a la interacción con herbívoros. Otros estudios como el Stiling *et al.*, (2000) y García (2009) donde han reintroducido especies a sus ambientes originales muestra la necesidad de establecer condiciones previas a su reintroducción. Los autores señalan que el bajo porcentaje de supervivencia en la reintroducción, se pudo deber a que fueron trasplantadas en época de secas y a al ataque de patógenos lo que ocasionó un estrés en las plantas.

También refieren que esta especie en su ambiente natural se asocia con diversas bacterias y hongos simbiotes que le proveen mayores posibilidades de adaptarse a ambientes estresantes, lo cual sería importante tomar en cuenta en las plantas a ser reintroducidas. En el mismo estudio Stiling *et al.* (2000) reportaron un porcentaje de 34.4 % de supervivencia para *Opuntia corallicola*, al reintroducirla a partir de cladodios propagados, los cuales se obtuvieron inicialmente de plantas propias del sitio de reintroducción. Los cladodios fueron trasplantados cuando presentaban raíces. Las causas de muerte más recurrente fueron el pisoteo de los cladodios por ciervos, así como el ataque por una bacteria no identificada que se presentó con un color café sobre los tallo. Además los autores encontraron que estos factores de mortandad fueron más evidentes en las áreas abiertas, que bajo nodrizas.

6.4 Condiciones microambientales de las plantas nodrizas para *M.biuncifera*

En general, las condiciones microambientales asociadas a las nodrizas *Opuntia* y *Cylindropuntia* evaluadas fueron similares, la temperatura no mostro diferencias entre nodrizas, ni entre horarios ni entre temporadas, por lo que *M. biuncifera* estuvo

sometida a condiciones muy similares, las temperaturas fueron más bajas en otoño y mayores en primavera, los valores más altos se mostraron en el verano. En un estudio realizado para la cactácea *Pilosocereus leucocephalus* por Munguía-Rosas y Sosa (2008) registraron que las temperaturas a primeras horas del día no presentan diferencias significativas entre condiciones microambientales: planta nodriza, cavidad y sitio expuesto. Al transcurrir las horas la temperatura comienza a elevarse, en donde el intervalo de tiempo que va de las 10:00 am a las 2:00 pm el período donde se notan las diferencias entre condiciones. Estas diferencias de temperatura para hora y condición microambiental demuestran lo versátil que son los ambientes estacionales, en este caso las diferencias llegaron a ser de hasta 20 °C lo que corresponde a la diferencia esperada para una zona semiárida. Sin embargo, las diferencias entre bajo dosel y áreas abiertas no fueron diferentes estadísticamente

La temperatura también está relacionada con la toma de CO₂. Por ejemplo, en *Ferocactus acanthodes* y *Opuntia ficus-indica* que son especies distintas a la evaluada en este estudio, aunque se encuentran en el mismo tipo de vegetación, la toma neta diaria máxima de CO₂ ocurre a temperaturas ambientales diurna/nocturna de 25/15 °C para estas especies (Nobel 1998).

La luz mostró siempre valores menores bajo dosel que fuera de este, sin embargo, aparentemente no afectó la función fotosintética pues las plantas de *M. biuncifera* crecieron bien bajo ambas nodrizas. Existen pocos trabajos que abordan la cantidad o calidad de luz asociadas a las nodrizas no arbóreas como es el caso de las cactáceas y su efecto en el establecimiento o crecimiento de las plántulas, sin embargo, si se reportan en trabajos de nodrizaje. Por ejemplo Franco y Nobel (1989) muestran que *Ferocactus acanthodes*, es una especie nativa del Desierto Sonorense, recibe 645 menos radiación bajo el dosel de *Hilaria rigida* que en zonas expuestas.

Existen pocos estudios de campo sobre los efectos de los HMA en el crecimiento de

plantas trasplantadas en ecosistemas áridos, entre ellos destaca el de Monroy-Ata *et al.*, (2007), quienes trasplantaron exitosamente a *Prosopis laevigata* y *Acacia farnesiana* micorrizadas bajo seis nodrizas en un matorral del Valle del Mezquital, ellos reportan porcentajes de sobrevivencia de alrededor del 50% en el tratamiento micorrizado, sin embargo no evaluaron las condiciones microambientales de las nodrizas, y al igual que en otros reportes sugieren un papel importante del nodrizaje para su utilización en la restauración de zonas perturbadas y reintroducción de especies. En otro estudio para el estado de Querétaro, García (2009) reportó una sobrevivencia del 89% en *Mammillaria mathilda* inoculadas con HMA, por el contrario las plantas testigo tuvieron una supervivencia del 51%. También se sabe que las plantas micorrizadas tienen un periodo más prolongado de crecimiento.

Con base en los resultados obtenidos en este trabajo, así como los reportados en otros estudios se considera que es importante establecer criterios previos a la reintroducción de plantas con el propósito de obtener mayor porcentaje de establecimiento y supervivencia. Entre los criterios que pueden recomendarse están: a) conocer las condiciones ambientales del sitio de reintroducción; b) tener en cuenta las posibles interacciones biológicas con su entorno; c) que el sitio de reintroducción este bajo algún tipo resguardo legal; y d) conocer las condiciones microambientales que prevalecen en el área de distribución de la especie

7 CONCLUSIONES

- *Mimosa biuncifera* presentó respuesta positiva y significativa en el crecimiento (altura y número de hojas) como respuesta a la colonización con HMA de un inoculo nativo del Valle del Mezquital.
- Las nodrizas *Opuntia* y *Cylindropuntia* generan condiciones

microambientales ligeramente diferentes, pero ambas favorables para el establecimiento de *Mimosa biuncifera*.

- *Mimosa biuncifera* sobrevivió mejor bajo la nodriza *Opuntia* en el Parque Ecológico Cubitos.
- *M. biuncifera* creció mejor bajo la nodriza *Cylindropuntia*, en el Parque Ecológico Cubitos.
- *M. biuncifera* micorrizada es una especie potencial para restaurar ecosistemas áridos y semiáridos deteriorados con suelos pobres en nutrientes.

8 LITERATURA CITADA

- Aerts R., & Chapin, F. S. III. (2000). The mineral nutrition of wild plants revisited: a reevaluation of processes and patterns. *Advances in Ecological Research* 30:1-67.
- Al- Karaki G.N. (1998). Benefit cost and wáter use efficiency of arbuscular mycorrhizal durum wheat grown under drought stress. *Mycorrhiza* 8:41-45
- Arellano J. (1986). Etnobotánica de leguminosas: notas sobre algunas de las especies utilizadas en la alimentación en México. *Anales del Instituto de Biología* 57: 123-142.
- Bago B.; Pfeffer, P. E.; Abubaker, J.; Jun, J.; Allen, J.W.; Brouillette, J.; Douuds, D.D.; Lammers, P.J. & Shachar-Hill, Y. (2003). Carbon export from arbuscular mycorrhizal roots involves the translocation of carbohydrate as well as lipid. *Plant Physiol.* 131:1496-1507.
- Barea J.M., & Azcón-Aguilar, C. (1983). Mycorrhiza and their significance on nodulating nitrogen fixing plants. *Adv. Agron.* 36: 1-54.
- Barea J.M.; Azcón-Aguilar, C. & Roldan F.B (1984). Avances recientes en el estudio de la micorriza vesículo arbuscular. Formación, funcionamiento y efectos recientes en nutrición vegetal. *Anales de edafología y agrobiología.* Granada, España. 659-677
- Barneby R.C. (1991). *Sensitivae Censitae*. A description of the genus *Mimosa* L. (Mimosaceae) in the New World. *Memoirs of the New York Botanical Garden* 65:1-835.
- Barragan E.A. (2003). Inoculación micorrizica de *Prosopis laevigata* (mezquite) en condiciones de invernadero y su efecto al trasplante a condiciones de campo, tesis de licenciatura UNAM.
- Barrer E.S. (2009). El uso de los hongos micorrizicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. *Facultad de Ciencias Agropecuaria.* 7:1

- Barrows J.M. & Rancadori R.W. (1977), Endomycorrhizal synthesis in *Gigaspora margarita* in poinsettia. *Mycologia*. 69: 1173-1184.
- Burkart A. (1948). Las especies de *Mimosa* de la Flora Argentina. *Darwiniana* 8:11-123.
- Camargo-Ricalde S.L. (2001) Some aspect of the arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 68: 15-32
- Camargo-Ricalde S.L. (2009). Micorrizas. COSMOS, Enciclopedia de las Ciencias y la Tecnología en México.
- Camargo-Ricalde S.L., Grether R., A. Martínez-Bernal, V. García-García & S. Barrios Del Rosal. (2001). Especies útiles del género *Mimosa* (Fabaceae-Mimosoideae) en México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 68: 33-44.
- Camargo-Ricalde S. L., & García-García V. (2001). El género *Mimosa* L. (Fabaceae) y la restauración ecológica. *Contacto S* 39, 34-42
- Cavazos D.J.R. (1997). Uso múltiple de los agostaderos en el norte de México, *Ciencia Forestal en México*, 22, 81: 3-26.
- Challenger A. & Soberón J. (2008) los ecosistemas terrestres, en capital natural de México. Vol. I: conocimiento actual de la biodiversidad. Comisión Nacional de la Biodiversidad (CONABIO) México.
- Chiu T.J., Liu, H. & Harrison, M.J. (2001). The spatial expression patterns of a phosphate transporter (MtPT1) from *Medicago truncatula* indicate a role in phosphate transport at the root/soil interface. *Plant Journal* 25:281-293.
- Cuenca G. & Lovera M., (1994). Vesicular- arbuscular mycorrhizae in disturbed and revegetated sites from La Gran Sabana, Venezuela, *Canadian Journal of Botany* 70: 73-79.
- Dobremez J.F., Gallet C. & Pelisier F. (1995). Guerre chimique chez les vegetaux, *La Recherche* 26: 279, Francia.
- Dregne H.E. (2002). Land degradation in the drylands. *Arid Land Research*

- and Management 16: 99-132.
- Elías T.S. (1974). The genera of Mimosoideae (Leguminosae) in the Southeastern United States. *Journal of the Arnold Arboretum* 55:83-87.
 - Elías T.S. (1981). Mimosoideae En: Polhill R.M., Raven P.H (ed). *Advances in Legume Systematics*. 143-151. Royal Botanic Garden, Kew, UK.
 - Franco A.C. & Nobel P.S. (1989). Effect of nurse plants on the micro-habitat and growth of cacti. *Journal of Ecology*, 77: 870-886.
 - Ferrera-Cerrato R, González-Chávez M.C & Rodríguez-Mendoza M.N. (1993) *Manual de agromicrobiología*, Editorial Trillas, México.
 - García E. (1988). Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen. Instituto de Geografía, UNAM, México, 220
 - García R.O. (2009). Protocolo para la restauración de una población de *Mammillaria mathildae* en la provincia de Juriquilla. Qro. Tesis de Doctorado. UAQ.
 - Gerdemann J.W & Nicolson T.H. (1963). Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British mycological society* 46:235-244
 - Godínez A.H. (1998). Los desiertos mexicanos: sus características e importancia. *Ciencia y Desarrollo* 143:17-22.
 - González-Chávez M.C. & Ferrera-Cerrato R. (1999). Interacción de la Micorriza VA y la fertilización fosfatada en diferentes portainjertos de cítricos. *Terra* 17: 179-191.
 - Granados-Sánchez Diódoro, Hernández-García, Miguel Á, Vázquez-Alarcón, Antonio, & Ruíz-Puga, Pablo. (2013). Los procesos de desertificación y las regiones áridas. *Revista Chapingo. Serie ciencias forestales y del ambiente*, 19(1), 45-66.
 - Grether R. (1978). A general review of the genus *Mimosa* in México. *Bulletin of the international Group for the Study of Mimosoideae*.

- Grether R., Camago-Ricalde., y Martínez-Bernal A. (1996). Especies del género *Mimosa* (Leguminosae) presentes en México. Boletín de la Sociedad Botánica de México.
- Guadarrama P., I. Sánchez-Gallén & Álvarez-Sánchez F.J. (1998). Ecología de hongos micorrízicos arbusculares en la selva y pastizales de Los Tuxtlas Veracruz. En: Zulueta, R., M.A. Escalona Aguilar y D. Trejo Aguilar (Eds.). Avances de la Investigación Micorrízica en México. Universidad Veracruzana, México
- Harley J.L. & Smith S.E. (1983). Mycorrhizal simbiosis. Academic, Londres.
- Hart M.M & Klironomos J.N. (2002). Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and ecosystem function. In: van de Heijden MGA, Sander IR (eds) Mycorrhizal Ecology Springer 225-242
- Hernández M. H. (2006). La vida en los desiertos mexicanos. México: FCE, SEP, CONACYT, CAB.
- Isely D. (1982). Leguminosae and Homo sapiens. Economic Botany 36: 46-70.
- Janzen D.H. (1988). Guanacaste National Park: Tropical ecological and Biocultural restoration. In Rehabilitating Damaged Ecosystems. Cairnes Jr.
- Jordan W.R.; Peters R.L., & Allen E.B. (1988). Ecological restoration as a strategy for conserving biological diversity. Environmental Management.
- Lewis G.P. & Elias T.S. (1981). Tribu Mimoseae. En Polhill R.M. y Raven P.H. Eds. Advances in Legume Systematics. Part I. Royal Botanic Gardens, Kew, England.
- Maestre F.T, Valladares F. & Reynolds J.F. (2005). Is the change of plant-plant interactions with abiotic stress predictable? A meta-analysis of field results in arid environments Journal of Ecology 92: 748-757
- Medrano C.H.I (2002). Obtención de un inoculo endomicorrizico nativo para un agostadero semiárido degradado en Santiago de Anaya, Hidalgo tesis de

licenciatura UNAM.

- Miranda F. & Hernandez X. E. (1963). Los tipos de vegetación de México y su clasificación, *Boletín de la sociedad Botánica de México*. 28: 29-179.
- Monroy-Ata A.; Estévez-Torres J.; García-Sánchez R. & Ríos-Gómez R. (2007). Establecimiento de plantas mediante el uso de micorrizas y de islas de recursos en un matorral xerófilo deteriorado. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 80.
- Montaña N.M.; Camargo-Ricalde S.L.; Garcia-Sanchez R. & Monroy A. Eds. (2007). *Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos*. Instituto Nacional de Ecología-SEMARNAT, Mundi prensa S.A de CV, UAM-Iztapalapa, Fes Zaragoza, UNAM, Distrito federal, México
- Montaña A. N. M & Monroy A. A., (2000). Alternativas para el manejo de los recursos naturales, *Ciencias y Desarrollo* 154: 26-37. México.
- Muller C. H. (1947). *Vegetation and climate in Coahuila*. Madrono. México.
- Munguía-Rosas M.A & Sosa V.J. (2008). Nurse plants vs Nurse objects: The effects of woody plants and rocky cavities on the recruitment of the *Leucocephalus columnar* cactus. *Annals of Botany* 101: 175-185
- Nobel P.S. (1991). *Physicochemical & environmental plant physiology*. Academic Press. San Diego, CA. 633p.
- Nobel P.S. (1998). *Los incomparables Agaves y cactus*. Editorial Trillas, México, D.F.
- Pearson J.N & Jakobsen I (1993). Symbiotic exchange of carbon and phosphorus between cucumber and three arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol* 124:481-488.
- Pfeffer, P.E.; Douds, D.D.; Bécard, G. & Schachar-Hill, Y. (1999). Carbon uptake and metabolism and transport of lipids in an arbuscular mycorrhiza. *Plant Physiol.* 120:587-598.
- Polhill R.M., & P.H. Raven. (1981). *Advances in legume systematics*, parts 1

and 2. Royal Botanic Gardens, Kew, UK.

- Read D. (1991). Mycorrhiza in ecosystem En: Lu X. y Koide R., (1994). The effects of mycorrhizal infection on components of plant growth and reproduction. *New Phytol.* 128: 211-218.
- Rzedowski J. (1962). Contribuciones a la fitogeografía florística e histórica de México I. Algunas consideraciones acerca del elemento endémico en la flora Mexicana, *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 27: 52-65, México.
- Rzedowski J. (1968). Las principales zonas áridas de México y su vegetación, *Bios*, 1:4-24, México.
- Rzedowski J. (1972). Contribuciones a la fitogeografía florística e historia de México. III. Algunas tendencias en la distribución geográfica y ecológica de las Compositae mexicanas, *Ciencia, México*. 27 (4-5) 123-132.
- Rzedowski J. (1978). *Vegetación de México*. Ed. Limusa. México, D.F. 432 pp.
- Rzedowski J. (1991). El endemismo en la flora fanerogámica mexicana: una apreciación analítica preliminar. *Acta Botánica Mexicana*. Núm. 15. Instituto de Ecología A.C México.
- Rzedowski J. (1993). *Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México*. Diversidad Biológica de México. Orígenes y Distribución. México. Instituto de Biología, UNAM.
- Rzedowski J. (1994). *Vegetación de México*. Editorial Limusa. México.
- Rzedowski J. (2006). 1^{ra} Edición digital. Comisión Nacional para el uso de la Biodiversidad. (CONABIO) México.
- Rzedowski J. & Mc Vaugh R. (1966). La vegetación de Nueva Galicia. *Contributions of the University of Michigan Herbarium* 9:1-123.
- Silvertown J. & Wilson J.B. (1994). Community Structure in a desert perennial community. *Ecology*.
- Smith N.; Mori S. A.; Henderson A.; Stevenson D.W. & Heald S. V. (2004). *Flowering plants of the Neotropics*. Princeton University Press. Princeton,

USA. 694.

- Smith F.A & Smith S.E. (1997). Structural diversity in vesicular-arbuscular micorrhizal simbioses. *New Phytol.* 137: 373-388
- Solaiman, M.D.Z. & Saito, M. (2001). Phosphate efflux from intraradical hyphae of *Gigaspora margarita* in vitro and its implication for phosphorus traslocation. *New Phytol.* 151:525-533
- Sousa M. & Delgado A. (1993). Mexican Leguminosae: phytogeography, endemism, and origins. En: Ramamoorthy T.P., Bye R., Lot A. y Fa J. Eds. *Biological diversity of México: Origins and distribution.* Oxford University Press.
- Stiling P.; Rossi A. & Gordon D. (2000) The difficulties of single factor thinking in restoration: replanting a rare cactus in the Florida Keys. *Biol Conserv* 94:327- 333
- Valiente-Banuet A.; Vite F. & Zavala-Hurtado A. (1991). Interaction between the cactus *Neobuxbaumia tetetzo* and the nurse shrub *Mimosa luisana*. *Journal of Vegetation Science* 2: 1114
- Varela L. & Estrada T.A (1999) El papel de los microorganismos de la rizosfera y de la micorriza en la absorción de nutrimentos minerales y agua. En: Orellana, R.; Escamilla J.; Larque-Savedra A. Eds. *Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos.* CICY. Mérida, Yucatan, Mexico
- Vázquez Y.C & Batis, A.I (1996) La restauración de la vegetación: árboles exóticos vs árboles nativos, *Ciencias.* 43:16-23
- Villa S. A. B. (1980) *Arid Land Resouce Inventories: Developing Cost-Efficient Methods.* An Internatinal Worksop. La Paz, B.C. México.

ANEXO

Fase de invernadero

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Número de hojas	86	0,51	0,51	45,42

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	13305,74	1	13305,74	88.88	<0,0001
Tratamiento	13305,74	1	13305,74	88.88	<0,0001
Error	12575,56	84	149,70		
Total	25881,30	85			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Altura	86	0,74	0,74	30,26

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	17706,50	1	17706,50	243.48	<0,0001
Tratamiento	17706,50	1	17706,50	243.48	<0,0001
Error	6108,95	84	72.72		
Total	23815,45	85			

Medidas resumen

Tratamiento	Variable	n	Media	D.E.	E.E.	Mín	Máx	Kurtosis
M-	altura	43	8,88	6,28	0,97	4,50	44,00	24,67
M+	altura	43	33,85	9,15	1,07	13,00	58,50	0,06

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Número de hojas	86	0,51	0,51	45,42

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	13305,74	1	13305,74	88,88	<0,0001
Tratamiento	13305,74	1	13305,74	88,88	<0,0001
Error	12575,56	84	149,70		
Total	25881,30	85			

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Altura	86	0,74	0,74	30,26

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	17706,50	1	17706,50	243,48	<0,0001
Tratamiento	17706,50	1	17706,50	243,48	<0,0001
Error	6108,95	84	72,72		
Total	23815,45	85			

Fase de campo

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
alt-opuntia	M-	25	1,65	4,45	0,00	29,53	<0,0001
alt-opuntia	M+	25	16,24	13,57	11,00		

Trat.	Medias	Ranks
M-	1,65	19,60 A
M+	16,24	48,89 B

Variable	tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
alt-cylin	M-	18	0,00	0,00	0,00	4,69	0,0033
alt-cylin	M+	18	9,95	13,92	0,00		

Trat.	Medias	Ranks
M-	0,00	15,50 A
M+	9,95	23,48 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0,05$)

Variable	tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Hoja-opuntia	M-	25	1,76	4,64	0,00	29,35	<0,0001
Hoja-opuntia	M+	25	17,65	13,25	15,00		

Trat.	Medias	Ranks
M-	1,76	18,90 A
M+	17,65	48,11 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0,05$)

Variable	tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
hoja-cylin	M-	18	0,00	0,00	0,00	4,69	0,0033
hoja-cylin	M+	18	14,27	20,85	0,00		

Trat.	Medias	Ranks
M-	0,00	15,50 A
M+	14,27	23,48 B

Test:Tukey Alfa=0,05 DMS=7,93813

Error: 122,9242 gl: 82

tratamiento	Medias	n	E.E.
M-cylin	0,00	18	2,69 A
M-opun	1,65	25	2,17 A
M+cylin	9,95	18	2,36 B
M+opun	16,24	25	1,55 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p \leq 0,05$)

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=9,26984

Error: 165,9466 gl: 81

tratamiento	Medias	n	E.E.	
M-cylin	0,00	18	3,12	A
M-opun	1,76	25	2,58	A
M+cylin	14,27	18	2,75	B
M+opun	17,65	25	1,80	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes($p <= 0,05$)