



# UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES  
ZARAGOZA

Carrera de Biología

Crecimiento de plantas de *Agave salmiana* Otto y *Mimosa lacerata* Rose inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en condiciones de invernadero

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

BIÓLOGO

PRESENTA:

KARLA VALLADARES SAMPERIO

DIRECTOR DE TESIS:

Dr. Arcadio Monroy Ata

Unidad de Investigación en Ecología Vegetal



Investigación realizada con financiamiento de la DGAPA,  
UNAM, mediante el proyecto PAPIIT IN-216610

México D. F., Septiembre 2010



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



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

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

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

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

## DEDICATORIA

A mi papá, que aunque ya no está en este mundo se que estaría orgulloso de ver a sus hijas realizar todos sus sueños y proyectos. Te doy las gracias por enseñarme que los sueños se pueden realizar cuando trabajas por ello. ¡Mil gracias papi, te amo!

A mi mami hermosa y preciosa que siempre estuvo ayudándonos y guiándonos con sus sabios consejos. Gracias por todos los valores que nos has inculcado, ya que sin ellos y sin tu gran apoyo jamás podría haber llegado hasta donde estoy.

A mi hermana Fer por todo el apoyo que me ha brindado y que me ha enseñado que a pesar de las circunstancias tan difíciles de la vida nunca tengo que darme por vencida. Eres un ejemplo a seguir y quiero que sepas que te admiro profundamente y te quiero muchísimo, que siempre podrás contar conmigo. Recuerda que siempre juntas como nos han enseñado.

A mi hermana Gabita por todo el apoyo, por su alegría y por enseñarme que ante todo siempre debes de buscar la felicidad. Gracias por enseñarme a luchar hasta el final y por todo el apoyo siempre incondicional, en la casa, trabajo y a lo largo de toda mi corta vida. Estoy orgullosa de ti, eres una gran amiga, hermana, compañera de trabajo y jefa. ¡Te quiero muchísimo!

A mis abuelitos Kika y Kiko por haber formado esta familia tan maravillosa, fueron la base de todos y cada uno de nosotros. Gracias por enseñarnos tantas cosas y que siempre debemos querernos y apoyarnos como familia que somos. Donde quiera que estén, sepan que los recuerdo con amor y que nunca olvidaré esos seres tan maravillosos, bellos y únicos que eran ustedes.

A mis tíos, Pepe y Salvador, porque sin todo el apoyo que nos han dado siempre, esta etapa no se hubiera podido culminar. Gracias por enseñarme a jamás darme por vencida y luchar aunque todo se vea oscuro. Admiro su fortaleza y sus ganas de vivir. Saben que son como mis padres, que los respeto y que siempre están en mi corazón y mi pensamiento. Jamás olvidare todo lo que nos han dado y siempre estaremos unidos como nos han enseñado.

A mis demás tíos y tías que de alguna manera han contribuido y me han ayudado tanto con su cariño. Socorro, Francisco, Guadalupe, Celia, Gilberto; a mis primos Diana, Bernardo, Laura, Angélica, Oscar y Carlos; por todos los momentos tan lindos que hemos pasado. ¡A todos los quiero mucho!

A mí amado Yair porque contribuyó de manera tan directa para la realización de este trabajo. Sabes que esto es tuyo también. Te agradezco todo tu gran apoyo, tus consejos y todo el amor que me has brindado todos estos años. Eres mi confidente y mi alma gemela. Estoy orgullosa de ti y quiero que sepas que siempre contarás conmigo incondicionalmente y que este amor que nos une es tan fuerte como para ser destruido. ¡Te amo muchísimo!

## AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México y a los profesores que dentro de ella ayudaron a mi formación tanto académica como profesional a lo largo de toda la carrera.

Al Dr. Arcadio Monroy Ata, por darme la oportunidad de realizar esta investigación, por todas las cosas que de él he aprendido, por su paciencia y a los consejos tan sabios que han ayudado a mi formación profesional. ¡Muchísimas gracias!

A cada uno de mis sinodales por ayudarme a mejorar la calidad de este trabajo, por su paciencia, sus consejos y el tiempo dedicado. ¡Gracias!

M. en C. Ma. De Jesus Sánchez Colín M. en C. Rosalva García Sánchez, Dra. Ma. Socorro Orozco Almanza y Biol. Marco A. Hernández Muñoz.

A la Dra. Ma. Socorro Orozco Almanza por contribuir a mi conocimiento y formación, por sus consejos y todo el apoyo que siempre me brindó.

A Yolanda Maribel porque desde que la conocí me brindo su apoyo y confianza en todo momento. Jamás lo olvidare ¡Gracias!

A todos mis amigos que he hecho a lo largo de toda mi vida y que de alguna manera han contribuido cada uno con un pequeño grano de arena y me han ayudado con sus consejos, regaños y ratos de felicidad. ¡Los quiero mucho!

Finalmente a mi queridísimo y amado Antonio Yair Rivera Colecio, por estar siempre de manera incondicional, por ayudarme, regañarme, por toda su paciencia y amor que me ha dado en todos estos años.

# ÍNDICE

RESUMEN	1
I. INTRODUCCIÓN	2
II. MARCO TEÓRICO	5
2.1. <i>Agave salmiana</i> Otto	5
2.2. Problemática e importancia de <i>Agave salmiana</i>	7
2.3. <i>Mimosa lacerata</i> Rose	7
2.4. Problemática e importancia de <i>Mimosa lacerata</i>	9
2.5. Micorrizas	19
2.6. Hongos Micorrizógenos Arbusculares	10
2.7. Morfología de los Hongos Micorrizógenos Arbusculares	11
2.8. Beneficios en plantas inoculadas con HMA	11
III. JUSTIFICACIÓN	14
IV. PROBLEMÁTICA	15
V. HIPÓTESIS	16
VI. OBJETIVOS	17
6.1. Objetivo general	17
6.2. Objetivos particulares	17
VII. MATERIAL Y MÉTODOS	18
7.1. Lugar de trabajo	18
7.2. Preparación del sustrato	18
7.3. Obtención de esporas	18
7.4. Preparación de macetas	19
7.5. Procedencia y germinación de semillas	19
7.6. Transplante de plántulas	20
7.7. Riego	21
7.8. Evaluación de variables semanales	21
7.9. Evaporación	21
7.10. Evapotranspiración real	21
7.11. Transpiración	22
7.12. Porcentaje de supervivencia	22
7.13. Tasa de crecimiento relativo	22
7.14. Biomasa húmeda y biomasa seca	23
7.15. Eficiencia en el uso del agua (WUE)	23
7.16. Potencial hídrico	23
7.17. Porcentaje de colonización micorrícica	24
7.18. Diagrama de flujo de la metodología	27
7.19. Análisis estadístico	28
VIII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	29
8.1. Germinación	29
8.2. Registro de la temperatura en invernadero	29
8.3. Supervivencia de plantas de <i>Mimosa lacerata</i> y <i>Agave salmiana</i>	30
8.4. Crecimiento de <i>Mimosa lacerata</i> y <i>Agave salmiana</i>	32
8.5. Nivel de clorofila	36

8.6.	Potencial hídrico caulinar	37
8.7.	Biomasa húmeda, biomasa seca y uso eficiente del agua	38
8.8.	Colonización micorrícica	44
8.9.	Evapotranspiración real acumulada	46
IX.	CONCLUSIONES	53
X.	RECOMENDACIONES	54
XI.	REFERENCIAS	55
XII.	ANEXOS	60

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Porcentaje de germinación, después de la aplicación del tratamiento pregerminativo.	29
Cuadro 2. Promedio de peso húmedo y seco (g), así como cociente raíz/vástago y la eficiencia en el uso del agua de plantas <i>Mimosa lacerata</i> y <i>Agave salmiana</i> para ambos tratamientos.	38
Cuadro 3. Resultados del estudio para <i>Agave salmiana</i> .	51
Cuadro 4. Cuadro 4. Resultados del estudio para <i>Mimosa lacerata</i> .	52
Cuadro 5. Prueba t de Student aplicada para la supervivencia de <i>M. lacerata</i> .	60
Cuadro 6. Prueba t de Student aplicada para la supervivencia de <i>A. salmiana</i> .	60
Cuadro 7. Prueba t de Student aplicada para la variable altura <i>M. lacerata</i> .	61
Cuadro 8. Prueba t de Student aplicada para la variable altura <i>A. salmiana</i> .	61
Cuadro 9. Prueba t de Student aplicada para la variable número de hojas <i>M. lacerata</i> .	62
Cuadro 10. Prueba t de Student aplicada para la variable número de hojas <i>A. salmiana</i> .	62
Cuadro 11. Prueba t de Student aplicada para la variable cobertura vegetal <i>M. lacerata</i> .	63
Cuadro 12. Prueba t de Student aplicada para la variable cobertura vegetal <i>A. salmiana</i> .	63
Cuadro 13. Prueba t de Student aplicada para la variable tasa de crecimiento relativo <i>M. lacerata</i> .	64
Cuadro 14. Prueba t de Student aplicada para la variable tasa de crecimiento relativo <i>A. salmiana</i> .	64
Cuadro 15. Prueba t de Student aplicada para la variable nivel de clorofila <i>M. lacerata</i> .	65
Cuadro 16. Prueba t de Student aplicada para la variable nivel de clorofila <i>A. salmiana</i> .	65

Cuadro 17. Prueba t de Student aplicada para la variable potencial hídrico caulinar <i>M. lacerata</i>	66
Cuadro 18. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda del vástago <i>M. lacerata</i> .	66
Cuadro 19. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda del vástago <i>A. salmiana</i> .	67
Cuadro 20. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca del vástago <i>M. lacerata</i> .	67
Cuadro 21. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca del vástago <i>A salmiana</i> .	68
Cuadro 22. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda de la raíz <i>M. lacerata</i> .	68
Cuadro 23. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda de la raíz <i>A. salmiana</i> .	69
Cuadro 24. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca de la raíz <i>M. lacerata</i> .	69
Cuadro 25. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca de la raíz <i>A. salmiana</i> .	70
Cuadro 26. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda total <i>M. lacerata</i> .	70
Cuadro 27. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda total <i>A. salmiana</i> .	71
Cuadro 28. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca total <i>M. lacerata</i> .	71
Cuadro 29. Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca total <i>A. salmiana</i> .	72
Cuadro 30. Prueba t de Student aplicada para la variable cociente raíz/vástago <i>M. lacerata</i> .	72
Cuadro 31. Prueba t de Student aplicada para la variable cociente raíz/vástago <i>A. salmiana</i> .	73



Cuadro 32. Prueba t de Student aplicada para la variable WUE <i>M.lacerata</i> .	73
Cuadro 33. Prueba t de Student aplicada para la variable WUE <i>A. salmiana</i> .	74
Cuadro 34. Prueba t de Student aplicada para la variable evapotranspiración real (ETR) <i>A. salmiana</i> .	74
Cuadro 35. Prueba t de Student aplicada para la variable evapotranspiración real (ETR) <i>M. lacerata</i> .	75

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Planta adulta de <i>Agave salmiana</i> .	6
Figura 2. Planta adulta de <i>Mimosa lacerata</i> .	9
Figura 3. Espora observada en el inóculo de Santiago de Anaya.	19
Figura 4. Esporas observadas durante el procedimiento de conteo.	19
Figura 5. Plántulas de <i>Agave salmiana</i> después de dos semanas de haber realizado el trasplante.	20
Figura 6. Plántulas de <i>Mimosa lacerata</i> después de dos semanas de haber realizado el trasplante.	20
Figura 7. Fotografía de la Cámara de Schollander.	24
Figura 8. Determinación del potencial hídrico caular en plantas de <i>Mimosa lacerata</i> .	24
Figura 9. Estructuras (hifas A y vesículas B) observadas en las raíces de <i>Agave salmiana</i> durante el procedimiento de colonización micorrícica.	25
Figura 10. Estructuras (hifas A y vesículas B) observadas en las raíces de <i>Mimosa lacerata</i> durante el procedimiento de colonización micorrícica.	26
Figura 11. Temperaturas máximas y mínimas registradas en el invernadero durante el transcurso del experimento.	30
Figura 12. Porcentaje de supervivencia de <i>Mimosa lacerata</i> para plantas micorrizadas M+ y plantas no micorrizadas M-.	31
Figura 13. Porcentaje de supervivencia de <i>Agave salmiana</i> para plantas micorrizadas M+ y plantas no micorrizadas M-.	31
Figura 14. Altura promedio de <i>Mimosa lacerata</i> para plantas micorrizadas M+ y plantas no micorrizadas M-.	32
Figura 15. Altura promedio de <i>Agave salmiana</i> para plantas micorrizadas M+ y plantas no micorrizadas M-.	32
Figura 16. Número de hojas promedio de <i>Mimosa lacerata</i> para plantas micorrizadas M+ y plantas no micorrizadas M-.	33

Figura 17. Número de hojas promedio de <i>Agave salmiana</i> para plantas micorrizadas M+ y plantas no micorrizadas M-.	33
Figura 18. Cobertura promedio de <i>Mimosa lacerata</i> para plantas micorrizadas M+ y plantas no micorrizadas M-.	34
Figura 19. Cobertura promedio de <i>Agave salmiana</i> para plantas micorrizadas M+ y plantas no micorrizadas M-.	34
Figura 20. Tasa de crecimiento relativo (TCR) de <i>Agave salmiana</i> y <i>Mimosa lacerata</i> para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas).	36
Figura 21. Nivel de clorofila de <i>Agave salmiana</i> y <i>Mimosa lacerata</i> para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas).	37
Figura 22. Comparación del potencial hídrico caulinar entre tratamientos micorrizado (M+) y no micorrizado (M-) para <i>Mimosa lacerata</i> .	38
Figura 23. Biomasa húmeda del vástago de <i>Agave salmiana</i> y <i>Mimosa lacerata</i> para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas).	40
Figura 24. Biomasa seca del vástago de <i>Agave salmiana</i> y <i>Mimosa lacerata</i> para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas).	40
Figura 25. Biomasa húmeda de la raíz de <i>Agave salmiana</i> y <i>Mimosa lacerata</i> de ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas).	41
Figura 26. Biomasa seca de la raíz de <i>Agave salmiana</i> y <i>Mimosa lacerata</i> de ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas).	41
Figura 27. Biomasa húmeda total de <i>Agave salmiana</i> y <i>Mimosa lacerata</i> para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas).	42
Figura 28. Biomasa seca total de <i>Agave salmiana</i> y <i>Mimosa lacerata</i> para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas).	42
Figura 29. Cociente raiz/vástago de <i>Agave salmiana</i> y <i>Mimosa lacerata</i> para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas).	43
Figura 30. Uso eficiente del agua (WUE) de <i>Agave salmiana</i> y <i>Mimosa lacerata</i> para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas).	44
Figura 31. Porcentaje de colonización por vesículas (V), hifas (H) y colonización total (CT) en raíces de <i>Agave salmiana</i> y <i>Mimosa lacerata</i> .	45

Figura 32. Vesícula (A) observada en la raíz de <i>Mimosa lacerata</i> .	45
Figura 33. Vesícula (A) e hifas (B) observada en la raíz de <i>Mimosa lacerata</i> .	45
Figura 34. Vesícula (A) observada en la raíz de <i>Agave salmiana</i> .	46
Figura 35. Vesícula (A) e hifas (B) observadas en la raíz de <i>Agave salmiana</i> .	46
Figura 36. Relación de la evapotranspiración real (ETR) acumulada en <i>Agave salmiana</i> para plantas micorrizadas M+ y plantas no micorrizadas M-.	47
Figura 37. Relación de la evapotranspiración real (ETR) acumulada en <i>Mimosa lacerata</i> para plantas micorrizadas M+ y plantas no micorrizadas M-.	47
Figura 38. Evapotranspiración real, transpiración y evaporación acumulada en mm para <i>Agave salmiana</i> con el tratamiento M+ (plantas micorrizadas).	48
Figura 39. Evapotranspiración real, transpiración y evaporación acumulada en mm para <i>Mimosa lacerata</i> con el tratamiento M+ (plantas micorrizadas).	48
Figura 40. Evapotranspiración real, transpiración y evaporación acumulada en mm para <i>Agave salmiana</i> con el tratamiento M- (plantas micorrizadas).	49
Figura 41. Evapotranspiración real, transpiración y evaporación acumulada en mm para <i>Mimosa lacerata</i> con el tratamiento M- (plantas micorrizadas).	49

## RESUMEN

El objetivo principal de esta investigación fue conocer el efecto que tienen los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) sobre el crecimiento y supervivencia de plantas de *Mimosa lacerata* Rose y *Agave salmiana* Otto bajo condiciones de invernadero; la hipótesis postulada fue que la simbiosis que se forma entre estos hongos y las raíces de las plantas, facilita la captación de agua y nutrientes, lo cual se refleja en una mayor tasa de crecimiento relativo, mayor eficiencia en el uso del agua y un alto porcentaje de supervivencia. La problemática a resolver fue: ¿qué efecto tienen los HMA sobre la tasa de crecimiento relativo de *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana*? y ¿en qué proporción cambia el uso eficiente del agua de plantas micorrizadas con respecto a las no micorrizadas en ambas especies? Se realizó un experimento, en donde se germinaron semillas de *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana*, las cuales posteriormente se transplantaron a macetas que contenían una mezcla de sustrato estéril (arena sílica y suelo en proporción 2:1) y divididas en dos lotes: con micorrización (M+) y sin micorrización (M-). Las variables registradas semanalmente fueron: altura, número de hojas, evaporación, evapotranspiración y transpiración. Al finalizar un periodo de 6 meses se determinó el porcentaje de supervivencia y el nivel de clorofila. Se sacrificaron plantas para determinar el potencial hídrico caulinar, uso eficiente del agua (WUE), tasa de crecimiento relativo (TCR), biomasa húmeda y seca, cociente raíz/vástago, nivel de clorofila y porcentaje de colonización micorrízica.

Los resultados muestran diferencias significativas entre tratamiento y testigo, donde se obtuvo que se favoreció el crecimiento de las plantas micorrizadas de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* a partir de una comparación de medias ( $p \leq 0.05$ ). En cuanto a la tasa de crecimiento relativo sólo se pudo observar la diferencia en *Mimosa lacerata*, ya que en *Agave salmiana* no fue significativa. Respecto al potencial hídrico caulinar en *Mimosa lacerata* se encontraron diferencias significativas, debido a que las plantas micorrizadas se encontraban mejor hidratadas. También, se observó que ambas especies de plantas que se asociaron con los HMA aumentaron su producción de biomasa por unidad de agua irrigada respecto a las plantas testigo. En cuanto al porcentaje de supervivencia, las diferencias fueron significativas favoreciéndose las plantas con el tratamiento micorrizado; para *Mimosa lacerata* ( $p = 0.0004$ ) y *Agave salmiana* ( $p = 0.0027$ ). Por lo anterior se concluye que la simbiosis entre HMA y plantas de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* es exitosa, ya que aumenta su eficiencia en la producción de biomasa y mayor crecimiento respecto a las plantas no micorrizadas. Por tanto es recomendable el uso de HMA en simbiosis con ambas especies de plantas para programas de restauración ecológica de zonas deterioradas, debido a su potencial de crecer en sitios con estrés hídrico.

## I. INTRODUCCIÓN

Los ecosistemas áridos y semiáridos de México poseen una elevada diversidad vegetal, de alrededor de 6,000 especies, y un porcentaje importante de endemismos: 65% de los géneros y casi 60% de las especies que medran en estos ambientes (Rzedowski, 1991). Sin embargo, las zonas áridas y semiáridas mexicanas presentan un serio problema de deterioro, debido principalmente a las actividades humanas como son el sobrepastoreo, la extracción de leña, la sobreexplotación de algunas especies, los incendios y la deforestación, lo que ha traído la degradación y desaparición de la vegetación natural, erosión y pérdida de la productividad de los suelos (Perry, 1979).

Un ejemplo de flora nativa de estos lugares la constituyen las agaváceas, las cuales habitan las zonas áridas y semiáridas de América; estas plantas presentan un lento crecimiento y desarrollo (Gentry, 1982; Nobel, 1985). Su forma de reproducirse o propagarse puede ser sexual o asexual; la asexual, a través de rizomas es de importancia ecológica, ya que la mayoría de las plantas de agaves provienen de hijuelos de rizoma; esta forma de propagación ha provocado muy poca variación genética (Gentry, 1982; Nobel, 1985).

Los agaves se encuentran sometidos a diversos tipos de estrés, como las altas temperaturas del día y las bajas temperaturas de la noche, además de la escasa disponibilidad de agua y minerales provocados por la poca precipitación y por los suelos rocosos y pedregosos poco profundos, en donde el fósforo está en formas insolubles y de difícil asimilación para las plantas (Gibson y Nobel, 1990; Azcón y Barea, 1997). Así mismo la República Mexicana cuenta con el mayor número de especies endémicas de *agavaceas*. Se estiman más de 200 especies, útiles para el ser humano. ([www.semarnat.gob.mx](http://www.semarnat.gob.mx)).

Agave es el nombre dado por Carlos Lineo, en 1753, a este grupo de plantas. A inicios del siglo XX llegaron a describirse 310 especies, pero Gentry (1982) las redujo a 132. Muchas de estas especies son cultivadas como ornamentales o para cercas vivas; por las fibras que contienen sus hojas; como forraje y para la elaboración de pulque, mezcal, tequila y otras bebidas (Gentry, 1982).

La riqueza del género *Agave* en México, se debe a que hace 8 millones de años surgió en lo que hoy es el Altiplano Mexicano, y de aquí sus especies se diversificaron y ampliaron su distribución gracias al desarrollo de un metabolismo especial: el metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM), que les permite resistir sequías al utilizar con mayor eficiencia el agua; además de acumular azúcares y fibras en lugares donde la escasa humedad y las pocas precipitaciones son el principal obstáculo para el desarrollo vegetal (SEMARNAT, 2005).

Quizá lo más importante de estas plantas es su papel ambiental y su valor agroecológico. No obstante, la mayoría de las especies de esta familia están amenazadas por diversas causas, generadas en su mayoría por la actividad humana (SEMARNAT, 2005).

Otro componente fundamental en la vegetación de zonas semiáridas son las leguminosas, las cuales poseen simbiosis tanto con bacterias fijadoras de nitrógeno como con hongos micorrícicos (Guzmán Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990). La familia Mimosaceae es, después de las familias Asteraceae y Orquidaceae una de las más grandes, cuenta 18 000 especies agrupadas en 650 géneros (Polhill y Raven, 1981). En México es la segunda familia en importancia después de las Asteraceae y se encuentra representada por 1724 especies integradas en 135 géneros. De estas especies, 893 (51.8%) son endémicas, de aquí que se considere que México es uno de los mayores centros secundarios de radiación de leguminosas. Su riqueza en especies es tan variada en nuestro país, que prácticamente se encuentran en todos los tipos de vegetación desde aquellas que habitan las condiciones de extrema sequía y aridez hasta las propias selvas y bosques de montaña (Estrada *et al.*, 2003). Esta riqueza y diversidad constituyen un reto formidable para estudios ecológicos, taxonómicos, filogenéticos, citológicos y evolutivos (Sousa y Delgado, 1998).

Las leguminosas se cultivan en todo el mundo, incluyendo especies funcionales a climas muy diversos: de templados a tropicales y de húmedos a áridos. Las semillas maduras secas, juegan un importante papel en los regímenes alimentarios de la mayoría de los habitantes del mundo y como fuente de alimentación humana y animal, sólo son superadas en importancia por los cereales. Igualmente, las hojas, los brotes, y las vainas verdes y maduras, los tubérculos y las semillas germinadas son en muchos casos aprovechables (FAO, 1982).

Actualmente se considera que hay varios géneros importantes de leguminosas que deben ser impulsados para su utilización en México, tanto para consumo como para reforestación de áreas verdes. Entre éstos se encuentran *Prosopis*, *Acacia*, *Cassia*, *Mimosa* y *Phaseolus* como los más importantes (Chacalo y Fernández, 1995).

En las zonas áridas de México el género *Mimosa* es dominante y en particular en la zona semiárida del Estado de Querétaro, conocida como Cuenca del Río Estórax, donde se han reportado seis especies. Sin embargo este género ha sido poco estudiado ecológicamente y para muy pocas especies se conoce su fenología, incluso se tienen aún problemas taxonómicos. Así mismo hay un creciente deterioro ecológico en las zonas semiáridas del centro de México (Zamudio, 1984).

Por otra parte, se conoce que los HMA que se asocian con estas especies surgieron antes de la colonización del medio terrestre por las plantas de hábitat acuático, lo cual ocurrió hace unos 420 mda. Se ha registrado un fósil del periodo Ordovícico, hace *ca.* 460 millones de años, donde aparecen hifas, arbuscúlos y esporas parecidas al género actual *Glomus*. Así mismo, el hecho de alrededor del 90% de las plantas terrestres tengan uno o más de estos hongos asociados, muestra la eficiencia de esta simbiosis mutualista, su globalidad y la estrecha coevolución planta-hongo micorrícico, así como su relevancia en el reino vegetal (Montaño *et al.*, 2007)

Esta asociación mutualista puede modificar el balance de reguladores de crecimiento como auxinas, citocininas, giberelinas y ácido abscísico; también sintetiza

la tiamina, la cual incrementa significativamente la formación de raíces adventicias, incrementando de esta forma el tamaño y longevidad de la raíz (Legue *et al.*, 1996; Gianinazzi, 1991; Goicoechea *et al.*, 1997). En las diferentes etapas del crecimiento de las plantas bajo condiciones de estrés, la síntesis de tiamina disminuye por parte de las hojas, hasta ser insuficiente para el desarrollo del meristemo radical (Chee, 1995).

Las micorrizas son estructuras que se han observado entre las raíces de la mayoría de las plantas superiores (90%) y algunos hongos del suelo. Éstas presentan un amplio número de formas y tipos de hongos involucrados, lo que demuestra que no representan una simple asociación sino más bien un tipo de sociedad compleja desarrollada en respuesta a una presión de selección distinta. Por ello, los tipos existentes de micorriza son clasificados, principalmente, por el grupo taxonómico del hongo involucrado y por la alteración morfo genética del hongo y la raíz, que ocurre durante el desarrollo de la nueva estructura conocida como micorriza (Azcón, 2000).

Es por ello que la propagación de especies como las leguminosas y los agaves en simbiosis con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) es una alternativa viable en los propósitos de recuperación y regeneración en los suelos, para así favorecer la supervivencia y funcionalidad de especies nativas en condiciones limitantes, típicas de zonas degradadas (Guzmán Plazola y Ferrera-Cerrato, 1990).

Por lo anterior, en este trabajo se planteó que la simbiosis entre hongos micorrizógenos arbusculares y las raíces de las plantas de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* ayuda a mejorar la nutrición e hidratación de las mismas debido a las hifas extrarradicales del hongo; las cuales de acuerdo a la literatura tienen la capacidad de explorar mayor volumen edáfico, mientras que la planta le proporciona compuestos de carbono derivados de la fotosíntesis.



## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1. *Agave salmiana* Otto

Este agave tiene una distribución geográfica que comprende los estados del centro y norte de México. La morfología de los agaves es muy similar a simple vista, con algunas diferencias como el desarrollo de un tallo o tronco evidente, la tonalidad de sus hojas que van desde el azul-verdoso hasta el verde, el tamaño que adquieren, la presencia o ausencia de espinas laterales, etc. (Aguirre-Rivera, 2001).

Gentry (1982) agrupa a los agaves de Norteamérica de la siguiente manera: el subgénero *Littaea* está integrado por 8 secciones con 54 especies, 4 subespecies, 6 variedades y 7 formas. El subgénero *Agave* lo integran 12 secciones con 82 especies, 21 subespecies y 23 variedades, en total 197 taxa (Gentry, 1982).

Clasificación taxonómica:

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Liliopsida (Monocotiledóneas)

Subclase: Liliidae

Orden: Liliales

Familia: Agavaceae

Género: *Agave*

El vocablo *Agave* es de origen árabe y significa admirable. *Agave salmiana* Otto es una planta perenne monocotiledónea, con flor monocárpica y considerada como una de las especies del género *Agave* más vigorosas de las regiones semiáridas de México (Fig. 1). Forma parte de los matorrales xerófilos, de las zonas áridas y semiáridas. La familia Agavaceae, es endémica de América y se distribuye desde el sur de Canadá, México y Centroamérica, norte de Sudamérica e Islas del Caribe. En la región Zacatecas y el Altiplano Potosino, se encuentra completamente distribuido el maguey verde o pulquero (*Agave salmiana*), su uso principal está destinado para la agroindustria productora de mezcal. Su tallo mide de 80 a 120 cm de diámetro (Rzedowski, 1978)

En el área del Altiplano Potosino se encuentran plantas de hasta 180 cm de altura, las cuales presentan un tallo fibroso y suculento cuando está vivo y leñoso cuando seco y muerto, capaz de engrosar como órgano de almacenamiento (piña) mediante la eliminación de la yema floral. Raíces abundantes, fibrosas, radiadas y extendidas superficialmente (Rodríguez, 2002).

Características morfológicas:

- Tallo: 2 m de ancho y 1.5 m de alto.

- Hojas: lanceoladas y gruesas con espinas grandes y anchas; verde a verde oscuro.
- Inflorescencia: hasta 8 m de alto, flores amarillo-verdosas.
- Reproducción: La forma más común de reproducción del maguey es a partir de un rizoma (hijuelo), que emerge a cierta distancia de la base de la planta, el cual dará lugar a otro individuo, desde su primer año la planta genera de 8 a 15 hijuelos (Aguirre-Rivera, 2001).



Fig. 1 Planta adulta de *Agave salmiana*.

La succulencia es una de las características de la familia Agavaceae, pues captan agua durante la época de precipitación y la disponen en los tiempos de sequía. El metabolismo de los *Agaves* es el CAM (metabolismo ácido de las crasuláceas por sus siglas en inglés); en la noche (cuando se abate la temperatura y aumenta la humedad relativa de la atmósfera), abren sus estomas para fijar CO<sub>2</sub> y durante el día los mantienen cerrados, llevando a cabo de esta manera la actividad de fotosíntesis, evitando así una pérdida excesiva de humedad, por medio de la transpiración (Nobel *et al.*, 1996).

La forma de fotosíntesis CAM está tipificada por adaptaciones morfológicas relacionadas con la conservación del agua, por lo cual la mayoría de las plantas CAM son suculentas. La succulencia es extremadamente común entre las plantas CAM, pero esto no significa que todas las plantas suculentas son CAM. Algunas plantas no son suculentas aunque exhiben lo que se ha llamado succulencia celular. Una característica de todas las plantas CAM es que todas las células contienen vacuolas grandes (Pimienta *et al.*, 2006).

## **2.2. Problemática e importancia de *Agave salmiana***

Desde la época prehispánica los agaves han sido usados por los seres humanos y continúan siendo ampliamente utilizados como fuentes de alimento, bebidas, materiales de construcción y medicinas naturales (Arizaga y Ecurra, 2002). Las bebidas producidas con agave son: pulque, aguamiel y mezcal. Además, el jugo extraído de *Agave salmiana* es rico en carbohidratos: contiene 7% de fructosa y minerales (Fe, Ca, Mg y K). Su poder endulzante es el doble que el azúcar común, es un excelente potenciador del sabor y del aroma (Valenzuela, 1997).

Los estados que producen mezcal, y cuentan con la denominación de origen a partir de 1995 son Oaxaca, Guerrero, Durango, SLP y Zacatecas. Estos estados enfrentan, el gran problema de la escasez de agave, como materia prima para la elaboración del mezcal (Blomberg, 2000).

El género *Agave* ha tenido y tiene una importancia muy grande en diversos grupos de poblaciones de México. Se puede establecer que ningún otro grupo de plantas silvestres, ha tenido tantas modalidades de su utilización como los magueyes (Blomberg, 2000).

## **2.3. *Mimosa lacerata* Rose**

Las plantas del género *Mimosa* son árboles, arbustos o plantas herbáceas erectas, a veces trepadoras, de ordinario espinosas; estípulas variables, generalmente linear-lanceoladas, hojas bipinnadas, a menudo sensitivas, por lo común sin glándula en el peciolo; flores reunidas en cabezuelas globosas o espigas cilíndricas con los pedúnculos axilares y solitarios, o bien, fasciculados; los de la parte superior a veces racimosos. Flores pequeñas, sésiles, tetra o pentámeras, a veces tri-hexámeras, bisexuales o unisexuales y polígamas; cáliz pequeño, cortamente dentado; corola con 5 pétalos más o menos unidos, valvados; estambres en igual cantidad o dos veces más numerosos que los pétalos, libres, muy salientes, anteras pequeñas y sin glándula. Ovario sésil o rara vez estipitado, bi o multiovulado, estilo filiforme, estigma pequeño terminal; legumbre oblonga o linear, generalmente comprimida, membranosa o coriácea, bivalvada o dehiscente, entera o dividida en forma transversal en segmentos; el interior continuo o subseptado, semillas ovadas u orbiculares, planas (Rzedowski, 2001).

Clasificación taxonómica:

Reino: Plantae

División: Magnolophyta

Clase: Magnolopsida

Orden: Fabaceae

Subfamilia: Mimoseidae

Género: *Mimosa*

La palabra *Mimosa* deriva del español mimoso (movimiento sensitivo de las hojas de algunas especies que responden al tacto y que imitan el movimiento de un animal). Popularmente se les conoce bajo los nombres de “gatuños”, “raspillas”, “chapparros” y “breñales”. Algunas especies son elementos que colonizan áreas degradadas o sobrepastoreadas, especialmente en zonas de pastizales en las planicies del estado de Chihuahua (Estrada *et al.*, 2003).

En América el género se encuentra presente principalmente en el hemisferio occidental, con distribución circuntropical y con pocos elementos en regiones húmedas. En México, está repartido en las regiones tropicales, subtropicales, áridas y semiáridas del país. Ocasionalmente irrumpen hasta las áreas templadas, encontrándose asociadas en bosques de encino y pino (Estrada *et al.*, 2003).

Las plantas de *Mimosa lacerata* Rose son arbustos o árboles de 0.6-5.0 m de alto. Ramas jóvenes ligeramente acostilladas, pardo-rojizas glabras a puberulentas; ramas maduras, grisáceas, con aguijones rectos a recurvados, muy anchos en la base, infraestipulares, generalmente pareados. Hojas con estípulas lineares a oblanceoladas, glabras a puberulentas o pubescentes, margen pubescente; pecíolos puberulentos a tomentosos, inermes; pinnas (2) 4-9 pares; folíolos 8-18 pares por pinna oblicuamente linear-oblongos a oblongos, ápice agudo, margen ciliado, haz glabra, envés glabro a puberulento con nervaduras reticuladas. Capítulos solitarios y en fascículos de 2-3, con 55-82 flores, espatuladas, tomentosas, con puntos resinosos rojizos, margen tomentoso. Flores bisexuales, sésiles; cáliz campanulado, 4-lobado, pubescente a tomentoso, margen ciliado; corola 4-lobada, rosada a púrpura; ovario cortamente estipitado, pubescente, estilo atenuado en el ápice. Legumbres 1-13 por capítulo, estipitadas, rectas, ápice apiculado, mucronato a cuspidado, no comprimidas entre las semillas, no divididas en artejos, pardo-rojizas a pardo oscuro, glabras con puntos resinosos rojizos, margen anchamente lacerado, con nervaduras reticuladas prominentes; semillas, lenticulares, testa lisa a porosa, pardo oscuro, pleurograma con 30% de extensión (Fig. 2) (Grether *et al.*, 2006).

*Mimosa lacerata* en el Valle de México sólo se ha encontrado cerca de su límite sureste, en la ladera sur de una barranca situada cerca del km 38 de la carretera México Puebla, en el municipio de Ixtapaluca, en un sitio con matorral, a 2400 m de altitud (Rsedowski, 2001). Habita en bosque de *Quercus*, bosque de *Juniperus*, bosque tropical caducifolio, matorral xerófilo y vegetación secundaria de los mismos. Suelos calizos, pedregosos, someros, migajón arenoso, lutitas y areniscas. Su floración y fructificación comprende de abril a noviembre (Grether *et al.*, 2006).



Fig. 2 Planta adulta de *Mimosa lacerata*.

#### **2.4. Problemática e importancia de *Mimosa lacerata***

Estos arbustos de las zonas áridas han sido de los recursos que más se han sobre-explotado, causando impactos ambientales frecuentemente irreversibles. Esto debido a que ofrecen muchas posibilidades de uso para beneficio humano, ya que proporcionan forraje, controlan la erosión del suelo, generan productos industriales, medicinales, ornamentales, la madera se usa para la leña y carbón (Grether, 1982) y en general mantienen las funciones de un ecosistema (McKell y García Moya, 1989).

Esta especie presenta una alta funcionalidad bajo condiciones de sequía, debido a que tienen raíces profundas que responden a la sincronización en el crecimiento y la reproducción durante el breve período húmedo anual y a características morfofisiológicas que les permiten conservar la humedad y regular la temperatura; de esta manera, habitan exitosamente en las zonas áridas y semiáridas del país (McKell y García Moya, 1989).

#### **2.5. Micorrizas**

El segundo grupo con mayor número de especies entre los seres vivos, después de los insectos, es el de los hongos. Se estima que existen cerca de 1.5 millones de especies de hongos, de las cuales sólo se han descrito 72 000; aunque, cada año se registran cerca de 1500 nuevas especies. Los hongos, son por tanto, uno de los reinos biológicos menos conocidos (Montaño *et al.*, 2007). Este grupo de organismos es básico para el bienestar humano debido a su utilización en campos tan diversos como la producción de alimentos, la salud, la agricultura, la biorremediación, entre otras aplicaciones; así como por ser actores activos fundamentales dentro de los procesos ecosistémicos (Montaño *et al.*, 2007).

Otros grupos funcionales con papeles fundamentales en las comunidades vegetales son los hongos micorrícicos arbusculares (HMA); estos últimos formadores de las llamadas micorrizas arbusculares (MA) (Montaño *et al.*, 2007). Las micorrizas (gr. *mykes*, hongo y *rhiza*, raíz) son asociaciones mutualistas que se presentan entre las raíces de las plantas y algunos hongos del suelo. La pareja de esta asociación está constituida por numerosos hongos (Basidiomycetes, Ascomycetes, Zigomycetes y Glomeromycetes) y la mayoría de las plantas vasculares (Harley y Smith, 1983; Brundrett, 1991; Kendrick, 1992). La micorriza es una simbiosis en la cual la planta hospedera recibe nutrimentos minerales por parte del hongo y éste obtiene compuestos de carbono derivados de la fotosíntesis. En esta asociación micorrícica interactúan tres factores que son la planta hospedera, el hongo mutualista y el suelo (Sánchez, 2005).

Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) establecen una asociación mutualista con las raíces de las plantas formando las micorrizas arbusculares (MA). La MA se caracteriza porque el hongo que coloniza la raíz desarrolla una estructura en forma de un diminuto arbolillo en las células del parénquima radical, estructura llamada “arbúsculo”, que es el sitio de intercambio entre la planta y el hongo. Además, el sistema micorrícico está formado por un conjunto de hifas (micelio) que están conectadas con el tejido de la raíz y que salen de ella ramificándose en el suelo. El micelio que se encuentra en el suelo forma una red de hifas capaces de interconectar a las raíces de plantas y de permitir el flujo de agua y nutrimentos entre las raíces de éstas (Montaño *et al.*, 2007).

Los hongos formadores de micorrizas generalmente se extienden en los suelos y tienen una fuerte dependencia biotrófica de las plantas hospederas, por lo que raramente tienen una vida libre saprofítica y generalmente mueren a los pocos días de haber germinado, si no encuentran un hospedero (Mukerji, 1996; Srivastava *et al.*, 1996, Read, 1999).

## **2.6. Hongos Micorrizógenos Arbusculares**

Los HMA son microorganismos del suelo que pertenecen a un nuevo *phylum* denominado: Glomeromycota. Estos hongos se originaron al menos hace 460 millones de años (Redecker *et al.*, 2000; Schüßler *et al.*, 2001). Los hongos del *phylum* Glomeromycota viven en asociación permanente con las raíces de la mayoría de las plantas terrestres, entre ellas Angiospermas, Gymnospermas, Pteridofitas y algunas Briofitas (Smith y Read 1997).

De igual manera, los HMA de una comunidad vegetal constituyen una malla, que interconecta las raíces de las plantas mediante una densa y extensa red de hifas, las cuales, por una lado, crecen a lo largo del córtex radical, en el interior de raicillas finas; por otro lado, las hifas externas se expanden en el sustrato; éstas últimas son alargadas, dimórficas y están compuestas de una pared tosca, irregular y gruesa (Wilcox, 1996).

## 2.7. Morfología de los Hongos Micorrizógenos Arbusculares

Los HMA poseen estructuras internas o intrarradicales, que incluyen arbusculos, vesículas, hifas, rizos y ocasionalmente esporas. La composición y función de cada una de estas estructuras se describen a continuación:

*Arbusculos*: son estructura que se ramifican intrincadamente y son sitios de intercambio de carbón, agua y minerales transferidos entre la planta y el hongo. Se forman dentro de las células corticales hospederas con repetidas ramificaciones dicotómicas de hifas finas. Los arbusculos son efímeros, generalmente se forman y degeneran dentro de dos semanas (Smith y Gianinazzi, 1988)

*Vesículas*: son redondas, elípticas o irregulares formando estructuras parecidas a sacos que forman hinchamiento de hifas dentro y entre células corticales (Robertson *et al.*, 1999). Acumulan lípidos, la función sugerida es que son órganos de almacenamiento en HMA. Durante situaciones de estrés (bajo suministro de agua o metabolitos desde la planta hospedera), estas reservas son utilizadas por el hongo y entonces las vesículas degeneran (de la Rosa Mera y Monroy, 2006).

*Hifas intrarradicales*: a menudo extendidas entre o dentro de las células corticales conectando vesículas y arbusculos. Las hifas intrarradicales forman a veces rizos o lazos dentro de células corticales. La morfología de estas hifas puede variar considerablemente entre géneros de HMA y plantas hospederas.

*Hifas extrarradicales*: absorben recursos del suelo, iniciando nuevos sitios de colonización y participan en la formación de esporas. La estructura de la hifa varía con su función.

*Células auxiliares*: Son racimos ensanchados de hifas terminales, en hifas externas. Estos pueden tener espinas, protuberancias, o superficie lisa. Las células auxiliares se forman únicamente por un taxon del género. La función de las células auxiliares es aún incierta.

*Esporas*: son producidas asexualmente en hifas extrarradicales u ocasionalmente intrarradicalmente; las esporas pueden formarse solas, o formar organizaciones de esporocarpos (Robertson *et al.*, 1999).

## 2.8. Beneficios en plantas inoculadas con HMA

1.- Los HMA contribuyen a la nutrición mineral de la planta, en especial mediante el aporte de fósforo por absorción, translocación y transferencia; también participan en la nutrición nitrogenada de la planta y en la adquisición de otros nutrientes como zinc y cobre; se considera que los HMA probablemente podrían translocar potasio, calcio, magnesio y azufre (De la Rosa y Monroy, 2006). También favorece la absorción del K, lo cual es probablemente debido al incremento en la absorción del P; el K es responsable de la osmoregulación, mantienen el equilibrio entre la respiración, transpiración y el anabolismo. Durante la etapa de floración y fructificación, la cual está

asociada con grandes requerimientos de fósforo, así como de altas tasas de respiración y fotosíntesis, es cuando más es requerida la simbiosis (Shenck y Siqueira, 1987; Reid, 1990; Harrison, 1997, Estrada y Davies, 2001).

2.- Control biológico para algunos parásitos provenientes del suelo e incrementando la tolerancia de la planta a patógenos radicales y nematodos (De la Rosa y Monroy, 2006). Lo anterior puede ocurrir, debido a una exclusión física, al momento de competir por sitios de infección en la rizósfera, o por cambios metabólicos (Hayman, 1981).

3.- Efecto positivo sobre el desarrollo y distribución de la biomasa vegetal (De la Rosa y Monroy, 2006).

4.- Inducción de la producción de hormonas estimulantes o de reguladores de crecimiento vegetal como: ácido abscísico (ABA), ácido indolacético (AIA), citocininas, giberilinas, vitaminas y compuestos volátiles, incrementando de esta forma el tamaño y longevidad de la raíz, así como lograr un mejor crecimiento y desarrollo vegetal (Gianinazzi, 1991).

5.- Incremento en la relación parte aérea/raíz de la planta micorrizada e interacción positiva con fijadores libres y simbióticos de nitrógeno y otros microorganismos de la rizósfera.

6.- Mejoramiento de la tolerancia a condiciones de estrés hídrico y de salinidad, debido a que las hifas de los HMA exploran mayor volumen edáfico, en relación al suelo en contacto con las raíces (De la Rosa y Monroy 2006).

7.- Contribuyen de manera importante en los procesos de formación y estabilización del suelo, lo que mantiene su fertilidad (Jeffries y Barea, (2001).



### III. JUSTIFICACIÓN

La presente investigación se llevó a cabo debido a la escasa información que se tiene acerca de las especies *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana* y de su asociación micorrícica con el fin de determinar si la simbiosis favorece el crecimiento de ambas especies de plantas. Dentro de los beneficios de la simbiosis con HMA y las raíces de las plantas están la mejor nutrición mineral de la planta, tolerancia a algunos patógenos presentes en la rizósfera, resistencia al estrés hídrico y salino y un mejor crecimiento tanto de la biomasa radical como biomasa aérea.

Al asociarse tanto *Mimosa lacerata* como *Agave salmiana* con HMA se permite prever que ambas plantas incrementarán su crecimiento y serán más resistentes a ciertos factores como la falta de agua y la herbivoría en comparación con plantas no micorrizadas. Por tal motivo tanto *Mimosa lacerata* como *Agave salmiana* inoculadas con HMA son especies potencialmente útiles para emplearlas en programas de restauración ecológica de zonas áridas y semiáridas que actualmente presentan serios problemas de deterioro.

#### IV. PROBLEMÁTICA

Existe escasa información acerca de la simbiosis entre hongos micorrizógenos arbusculares y las especies: *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana*; por ello en este trabajo se buscó conocer que tan benéfica resulta dicha asociación en cuanto al crecimiento vegetal en ambas especies. También este trabajo puede servir como base para futuras investigaciones enfocadas hacia la restauración ecológica de zonas que presentan algún problema de perturbación

Por lo anterior las preguntas planteadas inicialmente para resolver en este estudio son:

¿Qué efecto tienen los HMA sobre el desarrollo de plantas de *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana* en un periodo de seis meses, particularmente sobre la tasa de crecimiento relativo vegetal en condiciones de invernadero?

¿En qué proporción cambia el uso eficiente del agua (gramos de biomasa seca total producidos por litro de agua irrigada) de plantas micorrizadas con respecto a las no micorrizadas en ambas especies?

## V. HIPÓTESIS

La hipótesis planteada en este trabajo fue: si al aplicar suelo con esporas de HMA en macetas con plántulas de *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana* se desarrollará una simbiosis entre el hongo y la planta, entonces se facilitará una mayor captación de agua y nutrientes por las plantas gracias a que las hifas exploran un mayor volumen de suelo, por lo tanto la tasa de crecimiento relativo y la eficiencia en el uso del agua serán mayor, así como el porcentaje de supervivencia y desarrollo en plantas micorrizadas con respecto a las no micorrizadas.

## **VI. OBJETIVOS**

### **6.1. Objetivo general**

Determinar el efecto que tienen los hongos micorrizógenos arbusculares sobre la tasa de crecimiento y sobre el uso eficiente del agua (WUE) de plantas de *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana* en condiciones de invernadero.

### **6.2. Objetivos particulares**

Evaluar el desarrollo vegetal mediante las variables: altura máxima y cobertura (diámetro medio de plantas) inoculadas y no inoculadas con HMA en invernadero.

Determinar, después de seis meses de cultivo el nivel de clorofila, tasa relativa de crecimiento, el potencial hídrico caulinar (*Mimosa lacerata*) de plantas micorrizadas (M+) y no micorrizadas (M-), evapotranspiración, transpiración y evaporación acumuladas, así como el uso eficiente del agua (WUE), porcentaje de colonización micorrícica, biomasa húmeda y seca y cociente de biomasa radical/biomasa aérea.

## VII. MATERIAL Y MÉTODOS

### 7.1. Lugar de trabajo

El trabajo se llevó a cabo en el invernadero de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza Campus II, de la UNAM, el cuál está ubicado en la zona oriente de la Ciudad de México.

### 7.2. Preparación del sustrato

El suelo utilizado fue recolectado en un agostadero semiárido que forma parte del Municipio de Santiago de Anaya, Estado de Hidalgo. Una vez en el invernadero, el suelo fue tamizado en una malla metálica con una apertura de 2 mm; una vez tamizado, se realizó una mezcla homogénea de suelo con arena sílica en una relación 2:1 (arena sílica:suelo) para así facilitar la infiltración del agua. Subsiguiente a esto el sustrato se esterilizó tres veces en una autoclave durante una hora. Posteriormente al sustrato se le determinó la humedad a capacidad de campo; para ello se tomaron 50g de suelo seco y se colaron en un embudo con papel filtro. Se paso por el embudo 250 ml de agua destilada y se dejo reposar durante 48h. Después de este lapso se pesó el suelo, se realizó la diferencia con el peso inicial y de esta manera se conoció la cantidad de agua utilizada en el riego de cada maceta; de esta manera se aseguró que las plantas recibieran el agua necesaria para su crecimiento.

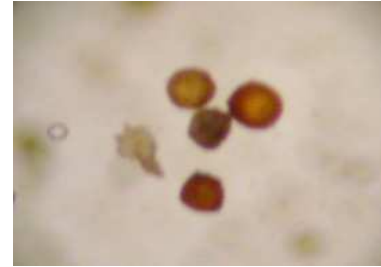
### 7.3. Obtención de esporas de HMA

Se tomaron muestras de suelo en sitios conservados cerca de un agostadero en una localidad del Municipio de Santiago de Anaya, Hidalgo. Las muestras tomadas fueron de suelo rizosférico cercano generalmente a alguna gramínea; se tomaron de los primeros 10-15 cm de profundidad (Valero, 2003). Esto se debe principalmente a que las esporas de HMA están ampliamente distribuidas en los primeros 10 cm del suelo (Pattinsib *et al.*, 1990). Se hizo en época de secas (marzo-abril), ya que en época de lluvias se corre el riesgo de que las esporas de HMA hayan germinado y el inóculo pierda parte de su efectividad. Para asegurarse que el suelo realmente tuviera esporas, se realizo un conteo utilizando el método de tamizado y decantación en húmedo descrito por Ferrera *et al.*, 1993. La muestra se colocó en un matraz Erlenmeyer y se le adicionó un volumen de 500 ml de agua destilada, se agitó manualmente aproximadamente por 3 minutos y se dejó reposar 5 minutos; se decantó la muestra y esto se realizó otras dos veces más. Posteriormente al dejar decantar la muestra por última vez se dejó pasar la suspensión a través de un tamiz de 105 micrones y otro de 44, lavándose con abundante agua. Con el agua que quedó en cada tamiz se tomó una alícuota de 1ml y se colocó sobre una caja Petri con cuadrículas de 1 cm<sup>2</sup>, para posteriormente ser observadas con ayuda de un estereoscopio y extrapolar a 100 g de suelo. (Figs. 3 y 4). De esta manera se obtuvo un promedio de 347 esporas.



Fig. 3 Espora observada en el inóculo de Santiago de Anaya.

Fig. 4 Esporas observadas durante el procedimiento de conteo.



#### 7.4. Preparación de macetas

Se prepararon 105 macetas con tubos de plástico de PVC (cloruro de polivinilo) de 24 cm de alto y con un diámetro de 7.5 cm. Cada una de estas macetas fue sellada la base con una tapa de acetato adherido y reforzado con cinta canela, evitando de esta manera la pérdida de agua. Estas macetas se dividieron en dos lotes de 50 macetas cada uno. Un lote de 50 macetas, a 25 se le agregaron 1,000 g de sustrato esterilizado, a las otras 25 macetas se les agregó 900 g de sustrato esterilizado más 100 g de suelo con esporas de HMA y se colocaron plántulas de *Agave salmiana*. El otro lote de 50 macetas fue preparado de la misma manera que el primero, excepto que a este lote se le colocaron plántulas de *Mimosa lacerata*. Es importante señalar que las macetas no debían tener agujeros para drenaje, con el fin de tener un control de la humedad del suelo. Las últimas cinco macetas llevaron 1,000 g de la mezcla de sustrato esterilizado sin planta para ser utilizadas como testigo de la reserva hídrica del sustrato y determinar la evaporación mediante el peso semanal.

#### 7.5. Procedencia y germinación de semillas

Las semillas de *Mimosa lacerata* que se utilizaron para este proyecto, fueron recolectadas en el Estado de Querétaro y se encuentran en el banco de germoplasma de la FES Zaragoza. A estas semillas se les realizó un tratamiento pregerminativo con el fin de eliminar el estado de latencia que pudieran presentar y así acelerar su germinación. Para ello se hizo a cada una de las semillas una pequeña incisión a la testa con ayuda de un bisturí, esta incisión se debe realizar del lado opuesto a donde se encuentra el embrión (al otro extremo del micrópilo). Una vez hecho esto se colocaron en cajas Petri preparadas con algodón húmedo, se taparon y se mantuvieron en la cámara de germinación a una temperatura de 30 °C.

Las semillas de *Agave salmiana* fueron colectadas en el año 2006 y provienen del Valle de Actopan, Estado de Hidalgo. También como a las semillas de *Mimosa lacerata* se les realizó un tratamiento pregerminativo que consistió en dejar remojar las semillas en agua por 24 horas y de esta manera ablandar la testa para estimular su germinación. Posteriormente fueron colocadas en cajas Petri con algodón húmedo y se mantuvieron dentro de la cámara de germinación a una temperatura constante de 30 °C.

## 7.6. Transplante de plántulas

Al cuarto día de haber germinado la mayoría de las semillas, se trasplantaron las plántulas a cada una de las respectivas macetas (Figs. 5 y 6). A 50 de las macetas que contenían 900 g de sustrato se les agregaron 100 g de suelo con esporas de HMA, mientras que las 50 restantes solo se les agregó el sustrato esterilizado. Cabe mencionar que a otras 5 macetas sólo se les adicionó sustrato con la finalidad de registrar la evaporación del suelo durante el experimento.



Fig. 5 Plántulas de *Agave salmiana* después de dos semanas de haber realizado el transplante.



Fig. 6 Plántulas de *Mimosa lacerata* después de dos semanas de haber realizado el transplante.

### **7.7. Riego**

Una vez que se transplantaron las plántulas se inició el riego y este se fue realizando de manera semanal a capacidad de campo. La capacidad de campo fue calculada antes de iniciar el experimento y se puede definir como la máxima cantidad de agua que el suelo puede retener después de haber sido saturado de agua y se ha permitido drenar bajo una tensión de humedad por debajo del suelo seco durante 3 días (Palmer, 1979). La cantidad de agua que se agregaría a cada una de las macetas se calculó pesando cada una de las macetas al inicio del experimento y haciendo la diferencia entre el peso antes del riego.

### **7.8. Evaluación de variables semanales**

A partir de la primera semana después del trasplante, se comenzaron a medir las diferentes variables de respuesta: altura total, número de hojas, evaporación, evapotranspiración real, transpiración, diámetro (registrada como la superficie de un círculo con el diámetro medio registrado en cada planta); estas variables fueron tomadas con ayuda de un vernier y con una regla metálica.

Una vez que se cumplieron los 6 meses del experimento, se evaluaron los parámetros porcentaje de supervivencia, biomasa húmeda y seca, potencial hídrico, eficiencia en el uso del agua (WUE), tasa de crecimiento relativo (TCR), porcentaje de colonización micorrízica y nivel de clorofila con ayuda de un clorofilómetro de la Marca Minolta

### **7.9. Evaporación**

La evaporación es la cantidad de agua perdida semanalmente del suelo de la maceta, para ello se tuvieron 5 macetas sin planta las cuales se pesaron semanalmente antes de realizar el riego y se hizo una diferencia del peso inicial del experimento y al final de cada semana, para de esta manera obtener la evaporación en mm (Peña, 2002).

### **7.10. Evapotranspiración real**

La evapotranspiración real es la cantidad de agua perdida por evaporación del suelo de la maceta más la transpiración de la planta, y se calculó semanalmente pesando a las macetas que tenían planta de manera inicial en el experimento y restando al peso de las mismas antes del riego de la siguiente semana (Peña, 2002).

$$ETR = PDR - PAR$$

donde:

ETR= Evapotranspiración real

PDR= Peso de la maceta después del riego

PAR= Peso de la maceta antes del riego



### **7.11. Transpiración**

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). La transpiración de las plantas de cada una de las especies se calculó restando la evapotranspiración real y la evaporación del suelo (Peña, 2002).

$$Tr = ETR - Ev$$

Tr= Transpiración

ETR= Evapotranspiración real

Ev= Evaporación

### **7.12. Porcentaje de supervivencia**

Para la determinación del porcentaje de supervivencia se dividió al finalizar el número de plantas (de cada una de las especies y por los dos tratamientos) entre el número de individuos que se tenían inicialmente.

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

Donde:

PS= Número de plantas al final del experimento

PI= Número de plantas al inicio del experimento

### **7.13. Tasa de crecimiento relativo**

Para realizar el cálculo de la tasa de crecimiento, primero se calculó el promedio de alturas (inicial y final) en cada tratamiento, para posteriormente aplicarle la fórmula del modelo de crecimiento exponencial y dividirlo entre el número de días que duró el experimento (Peña, 2002).

$$\text{TCR} = [\ln L_2 - \ln L_1] / t \text{ (días)}$$

En donde:

TCR= Tasa de crecimiento relativo

$L_2$ = Altura final

$L_1$ = Altura inicial

t= Número de días del experimento

#### **7.14. Biomasa húmeda y biomasa seca**

Al finalizar los seis meses de experimento se sacrificaron 5 individuos para conocer la biomasa húmeda y seca. Estos fueron pesados en una balanza analítica, tanto el vástago como la raíz, para así conocer el peso húmedo. Para la obtención del peso seco, se colocaron por separados los vástagos y las raíces en bolsas de papel dentro de una estufa a 70 °C durante 48 hrs; una vez transcurrido el tiempo, fueron pesadas.

#### **7.15. Eficiencia en el uso del agua (WUE)**

La eficiencia en el uso del agua (Water Use Efficiency) es un parámetro que se utiliza para mostrar el total de CO<sub>2</sub> fijado por la planta por unidad de agua transpirada. Esto se da por medio de los estomas, los cuales se abren para que entre el CO<sub>2</sub> y de esta manera la planta realice el proceso de fotosíntesis, lo cual trae como resultado una pérdida inevitable de agua.

La eficiencia en el uso del agua se calculó con a la siguiente fórmula:

$$\text{WUE} = \text{Masa de CO}_2 \text{ fijada (biomasa seca) g} / \text{Masa de H}_2\text{O irrigada Kg}$$

Para conocer el WUE se utilizaron los 5 individuos sacrificados para el cálculo de la biomasa seca y húmeda, se pesaron, para después dividir los gramos de biomasa seca obtenida entre el total de agua irrigada a lo largo del experimento (Peña, 2002).

#### **7.16. Potencial hídrico**

El potencial hídrico se define como el potencial químico del agua y es una medida de la energía disponible para reacción o movimiento. El movimiento del agua depende de su potencial, debido a que el movimiento neto de esta es siempre de una región de potencial alto a otra de potencial bajo (Bidwell, 1979).

Para determinar el potencial hídrico se utilizó la cámara de Schollander (Fig. 7); de igual manera se usaron las mismas 5 plántulas que fueron sacrificadas, cortando la parte aérea desde la base del tallo de las plantas; ésta se colocó en el orificio del tapón de goma, para después insertarla en el aparato de modo que la planta quede dentro de la cámara y que la base del tallo pase a través del tapón hacia el exterior (el tapón impedirá que el gas empleado, en este caso nitrógeno, escape de la cámara), posteriormente se asegura la cabeza de la cámara girándola, para quedar herméticamente sellada (Fig. 8); después de efectuar esto se procedió a inyectar nitrógeno gaseoso a presión que induce la circulación de agua en forma inversa en los haces vasculares de la muestra vegetal (de los estomas hacia el tallo) hasta llegar a la formación de una burbuja en la base del tallo y en ese momento se tomó la lectura del indicador analógico de la presión ejercida por la cámara sobre la plantas.



Fig. 7 Fotografía de la Cámara de Schollander.



Fig. 8 Determinación del potencial hídrico caulinar en plantas de *Mimosa lacerata*.

### 7.17. Porcentaje de colonización micorrícica

El porcentaje de colonización micorrícica se obtuvo con base a la modificación de la técnica propuesta por Phillips y Hayman (Ferrera *et al.*, 1993). Se extrajo la raíz completa de las 5 plantas sacrificadas y se lavaron cuidadosamente para quitar partículas del suelo que pudieran estar adheridas, posteriormente se tomaron muestras de raicillas, se pesaron, se sumergieron en una solución de alcohol al 50% y se colocaron en refrigeración para su tinción posterior.

Las raíces se colocaron en un frasco con una solución de KOH al 10% y se mantuvieron 1 día en reposo hasta que la solución cambió de un tono transparente a un tono café oscuro. Pasando el día, las raíces se colocaron en una solución de peróxido de

hidrógeno (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) al 10% durante 3 minutos, para eliminar los residuos de pigmentos que puedan afectar la observación. Terminando este lapso, se procedió a enjuagar con agua destilada y se adicionó ácido clorhídrico (HCl) al 10% durante un periodo de 3 minutos, se sacaron las raíces y sin enjuagar se agregaron a un frasco que contenía una solución de azul de Tripano en donde se quedaron por 24 hrs. Las raíces teñidas se colocaron sobre un portaobjetos y se les adicionó de una a dos gotas de lactoglicerol, después fueron colocados cubreobjetos y se presiono de manera uniforme y gradualmente para aplastar las raíces y eliminar cualquier burbuja de aire para obtener una mejor visión.

La observación de las raíces se realizó con ayuda de un microscopio compuesto (Figs. 9 y 10). Una vez en observación, a cada segmento de la raíz que tuviera hifas, vesículas o arbusculos se le asigno un valor determinado, independientemente de la cantidad de estructuras micorrícicas presentes.

El número de puntos colonizados anotados sobre el total de puntos observados de la relación pueden ser convertidos en porcentaje utilizando la siguiente fórmula (Ferrera *et al.*, 1993):

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

donde:

%C= Porcentaje de colonización

D= Presencia de vesículas, arbusculos y/o hifas

T= Campos totales observados

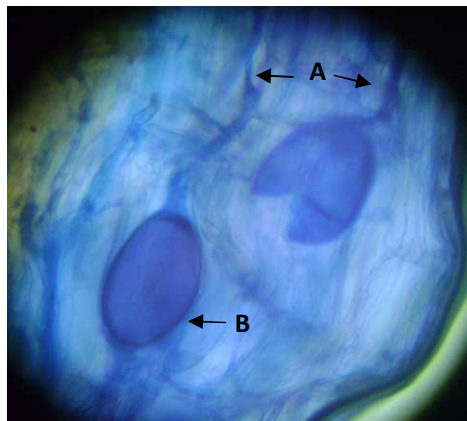
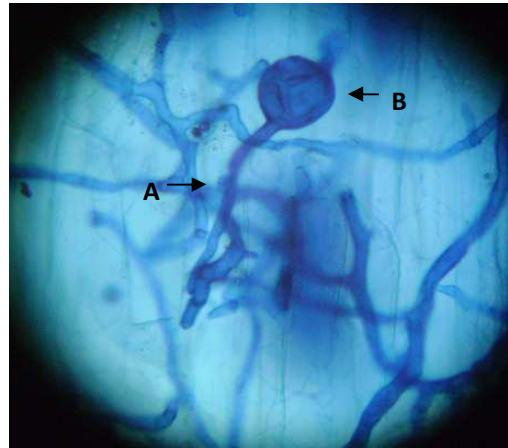
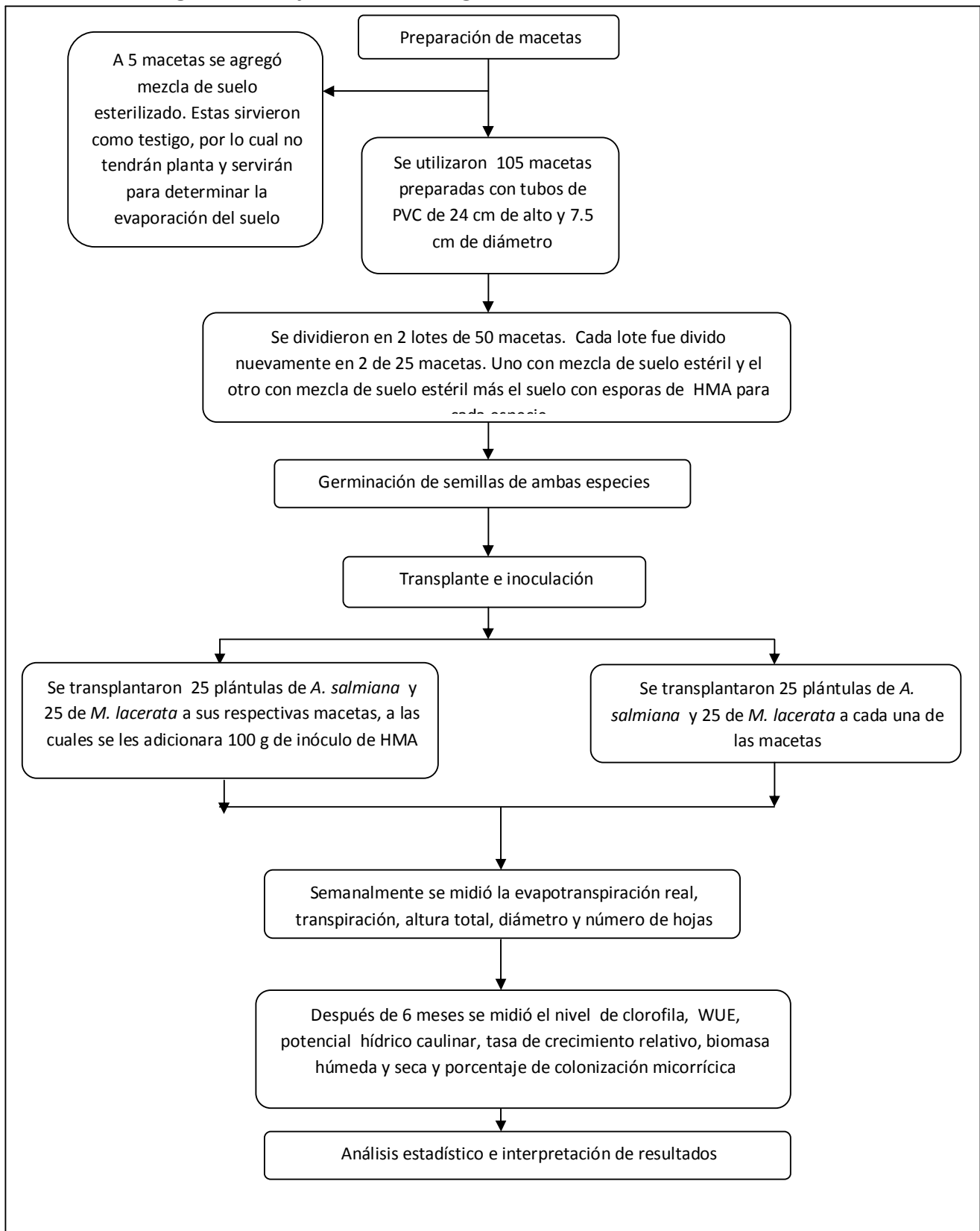


Fig. 9 Estructuras (hifas A y vesículas B) observadas en las raíces de *Agave salmiana* durante el procedimiento de colonización micorrícica.

Fig. 10 Estructuras (hifas A y vesículas B) observadas en las raíces de *Mimosa lacerata* durante el procedimiento de colonización micorrícica.



### 7.18. Diagrama de flujo de la metodología



## **7.20. Análisis estadístico**

Se realizó una comparación de medias de las variables que se midieron para cada especie durante el transcurso de experimento y al finalizar un periodo de 6 meses; para lo cual se utilizó Excel 2007. El análisis se hizo mediante una prueba t de Student suponiendo varianzas desiguales. Las variables evaluadas fueron supervivencia, altura total, cobertura vegetal, número de hojas, biomasa húmeda y seca, potencial hídrico caulinar, evaporación, evapotranspiración y transpiración, uso eficiente del agua (WUE), tasa de crecimiento relativo (TCR), cociente raíz/vástago y nivel de clorofila.

## VIII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 8.1. Germinación

La germinación total de las semillas se llevó a cabo en un lapso de 7 días, ya que a partir de ese día ya no se presentó germinación en ninguna de las dos especies. El porcentaje de germinación fue alto en ambas especies gracias a que se logró eliminar la latencia de las semillas con la implementación de las dos técnicas mencionadas en el método y a que se mantuvieron en una cámara de germinación una temperatura constante de 30°C (Cuadro 1).

Especie	Semillas totales	N. de semillas geminadas	Germinación (%)	N. semillas no germinadas	Semillas no germinadas (%)
<i>Mimosa lacerata</i>	110	89	80.9	21	19
<i>Agave salmiana</i>	110	95	86.3	15	13.6

Cuadro 1. Porcentaje de germinación, después de la aplicación del tratamiento pregerminativo.

### 8.2. Registro de temperaturas en invernadero

La figura 11 representa las condiciones de temperaturas máximas y mínimas que permanecieron a lo largo de 24 semanas del trabajo en el invernadero.

La medición de dicha variable se obtuvo con ayuda de un termohigrómetro que se encuentra en el interior del invernadero y que tiene el propósito de cuantificar periódicamente dicha variable.



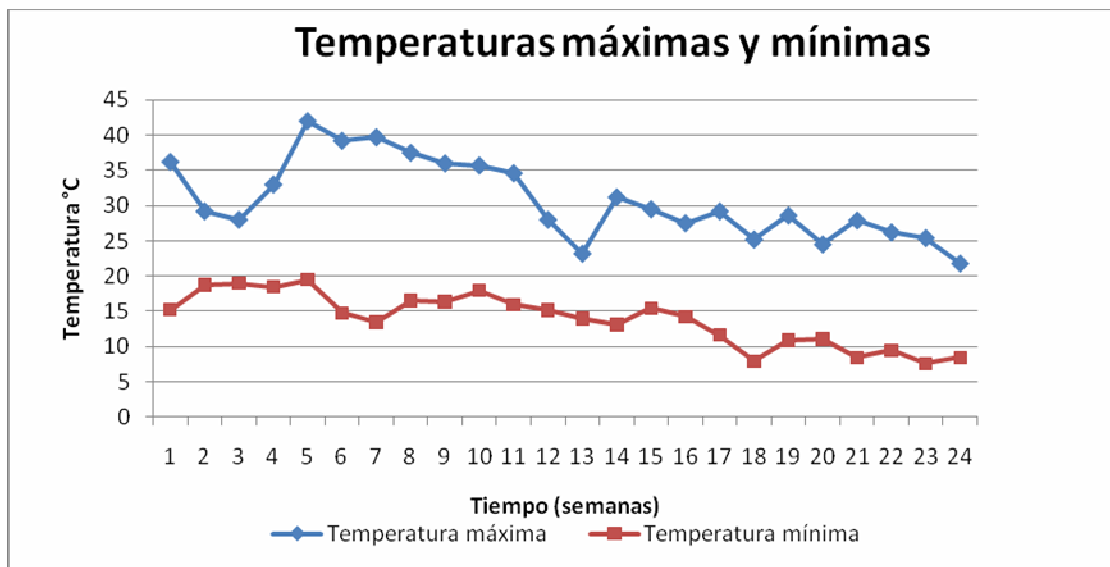


Figura 11. Temperaturas máximas y mínimas registradas en el invernadero durante el transcurso del experimento.

### 8.3. Supervivencia de plantas de *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana*

Una vez que las semillas germinaron y presentaron radícula, éstas fueron transplantadas en las macetas correspondientes previamente preparadas. A lo largo de las 24 semanas se realizó el registro de la supervivencia. La figura 13 y 14 muestran dicho porcentaje. En el caso de la especie *Mimosa lacerata* fue (92%) para el tratamiento micorrizado y (72%) en el no micorrizado. Para las plantas de *Agave salmiana* fue de (96%) en el tratamiento micorrizado y (84%) para el no micorrizado. Al aplicar una comparación de medias se encontraron diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ) para las dos especies y ambos tratamientos ( $p = 0.0004$  para *Mimosa lacerata* y  $p = 0.0027$  para *Agave salmiana*).

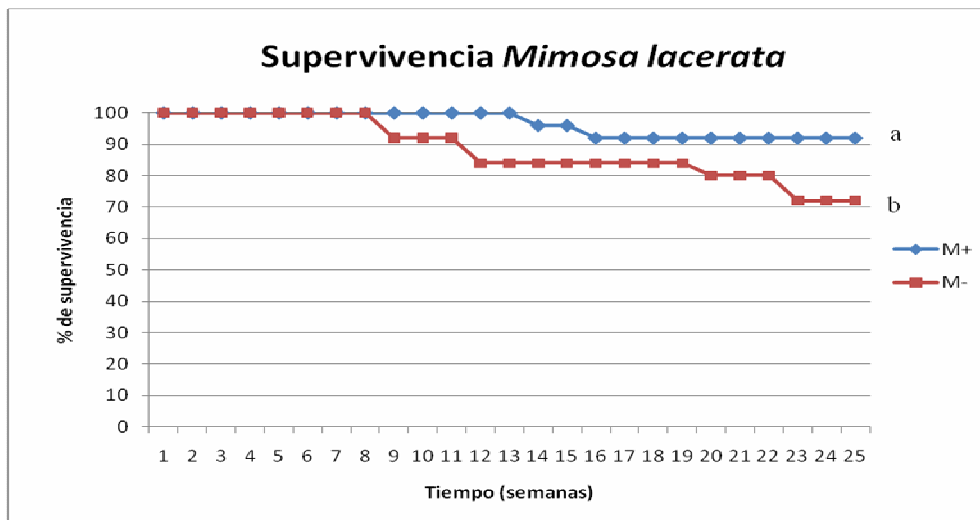


Figura 13. Porcentaje de supervivencia de *Mimosa lacerata* para plantas micorrizadas M+ (◆) y plantas no micorrizadas M- (■). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ).

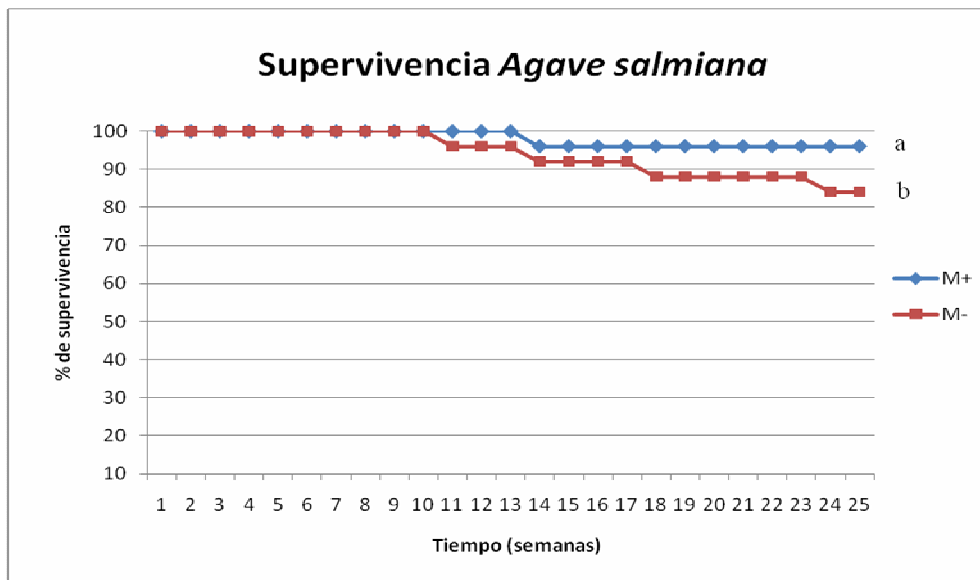


Figura 14. Porcentaje de supervivencia de *Agave salmiana* para plantas micorrizadas M+ (◆) y plantas no micorrizadas M- (■). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ).

#### 8.4. Crecimiento de *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana*

A partir de los datos que se registraron semanalmente del crecimiento de las plantas de *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana* bajo los dos tratamientos durante un periodo de 24 semanas, se pudo notar que el crecimiento de ambas especies para el tratamiento micorrizado fue relativamente mayor en comparación con el no micorrizado. El crecimiento referido comprende la altura total, número de hojas y cobertura (Figs. 15-20 respectivamente).

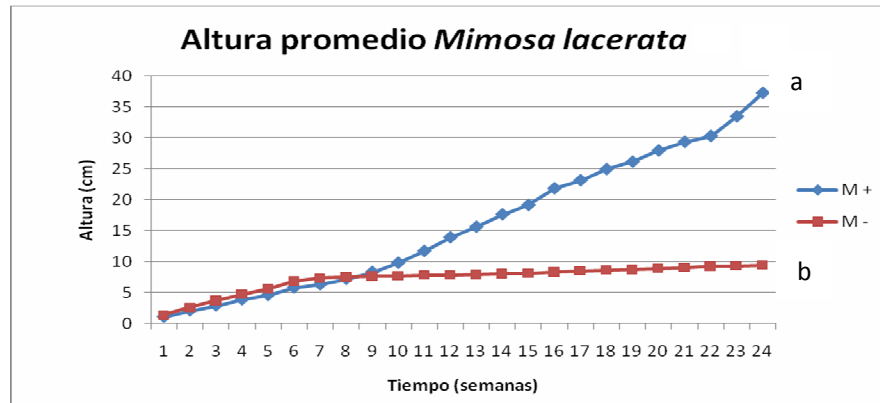


Figura 15. Altura promedio de *Mimosa lacerata* para plantas micorrizadas M+ (—◆—) y plantas no micorrizadas M-(—■—). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ).

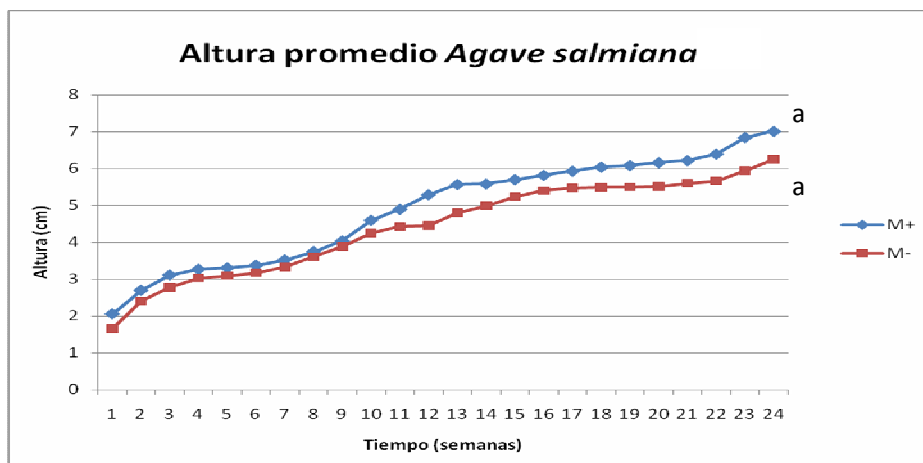


Figura 16. Altura promedio de *Agave salmiana* para plantas micorrizadas M+ (—◆—) y plantas no micorrizadas M-(—■—). Letras iguales representan que no hay diferencias significativas entre tratamientos ( $p \geq 0.05$ ).

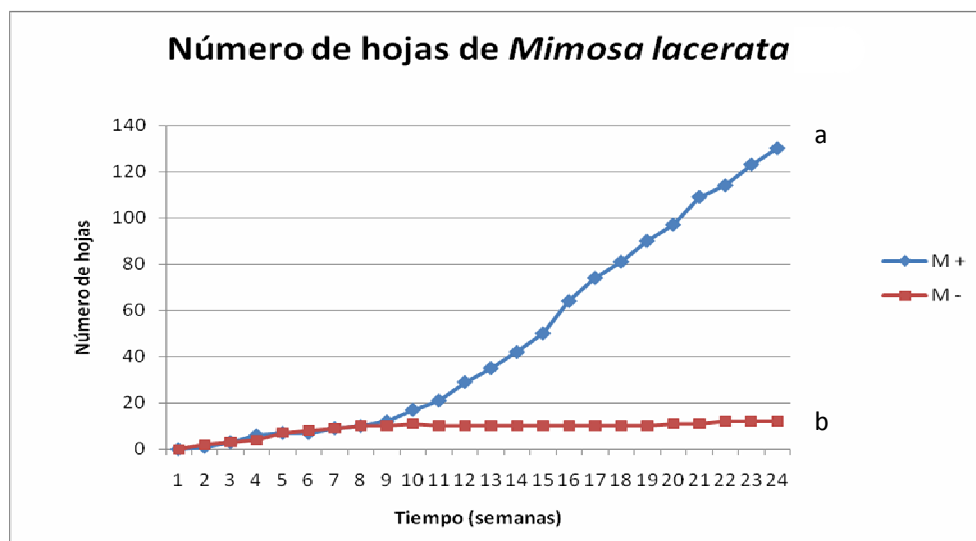


Figura 17. Número de hojas promedio de *Mimosa lacerata* para plantas micorrizadas M+ (◆) y plantas no micorrizadas M-(■). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ).

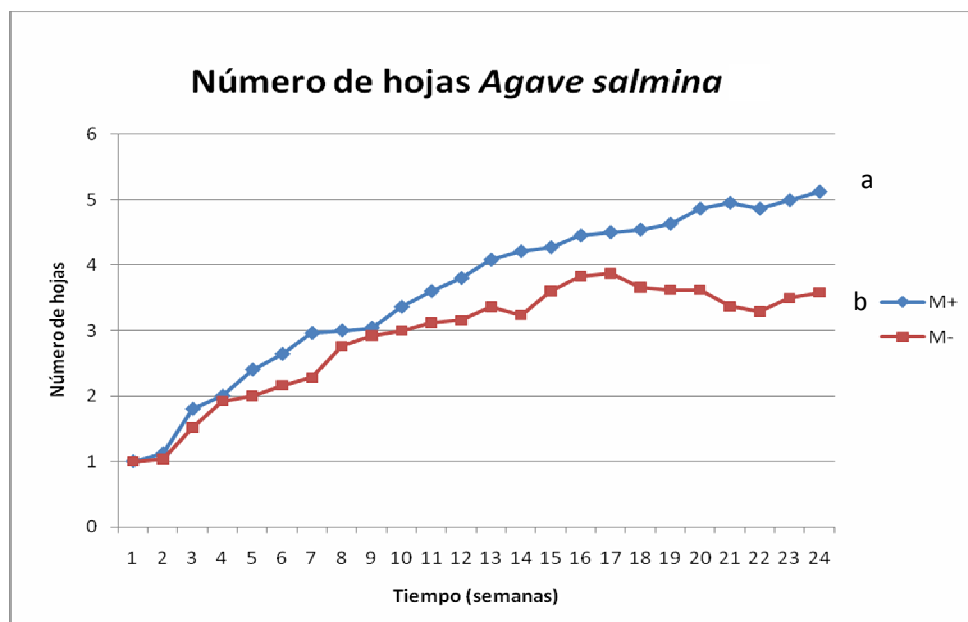


Figura 18. Número de hojas promedio de *Agave salmiana* para plantas micorrizadas M+ (◆) y plantas no micorrizadas M-(■). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ).

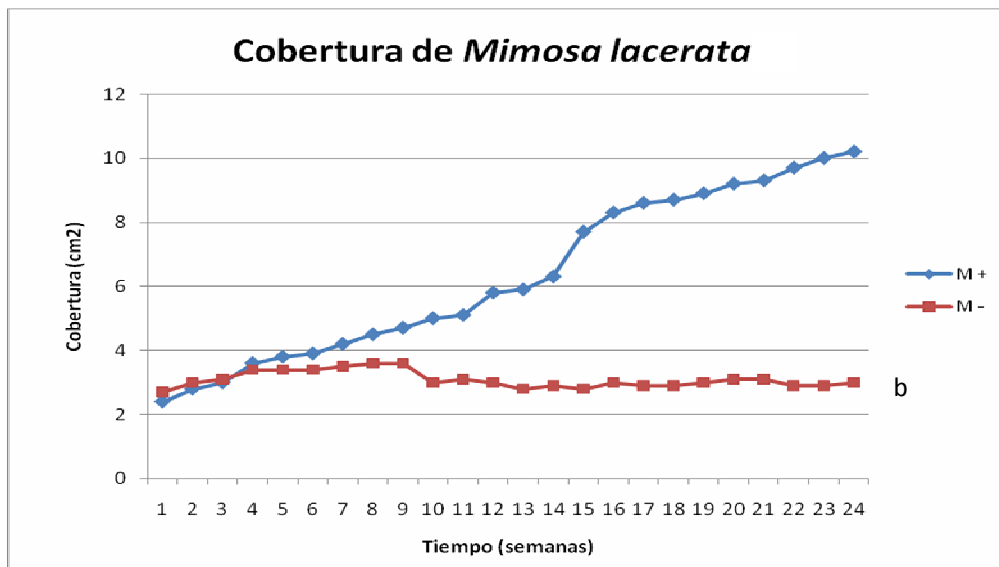


Figura 19. Cobertura promedio de *Mimosa lacerata* para plantas micorrizadas M+ (—◆—) y plantas no micorrizadas M-(—■—). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Los puntos de descenso significan la caída de las hojas.

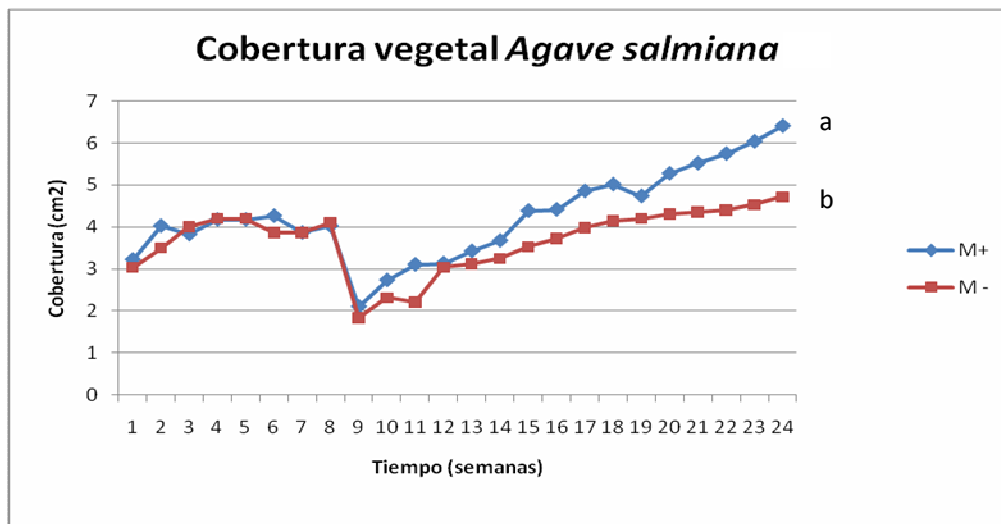


Figura 20. Cobertura promedio de *Agave salmiana* para plantas micorrizadas M+ (—◆—) y plantas no micorrizadas M-(—■—). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Los puntos de descenso significan la caída de las hojas.

A partir de la prueba estadística de comparación de medias para dos muestras suponiendo varianzas desiguales ( $p \leq 0.05$ ), se encontraron diferencias significativas en *Mimosa lacerata* para las variables altura, número de hojas y cobertura vegetal entre los dos tratamientos ( $p = 0.0008$ ,  $p = 0.0003$  y  $p = 3.17 \times 10^{-6}$  respectivamente); estas diferencias comenzaron a manifestarse a partir de la semana once del experimento (Figs. 15, 17 y 19).

Para las variables mencionadas en el párrafo anterior pero aplicadas a las plantas de *Agave salmiana* se encontraron diferencias para las variables número de hojas y cobertura vegetal entre ambos tratamientos ( $p = 0.0300$  y  $p = 0.0394$ ). Dichas diferencias se presentaron en general a partir de la semana catorce (Figs. 18 y 20). Sin embargo para la variable altura no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos ( $p = 0.2352$ ) (Fig.16).

Con base a los resultados de la altura, número de hojas, cobertura vegetal y tasa de crecimiento relativo, se encontró que hubo una tendencia a incrementarse el crecimiento de las plantas con el tratamiento micorrizado a partir de la semana nueve del experimento. Este incremento es atribuido al efecto de los HMA, ya que ayudan a la captación de elementos minerales del suelo mediante dos mecanismos: uno puramente físico, las hifas del hongo son capaces de extenderse y explorar mayor superficie de suelo; iones como el fosfato, el amonio, el zinc o el cobre, son transportados más rápidamente a través de las hifas del hongo que por difusión a través del suelo. El segundo es un mecanismo bioquímico que incrementa la afinidad de la raíz micorrizada por el fosfato soluble de manera que las raíces captan fosfato a partir de concentraciones más bajas en el suelo (Camprubí *et al.*, 2000).

Mediante una comparación de medias se encontró que la tasa de crecimiento relativo (TCR) del tratamiento micorrizado (M+) en *Mimosa lacerata* fue mayor en comparación con el tratamiento no micorrizado (M-) (Fig. 21), encontrándose una diferencia estadística para entre tratamientos ( $p = 0.0199$ ). Esta diferencia probablemente puede deberse a que en ambas especies que fueron micorrizadas, el micelio extrarradical estabiliza y mejora las características físicas, químicas y biológicas de las plantas como son: la mayor absorción de agua, mejora la nutrición, induce cambios anatómicos y morfológicos en las raíces que resultan benéficos para la planta (Azcón, 2000). Sin embargo para el *Agave salmiana* no se observaron diferencias estadísticamente significativas para ambos tratamientos ( $p = 0.9256$ ) (Fig. 21). Esto se debe a que esta especie es de lento crecimiento, además que eran plantas pequeñas para encontrar diferencias.

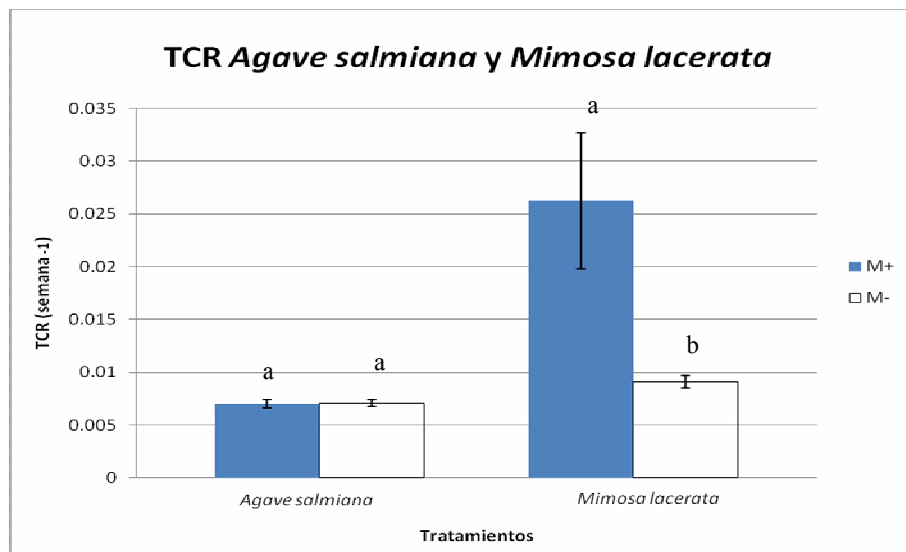


Figura 21. Tasa de crecimiento relativo (TCR) de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

### 8.5 Nivel de clorofila

En la última semana del experimento se midió el nivel de clorofila a cada una de las plantas de *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana* de ambos tratamientos. La prueba t de Student ( $p \leq 0.05$ ) mostró que no existen diferencias estadísticamente significativas para las plantas de *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana* para ambos tratamientos (M+) y (M-) ( $p = 0.6935$  y  $p = 0.5827$  respectivamente) (Fig. 22).

Estos resultados no muestran una tendencia en el proceso fotosintético de cada una de las plantas bajo los dos 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 de sus testigos (Smith y Read, 1997 y Hampp *et al.*, 2000). En este caso son plantas relativamente pequeñas, en su primera etapa de vida aún en crecimiento.

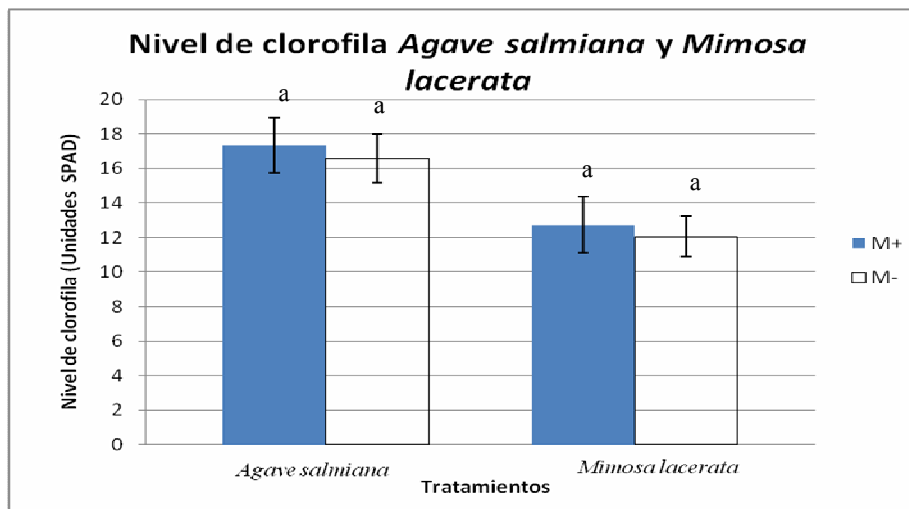


Fig.22. Nivel de clorofila de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas). Letras iguales representan que no hay diferencias significativas entre tratamientos ( $p \geq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

### 8.6. Potencial hídrico caulinar

Se tomaron al azar cinco plantas de *Mimosa lacerata* para ambos tratamientos, observándose que las plantas con el tratamiento micorrizado estaban mejor hidratadas, gracias a que las hifas de los HMA suministran mayor cantidad de agua la planta. En cuanto a las plantas de *Agave salmiana* no fue posible medir esta variable debido a que la cámara de Schollander no estuvo adaptada a la morfología de la planta.

La prueba t de Student para dicha variable muestra una diferencia estadísticamente significativa ( $p = 0.0007$ ) (Fig. 23). Esta diferencia puede estar relacionada directamente con las hifas, las cuales mantienen la integridad del suelo, es decir, ayudan a la formación de agregados, los cuales a su vez mejoran la retención de agua en el suelo. El agua se mueve desde las capas profundas hasta las superficiales a través de las raíces e hifas de las micorrizas (Querejeta et al., 2007). La expansión de las hifas extraradicales del hongo por el suelo rizosférico es la causa principal del aumento de la absorción, ya que permite captar el recurso hídrico más allá de la zona de agotamiento que se crea alrededor de las raíces, esto significa que se produce una expansión de la superficie de absorción del sistema radical asociado a la micorriza (Hernández Dorrego, 2003).



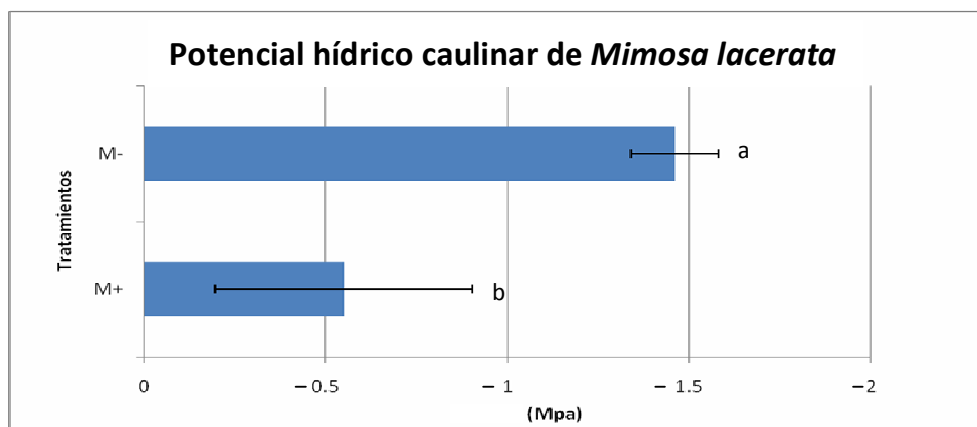


Figura 23. Comparación del potencial hídrico caulinar entre tratamientos micorrizado (M+) y no micorrizado (M-) para *Mimosa lacerata*. Letras distintas representan diferencias significativas ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

### 8.7. Biomasa húmeda, biomasa seca y uso eficiente del agua

En cuanto a los resultados de biomasa húmeda y biomasa seca, se puede observar que están relacionados a los obtenidos en el crecimiento. El cuadro 2 muestra los resultados de estas variables tanto del vástago como de la raíz; así como el cociente de biomasa radical/biomasa del vástago y uso eficiente del agua para cada una de las especies y entre los dos tratamientos.

Especie	Tratamiento	Peso húmedo (g)		Peso seco (g)		Cociente raíz/vástago (peso seco)	WUE (gramos de biomasa seca/kg de agua irrigada)
		Vástago	Raíz	Vástago	Raíz		
<i>Mimosa lacerata</i>	M+	2.795 (a)	5.085 (a)	1.228 (a)	2.515 (a)	2.129 (a)	2.469 (a)
	M-	0.298 (b)	0.793 (b)	0.131 (b)	0.220 (b)	3.871 (b)	0.263 (b)
<i>Agave salmiana</i>	M+	23.62 (a)	3.015 (a)	1.699 (a)	0.763 (a)	0.488	2.821 (a)
	M-	2.244 (b)	0.331 (b)	0.399 (b)	0.149 (b)	0.545	0.469 (b)

Cuadro 2. Promedio de peso húmedo y seco (g), así como cociente raíz/vástago y la eficiencia en el uso del agua (WUE) de plantas de *Mimosa lacerata* y *Agave salmiana* para ambos tratamientos. Letras diferentes significan diferencias estadísticas.

Claramente se puede observar que el tratamiento micorrizado provocó el aumento en biomasa húmeda y seca en comparación con el tratamiento no micorrizado (Cuadro 2).

Guzmán-Plazola y Ferrera-Cerrato (1990) mencionaron que en estudios realizados con leguminosas micorrizadas, éstas presentan un mayor crecimiento y mayores concentraciones de minerales como N, P, Ca, Cu y Mn, que aquellas que no son micorrizadas. Con respecto a lo anterior Smith (1980) menciona que la captación de nutrientes en una forma más eficiente por parte de la raíz micorrizada, permitirá trasladarlos a las hojas receptoras, ocasionando así que la planta cuente con un abastecimiento continuo de macro y micronutrientes, propiciando de esta manera una mejor producción de materia verde. Esto se puede observar en el cuadro 2, el cual muestra que la biomasa tanto húmeda como seca fue mayor en el tratamiento micorrizado en comparación con el tratamiento no micorrizado.

Con respecto a la biomasa total húmeda y seca, aplicando la prueba t de Student a cada especie se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre ambos tratamientos (Figs. 28 y 29). Para *Agave salmiana* ( $p= 4.978 \times 10^{-5}$  y  $p= 0.0023$  respectivamente) y en el caso de *Mimosa lacerata* ( $p= 3.112 \times 10^{-6}$  y  $p= 0.0001$ ). El aumento de biomasa tanto aérea como radical puede estar relacionado con las micorrizas ya que las hifas del hongo, exploran volúmenes de suelo ciento y miles de veces más que lo que pueden hacer las raíces normales, aumentando de este modo la absorción de nutrientes minerales necesarios para su crecimiento (Rodríguez, 2002).

En cuanto al cociente raíz/vástago se encontró que de acuerdo a la comparación de medias aplicada no hubo diferencia significativa entre el tratamiento micorrizado y el no micorrizado de *Mimosa lacerata* (0.0619) y *Agave salmiana* ( $p= 0.8730$ ) (Fig. 30). Se ha comprobado que la simbiosis micorrícica disminuye la cantidad de biomasa seca en las raíces de las plantas hospedera (Cavagnaro *et al.*, 2001), ya que las plantas no necesitan invertir tanta energía en el aumento de la biomasa de la raíz, para aumentar el área de captura de iones y agua, debido a que el micelio externo cumple esta función (Pimienta-Barrios y Nobel, 1998).

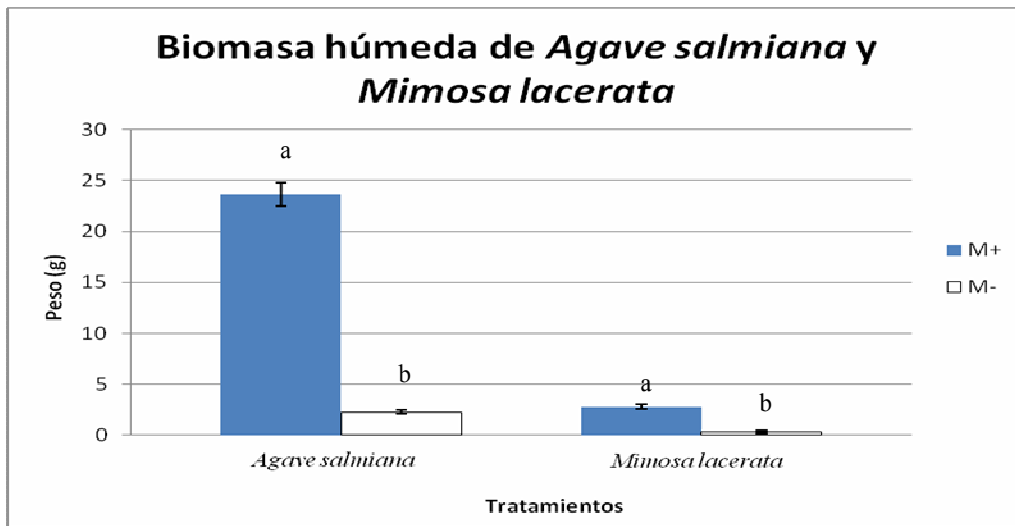


Figura 24. Biomasa húmeda del vástago de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

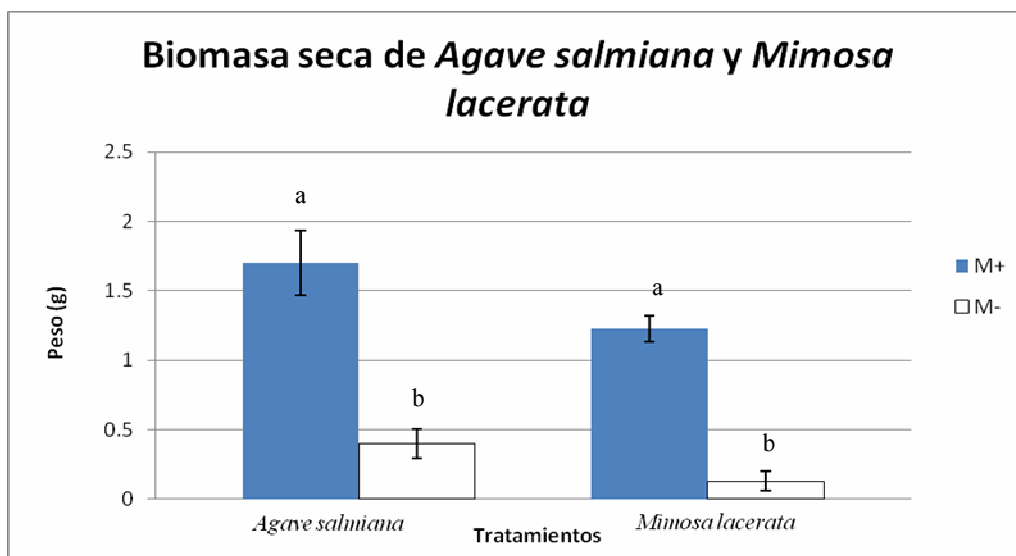


Figura 25. Biomasa seca del vástago de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

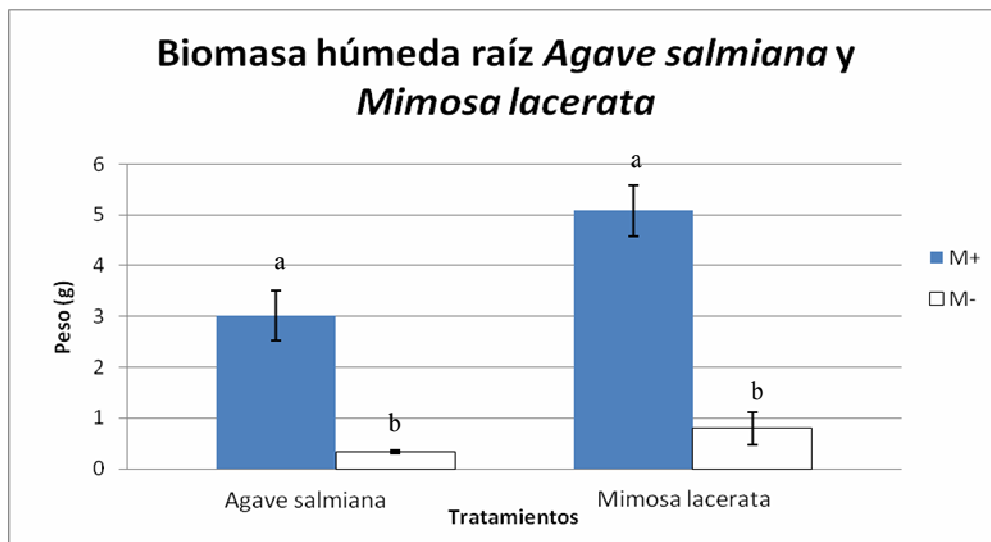


Figura 26. Biomasa húmeda de la raíz de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* de ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

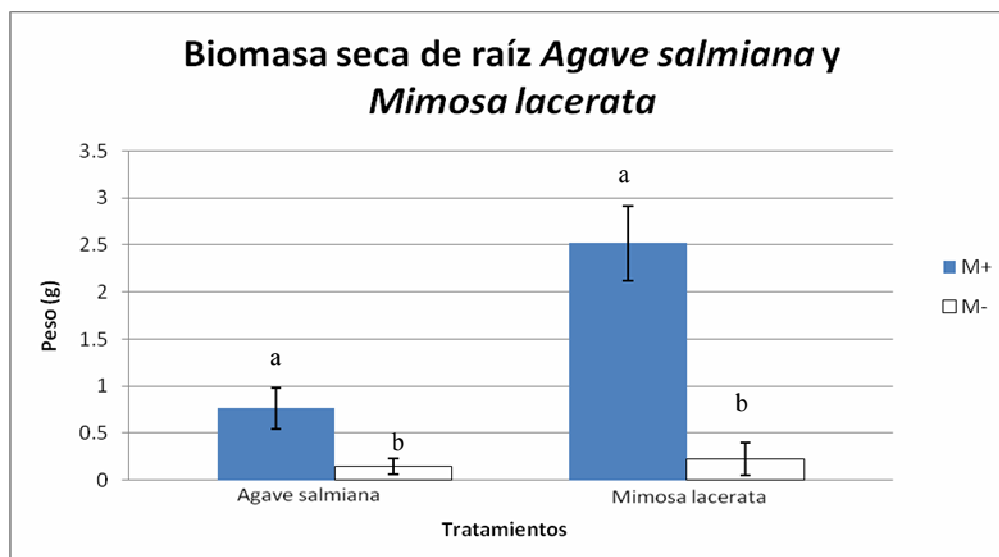


Figura 27. Biomasa seca de la raíz de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* de ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

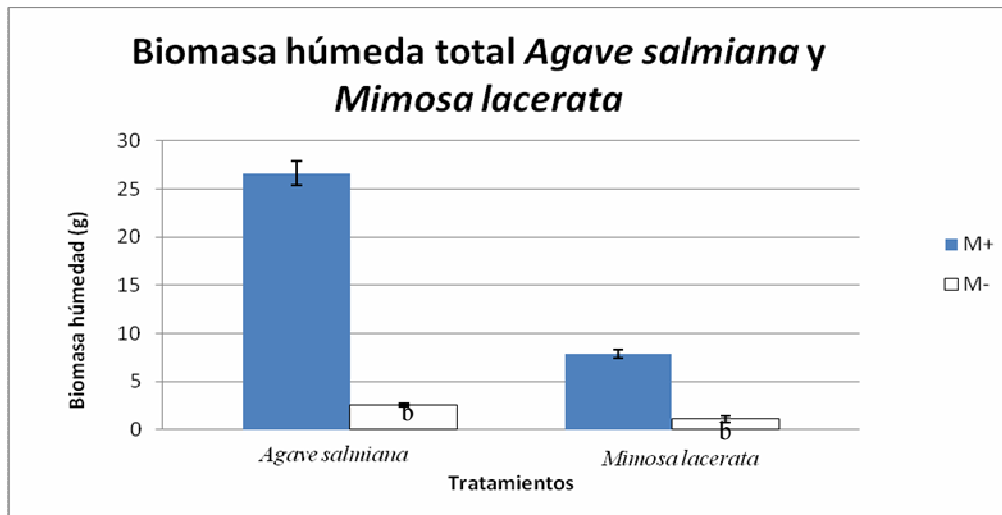


Figura 28. Biomasa húmeda total de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

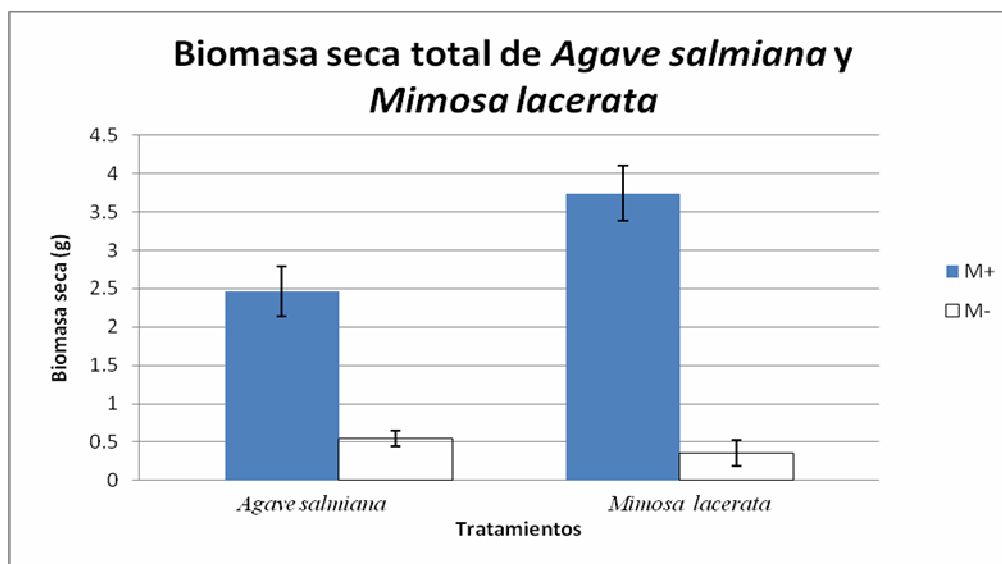


Figura 29. Biomasa seca total de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

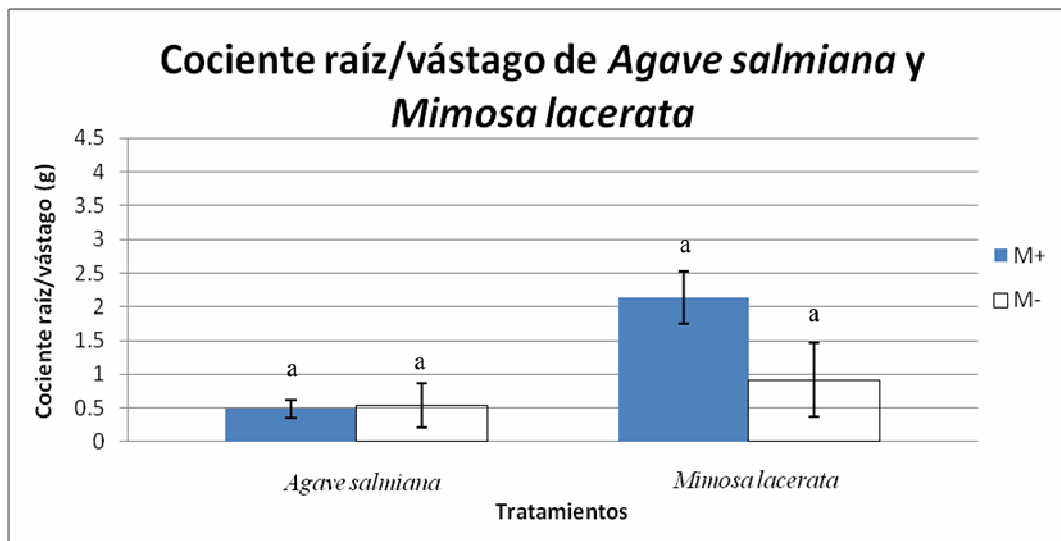


Figura 30. Cociente raíz/vástago de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan el error estándar.

En cuanto a la eficiencia en el uso del agua (WUE por sus siglas en inglés: water use efficiency), los resultados muestran que las plantas micorrizadas tanto de *Agave salmiana* como de *Mimosa lacerata*, tienen una mayor eficiencia hídrica ya que tienden a producir mayor biomasa por litro de agua irrigada (2.821 y 2.469 g) que las no micorrizadas (0.4708 y 0.281 g) (Fig. 31). Este comportamiento posiblemente se debe a que las plantas de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* micorrizadas pueden obtener de forma más eficiente los recursos, como el fósforo y agua, cuando se encuentran asociados con hongos micorrizógenos arbusculares (Rincón *et al.*, 1993). Al aplicar la prueba t de Student para el WUE se encontraron diferencias significativas entre los dos tratamientos aplicados. Para *Mimosa lacerata* ( $p = 0.0002$ ) y para *Agave salmiana* ( $p = 0.0034$ ). Estudios realizados con HMA han demostrado que existe un mayor uso eficiente del agua entre plantas micorrizadas en comparación con las no micorrizadas; por ejemplo Valencia *et al.* (2000) encontraron que las plantas de papa (*Solanum tuberosum*), variedad Alfa, inoculadas con *Glomus fasciculatum*, presentaron una mayor WUE que las testigo, obteniendo como resultado mayor biomasa seca de las mismas.

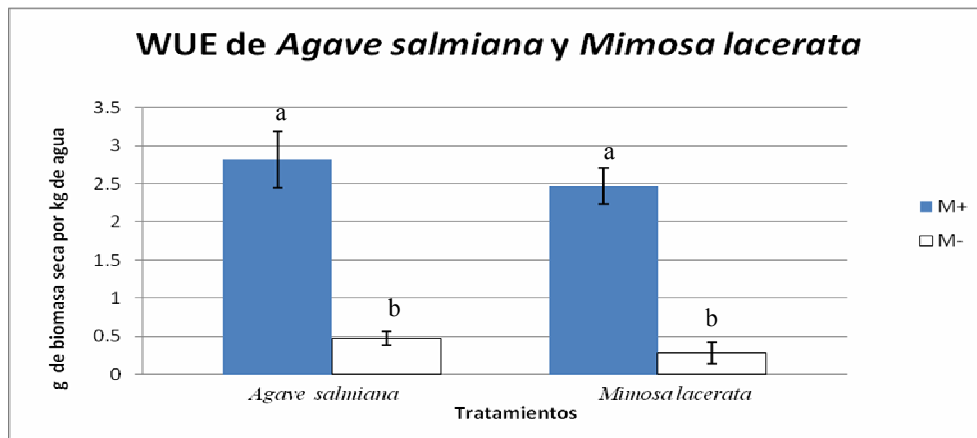


Figura 31. Uso eficiente del agua (WUE) de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* para ambos tratamientos (M+: plantas micorrizadas, M-: plantas no micorrizadas). Letras distintas representan diferencias significativas entre tratamientos ( $p \leq 0.05$ ). Las barras representan error estándar.

### 8.8. Colonización micorrícica

La figura 32 muestra los porcentajes de colonización micorrícica tanto de vesículas, hifas, así como colonización total de las raíces de las plantas de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* con el tratamiento micorrizado. Sin embargo en la observación los arbusculos fueron nulos, por lo cual no se considero esta estructura en la gráfica. Para el caso de las vesículas se presentó un porcentaje de 24.64 para las plantas de *Agave salmiana* y un 38.18 % para *Mimosa lacerata*. El porcentaje en el que se presentaron las hifas fue igual a la colonización total, es decir, 78.52 % para *Agave salmiana* y 72.15 % para las plantas de *Mimosa lacerata*.

El grado de colonización micorrícica depende de varios factores entre los que se encuentran la planta hospedera, el hongo, la humedad, temperatura, el pH, el nivel de oxígeno en la rizósfera y luminosidad. Algunas especies de la micorriza arbuscular, alcanzan el óptimo crecimiento desde los 10 hasta los 30, y a los 40°C se inhibe por completo su crecimiento. Las esporas de los hongos micorrizógenos son inhibidas en su germinación, bajo condiciones de estrés hídrico en la subsecuente colonización deficiente de las raíces (Rodríguez 2002).

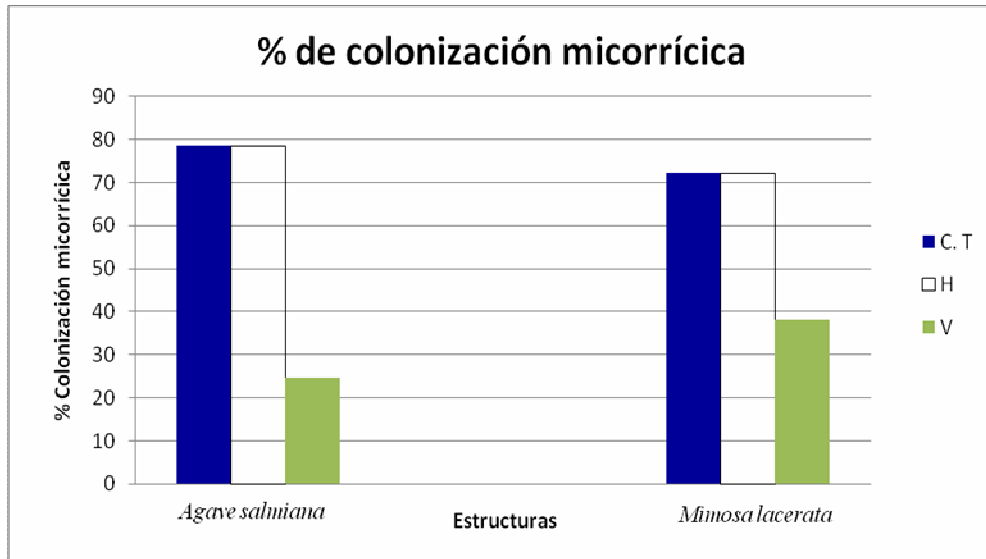


Figura 32. Porcentaje de colonización por vesículas (V), hifas (H) y colonización total (CT) en raíces de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata*.

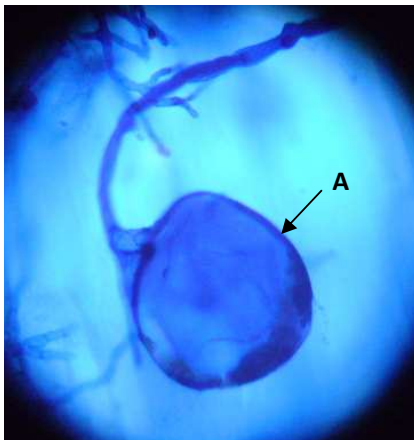


Fig. 33 Vesícula (A) observada en la raíz de *Mimosa lacerata*.

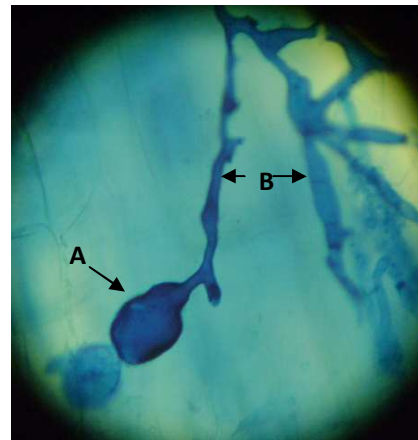


Fig. 34 Vesícula (A) e hifas (B) observada en la raíz de *Mimosa lacerata*.



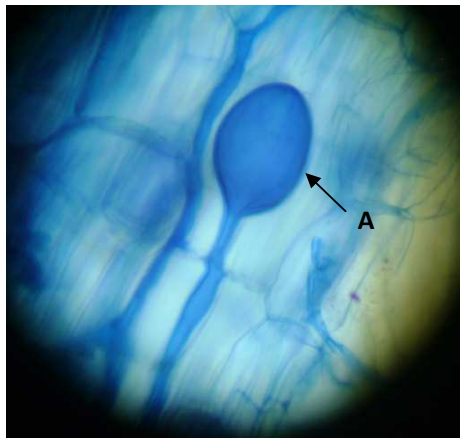


Fig. 35 Vesícula (A) observada en la raíz de *Agave salmiana*.

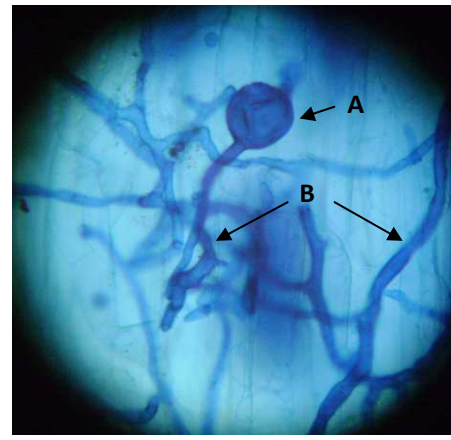


Fig. 36 Vesícula (A) e hifas (B) observadas en la raíz de *Agave salmiana*.

### 8.9. Evapotranspiración real acumulada

En lo referente a la evapotranspiración real (ETR) no se encontraron diferencias estadísticamente significativas entre el tratamiento micorrizado y el no micorrizado. (Figs. 37 y 38). Existen varios factores tanto ambientales como los que comprenden a la planta que afectan 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 por factores vegetales como por 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). Los resultados obtenidos en este experimento muestran que no hubo diferencias en cuanto a la transpiración y evaporación de las plantas de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* con los tratamientos micorrizados (M+) (Figs. 39 y 40) y no micorrizados (M-) (Figs. 41 y 42) , ya que en ambos casos estas variables fueron similares en las dos especies, por lo que se puede comprobar que los HMA no influyen en ninguno de estos dos aspectos.

La prueba t de Student ( $p \leq 0.05$ ) mostró que no hay diferencia estadísticamente significativa en la evapotranspiración real (ETR), para las plantas de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* con ambos tratamientos ( $p = 0.3930$  y  $p = 0.9072$  respectivamente).

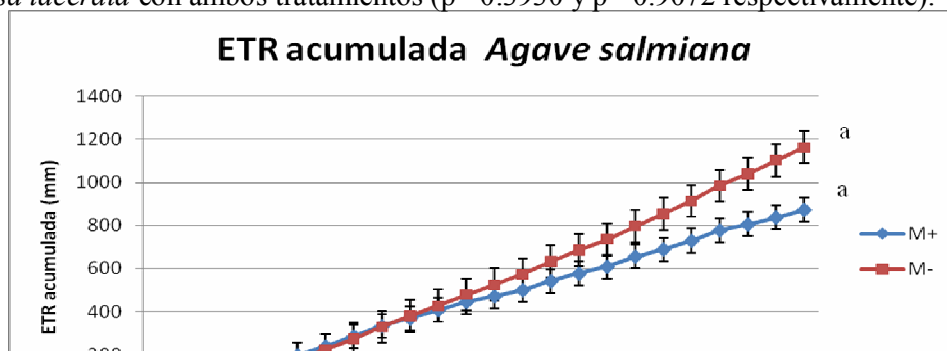


Figura 37. Relación de la evapotranspiración real (ETR) acumulada en *Agave salmiana* para plantas micorrizadas M+ (—◆—) y plantas no micorrizadas M- (—■—). Letras iguales representan que no hay diferencias significativas entre tratamientos ( $p \geq 0.05$ ). Las barras representan en error estándar.

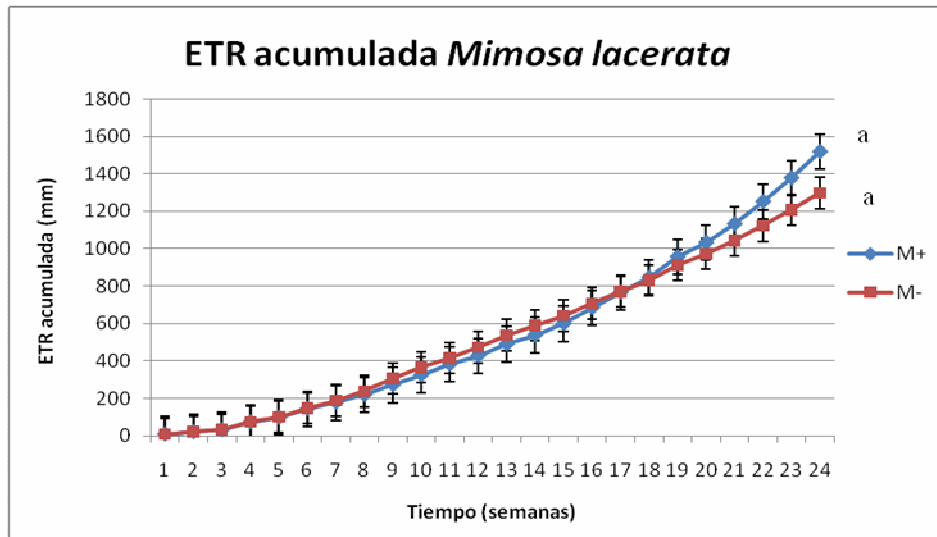


Figura 38. Relación de la evapotranspiración real (ETR) acumulada en *Mimosa lacerata* para plantas micorrizadas M+ (—◆—) y plantas no micorrizadas M- (—■—). Letras iguales representan que no hay diferencias significativas entre tratamientos ( $p \geq 0.05$ ). Las barras representan en error estándar.

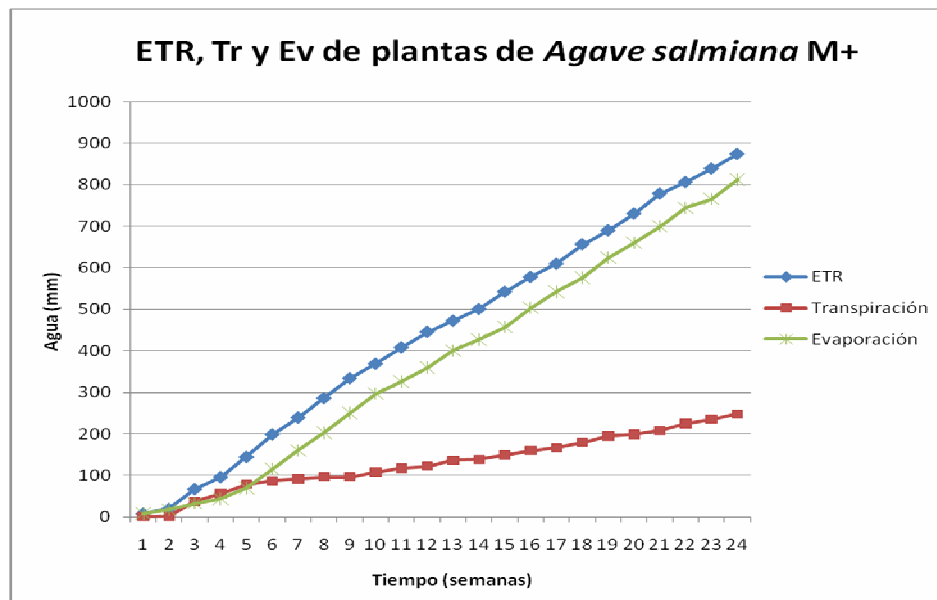


Figura 39. Evapotranspiración real (ETR  $\blacklozenge$ ), transpiración (Tr  $\blacksquare$ ) y evaporación (Ev  $\blackstar$ ) acumulada en mm para *Agave salmiana* con el tratamiento M+ (plantas micorrizadas).

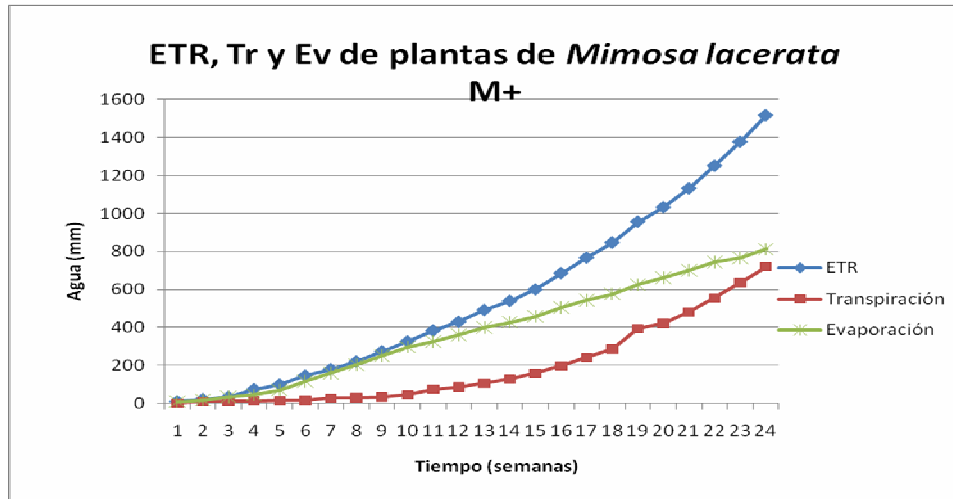


Figura 40. Evapotranspiración real (ETR  $\blacklozenge$ ), transpiración (Tr  $\blacksquare$ ) y evaporación (Ev  $\blackstar$ ) acumulada en mm para *Mimosa lacerata* con el tratamiento M+ (plantas micorrizadas).

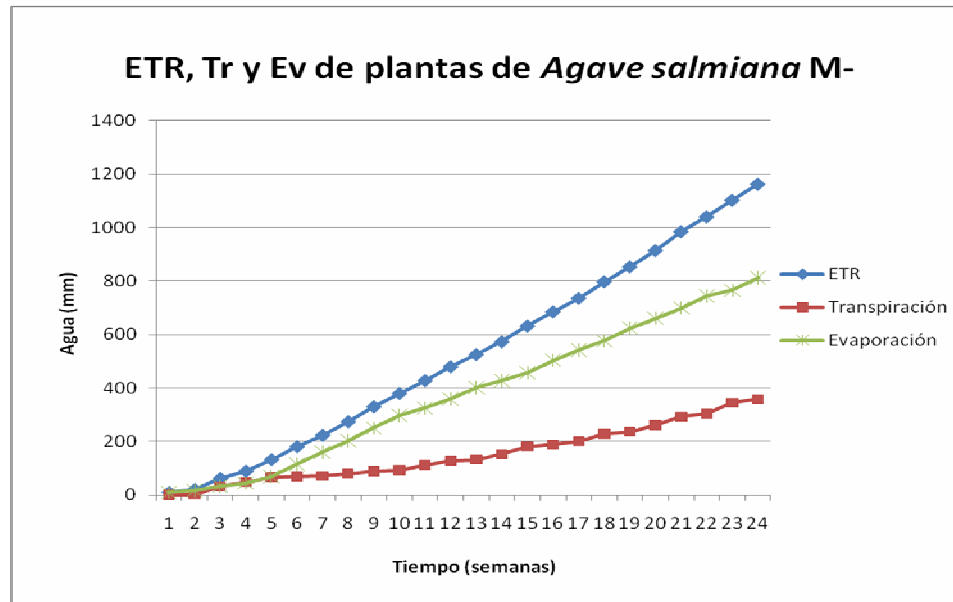


Figura 41. Evapotranspiración real (ETR  $\blacklozenge$ ), transpiración (Tr  $\blacksquare$ ) y evaporación (Ev  $\blackstar$ ) acumulada en mm para *Agave salmiana* con el tratamiento M- (plantas micorrizadas).

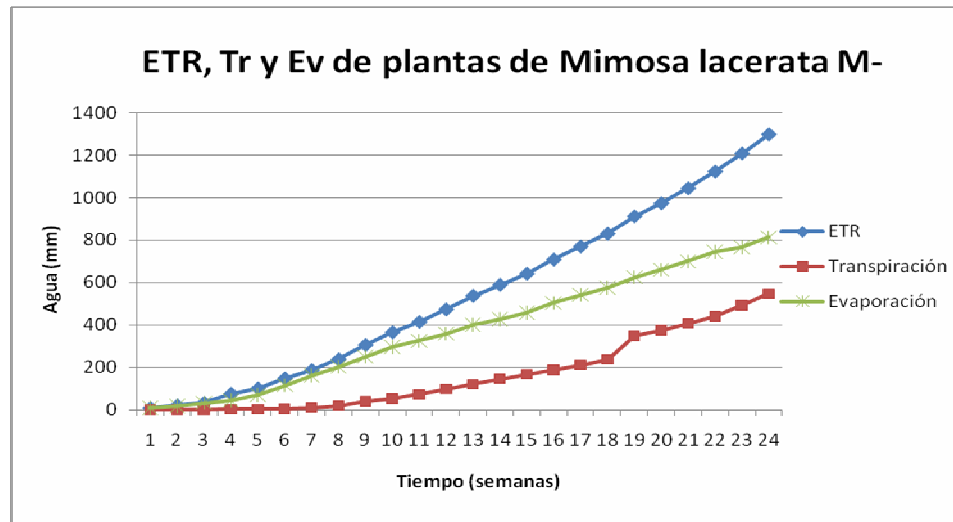


Figura 42. Evapotranspiración real (ETR  $\blacklozenge$ ), transpiración (Tr  $\blacksquare$ ) y evaporación (Ev  $\ast$ ) acumulada en mm para *Mimosa lacerata* con el tratamiento M- (plantas micorrizadas).

En cuanto a la relación de la evapotranspiración real (ETR) y transpiración (TR) en ambas especies de plantas, se puede observar que casi al finalizar el experimento la evapotranspiración real se incrementó notablemente, debido a las altas temperaturas registradas en el invernadero, lo cuál trajo como consecuencia una mayor evaporación del suelo en comparación con la transpiración que realizaban ambas plantas.

Cuadro 3. Resultados del estudio para *Agave salmiana*.

Tratamiento Variable	M+	M-	p	Observaciones
TCR (días <sup>-1</sup> )	0.007	0.007	0.9256	Sin diferencias significativas
Altura (cm)	4.8844	4.4121	0.2352	
Número de hojas	3.5908	2.8925	0.0300 *	Incremento en la absorción de agua y nutrientes en las plantas micorrizadas.
Cobertura (cm <sup>2</sup> )	4.2507	3.68358	0.0394 *	
Uso eficiente del agua [(g de biomasa seca) / (kg de agua)].	2.8214	0.47088	0.0034 *	Aumenta la disponibilidad de fósforo y agua para las plantas

				micorrizadas.
Biomasa total húmeda (g)	26.6370	2.5759	$4.978 \times 10^{-5} *$	Aumento del sistema radical del hospedero micorrizado y mejor captación de nutrientes.
Biomasa total seca (g)	2.4631	0.5496	0.0023 *	
Cociente (raíz/vástago)	0.4886	0.5452	0.8783	Las plantas micorrizadas no invierten en energía en la biomasa de la raíz.

\*Diferencias significativas.

Cuadro 4. Resultados del estudio para *Mimosa lacerata*.

Tratamiento Variable	M+	M-	p	Observaciones
TCR (días <sup>-1</sup> )	0.0262	0.0100	0.0199 *	Aumento de altura, número de hojas y cobertura vegetal en plantas micorrizadas.
Altura (cm)	15.9933	7.2666	0.0008 *	Incremento en la absorción de nutrientes y agua de las plantas micorrizadas.
Número de hojas bipinnada	47.125	8.8333	0.0003 *	
Cobertura (cm <sup>2</sup> )	6.3166	3.0875	$3.174 \times 10^{-6} *$	
Uso eficiente del agua (g de biomasa)				Aumenta la disponibilidad de

seca /kg de agua.	2.4695	0.2815	0.0002 *	fósforo y agua en las plantas micorrizadas.
Potencial hídrico caulinar (MPa)	-0.55	-1.46	0.0007 *	Incremento de conductividad hídrica hacia las raíces de las plantas micorrizadas.
Biomasa total húmeda (g)	7.8809	1.0918	$3.112 \times 10^{-6}$ *	Aumento del sistema radical del hospedero e incremento de los sitios de intercambio.
Biomasa total seca (g)	3.7439	0.3525	0.0001 *	
Cociente (raíz/vástago)	2.1296	3.8695	0.8410	Las plantas micorrizadas no invierten en energía en la biomasa de la raíz.

\*Diferencias significativas.

## IX. CONCLUSIONES

El crecimiento de las plantas en ambas especies fue mayor en el tratamiento micorrizado, la altura, número de hojas y cobertura tuvieron un valor superior en comparación con el tratamiento en donde no se presentó esta simbiosis; como consecuencia, la tasa de crecimiento relativo mostró diferencias significativas respecto a los dos tratamientos, a favor de las plantas micorrizadas, pues éstas crecieron más.

La asociación micorrícica favorece significativamente la hidratación de las plantas de *Mimosa lacerata*; como resultado el potencial hídrico es mayor manteniendo un mayor suministro hídrico.

La producción de biomasa tanto húmeda como seca fue mayor en las plantas con tratamiento micorrizado, debido a que las hifas de los hongos exploran mayor volumen de suelo, ayudando a captar de manera más sencilla agua y nutrientes.

En el caso del cociente raíz/vástago fue menor en las plantas con el tratamiento micorrizado, esto se debe a que los hongos no tienen que invertir energía para generar mayor cantidad de raíces en las plantas y sin embargo la absorción de éstas es mucho mayor en comparación con plantas que no están asociadas al hongo.

El uso eficiente del agua aumentó en el tratamiento micorrizado, presentando seis veces más la cantidad de biomasa por cada litro de agua irrigada en plantas de *Agave salmiana* y *Mimosa lacerata* (2.821 y 2.469 g), respecto a las plantas con el tratamiento no micorrizado (0.470 y 0.281 g).

El porcentaje de colonización micorrícica fue elevado en ambas especies de plantas, presentándose estructuras como vesículas e hifas en más del 70% de las raíces. Las hifas fueron las estructuras que se encontraron en mayor proporción seguidas de vesículas; sin embargo no se registraron arbuscúlos, debido a que estas estructuras tienen un tiempo de vida corto, por lo cual no se lograron observar y no se tomaron en cuenta durante para calcular el porcentaje de colonización.



## **X. RECOMENDACIONES**

Observar la respuesta de ambas especies de plantas inoculadas con HMA en campo, cada una en sus sitios nativos, evaluando las variables de este trabajo, pero en condiciones naturales.

Después de la fase de invernadero, es adecuado que la plantas se lleven al vivero para seguir registrando su comportamiento en condiciones semi controladas, para que de esta manera se vayan adaptando a condiciones al aire libre y posteriormente se puedan introducir en su hábitat natural.

Para restaurar sitios deteriorados con ambas especies debe de tomarse en cuenta el lugar donde son nativas y no solo introducirlas en cualquier ecosistema ya que podría cambiar su respuesta en su asociación con los HMA.

Se podrían utilizar especies de vida más corta (herbáceas) para poder observar los efectos de la simbiosis durante un todo un ciclo de vida de una planta.

## XI. REFERENCIAS

- Aguirre-Rivera JR, Charcas-Salazar H y Flores-Flores J.L. 2001. Identidad botánica del maguey mezcalero potosino; En El maguey mezcalero potosino. COPOYT-IIZD.
- Arizaga,S. y Ecurra, E. 2002. Propagation Mechanisms in *Agave microcantha* (Agavaceae), a tropical arid-land Succulent Rosette. American Journal of Botany 89(4): 632-641.
- Azcón R. y Barea J.M. 1997. Mycorrhizal dependency of representative plant species in Mediterranean shrublands as key factor to its use for revegetation strategies in desertification-threatened areas. Applied Soil Ecology 7:83-92
- Azcón, R. 2000. Papel de la simbiosis micorrícica y su interacción con otros microorganismos rizosféricos en el crecimiento vegetal y sostenibilidad agrícola. En Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular. Alarcón A y Ferrera-Cerrato, R. IRENAT-Colegio de Posgraduados, Montecillo. Mundi prensa, México. 1-15 pp.
- Bidwell, R.G.S. 1979. Fisiología vegetal. 1ª edición. AGT Editor. México. 784 pp.
- Blomberg, L. 200. Tequila mezcal y pulque. Editorial Dina. México. pp 311-313.
- Brundrett M.C. 1991. Mycorrhizal in natural ecosystems. In: Macfayden A, Begon M y Fitter AH. Eds. Advances in Ecological Research, Vol. 21. Academic Press, London. pp 171-313
- Chacalo, H.A y R. Fernández, 1995. Los árboles nativos e introducidos utilizados en la reforestación de la Ciudad de México. Ciencia 46: 383-393.
- Chee, P.P. 1995. Simulation of adventitious rooting of *Taxus* species by thiamine. Plant Cell Reports 14: 753-757.
- Crul. E.A. y Truelove, B. 1986. The rhizosphere. Springer-Verlog, Alemania. pp 180-190.
- De la Rosa M., C. J y Monroy A., A. 2006. Mosaicos de vegetación para la restauración ecológica en una zona semiárida, Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas 9(2): 96-100.
- Estrada A.E y Martínez M.A. 2003. Los géneros de Leguminosas del Norte de México. Editorial Brit Press. EUA. pp 1-24
- Estrada, L.A. A. y Davies, T.F. 2001. Mycorrhizal fungi enhance growth and nutrient uptake of prickly-pear cactus (*Opuntia albicarpa* Scheinvar) platlets after *ex vitro* transplantation. Journal of Horticultural Science and Biotecnology: p 739-745.

- FAO. 1982. Las leguminosas en la nutrición humana. Alimentación y Nutrición, Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. 134 pp.
- Ferrera C. R., González CH. M.C y Rodríguez, M. M. N. 1993. Manual de Agromicrobiología. Editorial Trillas, México. Pp 53-90.
- Gentry, M.S. 1982. Agaves of Continental North America. The University of Arizona Press, Tucson Arizona. EUA p 670.
- Gianinazzi, S. 1991. Vesicular Arbuscular (endo) Mycorrhizas Celular, Biochemical and genetics mycorrhizal roots. Plant and soil 71: 197-209.
- Gibson, A. C y Nobel, P.S. 1990. The cactus primer. Harvard University Press, Cambridge, E.U.A.
- Goicoechea, N., Antolín. M.C., y Sánchez Díaz M. 1997. Gas Exchange is related to the hormone balance in mycorrhizal or nitrogen fixing alfalfa subjected to drought. Physiology Plantarum 100: 989-997.
- Grether, R. 1982. Aspectos ecológicos de *Mimosa biuncifera* y *Mimosa monancistra* en el noreste del Estado de Guanajuato. Boletín de la Sociedad Botánica de México 433:43-58.
- Grether, R. Martínez-Bernal A. Luckow, M. Zárate, S. 2006. Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán. Fascículo 44 MIMOSACEA Tribu Mimoseae. Instituto de Biología. UNAM. 94 p. x.
- Guzmán-Plazola, R.A y Ferrera-Cerrato, R. 1990. La endomicorriza vesículo-arbuscular en las leguminosas. Sección de Microbiología, Centro de Edafología, Colegio de Postgraduados. México.
- Harley, J.L y Smith, S.E. 1983. Mycorrhizal Simbiosis. Academic Press, New York.
- Harrison, M.J. 1997. The arbuscular mycorrhizal symbiosis. Academic Press Inc. England
- Hayman, D.S. 1981. Influence of soils and fertility on activity and survival of vesicular-arbuscular mycorrhizae and plant disease research. Phytol 72:1119-1125.
- Jeffries P. J. M. Barea. 2001. Arbuscular micorrizas- a key component of sustainable plant-soil-ecosystems. En: Hock B. (ed.). The Mycota IX. Fungal Associations. Springer-Verlag, Berlin, Pp 95-113.
- Kendrick B. 1992. The Fith Kingdom. Myciloque Publications, Waterloo.
- Kramer, P.J, 1989. Relaciones hídricas de suelos y plantas, una síntesis moderna. Harla-México. México p 538.

- Legue, V, Blancanflor, E, Wymer, C, Perbal, D. 1996. Cytoplasmic Free Ca in Arabidopsis Roots Changes in Response to Touch but Not Gravity Physiology plant. (114): 789-800.
- Mckell, C.M. y García-Moya. 1989. North American Shrublands. Academic. Press Inc. USA.
- Mukerji, K.G. 1996. Concepts in mycorrhizal research. Kluwer Academic Publishers, Amsterdam.
- Montaño N.M, Camargo-Ricalde SL, García-Sánchez R, Monroy A. 2007. Micorrizas Arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos. Instituto Nacional de Ecología-SEMARNAT, Mundi-Prensa SA de CV, UAM Iztapalapa, FES Zaragoza, UNAM. Distrito Federal, México Pp 26-29.
- Nobel, P.S. 1985. Water relation and carbón dioxide uptake of Agave deserti-special adaptations to desert climates. Deser Plants (2): 51-56.
- Nobel, P.S. Israel, A.A y Wang, N. 1996. Growth CO<sub>2</sub> uptake and responses of the carboxylating enzymes to inorganic carbón in two hightly productive CAM species at current and doublé CO<sub>2</sub> concentrations. Plant Cell and Environment 19(5): 585-592.
- Palmer, R y Troeh, F. 1979. Introducción a la ciencia del suelo y manual de laboratorio. Editor. S.A. México.
- Pattinsib, G. S; Hammill, k. A; Sutton; B. G; McGee, P.A. 1990. Simulated Fire Reduces the Density of Arbuscular Mycorrhizal Fungi at the soil Surface. Mycological research. 103: 491-496 pp.
- Peña, B.J.C. 2002. Influencia de los Hongos Micorrizógenos Arbusculares (HMA) en el establecimiento de Mimosa biuncifera Benth. bajo condiciones de sequía en un invernadero. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM.
- Perry, R.A. 1979. Introduction En: Goodall, D.W. and Perry (eds.) Arid land ecosystems: structure, function and management. Cambridge University Press. Cambridge. Pp 1-3.
- Pimienta, B.E., Zanudo, H. J, García, G.J., Nobel S.P. 2006. Ecofisiología del agave azul (Agave tequilana) Weberj. 1ª edición. Universidad de Guadalajara. Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias. México.
- Polhill, R.M y P.H. Raven, 1981. Cytology and the phylogeny of Leguminosae. In: RM Polhill y PH Raven (eds) Advances in Legume Systematics. Vol. 2 :427-463. London
- 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.
- Redecker, D., Kodner, R., Grahan, L.E., 2000. Glomalean fungi from the Ordovician. Science 289, 1920-1921.

- Reid, C.P. 1990 Mycorrhizas in the rhizosphere. Edited by Lynch. J.M. England. Pp 211-219.
- Robertson G. P., Coleman D.C., Bledsoe C. S. Y Phillip S. 1999. Standard soil methods for long-term ecological research.. Oxford University Press. New York. Estados Unidos p. 462.
- Rodríguez H.G. 2002 Inducción del enraizamiento en *Agave salmiana* Otto con *Agrobacterium rhizogenes* y colonización de raíces transformadas por *Glomus intraradicales*. Tesis de Doctorado. Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias. Universidad de Colima.
- Rzedowski, J. 1978. Vegetación de México. Editorial Limusa, México, D.F. p 373.
- Rzedowski, J. 1991. El endemismo en la flora fanerogámica mexicana: una apreciación analítica preliminar. Acta Botánica Mexicana 15:47-64.
- Rzedowski, K. J y Calderón de Rzedowsk G. 2001. Flora fanerogámica del Valle de México, 2ª edición. Instituto de Ecología y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. p 258-266.
- Sánchez C. M.J. 2005. Micorrizas. Aspectos generales. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. UNAM. p 96.
- Schüßler, A., Schwarzott, D., Walker, C., 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological. Research.* p 105, 1413-1421.
- Semarnat 2005. Mezcales y diversidad: Agaves. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México.
- Shenck, N.C. y Siqueira, J.O. 1987. Ecology of VA mycorrhizal fungi in temperate agroecosystems. 7<sup>th</sup> edition. Graham (Eds) NACOM. Gainesville, Florida. EUA. Pp 2-4.
- Smith, S.E., Gianinazzi-Pearson V. 1988. Physiological interactions between symbionts in vesicular-arbuscular mycorrhizal plants. Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology 39:221-244.
- Smith, S. E. y Read, D. J. 1997. Mycorrhizal Symbiosis. Academic Press, Gran Bretaña. 9-160 pp.
- Sousa, S.M. Y S.A. Delgado, 1998. Leguminosas mexicanas: fitogeografía endemismo y orígenes. En: Diversidad Biológica de México. Orígenes y Distribución. Ramamoorthy Tp, Bye R, Lot A y Fa J compiladores. Instituto de Biología, UNAM. México.
- Srivastava, D., Kapoor, R., Srivastava, S.K y Mukerji, K.G. 1996. Vesicular arbuscular Mycorrhiza: an overview in Concepts in mycorrhizal research. Vol. 19/2:1-39. Kluwer Academic Publishers, Amsterdam.
- Valenzuela, A.G.Z. 1997. El Agave tequilero su cultivo e industria. Editorial Monsanto. Pp 7-11.

Valero, N. 2003. Potencial biofertilizante de bacterias diazotrofas y solubilizadoras de fosfatos asociadas al cultivo de arroz (*Oryza sativa* L). Tesis de maestría. Maestría Interfacultades en Microbiología, Universidad Nacional de Colombia.

Wilcox. H. 1996. In plant roots: the hidden half (eds. Y. Waisel. A. Eshel y U. Kafkafi): 680-721 Marcel Dekker. Inc., New York.

[www.semarnat.gob](http://www.semarnat.gob)

Zamudio R. 1984. La vegetación de la cuenca del Río Estórax, en el Estado de Querétaro y sus relaciones fitogeográficas. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM.

## ANEXOS

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

Cuadro 5.- Prueba t de Student aplicada para la supervivencia de *M. lacerata*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	24.12	22.04
Varianza	0.943333333	5.956666667
Observaciones	25	25
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	31	
Estadístico t	3.959212336	
P(T<=t) una cola	0.000204554	
Valor crítico de t (una cola)	1.695518742	
P(T<=t) dos colas	0.000409108	
Valor crítico de t (dos colas)	2.039513438	

Cuadro 6.- Prueba t de Student aplicada para la supervivencia de *A. salmiana*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>A. salmiana</i> micorrizado	<i>A. salmiana</i> no micorrizado
Media	24.52	23.52
Varianza	0.26	2.093333333
Observaciones	25	25
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	30	
Estadístico t	3.259329603	
P(T<=t) una cola	0.001389009	
Valor crítico de t (una cola)	1.697260851	
P(T<=t) dos colas	0.002778017	
Valor crítico de t (dos colas)	2.042272449	

Cuadro 7.- Prueba t de Student aplicada para la variable altura *M. lacerata*

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	15.99333333	7.266666667
Varianza	122.1946319	4.590144928
Observaciones	24	24
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	25	
Estadístico t	3.796823887	
P(T<=t) una cola	0.00041664	
Valor crítico de t (una cola)	1.708140745	
P(T<=t) dos colas	0.00083328	
Valor crítico de t (dos colas)	2.059538536	

Cuadro 8.- Prueba t de Student aplicada para la variable altura *A. salmiana*

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>A. salmiana</i> micorrizada	<i>A. salmiana</i> no micorrizada
Media	4.884416667	4.412166667
Varianza	2.086041471	1.612909014
Observaciones	24	24
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	45	
Estadístico t	1.202924384	
P(T<=t) una cola	0.117648268	
Valor crítico de t (una cola)	1.679427393	
P(T<=t) dos colas	0.235296535	
Valor crítico de t (dos colas)	2.014103359	



Cuadro 9.- Prueba t de Student aplicada para la variable número de hojas *M. lacerata*

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	47.125	8.833333333
Varianza	1946.896739	10.66666667
Observaciones	24	24
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	23	
Estadístico t	4.239864444	
P(T<=t) una cola	0.000154845	
Valor crítico de t (una cola)	1.713871517	
P(T<=t) dos colas	0.000309691	
Valor crítico de t (dos colas)	2.068657599	

Cuadro 10.- Prueba t de Student aplicada para la variable número de hojas *A. salmiana*

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>A. salmiana</i> micorrizada	<i>A. salmiana</i> no micorrizada
Media	3.590833333	2.8925
Varianza	1.566060145	0.750167391
Observaciones	24	24
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	41	
Estadístico t	2.24790412	
P(T<=t) una cola	0.015011897	
Valor crítico de t (una cola)	1.682878003	
P(T<=t) dos colas	0.030023794	
Valor crítico de t (dos colas)	2.019540948	

Cuadro 11.- Prueba t de Student aplicada para la variable cobertura vegetal *M. lacerata*

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	6.316666667	3.0875
Varianza	6.653623188	0.066358696
Observaciones	24	24
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	23	
Estadístico t	6.102559613	
P(T<=t) una cola	1.58735E-06	
Valor crítico de t (una cola)	1.713871517	
P(T<=t) dos colas	3.1747E-06	
Valor crítico de t (dos colas)	2.068657599	

Cuadro 12.- Prueba t de Student aplicada para la variable cobertura vegetal *A. salmiana*

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>A. salmiana</i> micorrizada	<i>A. salmiana</i> no micorrizada
Media	4.25075	3.683583333
Varianza	1.126413848	0.582631906
Observaciones	24	24
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	42	
Estadístico t	2.12539412	
P(T<=t) una cola	0.01973921	
Valor crítico de t (una cola)	1.681952358	
P(T<=t) dos colas	0.03947842	
Valor crítico de t (dos colas)	2.018081679	

Cuadro 13.- Prueba t de Student aplicada para la variable tasa de crecimiento relativo *M. lacerata*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	0.014398583	0.01067625
Varianza	3.20227E-05	6.97389E-06
Observaciones	24	24
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	33	
Estadístico t	2.920164188	
P(T<=t) una cola	0.003131483	
Valor crítico de t (una cola)	1.692360258	
P(T<=t) dos colas	0.006262967	
Valor crítico de t (dos colas)	2.034515287	

Cuadro 14.- Prueba t de Student aplicada para la variable tasa de crecimiento relativo *A. salmiana*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>A. salmiana</i> micorrizada	<i>A. salmiana</i> no micorrizada
Media	0.008882083	0.007959167
Varianza	3.92268E-06	4.00188E-06
Observaciones	24	24
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	46	
Estadístico t	1.60612984	
P(T<=t) una cola	0.057544647	
Valor crítico de t (una cola)	1.678660414	
P(T<=t) dos colas	0.115089293	
Valor crítico de t (dos colas)	2.012895567	

Cuadro 15.- Prueba t de Student aplicada para la variable nivel de clorofila *M. lacerata*

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	12.73333333	12.07272727
Varianza	32.02231884	15.58618182
Observaciones	24	11
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	27	
Estadístico t	0.39827436	
P(T<=t) una cola	0.346779972	
Valor crítico de t (una cola)	1.703288423	
P(T<=t) dos colas	0.693559945	
Valor crítico de t (dos colas)	2.051830493	

Cuadro 16.- Prueba t de Student aplicada para la variable nivel de clorofila *A. salmiana*

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>A. salmiana</i> micorrizada	<i>A. salmiana</i> no micorrizada
Media	17.35454545	16.55833333
Varianza	21.43974026	26.28949275
Observaciones	22	24
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	44	
Estadístico t	0.553415147	
P(T<=t) una cola	0.291390267	
Valor crítico de t (una cola)	1.680229977	
P(T<=t) dos colas	0.582780533	
Valor crítico de t (dos colas)	2.015367547	

Cuadro 17.- Prueba t de Student aplicada para la variable potencial hídrico caulinar *M. lacerata*

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	5.5	14.6
Varianza	0.625	7.3
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	5	
Estadístico t	-7.228143384	
P(T<=t) una cola	0.000395332	
Valor crítico de t (una cola)	2.015048372	
P(T<=t) dos colas	0.000790663	
Valor crítico de t (dos colas)	2.570581835	

Cuadro 18.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda del vástago *M. lacerata*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Mimosa lacerata*.

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	0.29846	2.79578
Varianza	0.145158183	0.218903022
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	8	
Estadístico t	-9.254905664	
P(T<=t) una cola	7.54228E-06	
Valor crítico de t (una cola)	1.859548033	
P(T<=t) dos colas	1.50846E-05	
Valor crítico de t (dos colas)	2.306004133	

Cuadro 19.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda del vástago *A. salmiana*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Agave salmiana*.

	<i>A. salmiana</i> micorrizado	<i>A. salmiana</i> no micorrizado
Media	2.244	23.6211
Varianza	0.18043573	6.68666757
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	-18.24093101	
P(T<=t) una cola	2.65633E-05	
Valor crítico de t (una cola)	2.131846782	
P(T<=t) dos colas	5.31265E-05	
Valor crítico de t (dos colas)	2.776445105	

Cuadro 20.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca del vástago *M. lacerata*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Mimosa lacerata*

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	1.22802	0.13164
Varianza	0.043669282	0.026793888
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	8	
Estadístico t	9.235597938	
P(T<=t) una cola	7.65947E-06	
Valor crítico de t (una cola)	1.859548033	
P(T<=t) dos colas	1.53189E-05	
Valor crítico de t (dos colas)	2.306004133	

Cuadro 21.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca del vástago *A salmiana*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Agave salmiana*

	<i>A. salmiana</i> micorrizado	<i>A. salmiana</i> no micorrizado
Media	1.69984	0.39972
Varianza	0.269072843	0.053065277
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	5.122092079	
P(T<=t) una cola	0.001086887	
Valor crítico de t (una cola)	1.943180274	
P(T<=t) dos colas	0.002173774	
Valor crítico de t (dos colas)	2.446911846	

Cuadro 22.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda de la raíz *M. lacerata*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Mimosa lacerata*

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	5.08516	0.79334
Varianza	1.280755253	0.496793693
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	7	
Estadístico t	7.198064225	
P(T<=t) una cola	8.88775E-05	
Valor crítico de t (una cola)	1.894578604	
P(T<=t) dos colas	0.000177755	
Valor crítico de t (dos colas)	2.364624251	

Cuadro 23.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda de la raíz *A. salmiana*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Agave salmiana*

	<i>A. salmiana</i> micorrizado	<i>A. salmiana</i> no micorrizado
Media	3.01594	0.33198
Varianza	1.213304758	0.008452972
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	5.429608218	
P(T<=t) una cola	0.002790661	
Valor crítico de t (una cola)	2.131846782	
P(T<=t) dos colas	0.005581322	
Valor crítico de t (dos colas)	2.776445105	

Cuadro 24.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca de la raíz *M. lacerata*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Mimosa lacerata*

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M.lacerata</i> no micorrizada
Media	2.51588	0.220908
Varianza	0.773926082	0.150923059
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	5.336136674	
P(T<=t) una cola	0.000883888	
Valor crítico de t (una cola)	1.943180274	
P(T<=t) dos colas	0.001767775	
Valor crítico de t (dos colas)	2.446911846	



Cuadro 25.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca de la raíz *A. salmiana*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Agave salmiana*

	<i>A. salmiana</i> micorrizado	<i>A. salmiana</i> no micorrizado
Media	0.76334	0.149976
Varianza	0.232490473	0.037157238
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	5	
Estadístico t	2.641222057	
P(T<=t) una cola	0.022954308	
Valor crítico de t (una cola)	2.015048372	
P(T<=t) dos colas	0.045908617	
Valor crítico de t (dos colas)	2.570581835	

Cuadro 26.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda total *M. lacerata*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Mimosa lacerata*

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	7.88094	1.0918
Varianza	0.858014953	0.436670795
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	7	
Estadístico t	13.34189698	
P(T<=t) una cola	1.55628E-06	
Valor crítico de t (una cola)	1.894578604	
P(T<=t) dos colas	3.11256E-06	
Valor crítico de t (dos colas)	2.364624251	

Cuadro 27.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa húmeda total *A. salmiana*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Agave salmiana*

	<i>A. salmiana</i> micorrizado	<i>A. salmiana</i> no micorrizado
Media	26.63704	2.57598
Varianza	8.234541253	0.184335227
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	18.54268794	
P(T<=t) una cola	2.48918E-05	
Valor crítico de t (una cola)	2.131846782	
P(T<=t) dos colas	4.97836E-05	
Valor crítico de t (dos colas)	2.776445105	

Cuadro 28.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca total *M. lacerata*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Mimosa lacerata*

	<i>M.lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	3.7439	0.352548
Varianza	0.646317185	0.140480523
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	8.549216751	
P(T<=t) una cola	7.0256E-05	
Valor crítico de t (una cola)	1.943180274	
P(T<=t) dos colas	0.000140512	
Valor crítico de t (dos colas)	2.446911846	

Cuadro 29.- Prueba t de Student aplicada para la variable biomasa seca total *A. salmiana*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Agave salmiana*

	<i>A. salmiana</i> micorrizado	<i>A. salmiana</i> no micorrizado
Media	2.46318	0.549696
Varianza	0.518444837	0.05301396
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	5	
Estadístico t	5.660012311	
P(T<=t) una cola	0.001196473	
Valor crítico de t (una cola)	2.015048372	
P(T<=t) dos colas	0.002392946	
Valor crítico de t (dos colas)	2.570581835	

Cuadro 30.- Prueba t de Student aplicada para la variable cociente raíz/vástago *M. lacerata*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	2.129668	0.910322
Varianza	0.746272682	0.834932142
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	8	
Estadístico t	2.168292636	
P(T<=t) una cola	0.030991616	
Valor crítico de t (una cola)	1.859548033	
P(T<=t) dos colas	0.061983233	
Valor crítico de t (dos colas)	2.306004133	

Cuadro 31.- Prueba t de Student aplicada para la variable cociente raíz/vástago *A. salmiana*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Agave salmiana*

	<i>A. salmiana</i> micorrizado	<i>A. salmiana</i> no micorrizado
Media	0.488684	0.545206
Varianza	0.081726019	0.533579345
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	5	
Estadístico t	-0.161122864	
P(T<=t) una cola	0.439152284	
Valor crítico de t (una cola)	2.015048372	
P(T<=t) dos colas	0.878304567	
Valor crítico de t (dos colas)	2.570581835	

Cuadro 32.- Prueba t de Student aplicada para la variable WUE *M.lacerata*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Mimosa lacerata*

	<i>M.lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	2.46954	0.28156
Varianza	0.281254153	0.095741588
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	6	
Estadístico t	7.968198199	
P(T<=t) una cola	0.000104005	
Valor crítico de t (una cola)	1.943180274	
P(T<=t) dos colas	0.00020801	
Valor crítico de t (dos colas)	2.446911846	

Cuadro 33.- Prueba t de Student aplicada para la variable WUE *A. salmiana*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales *Agave salmiana*

	<i>A. salmiana</i> micorrizado	<i>A. salmiana</i> no micorrizado
Media	2.82146	0.47088
Varianza	0.680282103	0.039715007
Observaciones	5	5
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	6.194334617	
P(T<=t) una cola	0.001726695	
Valor crítico de t (una cola)	2.131846782	
P(T<=t) dos colas	0.003453389	
Valor crítico de t (dos colas)	2.776445105	

Cuadro 34.- Prueba t de Student aplicada para la variable evapotranspiración real (ETR) *A. salmiana*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>A. salmiana</i> micorrizada	<i>A. salmiana</i> no micorrizada
Media	445.3375	525.485
Varianza	73828.14528	133251.9593
Observaciones	24	24
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	43	
Estadístico t	-0.862832337	
P(T<=t) una cola	0.196508318	
Valor crítico de t (una cola)	1.681070704	
P(T<=t) dos colas	0.393016637	
Valor crítico de t (dos colas)	2.016692173	

Cuadro 35.- Prueba t de Student aplicada para la variable evapotranspiración real (ETR) *M. lacerata*.

Prueba t para dos muestras suponiendo varianzas desiguales

	<i>M. lacerata</i> micorrizada	<i>M. lacerata</i> no micorrizada
Media	557.39	542.70875
Varianza	211064.42	165380.7877
Observaciones	24	24
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	45	
Estadístico t	0.117224333	
P(T<=t) una cola	0.453601966	
Valor crítico de t (una cola)	1.679427393	
P(T<=t) dos colas	0.907203932	
Valor crítico de t (dos colas)	2.014103359	