



UNIVERSIDAD NACIONAL  
AUTÓNOMA DE MÉXICO

---

---

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza

**Establecimiento de plántulas de mezquite (*Prosopis laevigata*) inoculadas con Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA), bajo condiciones de sequía en un invernadero.**

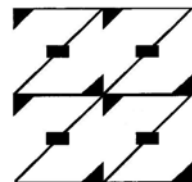
T E S I S  
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
B I Ó L O G O  
P R E S E N T A :  
ANGEL ENRIQUE TORRES ÁLVAREZ

FES ZARAGOZA  
UNAM

Unidad de Investigación en Ecología Vegetal

Director de Tesis

Dr. Arcadio Monroy Ata



LO HUMANO  
EJE  
DE NUESTRA REFLEXION

México D. F.

Marzo 2005



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

A la persona que más quiero y respeto: mi abuela **Eugenia Flores Rosales**, quien llevó a cabo uno de los procesos más difíciles de la vida; querer, educar y cuidar a sus nietos a pesar de todas las adversidades.

A mi madre **Francisca Álvarez Flores**, por haberme otorgado la oportunidad de estudiar a costa del gran sacrificio de haber estado lejos de sus hijos.

A **Susana María**, una mujer extraordinaria con la que he compartido fantásticos momentos. Gracias por creer en mi, estar conmigo en todo momento y darle armonía a mi espíritu.

A mis hermanos **Jaen Adair** y **Sergio Alejandro**, con quienes he aprendido que la vida es difícil pero no imposible y que al estar juntos podemos lograr grandes proyectos.

A mis tíos(as) (Ma. Eugenia, Alicia, René, Tomas, Hugo, Isabel, Ángela y Daniel, Álvarez Flores), que con sus ejemplos idearon en mi que el estudio es la base de superación y poseer una visión humanista.

Quiero agradecer a quienes hicieron posible el presente trabajo, en especial al Dr. Arcadio Monroy Ata, por haberme brindado la oportunidad de trabajar en el Laboratorio de Ecología Vegetal, otorgarme el conocimiento, aconsejarme, y, por su infinita paciencia y disposición en todo momento.

A la Dra. María Socorro Orozco Almanza, por motivarme y hacer valiosas observaciones que contribuyeron a presentar un buen trabajo.

Al M. en C. Armando Cervantes Sandoval, por sus consejos y apoyarme en la parte estadística, sin la cual este trabajo carecería de sustento.

A la M. en C. María del Jesús Sánchez Colín, por sus grandes aportaciones a este trabajo y su disposición para aclararme toda duda.

Al Dr. Gerardo Cruz Flores, por sus acertadas observaciones en la redacción y presentación de la tesis.

A la M. en C. Rosalva García, una gran profesora y excelente persona, quien me asesoró en toda la fase de laboratorio y sin sus observaciones no hubiese podido tener resultados precisos.

A la M. en C. Hernández Rodríguez Martha, una gran mujer que me ha apoyado en todo momento y me ha enseñado la nobleza de esta carrera.

Al Dr. Alfredo Bueno Hernández (Good), una persona con gran sentido del humor, quien me inculcó la noble afición de observar a las aves, además de habérmela pasado bien en sus salidas a campo.

Al biólogo Roberto Ramos y Maribel Flores quienes tienen la mejor disposición para ayudar y facilitar las cosas a quienes trabajan en el invernadero.

A la Familia Clemente Galván, en especial a Enriqueta, por su calidez humana y su sencillez y el buen trato que recibo día a día.

A mis primos, a quienes estimo y he compartido grandes experiencias. Espero que esto les sirva de ejemplo.

A todos mis amigos de la universidad, por los buenos momentos y con quienes descubrí nuevos intereses, proyectos y metas. Espero contar con ellos en todo momento.

A la subdirectora del Museo de la Luz, Bióloga Pilar Contreras, a Leticia Enriquez al Físico Isaías Hernández y Guadalupe Saucedo, por su gran paciencia y haberme otorgado la experiencia de laborar en un museo de Ciencia

A mis amigos y cuates del Museo de la Luz y Universum, por concederme una amistad sincera y mostrarme otra manera de pensar y visualizar las cosas. Y con los cuales he aprendido que la Ciencia, se puede divulgar de una manera divertida y amena.

A Paty Mora, Seberiana Velásquez, Aida Luna, coordinadoras del Espacio Ambiental el Semillero, CICEANA, A.C., por enseñarme que la Educación Ambiental es la mejor manera de crear una conciencia social y hacer que mi estancia fuera de lo más placentera el tiempo que estuve ahí.

A mis amigas(os) de Jojutla, Morelos, por los buenos momentos de una vida sin complicaciones y forma de visualizar la vida. Y por ayudarme alivianar ciertos momentos de la vida.

*Lee no para confundir y refutar, ni para confiar y dar por hecho, ni para saber hablar y disertar, sino para reflexionar y considerar.*

Francis Bacon

## ÍNDICE

1.	<b>RESUMEN</b>	1
2.	<b>INTRODUCCIÓN</b>	2
3.	<b>MARCO TEÓRICO</b>	6
3.1.	Micorrizas	6
3.1.1.	Clasificación	7
3.2.	Islas de recursos	9
3.3.	Establecimiento de Plántulas de mezquite	10
3.4.	Estrés hídrico	11
3.5.	Tolerancia a la sequía	11
3.6.	Efecto de los HMA sobre el crecimiento de las plantas	12
3.6.1.	Efecto de los HMA sobre la eficiencia en el uso del agua	12
3.6.2.	Efecto de los HMA en la agricultura	13
3.7.	Interacciones entre las micorrizas y la microbiota del suelo	14
3.8.	Micorrizas en zonas áridas y semiáridas	15
4.	<b>CLASIFICACIÓN DEL MEZQUITE</b>	16
4.1.	Descripción general	17
5.	<b>JUSTIFICACIÓN CIENTÍFICA</b>	20
6.	<b>PROBLEMÁTICA</b>	21
7.	<b>HIPÓTESIS</b>	22
8.	<b>OBJETIVOS</b>	23
9.	<b>MATERIALES Y MÉTODOS</b>	24
9.1.	Zona de procedencia del material biológico	24
9.2.	Descripción del agostadero	27
9.3.	Lugar de trabajo	28
9.4.	Preparación del suelo	28
9.5.	Colecta de semillas	29
9.6.	Preparación del inóculo	29
9.7.	Preparación de macetas	29
9.8.	Escarificación de las semillas	30
9.9.	Siembra	30
9.10.	Emergencia	28
9.11.	Riegos	31
9.12.	Diseño estadístico	31
10.	<b>VARIABLES DE RESPUESTA</b>	32
10.1.	Transpiración	33
10.2.	Porcentaje de supervivencia	34
10.3.	Tasa de crecimiento	34
10.4.	Eficiencia en el uso del agua (WUE)	35
10.5.	Potencial hídrico caulinar	35
10.6.	Porcentaje de colonización micorrícica total en raíz	36
10.7.	Propiedades físicas y químicas del suelo	38
11.	<b>PLANEACIÓN EXPERIMENTAL</b>	39

<b>12.</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	40
12.1.	Emergencia de semillas	41
12.2.	Crecimiento	42
12.3.	Potencial hídrico caulinar	48
12.4.	Porcentaje de colonización micorrícica	51
12.5.	Transpiración	54
12.6.	Biomasa y eficiencia en el uso del agua (WUE)	57
12.7.	Establecimiento y supervivencia	62
<b>14.</b>	<b>ESTABLECIMIENTO DE <i>Prosopis laevigata</i></b>	67
<b>13.</b>	<b>CONCLUSIONES</b>	68
<b>14.</b>	<b>RECOMENDACIONES</b>	69
<b>15.</b>	<b>APÉNDICES</b>	70
<b>16.</b>	<b>REFERENCIAS</b>	77



## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Clasificación del INVAM para la División Glomerycota; se puede apreciar el Orden Glomales (Glomaceae), donde están contenidas las MA.	9
Figura 2.	Árbol de <i>Prosopis laevigata</i> (mezquite).	17
Figura 3.	Escala Gráfica. Delimitación geográfica de la zona de correspondiente al poblado de Santiago Anaya perteneciente al Valle de Actopan en el Estado de Hidalgo.	25
Figura 4.	Agostadero ubicado cerca del poblado de Santiago Anaya, donde se colectó el suelo.	27
Figura 5.	Sustitución de la vegetación original por cultivos de alfalfa irrigados con aguas residuales, en el Valle de Actopan, Hidalgo	28
Figura 6.	Maceta de unicel empleada en el diseño experimental.	30
Figura 7.	Cámara de Schollander empleada para determinar el potencial hídrico.	36
Figura 8.	Diagrama de flujo de la metodología para <i>Prosopis laevigata</i> .	39
Figura 9.	Temperatura máxima y mínima registrada en el invernadero durante el periodo de estudio (octubre-abril).	40
Figura 10.	Humedad relativa máxima y mínima registrada en el invernadero durante el periodo de estudio (octubre-abril).	41
Figura 11.	Plántula de <i>Prosopis laevigata</i> de siete días de edad, después de haber emergido.	42
Figura 12.	Altura de las plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> registrada a lo largo del experimento en los cuatro tratamientos.	44
Figura 13.	Diagrama de caja para la altura de <i>Prosopis laevigata</i> , obtenido a partir de una prueba Kruskal-Wallis, ANOVA $p < 0.005$ .	45
Figura 14.	Diámetro de las plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> registrada a lo largo del experimento en los cuatro tratamientos.	45
Figura 15.	Diagrama de caja para el diámetro en plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> , obtenido a partir de una prueba Kruskal-Wallis, ANOVA $p < 0.0007$ .	46
Figura 16.	Diagrama de caja para el número de hojas en plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> , obtenido a partir de una prueba Kruskal-Wallis, ANOVA $p < 0.001$ .	46
Figura 17.	Diagrama de caja para el número de pinnas en plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> , obtenido a partir de una prueba Kruskal-Wallis, ANOVA $p < 0.002$ .	47
Figura 18.	Número de hojas registradas en plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> a lo largo del experimento en los cuatro tratamientos.	47
Figura 19.	Número de pinnas registradas en plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> a lo largo del experimento en los cuatro tratamientos.	48
Figura 20.	Diagrama de caja del potencial hídrico caulinar de plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> obtenido a partir de una prueba Kruskal-Wallis, ANOVA $p < 0.13$ .	50

Figura 21.	Interacción de los cuatro tratamientos para determinar el efecto del potencial hídrico, en plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> .	50
Figura 22.	Porcentaje de colonización en plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> al finalizar el experimento.	51
Figura 23.	Colonización micorrícica observada en <i>Prosopis laevigata</i> . (a). Vesículas y red hifal. (b). Vesículas sin red hifal. (c). Vesículas con red hifal. (d) Posible arbusculo.	53
Figura 24.	Evapotranspiración Real (ETR), acumulada de los cuatro tratamientos en plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> , durante 28 semanas.	55
Figura 25.	Transpiración de los cuatro tratamientos en plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> , durante 28 semanas.	55
Figura 26.	Prueba de t para la evapotranspiración de plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> .	56
Figura 27.	Prueba de t para la transpiración de plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> .	56
Figura 28.	Raíz inoculada en una plántula de <i>Prosopis laevigata</i> al final del experimento.	58
Figura 29.	Biomasa húmeda de <i>Prosopis laevigata</i> obtenida al final del experimento, ANCOVA $p < 0.4$ .	60
Figura 30.	Biomasa seca de <i>Prosopis laevigata</i> obtenida al final del experimento, ANCOVA $p < 0.01$ .	61
Figura 31.	Valores del cociente Raíz-Vástago en <i>Prosopis laevigata</i> , obtenidos al final del experimento.	61
Figura 32.	Prueba de t para el uso eficiente del agua (WUE), para plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> .	62
Figura 33.	Establecimiento de plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> en la semana 3, las cuales estuvieron conformadas al azar en todo el transcurso del experimento.	63
Figura 34.	Supervivencia de plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> , del tratamiento seco y húmedo tomadas al azar al finalizar el experimento (después de 26 semanas).	64
Figura 35.	Unidades experimentales de los tratamientos secos y húmedos que murieron durante el experimento.	65
Figura 36.	Plántulas de mezquite infestadas por hongos patógenos durante el experimento. (a) Semana 16. (b) Semana 17. (c) Semana 19. (d) Semana 22.	66
Figura 37.	Diagrama de flujo conceptual del establecimiento de <i>Prosopis laevigata</i> .	67

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.	Propiedades físicas y químicas del suelo y métodos empleados para determinarlas (Escalante, 1995).	26
Cuadro 2.	Cronograma de riego para las plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> en los diferentes tratamientos hídricos.	32
Cuadro 3.	Propiedades físicas y químicas del suelo artificial empleado para cultivar plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> .	38
Cuadro 4.	Tasa relativa de crecimiento en plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> en los cuatro tratamientos al final de la semana 25.	44
Cuadro 5.	Valores del potencial hídrico obtenidos en unidades de presión, Mega Pascales (MPa), para plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> en los cuatro tratamientos.	49
Cuadro 6.	Promedios de peso húmedo y seco (en gramos) de plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> entre los diferentes tratamientos, así como el cociente biomasa radical/biomasa del vástago y la eficiencia en el uso del agua (WUE) correspondientes.	57
Cuadro 7	Relación de Individuos establecidos y supervivientes en plántulas de <i>Prosopis laevigata</i> .	64

## 1. Resumen

El presente trabajo tiene como finalidad determinar el establecimiento de plántulas de mezquite (*Prosopis laevigata*) inoculadas con Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA), bajo condiciones de sequía. El objetivo general para este proyecto fue: a) Determinar el efecto de los HMA en el establecimiento de *P. laevigata* bajo condiciones de sequía en un invernadero. Los objetivos específicos fueron: a) Evaluar el efecto de los HMA en la altura, diámetro del tallo, número de hojas, número de pinnas y tasa relativa de crecimiento en plántulas de mezquite cultivadas durante seis meses en un invernadero. b) Determinar los siguientes parámetros al término de 6 meses: cociente biomasa radical/biomasa aérea (R/S), biomasa húmeda y biomasa seca, porcentaje de colonización de HMA, potencial hídrico caular ( $\psi$ ), uso eficiente del agua (WUE), evapotranspiración Real y Transpiración en plántulas micorrizadas con respecto a las no micorrizadas al final del periodo de cultivo. La problemática a resolver fue: ¿cuál es el efecto de los HMA en el uso eficiente del agua de plántulas de *P. laevigata*? y ¿cuál es el efecto de la inoculación con HMA sobre su desarrollo y supervivencia? El diseño experimental consistió en un ANOVA de dos factores (riego x micorrización), con dos niveles cada uno: riego húmedo (H) -447 mm de agua- y riego seco (S) -223 mm de agua- y dos niveles de biofertilización: con micorrizas ( $M^+$ ) y sin micorrizas ( $M^-$ ), para conformar cuatro tratamientos (T):  $THM^+$ ,  $THM^-$  y  $TSM^+$ ,  $TSM^-$ , cada uno con 20 repeticiones, mas 5 testigos sin planta en cada tratamiento de riego, para tener un total de 100 macetas en la fase experimental.

Al concluir la fase experimental (después de 6 meses), se encontraron diferencias significativas al aplicar un ANOVA, Kruskal-Wallis, en el diámetro, altura, número de hojas y de pinnas entre los cuatro tratamientos. Respecto al  $\psi$  y WUE, los  $TM^+$  presentaron diferencias significativas respecto a los  $TM^-$ . Para el porcentaje de colonización de raíces por los HMA, se encontraron diferencias significativas entre el  $TSM^+$  y  $THM^+$ ; en cuanto a la biomasa húmeda y seca al aplicar un ANCOVA (análisis de covarianza), no se encontraron diferencias significativas; para la evapotranspiración real acumulada y la transpiración acumulada no se encontraron diferencias entre tratamientos (prueba de t). El cociente (R/S) obtuvo un valor más alto para el  $THM^+$  y el  $TSM^+$  presentó el valor más bajo. Por último, se presentó un mayor porcentaje de establecimiento y supervivencia para los  $TM^+$ . Con esto se concluye que los HMA favorecieron un  $\psi$  y WUE más elevados y promovieron el establecimiento y crecimiento de individuos de *P. laevigata* con mayores posibilidades de supervivencia, a diferencia de plántulas no micorrizadas. Esto lleva a considerar que la simbiosis micorrícica de *Prosopis laevigata* favorece su propagación en condiciones de invernadero, lo cual es útil en programas de reintroducción de la especie y de regeneración de suelos.

## 2. Introducción

Las zonas áridas en el mundo están comprendidas a lo largo de dos cinturones que bordean el trópico de Cáncer y el de Capricornio, entre los 15 y 35° de latitud en los dos hemisferios; su distribución es superior a 64 millones de km<sup>2</sup>, de los cuales 200 millones de km<sup>2</sup> corresponden a la superficie total del planeta (Villa, 1981); el factor limitante en estas zonas es la poca disponibilidad de agua, lo que impone condiciones que determinan la supervivencia de las plantas (Nobel, 1983). En general, los ambientes áridos presentan suelos predominantemente inmaduros (Inseptisoles) y exhiben características relacionadas a los materiales parentales. Tienen poco humus y también pueden ser arenosos con un bajo contenido de arcilla comparado a los suelos de climas más húmedos. Debido a que el agua de precipitación no percola profundamente, las sales solubles tienden a acumularse a una profundidad relativa a la penetración del agua. Las sales pueden entonces acumularse en cantidades suficientes para ser tóxicas a la vegetación, reduciendo aún más la cobertura vegetal. La vegetación presenta una funcionalidad adaptada a la sequía debido a la escasa precipitación y altas temperaturas (Velasco-Molina, 1991).

Las zonas áridas se consideran aquellas áreas cuya precipitación es menor de 350 mm anuales, donde la distribución de lluvias suele ser irregular durante todo el año, con una temperatura media anual que oscila entre los 15 y los 25 °C, cuya cubierta vegetal es menor del 70% del suelo, dominando la vegetación compuesta por especies xerofíticas. Las zonas semiáridas se caracterizan por una precipitación pluvial que varía de los 350 a 600 mm al año, en donde la cubierta vegetal es superior al 70% y la vegetación dominante está formada principalmente por diferentes tipos de matorrales y pastizales naturales (Villa, 1981).

La distribución geográfica mundial de las zonas áridas está dada en cuatro regiones: norte de África, sur de África, Australia y Norteamérica. En México, existe una superficie territorial de 2 millones de km<sup>2</sup>; de ella más del 40 % está ocupado por zonas áridas y semiáridas (Villa, 1981; Velasco y Molina, 1991; INEGI, 1999). Estas zonas están ubicadas en los estados de Baja California, Baja California Sur, Durango, Coahuila, Chihuahua, Nuevo León, San Luis Potosí, Sonora, Zacatecas, Tamaulipas, Hidalgo, Oaxaca, Puebla y Querétaro (García y Monroy, comunicación oral), donde los matorrales xerófitos son los tipos de vegetación más extendida (Rzedowski, 1988). Lo anterior

favorece que México se considere un país megadiverso, ya que en las zonas áridas y semiáridas se concentran unas 6000 especies de plantas, de cuales más del 40% son endémicas (Maldonado, 1993).

En la denominación de matorral xerófilo se incluye toda la vegetación arbustiva correspondiente a regiones de clima seco, aunque existe una amplia gama de variantes en función de las condiciones, de temperatura, cantidad de lluvia y condiciones del suelo. La vegetación que tiene una altura de entre uno y cuatro metros, está representada por una notable diversidad de plantas, entre las cuales destacan diferentes grupos de cactáceas, magueyes y tipos similares como *Agave lechuguilla* (lechuguilla), *Yuca* spp. (izotes) y otros vegetales característicos de los ambiente áridos, como *Larrea tridentata* (gobernadora) (Nieto, 1983; Rzedowski y Equihua, 1987).

Asimismo, en la categoría de bosque espinoso se agrupa a un conjunto de bosques que está caracterizado por la poca altura y el hecho de que gran parte lo constituyen árboles espinosos. Este tipo de bosque tiene frecuentemente de 4 a 15 m de altura, la densidad del arbolado es variable, lo mismo que el grado de pérdida de hojas durante la época de sequía. Entre las numerosas plantas espinosas con cierta frecuencia se presentan también cactáceas candelabroiformes. A menudo este tipo de comunidades ocupan terrenos poco inclinados con suelo profundo y en virtud de que tales terrenos son los más usados para labores agrícolas y ganaderas, lo que queda en pie del bosque espinoso, de hecho es una escasa fracción del área que originalmente cubría (Rzedowski y Equihua, 1987).

No obstante esta biodiversidad existente en las zonas semiáridas se ve envuelta en serios problemas de conservación (Valiente-Banuet, 1996), entre los que destaca principalmente las actividades humanas como el sobrepastoreo y la deforestación que han originado la degradación, erosión y pérdida de la productividad de los suelos (Perry; 1979), que se puede medir a través de la baja productividad vegetal y por alteraciones en la biomasa como la presencia de plagas (Bainbridge, 1990). Un factor que pueden aunarse es, recientemente, un aumento de una polarización del clima: más caliente en verano y también más frío en invierno; más seco y con más intensas lluvias en la época húmeda a nivel global, lo cual ha prolongado el periodo de sequía manteniendo las altas temperaturas por más tiempo, lo que origina un estrés hídrico y de temperatura, que a su

vez afecta severamente a las plantas ocasionando algunos cambios bioquímicos en su metabolismo, teniendo una menor probabilidad de aclimatación, lo que en ocasiones culmina en la muerte (Maynard y Orcutt, 1987).

Actualmente existen severos problemas de deterioro ecológico lo que ha ocasionado una menor productividad del suelo y ha deteriorando la calidad de vida para sus habitantes. La situación presente en el municipio de Santiago Anaya, Estado de Hidalgo, Valle del Mezquital no difiere de lo anterior (García y Monroy, comunicación oral). Para revertir estos daños ocasionados en lo que alguna vez fue una zona con abundante vegetación en el municipio de Santiago de Anaya, debe implementarse la restauración ecológica, la cual pretende evitar los procesos de deterioro del suelo por medio del establecimiento de una nueva cubierta vegetal (Vázquez-Yañes y Batis, 1996), a través de esta herramienta se pueden inducir los procesos naturales del desarrollo vegetal para dar origen a una nueva comunidad vegetal, de manera que permita frenar la erosión de los ecosistemas, retener el suelo y seguir asegurando así el crecimiento de más vegetación original, para lograr rehabilitarlo con una composición florística similar al ecosistema presente antes de la perturbación, mediante la reconstrucción de la diversidad vegetal preexistente. Sin embargo, las limitaciones para la restauración ecológica de zonas áridas y semiáridas están dadas por el clima, siendo el factor más importante la escasez y la variabilidad en la precipitación (Maldonado, 1981; Allen, 1999).

Un criterio fundamental para la conservación de los suelos es mantener su productividad potencial, lo cual se logra utilizando un paquete de estrategias mecánicas y biológicas; entre éstas últimas, se utiliza la vegetación y la biota edáfica, por ejemplo el favorecimiento de la microbiota edáfica de hongos micorrícicos y bacterias nitrificantes entre otras (Montaño y Monroy, 2000). Para encontrar una apropiada introducción de cubierta vegetal se debe de tomar en cuenta la relación con simbiontes del suelo, además de la selección de microsítios en suelos apropiados para permitir un rápido crecimiento de las raíces y así su establecimiento (Bainbridge, 1990); el uso de especies (herbáceas y leñosas) nativas en las zonas deterioradas, permite recuperar la fertilidad del suelo, favorecer la formación de microclimas y restaurar los ciclos hidrológicos semejantes a los originales, para así, lograr el reestablecimiento de la flora y la fauna nativa (Vázquez-Yañes y Batis, 1996; Armella y Yáñez, 1997).

Respecto a la planta anteriormente dominante en el Valle del Mezquital, es conveniente resaltar que el mezquite es una leguminosa que tiende a desarrollar islas de recursos, fungir como una nodriza y proveer protección a otras especies de plantas, la cual resulta muy valiosa como herramienta de restauración ecológica. Esta especie se puede encontrar en riveras, planicies, colinas, y menudo en suelos profundos. En matorral se encuentra junto a *Fouqueiria*, *Opuntia*, *Juniperus*, donde los terrenos son pedregosos y el suelo es de color café claro, con 20° de pendiente. En matorral espinoso a veces se encuentra en asociación con cactáceas y leguminosas (Piña, 1983). Este árbol leñoso tiene un papel importante en las comunidades vegetales, dada su capacidad de retener el suelo, de aportar materia orgánica, mantener en la rizósfera una diversidad de organismos microbianos, como las bacterias fijadoras de nitrógeno y la capacidad de formar un microambiente bajo su dosel para el establecimiento de otras especies vegetales. Estas consideraciones, llevan a determinar que es importante que esta especie vegetal sea evaluada experimentalmente respecto a su tolerancia a la sequía, en su estadio de plántula, asociada con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), en condiciones de invernadero, con el fin de obtener información sobre su respuesta funcional frente al estrés hídrico, ya que si presenta un alto porcentaje de establecimiento, será más fácil utilizarla para proponer estrategias para regenerar la vegetación de las zonas semiáridas.



### **3. Marco Teórico**

#### **3.1. Micorrizas.**

Etimológicamente la palabra micorriza proviene del griego (myces= hongo y rhiza= raíz) que representa a la asociación 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 puede estar presente en la mayoría de los hábitats naturales. Las micorrizas son tan antiguas como las propias plantas y se conoce su existencia desde hace más de cien años; actualmente se estima que aproximadamente el 95% de las especies vegetales conocidas establecen de forma natural y constante este tipo de simbiosis con hongos del suelo. El mutualismo supone una relación beneficiosa para los dos organismos implicados, y 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, que extrae del suelo por medio de su red externa de hifas, mientras que la planta suministra al hongo sustratos energéticos y carbohidratos que elabora a través de la fotosíntesis. Existen siete tipos de micorrizas que se han clasificado, siguiendo criterios estructurales, funcionales y taxonómicos, en: Ectomicorrizas, Endomicorrizas o Micorrizas Arbusculares (MA), Ectendomicorrizas, Arbutoides, Monotropoides, Ericoides y Orquidioides (Azcón y Barea, 1980). En cuanto a las estructuras formadas, al tipo de colonización y a la cantidad de especies vegetales y fúngicas implicadas, se puede decir que las micorrizas arbusculares son las de mayor importancia y las que más ampliamente se encuentran distribuidas (tanto a nivel geográfico como dentro del Reino Vegetal. Este tipo de micorriza se encuentra en condiciones naturales en la mayoría de los cultivos tropicales y subtropicales de interés agronómico y está presente en la mayoría de las Angiospermas. La asociación simbiótica de HMA se forma en la mayoría de especies perennes leñosas, incluyendo varias gimnospermas (Harley y Smith, 1984). Los hongos formadores de micorrizas arbusculares pertenecen al orden Glomales y se caracterizan porque producen, a lo largo de su ciclo de vida, unas estructuras conocidas como arbuscúlos (en todos los casos) y vesículas (en la mayoría de ellos). Las vesículas son estructuras globosas e irregulares que actúan como órganos de reserva de lípidos. Los arbuscúlos son las estructuras responsables de la

transferencia bidireccional de nutrimentos entre los simbioses, realizada en la interfase planta-hongo (Guadarrama y Alvarez-Sánchez, 1999).

### 3.1.1. Clasificación

Los diferentes tipos de micorrizas que colonizan a la vegetación en un gradiente de zona climática pueden ser clasificadas de acuerdo a su estructura y función. El objetivo de esta clasificación es presentar un panorama de esta biodiversidad para evaluar su función y su posible manejo en los ecosistemas.

La clasificación micorrícica es la siguiente de acuerdo a las páginas de Internet (2) y (3), citadas al final de la bibliografía:

--Ectomicorrizas. Se caracterizan por la presencia de hifas entre las células corticales de la raíz produciendo una red llamada Hartig. Muchas ectomicorrizas (EM) presentan un manto el cual incrementa la superficie de área en la absorción de nutrimentos y el cual afecta la morfología de la raíz produciendo una bifurcación y ramificándola. Contiguo al manto se encuentran las hifas en forma de hebra, las cuales se extienden dentro del suelo. Los rizomorfos son estructuras en forma de tubo que pueden observarse agregadas a las hifas en forma de hebra y están especializadas en el transporte de nutrientes y agua. Las plantas hospederas de las EM pertenecen a las familias Pinaceae, Fagaceae, Betulaceae y Myrtaceae. Cerca de 4000 especies pertenecen a Basidiomicotina y en menor número a Ascomicotina, conocidas por formar EM

--Ericaceous. El término ericaceous es aplicado a las asociaciones encontradas en las plantas del orden Ericales, la hifa en la raíz puede penetrar células corticales sin llegar a formar arbusculos. Tres formas de micorrizas ericaceous han sido descritas:

(i) Ericoide. Células de corteza interna que pueden compactarse con la hifa del hongo, la hifa crece sobre la superficie de la raíz pero sin formar un verdadero manto. Las micorrizas ericoideas colonizan a las *Calluna* (brezo), *Rhododendron* (azaleas) y *Vaccinium* (zarzamora), las cuales poseen un sistema radical muy fino y crecen en suelos ácidos. Los hongos formadores de esta asociación son los Ascomicetos del género *Hymenoscyphus*.

(ii) Arbutoide. Característica de EM y endomicorrizas se encuentra intracelularmente, la penetración puede formar un manto y una red de Hartig. Colonizan *Arbutus* (e.g. madrona Pacífico), *Arctostaphylos* (e.g. mora) y numerosas especies de *Pyrolaceae*. Los hongos formadores de esta asociación son Basidiomicetes y pueden estar presentes como colonizadores en árboles hospederos de las EM.

(iii) Monotropoide. El hongo *Achlorophyllous* (sin clorofila) coloniza plantas Monotropaceae, produciendo la red Hartig y el manto. El mismo hongo también forma asociaciones EM con árboles, formando un eslabón donde el carbón y otros nutrientes pueden fluir de la planta hospedera autótrofa al heterotrófico (planta parasitaria).

--Orchidaceous. Hongos micorrícicos que tienen un papel único en el ciclo de vida de las plantas Orchidaceae. Las orquídeas al germinar contienen una pequeña reserva de nutrientes. La planta al ser colonizada después de un breve periodo a la germinación el hongo micorrícico sufre el carbón y los nutrientes al desarrollarse la plántula. En las especies de *Achlorophyllous*, la planta depende de la simbiosis para suplir el carbono en todo el ciclo de vida. El hongo crece en la célula de la planta invaginándose en la membrana de la célula, formando una hifa en forma de rollo la cual es activa por unos cuantos días para después perder turgor y degenerar donde los nutrientes contenidos son absorbidos para el desarrollo de la orquídea. Los hongos que forman esta simbiosis son los Basidiomicetes.

--Endomicorrizas. El grupo más importante y mayormente distribuido lo representan las llamadas micorrizas arbusculares (MA). Pertenecientes a un orden Glomaceae que contiene cerca de 150 especies (Redecker, 2000) dentro de los géneros *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Scutellospora*, *Archaeospora* y *Paraglomus*, divididos en 5 familias (Glomaceae, Acaulosporaceae, Gigasporaceae, Archaeosporaceae y Paraglomaceae) de acuerdo al INVAM (International Culture Collection of VA Mycorrhizal Fungi) (Morton, 2001) (Figura 1).

Los arbusculos son estructuras intrincadas y ramificadas del hongo que se forman en el interior de las células corticales del hospedero las cuales generalmente se forman y degeneran en 2 semanas, responsables de la transferencia bidireccional de nutrientes (carbono, agua y minerales) entre los simbiosites, realizada en la interfase planta-hongo producida a este nivel (Guadarrama y Alvarez-Sánchez, 1999).

Las vesículas son estructuras intracelulares globosas, elípticas o irregulares, formadas por un hinchamiento de la hifa entre y dentro de las células corticales, que actúan como órganos de reserva de lípidos; no todos los HMA pueden formar vesículas. (Guadarrama y Alvarez-Sánchez, 1999).

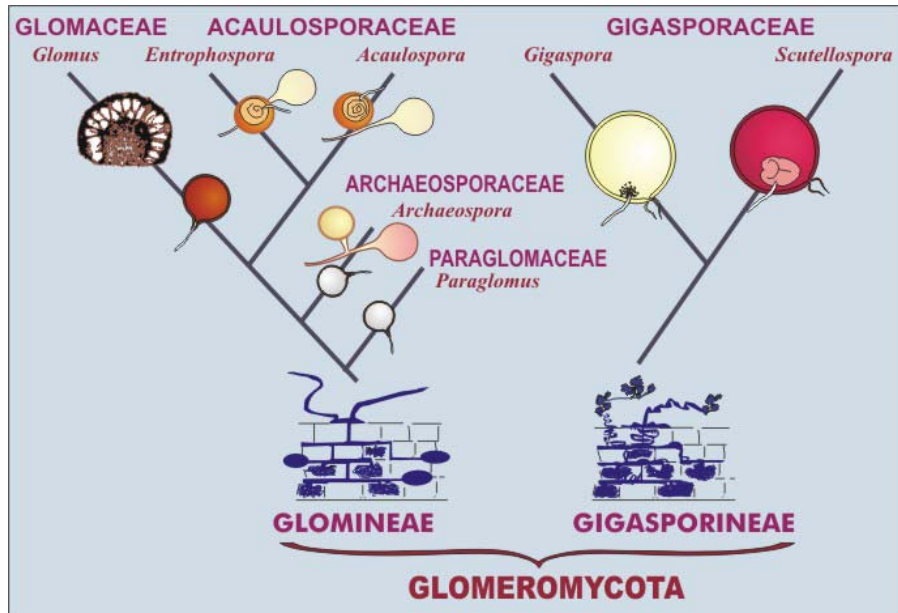


Figura 1. Clasificación del INVAM para la División Glomerycota; se puede apreciar el Orden Glomales (Glomaceae), donde están contenidas las MA.

### 3.2. Islas de recursos

La fragmentación del hábitat propicia la presencia de conglomerados de vegetación muchas veces asociadas a plantas comúnmente conocidas como nodrizas, ellas llegan a mejorar o mantener las condiciones de fertilidad del suelo con respecto al suelo sin vegetación, a grado tal que forman las llamadas “islas de fertilidad”, definidas por primera vez como porciones de suelo donde se acumula materia orgánica y nutrientes (Mckell *et al.*, 1989; Montaña, 2000).

Las “islas de fertilidad” en un término más preciso hacen referencia a las porciones fértiles de suelo en un mar de suelo menos fértil. Las islas de fertilidad son formadas por el efecto

del dosel principalmente de las leguminosas, pero también pueden originarse en otras familias, y están definidas espacialmente por el efecto de dosel de la especie que la forma. Entre las especies que pueden formar islas fértiles de suelo, se encuentran a las leguminosas arbustivas como *Prosopis laevigata*, *Prosopis glandulosa*, *Acacia gregii*, *Mimosa buncifera* y algunas otras especies que favorecen al componente herbáceo del ecosistema, condiciones nutrimentales, microambientales y microbiológicas claves en la sucesión ecológica (Cruz *et al.*, 1997; Montaña, 2000). Actualmente también se usa el término más general de “islas de recursos”.

### **3.3. Establecimiento de plántulas de mezquite**

El establecimiento suele ser definido como aquellas plántulas que al germinar no dependen de sus hojas cotiledonares donde están contenidas sus reservas y que son capaces por sí mismas de fotosintetizar compuestos orgánicos. En condiciones naturales, existen interacciones entre varios factores los cuales regulan el establecimiento y sobrevivencia de las plántulas (Hass *et al.*, 1973). A pesar de las adaptaciones de dispersión y germinación que han desplegado las plantas de las zonas áridas, estudios realizados por Andalgalá y Bell (1960) demuestran que el establecimiento de plántulas de *Prosopis* es un evento raro bajo condiciones naturales (Hass *et al.*, 1973). En estudios publicados por Hass, se reporta una alta mortandad en plántulas de mezquite en Texas. Estudios comparativos hechos por Glendening y Paulsen (1955), mostraron que bajo condiciones naturales la germinación y el establecimiento de *Prosopis* fue alta en áreas libres de competencia con especies de pastos (Hass *et al.*, 1973). Para *P. velutina* la germinación y supervivencia de semillas y plántulas en los “parches de vegetación” (pequeñas áreas aisladas de vegetación) fue probablemente alta en el rango experimental, pero lo cual no sucede en condiciones naturales (Mooney *et al.*, 1977). Otros estudios sugieren que existen otros factores ambientales que desempeñan un papel de suma importancia: como la temperatura del suelo que en condiciones óptimas de humedad y a una temperatura de 36°C, es favorable para las plántulas de mezquite al noroeste de Texas, además de estar correlacionada con la estacionalidad en la cual se propaga las semillas, debido a que en ciertas estaciones del año la temperatura del suelo es muy baja en las zonas de propagación, disminuyendo el porcentaje de emergencia en semillas de mezquite.

### **3.4. Estrés hídrico**

El estrés hídrico, puede definirse en la ausencia de hidratación de los tejidos vegetales, mediante un potencial hídrico lo bastante negativo como para dañar la planta y amenazar su supervivencia (Hopkins, 1995; Salisbury-Ross, 2000). Se sabe que el potencial hídrico de reserva en el subsuelo es vital para *Prosopis*, ya que ésta es una especie freofita; así su potencial hídrico foliar es relativamente alto en comparación con otros arbustos que se encuentran en las zonas áridas y semiáridas (Mooney *et al.*, 1977). La disponibilidad de agua para individuos de *Prosopis* depende de la cantidad que esté presente en el suelo (agua capilar), la cual es absorbida por las raíces aunque parte de ésta puede perderse por evaporación directa a la atmósfera. Si no hay nuevos aportes de agua, el suelo se irá secando con el transcurso de los días, originando un estrés hídrico en la planta que puede entenderse desde el sentido biológico, donde será perjudicial todo aquello que ponga en peligro la supervivencia de la planta, la comunidad vegetal o su descendencia a la siguiente generación.

Cuando la planta ya no pueda absorber agua al (término del máximo estrés hídrico) y muestre signos de marchitamiento, se dice que ese suelo está en su Punto de Marchitamiento Permanente (PMP), ocasionando flacidez de los tejidos, las hojas tienen un matiz de arrugadas, sufren de una eventual clorosis y en algunos casos ocasiona la muerte (Garcidueñas, 1993).

### **3.5. Tolerancia a la sequía**

La tolerancia a la sequía o letargo por sequía se refiere a la capacidad de una planta para soportar la deshidratación sin secarse. Las plantas que la poseen frecuentemente pierden sus hojas durante los periodos de sequía y entran en un profundo letargo. La mayor parte de la deshidratación se debe a la transpiración a través de la superficie de las hojas de manera que deshaciéndose de éstas, se conserva el agua en los tallos. Algunas plantas que normalmente no pierden sus hojas poseen revestimientos resinosos que retardan la deshidratación. Los arbustos y árboles que son tolerantes a la sequía poseen raíces mucho más extensas que los de plantas en climas más húmedos, cubriendo un área hasta del doble del diámetro del alcance de las ramas. Con respecto al mezquite éstos

tienden a explotar el suelo a una mayor profundidad que las raíces de las suculentas, a veces extendiéndose a profundidades extremas. La mayoría de las raíces laterales de los mezquites, sin embargo, se hallan a menos de un metro de la superficie lo cual asegura un importante suministro de agua, especialmente de lluvia para tolerar la época de estiaje (Chalmers *et al.*, 1983; Guzmán-Plazola y Ferrera Cerrato, 1990; Rubio *et al.*, 1997; Augé, 2001).

### **3.6.1. Efecto de los HMA sobre el crecimiento de las plantas**

El efecto más importante que producen las MA en las plantas es un incremento en la absorción de nutrientes minerales del suelo, lo que normalmente se traduce en un mayor crecimiento y desarrollo de las mismas. La expansión del micelio externo del hongo por el suelo rizosférico es la causa principal de este efecto, permitiendo la captación de nutrientes más allá de la zona de agotamiento que se crea alrededor de las raíces, por la propia absorción de la planta (Reyes–Quintanar, 2000). El papel de la simbiosis es fundamental en la captación de elementos minerales de lenta difusión en los suelos, como los fosfatos solubles, el Zn y el Cu y la absorción de N la cual se favorece con la micorrización (Azcón y Barea, 1980; Marschner, 1990). Otros elementos, como el K y el Mg, se encuentran a menudo en concentraciones más altas en las plantas micorrizadas (Sieverding, 1991). La absorción del Ca es estimulada también con la simbiosis MA. Por lo que respecta a los microelementos Zn, Cu y Bo, éstos son activamente absorbidos por las hifas del hongo y transportados hasta el hospedador. También se han reportado otros efectos producidos por los MA, entre los que destaca un aumento de la resistencia de la planta al estrés hídrico y a la salinidad, un aumento en la resistencia y/o tolerancia a determinados patógenos del suelo y un incremento de la supervivencia al trasplante.

### **3.6.2. Efecto de los HMA sobre la eficiencia en el uso del agua**

En las plantas micorrizadas se produce un aumento del contenido de agua. Los hongos con su micelio externo ocupan una superficie de suelo que llega a ser 100 veces el de las raíces, mejorando notablemente la cantidad de agua que se pone a disposición de las

plantas, debido a un aumento de la conductividad hidráulica de la planta o a una disminución de la resistencia al flujo de agua a través de ella. También puede ser debido a una mayor absorción a través de la extensa red de hifas externas del hongo MA, extendidas más allá de la zona a la cual tiene acceso directo el sistema radical (George *et al.*, 1992).

La pérdida de agua puede ser potencialmente dañina para el crecimiento y desarrollo de las plantas en regiones áridas (Maynad, 1987), por lo que muchas especies han desarrollado un mecanismo para la fijación de bióxido de carbono, que permita un uso eficiente del agua. Un parámetro usado para mostrar el total del CO<sub>2</sub> fijado (beneficio) por unidad de agua perdida (costo), es el uso eficiente del agua (WUE), el cual puede definirse como la suma de dos medidas cuantitativas: presión hidrostática y presión osmótica (Bierhuizen, 1976; Hopkins, 1995), donde el agua siempre se mueve de una región de alto potencial hídrico a una región de menor potencial hídrico.

Una unidad conveniente para el WUE, en base a la fitomasa y comúnmente usada es: g de biomasa/Kg<sup>-1</sup> de agua de lluvia o irrigada. Una cantidad relacionada es el radio de transpiración, el cual es el recíproco del uso eficiente del agua y representa la pérdida de moléculas de agua por cada CO<sub>2</sub> fijado (Nobel, 1983).

Por otro lado, la asimilación de CO<sub>2</sub> está inevitablemente asociada con la pérdida de agua a la atmósfera a través de los estomas abiertos, sin embargo, éste no es un simple cambio de una molécula de CO<sub>2</sub> por una molécula de agua; ya que el gradiente hídrico que conduce el agua fuera de la hoja es mayor que el flujo de CO<sub>2</sub> hacia el interior, donde la suma de agua transpirada es más grande que la suma de CO<sub>2</sub> fijado (Fitter y Hay, 1989).

### **3.6.3. Aplicación de los HMA en la agricultura**

La dependencia de la micorrización es el grado hasta el cual una planta depende de la condición de estar micorrizada para obtener un crecimiento óptimo a un determinado nivel de fertilidad del suelo. Se han realizado numerosos estudios, que demuestran que la inoculación artificial con HMA a especies de interés agrícola, incrementa la nutrición y el crecimiento de la planta, y le permite a su vez superar situaciones de estrés biótico y



abiótico. Los efectos benéficos de la introducción artificial de inóculo micorrícico resultan más evidentes en suelos donde las poblaciones de hongos MA nativos no existen, o han sido eliminadas por empleo de prácticas agrícolas desfavorables para su desarrollo como la fumigación del suelo y el cultivo intensivo. La micorrización temprana de las plantas puede ser importante en situaciones en que la cantidad de inóculo MA en el suelo agrícola sea muy baja o por la existencia de un cultivo anterior no hospedador y/o donde las poblaciones autóctonas no sean lo suficientemente agresivas y eficaces. Se ha demostrado un efecto beneficioso de la inoculación temprana para la mayoría de los cultivos hortícolas y para los cítricos. Los beneficios económicos se derivan de una mayor y más uniforme producción, una mayor rapidez de crecimiento y entrada en producción de las plantas, una mejor calidad de la cosecha y un ahorro en fertilizantes, riego y productos fitosanitarios.

Sin embargo el uso de pesticidas en el control de plagas disminuye la presencia de los HMA en los cultivos (Miller y McGoingle, 1992; Hernández, 2001).

### **3.7. Interacciones entre las micorrizas y la microbiota del suelo.**

Hay otros aspectos relacionados con (HMA) y su aplicación. La existencia de estos hongos en el suelo hace que se produzcan una serie de interacciones con otros microorganismos que viven también en ese hábitat. La micorrizósfera es la rizósfera de una planta micorrizada, y es en ella donde se producen las interacciones que se pueden resumir como: interacciones con microorganismos beneficiosos asociados a funciones específicas e interacciones con patógenos (Grant y Long, 1989). Entre los microorganismos benéficos podemos citar a las bacterias promotoras del crecimiento vegetal, a las bacterias fijadoras de nitrógeno (tanto libres como simbiotes), a los actinomicetos y a algunos hongos saprófitos que actúan como antagonistas de patógenos del suelo y que pueden ser empleados para el control biológico. En muchos casos las interacciones establecidas son de tipo positivo, llegándose a registrar un efecto de sinergismo, donde la presencia de la MA y de otros microorganismos produce un incremento del crecimiento, vigor y protección de la planta. Se han propuesto una serie de mecanismos a través de los cuales ocurre la interacción entre micorrizas y patógenos, ya que no se ha demostrado nunca que los hongos MA actúen directamente sobre éstos, ya sea por antagonismo, antibiosis, o por depredación, sino que su efecto es indirecto. Los

mecanismos de protección son los siguientes (Azcón y Barea, 1980; Azcón y Barea, 1996):

- a) Cambios en la nutrición de la planta hospedera.
- b) Alteraciones en la exudación radical. Un mejor estado nutricional de la planta puede variar sus exudados y alterar así las poblaciones de microorganismos.

### **3.8. Micorrizas en zonas áridas y semiáridas.**

En zonas áridas y semiáridas, las plantas están sometidas a condiciones de estrés: muchos de sus suelos presentan epipedones ócricos porque su superficie es masiva y dura o muy dura cuando se mojan. Forman costras que reducen la velocidad de filtración del agua, decreciendo con ello la disponibilidad de nutrimentos que son absorbidos en solución por las plantas, principalmente elementos de baja movilidad como el fósforo, que disminuyen su disponibilidad cuando el potencial hídrico del suelo decrece o por formar compuestos con el calcio, que es muy abundante en los suelos de estas zonas. Para enfrentar esto las plantas han desarrollado una variedad de adaptaciones fisiológicas y morfológicas, entre las cuales es la formación de micorrizas (Gupta y Kumar, 2000).

#### 4. Clasificación del Mezquite

*Prosopis laevigata* (Willd.) M. C. Johnst.

Según Rzedowski y Rzedowski de (2001) y Zomlefer (2001), *Prosopis laevigata* se clasifica de la siguiente manera:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta.

Clase: Magnoliopsida

Subclase: Magnoliidae

Superorden: Rutanae

Orden: Fabales

Familia: Leguminosae

Subfamilia: Mimosoideae

Género: *Prosopis*

Especie: *Prosopis laevigata*. (Willd.) M. C. Johnst.

**SINONIMIA:** *Acacia laevigata* Humb. et Bonpl. ex Wild.

*Prosopis dulcis* Kunth

*Algarobia dulcis* (Kunth) Benth.

*Mimosa rotundata* Sessé et Moc.

*Neltuma laevigata* (Willd.) Britton et Rose (Quattrocchi,2000)

*Prosopis laevigata* es conocida comúnmente con el nombre de mezquite (Figura 2), (Rzedowski, 1988).



(5)

Figura 2. Árbol de *Prosopis laevigata* (mezquite).

#### 4.1. Descripción General

Familia Leguminosae.

Árboles, arbustos o hierbas provistos de espinas o inermes; hojas generalmente alternas, estipuladas, pecioladas o sésiles, pinnadas o bipinnadas o digitado-compuestas, algunas raíces presentan nódulos bacterianos para la fijación del nitrógeno (Zomlefer, 2001). Esta familia está ampliamente representada en diversas regiones del Globo Terrestre por cerca de 500 géneros y alrededor de 17 000 especies; comprenden gran número de plantas útiles, especialmente en lo que se refiere a la alimentación y a las maderas (Rzedowski y Rzedowski , 2001).

Género *Prosopis*.

Este género perteneciente a la subfamilia Mimosoideae cuenta con 45 especies. la mayoría se puede encontrar en dos regiones de América (argentino-paraguayo-chilena y la méxico-texana), en nuestro país existen 10 especies de este género. Forman comunidades de composición simple y de amplia distribución geográfica y ecológica, (0-2500 m.s.n.m.) donde son el estrato arbóreo dominante de las zonas áridas y semiáridas del país, constituyendo un elemento importante del paisaje (Romahn, 1992).

### *Prosopis laevigata*

Comúnmente conocido como el mezquite, típico de la región centro y sur del país (Altiplanicie, depresión del Balsas y planicie costera nororiental), crece en climas semi-húmedos, en altitudes de 2250 a 2400 en matorrales xerófilos (Rzedowski, 1988; Rzedowski y Rzedowski, 2001).

En el país se le puede encontrar en los estados de Durango, Zacatecas, Aguascalientes, Guanajuato, San Luis Potosí, Jalisco, Michoacán, Guerrero, Morelos, Querétaro, Puebla, Hidalgo y de Tamaulipas a Oaxaca. (Mc Vaugh, 1987; Rzedowski y Rzedowski, 2001).

El mezquite es usualmente un árbol o arbusto de 5 a 12 m de altura, tronco de 50 cm a 1m de diámetro, corteza gruesa de color café-negruzco, follaje escasamente pubescente; espinas de 0.3-4 cm de largo, gruesas, divergentes; pinnas 1 ó 3 pares; foliolos de 1-2 mm de ancho, lineares; flores dispuestas en espigas 3-9 cm de largo; corola de 2.5-4 mm de largo; fruto comprimido o turgente, más o menos constreñido entre las semillas, estipitado, de 5 a 10 mm, de color blanco-amarillento (Villanueva, 1983; Rzedowski y Rzedowski, 2001).

### Hábitat

Se encuentra en riveras, planicies, colinas, a menudo en suelos profundos, orillas de camino y bordes de terrenos cultivados, en bosque espinoso, a veces codominando con *Cercidium*, en tierras de pastura perturbadas alrededor de lagos interiores con *Pithecellobium dulce*, *Opuntia* y *Lemaireocereus*, colinas con maleza y depresiones en pastizales. En matorral de *Fouquieria*, *Opuntia*, *Juniperus*, *Pinus cembroides*, en terrenos pedregosos y también en suelos con pendiente. En asociación de cactáceas y leguminosas (Gispert, 2000).

### Usos del mezquite

En el rubro medicinal se utilizan las hojas y la goma para aliviar infecciones en los ojos. Las hojas, la corteza y la goma en purgantes y para tratar enfermedades estomacales y la diarrea. La goma, en infusiones calientes, es usada para aliviar dolores de garganta y remedio de problemas respiratorios, también elimina ácaros untándose la goma. La raíz se usa en el tratamiento de hernias umbilicales (Sullivan, 1999).

De los exudados se obtiene la goma de mezquite que se emplea extensivamente en México y Estados Unidos, en las pequeñas industrias, fabricando principalmente comestibles y golosinas. Los estudios indican que las características funcionales de la goma del mezquite son iguales o mejores que las de la goma arábica, para poderla utilizar como aditivo alimenticio en su lugar (Gómez *et al.*, 1970).

El fruto del mezquite tiene importancia como planta forrajera. Cualquier tipo de ganado lo aprovecha, sin embargo se reporta que éste tiene singular importancia como forraje para el ganado lechero; por la gran cantidad de azúcares que contiene tanto en vaina como en molido (Gómez *et al.*, 1970).

## 5. Justificación Científica

Esta investigación se lleva a cabo por la escasa información científica que se tiene acerca de *P. laevigata* y de su asociación micorrícica, a fin de determinar si la simbiosis facilita a la planta a tener mayor tolerancia a la sequía.

La facultad de *P. laevigata* de fungir como planta nodriza en condiciones naturales, permite prever que esta especie es útil para emplearla en programas de restauración ecológica de matorrales semiáridos que han sido sobre-explotados, debido a que favorece la retención del suelo, forma “islas de recursos” y ofrece alternativas de actividades económicamente remunerables, por el valor de uso de sus diferentes componentes (follaje, flores, frutos, tronco). Por ello esta especie de valor ecológico y económico, requiere de un mayor conocimiento en aspectos como establecimiento, tolerancia a la sequía, WUE, potencial hídrico caulinar, entre otros.

## 6. Problemática

En la zona semiárida del municipio de Santiago Anaya, el principal factor limitante es el agua (dado por la escasa precipitación pluvial anual), caracterizando un prolongado periodo de sequía (6-8 meses), por lo cual los HMA son de gran importancia para las plantas al aumentar la captación de agua del suelo y permitir que incremente sus probabilidades de supervivencia en condiciones de sequía.

Así la problemática a resolver en el trabajo es la siguiente:

1. ¿Cuál es el porcentaje de establecimiento y supervivencia, en invernadero de plántulas micorrizadas de *P. laevigata*?
2. ¿Cuál es el efecto de los HMA sobre el uso eficiente del agua (WUE) de plántulas de *P. laevigata*?
3. ¿Cuál es el efecto de la inoculación con HMA sobre el desarrollo vegetal de plántulas de *P. laevigata* con base a la altura, número de pinnas, diámetro del tallo y tasa de crecimiento en condiciones de invernadero?
4. ¿La inoculación con HMA influye en el cociente biomasa radical/biomasa aérea, en plantas de *P. laevigata* después de 6 meses de cultivo?



## **7. Hipótesis**

La aplicación de un inóculo de HMA en macetas con plántulas de *P. laevigata*, desarrollan la simbiosis planta-HMA, lo cual facilita una mayor captación de agua y nutrimentos, con lo cual se espera una mayor tolerancia al estrés hídrico en las plántulas, mejor desarrollo (tasa de crecimiento), así como un alto porcentaje de supervivencia en plántulas micorrizadas respecto a las no micorrizadas en condiciones de sequía.

## 8. Objetivos

### Objetivo General

a) Determinar el efecto de los HMA en el establecimiento de *P. laevigata* bajo condiciones de sequía en un invernadero.

### Objetivos Específicos

Para plántulas de mezquite cultivadas durante seis meses en un invernadero:

a) Evaluar el efecto de los HMA en la altura, diámetro del tallo, número de hojas, número de pinnas y tasa relativa de crecimiento.

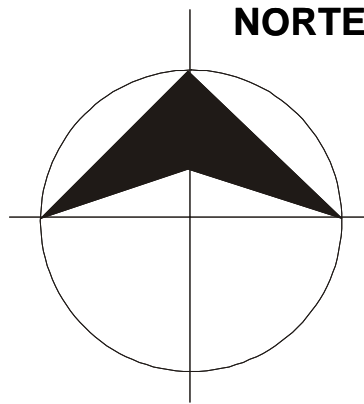
b) Determinar los siguientes parámetros al término de 6 meses: cociente biomasa radical/biomasa aérea, biomasa húmeda y biomasa seca, porcentaje de colonización de HMA, potencial hídrico caulinar, uso eficiente del agua (WUE), evapotranspiración real y transpiración en plántulas micorrizadas con respecto a las no micorrizadas al final del periodo de cultivo.

## 9. Material y Métodos

### 9.1. Zona de procedencia del material biológico.

La zona de estudio se localiza en una zona semiárida perteneciente al municipio de Santiago Anaya en el Estado de Hidalgo. El municipio se localiza en los paralelos 20° 21' y 20°25' latitud norte y los meridianos 98°54' y 98° 11' longitud oeste, a una altitud de 2059 msnm, en la parte más alta del Valle de Actopan, el cual forma parte del Valle del Mezquital. Limita al norte con los Municipios de Cardonal, Ixmiquilpan y Meztlán; al sur con San Salvador y Actopan; al oeste con Chilcuatla, Ixmiquilpan y San Salvador; al este con la Sierra de Actopan (Figura 3).

Los tipos de clima en la clasificación de Köpen, modificados por García (1978), son  $BS_1K(w'') w(i')g$  y  $Bs_0K (w'')w(i')g$  semiáridos templados con régimen de lluvias en verano con un periodo de sequía intraestival, un régimen de temperaturas con poca oscilación y una temperatura mensual máxima en primavera. Ambos climas tiene temperatura media anual entre 16°-20° y 550 mm de precipitación media anual, concentrada en los meses de junio a septiembre, seguida por un periodo de sequía de 6-8 meses (García y Monroy, Comunicación oral). Las propiedades físicas y químicas del suelo de la zona de estudio aparecen en el cuadro 1.



### ESCALA GRÁFICA



Figura 3.- Escala Gráfica. Ubicación geográfica de la zona de procedencia del material biológico, en los alrededores del poblado de Santiago de Anaya, en el Valle de Actopan, Estado de Hidalgo.

Cuadro 1. Propiedades físicas y químicas del suelo y métodos empleados para determinarlas (Escalante, 1995).

Propiedades físicas		
D.A. ( $\text{gcm}^{-3}$ )	Probeta	1.25
D.R. ( $\text{gcm}^{-3}$ )	Picnómetro	2.61
Arcilla (%)	Bouyoucos	33.60
Limo (%)	Bouyoucos	28.72
Arena (%)	Bouyoucos	37.68
Textura	Franco arcilloso	
Propiedades químicas		
pH (1:2)*	Potenciométrico	8.4
M.O. ** (%)	Vía húmeda de Walkey- Black (Tavera, 1965)	2.6
CE*** ( $\text{dSm}^{-1}$ )	Conductímetro	0.18
Ca ( $\text{mg Kg}^{-1}$ )	Versenato (Landon, 1965)	4.186
Mg ( $\text{mg Kg}^{-1}$ )	Versenato (Landon, 1965)	553
Na ( $\text{mg Kg}^{-1}$ )	Espectroflamometría	63
K ( $\text{mg Kg}^{-1}$ )	Espectroflamometría	181
P ( $\text{mg Kg}^{-1}$ )	Olsen (CSTPA, 1980)	13.0

\*(1:2) relación suelo:agua

\*\* Materia orgánica

\*\*\* conductividad eléctrica

## 9.2. Descripción del agostadero.

Fisiográficamente es una llanura, con tipo de suelo Regosol calcárico, con el horizonte A de menos de 50 cm de profundidad. La vegetación original está prácticamente sustituida por agostaderos (Figura 4), las áreas vecinas del norte presentan erosión, del noroeste matorral desértico rosetófilo y al este y suroeste se practica la agricultura de riego (superficie mínima) (Figura 5). Sus posibilidades de uso de suelo son el aprovechamiento de la vegetación natural diferente de pastizal y desarrollo de especies forrajeras de amplitud media (García y Monroy, Comunicación oral).



Figura 4.- Agostadero ubicado cerca del poblado de Santiago Anaya, donde se colectó el suelo.



Figura 5.- Sustitución de la vegetación original por cultivos de alfalfa irrigados con aguas residuales, en el Valle del Actopan, Hidalgo.

### **9.3. Lugar de trabajo**

La fase de laboratorio se llevó a cabo en un invernadero con ventanas abiertas de Norte a Sur, en las instalaciones de la FES-Zaragoza *Campus II*, de la U.N.A.M., ubicado al Oriente de la Ciudad de México.

### **9.4. Preparación del suelo**

En el laboratorio (invernadero), se hizo una mezcla homogénea del suelo con gravilla (de mármol) en relación 1:1 (v/v) para así facilitar la infiltración del agua, aerear el suelo y evitar la compactación del suelo, lo que favorece la micorrización. Una vez mezclado, el suelo se esterilizó en autoclave, durante una hora a una temperatura de 96° C y una presión de 18 libras.

### **9.5. Colecta de semillas**

Las semillas de *Prosopis laevigata* se colectaron en varios árboles en el Valle del Mezquital, Hidalgo provinieron de individuos sanos (libres de plagas y enfermedades), vigorosos y con abundancia de frutos.

### **9.6. Preparación del inóculo**

Para micorrizar las plantas de este proyecto, se usó un inóculo mixto, obtenido mediante la masificación de esporas por dos especies vegetales: *Lycopersicon esculentum* (jitomate salado) y *Lolium multiflorum* (pasto rye grass) (Peña, 2002).

### **9.7. Preparación de macetas**

Se prepararon 100 macetas con vasos de unicel de 1 litro (Figura 6); se formaron dos lotes de 50 macetas contando además con 5 macetas en cada lote como testigos de la dinámica hídrica, los cuales no tuvieron plántulas.

A 50 macetas, se les añadieron 150 g de suelo con 50 g de inóculo. Las macetas no tuvieron perforaciones de drenaje, a fin de tener un control semanal de la humedad del suelo.



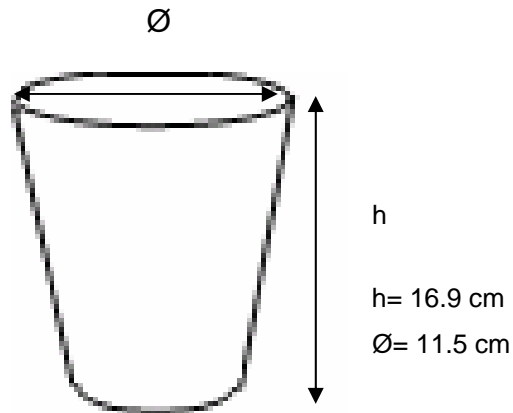


Figura 6.- Maceta de unicel empleada en el diseño experimental.

### 9.8. Escarificación de las semillas

Las vainas donde están contenidas las semillas de *Prosopis laevigata* se remojaron durante 24 horas para ablandar la cutícula, posteriormente al desprendimiento de las semillas, se removió el endocarpio que las envuelve, con unas pinzas, de lo contrario, la germinación es excesivamente lenta y errática o no se presentará (Juárez *et al.*, 2002).

### 9.9. Siembra

120 semillas de *Prosopis laevigata*, se desinfectaron sumergiéndolas en hipoclorito de sodio al 10% por 10 minutos, después se enjuagaron con suficiente agua para eliminar esporas y bacterias que pudieran afectar el proceso de germinación. La siembra de las 120 semillas se hizo directamente en las macetas colocando 3 semillas con una profundidad de 2 cm aproximadamente. Adicionalmente se contó con un semillero provisto de una reserva de 60 semillas a germinar para poder ser sustituto de alguna plántula afectada por causas externas y en donde el riego se hizo a capacidad de campo.

### **9.10. Emergencia**

El tiempo necesario para el inicio de la emergencia a partir de la siembra fue de 7 días, finalizando el proceso por completo después de 11 días. El inicio de los tratamientos hídricos y la medición de las plántulas se realizaron un día después de la emergencia para programar los riegos cada lunes de la semana.

### **9.11. Riegos**

A los 12 días se iniciaron los tratamientos hídricos; en total se realizaron 24 riegos semanales. A dos tratamientos (T) de 20 macetas cada uno con 20 plantas micorrizadas ( $M^+$ ) y 20 plantas no micorrizadas ( $M^-$ ) se les agregó 40 mm de agua destilada como reserva hídrica, más 18 mm por semana (riego húmedo: H), mientras que a las restantes se les agregó únicamente el 50% de agua del riego húmedo, o sea, 20 mm de agua destilada como reserva hídrica y 9 mm de agua por semana (riego seco: S). A diez macetas (sin planta) se les siguió el mismo tratamiento húmedo para funcionar como controles en la obtención de la cantidad de agua evaporada; lo mismo se aplicó a otras diez macetas que funcionaron como controles del tratamiento seco (cuadro 2). Con lo cual quedaron establecidos los cuatro tratamientos: THM+, THM- (tratamiento húmedo micorrizado y tratamiento húmedo no micorrizado) y TSM+, TSM- (tratamiento seco micorrizado y tratamiento seco no micorrizado). El riego total para los tratamientos húmedos en las 24 semanas fue de 447 mm de agua o 1738 ml de agua y en los tratamientos secos fue de 223 mm de agua o 867 ml de agua.

Cuadro 2. Cronograma de riego de las plántulas de *P. laevigata* en los diferentes tratamientos hídricos.

Tratamiento (T)		Riego semanal (mm)																							Total (mm)
Seco (S)	20TS M+	20	11	10	10	10	7	7	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	10	8	8	8	223
	20TS M-	20	11	10	10	10	7	7	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	10	8	8	8	223
Húmedo (H)	20TH M+	40	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	447
	20TH M-	40	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	17	17	17	447
Control S	10	20	11	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	9	8	8	223	
Control H	10	40	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	18	17	17	17	447	

### 9.12. Diseño Estadístico

El diseño estadístico para este proyecto es la aplicación de una ANOVA (Kruskall-Wallis), la cual es una prueba donde se intenta decidir si las muestras de los resultados provienen del mismo tratamiento o de varios tratamientos. En ella se supone que los datos son independientes y que los resultados de la variable de respuesta están compuestos por datos ordinales continuos. El programa estadístico utilizado fue Statgraphics 5.1.

## 10. Variables de respuesta

### 10.1. Transpiración

La transpiración de las plántulas se calculó restando a la evaporación del control, la evapotranspiración real media en el mismo periodo de tiempo que es el total de agua perdida por evaporación y transpiración de la plántula, en las 25 macetas de cada uno de los cuatro tratamientos

$$TP = ETR - EC$$

En donde:

TP = Transpiración de la planta

ETC = Evapotranspiración real

EC = Evaporación del control

La evapotranspiración real es la cantidad de agua perdida semanalmente por evaporación del suelo de la maceta más la transpiración de la planta, y se calculó pesando a las macetas después del riego y restando el peso de las mismas antes del riego de la semana siguiente.

$$ETR = PIS - PFS$$

En donde:

PIS = Peso al inicio de la semana (después de cada riego)

PFS = Peso al final de la semana (antes del riego siguiente)

La evaporación del control EC se determinó de la misma forma pero utilizando las 5 macetas del control de riego en cada tratamiento

$$EC = PCIS - PCFS$$

En donde:

PCIS = Peso del control al inicio de la semana (efectuado posteriormente de cada riego)

PCFS = Peso del control al final de la semana (efectuado antes de l riego siguiente)

### 10.2. Porcentaje de supervivencia

Para determinar el porcentaje de supervivencia se dividió el número de plántulas sobrevivientes (en cada uno de los cuatro tratamientos) al final del experimento, entre el número inicial de los individuos (20).

$$\%Supervivencia = \frac{PS}{PI}$$

En donde:

Ps = Número de plántulas al final del experimento

PI = Número de plántulas al inicio del experimento

### 10.3. Tasa de Crecimiento

Para calcular la tasa de crecimiento primero se calculó el promedio general de crecimiento en cada uno de los cuatros tratamientos para posteriormente aplicarle logaritmo natural y dividirlo entre el número de semanas (24) que duró el experimento.

$$TRC = \frac{Ln(L_2)}{T_2} - \frac{Ln(L_1)}{T_1}$$

Donde:

TCR = tasa relativa de crecimiento

$L_2$  = Altura final

$L_1$  = Altura inicial

$T_2$  = (Tiempo final) Número de semanas al finalizar el experimento

$T_1$  = (Tiempo inicial) = 0

#### 10.4. Eficiencia en el Uso del Agua (WUE)

Un parámetro usado para mostrar el total del  $CO_2$  (beneficio) por unidad de agua perdida (costo), es el uso eficiente del agua (WUE), el cual puede definirse como la suma de dos medidas cuantitativas: presión hidrostática y presión osmótica.

$$WUE = \frac{\text{MasadeCO}_2 \text{ fijada (biomasa sec a)}}{\text{MasadeH}_2 \text{ Oirrigada}}$$

Para determinar el WUE se sacrificaron 5 plántulas por tratamiento, se pesaron y posteriormente se calculó la biomasa en pesos seco dejando secar en la estufa a 50°C en un lapso de 48 horas, para después dividir los gramos de masa seca obtenida entre el total de agua irrigada en las macetas a lo largo del experimento.

#### 10.5. Potencial Hídrico Caulinar

Para determinar el potencial hídrico de la plántula se empleó la cámara de Schollander (Figura 7), para lo cual fue necesario sacrificar 5 plántulas 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 plántula quedara boca bajo y dentro de la cámara y que la base del tallo pasara a través del tapón hacia el exterior (el tapón permite que el gas empleado, en este caso nitrógeno, escape dentro de la cámara), posteriormente se aseguró la cabeza de la cámara girándola, para quedar herméticamente sellada, después de efectuar esto se procedió a inyectar nitrógeno gaseoso a presión que induce la formación de una burbuja en la base del tallo de la plántula, en ese instante se detiene el flujo de gas y se toma la lectura de la presión a la que se formó la burbuja. Las unidades de presión estaban representadas en libras por

pulgada cuadrada y en bars; posteriormente se hizo la conversión a megapascales (Mpa). Las lecturas se hicieron al alba (unos minutos después del surgimiento del sol en el horizonte).



Figura 7.- Cámara de Schollander empleada para determinar el potencial hídrico.

#### **10.6. Porcentaje de Colonización Micorrícica Total en Raíz**

La raíz se extrajo completa de 5 plántulas de cada tratamiento micorrizado (TH-, TH+ y TS+), se lavó cuidadosamente para quitar partículas del suelo adheridas.

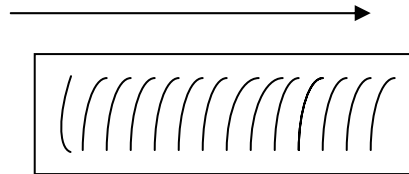
Se utilizó la técnica Phillips y Hayman (1970), que fue la siguiente:

Se colocaron 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, la solución de KOH se cambió al tornarse de transparente a un tono café oscuro. En el momento que la solución de KOH fue inoperante, es decir ya no había diferencia alguna en el color de las raíces ni la solución, se enjuagaron las raíces con agua y se pusieron en una solución de

peróxido de hidrógeno ( $H_2O_2$ ) 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 tripano. Nuevamente se calentaron durante 25 segundos, dejando enfriar y volviendo a calentar 25 segundos posteriormente se quitó el exceso de colorante colocando las raíces coloreadas, en un máximo de 24 horas en un contenedor de plástico que contenía lactoglicerol.

Las raíces coloreadas se colocaron, paralelamente las unas a las otras con un extremo alineado, sobre el portaobjetos al que se agregó una o dos gotas de lactoglicerol. Pueden montarse de 10 a 20 segmentos de raíces en cada portaobjetos, después se colocó un cubreobjetos y se presiono uniformemente y gradualmente para aplastar las raíces y eliminar burbujas de aire, para tener un mejor campo de visión. Para cada planta se prepararon una lámina de 13 segmentos cada una con 1.5 cm de longitud, en cada tratamiento micorrizado (THM+ y TSM+).

Dirección de la toma de lectura



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 195 campos visuales.

A cada segmento de la raíz que contenía hifas, vesículas o arbusculos se le asignaba un valor determinado, así por ejemplo la hifa le fue asignada 1, a las vesículas 2 y al arbusculo 3, independientemente de la cantidad de estructuras micorrícicas presentes. 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 (Ferrera *et al.*, 1993).



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

Donde:

%C = Porcentaje de colonización

D = Presencias de vesículas, arbusculos y/o hifas

T = Campos totales observados

### 10.7. Propiedades Físicas y Químicas del Suelo

Las propiedades físicas que se determinaron para el suelo artificial del experimento fueron; densidad aparente por el método de probeta, densidad real con picnómetro, textura por el método de Bouyoucos, pH con relación suelo-agua 1:2 y la relación suelo-solución salina (KCl) 1:1, por método potenciométrico de acuerdo al Manual de Edafología de la FES-Zaragoza para el módulo de séptimo semestre. (Cuadro 2).

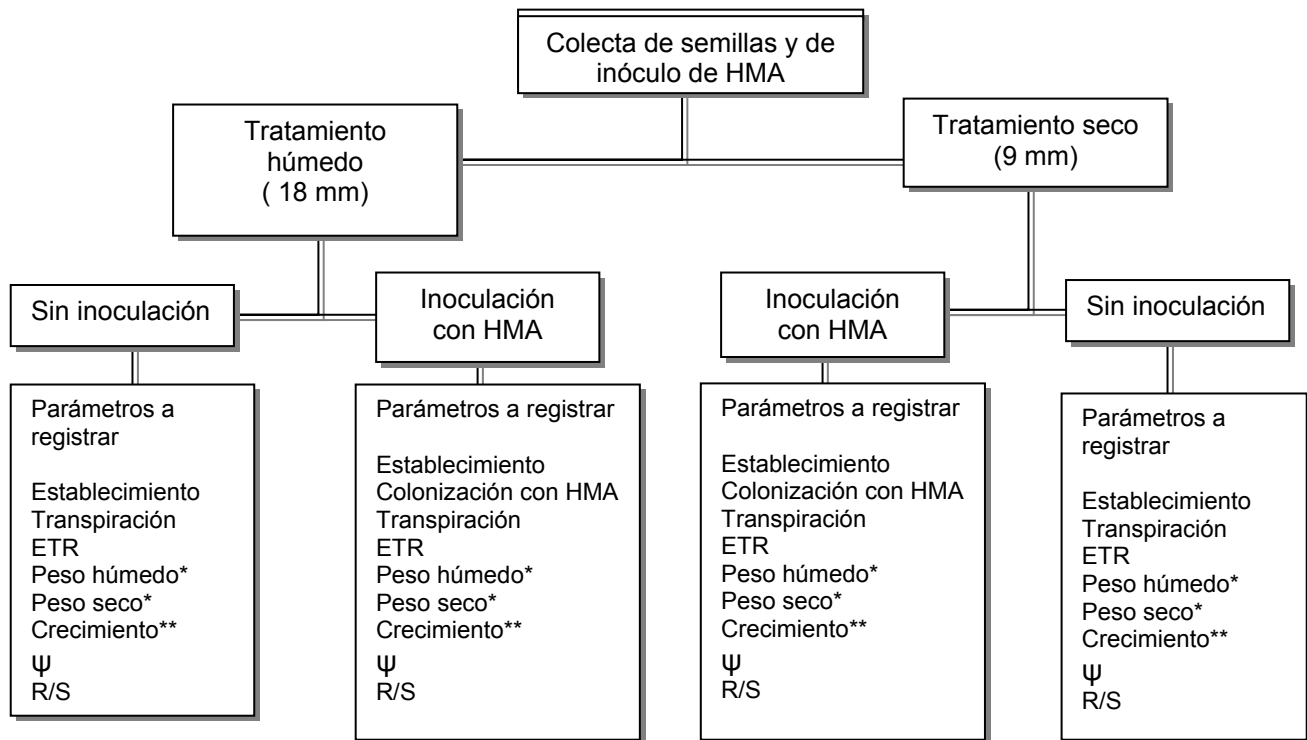
Cuadro 3. Propiedades físicas y químicas del suelo artificial empleado para desarrollar el cultivo de plántulas *Prosopis laevigata*.

Propiedades físicas		
Color en seco	Tablas de Munsell	2.5YR4/0
Color en húmedo	Tablas de Munsell	5YR3 /1
D.A. (gcm <sup>-3</sup> )	Probeta	1.1
D.R. (gcm <sup>-3</sup> )	Picnómetro	2.3
± Arcilla (%)	Bouyoucos	34.78
± Limo (%)	Bouyoucos	23.23
± Arena (%)	Bouyoucos	32.98
± Textura	Franco arcilloso	
Propiedades químicas		
pH (1:2)*	Potenciométrico	7.9
pH (KCl)*	Potenciométrico	7.2

± Luna Camacho (no publicado).

## 11. Planeación Experimental

La problemática a resolver en este proyecto fue la siguiente: 1. ¿Cuál es el porcentaje de establecimiento y supervivencia, en invernadero de plántulas micorrizadas de *P. laevigata*? 2. ¿Cuál es el efecto de los HMA sobre el uso eficiente del agua (WUE) de plántulas de *P. laevigata*? 3. ¿Cuál es el efecto de la inoculación con HMA sobre el desarrollo vegetal de plántulas de *P. laevigata* con base a la altura, número de pinnas, diámetro del tallo y tasa de crecimiento en condiciones de invernadero? 4. ¿La inoculación con HMA influye en el cociente biomasa radical/biomasa aérea, en plantas de *P. laevigata* después de 6 meses de cultivo?. La cual se hizo por medio de una planeación experimental como lo muestra la figura 8.



\*vástago (S), raíz (R).

\*\*altura máxima, diámetro, número de hojas y número de pinnas

ψ= Potencial hídrico

ETR: Evapotranspiración

R/S: Cociente entre biomasa radical y aérea

Figura 8. Diagrama de flujo de la metodología para *Prosopis laevigata*.

## 12. Resultados y Discusión

El experimento se desarrolló en un invernadero orientado de Norte a Sur, con ventanas abiertas, del 21/octubre/2002 al 15/Abril/2003. La temperatura y humedad, máximas y mínimas presentadas a lo largo del experimento fueron 34°C en abril como máxima y 3°C en diciembre como mínima; respecto a la humedad se registró un 32% en abril como máxima y 4% en noviembre y diciembre como mínima (Figuras 9 y 10).

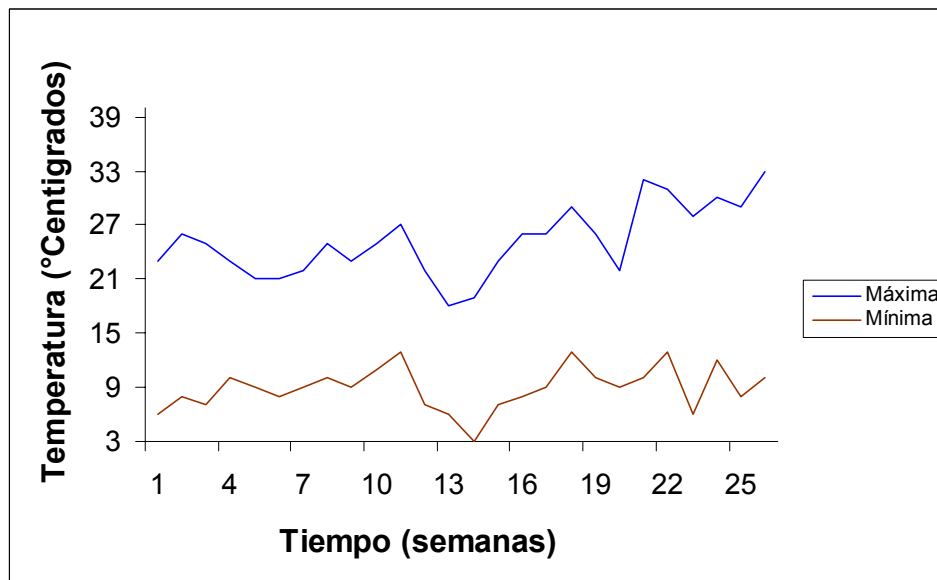


Figura 9.- Temperatura máxima y mínima registrada en el invernadero durante el periodo de estudio (octubre-abril).

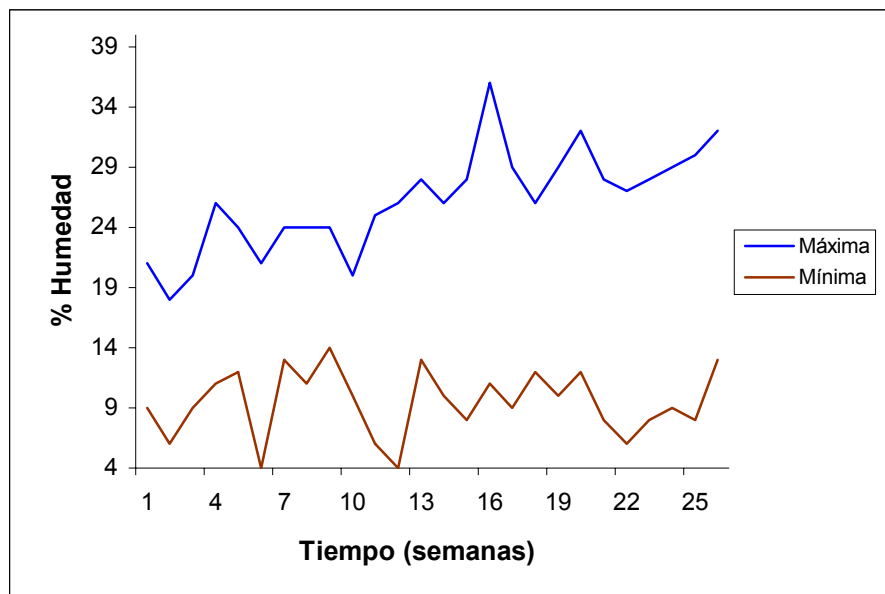


Figura 10.- Humedad relativa máxima y mínima registrada en el invernadero durante el periodo de estudio (octubre-abril).

### 12.1. Emergencia de Semillas

Las semillas de *Prosopis laevigata* emergieron en un periodo de 6 días en promedio, con un porcentaje de germinación de 66.25%, algunas de las plántulas al emerger posteriormente perdieron turgencia, se marchitaron y murieron debido al estrés hídrico sufrido por el efecto de los dos tratamientos hídricos. Las plántulas en su fenología presentaron una hoja primordio foliar y dos hojas cotiledonares (Figura 11).

Estudios realizados por Meyer *et al.* (1971), reportaron que la emergencia en plántulas de *Prosopis laevigata* fue de 2 a 3 días cuando estas disponen de una gran cantidad de agua inicialmente (Parker, 1982). Hass *et al.*, reportó similarmente una optima emergencia y crecimiento de las plántulas cuando estas disponen de una mayor cantidad de agua y se mantiene una temperatura de 27°C a 30°C en el suelo (Hass *et al.*, 1973).

Smith *et al.*, (1972), reportaron una alta mortandad de plántulas de mezquite al emerger en suelos naturales, debido al estrés hídrico ocasionado por la falta de suministro hídrico y las condiciones edáficas, ya que la cantidad de agua aprovechada por las plántulas

disminuyó a medida que se incrementó el contenido del carbonato de calcio en el suelo (Parker, 1982).



Figura 11.- Plántula de *Prosopis laevigata* de siete días de edad, después de haber emergido.

## 12.2 Crecimiento

La altura fue similar entre los 4 tratamientos durante los primeros 50 días (7 semanas), las cuales oscilaron entre 3.7 cm y 4.3 cm, pero a partir de la semana 9 (64 días de edad) los valores en los tratamientos inoculados se incrementaron un 15% a diferencia de los tratamientos no inoculados (Figura 12). El cuadro 3 muestra la tasa relativa de crecimiento (TRC) para los 4 tratamientos. El tratamiento húmedo micorrizado (TMH<sup>+</sup>) generó el mayor crecimiento con 14% respecto al THM-, 31.2% con el TSM- y el TSM+ presentó un 8.75% más que el TSM-. Al aplicar un ANOVA  $p < 0.005$ , Kruskal-Wallis (Figura 13) se

encontraron diferencias entre el THM+ con el TSM+, TSM-. Debido a que los HMA favorecen el crecimiento de las plántulas debido a un mejor aprovechamiento del agua y nutrimentos, optimizando de esta manera los recursos disponibles (Tarafdar y Praveen-Kumar, 1996; Varma y Schuepp, 1996; Gupta y Kumar, 2000). Además de que dispone de una mayor cantidad hídrica el THM+ debido al riego húmedo a diferencia de los tratamientos con riego seco.

El diámetro se avaluó durante 23 semanas (Figura 14), el THM+ presentó un 6% más que el THM-, 29% más que el TSM- y el TSM+ 7% más que el TSM-. Al aplicar un ANOVA  $p < 0.0007$ , Kruskal-Wallis se encontraron diferencias los tratamientos TSM+ y THM- y los tratamientos THM- y TSM- (Figura 15). Se ha reportado que al presentarse el crecimiento primario de una planta éste es precedido por un crecimiento secundario (un aumento del diámetro o la circunferencia de la planta), ya que semanas después de germinar la planta, el tallo transporta agua y minerales disueltos, desde las raíces hasta las hojas en la planta, asumiendo que las plantas micorrizadas son las que presentan un mayor transporte en relación a las plantas no micorrizadas, lo que favorece una mayor disponibilidad de nutrimentos para emplearlos en el crecimiento y la reproducción, lo cual genera un mayor establecimiento de la planta, además de aumentar el potencial hídrico cuando disponen de una mayor cantidad de agua (Pedersen y Sylvia, 1996).

Para los parámetros: número de hojas y de pinnas el THM+ generó un 10.8% y 10.6% respectivamente a diferencia del THM-, 23.8% y 24.3% del TSM- y el TSM+ generó un 11.1% y 10.1% a diferencia del TSM-, el análisis estadístico presentó diferencias significativas ANOVA ( $p < 0.001$ ,  $p < 0.002$ ), Kruskal-Wallis entre THM+ y TSM+ (Figuras 16 y 17). Esto es debido a que las plántulas *P. laevigata* en la semana 23 del THM+ presentaron 11.4 hojas y 23 pinnas en promedio con respecto a las 10 hojas y 19.8 pinnas en promedio del TSM+ (Figura 18 y 19), en algunos casos se presentaron hasta 4 pinnas por hojas en el THM+. Así las plantas micorrizadas tienen una mayor demanda de productos fotosintéticos ya que el hongo requiere de ellos para sobrevivir y de esta manera mantener la micorriza funcionando. El desarrollo de un mayor número de hojas puede representar una ventaja, para los HMA dado que estos requieren los nutrimentos elaborados por la planta a través de la fotosíntesis.

Cuadro 4.- Tasa relativa de crecimiento de los cuatro tratamientos al final de la semana 25.

Tratamiento	Altura inicial (cm)	Altura final (cm)	Diferencia (cm)	Tasa de crecimiento (cm*días <sup>-1</sup> )
THM <sup>+</sup>	2.38	8.02	5.64	0.006 a
THM <sup>-</sup>	2.5	6.88	4.38	0.005 b
TSM <sup>+</sup>	1.86	6.20	4.34	0.002 c
TSM <sup>-</sup>	2.11	5.51	3.40	0.002 c

THM<sup>+</sup>: tratamiento húmedo micorrizado. THM<sup>-</sup>: tratamiento húmedo no micorrizado. TSM<sup>+</sup>: tratamiento seco micorrizado. TSM<sup>-</sup>: Tratamiento seco no micorrizado.

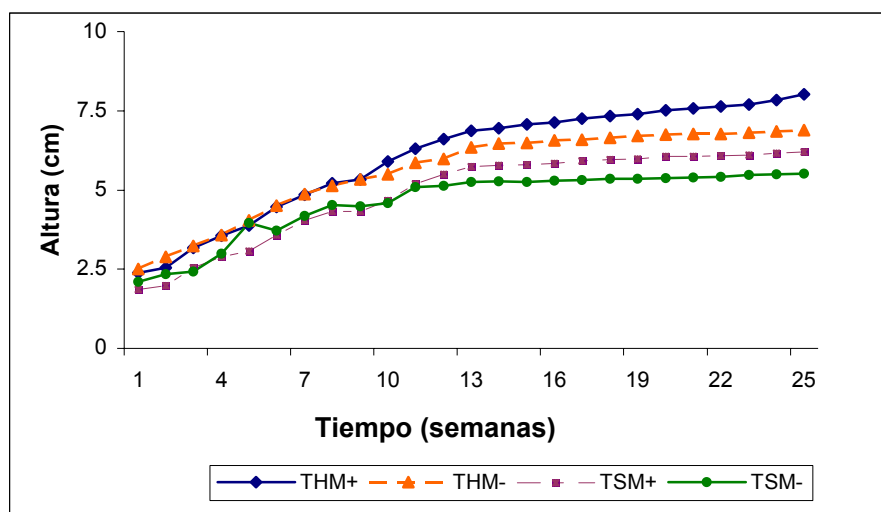


Figura 12.- Altura de las plántulas de *Prosopis laevigata* registrada a lo largo del experimento en los cuatro tratamientos.

THM<sup>+</sup>: tratamiento húmedo micorrizado. THM<sup>-</sup>: tratamiento húmedo no micorrizado. TSM<sup>+</sup>: tratamiento seco micorrizado. TSM<sup>-</sup>: Tratamiento seco no micorrizado.

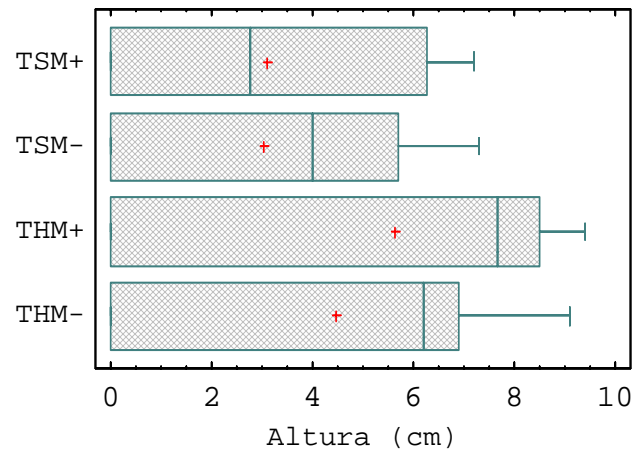


Figura 13.- Diagrama de caja para la altura de *Prosopis laevigata*, obtenido a partir de una prueba Kruskal-Wallis, ANOVA  $p < 0.005$ .

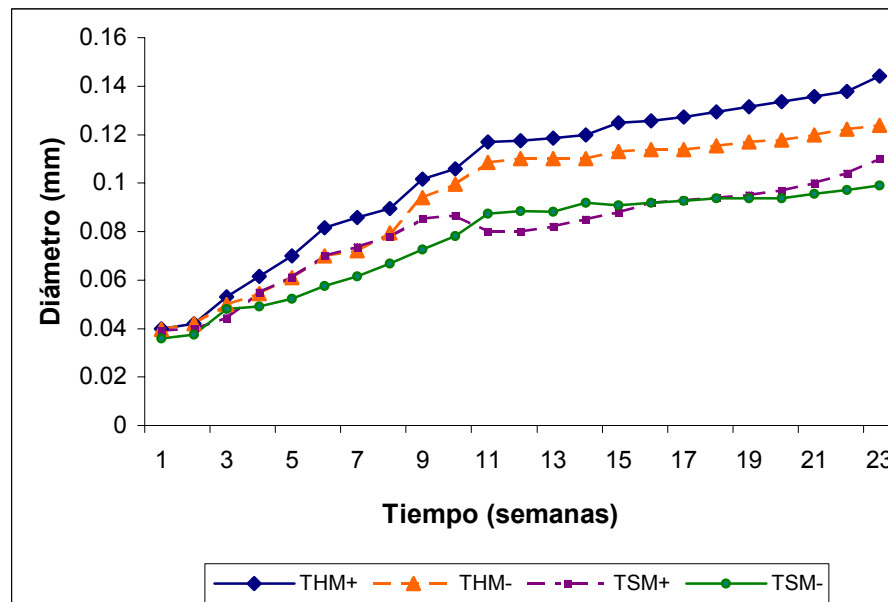


Figura 14.- Diámetro de las plántulas de *Prosopis laevigata* registrado a lo largo del experimento en los cuatro tratamientos.



THM<sup>+</sup>: tratamiento húmedo micorrizado. THM<sup>-</sup>: tratamiento húmedo no micorrizado. TSM<sup>+</sup>: tratamiento seco micorrizado. TSM<sup>-</sup>: Tratamiento seco no micorrizado.

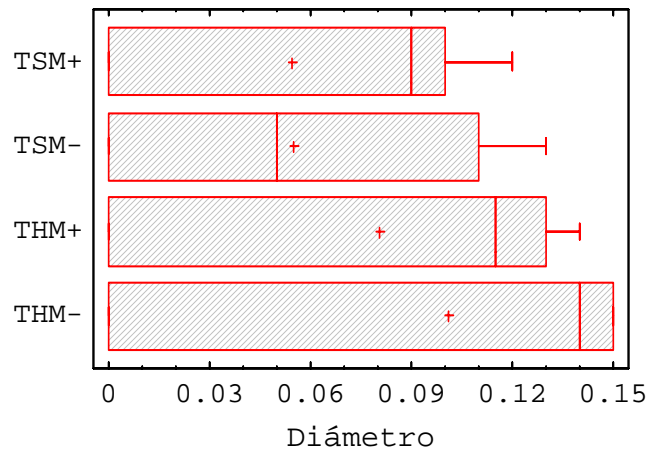


Figura 15.- Diagrama de caja para el diámetro en plántulas de *Prosopis laevigata* obtenido a partir de una prueba Kruskal-Wallis, ANOVA  $p < 0.007$ .

THM<sup>+</sup>: tratamiento húmedo micorrizado. THM<sup>-</sup>: tratamiento húmedo no micorrizado. TSM<sup>+</sup>: tratamiento seco micorrizado. TSM<sup>-</sup>: Tratamiento seco no micorrizado.

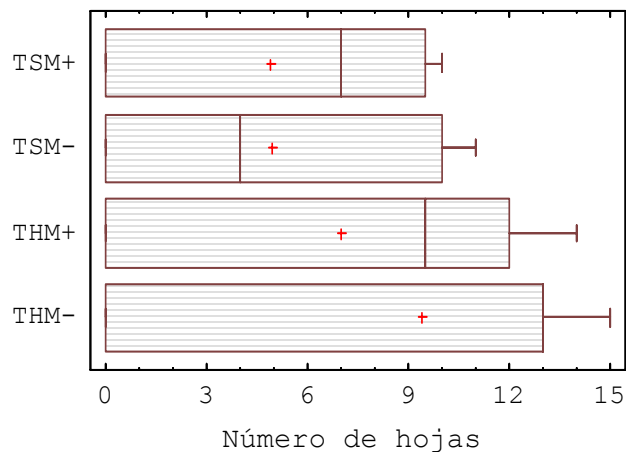


Figura 16.- Diagrama de caja para el número de hojas en plántulas de *Prosopis laevigata* obtenido a partir de una prueba Kruskal-Wallis, ANOVA  $p < 0.001$ .

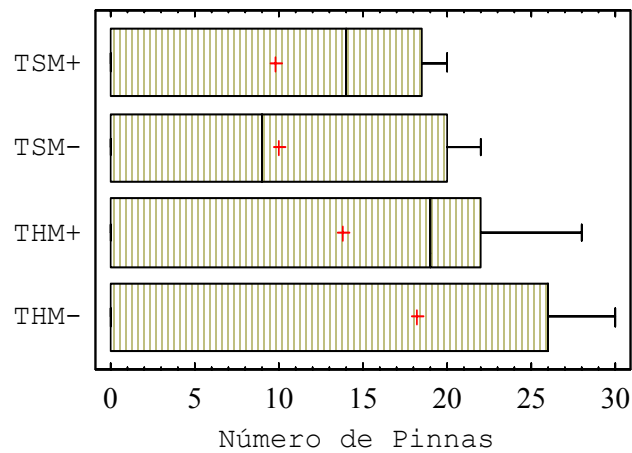


Figura 17.- Diagrama de caja para el número de pinnas en plántulas de *Prosopis laevigata* obtenido a partir de una prueba Kruskal-Wallis, ANOVA ( $p < 0.002$ ).

THM<sup>+</sup>: tratamiento húmedo micorrizado. THM<sup>-</sup>: tratamiento húmedo no micorrizado. TSM<sup>+</sup>: tratamiento seco micorrizado. TSM<sup>-</sup>: Tratamiento seco no micorrizado.

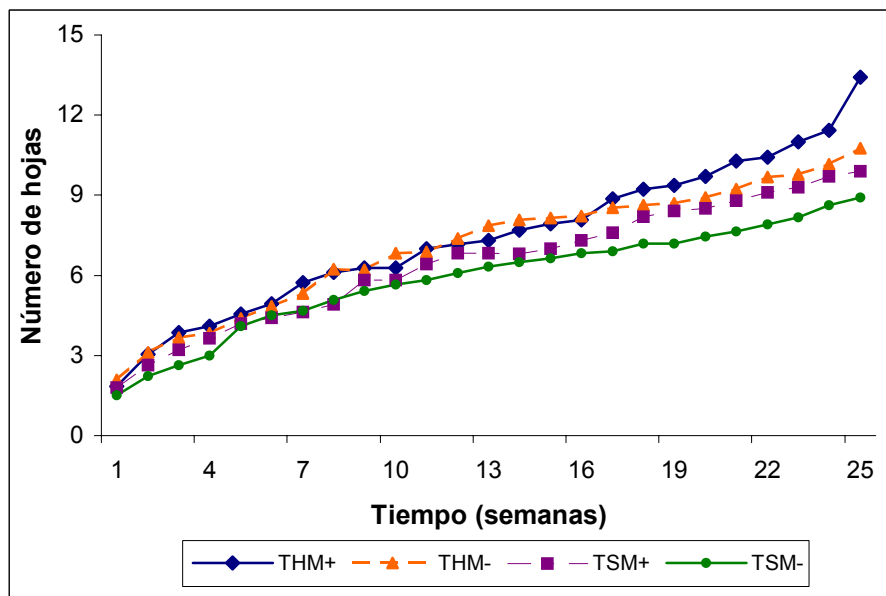


Figura 18.- Número de hojas registradas en plántulas de *Prosopis laevigata* a lo largo del experimento en los cuatro tratamientos.

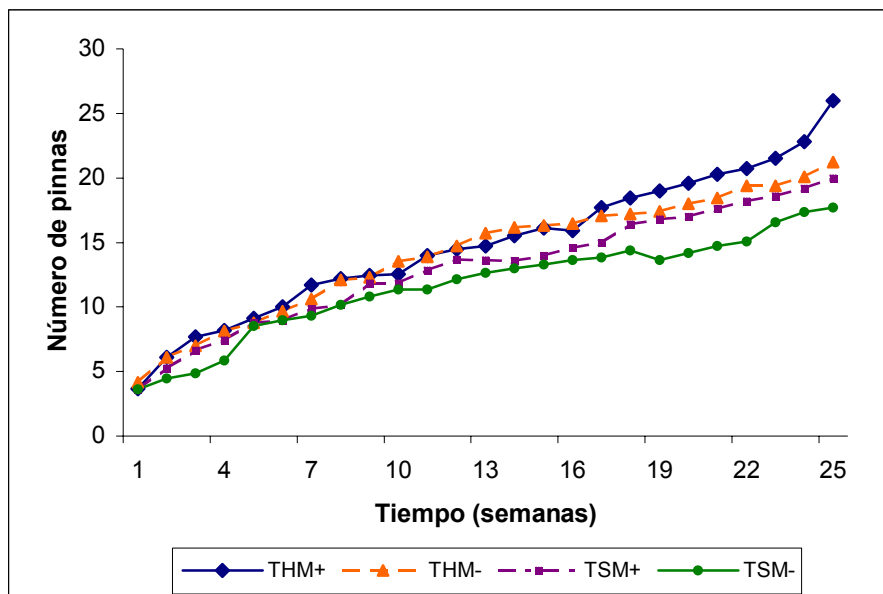


Figura 19.- Número de pinnas registradas en los cuatro tratamientos a lo largo del experimento.

### 12.3. Potencial hídrico caulinar

El potencial hídrico ( $\psi$ ), relacionado con la humedad relativa y la temperatura, es un parámetro que permite registrar una medida del grado de hidratación de la planta, ya que al obtener valores altos reflejan que la planta tiene mayor disposición del agua para llevar a cabo sus funciones más elementales (Hopkins, 1995). El promedio obtenido para el potencial hídrico en plántulas de *P. laevigata* fue de -0.94 en el TSM+, -0.97 en el THM+, -1.43 en el THM- y -1.68 en el TSM-, lo cual indicó que el valor más cercano a cero fue la planta más hidratada, en este caso correspondió a plántulas del TSM+. Al aplicar un ANOVA,  $p < 0.01$  Kruskal-Wallis (Cuadro 4, Figura 20) y un ANOVA,  $p < 0.64$  multifactorial (Figura 21), se encontraron diferencias significativas entre el TSM+ con el TSM- y el THM+ con el TSM-. Debido a que la simbiosis micorrícica optimiza las relaciones hídricas de las plantas, debido a que las micorrizas poseen una elevada relación superficie/volumen, que permite su introducción en poros del suelo pequeños (en los que la raíz no cabría). Así el micelio incrementa el área de contacto con el suelo, la intensidad de exploración y las posibilidades de absorción (Smith *et al.*, 1994).

Existen evidencias que las asociaciones micorrícicas mejoran las relaciones hídricas de las plantas incrementando la tolerancia al déficit hídrico, debido a que las micorrizas facilitan que las plantas presenten una mejor absorción del agua y así recuperen la turgidez más rápidamente al nivel óptimo. (Guzmán-Plazola y Ferrera Cerrato, 1990; Rubio *et al.*, 1997). La micorrización, en este estudio, favoreció el mejor aprovechamiento del agua. En el caso de las plantas que no estuvieron micorrizadas, la humedad del suelo no pudo ser aprovechada de manera eficiente, ya que no hubo hifas que ayudarán a explorar con una mayor superficie del suelo y favorecen la absorción del agua (Barragán, 2001), por lo tanto el THM- al disponer de una mayor cantidad de agua (18 mm de agua) en relación al TSM- (9 mm de agua), permitió al sustrato permanecer húmedo por más tiempo con lo cual aumentó su potencial hídrico respecto al tratamiento seco cuyo potencial hídrico fue muy bajo.

Cuadro 5.- Valores del potencial hídrico obtenidos en unidades de presión, Mega Pascales (MPa), para los cuatro tratamientos.

	TSM+	TSM-	THM+	THM-
Potencial hídrico (MPa)	-0.8	-2	-1.5	-2.5
	-0.6	-2.5	-0.6	-1.5
	-1.0	-1.5	-0.9	-0.6
	-0.8	-0.9	-0.9	-0.9
	-1.5	-1.5	-1.25	-1.65
Media	-0.94	-1.68	-0.97	-1.43
Desviación estándar	0.343511	0.60166	0.26362	0.73620

THM<sup>+</sup>: tratamiento húmedo micorrizado. THM<sup>-</sup>: tratamiento húmedo no micorrizado. TSM<sup>+</sup>: tratamiento seco micorrizado. TSM<sup>-</sup>: Tratamiento seco no micorrizado.

THM<sup>+</sup>: tratamiento húmedo micorrizado. THM<sup>-</sup>: tratamiento húmedo no micorrizado. TSM<sup>+</sup>: tratamiento seco micorrizado. TSM<sup>-</sup>: Tratamiento seco no micorrizado.

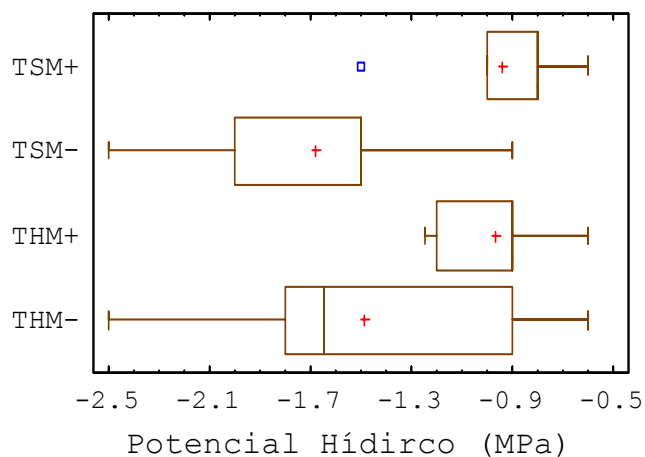


Figura 20.- Diagrama de Caja del potencial hídrico caulinar de plántulas de *Prosopis laevigata* obtenido a partir de una prueba Kruskal-Wallis, ANOVA  $p < 0.13$ .

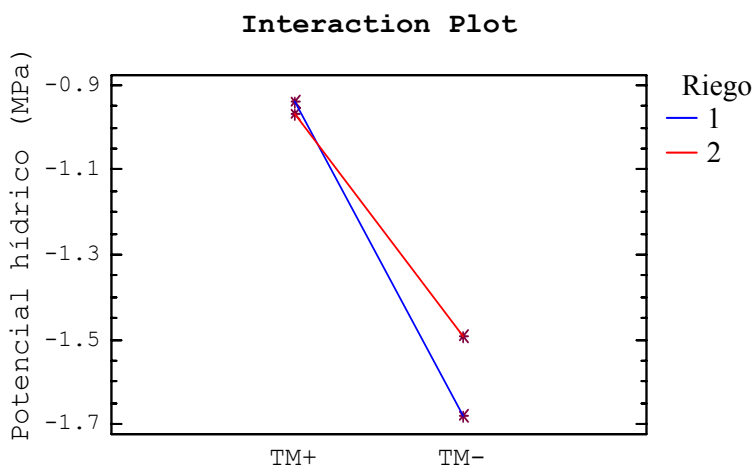


Figura 21.- Interacción de los cuatro tratamientos para determinar el efecto del potencial hídrico, en plántulas de *Prosopis laevigata*.

#### 12.4. Porcentaje de colonización

El porcentaje de colonización micorrícica permite conocer que tanto interactúan las plantas con los hongos micorrizógenos, entre más alto sea el porcentaje de colonización obtenida, la planta presenta un mayor crecimiento y desarrollo. En los resultados se encontraron diferencias entre tratamientos, 78% de colonización para el TSM+ y 69% de colonización para el THM+ (Figura 22).

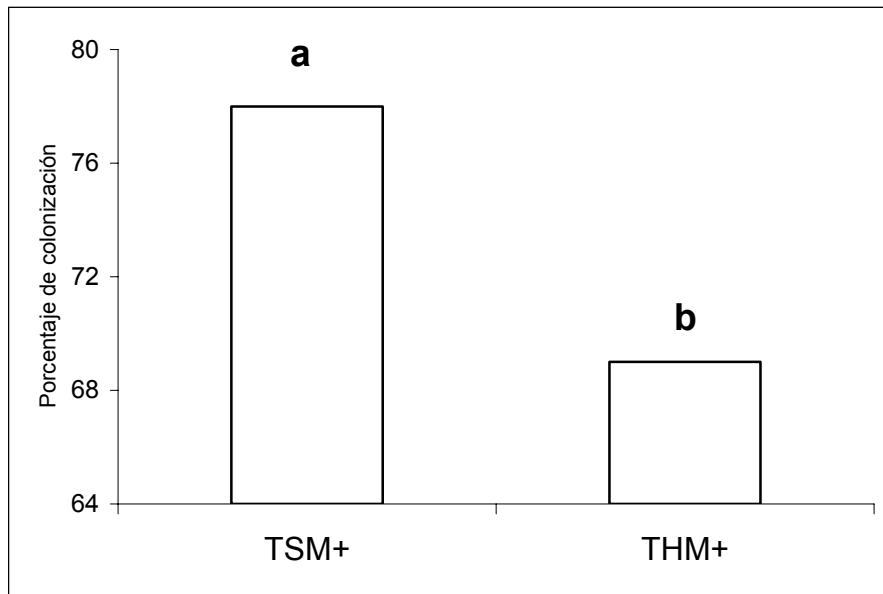


Figura 22.- Porcentaje de colonización en plántulas de *Prosopis laevigata* al finalizar experimento.

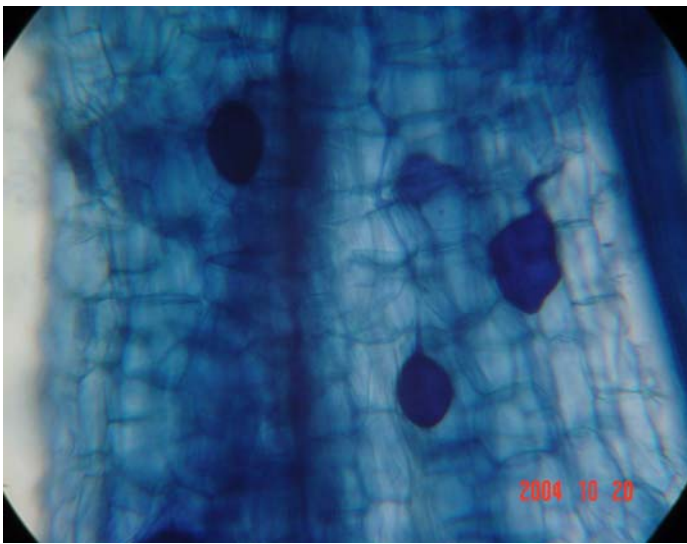
La colonización encontrada en los dos tratamientos al finalizar el experimento, indican que la colonización es adecuada puesto que se encuentran las estructuras básicas en los dos tratamientos (Figura 23).

En la colonización micorrícica se puede observar un mayor crecimiento y desarrollo de la planta (efectividad micorrícica). En el caso de las plantas de los tratamientos que no fueron inoculados, éstas presentaron menor crecimiento y menor desarrollo de los parámetros evaluados.

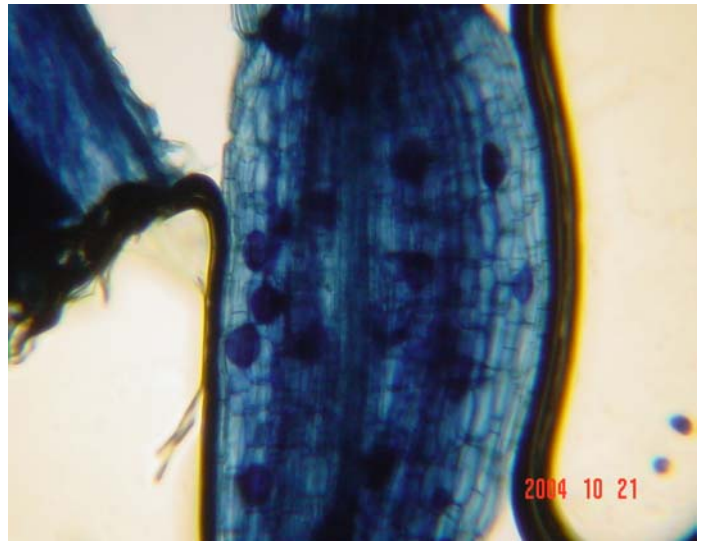
En relación al estrés hídrico, éste es un factor presente durante el periodo de sequía, por lo que es posible esperar, en el tratamiento seco (TSM<sup>+</sup>), un incremento en el porcentaje de colonización, ya que la micorrización favorece la tolerancia al estrés hídrico, proporcionándole ventajas en crecimiento y vigor (Rubio *et al.*, 1997; Barragán, 2001).

Las diferentes fases del hongo durante la colonización micorrícica influyen mucho en los resultados de la colonización fraccionada, es decir el número de vesículas, arbusculos, hifas y esporas que se encuentren en la raíz de la planta. Por el tipo y cantidad de estas estructuras se puede saber si la colonización micorrícica beneficia a la planta o simplemente se encuentra conviviendo con ella (Barragán, 2001).

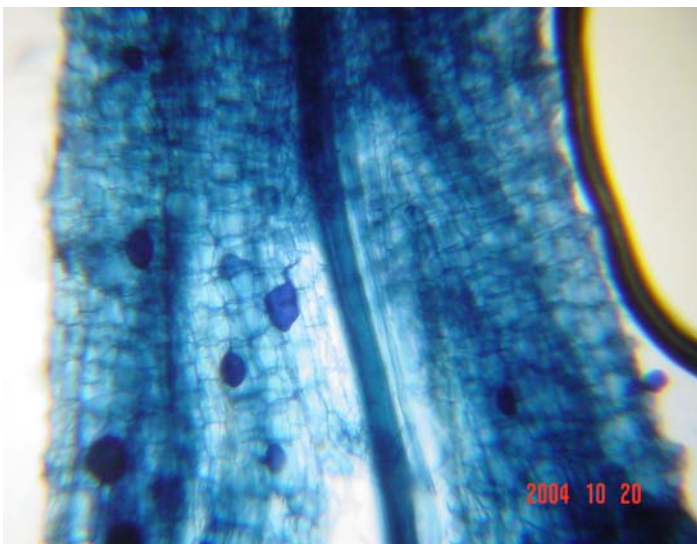
El grado de dependencia micorrícica generalmente se relaciona con las características del sistema radical; entre mayor es la capacidad de producción de pelos radicales y de raíces por una planta mayor será su independencia de los endófitos fúngicos para crecer y reproducirse (Guzmán-Plazola y Ferrera Cerrato, 1990).



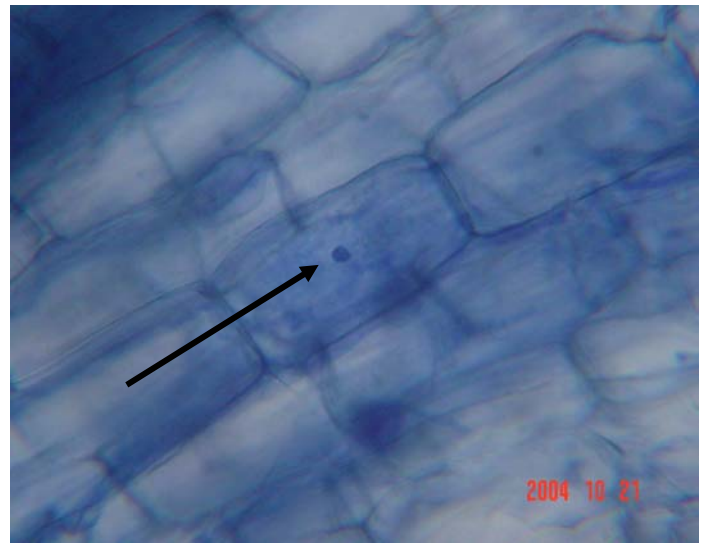
(a)



(b)



(c)



(d)

Figura 23.- Colonización micorrícica observada en *Prosopis laevigata*. (a). Vesículas y red hifal. (b). Vesículas sin red hifal. (c). Vesículas con red hifal. (d) Posible arbusculo.



## 12.5. Transpiración

En las figuras 24 y 25 se muestra la evapotranspiración real (ETR) y la transpiración acumulada a lo largo de 28 semanas. Las gráficas no muestran diferencias aparentes entre tratamientos húmedos y secos. Al aplicar una prueba de t en la ETR y la transpiración no se encontraron diferencias significativas entre los TM+ y TM- (Figura 26 y 27), esto se debe que las plántulas de mezquite tienen un desarrollo lento durante el primer año, lo cual hace suponer que la transpiración sea limitada.

En un listado de plantas catalogadas en Nuevo México, reporta a *P. glandulosa* y *P. pubescen* con un metabolismo C3 (Ciclo de Calvin) (County, 1997), con lo cual se deduce que *P. laevigata* presenta también este metabolismo. Donde la característica principal de estas plantas C3, es que presentan la fotorrespiración la cual esta determinada por el cierre de estomas para la conservación del agua, donde se consume oxígeno y se impide el paso de bióxido de carbono a las hojas, lo cual puede explicar la baja transpiración en plántulas de mezquite, aunado a que las temperaturas máximas en el invernadero no reflejan las temperaturas que se presentan en campo.

Hass *et al.* (1978), reportó que después del primer año de crecimiento de *P. laevigata*, las plántulas requieren de elevadas cantidades de agua para poder llevar a cabo sus funciones más elementales. Por lo que los HMA mejoran las relaciones hídricas de plantas micorrizadas meses después de haberse producido la infección a diferencia de plántulas no micorrizadas, lo cual inducen a una reducción del índice de la transpiración. Por otra parte algunos estudios realizados por Safir y Schneider 1976, reportan un incremento en el índice de transpiración debido a que las vesículas arbusculares (VA) posiblemente incrementan la conductancia en hojas, así como un incremento en cuanto a la conductividad hidráulica a diferencia de plantas no micorrizadas y dado que las plántulas de mezquite presentaron un porcentaje medio de colonización micorrícica, la transpiración registrada no fue muy elevada (Smart y Coombe; 1893).

Nelsen y Safir 1982, demostraron que una baja conductividad hidráulica en plantas cítricas no micorrizadas y micorrizadas, se puede atribuir al daño de la membrana en funcionamiento, presumiblemente en la endodermis, la cual reduce la permeabilidad y

también inhibe el transporte de agua, por lo cual el índice de transpiración disminuye (Smart y Coombe; 1893).

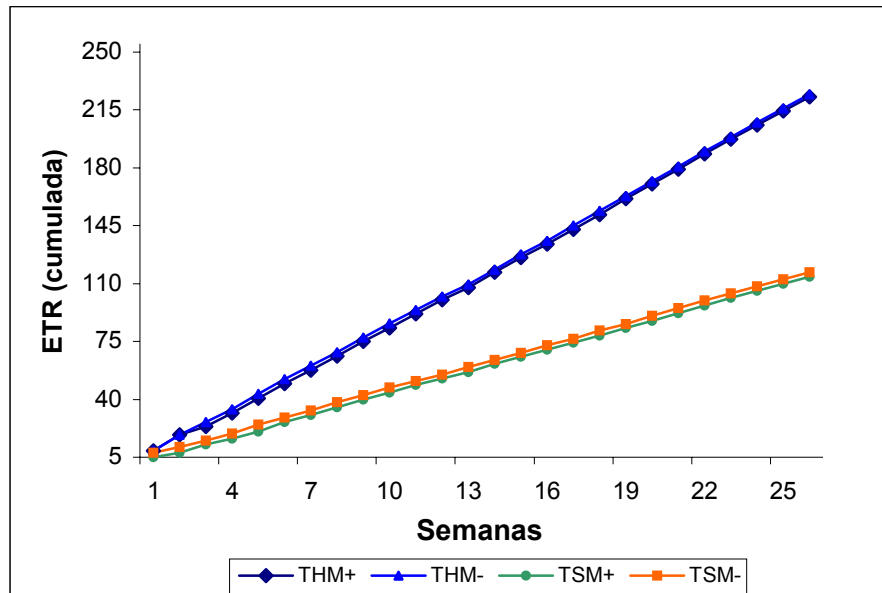


Figura 24.- Evapotranspiración Real acumulada de los cuatro tratamientos en plántulas de *Prosopis laevigata*, durante 28 semanas.

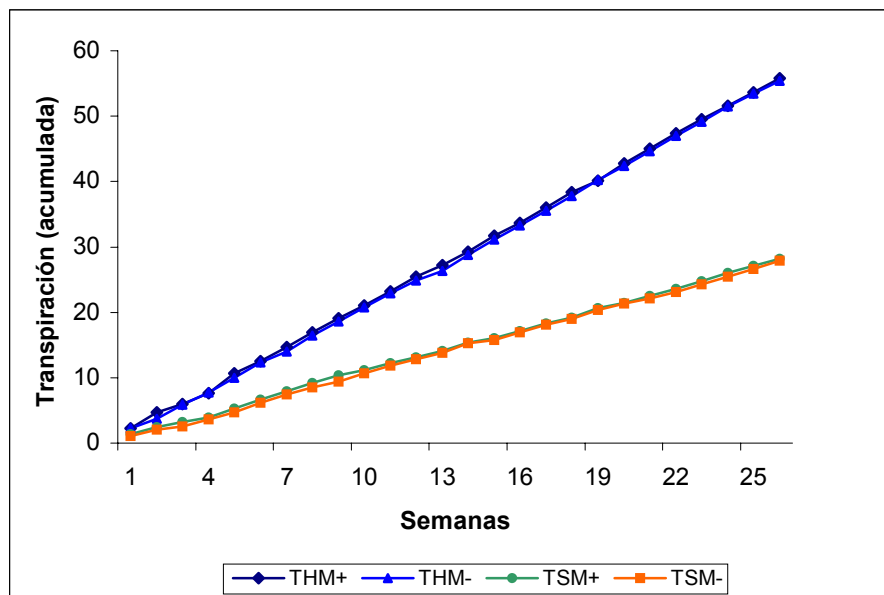


Figura 25.- Transpiración de los cuatro tratamientos en plántulas de *Prosopis laevigata*, durante 28 semanas.

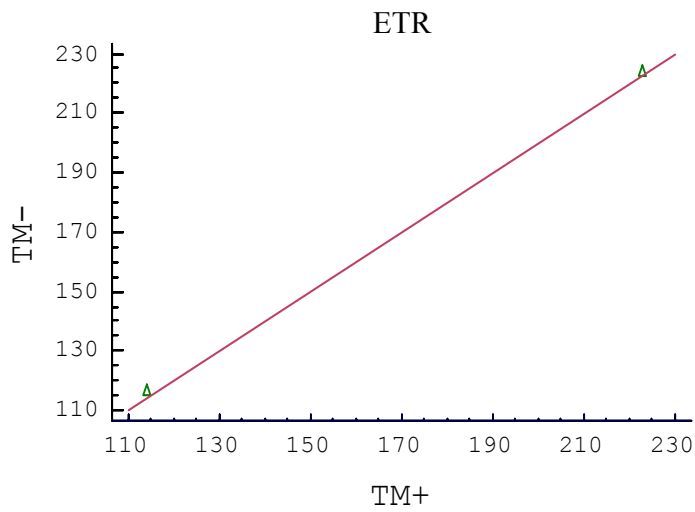


Figura 26.- Prueba de t para la evapotranspiración de plántulas de *Prosopis laevigata*.

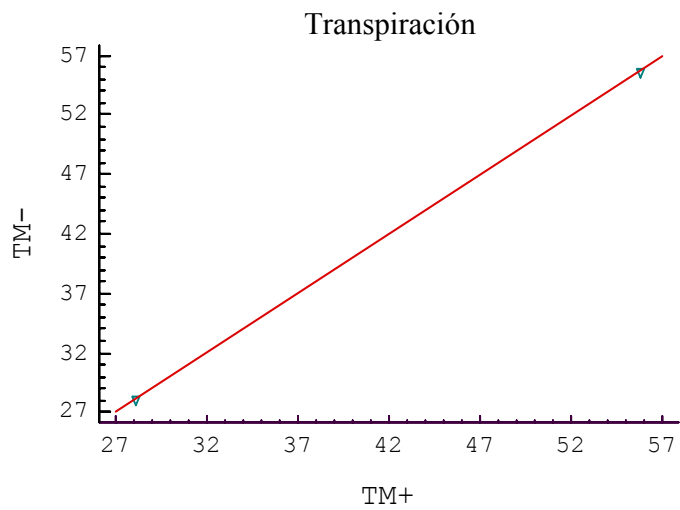


Figura 27.- Prueba de t para la transpiración de plántulas de *Prosopis laevigata*.

## 12.6. Biomasa y Eficiencia en el Uso del Agua (WUE)

Respecto a los resultados en cuanto a la altura del vástago en los cuatro tratamientos, se observó que las plantas del THM<sup>+</sup>, presentaron más altura con un 14% y 31% que las plántulas del THM<sup>-</sup> y TSM<sup>-</sup> respectivamente, debido a que el crecimiento se basa en los nutrimentos que la planta toma del suelo y que las micorrizas ayudan a la planta a captar más nutrimentos, particularmente fósforo. Así se realiza un mejor aprovechamiento de los nutrimentos a los que tiene acceso (Harley y Smith, 1984), lo que permite a las plantas tener un mayor crecimiento (Lu y Koide, 1994), que desencadena que la planta pueda aumentar en altura y en grosor del tallo principal, al mismo tiempo este tallo puede engrosar y lignificarse de manera más apresurada que las plantas no micorrizadas.

El peso de la planta influye también en la presencia de la masa de raíces que es mayor en el THM<sup>+</sup> con 10.03% y 36.6% a diferencia del THM<sup>-</sup> y TSM<sup>-</sup> respectivamente y para el TSM<sup>+</sup> es de 10% a diferencia del TSM<sup>-</sup> (Cuadro 5, Figura 28), debido a que las raíces son las encargadas de buscar los nutrimentos presentes en el suelo para el sostén de las plantas. Cuando la planta es micorrizada la superficie de absorción es mayor, esta superficie aumenta por el micelio del hongo y por el aumento en la ramificación de raíces, lo que permitió un incremento en la biomasa húmeda aérea y radical y el cociente raíz-vástago (Lu y Koide, 1994; Barragán, 2001).

Cuadro 6. Promedios de peso húmedo y seco (en gramos) de plántulas de *P. laevigata* entre los diferentes tratamientos, así como el cociente biomasa radical/biomasa del vástago y la eficiencia en el uso del agua (WUE) correspondientes.

Tratamiento	Peso húmedo (g)		Peso seco(g)		Cociente Raíz/Vástago (R/S)	WUE g/kg agua
	Vástago (S)	Raíz (R)	Vástago (S)	Raíz (R)		
THM <sup>+</sup>	0.3404	0.2789	0.1582	0.1814	1.1466	0.35
THM <sup>-</sup>	0.2654	0.2509	0.1168	0.1289	1.1035	0.29
TSM <sup>+</sup>	0.1599	0.0707	0.1487	0.0666	0.4478	0.17
TSM <sup>-</sup>	0.1179	0.1017	0.0664	0.0429	0.6461	0.12

THM<sup>+</sup>: tratamiento húmedo micorrizado. THM<sup>-</sup>: tratamiento húmedo no micorrizado. TSM<sup>+</sup>: tratamiento seco micorrizado. TSM<sup>-</sup>: Tratamiento seco no micorrizado

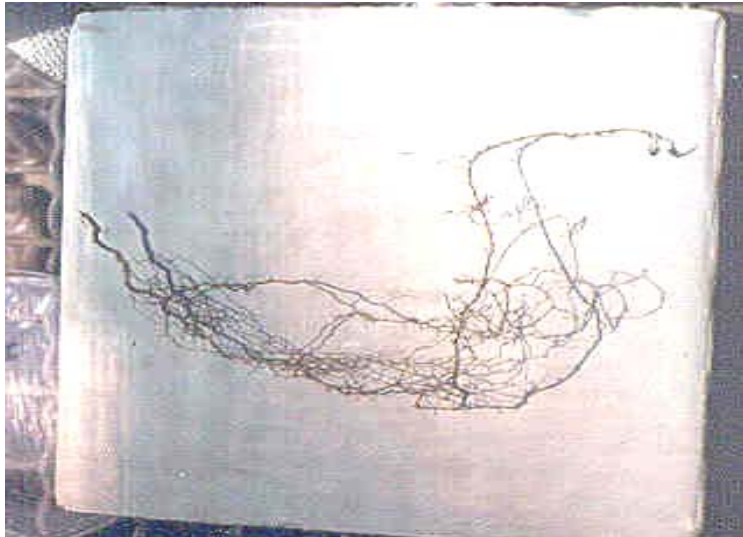


Figura 28.- Raíz inoculada en una plántula de *Prosopis laevigata* al final del experimento.

En cuanto a la biomasa húmeda el THM+ presentó un mayor incremento con 16.6% y 64.4% respecto al THM- y TSM-, el TSM+ presentó 14.3% respecto al TSM-. Para la biomasa seca el THM+ presentó un incremento con 27.8% y 67.8% a diferencia del THM- y TSM-, el TSM+ presentó un 8.2% más que el TSM-. Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato (1990) mencionan que en estudios realizados con leguminosas micorrizadas, éstas presentan mayor crecimiento y mayores concentraciones de minerales como N, P, Ca, Cu y Mn, que aquellas plantas que no son micorrizadas y por lo tanto adquieren una mayor biomasa tanto húmeda como seca (aérea y radical) (Peña, 2002).

En la producción de biomasa fresca y seca (aérea y radical), no presentaron diferencias significativas entre tratamientos al aplicar un ANCOVA  $p < 0.05$  (Figura 29 y 30). Debido a que en los tratamientos secos no existe un aumento en la biomasa de *P. laevigata* cuando se encuentran bajo condiciones hídricas limitadas, aún para el tratamiento micorrizado, el cual presentó un porcentaje menor de 30% de colonización micorrícica. Esto no permite explotar el potencial de su hospedero al máximo, en el corto período de tiempo en que se realizó el experimento. Por otra parte las plántulas *P. laevigata* presentaron un crecimiento lento, por lo que se necesita de un lapso mayor de tiempo para generar mayores recursos en cuanto a la producción de biomasa.

El cociente raíz/vástago (R/S), obtuvo su menor valor para el tratamiento TSM+ (0.4478), mientras que para el THM+ (1.1464) resultó con un valor superior a los demás

tratamientos (Figura 31). Esto se debe a que las plantas inoculadas presentan raíces más gruesas y ramificadas que las presentes en las plantas no inoculadas que tienden a ser más largas. Esto implicó en los tratamientos micorrizados un óptimo aprovechamiento del agua y nutrimentos del suelo para las partes aéreas de la planta y un transporte de carbohidratos a la raíz y a las partes bajas de la planta, lo que se refleja en un desarrollo continuo y en un rápido establecimiento de plántulas micorrizadas (Hass *et al.*, 1973; Nobel, 1983; Read y Boyd 1986). Sin embargo el bajo R/S para el tratamiento TSM+ puede explicarse porque el factor limitante del desarrollo es la baja disponibilidad hídrica del suelo, como lo reportan Smith y Read (1997), con plantas inoculadas con HMA que adquirieron un radio R/S reducido; al mismo tiempo Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato (1990) mencionan que la leguminosa *Glycine max* inoculada con *Glomus mosseae* presenta menor resistencia al agua y que tal efecto está asociado con una menor R/S.

Por lo que corresponde al WUE, los resultados muestran que las plantas micorrizadas, tanto del tratamiento húmedo y del tratamiento seco, tiene una mayor eficiencia ya que tienden a producir mayor biomasa por litro de agua irrigada que las no micorrizadas (cuadro 5). Los análisis estadísticos no muestran diferencias significativas entre los tratamientos micorrizados y los no micorrizados, al aplicar una prueba de t (Figura 32). Longenecker y Erie (1968), estudiaron el efecto de la irrigación en campos de algodón en Texas, encontrando que había una clara relación entre una elevada cantidad de agua aplicada a los campos de algodón y un alto valor de la WUE; asimismo se obtuvo un bajo de WUE con una infrecuente aplicación de agua. Por ello si las MA incrementan la absorción de agua, por consecuencia favorecen un alto WUE en las plantas micorrizadas (Read y Boyd, 1986).

Krieg (1977), reporta que el incremento en la cantidad de riego del agua resulta en una planta saludable con un mayor potencial hídrico, siendo que una menor cantidad de agua o un déficit de humedad en el suelo reduzca considerablemente los procesos fisiológicos de la planta y por consecuencia presente un menor potencial hídrico (Read y Boyd, 1986).

Otros estudios mencionan que el WUE es funcional cuando hay cambios en la anatomía, estructura y crecimiento de la planta debido a la asociación micorrícica para tolerar la sequía. Por otra parte *P. laevigata* es una planta C3 (County, 1997), la cual consume una mayor cantidad de agua por tanto su transpiración es mayor y al no presentar

micorrización suele ser muy difícil tolerar el periodo de sequía prolongado y presentan valores bajos de WUE.

THM<sup>+</sup>: tratamiento húmedo micorrizado. THM<sup>-</sup>: tratamiento húmedo no micorrizado. TSM<sup>+</sup>: tratamiento seco micorrizado. TSM<sup>-</sup>: Tratamiento seco no micorrizado.

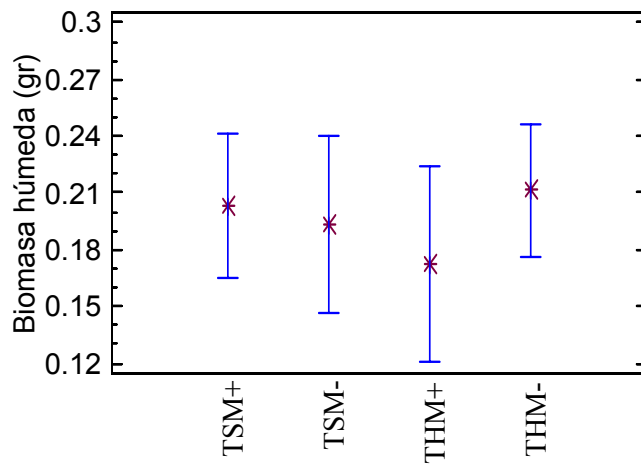


Figura 29.- Biomasa húmeda de *Prosopis laevigata* obtenida al final del experimento, ANCOVA  $p < 0.4$ .

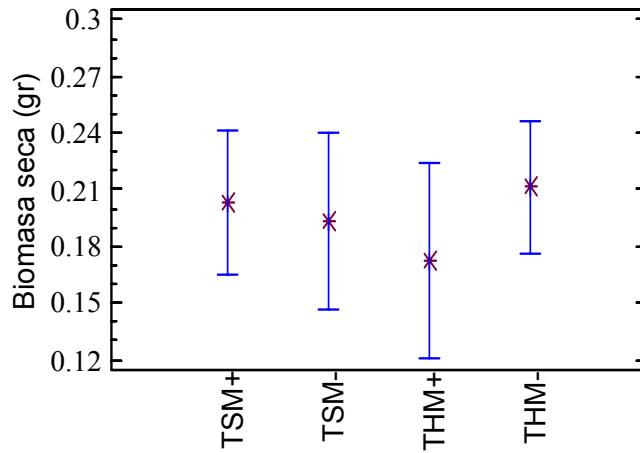


Figura 30.- Biomasa seca de *Prosopis laevigata* obtenida al final del experimento, ANCOVA  $p < 0.01$ .

THM<sup>+</sup>: tratamiento húmedo micorrizado. THM<sup>-</sup>: tratamiento húmedo no micorrizado. TSM<sup>+</sup>: tratamiento seco micorrizado. TSM<sup>-</sup>: Tratamiento seco no micorrizado.

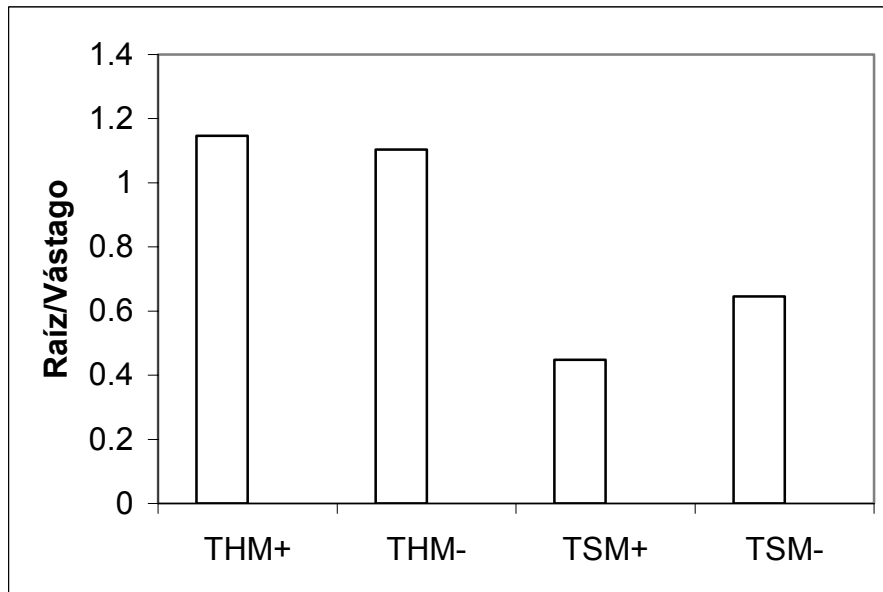


Figura31.- Valores del cociente Raíz-Vástago en *P. laevigata*, obtenidos al final del experimento.



TM<sup>+</sup>: tratamientos micorrizados. TM<sup>-</sup>: Tratamientos no micorrizados.

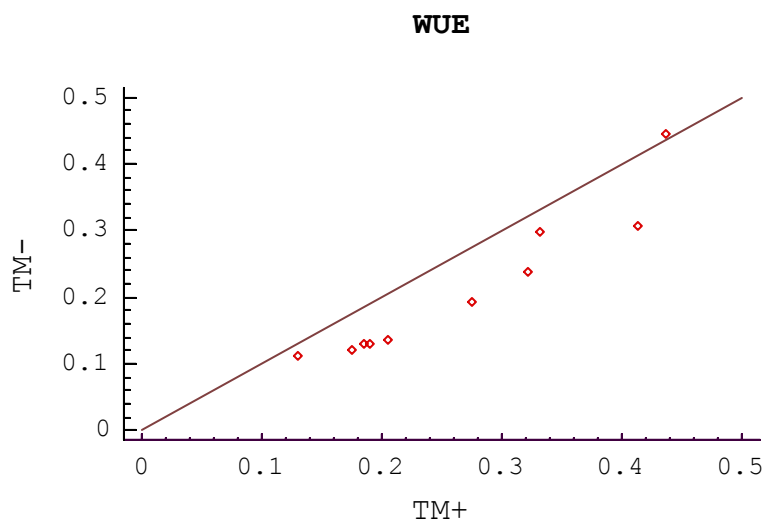


Figura 32. – Prueba de t para el uso eficiente del agua (WUE), para plántulas de *Prosopis laevigata*.

### 12.7. Establecimiento y Supervivencia

El establecimiento de las plántulas de mezquite para los cuatro tratamientos en la semana 3 resultó ser aceptable, debido a los riegos suministrados al inicio de la semana 1 y 2, los cuales fueron acumulativos para evitar una pérdida considerable de plántulas en una temprana etapa del experimento (Figura 33, Cuadro 2). Sin embargo estudios realizados por Hass *et al.*, en invernadero, demostraron que el establecimiento de plántulas está relacionado con varios factores ambientales: temperatura, constitución del suelo, humedad de suelo y disponibilidad del agua. Esta última resulta de vital importancia ya que determina después de los 10 o 12 días posteriores a la germinación, que la planta desarrolle todos los tejidos necesarios para un funcionamiento normal y pueda seguir su ciclo de vida.

La supervivencia entre los tratamientos que se encontraban bajo un riego de 8 mm (TSM<sup>-</sup> y TSM<sup>+</sup>), fue del 55 y 50% respectivamente, mientras que los tratamientos que tenían un riego de 18 mm (THM<sup>-</sup> y THM<sup>+</sup>) fue de 65 y 75% (Cuadro 6, Figura 34). El bajo nivel de porcentaje de supervivencia para los tratamientos secos, posiblemente se debe a la

cantidad de riego suministrada al iniciar los tratamientos, la cual resulta insuficiente para lograr la emergencia en todas las unidades experimentales y por consecuencia éstas no prosperaron. El factor hídrico también influyó a lo largo del experimento para que algunas plántulas de mezquite no resistieran esta limitante y por tanto perdieron hojas, turgencia y posteriormente murieron (Figura 33). Por otra parte tener un suelo constantemente húmedo favoreció el desarrollo de hongos patógenos en el tratamiento THM<sup>-</sup> (Figura 35), debido a que las plántulas juveniles de mezquite son muy susceptibles al exceso de humedad y a que no presentan asociaciones micorrícicas (Parker, 1982). En principio la micorrización de las plantas puede ser un control biológico contra los patógenos del suelo, a diferencia del tratamiento no micorrizado, ya que mejoran la nutrición de la plantas, compiten con los patógenos por los sitios de colonización e infección e induce cambios anatómicos y morfológicos en las raíces. Además de proveer una protección contra plagas y enfermedades atraídas por exudados que emiten las plantas (Fitter y Garbaye, 1994; Azcón y Barea, 1996; Pedersen y Sylvia, 1996; Srivastava *et al.*, 1996).



Figura 33.- Establecimiento de plántulas de *Prosopis laevigata* en la semana 3, las cuales estuvieron conformadas al azar en todo el transcurso del experimento.

Cuadro 7.- Relación de Individuos establecidos y supervivientes en plántulas de *P. laevigata*.

Tratamiento	Total de Individuos	Individuos establecidos (semana 3)	%de establecimiento (semana 3)	Supervivientes al término del experimento (semana 27)	% de supervivencia
TSM+	20	17	85	10	50
TSM-	20	18	90	8	40
THM+	20	20	100	15	75
THM-	20	19	90	11	55

THM<sup>+</sup>: tratamiento húmedo micorrizado. THM<sup>-</sup>: tratamiento húmedo no micorrizado. TSM<sup>+</sup>: tratamiento seco micorrizado. TSM<sup>-</sup>: Tratamiento seco no micorrizado.



Figura 34.- Supervivencia de plántulas de *Prosopis laevigata*, del tratamiento seco y húmedo tomadas al azar al finalizar el experimento (después de 27 semanas).



Figura 35.- Unidades experimentales de los tratamientos secos y húmedos que murieron durante el experimento.



(a)



(b)



(c)



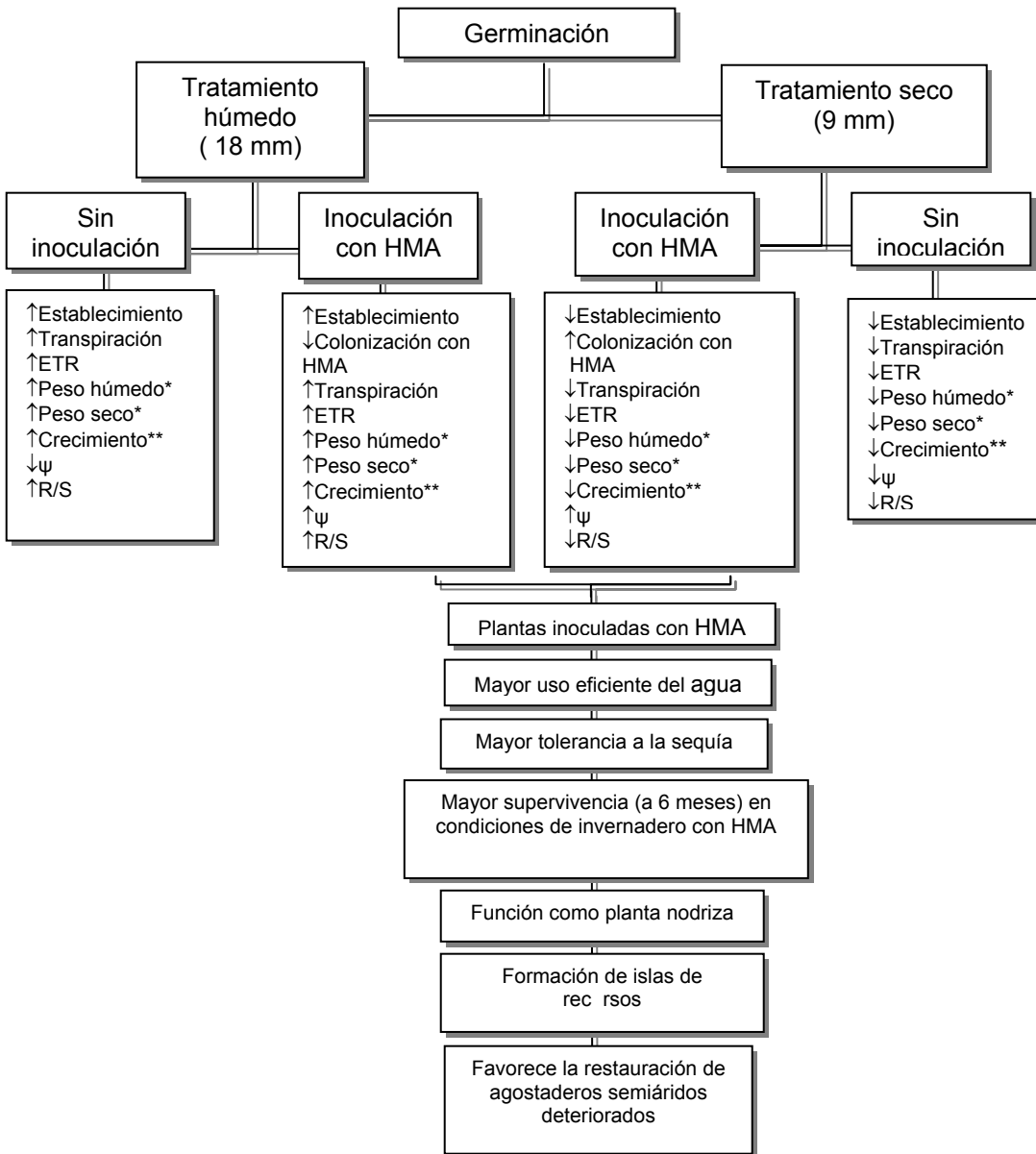
(d)

Figura 36.- Plántulas de *Prosopis laevigata* infestadas por hongos patógenos durante el experimento. (a) Semana 16. (b) Semana 17. (c) Semana 19. (d) Semana 22.



### 13. Establecimiento de *Prosopis laevigata*.

Al ser resuelta la problemática de este proyecto, se lograron conocer algunos aspectos muy importantes en las plántulas de *Prosopis laevigata* empleando a los HMA como una herramienta para hacer frente a la época de sequía. (Figura 37).



\*vástago (S), raíz (R).

\*\*altura máxima, diámetro, número de hojas y número de pinnas

↑: incremento

↓: decremento

ψ= Potencial hídrico

ETR: Evapotranspiración

R/S: Cociente entre biomasa radical y aérea

Figura 37. Diagrama de flujo conceptual del establecimiento de *Prosopis laevigata*.

## 14. Conclusiones

La emergencia y germinación de plántulas de *P. laevigata* está relacionada directamente con la reserva hídrica inicial y el riego suministrado semanalmente durante las 2 semanas posteriores al inicio del experimento.

Los HMA favorecen un mayor desarrollo vegetal (altura, diámetro, número de hojas y de pinnas) en plántulas de *Prosopis laevigata*, en comparación con aquellas que no son inoculadas, durante las 12 semanas posteriores al establecimiento de las plántulas.

Los HMA favorecen el establecimiento de *P. laevigata* a partir de la semana 10, con lo cual aumenta el porcentaje de supervivencia (THM+ 75%, TSM+ 60%) a diferencia de plántulas no micorrizadas (THM- 65%, TSM- 50%) al término de 6 meses.

El tratamiento hídrico seco (227 mm de agua), favorece un mayor porcentaje de colonización (78%) en plántulas de *Prosopis laevigata* a diferencia del (69%) en el tratamiento hídrico húmedo (447 mm de agua).

Los HMA favorecen un mayor cociente de biomasa de raíz / biomasa del vástago (R/S) en THM<sup>+</sup> y menor en TSM<sup>+</sup>, a diferencia de THM<sup>-</sup> y TSM<sup>-</sup> respectivamente, al término de 6 meses.

Los HMA optimizan un WUE en tratamientos secos y húmedos, en plántulas micorrizadas de *P. laevigata*, a diferencia los tratamientos no micorrizadas al término de 6 meses.

Los HMA favorecen significativamente el aumento del potencial hídrico caulinar en plántulas de *P. laevigata*, cuando se encuentran sometidas a condiciones de sequía.

No existen diferencias en los tratamientos micorrizados de *P. laevigata* en cuanto a la evapotranspiración real acumulada y transpiración acumulada al término de 6 meses.

No existen diferencias en cuanto a la biomasa fresca y seca en los tratamientos de *P. laevigata* al término de 6 meses.

## 15. Recomendaciones

- ❖ Para obtener diferencias significativas al determinar la biomasa húmeda y biomasa seca, estadísticamente, se recomienda extender el diseño experimental de 6 meses a 9 meses.
- ❖ Se puede implementar una prueba de ANCOVA para los resultados obtenidos al final de experimento, que permita tener una perspectiva más concisa y objetiva del diseño experimental.
- ❖ El inóculo a emplear en los proyectos deberá tener como característica principal haberse preparado en un lapso no mayor a un año, lo cual evitará problemas con la inoculación de las especies a trabajar.
- ❖ Es necesario incluir un parámetro que permita evaluar la salud de la planta semanalmente, cuando ésta se encuentra en condiciones estrés.
- ❖ Dependiendo de la especie, es necesario buscar o adecuar una técnica la cual permita una tinción adecuada de las raíces, para apreciar con mayor precisión la colonización micorrícica.
- ❖ Para evitar la compactación del suelo y por consecuencia ocasionar un estrés edáfico a las raíces, es necesario realizar una modificación en la relación suelo-gravilla empleada (1:1), la cual deberá ser de 1:3.



## 17. Apéndices

Análisis de la altura en plántulas de *Prosopis laevigata* mediante una prueba de ANOVA  
Kruskal-Wallis,  $p < 0.005$ .

Multiple Range Tests for Altura by Tratamiento

```

-----
Method: 95.0 percent LSD
Tratamiento  Count      Mean      Homogeneous Groups
-----
2             20       3.035      X
1             20       3.11       X
4             20       4.475     XX
3             20       5.62       X
-----
Contrast      Difference      +/- Limits
-----
1 - 2          0.075          2.13262
1 - 3        *-2.51          2.13262
1 - 4        -1.365          2.13262
2 - 3        *-2.585          2.13262
2 - 4        -1.44           2.13262
3 - 4         1.145           2.13262
-----

```

\* denotes a statistically significant difference.

Kruskal-Wallis Test for Altura by Tratamiento

```

-----
Tratamiento  Sample Size  Average Rank
-----
1             20           33.425
2             20           31.5
3             20           53.9
4             20           43.175
-----

```

Test statistic = 12.5793 P-Value = 0.0056403

Análisis del diámetro en plántulas de *Prosopis laevigata* mediante una prueba de ANOVA  
Kruskal-Wallis,  $p < 0.0007$ .

Multiple Range Tests for Diametro by Tratamiento

```

-----
Method: 95.0 percent LSD
Tratamiento  Count      Mean      Homogeneous Groups
-----
1             20       0.0545     X
2             20       0.055      X
3             20       0.0805     XX
4             20       0.101      X
-----
Contrast      Difference      +/- Limits
-----
1 - 2        -0.0005        0.0375448
1 - 3        -0.026         0.0375448
1 - 4        *-0.0465        0.0375448
2 - 3        -0.0255        0.0375448
2 - 4        *-0.046         0.0375448
3 - 4        -0.0205        0.0375448
-----

```

\* denotes a statistically significant difference.

Kruskal-Wallis Test for Diametro by Tratamiento

Tratamiento	Sample Size	Average Rank
1	20	29.825
2	20	32.525
3	20	43.775
4	20	55.875

Test statistic = 16.8913 P-Value = 0.00074406

**Análisis del número de hojas en plántulas de *Prosopis laevigata* mediante una prueba de ANOVA Kruskal-Wallis,  $p < 0.001$ .**

Multiple Range Tests for Hojas by Tratamiento

Method: 95.0 percent LSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
1	20	4.9	X
2	20	4.95	X
3	20	7.0	XX
4	20	9.4	X

Contrast	Difference	+/- Limits
1 - 2	-0.05	3.4357
1 - 3	-2.1	3.4357
1 - 4	*-4.5	3.4357
2 - 3	-2.05	3.4357
2 - 4	*-4.45	3.4357
3 - 4	-2.4	3.4357

\* denotes a statistically significant difference.

Kruskal-Wallis Test for Hojas by Tratamiento

Tratamiento	Sample Size	Average Rank
1	20	31.275
2	20	32.8
3	20	42.275
4	20	55.65

Test statistic = 14.9926 P-Value = 0.00182299

**Análisis del número de pinnas en plántulas de *Prosopis laevigata* mediante una prueba de ANOVA Kruskal-Wallis,  $p < 0.002$ .**

Multiple Range Tests for Pinnas by Tratamiento

Method: 95.0 percent LSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
-------------	-------	------	--------------------

1	20	9.75	X
2	20	10.0	X
3	20	13.8	XX
4	20	18.2	X

Contrast	Difference	+/- Limits
1 - 2	-0.25	6.77499
1 - 3	-4.05	6.77499
1 - 4	*-8.45	6.77499
2 - 3	-3.8	6.77499
2 - 4	*-8.2	6.77499
3 - 4	-4.4	6.77499

\* denotes a statistically significant difference.  
Kruskal-Wallis Test for Pinnas by Tratamiento

Tratamiento	Sample Size	Average Rank
1	20	31.075
2	20	33.325
3	20	42.5
4	20	55.1

Test statistic = 14.236 P-Value = 0.00260095

Análisis del potencial hídrico caulinar en plántulas de *Prosopis laevigata* mediante una prueba de ANOVA Kruskal-Wallis,  $p < 0.01$ .

Multiple Range Tests for Potencial Hídrico by Tratamiento

Method: 95.0 percent LSD

Tratamiento	Count	Mean	Homogeneous Groups
2	5	-1.68	X
4	5	-1.49	XX
3	5	-0.97	X
1	5	-0.94	X

Contrast	Difference	+/- Limits
1 - 2	*0.74	0.709458
1 - 3	0.03	0.709458
1 - 4	0.55	0.709458
2 - 3	*-0.71	0.709458
2 - 4	-0.19	0.709458
3 - 4	0.52	0.709458

\* denotes a statistically significant difference.

Kruskal-Wallis Test for Potencial Hídrico by Tratamiento

Tratamiento	Sample Size	Average Rank
1	5	14.0
2	5	6.4
3	5	13.0
4	5	8.6

Test statistic = 5.64489 P-Value = 0.130223

**Interacción entre los dos niveles de riego y los cuatro tratamientos del potencial hídrico al aplicar un ANOVA, Multifactorial ( $p < 0.64$ ).**

Analysis of Variance for Potencial Hídrico - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
MAIN EFFECTS					
A:Tratamiento	1.9845	1	1.9845	7.09	0.0170
B:Riego	0.032	1	0.032	0.11	0.7397
INTERACTIONS					
AB	0.0605	1	0.0605	0.22	0.6483
RESIDUAL	4.48	16	0.28		
TOTAL (CORRECTED)	6.557	19			

**Prueba de t para la transpiración de los tratamientos micorrizados y no micorrizados en plántulas de *Prosopis laevigata*.**

Comparison of Means for Transpiración

95.0% confidence interval for mean of TRATAMIENTO=1: 41.9861 +/- 175.892 [-133.906,217.878]  
 95.0% confidence interval for mean of TRATAMIENTO=2: 41.6739 +/- 174.953 [-133.279,216.627]

95.0% confidence interval for the difference between the means  
 assuming equal variances: 0.312121 +/- 84.0084 [-83.6963,84.3205]

t test to compare means

Null hypothesis: mean1 = mean2  
 Alt. hypothesis: mean1 NE mean2  
 assuming equal variances: t = 0.0159859 P-value = 0.988697

The StatAdvisor

NOTE: these results assume that the variances of the two samples are equal. In this case, that assumption appears to be reasonable based on the results of an F-test to compare the standard deviations. You can see the results of that test by selecting Comparison of Standard Deviations from the Tabular Options menu.

**Prueba de t para la evapotranspiración de los tratamientos micorrizados y no micorrizados en plántulas de *Prosopis laevigata*.**

Comparison of Means for ETR

95.0% confidence interval for mean of TRATAMIENTO=1: 168.378 +/- 690.645 [-522.267,859.022]  
 95.0% confidence interval for mean of TRATAMIENTO=2: 170.684 +/- 682.423 [-511.739,853.108]

95.0% confidence interval for the difference between the means  
 assuming equal variances: -2.30667 +/- 328.78 [-331.087,326.473]

t test to compare means

Null hypothesis: mean1 = mean2

Alt. hypothesis: mean1 NE mean2  
 assuming equal variances: t = -0.0301867 P-value = 0.97866

NOTE: these results assume that the variances of the two samples are equal. In this case, that assumption appears to be reasonable based on the results of an F-test to compare the standard deviations. You can see the results of that test by selecting Comparison of Standard Deviations from the Tabular Options menu.

## Análisis de biomasa húmeda en plántulas de *Prosopis laevigata* obtenida por una prueba de ANCOVA $p < 0.4$

Analysis of Variance for variable - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
COVARIATES					
covariable	0.0352123	1	0.0352123	28.71	0.0001
MAIN EFFECTS					
A:tratamiento	0.0035873	3	0.00119577	0.98	0.4305
RESIDUAL	0.0183945	15	0.0012263		
TOTAL (CORRECTED)	0.158698	19			

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Multiple Range Tests for variable by tratamiento

Method: 95.0 percent LSD

tratamiento	Count	LS Mean	Homogeneous Groups
3	5	0.172404	X
2	5	0.19344	X
1	5	0.202967	X
4	5	0.211569	X

Contrast	Difference	+/- Limits
1 - 2	0.00952679	0.0472067
1 - 3	0.0305634	0.0472067
1 - 4	-0.00860226	0.0472067
2 - 3	0.0210366	0.0472067
2 - 4	-0.0181291	0.0472067
3 - 4	-0.0391656	0.0472067

\* denotes a statistically significant difference.

**Análisis de biomasa seca en plántulas de *Prosopis laevigata* obtenido por una prueba de ANCOVA  $p < 0.01$ .**

Analysis of Variance for variable - Type III Sums of Squares

Source	Sum of Squares	Df	Mean Square	F-Ratio	P-Value
-----					
COVARIATES					
covariable	0.00567239	1	0.00567239	7.49	0.0153
MAIN EFFECTS					
A:tratamiento	0.0113165	3	0.00377217	4.98	0.0135
RESIDUAL	0.0113556	15	0.000757037		
-----					
TOTAL (CORRECTED)	0.0757436	19			
-----					

All F-ratios are based on the residual mean square error.

Multiple Range Tests for variable by tratamiento

Method: 95.0 percent LSD

tratamiento	Count	LS Mean	Homogeneous Groups
2	5	0.0616291	X
1	5	0.0831517	X
4	5	0.12216	X
3	5	0.15304	X

Contrast	Difference	+/- Limits
1 - 2	0.0215226	0.0370907
1 - 3	*-0.0698879	0.0370907
1 - 4	*-0.0390078	0.0370907
2 - 3	*-0.0914105	0.0370907
2 - 4	*-0.0605305	0.0370907
3 - 4	0.0308801	0.0370907

\* denotes a statistically significant difference.

Prueba de t para el uso eficiente del agua (WUE) de los tratamientos micorrizados y no micorrizados en plántulas de *Prosopis laevigata*.

Comparison of Means for WUE

-----

95.0% confidence interval for mean of TRATAMIENTO=1: 0.266363 +/- 0.075794  
[0.190569,0.342157]  
95.0% confidence interval for mean of TRATAMIENTO=2: 0.211156 +/- 0.0788123  
[0.132344,0.289968]  
95.0% confidence interval for the difference between the means  
assuming equal variances: 0.0552072 +/- 0.101551 [-0.0463433,0.156758]

t test to compare means

Null hypothesis: mean1 = mean2  
Alt. hypothesis: mean1 NE mean2  
assuming equal variances: t = 1.14215 P-value = 0.268356

NOTE: these results assume that the variances of the two samples are equal. In this case, that assumption appears to be reasonable based on the results of an F-test to compare the standard deviations. You can see the results of that test by selecting Comparison of Standard Deviations from the Tabular Options menu.

## 16. Referencias

- Allen, E. B. 1999. La restauración de zonas áridas perturbadas con especial referencia a los hongos micorrízicos. En: Orellana, R., Escamilla, J.A. y Larqué-Saavedra, A. (editores). Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos. CICY, Yucatán, México. 167-177 pp.
- Armella, M. A. y L. Yáñez L. 1997. Recursos naturales alternativos y la conservación de la biodiversidad en: Toledo Ocampo (Ed.) Economía ambiental: lecciones de América Latina. SEMARNAP. 205-212 pp.
- Augé, R. M. 2001. Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. Tennessee agricultural experiment station. University of Tennessee. USA. 11:3-42 pp.
- Azcón-G. C., Barea. J. M. 1980. Biología. Selección e introducción. Micorrizas. Libros de Prensa Científica. 80-86 pp.
- Azcón, C. A. Barea J. M. 1996. Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens an overview of the mechanisms involved. Springer-Verlag, Mycorrhiza 6:457-464 pp.
- Bainbridge, D. A. 1990. The restoration of agricultural lands and drylands. En: Berger, J. J. (editor). Environmental restoration: science and strategies for restoration of the earth. Island Press, Estados Unidos. 4-13pp.
- Barragán Valdez Edna Alicia. 2001. Inoculación micorrícica de *Prosopis laevigata* L. (Mezquite) en condiciones de invernadero y su efecto al transplante de campo. Tesis para obtener el grado de Biólogo. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM. México. 12-30 pp.
- Bierhuizen, J. F. 1976. Irrigation and water use efficiency. En: Lange, O.L., Kappen, L., y Schulze, E.-D., (editores). Water and plant life. Springer-Verlag Berlin, Alemania. 423-428pp.
- Chalmers D. J., Olson K. A. y Jones T. R. 1983. Water relations of peach trees and orchards. Department of agriculture, irrigation research institute, Taura, Victoria, Australia. En: Kozlowski T. T. Water deficits and plant growth. Volume VII. Academic Press, Inc. U. K. 211-220 pp.
- County S. 1997. Plant checklist for Socorro County, New Mexico. August 7. The Sevilleta /LTER.. U. S. A., 1-24 pp.



- Cruz R. J., García M. E., Frías H. J., Montesinos S. G. y Flores F. J. 1997. Influencia de los mezquites en la composición y cobertura de la vegetación herbácea de un agostadero semiárido del norte de Guanajuato. En: Bol. Soc. Bot. México 61: 21-30 pp.
- Escalante G. L. 1995. Caracterización y evaluación de las condiciones microambientales asociadas a micrositios que favorecen la germinación y establecimiento de *Bouteloua gracilis* (H.B.K.) Lag. en un agostadero de Santiago Anaya, del Valle de Actopan, Estado de Hidalgo. Tesis profesional de Biólogo. ENEP-Zaragoza. UNAM.
- Ferrera C. R., González C. Ma. del C. y Rodríguez, M. Ma. de las N. 1993. Manual de agromicrobiología. Trillas, México. 53-90 pp.
- Fitter, A. H. y Hay, R. K. M. 1989. Environmental physiology of plants. Second Edition. Academic Press Inc., Estados Unidos. 160-162 pp.
- Fitter, A. H. y Garabaye J. 1994. Interactions between mycorrhizal fungi and other soil organisms. Plant and soil. 159: 123-132. En: Concepts in mycorrhizal research. K. G. Mukerji. Kluwer Academic Publishers. Netherlands. 19/2:195-222 pp.
- García P. F., Martínez J. B. 1994. Introducción a la fisiología vegetal. Ediciones Mundi-Prensa. 30-47 pp.
- García S. R., Monroy A. A. Plantas de los agostaderos de Santiago de Anaya, Hidalgo. FES Zaragoza. México, D.F. 17 pp. Comunicación oral.
- Garcidueñas R. 1993. Fisiología vegetal aplicada. 4ª Edición. Interamericana Mc. Graw-Hill. México. 50-51pp.
- George E., Häussler K., Kothari S. K., Li X-L y Marschner H. 1992. Contribution of mycorrhizal hyphae to nutrient and water uptake of plants. University of Hohenheim, Stuttgart Germany 42-47 pp. En: Read, D.J., Lewis. D. H., Fitter, A. H., Alexander, I. J. Mycorrhizas in ecosystems. CAB Internacional. U.K.
- Gispert, C. 2000. Atlas visual de Botánica, Océano. España. 81pp.
- Gómez, F., Signoret, J. y Abulín M. C. 1970. Mezquites y huizaches. Algunos aspectos de la economía, ecología y taxonomía de los géneros, *Prosopis* y *Acacia* en México. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables, A. C. México D.F. 35-50 pp.
- Grant, W. D., Long P. E. 1989. Microbiología ambiental. España. Acribia 222. 81-84 pp.
- Guadarrama, P. y F. J. Alvarez-Sánchez. 1999. Abundance of arbuscular mycorrhizal fungi spores in different environments in a tropical rain forest, Veracruz, México. Mycorrhiza. 8:264-269 pp.
- Gupta R. K. y Kumar P. 2000. Mycorrhizal plants in response to adverse environmental conditions. G. B. Pant University of agriculture and technology Patnagar. India. 67-76 pp.

- En: Mukerji K. G., Chamola B. P., y Jagiit S. K. Mycorrhizal Biology. Kluwer Academic/Plenum Publishers. Netherlands.
- Guzmán-Plazola R. A. y Ferrera-Cerrato R. 1990. La endomicorriza vesículo-arbuscular en las leguminosas. Sección de microbiología, centro de edafología. Colegio de Postgraduados. México
  - Harley, J. L. y Smith, S.E. 1984. Mycorrhizal simbiosis. Academic Press, Londres, U. K. 27-32 pp.
  - Hass, R.H., Meyer R. E., Scifres C. J. y Brock S. H. 1973. Growth and development of mesquite. En: Texas A y M University. Mesquite; growth and development, management, economics, control and use. The Texas agricultural experimental station, College station, Texas. 10 –19 pp.
  - Hernández, D.A. 2001. Las Micorrizas. CYTEN. Argentina. 10 pp.
  - Hopkins, W. G. 1995. Introduction to plant physiology. John Wiley and Sons, Inc. New York. 464 pp.
  - INEGI. 1999. Estadística del medio ambiente; Informe de la situación general en materia de equilibrio ecológico y protección al ambiente, 1997-1998. Tomo I. Capítulo II, 61-76 pp.
  - Juárez, A. R., Alvarado M. R. y Valdez C. R. 2001. Escarificación de semillas de mezquite (*Prosopis laevigata*) para aumentar la eficiencia en la germinación. V jornadas de investigación de la Universidad Autónoma de Zacatecas. 7p.
  - Lu, X. y Koide, R. T. 1994. Effects of mycorrhizal infection on components of plant growth and reproduction. New Phytologist. 128:211-218 pp.
  - Maldonado, A. L. 1981. Clasificación de tipos de vegetación de zonas áridas y semi-áridas de México En: General technical report WO-28 Arid land resource inventories: developing cost-efficient methods. An international workshop November 30-December 6, 1980. La Paz, México. 167-176 pp.
  - Maldonado A.L. 1993. Manejo de la cubierta vegetal de las zonas áridas de México. SARH INIFAP. Divulgación Número 75.
  - Maynard G. H., Orcutt D.M. 1987. The physiology of plants under stress. John Wiley Sons. 14-16 p.
  - Marschner, H. 1990. Mineral nutrition of higher plants. 4ª reimpression. Academic Press, Estados Unidos. 469-476 pp.

- Mckell, C. M. 1989. The role of shrubs in plant community diversity. En: Mckell, C. M. (editor). The biology and utilization of shrubs. Academic Press. Estados Unidos. 307-320 pp.
- McVaugh, R. 1987. Flora Novo-Galiciana: a descriptive account of the vascular plants of western México. Volumen 5, Leguminosae. An arbor, The University of Michigan Press, Estados Unidos. 190p.
- Miller M.H. y McGoingle T.P. 1992. Soil disturbance and the effectiveness of arbuscular mycorrhiza in an agricultural ecosystem department of land resources sciences, University of Guelph, Ontario Canada. 156-163 pp. En: Read, D.J., Lewis. D. H., Fitter, A. H., Alexander, I.J. Mycorrhizas in ecosystems. CAB Internacional. U.K.
- Montaña A. N. 2000. Potencialidad de los hongos micorrizogenos arbusculares de las islas de fertilidad de mezquite (*Prosopis laevigata*) de dos agostaderos semiáridos del Valle de Actopan, México Central. Un enfoque ecológico para recuperar la vegetación. Tesis para obtener el grado de Biólogo. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM. México. 25-27 pp.
- Montaña A., N. M. y Monroy A. A. 2000. Conservación ecológica de suelos en zonas áridas y semiáridas en México. Ciencia y Desarrollo 26 (154): 26-37 pp.
- Mooney H. A., Simpson B. B., y Solbring O. T. 1977. Phenology, morphology, physiology. En: Simpson B. B. Mesquite; its biology in two desert ecosystems. Dowden Hutchinson y Ross Inc. Pennsylvania. 26-43 pp.
- Morton, J. B., 2001. Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera archaeospora and parablomus, based on a concordant molecular and morphological character. Mycologia. 93: 1, 181-195pp.
- Nobel, P.S. 1983. Biophysical plant physiology and ecology. W. H. Freeman and Company Nueva York, Estados Unidos. 608 pp.
- Nieto, P. C. 1983. La lechuguilla. INIREB-Infoma. Comunicado No. 36 sobre recursos bióticos potenciales del país. Instituto Nacional de Investigación sobre Recursos Bióticos, Xalapa, Ver., s.p.
- Parker., H. W. 1982. Mesquite (Symposium in mesquite utilization). Proceedings of the Symposium (October 24 and 30). College of agricultural sciences, Texas Tech University Lubbock, Texas 79409. A-1-P-7 pp.
- Pedersen C. T., D. M. Sylvia 1996. Mycorrhiza: ecological implications of plant interactions. En: Concepts in mycorrhizal research. K. G. Mukerji. Kluwer Academic Publishers. Netherlands. 19/2:195-222 pp.

- Peña, B. J. 2002. Influencia de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en el establecimiento de *Mimosa biuncifera* Benth. Bajo condiciones de sequía en un invernadero. Informe de investigación de LIB'S V y VI como alternativa que para obtener el título de: Biólogo. 45-55 pp.
- Perry, R. A. 1979. Introduction in: Goodall, D. W. & R. A. Perry (eds.) Arid land ecosystems: structure, function and management. Cambridge University Press. Cambridge. 1-3pp.
- Piña F., F. 1983. Catálogo de especies de plantas útiles no maderables con importancia económica. Catálogo No. 9. Subsecretaría Forestal. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. SARH. México, D. F. 79 pp.
- Quattrocchi, F. L. 2000. Plant names. Scientific names, Eponyms, synonyms and etymology. CRC Press. U. S. 2171pp.
- Read, D. J. y Boyd R. 1986. Water relations of mycorrhizal fungi an their host plants. Water, Fungi and Plants. 290-301 pp. En: Water, Fungi and Plants. Ayres, P. G., y Boddy L. British mycological society Symposium 11. Cambridge University Press. U. S. A. 413 pp.
- Redecker, D. 2000. [invam.caf.wu.edu/new.htm](http://invam.caf.wu.edu/new.htm). Fecha de Consulta: 18.04.03
- Reyes –Quintanar, C. K. 2000. Estudio microbiológico de la rizósfera e interrizosfera de *Neobuxbamia tetetzo* y *Prosopis laevigata*. UNAM. Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas. 5 y 20-22 pp.
- Romahn, C. F. 1992. Principales productos forestales no maderables de México. UACH. México 376 pp.
- Rubio, H. R., Cepeda P. M., Borle B. F., y Contreras N. A. 1997. Efecto de hongos micorrizógenos arbusculares sobre el crecimiento de algunas hortalizas en almácigo y posterior transplante. Agricultura técnica, Chile. 3 (57): 161-168pp.
- Rzedowski, J. y M. Equihua. 1987. Flora en: Atlas Cultural de México. Secretaría de Educación Pública. Instituto Nacional de Antropología e Historia. Editorial Planeta. México, D. F. 222 pp.
- Rzedowski J. 1988. Análisis de la distribución geográfica del complejo *Prosopis* (Leguminosae, Mimosoideae) en Norteamérica. Acta Botánica Mexicana, 3:7-19.
- Rzedowski de G.C., J. Rzedowski. 2001. Flora fanerogámica del Valle de México. Instituto de Ecología A. C. México. 250-253 pp.
- Salisbury B. F., Ross W. C. 2000. Fisiología de las plantas. Editorial Paraninfo. España. 913 pp.

- Sieverding E., (1991). Micorrizas vesículo-arbusculares en agroecosistemas tropicales. Editorial Limusa, México D. F. 45-59 pp.
- Smart, E. R. y Coombe B. R. 1983. Water relations of grapevines. Soil and plant research station, ministry of agriculture and fisheries, Hamilton, New Zealand. 144-152pp. En: Kozlowski, T. T. Water deficits and plant growth. Vol. VII. Academic Press Inc. New York. 251 pp.
- Smith, S. E., Gianinazzi-Pearson V., Koide R. y Cairney J. W. G. 1994. Nutrient transport in micorrizas: structure, physiology and consequences for efficiency of the symbiosis. 103-113 pp. En: Robson, A. D., Abott L. K., Malajczuk N. Management of micorrizas in agriculture, horticulture and forestry. Kluwer Academic Publisher. Netherlands.
- Smith, S. E. y Read D. J. 1997. Mycorrhizal symbiosis. Academic Press. U. K. 9-160pp
- Sosa, C. V. 1981. Necesidades de información para la planeación de actividades in: General Technical Report WO-28 Arid land resource inventories: Developing cost-efficient methods. An international workshop November 30-December 6, 1980. La Paz, México. 45-49 pp.
- Srivastava D., Kapoor R., Srivastava S. K. y Mukerji K. G. 1996. Vesícula arbuscular micorriza-an overview. Applied mycology laboratory, department of Botany, University of Delhi. India. 1-39 pp. En: Mukerji K. G. Concepts in mycorrhizal research. Kluwer Academic Publishers. Netherlands.
- Sullivan S. 1999. "Remedios naturales". Ediciones Hermanos Unidos. México, D.F. 60 pp.
- Tarafdar, J. C. y Praveen-Kumar. 1996. The role of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi on crop, tree and grasses in arid environment. Journal of arid environments. U.S.A. 34:197-103 pp.
- Valiente-Banuet A. 1996. La conservación de los desiertos: un desafío Ocelotl. Revista mexicana de la Conservación Pronatura. Vol. 4: 35-36 pp.
- Varma, A., H. Schuepp 1996. Influence of mycorrhization on the growth of micropropagated plants. En: Concepts in mycorrhizal research Mukerji K.G. Handbook of Vegetation Science, Kluwer Academic Publishers. Netherlands. 9/2: 113-132 pp.
- Vázquez-Yañes, C. y Batis, A.I: 1996. La restauración de la vegetación, árboles exóticos vs árboles nativos. Ciencias. 43, 16-23 pp.
- Velasco- Molina. 1991. Las zonas áridas y semiáridas sus características y su manejo. Limusa. México. 725 pp.

- Villa, S. A. 1981. Los desiertos de México. En: General technical report WO-28 Arid Land Resource Inventories: Developing Cost-Efficient Methods. An International Workshop. November 30-December 6, 1980. La Paz, México. 18-20 pp.
- Villanueva D. J. 1983. Distribución actual y características ecológicas del mezquite (*Prosopis laevigata* H. B. & Johnst), en el Estado de San Luis Potosí. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos : Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias División Forestal. Coyoacán, D.F. México. 5-36 pp.
- Zomlefer, W. B. 2001. Guide to Flowering Plant Families. University of North Carolina Press Chapel Hill a London. U. S. 3-4, 160-164 pp.
- 1. [http://hermosillovirtual.com/ciudad/flora\\_fauna.htm](http://hermosillovirtual.com/ciudad/flora_fauna.htm) Fecha de consulta: 20.05.03
- 2. <http://mycorrhiza.ag.utk.edu/> Fecha de consulta: 16.12.04
- 3. <http://www.ffp.csiro.au/research/mycorrhiza> Fecha de consulta: 20.12.04