



# UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

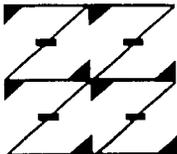
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

## 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 LIBROS V Y VI COMO ALTERNATIVA QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE B I Ó L O G O  
P R E S E N T A:  
JUAN CARLOS PEÑA BECERRIL

UNAM  
FES  
ZARAGOZA



Lo humano eje de nuestra reflexión

DIRECTOR DR. ARCADIO MONROY ATA

MÉXICO, D.F.

MAYO DE 2002

Investigación realizada con financiamiento de la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (DGAPA) a través del proyecto No. IN-205599.

TESIS CON FALLA DE ORIGEN



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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

## DEDICATORIA

A mi familia, que a pesar de los momentos difíciles que hemos pasado, estamos ahora aquí, nos encontramos bien y sé que nos irá mejor.

A mi Madre, la que se ha esforzado porque nosotros, sus hijos, salgamos adelante y a la que le agradezco el haberme facilitado las cosas para que terminara esta etapa.

A mis hermanos, Guadalupe e Ivan, ya que mutuamente estamos aprendiendo uno del otro y que forman parte de los momentos entretenidos de mi vida.

A todos aquellos amigos que conocí desde el primer semestre de la carrera hasta en esta última etapa de mi formación, especialmente para los amigos que nos hemos apoyado en los momentos más difíciles y para aquellos que me dieron un trato muy especial y que tal vez nunca les he agradecido, "GRACIAS".

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

## AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, al Dr. Arcadio Monroy Ata, por darme la oportunidad de realizar esta investigación, por todas las cosas que de él he aprendido, por haberme guiado durante esta etapa y al que le estoy profundamente agradecido por cada una de las atenciones que me ha brindado.

A cada uno de los profesores que me instruyeron a lo largo de la carrera.

A mis amigos del invernadero, Gustavo, Juan E. y claro, a Juan M., que hicieron que cada día en ese lugar fuera diferente.

A las personas del invernadero que facilitaron la elaboración del trabajo escrito (y de otros).

A todas aquellas personas que contribuyeron con sus comentarios puntuales en la realización y mejoría de este trabajo, tanto en la etapa experimental como en el escrito, así como a todos aquellos que aportaron con un pequeño grano de arena y que probablemente nunca se dieron cuenta de ello.

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

## ÍNDICE

<b>1. RESUMEN</b>	1
<b>2. INTRODUCCIÓN</b>	2
<b>3. MARCO TEÓRICO</b>	6
3.1. Micrositios	6
3.1.1. Plantas nodrizas	7
3.2. La rizósfera	8
3.3. La simbiosis micorrícica	8
3.3.1. Las micorrizas	8
3.3.1.1. Hongos micorrízicos arbusculares (HMA)	9
3.4. Relación agua-planta-suelo	10
3.5. Transpiración	11
3.6. El uso eficiente del agua (WUE)	11
<b>4. JUSTIFICACIÓN CIENTÍFICA</b>	13
<b>5. PROBLEMÁTICA</b>	14
<b>6. HIPÓTESIS</b>	15
<b>7. OBJETIVOS</b>	16
7.1. Objetivo general	16
7.2. Objetivos particulares	16
<b>8. <i>Mimosa biuncifera</i> Benth.</b>	17
8.1. Clasificación	17
8.2. Descripción	17
8.3. Distribución y hábitat	17

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

8.4. Fenología	18
8.5. Dispersión y propagación	19
8.6. Importancia	19
<b>9. ZONA DE ESTUDIO</b>	<b>20</b>
<b>10. MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>22</b>
10.1. Lugar de trabajo	22
10.2. Colecta y preparación del suelo	22
10.3. Preparación del inóculo	22
10.4. Preparación de macetas	22
10.5. Germinación	23
10.6. Transplante e inoculación	23
10.7. Riegos	24
10.8. Medición de variables de respuesta semanales	26
10.9. Selección de plantas para transplante a campo	26
10.10. Selección de micrositios y transplante a campo	26
10.11. Biomasa fresca y biomasa seca	27
10.12. Peso húmedo y seco del suelo	27
10.13. Montaje de raíces y porcentaje de colonización micorrícica	27
10.14. Separación y contéo de esporas	28
10.15. Análisis estadístico	28
<b>11. RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>29</b>
11.1. Germinación	29
11.2. Evapotranspiración real (ETR)	29

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

11.3. Crecimiento	33
11.4. Biomasa fresca, biomasa seca y uso eficiente del agua (WUE)	39
11.5. Nivel de clorofila	43
11.6. Supervivencia en invernadero	44
11.7. Colonización micorrízica	45
11.8. Supervivencia en campo (Santiago de Anaya)	49
11.9. Diagrama del establecimiento de <i>Mimosa biuncifera</i>	51
12. CONCLUSIONES	53
13. REFERENCIAS	54
14. ANEXOS	61

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Tipos de micrositios y sus características principales en las zonas semiáridas.	7
Cuadro 2. Propiedades físicas y químicas del suelo y métodos empleados para determinarlas (Escalante, 1995).	21
Cuadro 3. Cronograma de riego para las plántulas de <i>M. biuncifera</i> en los diferentes tratamientos hídricos.	24
Cuadro 4. Tasa de crecimiento (r) mensuales de <i>M. biuncifera</i> para los diferentes tratamientos.	37
Cuadro 5. Promedio de peso fresco y seco en gramos de las plántulas de <i>M. biuncifera</i> entre los diferentes tratamientos, así como el cociente biomasa radical/biomasa del vástago y la eficiencia en el uso del agua (WUE) correspondientes.	39
Cuadro 6. Número de esporas por 100 g de suelo en los diferentes tratamientos a dos profundidades.	47
Cuadro 7. Morfoespecies de las esporas encontradas en los cuatro tratamientos.	48
Cuadro 8. ANDEVA de dos factores para la altura de <i>M. biuncifera</i> a la semana 20 de tratamiento.	61
Cuadro 9. ANDEVA de dos factores para el diámetro medio de <i>M. biuncifera</i> a la semana 20 de tratamiento.	61
Cuadro 10. ANDEVA de dos factores para el número de hojas de <i>M. biuncifera</i> a la semana 20 de tratamiento.	61
Cuadro 11. ANDEVA de dos factores para el número de pinnas de <i>M. biuncifera</i> a la semana 20 de tratamiento.	62
Cuadro 12. ANDEVA de dos factores para el peso húmedo total de <i>M. biuncifera</i> .	62
Cuadro 13. ANDEVA de dos factores para el peso seco total de <i>M. biuncifera</i> .	62
Cuadro 14. ANDEVA de dos factores para el WUE de <i>M. biuncifera</i> .	62
Cuadro 15. ANCOVA para el peso seco de la raíz y peso seco del vástago de <i>M. biuncifera</i> .	63

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

Cuadro 16. ANDEVA de dos factores para el nivel de clorofila de <i>M. biuncifera</i> a la semana 20 de tratamiento.	63
Cuadro 17. ANDEVA de dos factores para el porcentaje de colonización por vesículas de <i>M. biuncifera</i> .	63
Cuadro 18. ANDEVA de dos factores para el porcentaje de colonización por hifas en raíces de <i>M. biuncifera</i> .	63
Cuadro 19. ANDEVA de dos factores para el porcentaje total de colonización en raíces de <i>M. biuncifera</i> .	64

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>M. biuncifera</i> Benth. (tomada de Pulido y Koch, 1992).	18
Figura 2. Mapa de localización de la zona de estudio (Santiago de Anaya).	20
Figura 3. Esquema de las macetas de PVC utilizadas en el experimento.	23
Figura 4. Porcentaje de germinación de <i>M. biuncifera</i> a temperatura ambiente durante 9 días.	29
Figura 5. Relación de la evapotranspiración real (ETR) acumulada entre los diferentes tratamientos durante las 20 semanas de experimentación en invernadero.	30
Figura 6. ETR, transpiración y evaporación acumulada en mm de agua de los diferentes tratamientos durante el experimento en invernadero.	31
Figura 7. Temperatura máxima y mínima (°C) registrada en el invernadero durante el transcurso del experimento.	32
Figura 8. Porcentaje de humedad máximo y mínimo registrado en el invernadero durante el transcurso del experimento.	32
Figura 9. Comportamiento en la altura máxima de las plántulas de <i>M biuncifera</i> entre tratamientos durante 20 semanas.	33
Figura 10. Crecimiento del diámetro medio de las plántulas de <i>M biuncifera</i> entre tratamientos durante 20 semanas.	34
Figura 11. Número de hojas de las plántulas de <i>M biuncifera</i> entre tratamientos durante 20 semanas.	34
Figura 12. Número de pinnas acumulado de las plántulas de <i>M biuncifera</i> entre tratamientos durante 20 semanas.	35
Figura 13. Valores de F semanales a partir del ANDEVA de dos factores (riego y micorrización) para la altura máxima.	36
Figura 14. Valores de F a partir del ANDEVA semanal para el diámetro medio.	36
Figura 15. Valores de F a partir del ANDEVA semanal para el número de hojas.	36
Figura 16. Valores de F a partir del ANDEVA semanal para el número de pinnas.	37

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

Figura 17. Plantas de <i>Mimosa biuncifera</i> del tratamiento húmedo, micorrizado (derecha) y no micorrizado (izquierda).	38
Figura 18. Comparación entre peso húmedo y peso seco alcanzado por las plántulas de <i>M. biuncifera</i> bajo los diferentes tratamientos a las 20 semanas de tratamiento.	40
Figura 19. Relación entre el agua irrigada y el peso seco total de <i>M. biuncifera</i> para los diferentes tratamientos.	41
Figura 20. Relación del cociente raíz/vástago (R/S) entre los diferentes tratamientos.	42
Figura 21. Relación entre el peso seco de la parte radical vs. el peso seco del vástago para los cuatro tratamientos.	43
Figura 22. Nivel de clorofila (en unidades SPAD) de las plántulas de <i>M. biuncifera</i> entre tratamientos.	43
Figura 23. Valores de F a partir del ANDEVA semanal para el nivel de clorofila.	44
Figura 24. Supervivencia de las plantas bajo los diferentes tratamientos al final del periodo experimental.	45
Figura 25. Plantas de <i>Mimosa biuncifera</i> bajo diferentes tratamientos hídricos en invernadero distribuidas al azar.	45
Figura 26. Porcentaje de colonización por vesículas, hifas y total en <i>M. biuncifera</i> bajo los diferentes tratamientos.	46
Figura 27. Vesículas de hongos micorrícicos arbusculares encontradas en raíces de <i>Mimosa biuncifera</i> .	47
Figura 28. Esporas de hongos micorrizógenos arbusculares encontrados en el suelo de las macetas de <i>Mimosa biuncifera</i> . <i>Glomus</i> (a, b y c) y posible <i>Acaulospora</i> (d).	48
Figura 29. Diferencias en la altura de las plántulas de los tratamientos secos (M+ y M-) seleccionadas para el trasplante a campo y uso en el laboratorio.	49
Figura 30. Supervivencia de <i>M. biuncifera</i> a los 6 meses del trasplante en la zona de estudio (agostadero semiárido).	50
Figura 31. Altura de las plantas de <i>M. biuncifera</i> trasplantadas en la zona de estudio (agostadero semiárido) durante 6 meses.	51

TESIS CON  
 FALLA DE ORIGEN

Figura 32. Diagrama de flujo conceptual del establecimiento de *Mimosa biuncifera*.

52

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

## 1. RESUMEN

El objetivo principal de esta investigación es conocer la influencia de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en el establecimiento de *Mimosa biuncifera* Benth., a partir de su inoculación con hongos nativos de un agostadero semiárido ubicado en el Valle de Actopan, Estado de Hidalgo; la hipótesis postulada fue que la simbiosis mutualista de estos hongos con las raíces de las plantas, mejora la captación de agua del suelo por los vegetales para incrementar su resistencia a la sequía. La problemática a resolver es: ¿La micorrización de *M. biuncifera* facilita significativamente su establecimiento?, ¿cuál es el porcentaje de colonización micorrizónica de *M. biuncifera* y qué hongos micorrizógenos arbusculares intervienen en su micorrización?, ¿cómo cambia el uso eficiente de agua (WUE) de plantas micorrizadas respecto a las no micorrizadas, así como la evaporación y la evapotranspiración real (ETR)? Por ello, se condujo un experimento en condiciones de invernadero, empleando macetas de 7.2 cm de diámetro y 24.5 cm de altura, con un diseño que consistió en dos tratamientos hídricos: Húmedo (H) y Seco (S), con riegos semanales de 20 y 10 mm (con una reserva hídrica inicial de 40 y 20 mm respectivamente), por dos tratamientos al suelo: micorrización con HMA (M+) y sin micorrización (M-), se evaluó semanalmente el crecimiento de las plantas a partir de su altura, diámetro medio, número de hojas, número de pinnas y nivel de clorofila. Después de 20 semanas se sacrificaron parte de las plantas para determinar el peso húmedo y peso seco de vástago y raíz. También se determinaron las morfoespecies de hongos que participan en la micorrización de las plantas y el porcentaje de colonización, así como la eficiencia en el uso del agua (WUE) y la evapotranspiración real (ETR). Las plantas del tratamiento seco, tanto micorrizadas y no micorrizadas, fueron transplantadas a un agostadero semiárido bajo plantas adultas de *Flourensia resinosa* para que funcionaran como planta nodriza, en una localidad cercana al poblado de Santiago de Anaya, Hidalgo, el cual se encuentra dentro del Valle del Mezquital y donde la vegetación dominante es de matorral espinoso.

Los resultados muestran que en cuanto a la ETR no existieron diferencias entre los tratamientos húmedos ni entre los tratamientos secos, pero sí entre ellos. El tratamiento húmedo micorrizado (THM+) presentó un mayor crecimiento, con diferencias significativas registradas mediante ANDEVAS de dos factores: riego y micorrización ( $p < 0.05$ ), en la altura, diámetro medio y número de pinnas, ya que los hongos ayudan al hospedero en la obtención de nutrientes del suelo, reflejándose esto en el peso fresco y seco de las plantas, aunque en esta última variable no se encontraron diferencias significativas. Además, los dos tratamientos micorrizados, tanto el húmedo como el seco presentaron una WUE mayor a la de las plantas no micorrizadas. Con respecto a la colonización micorrizónica, el THM+ presentó una colonización total de 33.98 % y de 21.6 % en el tratamiento seco micorrizado (TSM+), además de que esporas del género *Glomus* presentaron mayor abundancia en el suelo de estas plantas. De las plantas transplantadas al agostadero semiárido, se obtuvo un 91 % de sobrevivencia para las plantas micorrizadas, en tanto que las no micorrizadas presentaron una sobrevivencia del 83 % a los seis meses del transplante, además de que algunas mostraron señales de herbivoría indistintamente de tratamientos. Se concluye que *M. biuncifera* bajo micorrización aumenta su eficiencia en la producción de biomasa, así como la de su establecimiento en campo y además, bajo un riego húmedo obtiene mayor crecimiento respecto a las plantas no micorrizadas. Por lo anterior, es recomendable el uso de esta especie para programas de restauración ecológica de zonas semiáridas deterioradas, debido a su potencial para crecer en zonas perturbadas y de establecer simbiosis micorrizónica arbuscular, la cual favorece los procesos sucesionales, la dinámica vegetal y procesos de formación de suelo.

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

## 2. INTRODUCCIÓN

Los ecosistemas áridos y semiáridos son aquellos en los que la disponibilidad del agua para las plantas impone severas limitantes en la actividad ecológica (Huenneke y Noble, 1996). Se consideran zonas áridas a aquellas áreas cuya precipitación es menor de 350 mm anuales, con una distribución de lluvias muy irregular durante el año, con una temperatura media anual que oscila entre los 15 y los 25 °C, con la presencia de no menos de 7 meses de sequía y que tiene una cubierta vegetal menor del 70% del suelo, dominando la vegetación compuesta por especies xerofíticas. Las zonas semiáridas son aquellas donde la precipitación pluvial varía de 350 a 600 mm al año, su cubierta vegetal es superior al 70% y la vegetación dominante está formada principalmente por diferentes tipos de matorrales y pastizales naturales (Villa, 1980).

Existen tres aspectos por los cuales en el mundo existen las zonas áridas y semiáridas. Primero, éstos se encuentran ubicados entre los 20° y 40° de latitud tanto al norte como al sur del Ecuador (debido a que son zonas de alta presión atmosférica, por lo que reciben corrientes de aire descendente secas); segundo, debido a la influencia de las cordilleras costeras y perpendiculares a la dirección de los vientos marinos donde la humedad es removida; y tercero, por la penetración al continente de vientos fríos y secos procedentes de aguas oceánicas de baja temperatura (Velasco-Molina, 1991 y McGinnies, 1980).

En general, los ambientes áridos presentan suelos predominantemente inmaduros y exhiben características relacionadas a los materiales parentales (Inceptisoles). 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. Destacan las características estructurales para minimizar la pérdida de humedad, un sistema radical eficiente para absorber la poca humedad del suelo además de presentar tejidos de almacenamiento de agua y ciclos de vida modificados para evadir o resistir periodos secos. También, en estos ambientes vive una gran variedad de animales, con varias adaptaciones anatómicas y fisiológicas, para conservar la humedad de sus cuerpos, entre la fauna dominante se encuentran mamíferos, aves, reptiles, anfibios y una gran abundancia de insectos (McGinnies, 1980).

México está conformado en un 60% de su territorio por zonas áridas y semiáridas, 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 (Montaño y Monroy, 2000). Los matorrales xerofitos son los tipos de vegetación más extendida de la región noroeste del país, ocupando aproximadamente un 40% del territorio (Rzedowski, 1994).

En este tipo de ambientes, la existencia de poblados rurales pequeños y diseminados dificulta el crédito y la asistencia técnica. Aunado a lo anterior está la falta de lluvias bien distribuidas, el sobrepastoreo, el desconocimiento del uso adecuado de las especies y la falta de infraestructura, tanto económica como social, tiene como consecuencia los bajos rendimientos en la producción agrícola, ganadera y forestal, además de la destrucción de la cubierta vegetal, lo que provoca que los suelos queden expuestos a la erosión y sean degradados, tal vez con efectos irreversibles, propiciando evidentes procesos de desertificación (Villa, 1980).

Las principales actividades económicas que se desarrollan en las zonas semiáridas son la agricultura de temporal y la ganadería extensiva de subsistencia; ésta última representada principalmente por hatos mixtos de ganado ovino y caprino, los cuales se alimentan de la escasa vegetación aprovechable. La degradación y erosión del suelo también se deben al desmonte para el uso agrícola del suelo, así como al sobrepastoreo, dañando la cubierta vegetal, dejando el suelo al descubierto y susceptible a los diferentes procesos de erosión presentes en éstas áreas. Otro de los factores que también intervienen en los procesos antes señalados es la deforestación, donde la madera colectada es usada como combustible (Bainbridge, 1990).

El deterioro de estas tierras puede ser medido a través de la baja productividad vegetal, por alteraciones en la biomasa (presencia de plagas, extracción de leña), por la diversidad de la macro y microfauna y por el grado de erosión del suelo (Bainbridge, 1990). Cabe señalar que al ser removida la cubierta vegetal, también se deteriora la capacidad de producción del suelo (Perry y Amaranthus, 1990).

La erosión es un proceso geológico natural de la tierra cuyo grado depende de la cobertura de la vegetación, la pendiente, litología, orden de suelo y además el tipo del sistema erosivo. Este fenómeno consiste, de forma general, en un conjunto de procesos donde las partículas de suelo son removidas de su lugar por diversos agentes, entre ellos el agua y el viento. La erosión es un proceso que origina la degradación del suelo, lo que lleva a su empobrecimiento y por tanto a una pérdida en la biodiversidad. La vegetación es un factor que evita el proceso de erosión, dado que reduce la velocidad cinética del viento y del agua de lluvia al chocar con las hojas de las plantas, facilita su infiltración, además de que éstas aportan materia orgánica al suelo, favoreciendo la formación de agregados (del Val, 1989).

Revertir los daños causados al ambiente es el campo de acción de la disciplina llamada restauración ecológica. Con ella se intenta detener el proceso de deterioro del suelo por medio del establecimiento de una nueva cubierta vegetal (Vázquez-Yañes y Batis, 1996), propiciando el aprovechamiento de los recursos hídricos disponibles. De esta forma, se inducen los procesos naturales del desarrollo de 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 (Allen, 1999a).

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 el papel de la vegetación y el de la biota edáfica; por ejemplo para minimizar la erosión, se pueden emplear las cortinas rompevientos; otras técnicas de conservación de suelos son: el uso de acolchados y coberteras, la práctica de labranza mínima o labranza cero, el favorecimiento de la microbiota edáfica de hongos micorrícicos y bacterias nitrificantes entre otras (Montaño y Monroy, 2000). Sin embargo, un programa de restauración debe de iniciar con un estudio de la historia de la zona, su vegetación nativa (e influencias humanas), las características del suelo comparadas a la de suelos no perturbados y obtener información acerca de las interacciones entre plantas, animales e incluso del ser humano. Un segundo paso comprende la realización de pruebas en parcelas para evaluar la estrategia que parezca más promisoría. Una apropiada introducción de cubierta vegetal debe de tomar en cuenta la relación con simbioses del suelo, además de la selección de micrositios en suelos apropiados para permitir un rápido crecimiento de las raíces y así su establecimiento (Bainbridge, 1990).

Con el uso de especies (herbáceas y leñosas) nativas en las zonas deterioradas se pretende 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). Respecto a las leguminosas de zonas áridas y semiáridas, éstas frecuentemente presentan una doble simbiosis, lo que representa un éxito evolutivo: por un lado la asociación con hongos micorrícicos arbusculares (HMA) permite la absorción eficiente de nutrientes minerales y auxilia en la absorción de agua para la planta hospedera, ya que las hifas del hongo exploran un mayor volumen de suelo, resultando en la producción de mayor biomasa, además de que la simbiosis produce en la raíz menor resistencia al agua, aumentando la habilidad de resistir el estrés hídrico; por otro lado la asociación con organismos bacterianos formadores de nódulos (*Rhizobium*) ayuda también en la nutrición de su hospedero ya que estas bacterias presentan la capacidad de fijación del nitrógeno atmosférico (Sánchez-Colín *et al.*, 2000). Las leguminosas, en general, son especies de alta dependencia micorrícica lo que constituye un mecanismo de competitividad, útil en los procesos de sucesión ecológica. Es por ello que la propagación de leguminosas con presencia de la simbiosis de hongos micorrícicos y de *Rhizobium*, es una alternativa viable en los propósitos de recuperación o de regeneración de suelos, para así favorecer la sobrevivencia y adaptabilidad de especies nativas en condiciones limitantes, típicas de las zonas degradadas (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990).

*M. biuncifera* (gatuño) es una leguminosa de zonas áridas y semiáridas (Grether, 1982) con amplia distribución en estos ecosistemas en la República Mexicana (McVaugh, 1987). Este arbusto toma un papel importante en aquellas comunidades vegetales, dada su capacidad de retener el suelo así como la humedad del mismo, aportar materia orgánica, mantener en su rizósfera una diversidad de organismos

microbianos, entre ellos las bacterias fijadoras de nitrógeno y además, su capacidad de formar un microambiente bajo su dosel para el establecimiento de otras especies vegetales (Luna-Suaréz *et al.*, 2000). Estas razones son las que favorecieron la elección de esta especie vegetal para evaluar experimentalmente el efecto de la micorrización bajo diferentes tratamientos hídricos, sobre el establecimiento y sobrevivencia en campo, en un agostadero semiárido y semideteriorado, con fines de rehabilitación ecológica de la vegetación.

### 3. MARCO TEÓRICO

#### 3.1. *Micrositios*

La diversidad de una comunidad dentro de un hábitat está influenciada por la diversidad de micrositios presentes en la misma, aportando así espacios generadores de microclimas específicos que favorecen el establecimiento y desarrollo vegetal (McKell, 1989).

En las zonas áridas y semiáridas, dado que el agua es el principal factor limitante en la dinámica de estos ecosistemas, los micrositios se caracterizan por proporcionar el ambiente hídrico necesario para el establecimiento y crecimiento vegetal, ya que acumulan reservas hídricas en el suelo (a través de la reducción de la evaporación y/o recolección del agua), la cual es aprovechada por la planta para su desarrollo (Bainbridge, 1990).

A partir del término micrositios se estableció el concepto de "safe site" (sitio seguro) el cual se define como la zona en la cual una semilla encuentra el estímulo para romper la latencia, las condiciones para proseguir con el proceso de germinación y además de los recursos (agua y oxígeno) que son consumidos durante este proceso (Whisenant, 1999). Sin embargo, Urbanska (1997) menciona que este concepto no nada más puede ser aplicado a las semillas, sino también a cualquier propágulo vegetativo.

Los sitios seguros se caracterizan por diversas combinaciones de atributos los cuales aseguran un microclima favorable, adecuada estructura y textura del suelo, cantidad de nutrientes y contenido de agua, además de protección al individuo. Estos sitios son usados en los proyectos de restauración ecológica de las zonas perturbadas, a partir de su identificación y evaluación de la disponibilidad de sus recursos, así como de su diversidad en el ecosistema para su adecuada selección en la reconstrucción del paisaje (Urbanska, 1997).

El uso de micrositios puede promover el establecimiento vegetal en las zonas áridas y semiáridas. Las micro y macrocuencas pueden ser usadas para favorecer el establecimiento de la vegetación, debido a que recolectan agua de precipitación, la cual provee de condiciones favorables de humedad del suelo, incluso sobre un amplio rango en la precipitación (Bainbridge, 1990). En el cuadro 1 se pueden mostrar algunos ejemplos de micrositios, así como sus beneficios (García, 2001).

Para el trasplante de especies vegetales, se debe de tomar en cuenta el manejo de plantas nodrizas, para contar con microclimas que propicien el desarrollo del vegetal transplantado y de su sistema radical (con simbioses), de tal manera que se incrementan las posibilidades de sobrevivencia, en un ambiente difícil como lo son las zonas secas (Bainbridge, 1990).

Cuadro 1. Tipos de micrositios y sus características principales en las zonas semiáridas.

<i>Micrositio</i>	<i>Características</i>
Gramíneas	Las cepas de gramíneas generan sombra según la altura de sus tallos y de la densidad de las plantas; estos sitios se encuentran protegidos por la radiación solar, por lo que el suelo presenta poca desecación.
Grava	El suelo es protegido de la radiación solar por la grava, por lo que evita parcialmente la evaporación; también se favorece la captación de rocío.
Herbáceas	Estas plantas cubren el suelo de la radiación solar, provocando condiciones hídricas más favorables que en las áreas abiertas, sin embargo, en áreas donde predominan las especies anuales, este estado es efímero.
Hoyo	La cavidad acumula agua por escurrimiento y según la profundidad y diámetro de la misma, recibe sólo una parte de radiación solar diurna.
Mantillo	Protege al suelo de la radiación solar, disminuye la evaporación del agua, permite la infiltración del agua de lluvia, además de que proporciona materia orgánica al suelo y funciona como amortiguador térmico.
Nodriza	Las plantas leñosas, principalmente las caducifolias, generan una "isla de fertilidad" que consiste en mejorar la calidad nutrimental del suelo, bajo la cobertura de la planta, por el aporte de materia orgánica de la nodriza; también, se conforma un microclima (por sombra) que conserva la humedad del suelo, favoreciendo el establecimiento de otras especies vegetales.
Roca	Una roca fija, forma una reserva hídrica bajo el suelo cubierto, misma que puede ser aprovechable para el crecimiento vegetal.

### 3.1.1. Plantas nodrizas

Las plantas y animales han desarrollado una funcionalidad fisiológica, anatómica y ecológica, como en el caso de la asociación vegetal de los árboles nodriza; llamadas así porque proveen el microclima necesario para el establecimiento y sobrevivencia de otras plantas. Por ejemplo la sombra del palo fierro (*Olneya tesota*) enfría el ambiente inmediato, aumenta la humedad del suelo y protege a la vegetación subyacente de la radiación solar directa. Debajo de las ramas del palo fierro, también se producen reservorios o microhábitats de descomposición de materia orgánica, proveniente de la caída de sus hojas; así enriquecen y desarrollan un perfil de suelo de manera diferente de aquellos suelos áridos minerales del desierto abierto (Bolen, 1998).

Con base a lo anterior, que el uso de plantas nodrizas es recomendable para un programa de restauración de zonas áridas y semiáridas, generando así los micrositios apropiados para el establecimiento y crecimiento de las plantas (Bainbridge, 1990), siguiendo el mismo sistema de establecimiento natural de plántulas en las zonas áridas y semiáridas.

### **3.2. La rizósfera**

En el suelo, medio natural para el desarrollo de las plantas, habita una comunidad diversa y compleja de algas, bacterias, arqueobacterias y hongos. Estos organismos junto con los virus, con los componentes de la microfauna, forman la biota del suelo. La actividad y la diversidad de la microbiota además de condicionar la fertilidad del suelo, determinan la estabilidad y funcionamiento de ecosistemas naturales y agroecosistemas. La diversidad microbiana es esencial para garantizar los ciclos de los nutrimentos y los fenómenos de descomposición de material vegetal, en cualquier ecosistema terrestre o acuático.

Las plantas son las principales suministradoras de substratos energéticos al suelo. Un componente importante de esta transferencia es la interfase suelo-raíz, para la cual, Lorenz Hiltner introdujo, en 1904, el término rizósfera, que define el volumen de suelo que rodea a las raíces y que resulta afectado por el desarrollo de éstas. Los microorganismos desarrollan en la rizósfera actividades metabólicas de las que se benefician las plantas. El conjunto de interacciones que se establecen recibe el nombre de efecto rizosférico (Barea, 1998).

La rizósfera ha sido subdividida en ectorrizósfera (o la rizósfera externa), y la endorrizósfera (o la rizósfera interior), donde ocurre la invasión y colonización de las células corticales de la raíz por algunos microorganismos. Las raíces pueden favorecer la colonización de ciertos microbios en la rizósfera, entre ellos están los hongos micorrícicos. En esta forma de asociación, cambios físicos y químicos ocurren en la rizósfera debido a la alterada fisiología del hospedero y también por la presencia de cambios químicos y físicos del hongo micorrícico en la rizósfera y más allá. Debido a estos cambios, el término micorrizósfera fue creado para describir el ambiente asociado a las micorrizas (Varma, 1999).

### **3.3. Simbiosis micorrícica**

#### **3.3.1. Las micorrizas**

En prácticamente todos los ecosistemas, las plantas vasculares (salvo algunas excepciones) viven en simbiosis con hongos. Estos hongos se encuentran asociados al nivel de las raíces y forman las micorrizas. Las micorrizas facilitan la absorción de varios elementos minerales, especialmente de los menos solubles y menos móviles en el suelo, es decir, el fósforo, el cobre y el zinc, mientras que la planta hospedera a partir de sus exudados, provee compuestos carbonados producto de la fotosíntesis (Harley y Smith, 1984; Le Tacon, 1985; Killham, 1995; Robertson *et al.*, 1999). También, se ha comprobado que las simbiosis pueden reducir el efecto de patógenos de las raíces. La eficacia, sin embargo, varía con el hongo micorrícico, el patógeno, el substrato y las condiciones ambientales (Barea, 1998).

La formación de micorriza causa pequeños cambios en la morfología de la raíz, pero significa cambios fisiológicos en el hospedero, que hace que éste se desarrolle y responda al estrés ambiental de manera diferente a las plantas no micorrizadas (Linderman, 1993). También se ha encontrado que los exudados de las raíces inoculadas con hongos micorrizógenos del tipo arbuscular y de sus propias hifas, proveen la energía que sustenta la diversidad de microorganismos presentes en el suelo (Bethlenfalvay, 1993). La asociación también permite la tolerancia al estrés hídrico (González, 1993; Werner, 1992), debido a que las plantas inoculadas adquieren un sistema radical mucho más eficiente en la captación de agua (Rubio *et al.*, 1997), ya que el hongo, a partir de sus hifas externas, explora un mayor volumen de suelo, más allá de los límites de la raíz, logrando una mayor absorción de agua (Killham, 1995; Varela y Estrada-Torres, 1999).

La micorrización no sólo ayuda a la planta hospedera a tener un mejor crecimiento, sino que también puede tener un efecto en la reproducción de la misma, como lo reporta Lu y Koide (1994), quien, al trabajar con *Abutilon theophrasti* Medic., encontró que ésta decrementó el tiempo de la antesis, incrementó la duración de la floración, presentó un mayor número de inflorescencias y por lo tanto de frutos, así como un mayor número de semillas por fruto, a comparación de las plantas no micorrizadas. También la micorrización afecta induciendo un mayor número de granos de polen producido en las anteras, así como en la velocidad de germinación del mismo (González-Chávez *et al.*, 2001).

### 3.3.1.1. Hongos micorrícicos arbusculares (HMA)

Dos grupos de micorrizas son los más extendidos: las ectomicorrizas y las endomicorrizas; para éstas últimas existen algunos grupos comúnmente representadas por micorrizas arbusculares (Marschner, 1990). Todos los hongos micorrícicos arbusculares (HMA) pertenecen a un orden (Glomales) que contiene cerca de 150 especies dentro de los géneros *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Scutellospora* (Johnson *et al.*, 1999), *Archaeospora* y *Paraglomus*, divididos en 5 familias (Glomaceae, Acaulosporaceae, Gigasporaceae, Archaeosporaceae y Paraglomaceae) (Morton, 2001). El grupo más grande y mejor investigado de hongos micorrícicos arbusculares, es el género *Glomus*, representado por arriba de 70 especies (Werner, 1992).

Los HMA son hongos cosmopolitas, están altamente adaptados a diferentes tipos de ambientes. La diversidad de estos hongos depende de varios factores como lo son: el área de estudio, la estación del año, las características edáficas, además, del grado de perturbación de la vegetación (González-Chávez *et al.*, 2001).

Los HMA forman estructuras en las raíces de la planta hospedero tales como hifas, arbuscúlos y vesículas, mientras que en la parte extraradical incluyen hifas y esporas. Los arbuscúlos son estructuras intrincadas y ramificadas del hongo, sitios de transferencia de carbono, agua y minerales entre el hongo y la planta hospedero; éstos

son formados en el interior de las células corticales del hospedero a partir de repetidas ramificaciones dicotómicas de la hifa; son estructuras efímeras que generalmente se forman y degeneran en 2 semanas. Las vesículas son estructuras intracelulares redondas, elípticas o irregulares, formadas por un hinchamiento de la hifa entre y dentro de las células corticales, estructuras de almacenamiento del hongo ya que contienen lípidos; cabe señalar que no todos los HMA son formadores de vesículas. Debe de notarse que el hongo nunca está en contacto con el citoplasma de la célula (Barker *et al.*, 1998 y Johnson *et al.*, 1999).

Los HMA no solamente tienen un efecto en el crecimiento vegetal y en la reproducción, sino que también pueden llegar a influir en la regulación de las especies vegetales de un ecosistema, así como en la biodiversidad del mismo. Por lo tanto, los HMA son determinantes de la estructura de las comunidades vegetales (Camargo-Ricalde, 2001). Es importante resaltar que los HMA son comunes en las zonas áridas y semiáridas (Allen, 1999a; Allen, 1999b).

En las zonas áridas y semiáridas, los HMA desarrollan en las plantas hospederas mecanismos para la sobrevivencia vegetal en dichas áreas, como lo es la tolerancia al estrés hídrico, ya que las hifas extrarradicales de estos hongos exploran un mayor volumen edáfico que lo que pueden hacer las propias raíces, induciendo un incremento en la conductividad hidráulica de la raíz. Además, la asociación con este tipo de hongos puede influir en la regulación de la conductividad estomática de las hojas del hospedero (Aguilera-Gómez *et al.*, 2001).

### **3.4. Relación agua-planta-suelo**

La cantidad de agua y de minerales disponibles para una planta depende del volumen de contacto de su sistema radical con el suelo; así, el volumen de suelo explorado por la planta depende del grado de bifurcación y de la longitud tanto horizontal como vertical de las raíces. Los factores que afectan al crecimiento de las raíces son de carácter hereditario y ambiental. En cuanto a las causas ambientales que repercuten en el desarrollo radical, están la resistencia mecánica del suelo contra el crecimiento de las raíces, la aireación, la composición química del suelo y el abastecimiento de agua. En las regiones secas, la penetración de la raíz de las plantas se encuentra normalmente limitada hasta la profundidad donde se encuentra agua disponible por el agua de lluvia. Las plantas con raíces más profundas, en general, sobreviven más a temporadas de sequías que aquellas plantas cuyo sistema radical se presenta de manera más superficial. Cabe señalar que entre mayor sea el volumen de suelo que se encuentra en contacto con las raíces de la planta, mayor será el tiempo que una planta puede sobrevivir sin la reposición de agua de lluvia o de regadío (Kramer, 1989).

La deficiencia de agua limita el crecimiento vegetal, por lo tanto es vital para el desarrollo, además de otras funciones en la planta como lo son las siguientes (Plaster, 1997):

- El tejido vegetal comprende de un 50 a un 90 % de agua según el tipo de tejido.
- Cuando las células de la planta están llenas de agua, la planta se mantiene turgente debido a la presión del agua en el tejido de la planta, esto mantiene el tallo rígido y las hojas extendidas para recibir la luz solar.
- La fotosíntesis usa agua para la formación de carbohidratos.
- La transpiración o evaporación de agua de las hojas permite enfriar a la planta.
- Los nutrimentos de la planta están disueltos en el agua del suelo y se mueven hacia las raíces a través del agua.
- El agua, mediante la translocación, lleva materiales tales como nutrimentos y carbohidratos hacia todas partes de la planta.
- El agua es un solvente y medio en el cual tienen lugar las reacciones químicas de la planta.
- El agua que se evapora en las cámaras estomáticas forma un gradiente de humedad que permite la disolución y captura del CO<sub>2</sub>.

### **3.5. Transpiración**

La absorción continua del agua es importante para las plantas dado que existe pérdida diaria de la misma por el efecto de la transpiración. Se puede decir que la transpiración es la pérdida de agua de las plantas en forma de vapor. Las relaciones hídricas de la planta se ven dominadas por el efecto de la transpiración y cuando no existe agua disponible en el suelo se presenta una deficiencia de la planta, ocasionando varios daños y hasta la muerte de la misma por desecación. Alrededor del 95% del agua absorbida por las plantas se pierde por el propio efecto de este fenómeno, y solamente un 5% es consumida para procesos fisiológicos. Existen varios factores ambientales que afectan la transpiración en las plantas, estos son: a) el suministro de agua a las raíces, b) la temperatura, c) el viento, d) la intensidad de la luz y, f) la demanda evaporativa del agua del suelo por la atmósfera (Kramer, 1989). Existen dos funciones importantes para la transpiración: 1) una parte significativa de la energía solar absorbida por las hojas es usada en la evaporación del agua. Esto sirve para enfriar a la hoja y mantener la temperatura favorable a la progresión ordenada de las reacciones químicas y, 2) muchos de los minerales esenciales requeridos por la planta están presentes sólo a muy baja concentración en la solución del suelo, por lo que la corriente de transpiración sirve para transportar estos nutrimentos desde el suelo a los tejidos del sistema radical (Crul y Truelove, 1986).

### **3.6. El uso eficiente del agua (WUE)**

La pérdida de agua puede ser potencialmente dañina para el crecimiento y desarrollo de las plantas en regiones áridas (Al-Ghamdi *et al.*, 1991), por lo que muchas especies han desarrollado un novedoso camino para la fijación del bióxido de carbono, en una manera que permita un uso eficiente del agua. Un parámetro usado para

mostrar el total del  $\text{CO}_2$  fijado (beneficio) por unidad de agua perdida (costo), es el uso eficiente del agua (WUE). Una unidad conveniente para el WUE, en base a la fitomasa y comúnmente usada, es g de biomasa  $\text{Kg}^{-1}$  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  $\text{CO}_2$  fijado (Nobel, 1983). El uso eficiente del agua depende del gradiente de presión de vapor de agua, la concentración del  $\text{CO}_2$  y la magnitud de la resistencia del mesófilo. En general, especies con un mecanismo de fijación del  $\text{CO}_2$  (ruta metabólica) llamado  $\text{C}_4$ , tienen un alto uso eficiente del agua (materia seca por unidad de agua usada) que las especies con fijación  $\text{C}_3$  (Bierhuizen, 1976).

Por otro lado la asimilación de  $\text{CO}_2$  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  $\text{CO}_2$  por una molécula de agua; ya que el gradiente hídrico que conduce el agua fuera de la hoja es mayor que el flujo de  $\text{CO}_2$  hacia el interior, donde la suma de agua transpirada es más grande que la suma de  $\text{CO}_2$  fijado (Fitter y Hay, 1989).

#### 4. JUSTIFICACIÓN CIENTÍFICA

Esta investigación se llevó a cabo para determinar qué condiciones son favorables para el crecimiento de *M. biuncifera* y para conocer la influencia de la asociación planta-hongo micorrizógeno arbuscular en el establecimiento de esta especie, a partir de la evaluación de los porcentajes de colonización micorrícica, así como su relación con la evaporación, transpiración y el uso eficiente del agua.

Otra razón de este estudio es la escasa información científica que se tiene acerca de *M. biuncifera*, de su asociación micorrícica y de los caracteres que pueden ser usados para la restauración ecológica de agostaderos deteriorados, además, porque desde el punto de vista metodológico, las técnicas de análisis han sido probadas en especies taxonómicamente vecinas (misma subfamilia), por lo que, el estudio sobre *M. biuncifera* es pertinente.

La facultad de *M. biuncifera* de fungir como planta nodriza en condiciones naturales, permite preveer que ésta especie es útil para la restauración ecológica de matorrales semiáridos que han sido sobre-explotados, debido a que favorece la retención del suelo y forma "islas de fertilidad" (Luna-Suárez 2000 y Perea, 1995) que facilitan la recolonización vegetal.

## 5. PROBLEMÁTICA

En las zonas áridas y semiáridas el agua es el principal factor limitante (dados sus niveles de precipitación), esencialmente por la elevada demanda evaporativa de la atmósfera sobre el agua del suelo (Villa, 1980; Salas *et al.*, 1996 y Huenneke *et al.*, 1996); es por ello que los hongos micorrizógenos arbusculares pueden ser de gran importancia para las plantas al aumentar la captación de agua del suelo y permitir que sus plantas simbioses incrementen sus probabilidades de sobrevivencia al disminuir el estrés hídrico (Ferrera *et al.*, 1993 y Read y Boyd, 1986).

Por lo anterior, las preguntas a resolver, planteadas al inicio de este trabajo son las siguientes:

¿La micorrización con hongos micorrizógenos arbusculares de *M. biuncifera* facilita significativamente su establecimiento?

¿Qué géneros de hongos micorrizógenos arbusculares intervienen en la micorrización de *M. biuncifera*? y ¿cuál es el porcentaje de colonización micorrícica de *M. biuncifera*?

¿En qué proporción cambia el uso eficiente de agua (WUE) de plantas micorrizadas respecto a las no micorrizadas?

¿La evaporación y la evapotranspiración real (ETR) permitirán detectar diferencias en el balance hídrico suelo-planta entre plantas micorrizadas y no micorrizadas?

## 6. HIPÓTESIS

Los HMA favorecen significativamente a la economía del agua de las plantas en condiciones de sequía estacional, ya que el micelio externo de estos hongos es útil como suministrador hídrico a la superficie de la raíz, por lo que la hifa provee un incremento en el aporte de agua a todo el sistema radical. Por ello, se postula que debido a que los hongos micorrizógenos arbusculares aumentan la captación de agua del suelo al presentar una alta densidad en el volumen del suelo y por su capacidad para extraer agua en condiciones de sequía (mayor que las raíces de la propia planta), plantas de *M. biuncifera* Benth. inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares, se establecerán en un alto porcentaje en invernadero y en campo (> 70%).

## 7. OBJETIVOS

### 7.1. Objetivo general

Establecer la influencia de la inoculación con hongos micorrízicos arbusculares (HMA) nativos de Santiago de Anaya, Hidalgo, sobre el establecimiento de plantas de *M. biuncifera* Benth., sometidas a condiciones de humedad y de sequía en invernadero y bajo condiciones de campo.

### 7.2. Objetivos particulares

- Determinar en condiciones de invernadero el balance hídrico de plantas micorrizadas (M+) y no micorrizadas (M-), es decir, la evapotranspiración real (ETR) acumulada, la dinámica del contenido de agua del suelo de las macetas, la evaporación y el uso eficiente del agua (WUE).
- Evaluar el desarrollo vegetal durante 20 semanas mediante: altura máxima, diámetro medio de la planta, número de hojas y pinnas, tasa relativa de crecimiento y nivel de clorofila, de plantas inoculadas y no inoculadas, en invernadero, así como el cociente: biomasa aérea/radical, biomasa húmeda y biomasa seca y el porcentaje de colonización de HMA al final del periodo de invernadero (5 meses), de las plantas micorrizadas con respecto a las no micorrizadas.
- Determinar, durante 6 meses el establecimiento y la sobrevivencia en campo de plantas de *M. biuncifera* Benth., transplantadas en época de lluvias.
- Cuantificar el porcentaje de micorrización en las raíces de *Mimosa biuncifera* bajo condiciones de sequía y humedad.

## 8. *Mimosa biuncifera* Benth.

### 8.1. Clasificación

Según Sánchez (1979), *Mimosa biuncifera* se clasifica de la siguiente manera:

Reino: Vegetal  
División: Antófitos  
Subdivisión: Angiospermae  
Clase: Dicotiledoneae  
Subclase: Cotyloideae  
Superorden: Apopetalae  
Orden: Rosales  
Familia: Leguminosae (fabaceae)  
Subfamilia: Mimosoideae  
Género: *Mimosa*  
Especie: *Mimosa biuncifera* Bentham 1839

A *Mimosa biuncifera* Benth se le conoce comúnmente como gatuño (Zacatecas, Durango y Chihuahua), garruño (Zacatecas) o uña de gato (Chihuahua) (Martínez, 1991).

### 8.2. Descripción

Es un arbusto que llega a medir de 0.6 a 2 m de alto, presenta ramas anguladas con espinas recurvadas de base ancha; sus hojas son compuestas bipinnadas, de 2 a 5 cm de largo con pecíolo corto, pinnas de 4 a 10 pares cada una provista de 5 a 12 pares de folíolos ovales (Aneguin *et al.*, 1979). Presenta flores axilares, rosadas, de 7-8 mm de diámetro sobre pedúnculos cortos, de 9-10 mm (Sánchez, 1979); el cáliz es muy pequeño con cinco puntillas peludas, la corola presenta cinco pétalos valvados y más o menos soldados, los estambres y el estilo son filiformes (Reiche, 1977); sus frutos son legumbres (vainas) oscuras y comprimidas, de unos 3-5 cm de largo por 4 mm de ancho, provistas de 6-8 semillas obovadas de 4 mm de largo por 2 mm de ancho de color café (Aneguin *et al.*, 1979) (figura 1).

### 8.3. Distribución y hábitat

El género *Mimosa* cuenta con alrededor de 300 especies, en su mayoría americanas; las más representativas de nuestro país son *M. acanthocarpa* y *M. biuncifera* (Reiche, 1977). La distribución de esta especie en el continente americano comprende el centro y sur de Arizona, sur de Nuevo México, oeste y centro de Texas y norte de México (Aneguin *et al.*, 1979). Su distribución en la República Mexicana

comprende los estados de Sonora, Chihuahua, Coahuila, Nuevo León, Durango, Zacatecas, San Luis Potosí, Aguascalientes, Jalisco, Guanajuato, Querétaro, Hidalgo y México (McVaugh, 1987).

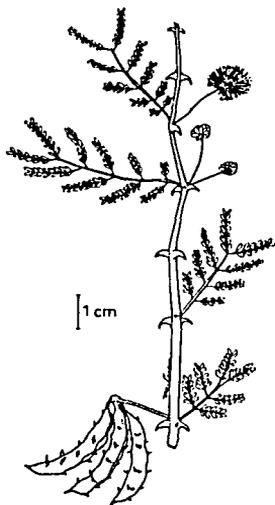


Figura 1. *M. biuncifera* Benth. (tomada de Pulido y Koch, 1992)

Se encuentra en diversas condiciones ecológicas, tanto en zonas áridas y semiáridas como en regiones templadas y cálidas húmedas (Grether, 1982). El tipo de vegetación donde se presenta *M. biuncifera* es en zonas arbustivas como matorral, chaparral, arbusto de montaña, bosque de *Juniperus* y pastizales. A menudo se encuentra asociado con otras especies como mezquites (*Prosopis* spp.), acacias (*Acacia* spp.), lechugilla (*Agave lechugilla*), entre otras. Algunas veces se encuentra de forma abundante en zonas secas, rocosas y abiertas.

#### 8.4. Fenología

Los primeros brotes de *M. biuncifera* se desarrollan a finales de marzo y después, de unos diez a quince días ya es posible encontrar hojas maduras; los brotes

siguen desarrollándose durante el verano y parte del otoño, en los meses de noviembre y diciembre persisten únicamente restos del follaje y la planta pierde las hojas en invierno. El periodo de floración se inicia desde abril y se prolonga hasta el mes de julio, empezando a fructificar en mayo madurando los primeros frutos en el mes de agosto (Grether, 1982), los cuales persisten hasta noviembre.

El crecimiento de esta especie se inicia en la época de lluvias de verano, por lo que varía en los meses de junio a julio (Córdova y Barbosa, 2000).

### **8.5. *Dispersión y propagación***

La dispersión de esta especie se da principalmente por el viento, lo que lleva a que las semillas se encuentren a un radio de 1.5 m de la planta madre, dado que los frutos y las semillas no son muy ligeros, sin embargo, durante la época de lluvias éstos son arrastrados en el suelo a distancias mayores. La dispersión por animales de forma epizoica y/o endozoica es prácticamente nula (Grether, 1982).

Otro mecanismo de dispersión es de forma antropogénica, debido a que en los terrenos que son limpiados para uso agrícola, se favorece la dispersión de frutos y de semillas, además, pueden quedar tocones con la capacidad de retoñar en la época de lluvias y formar una planta adulta (Grether, 1982).

### **8.6. *Importancia***

Este arbusto realiza importantes contribuciones para el mantenimiento y mejoramiento de los ecosistemas, ya que retiene la humedad y el suelo, además, como característica de todas las leguminosas, es un fijador de nitrógeno (Córdova y Barbosa, 2000) y en su rizósfera podemos encontrar un gran número de bacterias, hongos, actinomicetos y organismos fijadores de nitrógeno. Esta especie es una de las primeras colonizadoras en suelos altamente erosionados y proporciona refugio a fauna y flora debajo de su dosel. Debido a que es un arbusto caducifolio y ayuda a evitar la erosión de los suelos, puede ser empleado en la restauración ecológica de zonas semiáridas, ya que propicia la restauración de la fertilidad del suelo (Luna-Suaréz *et al.*, 2000).

Además, el aporte de leña de este arbusto funciona como una fuente de energía para el hombre y forma también una dieta para los animales de pastoreo como lo es para el ganado caprino dado a que es consumido por éste preferentemente durante la época de floración (Córdova y Barbosa, 2000).

## 9. ZONA DE ESTUDIO

La zona de estudio, de donde provienen las semillas de *M. biuncifera* que se utilizaron para este proyecto provienen de la localidad llamada Xitzio en el Valle de Actopan, Hidalgo (figura 2), las cuales fueron recolectadas en el mes de octubre de 2000.

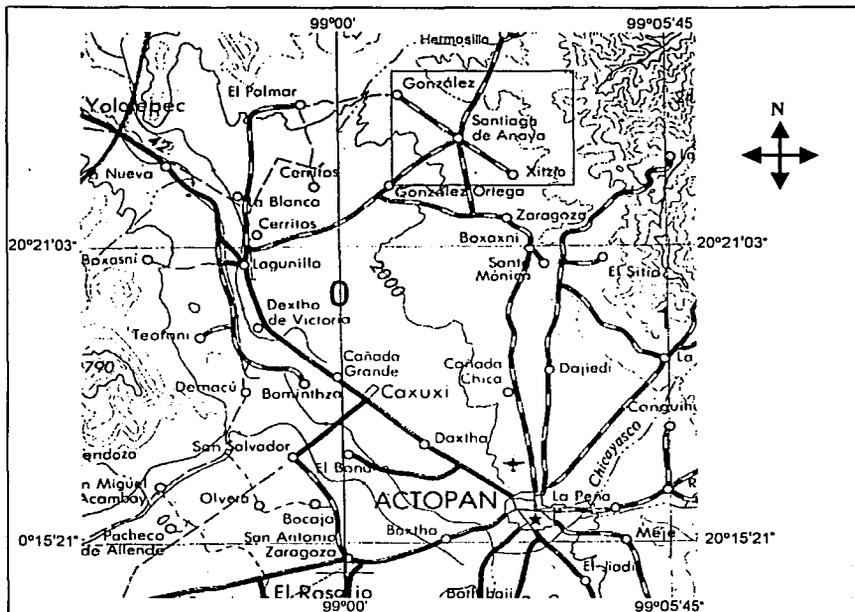


Figura 2. Mapa de localización de la zona de estudio (Santiago de Anaya)

El sitio donde se recolectó el suelo para este proyecto y donde se transplantaron las plántulas de *M. biuncifera*, a los 5 meses de tratamiento, pertenece al Valle de Actopan, en Hidalgo, que se encuentra incluido en lo que es el Valle del Mezquital, conformado por diversos tipos de vegetación los cuales son: matorral espinoso, crasicuale y rosetófilo (figura 2). El tipo de clima que presenta según Köpen son

BS<sub>1</sub>K(w')w'(i)g y BS<sub>0</sub>K(w')w'(i)g semiáridos templados con régimen de lluvias de verano, con un período de sequía intraestival. La temperatura media anual de ambos climas es de 16 y 20 °C, con una precipitación media anual de 550 mm. Las precipitaciones se concentran en los meses de junio a septiembre, existiendo periodos de sequía que van desde los 6 a los 8 meses (García y Monroy, 1999).

Las propiedades físicas y químicas del suelo de la zona de estudio aparecen en el cuadro 2.

Cuadro 2. Propiedades físicas y químicas del suelo y métodos empleados para determinarlas (Escalante, 1995).

Propiedades físicas		
D.A. (g/cc)	1.25	Probeta
D.R. (g/cc)	2.61	Picnómetro
Arcilla (%)	33.60	Bouyoucos
Limo (%)	28.72	Bouyoucos
Arena (%)	37.68	Bouyoucos
Textura	Franco arcilloso	
Propiedades químicas		
pH (1:2)*	8.4	Potenciométrico (Moreno, 1978)
M.O.** (%)	2.6	Vía húmeda de Walkley-Black (Tavera, 1965)
CE*** (dS/m)	0.18	Conductímetro
Ca (ppm)	4.186	Versenato (Landon, 1965)
Mg (ppm)	553	Versenato (Landon, 1965)
Na (ppm)	63	Espectroflamometría
K (ppm)	181	Espectroflamometría
P (ppm)	13.0	Olsen (CSTPA, 1980)
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (ppm)	15.0	Microkjeldahl (SMCS, 1987)

\* (1:2) relación suelo:agua

\*\*Materia orgánica

\*\*\*Conductividad eléctrica.

## 10. MATERIAL Y MÉTODOS

### 10.1. Lugar de trabajo

La fase de laboratorio se llevó a cabo en el invernadero de la FES-Zaragoza campus II, de la U.N.A.M., con orientación norte-sur, en la zona oriente de la ciudad de México

### 10.2. Colecta y preparación del suelo

El suelo fue recolectado en Santiago de Anaya, Hidalgo. Una vez en el laboratorio (invernadero), el suelo fue tamizado en una malla metálica con una apertura de 0.1 cm<sup>2</sup>; una vez tamizado, se hizo una mezcla homogénea del suelo con gravilla (de mármol) en relación 1:1 (v/v) (con un pH de la mezcla de 8.3) y así facilitar la infiltración del agua. Una vez mezclado, el suelo se esterilizó durante una hora a una temperatura de 94-96° C en una autoclave (marca Corporation SN-MI, modelo SM 360<sup>®</sup>).

### 10.3. 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: *Lycopersicum sculentum* (jitomate saladed) y *Lolium multiflorum* (pasto rye grass). El inóculo inicial fue obtenido a partir de suelo recolectado en la zona de estudio, en Santiago de Anaya. A partir de esto se obtuvo al final un inóculo de 1934 esporas en 100 g de suelo más restos de raíz de estas dos especies (Fragoso, 2001).

### 10.4. Preparación de macetas

Se prepararon 88 macetas con tubos de plástico de PVC (cloruro de polivinilo) de 24.5 cm de alto aproximadamente y con un diámetro de 7.2 cm (figura 3). Cada una de las macetas se selló de la base con una tapa de acetato adherido con silicón, además de que se reforzó con cinta canela para evitar la pérdida del agua. Una vez terminadas las macetas, se formaron dos lotes de 40 macetas cada uno, a un lote se le agregó 1,100 g de suelo esterilizado, a las otras 40 macetas donde se colocarían las plantas inoculadas, se les agregó 1,000 g de suelo estéril más 100 g de suelo con inóculo. Es importante señalar que estas macetas no tenían agujero de drenaje, a fin de tener un control de humedad del suelo.

$h = 24.5 \text{ cm}$

$\varnothing = 7.2 \text{ cm}$

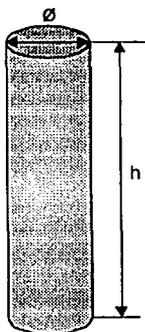


Figura 3. Esquema de las macetas de PVC utilizadas en el experimento.

### 10.5. Germinación

Las semillas usadas para este proyecto se colocaron para germinar el 20 de marzo de 2001. 150 semillas de *M. biuncifera* colectadas en el valle de Actopan, 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.

Posteriormente, se les aplicó el tratamiento pregerminativo de escarificación mecánica con un bisturí en el lado opuesto al embrión para evitar dañarlo; después las semillas se colocaron en cajas Petri con agar bacteriológico (al 1 %) a temperatura ambiente para inducir su germinación.

### 10.6. Transplante e inoculación

Al tercer día de iniciada la germinación, se transplantaron las plántulas a cada una de su respectiva maceta. A 40 plántulas se les agregó 100 g de inóculo de HMA (M+), mientras a las demás (40) no se les agregó el inóculo (M-). Cabe señalar que a 8 macetas solamente se les agregó 1100g de suelo y no se colocó planta, la finalidad de estas macetas fue determinar la evaporación. A las macetas con inóculo se les agregó además filtrado edáfico (con bacterias) para favorecer a asociación micorrizica. El filtrado edáfico se obtuvo a partir de 100 g de suelo de la zona de estudio, al cual se le agregó 100 ml de agua, obteniéndose una solución de suelo con bacterias el cual se filtró en papel Watman No. 42 para evitar el paso de esporas de hongos



81.43 ml (20 mm). Para los tratamientos secos (TS) fue de 81.43 ml de agua de reserva hídrica y 40.71 ml (10 mm) semanales.

En total se realizaron 20 riegos semanales hasta el 14 de agosto de 2001. Debido a la mortandad de las plántulas de *M. biuncifera* en los tratamientos húmedos por el exceso de agua, a partir de la novena semana se dividió el riego en dos en la semana (sin cambiar la cantidad de agua en mm agregada por semana), pero para el riego 14 se redujeron los riegos a la mitad tanto para los TH (M+ y M-) como para los TS (M+ y M-).

La cantidad de agua evapotranspirada de las diferentes semanas de tratamiento, se calculó a partir del peso de cada maceta antes y después del riego por cada tratamiento:

$$ETR = PDR_x - PAR_{x+1}$$

Donde: ETR = Evapotranspiración real  
PDR = Peso de la maceta después del riego (g)  
PAR = Peso de la maceta antes del riego (g)  
X = Semana de riego

Una vez obtenido el peso de agua se calculó la cantidad de la misma en mm a partir de la densidad del agua a 25 °C (0.99681 g/cm<sup>3</sup>). El agua evaporada de los controles se calculó de la misma manera.

Para obtener la cantidad de agua transpirada, se usó el valor de la ETR de cada tratamiento a la cual se le restó la cantidad evaporada de agua en mm de los controles ya sea el seco o el húmedo, según el tratamiento hídrico.

$$T = ETR_{(S \text{ o } H)} - AEC_{(S \text{ o } H)}$$

Donde:  
T = Transpiración  
AEC = Agua evaporada del control  
S = Control para el tratamiento seco  
H = Control para el tratamiento húmedo

El peso de las macetas antes y después del riego se realizó con una balanza digital de la marca VWR Scientific modelo 1500E con una precisión de un gramo.

### **10.8. Medición de variables de respuesta semanales**

A partir del día 12, después del trasplante, se comenzaron a medir las diferentes variables de respuesta: altura total, diámetro medio (a partir del promedio entre el diámetro mayor y del diámetro menor); éstas se tomaron con ayuda de un vernier y en las últimas semanas con una regla metálica según fuera necesario. También se cuantificó el número de pinnas, número de hojas y el nivel de clorofila en las últimas semanas de los riegos con ayuda de un medidor de clorofila de la marca Minolta.

### **10.9. Selección de plantas para trasplante a campo**

Se seleccionaron únicamente las plantas del tratamiento seco dado que en el tratamiento húmedo no hubo suficientes individuos.

Un total de 24 plantas de *M. biuncifera* fueron llevadas a campo, 12 comprendían al tratamiento TSM+ y 12 de estas, al TSM-; se cuidó que entre las plantas no existieran diferencias significativas en la talla (a través de la desviación estándar), para que los efectos resultantes después del trasplante sean atribuidos a la micorrización (figura 29).

### **10.10. Selección de microsítios y trasplante en campo**

El 16 de agosto de 2001, las 24 plantas del TS (12 M+ y 12 M-) fueron trasplantadas en la localidad de Santiago de Anaya, Hidalgo, en un área semideteriorada dominada por *Flourensia resinosa* y por *Mimosa depauperata*. Antes del trasplante, cada una de las macetas fue regada con suficiente agua para facilitar la extracción de la planta y del suelo de las macetas, además dejar a la planta con suficiente agua como reserva hídrica.

En este sitio se seleccionó como planta nodriza a *Flourensia resinosa* colocando las plantas de *Mimosa* en posición norte para protegerla de los rayos solares además para proteger a las plantas del posible forrajeo, se les rodeó con rocas del sitio.

Cabe señalar que la fecha de trasplante fue escogida acorde a la época de lluvias, para que así el suelo del sitio tuviera una reserva hídrica suficiente, producto de la precipitación, para el abastecimiento de la planta.

### **10.11. Biomasa fresca y biomasa seca**

Las plantas que no fueron llevadas a campo, tanto del TH como las del TS, se sacrificaron el día 21 de agosto de 2001 (a la semana del último riego). Se pesaron al momento cada una de ellas en una balanza analítica OHAUS, modelo IP15KS, tanto el vástago y la raíz para así obtener el peso fresco. Para obtener el peso seco, se colocaron por separado las raíces y el vástago en bolsas de papel dentro de una estufa a 70 °C durante 72 hrs; una vez transcurrido el tiempo, se pesaron en la misma balanza. Cabe señalar que al momento de sacrificar las plantas, se tomaron y pesaron las raíces más delgadas para obtener el porcentaje de micorrización. Para el análisis micorrízico se tomaron raíces de 0-10 y 10-20 cm de profundidad. Una vez realizado esto, se pesó de nuevo la raíz no seleccionada para obtener el peso seco total de la raíz.

### **10.12. Peso húmedo y seco del suelo**

Para conocer el peso húmedo del suelo se tomaron dos muestras de 100 g de cada una de las macetas, una de 0 a 10 cm de profundidad y la siguiente de 10 a 20 cm. Cada una de las muestras se pesó en una balanza para conocer su peso húmedo.

El suelo se colocó en una estufa a 110 °C hasta peso seco, como lo propone López y López (1990). Posteriormente, se obtuvo la cantidad de agua en el suelo por diferencia de pesos.

### **10.13. Montaje de raíces y porcentaje de colonización micorrízica**

Las raíces seleccionadas para el análisis micorrízico, se sumergieron en una solución de alcohol al 50% y se colocaron en refrigeración para su posterior tinción. La tinción se llevó a cabo según el método de Phillips y Hayman (Ferrera *et al.*, 1993) modificado, ya que en vez de usar una autoclave, se usó un aparato de microondas de la marca SHARP, modelo Carrusel II, tanto para el proceso de clareo (con KOH al 10%), como en el de tinción (con azul de tripano al 0.05% en lactoglicerol). El tiempo en que permanecieron las raíces en el microondas en KOH fue variable, de 21 a menos minutos (dependiendo de su clareo) en lapsos de 15 segundos.

El porcentaje de colonización se obtuvo con base a la técnica propuesta por Phillips y Hayman (Ferrera *et al.*, 1993). De cada una de las plantas se realizó el montaje de cuatro laminillas (con veinte segmentos cada uno), dos correspondientes a las raíces cuya profundidad osciló de 0 a 10 cm y dos para los de 10 a 20 cm. Ello para cada uno de los tratamientos. Cabe señalar que para algunas plántulas del tratamiento THM+ no se completaron las cuatro laminillas correspondientes las cuales no afectaron para el número mínimo de muestras para el análisis estadístico. El porcentaje de colonización total y por vesículas se calculó con base a las siguientes fórmulas:

$$\text{Porcentaje de colonización total} = \frac{\text{Número de segmentos colonizados}}{\text{Número de segmentos totales}} \times 100$$

$$\text{Porcentaje de colonización por vesículas} = \frac{\text{Número de segmentos con vesículas}}{\text{Número de segmentos totales}} \times 100$$

#### **10.14. Separación y contéo de esporas**

Se tomaron dos muestras de 100 g de cada una de las macetas, una de 0 a 10 y la otra de 10 a 20 cm de profundidad; ello para conocer el número de esporas en cada una de las dos profundidades.

La separación de las esporas del suelo se llevó a cabo por medio del método de tamizado y decantación en húmedo, expuesto por Ferrera *et al.*, (1993). Por ello 100 g de muestra de suelo se resuspendió en 500 ml de agua destilada, se agitó mecánicamente durante 5 minutos y se dejó reposar durante otros 3 aproximadamente. La muestra se decantó y la suspensión se dejó pasar a través de un tamiz de 450 y otro de 44 micrones, lavándose con abundante agua. Lo obtenido en el tamiz de 44 se almacenó en una cantidad conocida de agua destilada (25 ml) y se mantuvo en refrigeración para el posterior contéo de esporas.

Para el contéo de esporas, se tomó 1 ml de cada una de las muestras y se colocaron pequeñas gotas ordenadas en un campo cuadrículado (caja Petri cuadrículada de 1 cm<sup>2</sup>). Posteriormente con ayuda de un estereoscopio se contó el número de esporas en cada una de las gotas obteniéndose por lo tanto la del mililitro de muestra. Una vez obtenido el número de esporas, se obtuvo el número de esporas por mililitros de solución de la muestra y por lo tanto, por extrapolación, de 100 g de suelo. Este método se llevó a cabo para cada una de las muestras obtenidas.

#### **10.15. Análisis estadístico**

Los análisis estadísticos de este proyecto fueron analizados utilizando los programas Statistics / Data Analysis 5.0 (STATA 5.0), SAS 8.0 y Microsoft Excel 97.

## 11. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 11.1. Germinación

En la figura 4 se presenta el porcentaje de germinación de las semillas de *M. biuncifera* por el tratamiento de escarificación mecánica por un periodo de 9 días. El proceso de escarificación mecánica busca eliminar la latencia de la semilla producida por la dormición física dada por una cubierta impermeable al agua. Camacho (2000) menciona que para eliminar la dormición física es necesario sumergir las semillas en agua caliente, en ácido sulfúrico o bien lijando la testa o por otros métodos para permitir así la imbibición de la semilla.

Para este estudio, la emergencia total de las plántulas de *M. biuncifera* se llevó a cabo durante 7 días ya que a partir de este día no hubo más germinación. Perea (1995) encontró que sumergiendo las semillas de ésta especie durante 60 minutos en ácido sulfúrico concentrado, la germinación oscila entre 7 y 10 días de forma relativamente rápida y uniforme usando como sustrato gravilla, con un porcentaje de germinación superior al 50 %. Sin embargo, para este caso con la escarificación mecánica se obtuvo el 69.3% de germinación.

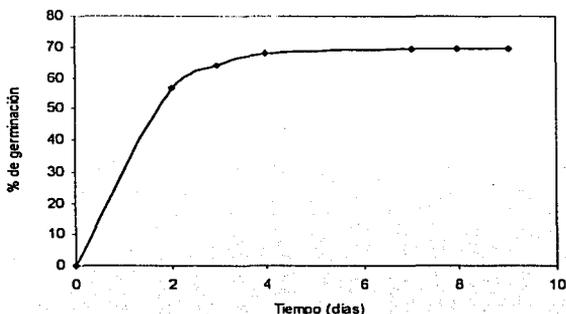


Figura 4. Porcentaje de germinación de *M. biuncifera* a temperatura ambiente durante 9 días.

### 11.2. Evapotranspiración real (ETR)

En cuanto a la evapotranspiración real (ETR), se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos seco y húmedo, pero las plántulas bajo el tratamiento húmedo (M+ y M-) presentaron un ETR similar, al mismo tiempo que entre los tratamientos secos (M+ y M-) (figura 5). Existen varios factores tanto ambientales

como los que comprenden a la planta que afectan a la transpiración; en este caso, cuando el suministro del agua es abundante, el movimiento de ésta a la raíz es rápido y la transpiración se encuentra controlada tanto los factores vegetales como los atmosféricos, pero si este suministro es bajo, el movimiento del agua a la raíz es bajo causando la disminución de la transpiración, ya que la absorción restringida del agua provoca tensión hídrica de las hojas de la planta y el cierre de los estomas, aumentando la resistencia de la hoja (Kramer, 1989). Por esta razón es que las plantas bajo los tratamientos secos presentaron una transpiración menor a las de los tratamientos húmedos (figura 6). La temperatura de invernadero así como el porcentaje de humedad durante el periodo de experimentación se muestran en la figura 7 y 8 respectivamente.

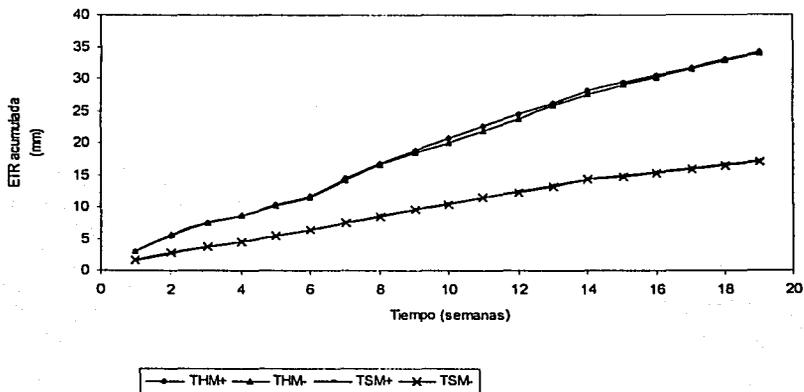


Figura 5. Relación de la evapotranspiración real (ETR) acumulada entre los diferentes tratamientos durante las 20 semanas de experimentación en invernadero. THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

Trabajos realizados con plantas micorrizadas han encontrado que existe un aumento en la fotosíntesis neta de estas plantas, además de presentar alta conducción estomática atribuida a la demanda de fotosintatos por el hongo en comparación con plantas que no fueron micorrizadas. Por lo tanto, existe un aumento en la transpiración del hospedero así como un aumento en la conductividad hidráulica del sistema radical, lo cual es un posible mecanismo de resistencia o tolerancia a la sequía (Read, 1999 y Varma 1999). Estudios con leguminosas muestran que plantas micorrizadas bajo un periodo de estrés hídrico, presentan una recuperación más rápida por la falta de agua,

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

31

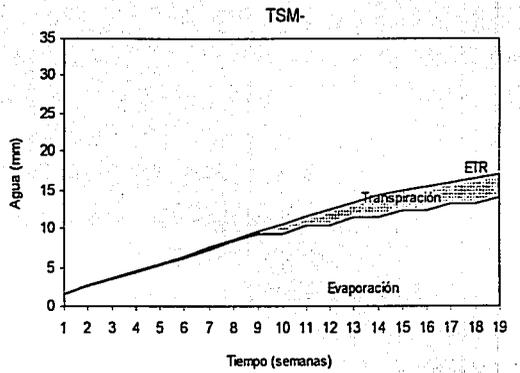
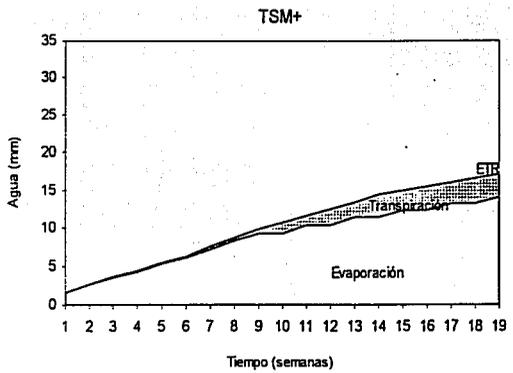
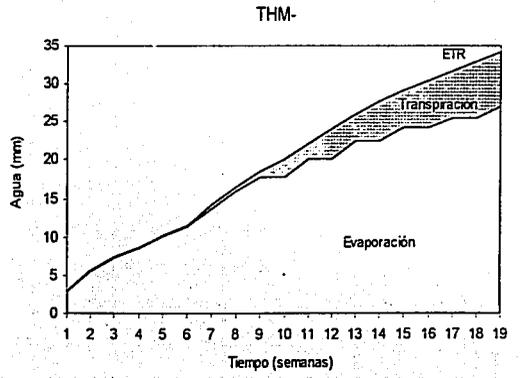
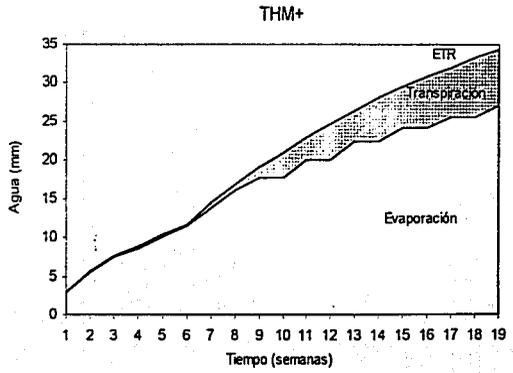


Figura 6. ETR, transpiración y evaporación acumulada en mm de agua de los diferentes tratamientos durante el experimento en invernadero. THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

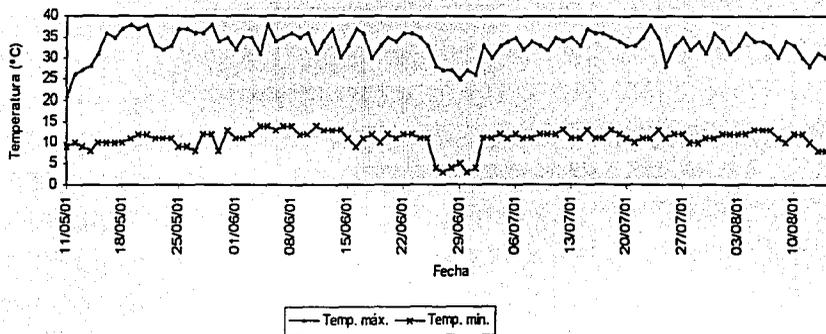


Figura 7. Temperatura máxima y mínima (°C) registrada en el invernadero durante el transcurso del experimento. Temp. máx. = Temperatura máxima; Temp. mín. = Temperatura mínima.

32

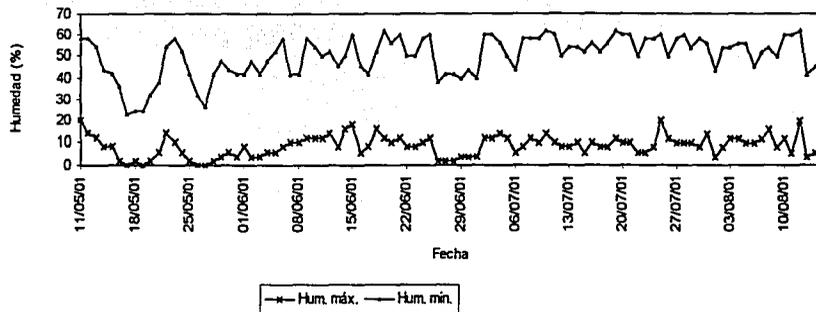


Figura 8. Porcentaje de humedad máximo y mínimo registrado en el invernadero durante el transcurso del experimento. Hum. máx. = Humedad máxima; Hum. mín. = Humedad mínima.

que aquellas que no presentan HMA en su sistema radical (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990). A pesar de lo encontrado con estos trabajos, en los resultados obtenidos para este caso en específico no se detectaron diferencias en cuanto a la transpiración de las plantas tanto entre los tratamientos húmedos (M+ y M-), así como entre los tratamientos secos (M+ y M-) ya que tanto la evaporación como la transpiración de las plántulas fue similar en ambos casos (figura 6). Esto pudo deberse a la pequeña talla de las plántulas, debido a que las diferencias en follaje no eran significativas.

### 11.3. Crecimiento

A partir de los datos recolectados semanalmente del crecimiento de las plántulas de *M. biuncifera* bajo los cuatro tratamientos, se puede afirmar que para el tratamiento THM+, en general, tuvo un mayor crecimiento hasta la semana 20 de experimentación, en comparación con los demás tratamientos. El crecimiento referido comprende la altura total, diámetro medio, número de hojas y de pinnas (figura 9, 10, 11 y 12).

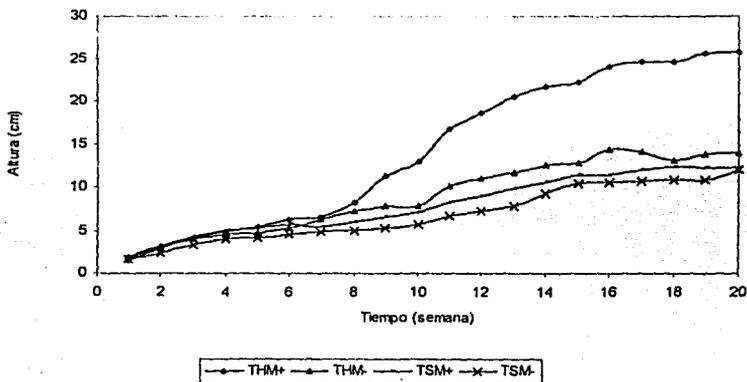


Figura 9. Comportamiento en la altura máxima de las plántulas de *M. biuncifera* entre tratamientos durante 20 semanas. THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

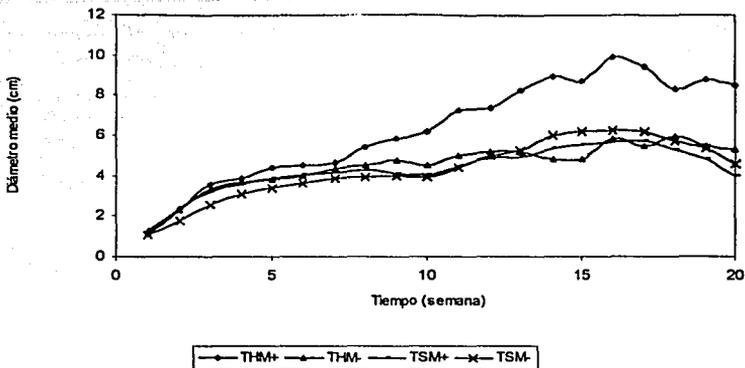


Figura 10. Crecimiento del diámetro medio de las plántulas de *M biuncifera* entre tratamientos durante 20 semanas. THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

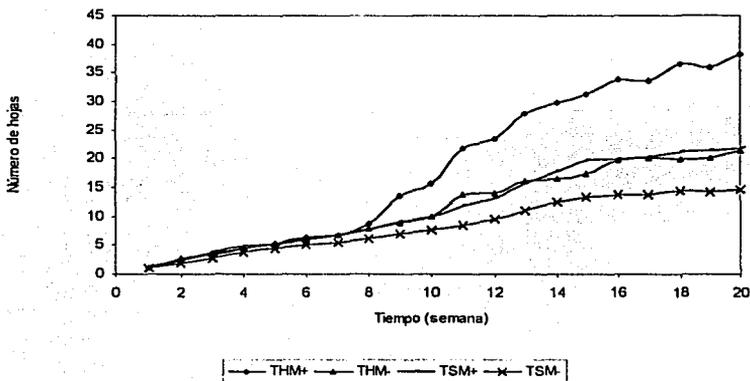


Figura 11. Número de hojas de las plántulas de *M biuncifera* entre tratamientos durante 20 semanas. THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

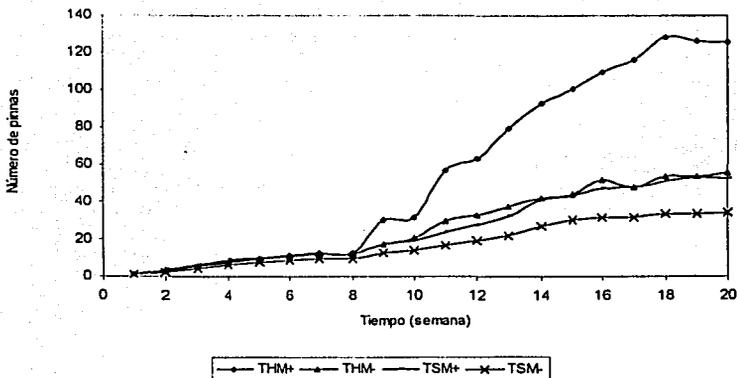


Figura 12. Número de pinnas acumulado de las plántulas de *M blucifera* entre tratamientos durante 20 semanas. THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

A partir del ANDEVA de dos factores ( $p < 0.05$ ), en la última semana de experimentación en invernadero se encontraron diferencias significativas para la variable altura máxima, diámetro y número de pinnas ( $p = 0.0093$ ,  $p = 0.0006$  y  $p = 0.024$ , respectivamente) entre los cuatro tratamientos (cuadro 8, 9 y 11). Estas diferencias en general se presentaron en las últimas semanas de tratamiento donde comenzaron las diferencias producto de la micorrización (figura 13, 14 y 16), sin embargo, para el número de hojas no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos en el transcurso de 20 semanas de riego ( $p = 0.2174$ ) (cuadro 10 y figura 15). Para esta misma variable (número de hojas) se encontraron diferencias significativas entre tratamientos hídricos y entre micorrización ( $p = 0.0045$  y  $p = 0.0032$  respectivamente) para la última semana de tratamiento.

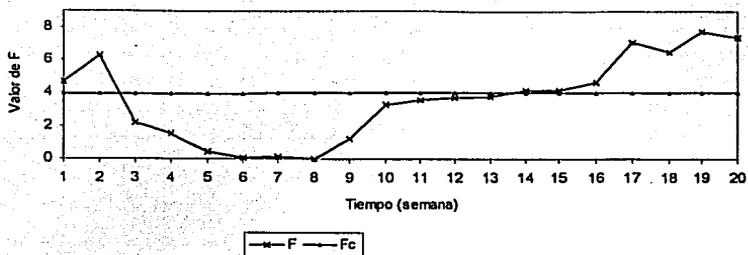


Figura 13. Valores de F semanales a partir del ANDEVA de dos factores (riego y micorrización) para la altura máxima. F = valor calculado para F; Fc = valor crítico para F.

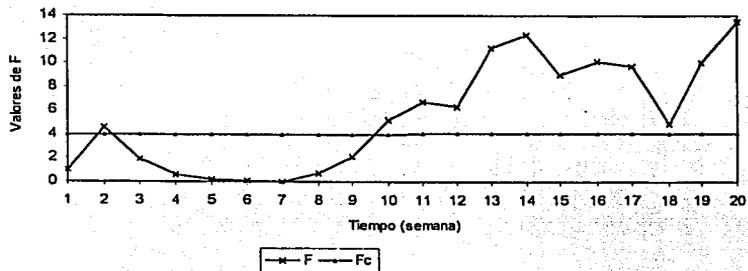


Figura 14. Valores de F a partir del ANDEVA semanal para el diámetro medio. F = valor calculado para F; Fc = valor crítico para F.

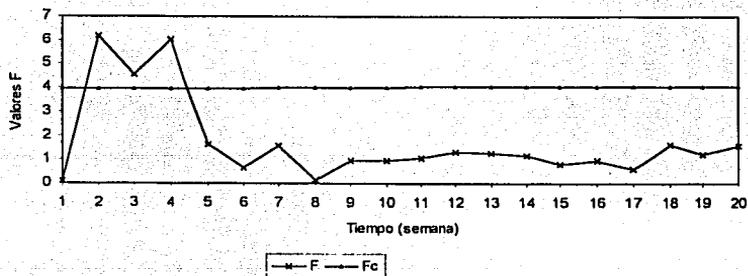


Figura 15. Valores de F a partir del ANDEVA semanal para el número de hojas. F = valor calculado para F; Fc = valor crítico para F.

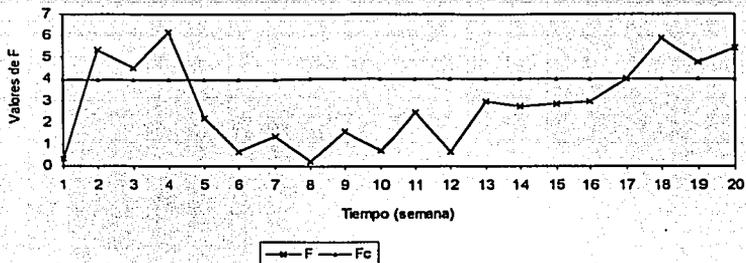


Figura 16. Valores de F a partir del ANDEVA semanal para el número de pinnas. F = valor calculado para F; Fc = valor crítico para F.

A la par con la altura máxima de las plántulas de *M. biuncifera*, la tasa de crecimiento ( $r$ ) fue mayor para el tratamiento THM+ que los demás tratamientos, atribuido de la misma manera al efecto de las micorrizas arbusculares, dados los efectos benéficos de estos hongos para con su hospedero (cuadro 4).

Cuadro 4. Tasa de crecimiento ( $r$ ) mensuales de *M. biuncifera* para los diferentes tratamientos.

Tratamiento	Mes	$r$ (mes <sup>-1</sup> )
THM+	1	2.086
	2	2.106
	3	3.545
	4	3.509
	5	3.017
THM-	1	1.311
	2	1.330
	3	1.519
	4	1.554
	5	1.209
TSM+	1	1.729
	2	1.126
	3	1.254
	4	1.273
	5	1.102
TSM-	1	1.496
	2	1.047
	3	1.155
	4	1.371
	5	1.261

THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

Este incremento del crecimiento de las plántulas bajo el tratamiento THM+ es atribuido al efecto de los HMA, ya que facilita la absorción de minerales necesarios para el crecimiento vegetal, principalmente el P y N (Marschner, 1986) además del K, Zn y Cu, según la respuesta entre el hongo y su hospedero (Guzman-Plazola y Ferrera-Cerrato 1990; Tarafdar, 1996); ello debido a que las hifas exploran una mayor superficie de suelo que las propias raíces del hospedero, absorbiendo así los minerales y transportándolos hasta el hospedero (Varela y Estrada-Torres, 1999). Trabajos realizados especialmente con leguminosas inoculadas con HMA, han encontrado resultados similares ya que éstas obtienen un mayor crecimiento en lo que respecta a la altura y al área foliar a comparación de las plantas que no fueron infectadas (Guzma-Plazola y Ferrera-Cerrato; 1990, Curl y Truelove, 1986) (figura 17).



Figura 17. Plantas de *Mimosa biuncifera* del tratamiento húmedo, micorrizado (derecha) y no micorrizado (izquierda).

El hecho de que en el tratamiento TSM+ no existan diferencias en el crecimiento a comparación de su testigo (TSM-) se debe principalmente a que el hongo representa un costo en cuanto al consumo de C fijado por la planta hospedero, que puede llegar a estar por arriba del 20 % del C total fijado (Smith y Read, 1997). Por lo tanto el hongo puede llegar a ser parásito cuando éste requiere una demanda adicional de C fijada por la planta, además de que su desarrollo puede ser más grande del que su hospedera

puede mantener (Varma, 1999); además de esto, para los tratamientos secos, el consumo de agua es reducido (en comparación con los tratamientos húmedos), lo que lleva a una reducción de los procesos fisiológicos de la planta hospedero por la carencia de agua, entre ellos la tasa fotosintética y por tanto reducción en el crecimiento vegetal (Kramer, 1989); prueba de ello es lo mencionado por Hampp et al. (2000) ya que en estudios con plantas de maíz micorrizadas bajo condiciones de sequía, mostraron un incremento en la asignación de C hacia el hongo, ello bajo una fotosíntesis limitada por la disponibilidad de agua. Por ello, probablemente el tratamiento TSM+ no sobrepasó en crecimiento a su testigo asemejándose entre ellos en las variables medidas. En efecto, la micorrización es un proceso que requiere el suministro de C, inicialmente a cuenta del sacrificio, en crecimiento de su hospedero. Además de esto, el reducido crecimiento que tuvieron los tratamientos secos en comparación con los húmedos se debe a que la falta de agua también disminuye la disponibilidad de nutrientes para la planta, provocando de esta manera un estrés nutrimental (Stuart, 1991).

#### 11.4. Biomasa fresca, biomasa seca y uso eficiente del agua (WUE)

Los resultados en cuanto a la biomasa fresca y seca, están relacionados a los obtenidos al crecimiento; el cuadro 5 muestra los resultados de estas variables tanto del vástago como de la raíz, así como el cociente biomasa radical/biomasa del vástago o "root/shoot" (R/S) y WUE en gramos de peso seco de la planta/kg de agua irrigada, entre cada uno de los diferentes tratamientos.

Cuadro 5. Promedio de peso fresco y seco en gramos de las plántulas de *M. biuncifera* 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)	% de Humedad	WUE g/kg agua ( $\times 10^{-3}$ )
	Vástago (S)	Raíz (R)	Vástago (S)	Raíz (R)			
THM+	1.7515	1.6268	0.9579	0.9608	1.0030	43.351	1.28
THM-	0.6117	0.6792	0.3127	0.4186	1.1265	38.786	0.53
TSM+	0.4256	0.4825	0.2398	0.3007	1.2540	40.484	0.72
TSM-	0.3695	0.4782	0.1913	0.2155	1.1264	52.012	0.54

THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

Claramente se puede observar que el tratamiento THM+ fue superior en cuanto a biomasa tanto húmeda y seca en comparación con los demás tratamientos (figura 18). Para este caso, 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 fresca como seca (aérea y radical).

Con respecto al peso húmedo, se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0157$ ) entre los tratamientos a través del ANDEVA de dos factores ( $p < 0.05$ ) (cuadro 12). A pesar de que en la figura 18 muestra que el tratamiento THM+ presenta una mayor biomasa en peso seco en relación a los demás tratamientos, bajo el ANDEVA de dos factores, indica que no existen diferencias significativas entre los mismos para esta variable ( $p = 0.0539$ ), sin embargo, entre tratamientos hídricos y entre micorrización, sí se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0011$  y  $p = 0.0099$  respectivamente) (cuadro 13).

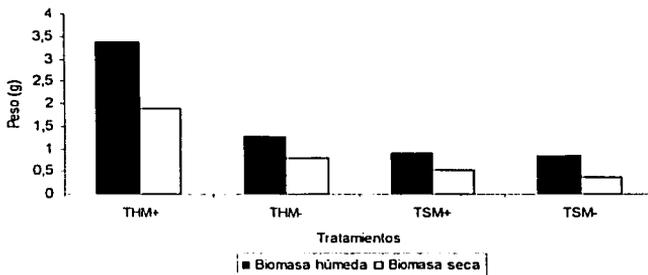


Figura 18. Comparación entre peso húmedo y peso seco alcanzado por las plántulas de *M. biuncifera* bajo los diferentes tratamientos a las 20 semanas de tratamiento. THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

En cuanto 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 agua irrigada que las no micorrizadas (cuadro 5 y figura 19). Sin embargo, por medio del ANDEVA para el WUE, no se encontraron diferencias significativas entre la interacción de los diferentes tratamientos ( $p = 0.3351$ ), pero sí entre los diferentes tratamientos hídricos ( $p = 0.0415$ ) (cuadro 14). Estudios realizados con HMA han demostrado que existe un mayor WUE entre plantas micorrizadas que entre las no micorrizadas, por ejemplo Valencia *et al.* (2000) encontraron que las plantas de papa (*Solanum tuberosum*), variedad Alfa, inoculadas con *Glomus fasciculatum*, presentaron un mayor WUE que las testigo, obteniendo como resultado por lo tanto, mayor biomasa seca de las mismas. Jones (1992) menciona que para una sola especie, el WUE en un ambiente puede ser constante sobre una amplia

variedad de tratamientos, aunque en muchos casos no es una constante y además, las desviaciones pueden ser atribuidas a las diferencias en las sumas de evaporación del suelo, por ello posiblemente los dos tratamientos micorrizados presentan diferencias en cuanto a su WUE.

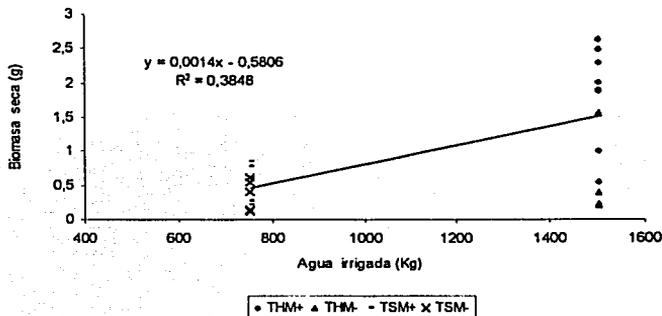


Figura 19. Relación entre el agua irrigada y el peso seco total de *M. biuncifera* para los diferentes tratamientos.

La micorrización afecta también en el incremento del desarrollo del sistema radical del hospedero; así, la raíz explora una mayor superficie de suelo, además de las hifas del propio hongo, absorbiendo los nutrientes minerales necesarios para el crecimiento (Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990). Los resultados en cuanto a biomasa del sistema radical muestran que el THM+ presenta mayor peso seco que su contraparte THM-; lo mismo sucede con el peso seco del TSM+ y su contraparte (cuadro 5).

El cociente raíz/vástago (R/S), dio su menor valor para el tratamiento THM+, mientras que para el TSM+ resultó con un valor superior a los demás tratamientos (figura 20). Hampp y Schaeffer (1999) mencionan que las plantas colonizadas con HMA manifiestan un crecimiento tanto del vástago como del sistema radical, adquiriendo éste último una gran cantidad de fotosintatos en comparación a las raíces de las plantas no micorrizadas y por lo tanto, adquieren alta relación R/S; además, Hampp *et al.* (2000), indican que en plantas como *Pinus taeda* y *Rosa hybrida* inoculadas, aumentaron su resistencia a la sequía por la formación de raíces laterales más grandes y por tanto presentaron altas relaciones R/S. Smith y Read (1997), sin embargo, mencionan que trabajos realizados con plantas inoculadas con HMA, adquieren 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 relación R/S. El hecho de que los

tratamientos secos presenten altos valores en cuanto a la relación R/S, principalmente en el tratamiento TSM+ se debe a que las plantas bajo sequía son particularmente sensitivas al déficit de agua, lo que lleva al aumento de estas relaciones ya que el déficit de agua inhibe el crecimiento foliar y por lo tanto en la producción fotosintética (Jones, 1992). Newton y Goodin (1989) mencionan que los arbustos perennes de regiones secas usualmente presentan radios arriba de uno ya que los tejidos de la raíz absorben parte del C de almacén obtenido en la fotosíntesis, además de que las relaciones R/S se incrementan con la baja potencialidad del potencial hídrico a cierto límite y evitar la desecación de la planta, de esta manera, las plantas responden a su ambiente aumentando la parte radical como una estrategia en la obtención de agua, así como de los nutrientes del suelo (Stuart, 1991).

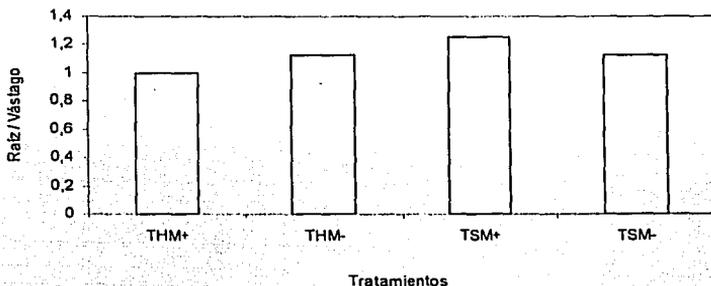


Figura 20. Relación del cociente raíz/vástago (R/S) entre los diferentes tratamientos. THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

En la figura 21, se puede observar una tendencia lineal a la relación entre la biomasa de la planta en los diferentes tratamientos con su respectiva biomasa de la parte radical. A partir del análisis de ANCOVA ( $p < 0.05$ ) se encontró que existe correlación entre el vástago (shoot) y de la raíz (root) ( $p < 0.01$ ), lo que habla de que existe plasticidad de *M. biuncifera* bajo estos tratamientos, dado que los arbustos, por regla general, presentan alta plasticidad ante las diferentes variaciones ambientales como por ejemplo cuando existe escasa disponibilidad de agua en el suelo (cuadro 15) (Stutz, 1989).

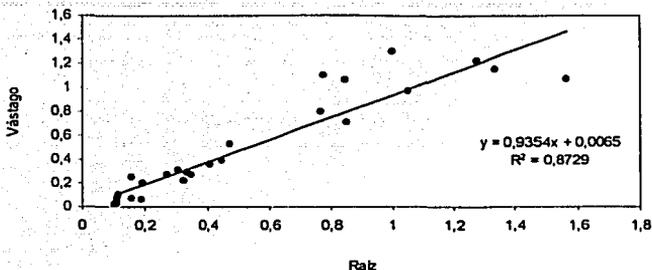


Figura 21. Relación entre el peso seco de la parte radical vs. el peso seco del vástago para los cuatro tratamientos.

### 11.5. Nivel de clorofila

A partir de la semana 13 de riego, donde iniciaron las mediciones del nivel de clorofila para los cuatro tratamientos, no se presentó un patrón particular para cada tratamiento en su nivel de clorofila (figura 22). Sin embargo, se observó una variación cíclica en los niveles de clorofila con curvas de oscilación decreciente que convergen hacia un nivel cercano a las 14 unidades SPAD.

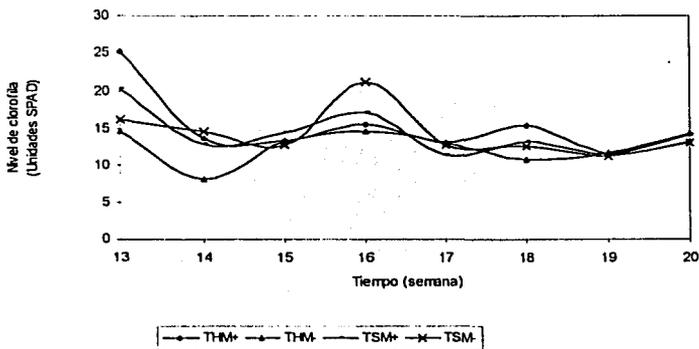


Figura 22. Nivel de clorofila (en unidades SPAD) de las plántulas de *M. biuncifera* entre tratamientos. THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

El ANDEVA ( $p < 0.05$ ) de la interacción revela que no existieron diferencias significativas para los diferentes tratamientos en todo el periodo en el que se midió esta variable (figura 23), incluso en la última semana de los tratamientos hídricos ( $p = 0.5777$ ) (cuadro 16).

Estos resultados no muestran una tendencia en el proceso fotosintético de cada una de las plantas bajo los diferentes tratamientos a pesar de lo esperado en cuanto a trabajos realizados con plantas micorrizadas en donde por regla general, aumentan la tasa fotosintética a comparación a las de sus testigos (Smith y Read, 1997 y Hampff *et al.* 2000).

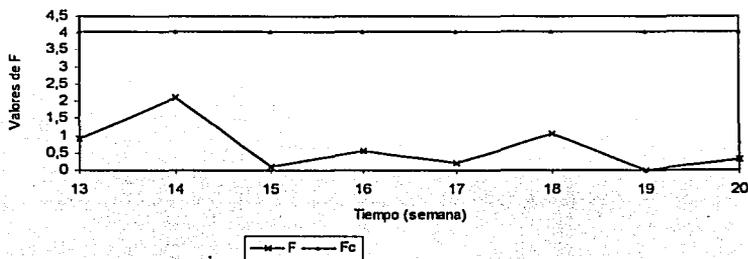


Figura 23. Valores de F a partir del ANDEVA semanal para el nivel de clorofila. F = valor calculado para F; Fc = valor crítico para F.

### 11.6. Supervivencia en invernadero

La figura 24 muestra la supervivencia de las plántulas hasta la última semana de tratamientos. La alta mortandad en los tratamientos húmedos se debió al exceso de agua producto del propio tratamiento, debido a que el agua desplazó el aire de los poros del suelo, afectando por lo tanto en la nutrición de la planta, en la absorción del agua por las raíces, en su marchitez y posterior en su muerte (Plaster, 1997).

El hecho de que en los tratamientos secos (y en algunos de los húmedos) presenten mortandad, se debió a que las plántulas no se establecieron después del trasplante a las macetas y no por el tratamiento hídrico, ya que después de la tercera semana no se obtuvo mortandad hasta la séptima semana, donde la mortandad se dio únicamente en los tratamientos húmedos debido a las razones antes señaladas (figura 25).

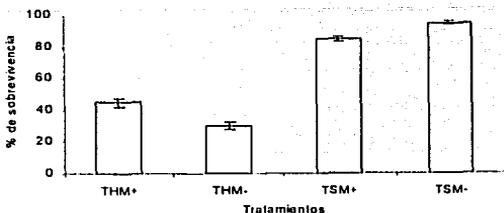


Figura 24. Supervivencia de las plantas bajo los diferentes tratamientos al final del periodo experimental. THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado.

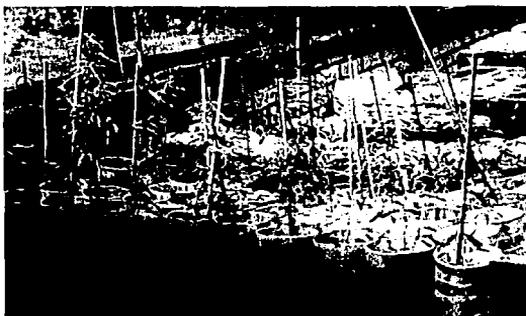


Figura 25. Plantas de *Mimosa biuncifera* bajo diferentes tratamientos hídricos en invernadero distribuidas al azar.

### 11.7. Colonización micorrícica

La figura 26 muestra los porcentajes de colonización tanto de vesículas, hifas así como colonización total en las raíces de las plántulas de *M. biuncifera* en los cuatro tratamientos (figura 27). En el caso de las vesículas, el THM+ presentó una colonización mayor al igual en la colonización por hifas y total (33.98%) a comparación de los demás tratamientos e incluso con el TSM+ (21.56%). A partir del ANDEVA ( $p < 0.05$ ) en la colonización por vesículas, se encontraron diferencias significativas entre los cuatro tratamientos ( $p = 0.0023$ ) (cuadro 17), mientras que en la colonización por hifas ,

total no se encontraron tales diferencias ( $p = 0.618$ ), pero sí entre tratamientos hídricos y entre micorrización ( $p = 0.0210$  y  $p = 0.0000$  respectivamente) (cuadro 18 y 19).

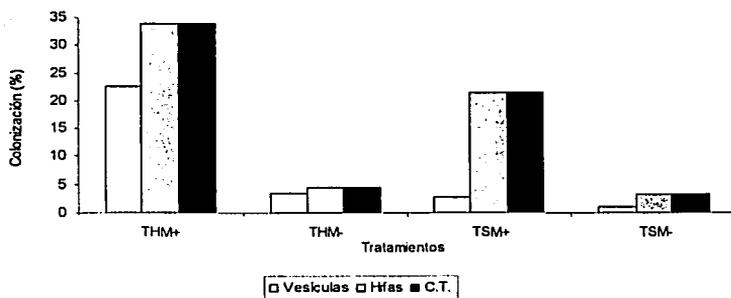


Figura 26. Porcentaje de colonización por vesículas, hifas y total en *M. biuncifera* bajo los diferentes tratamientos.

El grado de colonización micorrízica depende de varios factores, entre ellos está la planta hospedero, el hongo y las condiciones del medio, como lo es la humedad y la temperatura, ya que existe una demora en la germinación de las esporas cuando la humedad del suelo es mínima, lo cual puede estar relacionado a una estrategia de sobrevivencia bajo estrés en zonas áridas y semiáridas; además de que existe un decremento en la colonización bajo condiciones secas (Varma, 1999); además, Carrillo et al. (2000) encontró que las palmeras *Bactris mexicana* y *Desmoncus quasillarius* presentan mayor colonización en temporadas de lluvias bajo condiciones naturales. Esto explica porque el tratamiento TSM+ presenta un porcentaje de colonización menor al THM+, a pesar de que a los dos tratamientos se les aplicó la misma cantidad de inóculo con la misma densidad de esporas. Cabe señalar que Hampp et al. (2000) menciona que en estudios realizados con arbustos juveniles del mediterráneo, responden moderadamente a los tratamientos bajo sequía con un decremento en la colonización micorrízica. Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato (1990) mencionan que entre los factores que intervienen en la efectividad de la simbiosis también se encuentran los inherentes al hongo, de los que sobresalen su capacidad para dispersarse en la raíz y de la formación de estructuras tanto internas como externas, así como la germinación, madurez y dormancia de las esporas, su densidad y los exudados radicales entre los más importantes.

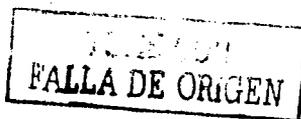




Figura 27. Vesículas de hongos micorrícicos arbusculares encontradas en raíces de *Mimosa biuncifera*.

En el caso de las esporas encontradas en el suelo, al igual que en el caso de la colonización micorrízica, el THM+ presentó un número más grande a los demás tratamientos (cuadro 6), sin embargo, el hecho de que los controles presentaran esporas en el suelo se debe principalmente a que no son viables dado a que durante al proceso de esterilización del suelo al inicio de la experimentación. Además, el cuadro 7 muestra la diversidad de esporas en morfoespecies encontradas en los cuatro tratamientos. Cabe aclarar que en este caso se usó el término morfoespecie para notar las diferentes formas de esporas (tanto en color y tamaño) encontradas en las muestras de suelo; por ello, el hecho de que aparezcan varias morfoespecies no es indicativo de diversidad en especie, ya que dos o más de ellas pueden pertenecer a los estadios de una sola especie de hongo. La variación entre el número de esporas entre los dos tratamientos micorrizados (H y S) y su diversidad, se debe a que la densidad de las mismas varía según las condiciones del medio, de humedad y de temperatura, a demás de la interacción del hongo con el hospedero, e incluso de la profundidad.

Cuadro 6. Número de esporas por 100 g de suelo en los diferentes tratamientos a dos profundidades. Prof. 0-10 = Profundidad de 0 a 10 cm; Prof. 10-20 = Profundidad de 10 a 20 cm.

Tratamiento	Número de esporas (Prof. 0-10)	Número de esporas (Prof. 10-20)	Promedio
THM+	1293	1562	1427
THM-	1046	1036	1041
TSM+	994	1548	1271
TSM-	807	665	736

Los géneros encontrados corresponden a *Glomus*, entre éste, posiblemente la especie *Glomus claroideo*, y posiblemente del género *Acaulospora*, además de que se encontraron dos diferentes tipos de esporocarpos (figura 28). La composición de especies y abundancia de esporas, también como la contribución de esporas a la

infectividad, está probablemente influenciada por un amplio rango de factores relacionados a la producción de esporas, dominancia e infectividad. Esto puede diferir entre especies fúngicas, tipo de comunidad de plantas, también como con la perturbación, estacionalidad y otras variables ambientales (Smith y Read, 1997).

Cuadro 7. Morfoespecies de las esporas encontradas en los cuatro tratamientos. THM+= Tratamiento húmedo micorrizado; THM-= Tratamiento húmedo no micorrizado; TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-= Tratamiento seco no micorrizado

Morfoespecie	THM+	THM-	TSM+	TSM-
miel	78	48	81	26
miel pequeña	170	107	89	22
miel clara	81	66	99	44
miel clara pequeña	205	140	108	111
amarillenta	52	46	78	17
crystalina amarillenta	129	118	110	62
crystalina amarillenta pequeña	294	211	217	156
café	13	9	18	14
café pequeña	80	66	99	52
oscura	77	68	95	51
oscura pequeña	247	161	274	181

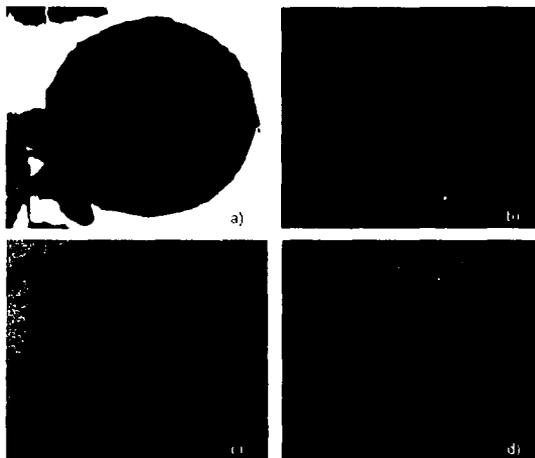


Figura 28. Esporas de hongos micorrizógenos arbusculares encontrados en el suelo de las macetas de *Mimosa biuncifera*. *Glomus* (a, b y c) y posible *Acaulospora* (d)

Cabe señalar que algunas plantas de *M. biuncifera* también presentaron algunos nódulos de bacterias fijadoras de nitrógeno (*Rhizobium*), lo cual es común en la mayoría de las leguminosas el formar ésta doble simbiosis (Sánchez-Colín *et al.*, 2000), sin embargo la cuantificación no se realizó dado que requería utilizar una técnica específica y no formaba parte por ninguno de los objetivos establecidos.

### 11.8 Sobrevivencia en campo (Santiago de Anaya)

La figura 29 muestra a partir de la variable altura, las plantas de los tratamientos secos (M+ y M-) que se escogieron para ser sacrificadas en laboratorio y las que fueron transplantadas a campo, teniendo cuidado de que no existieran diferencias estadísticamente significativas a partir de la desviación estándar.

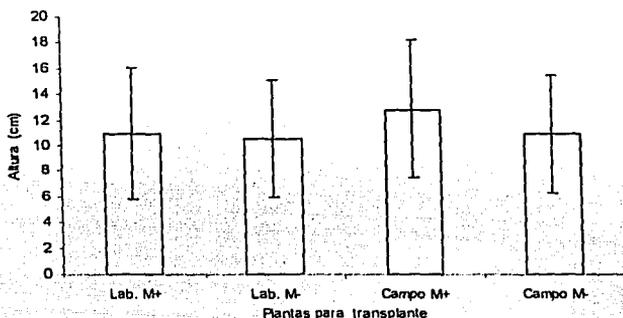


Figura 29. Diferencias en la altura de las plántulas de los tratamientos secos (M+ y M-) seleccionadas para el transplante a campo y uso en el laboratorio. Lab. = Laboratorio.

Son varias las limitaciones de las zonas áridas y semiáridas, la más importante de ellas es la limitación en la precipitación a sí como variabilidad (Allen, 1999a). Dadas las ventajas que presentan la simbiosis de los HMA en la captación de agua para con su planta hospedera y además de presentar ésta última tolerancia a la sequía debido a la simbiosis, es que Allen (1999b), sugiere que las plantas micorrizadas forman un papel esencial en la restauración de sitios en los ecosistemas perturbados y que además deben de ser incluidas en las técnicas para restablecer estos ecosistemas perturbados, además de que estudios con plantas inoculadas con HMA presentaron buenos resultados en el establecimiento de zonas áridas perturbadas. Es por ello que para obtener un exitoso establecimiento de plántulas de *M. biuncifera*, se inocularon con HMA. Al sexto mes de haber sido transplantadas en la zona de estudio (agostadero

semiárido), las plantas del tratamiento seco, tanto M+ y M-, se encontraron diferencias a partir de la desviación estándar con relación a la sobrevivencia, ya que sólo existió mortandad en dos plantas del tratamiento no micorrizado y una de las micorrizadas (figura 30). También, el hecho de que en los dos tratamientos exista alta sobrevivencia (M+ = 91.66 % y M- = 83.33 %), se debe al efecto microclimático que produce la planta nodriza, ya que atenúa la temperatura del suelo, mantiene un alto contenido de nutrimentos lo que favorece la actividad de microorganismos del suelo y retiene el suelo, además de mantener un nivel adecuado de agua para el establecimiento vegetal (Carrillo-García *et al.* 1999 y Reyes-Quintanar *et al.* 2000).

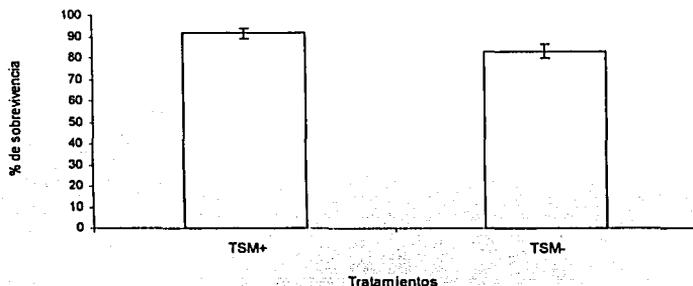


Figura 30. Sobrevivencia de *M. biuncifera* a los 6 meses del transplante en la zona de estudio (agostadero semiárido). TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-=Tratamiento seco no micorrizado

Allen (1999a) menciona que para obtener un establecimiento exitoso, debe existir una temporada de alta precipitación; por ello, las plantas de *M. biuncifera* fueron transplantadas a finales del periodo de lluvias para así permitir que se formara en el suelo una reserva hídrica para el establecimiento de estas plantas.

Los datos recolectados en campo de estas plantas muestran reducción de la altura durante 6 meses a partir de su transplante debido a que algunas de ellas presentaron ramoneo de su parte apical, que pudo deberse tanto al ramoneo de organismos silvestres, como del ganado ovino y/o caprino común en las zonas semiáridas (Bainbridge, 1990) (figura 31). Además de ello, la ausencia de crecimiento se debe a que el periodo del mismo para esta especie se presenta a finales de marzo continuando todo el verano hasta principios del otoño (Grether, 1982).

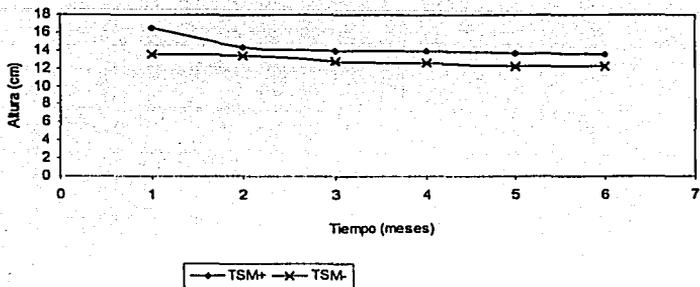
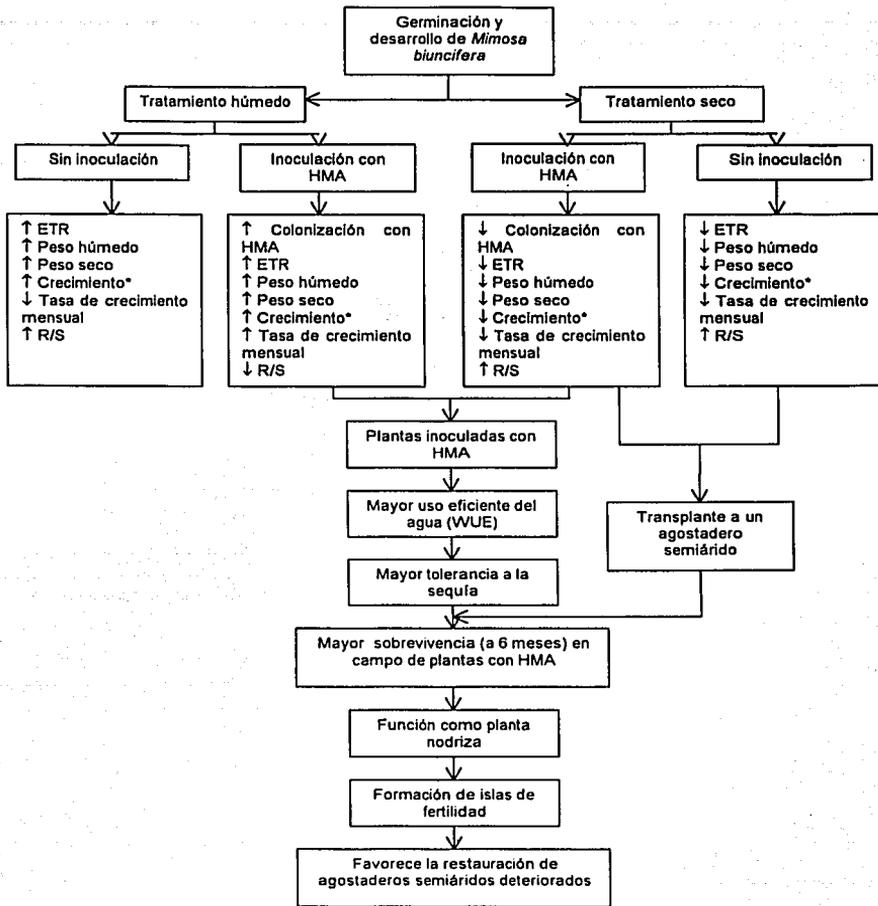


Figura 31. Altura de las plantas de *M. biuncifera* transplantadas en la zona de estudio (agostadero semiárido) durante 6 meses. TSM+= Tratamiento seco micorrizado; TSM-=Tratamiento seco no micorrizado.

### 11.9. Diagrama del establecimiento de *Mimosa biuncifera*

A partir de los datos recolectados durante el trabajo experimental se realizó un diagrama de flujo conceptual del establecimiento de *Mimosa biuncifera* tanto en invernadero como en campo (figura 32).



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

↑ : incremento                      ↓ : decremento

R/S : coeficiente entre biomasa radical y biomasa aérea

Figura 32. Diagrama de flujo conceptual del establecimiento de *Mimosa biuncifera*.

## 12. CONCLUSIONES

No existen diferencias en la evapotranspiración real (ETR) entre plantas micorrizadas y no micorrizadas debido a que no hubo diferencias en cuanto al follaje entre tratamientos durante el periodo de 5 meses que duró el trabajo experimental en invernadero.

Las plántulas sometidas a tratamiento hídrico húmedo y micorrizado (THM+) presentan mayor crecimiento comparado con las plántulas de los demás tratamientos (THM-, TSM+ y TSM-).

La micorrización aumenta el uso eficiente del agua (WUE) en comparación a las plantas no micorrizadas.

Las plantas bajo sequía aumentan su coeficiente R/S, debido a la inhibición del crecimiento del vástago y a que parte del C obtenido por la fotosíntesis es almacenado en los tejidos de la raíz.

*M. biuncifera* presenta plasticidad en la asignación de fotosintatos al vástago y a la raíz, bajo los diferentes tratamientos hídricos, así como en presencia o no de micorrización.

Plantas de *M. biuncifera* del tratamiento húmedo presentan más altos porcentajes de colonización por hongos micorrícicos arbusculares, que aquellas que se encontraron bajo el tratamiento seco.

Esporas de HMA del género *Glomus* se presentaron con mayor abundancia en el suelo de las macetas de *M. biuncifera* tanto en el tratamiento húmedo y en el seco.

La micorrización puede aumentar el establecimiento de *M. biuncifera* en un agostadero semiárido dadas las capacidades de este hongo en proveer agua a la planta hospedera en condiciones de sequía (figura 30).

*M. biuncifera* presenta una sobrevivencia superior al 70 % en campo, tanto para plantas micorrizadas como no micorrizadas en un periodo de 6 meses posterior al transplante.

### 13 REFERENCIAS

- Aguilera-Gómez, L. I., Rivas-Manzano, I. V., Ocampo-Jimenez, O. y Ojalde-Portugal, V. 2001. Los Glomales de las Planicies del Desierto de Sonora. En prensa.
- Allen, E. B. 1999a. 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. pp. 167-177.
- Allen, M. F. 1999b. La micorriza y las rehabilitaciones de suelo áridos perturbados: procesos y prácticas. En: Orellana, R., Escamilla, J.A. y Larqué-Saavedra, A. (editores). Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos. CICY, Yucatán, México. pp. 151-165.
- Al-Ghamdi, A. S., Hussain, G. y Al-Noaim, A. A. 1991. Effect of irrigation intervals on yield and water use efficiency of sunflower (*Helianthus annuus* L.) in Al-Ahsa, Saudi Arabia. En: Skujins, J. (editor). Arid soil research and rehabilitation (5) número 4. Taylor & Francis, Inglaterra. pp. 289-296.
- Aneguín, S. Ma. de la L., Beaman, J. H. Y Brizuela V. F. 1979. Flora fanerógama del Valle de México. Volumen I, 2ª impresión. Continental, México. p. 285.
- 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. pp. 4-13.
- Barea, J. M. 1998. Biología de la rizósfera. Investigación y Ciencia. Enero, 74-81.
- Barker, S. J.; Tagu, D. y Delp, G. 1998. Regulation of root and fungal morphogenesis in mycorrhizal symbioses. Plant Physiology. 116, 1201-1207.
- Bethlenfalvay, G. J. 1993. The Mycorrhizal plant-soil system in sustainable agriculture. En: Ferrera, C. R. y Quintero, L. R. (editores). Agroecología, sostenibilidad y educación. Centro de Edafología, Colegio de Postgraduados Montecillo, Estado de México, México. pp. 127-137.
- 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. pp. 421-431.
- Bolen, E. G. 1998. Ecology of North America. John Wiley and Sons, Inc. Estados Unidos. pp. 229-274.

- Camacho, M. F. 2000. Dormición y quiescencia en el manejo de las semillas forestales. Red mexicana de germoplasma forestal. SEMARNAP-PRONARE. México. 3, 7-22.
- Camargo-Ricalde, S. L. 2001. Arbuscular mycorrhizae fungi diversity related to plant diversity. En prensa.
- Carrillo, L., Varela, L. y Orellana, R. 2000. Variación estacional en la densidad de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares y en el porcentaje de colonización micorrizica de tres palmeras yucatanenses. En: Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. (editores). Ecología fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. IRENAT-Colegio de Postgraduados. Montecillo, Mundi Prensa, México. pp. 39-46.
- Carrillo-García, Á., Leon, de la L. J.-L., Bashan, Y. y Bethlenfalvay, G. J: 1999. Nurse plants, Mycorrhizae, and plant establishment in a disturbed area of the Sonora desert. Restoration Ecology. 7 (4), 321-335.
- Córdova, D. G. y Barbosa, J. E. R. 2000. Estimación de la fitomasa aérea del Gatúño (*Mimosa biuncifera* Benth). Acta Universitaria, México. 10 (1) Junio, 10-17.
- Crul, E. A. y Truelove, B. 1986. The rhizosphere. Springer-Verlag, Alemania. pp. 38-39 y 180-190.
- Bainbridge, D. A. 1990. The restoration of agricultural lands and drylands. En Berger J.J., (editor). Environmental restoration, science and strategies for restoring the earth. Island Press, Estados Unidos. pp. 4-13.
- 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 de Anaya, del Valle de Actopan, Estado de Hidalgo. Tesis profesional de biólogo. ENEP-Zaragoza, UNAM. pp.23-24.
- Fitter, A. H. y Hay, R. K. M. 1989. Environmental physiology of plants. 2ª edición. Academic Press Inc., Estados Unidos. pp. 161-162.
- Ferrera, C. R., González C. Ma. del C. y Rodríguez, M. Ma. de las N. 1993. Manual de agromicrobiología. Trillas, México. pp. 53-91.
- Fragoso, I. S. 2001. Generación de un inóculo MA nativo a Santiago de Anaya, Hgo. Y su potencialidad en la inoculación de *Acacia farnesiana* y *Bouteloua curtipendula*. Tesis profesional de biólogo. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM. 68 p.
- García, S. R. 2001. Comunicación personal.

- García, S. R. y Monroy, A. A. 1999. Plantas de los agostaderos, Santiago de Anaya, Hgo. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza.
- González, C. M. Del C. 1993. La endomicorriza vesículo-arbuscular. En: Ferrera, C. R., González, C. Ma. del C. y Rodríguez, M. Ma. de las N. (editores). Manual de agromicrobiología. Trillas, México. pp. 53-57.
- González-Chávez, Ma. del C., Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. 2001. Biodiversidad funcional de los hongos micorrízicos arbusculares en zonas áridas y semiáridas. En prensa.
- Grether, R. 1982. Aspectos ecológicos de *Mimosa biuncifera* y *Mimosa monancistra* en el noroeste del estado de Guanajuato. Boletín de la Sociedad de Botánica de México. 43, 43-60.
- 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. 119 p.
- Hampp, R. y Schaeffer, C. 1999. Mycorrhiza-Carbohydrate and energy metabolism. En: Varma A. y Hock B. (editores). Mycorrhiza: structure, function, molecular biology an biotechnology. 2ª edición. Spriger, Alemania. pp. 273-303.
- Hampp, R., Nehls, U. y Wallenda, T. 2000. En: Bochum, K. E., Mainz, J. W. K., Darmstadt, U. L. y Göttingen, M. R. (editores). Progress in botany 61: Genetics, physiology, systematics, ecology. Spriger- Verlag Berlin Heidelberg, Alemania. pp. 223-241.
- Harley, J. L. y Smith, S. E. 1984. Mycorrhizal symbiosis. 2ª impresión. Academic Press, Londres, Gran Bretaña. pp. 4-33.
- Huenneke, L. F. y Noble, I. 1996. Ecosystem funtion of biodiversity in arid ecosystems. En: Mooney, H. A., Cushman, J. H., Medina E., Sala O. E. y Schulze, E. D. (editores). Functional roles of biodiversity: a global perspective. SCOPE, Inglaterra. pp. 99-127.
- Johnson, N. C., O'Dell, T. y Bledsoe, C. S. 1999. Methods for ecological studies of Mycorrhizae. En: Robertson, G. P., Coleman, D. C., Bledsoe, C. S. y Phillip, S. (editores). Standard soil methods for long-term ecological research. Oxford University Press, Estados Unidos. pp. 378-407.
- Jones, H. G. 1992. Plants and microclimate: a quantitative approach to environmental plant physiology. 2ª edición. Cambridge University Pess, Gran Bretaña. pp. 264-295

- Killham, K. 1995. Soil ecology. Cambridge University Press, Gran Bretaña. pp. 66-69 y 157-159.
- Kramer, P. J. 1989. Relaciones hídricas de suelos y plantas, una síntesis moderna. Harla-México, México. 538 p.
- Lawrence, G. H. M. 1951. Taxonomy of vascular plants. Macmillan publishing, Estados Unidos. pp. 587-588.
- Le Tacon, F. 1985. Las micorrizas: una cooperación entre plantas y hongos. Mundo Científico, 5 (49), 776-784.
- Linderman, R. G. 1993. Effects of microbial interactions in the mycorrhizosphere on plant growth and health. En: Ferrera, C. R y Quintero, L. R. (editores). Agroecología, sostenibilidad y educación. Centro de Edafología, Colegio de Postgraduados Montecillo, Estado de México, México. pp. 138-152.
- López R. J. y López M. J. 1990. El diagnóstico de suelos y plantas: Métodos de campo y de laboratorio. 4ª edición. Ediciones Mundi-Prensa, España. p. 152.
- Lu, X. y Koide, R. T. 1994. Effects of mycorrhizal infection on components of plant growth and reproduction. New Phytology. 128, 211-218.
- Luna-Suaréz, S., Frias-Hernández, J. T., Olalde-Portugal, V. y Dendooven, L. 2000. Catclaw (*Mimosa buicifera*): a pest or a means to restore soil fertility in heavily eroded soil from the central highlands of México?. Biol Fertil Soils. 32, 109-113.
- Marschner, H. 1990. Mineral nutrition of higher plants. 4ª reimpression. Academic Press, Estados Unidos. pp. 465-476.
- Martínez, M. 1991. Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas. 2ª reimpression. Fondo de Cultura Económica, México. pp. 106, 108 y 1089.
- McGinnies, W. G. 1980. Hot deserts of the world: what and where. En: Gyde, L. H., Caballero, M., Driscoll, R. S. y Bonner, W. (editores). Arid land resource inventories: developing cost-efficient methods. (Procedente del trabajo presentado en La Paz, México, 30 Nov.- 6 Dic., 1980). United States Departement of Agriculture, Forest Service, General Technical Report WO-28, Estados Unidos. pp. 8-17.
- 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. pp. 307-320.
- McVaugh, R. 1987. Flora Novo-Galiciana; a descriptive account of the vascular plant of western México. Volumen 5, Leguminosae. Ann Arbor, The University of Michigan Press, Estados Unidos. p. 199.

- Montaño, A. N.M. y Monroy, A. A. 2000. Conservación ecológica de suelos en zonas áridas y semiáridas en México. *Ciencia y Desarrollo*. 154, 26-37.
- Morton, J. B. 2001. Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera *Archaeospora* and *Paraglomus*, based on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia*. 93 (1). pp. 181-195.
- Newton R. J. y Goodin J. R. 1989. Moisture stress adaptation in shrubs. En: McKell, C. M. (editor). *The biology and utilization of shrubs*. Academic Press, Estados Unidos. pp. 365-379.
- Nobel, P.S. 1983. *Biophysical Plant Physiology and Ecology*. W. H. Freeman and Company Nueva York, Estados Unidos. 608 p.
- Perea, P. J.M. 1995. Evaluación de tratamientos pregerminativos, sustratos y fungicida sobre la emergencia de dos especies forrajeras para zonas áridas (*Mimosa biuncifera* y *Atriplex nummularia*). Tesis profesional de Biólogo. Facultad de Ciencias, UNAM. 60 p.
- Perry, D. A. y Amaranthus, M. P. 1990. The plant-soil bootstrap: microorganisms and reclamation of degraded ecosystems. En: Berger, J. J. (editor). *Environmental restoration, science and strategies for restoring the earth*. Islan Press, Estados Unidos. pp. 94-102.
- Plaster, E. J. 1997. *Soil science and management*. 3ª edición. Delmar Publishers, Estados Unidos. pp. 55-71.
- Pulido, Ma. T. P. y Koch, S. D. 1992. Guía ilustrada de las plantas del cerro Tetzcutzingo. Cuadernos IBUNAM 17. Instituto de biología. U.N.A.M. México. p. 67.
- Read, D. J. y Boyd, R. 1986. Water relations of mycorrhizal fungi and their host plants. *Water, fungi and plants*. Cambridge University Press, Estados Unidos. pp 287-303.
- Read, D. J. 1991. Mycorrhizas in ecosystems- nature's response to the "Law of the minimum". En: Hawksworth, D. L. (editor). *Frontier in Mycology*. C-A-B International. Estados Unidos. pp. 101-130.
- Read, D. J. 1999. Mycorrhiza-The state of the art. En: Varma A. y Hock B. (editores). *Mycorrhiza: structure, function, molecular biology an biotechnology*. 2ª edición. Spriger, Alemania. pp. 3-34.
- Reiche, C. 1977. Flora excursoria en el valle central de México. Manuel Porrúa, México. pp 80-81.

- Reyes-Quintanar, C. K., Ferrera-Cerrato, R., Alarcón, A. y Rodríguez, Z. S. 2000. Microbiología de la relación de nodricismo entre leguminosas arbóreas y *Neobuxbaumia tetetzo* en los suelos no erosionados y erosionados en Zapotitlán de las Salinas, Puebla. En: Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. (editores). Ecología fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. IRENAT-Colegio de Postgraduados, Montecillo, Mundi Prensa, México. pp. 56-68.
- Robertson, G. P., Coleman, D. C., Bledsoe, C. S., y Phillip. 1999. Standard soil methods for long-term ecological research. Oxford University Press. Estados Unidos. pp. 378-412.
- 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 trasplante. Agricultura técnica, Chile. 3 (57) 161-168.
- Rzedowski, J. 1994. Vegetación de México. Limusa, Noriega Editores, México. pp. 245-248.
- Salas, O. E., Lauenroth, W. K., McNaughton, S. J., Rusch, G. y Zhang, X. 1996. Biodiversity and ecosystem functioning in grasslands. En: Mooney, H. A., Cushman, J. H., Medina E., Sala O. E. y Schulze, E. D. (editores). Functional roles of biodiversity: a global perspective. SCOPE, Inglaterra. pp. 129-149.
- Sánchez, S. O. 1979. Flora fanerógama del Valle de México. Herrero. México. pp. 200-201.
- Sánchez-Colín, M. J., Ramírez, B. P. J. y Torrescano, V. N. 2000. Micorriza arbuscular y *Rhizobium* presentes en leguminosas establecidas en suelo Andosol. En: Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. (editores). Ecología fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. IRENAT-Colegio de Postgraduados, Montecillo. Mundi Prensa, México. pp. 46-55.
- Smith, S. E. y Read, D. J. 1997. Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press, Gran Bretaña. pp. 9-160.
- Stuart, C. III F. 1991. Effects of multiple environmental stresses on nutrient availability and use. En Mooney, H. A., Winner, W. E., Pell E. J. y Chu E. (editores). Response of plants to multiple stresses. Academic Press, Estados Unidos. pp. 67-88.
- Stutz, H. C. 1989. Evolution of shrubs. En: McKell, C. M. (editor). The biology and utilization of shrubs. Academic Press, Estados Unidos. pp. 323-340.
- Tarafdar, J. C. 1996. The role of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi on crop, tree and grasses grown in an arid environment. Journal of arid environments 34, 197-103.

- Urbanska, K. M. 1997. Safe sites-interface of plant population ecology and restoration ecology. En: Urbanska, K. M., Webb, N. R. y Edwards, P. J. (editores). Restoration ecology and sustainable development. Cambridge University Press, Reino Unido. pp. 81-110.
- Val, J. del. 1989. Factores de erosión. Investigación y ciencia. 152, 72-81.
- Valencia, F. S., Gonzalez, C. J., Frías, H. J. T., Salas, G. M. E., Calleros, G. V., Olalde-Portugal, V. y Davies Jr. F. T. 2000. Influencia de *Glomus fasciculatum* en el intercambio de gases y calidad de tubérculos de papa. En Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. (editores). Ecología fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. IRENAT-Colegio de Postgraduados. Montecillo. Mundi Prensa, México. pp. 162-169.
- Varela, L. y Estrada-Torres, A. 1999. El papel de los microorganismos de la rizósfera y de la micorriza en la absorción de nutrimentos minerales y agua. En: Orellana, R., Escamilla, J. A. y Larqué-Saavedra, A. (editores). Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos. CICY. Yucatán, México. pp 137-150.
- Varma, A. 1999. Functions and Application of arbuscular mycorrhizal fungi in arid and semi-arid soils. En: Varma A. y Hock B. (editores). Mycorrhiza: structure, function, molecular biology an biotechnology. 2ª edición. Spriger, Alemania. pp. 521-556.
- Vázquez-Yañes, C. y Batis, A.I.: 1996. La restauración de la vegetación, árboles exóticos vs árboles nativos. Ciencias. 43, 16-23.
- Velasco-Molina, H. A. 1991. Las zonas áridas y semiáridas. Limusa, México. pp. 1-26.
- Villa, S. A. B. 1980. Los desiertos de México. En: Gyde, L. H., Caballero, M., Driscoll, R. S. y Bonner, W. (editores). Arid land resource inventories: developing cost-efficient methods. (Procedente del trabajo presentado en La Paz, México, 30 Nov.- 6 Dic., 1980). United States Department of Agriculture, Forest Service, General Technical Report WO-28, Estados Unidos. pp. 18-20.
- Werner, D. 1992. Symbiosis of plants and microbes. Chapman and Hall. Gran Bretaña. pp. 299-338.
- Whisenamt, S. G. 1999. Repairing damaged wildlands: A process-orientated, landscape-scale approach. Cambridge University Press, Reino Unido. pp. 118-120.

## 14 ANEXOS

Cuadro 8. ANDEVA de dos factores para la altura de *M. biuncifera* a la semana 20 de tratamiento.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	1335.42718	3	445.142395	9.81	0.0000
Humedad	613.875541	1	613.875541	13.53	0.0006
HMA*	368.759667	1	368.759667	8.13	0.0065
Humedad*HMA	334.70651	1	334.70651	7.38	0.0093
Residual	2086.62604	46	45.3614356		
Total	3422.05322	49	69.8378209		

HMA\* = Hongo micorrizico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios.

Cuadro 9. ANDEVA de dos factores para el diámetro medio de *M. biuncifera* a la semana 20 de tratamiento.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	129.248898	3	43.0829659	16.06	0.0000
Humedad	69.6570935	1	69.6570935	25.96	0.0000
HMA*	17.3728093	1	17.3728093	6.47	0.0144
Humedad*HMA	36.1439961	1	36.1439961	13.47	0.0006
Residual	123.422975	46	2.68310814		
Total	252.671872	49	5.15656882		

HMA\* = Hongo micorrizico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios.

Cuadro 10. ANDEVA de dos factores para el número de hojas de *M. biuncifera* a la semana 20 de tratamiento.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	3353.64275	3	1117.88092	7.32	0.0004
Humedad	1363.17062	1	1363.17062	8.93	0.0045
HMA*	1481.22617	1	1481.22617	9.70	0.0032
Humedad*HMA	238.766912	1	238.766912	1.56	0.2174
Residual	7023.63725	46	152.687766		
Total	10377.28	49	211.781224		

HMA\* = Hongo micorrizico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios.

Cuadro 11. ANDEVA de dos factores para el número de pinnas de *M. biuncifera* a la semana 20 de tratamiento.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	51763.8268	3	17254.6089	13.82	0.0000
Humedad	22841.4902	1	22841.4902	18.29	0.0001
HMA*	19807.3791	1	19807.3791	15.85	0.0002
Humedad*HMA	6801.05689	1	6801.05689	5.45	0.0240
Residual	57446.1732	46	1248.82985		
Total	109210.00	49	2228.77551		

HMA\* = Hongo micorrizico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios.

Cuadro 12. ANDEVA de dos factores para el peso húmedo total de *M. biuncifera*.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	32.1636133	3	10.7212044	15.50	0.0000
Humedad	14.7137123	1	14.7137123	21.27	0.0002
HMA*	5.44454258	1	5.44454258	6.91	0.0106
Humedad*HMA	4.78167352	1	4.78167352	6.91	0.0157
Residual	14.5240042	21	.691619249		
Total	46.6876176	24	1.9453174		

HMA\* = Hongo micorrizico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios.

Cuadro 13. ANDEVA de dos factores para el peso seco total de *M. biuncifera*.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	10.9266141	3	3.64220471	11.54	0.0001
Humedad	4.53456893	1	4.53456893	14.37	0.0011
HMA*	2.54159649	1	2.54159649	8.05	0.0099
Humedad*HMA	1.31570327	1	1.31570327	4.17	0.0539
Residual	6.62737326	21	.315589203		
Total	17.5539874	24	.731416141		

HMA\* = Hongo micorrizico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios.

Cuadro 14. ANDEVA de dos factores para el WUE de *M. biuncifera*.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	2.3212e-06	3	7.7373e-07	4.20	0.0178
Humedad	8.6863e-07	1	8.6863e-07	4.71	0.0415
HMA*	7.3260e-07	1	7.3260e-07	3.98	0.0593
Humedad*HMA	1.7932e-07	1	1.7932e-07	0.97	0.3351
Residual	3.8690e-06	21	.18424e-07		
Total	6.1902e-06	24	2.5793e-07		

HMA\* = Hongo micorrizico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios

**TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN**

Cuadro 15. ANCOVA para el peso seco de la raíz y peso seco del vástago de *M. biuncifera*.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	4.02108538	3	1.34038179	52.99	0.0000
Humedad	03568364	1	.03568364	1.41	0.2482
HMA*	.017928136	1	.017928136	0.71	0.4093
Root	1.57206869	1	1.57206869	62.16	0.0000
Residual	.531144818	21	.02529261		
Total	4.5522302	24	.189676258		

HMA\* = Hongo micorrízico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios.

Cuadro 16. ANDEVA de dos factores para el nivel de clorofila de *M. biuncifera* a la semana 20 de tratamiento.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	13.9767297	3	4.65890989	0.13	0.9438
Humedad	.094476918	1	.094476918	0.00	0.9598
HMA*	.000032947	1	.000032947	0.00	0.9992
Humedad*HMA	11.5662521	1	11.5662521	0.31	0.5777
Residual	1692.30826	46	36.7893099		
Total	1706.28499	49	34.8221426		

HMA\* = Hongo micorrízico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios.

Cuadro 17. ANDEVA de dos factores para el porcentaje de colonización por vesículas en raíces de *M. biuncifera*.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	9122.16365	3	3040.72122	19.145	0.0000
Humedad	2625.52063	1	2625.52063	16.53	0.0001
HMA*	2301.9724	1	2301.9724	14.49	0.0003
Humedad*HMA	1558.59115	1	1558.59115	9.81	0.0023
Residual	14294.5009	90	158.827788		
Total	23416.6645	93	251.792092		

HMA\* = Hongo micorrízico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios.

Cuadro 18. ANDEVA de dos factores para el porcentaje de colonización por hifas en raíces de *M. biuncifera*.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	17908.3886	3	5969.46286	32.62	0.0000
Humedad	1010.0314	1	1010.0314	5.52	0.0210
HMA*	12192.1877	1	12192.1877	66.63	0.0000
Humedad*HMA	654.327374	1	654.327374	3.58	0.0618
Residual	16469.2702	90	182.991891		
Total	34377.6588	93	369.652245		

HMA\* = Hongo micorrízico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios.

Cuadro 19. ANDEVA de dos factores para el porcentaje total de colonización de *M. biuncifera*.

Origen	S.C.	g.l.	C.M.	F	Prob > F
Modelo	17908.3886	3	5969.46286	32.62	0.0000
Humedad	1010.0314	1	1010.0314	5.52	0.0210
HMA*	12192.1877	1	12192.1877	66.63	0.0000
Humedad*HMA	654.327374	1	654.327374	3.58	0.0618
Residual	16469.2702	90	182.991891		
Total	34377.6588	93	369.652245		

HMA\* = Hongo micorrízico arbuscular; S.C. = Suma de cuadrados; g.l. = Grados de libertad; C.M. = Cuadrados medios.

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN