



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE
MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
ZARAGOZA**

CARRERA DE BIOLOGÍA

**ESTABLECIMIENTO DE PLANTAS DE *Prosopis laevigata* y
Agave salmiana INOCULADAS CON HONGOS
MICORRIZÓGENOS ARBUSCULARES EN CONDICIONES DE
INVERNADERO**

**T E S I S:
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE BIÓLOGO**

**PRESENTA:
CERVANTES GONZÁLEZ CYNTHIA SHEREZADA**

UNIDAD DE INVESTIGACIÓN EN ECOLOGÍA VEGETAL

DIRECTOR DE TESIS: DR. ARCADIO MONROY ATA



**Investigación realizada con financiamiento del proyecto sectorial SEMARNAT-
CONACYT-2002-C01-668 y de DGAPA (Proyecto PAPIIT IN-216610).**

México, D. F.

Febrero 2014

ÍNDICE

1.	Resumen	1
2.	Introducción	2
3.	Marco teórico	3
3.1	Zonas áridas y semiáridas en México	3
3.2	Micorrizas	3
3.2.1	Clasificación taxonómica de los hongos micorrizógenos arbusculares	4
3.3	Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)	5
3.3.1	Efecto de los HMA sobre el crecimiento de las plantas	6
3.4	Relación entre micorrizas y la microbiota presente del suelo	7
3.5	Micorrizas en zonas áridas y semiáridas	7
3.6	Restauración ecológica	8
3.6.1	Islas de recursos	9
3.7	Estrés hídrico	9
3.8	Establecimiento de plantas	9
4.	Clasificación de <i>Prosopis laevigata</i>	11
4.1	Descripción general	11
5.	Clasificación de <i>Agave salmiana</i>	13
5.1	Descripción general	13
6.	Justificación científica	15
7.	Problemática	15
8.	Hipótesis	16
9.	Objetivos	16
10.	Metodología	17
10.1	Recolecta de semillas y de esporas de HMA	17
10.2	Sitio de experimentación	18
10.3	Preparación del suelo y del inóculo	18
10.4	Preparación de las macetas	19
10.5	Inoculación y trasplante	19
10.6	Número de pinnas y pencas	20
10.7	Tasa de crecimiento relativo	20
10.8	Determinaciones al final del experimento	20
10.8.1	Evapotranspiración real (ETR) de las plantas	20
10.8.2	Potencial hídrico	20
10.8.3	Eficiencia en el uso del agua (EUA)	22
10.8.4	Cociente raíz/vástago (R/V)	23
10.8.5	Porcentaje de supervivencia	24
10.8.6	Análisis estadístico	24
11.	Diagrama de flujo de la metodología	25
12.	Resultados y discusión	26
12.1	Determinación del número de esporas	26
12.2	Parámetros físicos y químicos del suelo	26
12.2.1	Temperatura y Humedad	28
12.2.2	Germinación	29
12.2.3	Crecimiento de <i>Prosopis laevigata</i>	30

12.2.4 Crecimiento de <i>Agave salmiana</i>	33
12.3 Determinaciones al final del experimento de <i>Prosopis laevigata</i>	35
12.3.1 Tasa de crecimiento relativo	35
12.3.2 Evapotranspiración real	35
12.3.3 Potencial hídrico	36
12.3.4 Eficiencia en el uso del agua	37
12.3.5 Cociente raíz/vástago	37
12.3.6 Biomasa húmeda del vástago	38
12.3.7 Biomasa raíz seca	39
12.3.8 Biomasa húmeda total	39
12.3.9 Porcentaje de supervivencia	40
12.4 Determinaciones al final del experimento de <i>Agave salmiana</i>	42
12.4.1 Tasa relativa de crecimiento	42
12.4.2 Evapotranspiración real	42
12.4.3 Eficiencia en el uso del agua	43
12.4.4 Cociente raíz/vástago	44
12.4.5 Biomasa seca total	44
12.4.6 Biomasa raíz seca	45
12.4.7 Biomasa seca vástago	46
12.4.8 Porcentaje de supervivencia	46
13. Resultados significativos del estudio	47
14. Conclusión	49
15. Recomendaciones	49
16. Referencias	50
17. Anexos	58

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación actual de los HMA	5
Cuadro 2. Parámetros físicos del suelo	27
Cuadro 3. Parámetros químicos del suelo	28
Cuadro 4. Resultados significativos del estudio	48

ÍNDICE DE FIGURAS

Fig. 1. Ejemplar de <i>Prosopis laevigata</i>	11
Fig. 2. Ejemplar de <i>Agave salmiana</i>	13
Fig. 3. Mapa de la zona de muestreo	17
Fig. 4. Instalaciones del Invernadero en la FES Zaragoza	18
Fig. 5. Peso y riego semanal de las unidades	19
Fig. 6. Determinación del potencial hídrico mediante la cámara de Schollander	22
Fig. 7. Plantas sacrificadas de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Agave salmiana</i>	23
Fig. 8. Esporas de HMA	26
Fig. 9. Temperaturas máximas y mínimas	28
Fig. 10. Humedad máxima y mínima registradas	29
Fig. 11. % de germinación de <i>Prosopis laevigata</i>	29
Fig. 12. % de germinación de <i>Agave salmiana</i>	30

Fig. 13. Altura de <i>Prosopis laevigata</i>	31
Fig. 14. Número promedio de pinnas de <i>Prosopis laevigata</i>	32
Fig. 15. Diámetro medio de <i>Prosopis laevigata</i>	32
Fig. 16. Variación de altura de <i>A. salmiana</i>	33
Fig. 17. Número de pencas de <i>Agave salmiana</i>	34
Fig. 18. Diámetro promedio de <i>Agave salmiana</i>	34
Fig. 19. Tasa de crecimiento relativo (TCR) para <i>Prosopis laevigata</i>	35
Fig. 20. Evapotranspiración real (ETR) acumulada para <i>Prosopis laevigata</i>	36
Fig. 21. Potencial hídrico caulinar para <i>Prosopis laevigata</i>	36
Fig. 22. Uso eficiente del agua para <i>Prosopis laevigata</i>	37
Fig. 23. Cociente raíz/vástago para <i>Prosopis laevigata</i>	38
Fig. 24. Biomasa del vástago húmedo de <i>Prosopis laevigata</i>	38
Fig. 25. Biomasa de la raíz seca de <i>Prosopis laevigata</i>	39
Fig. 26. Biomasa total húmeda de <i>Prosopis laevigata</i>	40
Fig. 27. Supervivencia de plantas de <i>Prosopis laevigata</i>	41
Fig. 28. Tasa de crecimiento relativo para <i>Agave salmiana</i>	42
Fig. 29. Evapotranspiración real acumulada (ETR) en <i>Agave salmiana</i>	43
Fig. 30. Eficiencia en el uso del agua para <i>Agave salmiana</i>	43
Fig. 31. Cociente raíz/vástago para <i>Agave salmiana</i>	44
Fig. 32. Biomasa seca total de <i>Agave salmiana</i>	45
Fig. 33. Biomasa de la raíz seca para <i>Agave salmiana</i>	45
Fig. 34. Biomasa vástago seco <i>Agave salmiana</i>	46
Fig. 35. Supervivencia de <i>Agave salmiana</i>	47

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México:

Gracias por abrirme sus puertas en el CCH OTE y en la FES ZARAGOZA, orgullosamente UNAM.

A los profesores de la carrera de Biología:

Por brindarme sus conocimientos, su tiempo y por mi formación académica.

A mis sinodales:

Dr. Arcadio Monroy Ata, mil gracias por su paciencia, por sus conocimientos y su apoyo en la elaboración de esta tesis, pero sobre todo gracias por su amistad, por apoyarme en los momentos difíciles de mi vida, por siempre darme seguridad y palabras de aliento, lo quiero mucho.

Dra. Esther Matiana García Amador, gracias por las clases que me dio, ahora veo el mundo de otra manera, gracias por el apoyo brindado en la elaboración de mi escrito.

Dra. María Socorro Orozco Almanza, gracias por los comentarios sugeridos por su tiempo, mi admiración y respeto.

M. en C. Claudia De la Rosa Mera, gracias por tu amistad y por darle forma a este trabajo, sin ti no sé qué hubiera hecho, por tu tiempo y dedicación eres una gran persona.

Biol. Marco Antonio Hernández Muñoz, gracias por sus valiosas observaciones y muchas gracias por escucharme y brindarme sus consejos y palabras de aliento.

A las personas que me ayudaron:

Biol. Karla Samperio por ayudarme a la estadística y realizar graficas de temperatura, humedad y germinación.

Biol. Eduardo Chimal por ayudarme a acomodar mis datos.

AGRADECIMIENTOS

Si hay alguien a quien agradecer es a mí, por todo el esfuerzo realizado para terminar mis estudios y la tesis. Así como sobreponerme a las adversidades de la vida.

A mis hijos:

Bryan, amado mío gracias por llegar a mi vida, eres mi primer amor, eres mi motor para seguir adelante tú le has dado a mi vida un cambio inesperado pero hermoso. Gracias por soportar mis ausencias, mis desvelos.

Sebastián, mi segundo amor, tú has puesto a prueba mi tolerancia y paciencia, quiero que sepas que todo lo que hago es por ustedes, nunca dudes de mi amor.

A mis padres:

Muchas gracias por darme la vida, por apoyarme económicamente, por su amor, por todo lo que he aprendido, por enseñarme el amor a mis raíces. Sé que esperaban más de mí, pero creo que lo he hecho bien, gracias por soportarme a mis y a mis hijos.

A mis hermanos:

Liz, Mario y Magaly:

Adorados hermanos gracias por ser el complemento de mi vida, los amo y les agradezco por todos los momentos que vivimos juntos, a pesar de que no todos han sido buenos, seguimos unidos, gracias por cuidar y querer a mis hijos sin ustedes no hubiera terminado la carrera. Con ustedes aprendí que la distancia es solo una barrera física, nunca del corazón.

A mis sobrinos:

Sheyla, Joshua, Andrea y Eros sigan siempre adelante.

A Leticia Sánchez:

Muchas gracias por quererme a mí, a mis hermanos y a mis hijos, por hacernos sentir parte de una familia, gracias por todo su apoyo, por cuidarme cuando lo necesite la quiero mucho es una gran mujer.

A Alejandra y Alline:

Gracias por formar parte de mi vida, ustedes son como mis hermanas han estado conmigo en las buenas y en las malas, gracias por cuidar y querer a mis hijos, las quiero mucho y siempre luchen por sus objetivos.

A mis abuelos:

Alfonso, Locha, María, porque de ellos aprendí el amor a la tierra, a la naturaleza y a mi pueblo. Manuel tu corazón se detuvo y el mío se rompió, gracias por todo, soy tu primera nieta profesionalista pero no la última.

A la familia Cervantes Solano:

Por todo lo que hemos compartido y niños sigan adelante.

A Lidia Y Malena Cervantes:

Por creer siempre en mí, por su apoyo incondicional y sobre todo por querer a mi papi y a mis hermanos.

A la familia Sánchez Cervantes:

Tía Estelita gracias por ser como una segunda madre para mí y mis hermanos.
Tío Alejandro gracias por todo su apoyo sin su ayuda jamás hubiera pasado matemáticas en la Fes, ni me hubiera quedado en la UNAM.
Ale gracias por todos los momentos compartidos, sigue siempre adelante los quiero mucho Iván colega échale ganas tu eres uno de los pocos en la familia que me entiende.

A la familia González:

Gracias tíos Estela, Maricela, Oco y Selfo por apoyarme cuando he necesitado de ustedes.

A Carmen Celestino:

Por tu amistad incondicional, por quererme, por querer y cuidar de Bryan.

A la familia Sánchez Reyes:

A todos tíos, primos y esposas, abuela, sobrinos, compadres, ahijada gracias familia política son fundamentales en mi vida.

A Marilú Sánchez:

Gracias por todos sus consejos y por querer a los míos.

A la familia Estévez Mejía:

Gracias por siempre echarme porras y compartir bellos recuerdos.

A la familia Alatorre:

Gracias por enseñarme el verdadero significado de la amistad y por querer a mi Bryan especialmente a Cristi por contarme tantos chismes te quiero mucho y a tus hijos más.

A mis amigos:

Lorena, Mari, Claudia y Jaqueline por estar ahí para mí y por cuidar a Bryan.

Juanita, Adriana, Jorge, Alejandro, Lety, Miriam, Rodrigo, por hacerme placentera mis salidas a campo y servicio social, así como mi estancia en el laboratorio. Maribel gracias por ser mi amiga sabes que te quiero mucho.

Ipa, Cristina, Miriam, Sergio, Iván y Luis por todas las aventuras y porque su amistad aún sigue y seguirá los quiero.

Viri, Dianita, Bere, Yut, Maritza, Avisahi, Yazmin, Zoraida por compartir además de clases bellos momentos.

Aidé y Leo mis amigos de toda la vida, gracias por todo los quiero mucho, han hecho mi vida más feliz con su presencia.

A todos mis compañeros de la carrera.

Beatriz Martínez, Liza Alfonso, Antonio Benítez, por hacerme mis días en el ITR más tranquilos.

A MI ESPOSO:

Cristian Soria gracias por ser mi compañero en este viaje, te amo.

1. RESUMEN

Las zonas áridas y semiáridas de México presentan un deterioro de su cubierta vegetal, debido esencialmente a actividades antropogénicas como el sobrepastoreo, tala, desmonte, fuego, etc., lo cual altera la estructura y dinámica de los procesos ecológicos y biológicos involucrados en el funcionamiento natural de las comunidades vegetales y de los ecosistemas; además, un factor limitante en estos ambientes es la baja e irregular precipitación pluvial. Un componente edáfico esencial en ecosistemas con escasez de agua para las plantas son los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), ya que los HMA contribuyen al suministro hídrico de sus hospederos mediante la captación de humedad edáfica a través de la red hifal, la cual explora una mayor superficie de suelo en comparación con las raíces de la planta. Hay pocos trabajos sobre especies de importancia ecológica como *Prosopis laevigata* (mezquite) y *Agave salmiana* (maguey pulquero). Por ello, el presente estudio tuvo como finalidad determinar el desarrollo y el establecimiento de plantas de *P. laevigata* y *A. salmiana*, inoculadas con HMA, bajo condiciones de invernadero y cultivadas durante un periodo de 16 semanas. Para esto se utilizaron lotes de 50 macetas por especie, de las cuales 25 fueron inoculadas con HMA (M⁺) y las otras 25 sirvieron como control (M⁻), más cinco macetas sin planta que funcionaron como testigo de la evaporación de agua del sustrato, las cuales se cultivaron durante cuatro meses en invernadero. Las semillas se recolectaron en el Valle de Actopan, Estado de Hidalgo. El suelo empleado fue una mezcla homogénea de arena sílica y suelo de la zona de estudio, en relación 2:1 (v/v), previamente esterilizado. Las variables de respuesta vegetal fueron: altura, diámetro, número de pencas y de pinnas, evapotranspiración (ETR), las cuales se registraron cada semana durante los cuatro meses de cultivo y al término de éste se evaluó la eficiencia en el uso del agua (EUA), el potencial hídrico, el cociente raíz/vástago y la tasa de crecimiento relativo (TCR).

Los resultados muestran diferencias significativas a favor de las plantas micorrizadas en los parámetros: altura, ETR, EUA, biomasa húmeda del vástago, biomasa seca de la raíz, biomasa húmeda total y porcentaje de supervivencia, en *Prosopis laevigata*. Para el caso de *Agave salmiana*, se encontraron diferencias estadísticas a favor de las plantas inoculadas con HMA en las variables: altura, número de pencas, EUA, TCR, ETR, biomasa seca de vástago y porcentaje de supervivencia. Se concluye que los individuos inoculados con HMA tienen mayor posibilidad de establecimiento y que probablemente puedan ser competidores exitosos en programas de restauración ecológica de zonas semiáridas deterioradas del país.

2. INTRODUCCIÓN

Los ecosistemas áridos y semiáridos cubren más del 60% del territorio nacional en el cual se albergan aproximadamente 6000 especies de plantas y de elevados niveles de endemismo (Montaño *et al.*, 2007).

La perturbación de las comunidades vegetales naturales en el territorio mexicano es en parte el resultado de la sobreexplotación y el manejo inadecuado de sus recursos. Estos tipos de vegetación han estado sujetos a fuertes presiones por actividades humanas, agrícolas y pecuarias (contaminación de diferentes tipos, tala inmoderada, sobrepastoreo, etc.), las cuales aunadas a las condiciones climáticas y suelos poco desarrollados, han dado como resultado una cubierta vegetal dispersa y perturbada con baja capacidad de recuperación natural, en parte, debido al deterioro del suelo, ya que al disminuir la cubierta vegetal, éste se ve sometido a los procesos de erosión acelerada y como consecuencia a la pérdida de fertilidad. Al abordar el problema de recuperar la cubierta vegetal de los ecosistemas semiáridos utilizados como agostaderos, es importante el estudio de las interacciones positivas vegetación-organismos del suelo. Un criterio fundamental para la conservación de los suelos es mantener su productividad potencial, lo cual se logra utilizando un paquete de estrategias mecánicas y biológicas; entre estas últimas se utiliza la vegetación y la biota edáfica, por ejemplo el uso de hongos micorrícicos y bacterias nitrificantes (Montaño y Monroy, 2000).

En los ambientes áridos estas asociaciones son cruciales para la supervivencia de las plantas (Beena *et al.*, 2000). Además de que el uso de especies nativas en las zonas deterioradas, facilita la recuperación de la fertilidad del suelo, favorece la formación de microclimas y restaura los ciclos hidrológicos semejantes a los originales, para así, lograr el restablecimiento de especies locales.

3. MARCO TEORICO

3.1 ZONAS ÁRIDAS Y SEMIÁRIDAS EN MÉXICO

La distribución geográfica mundial de las zonas áridas está ubicada en cuatro regiones: norte de África, sur de África, Australia y Norteamérica. En México, existe una superficie territorial de 2 millones de km²; de ella más del 40% está ocupado por zonas áridas y semiáridas (INEGI, 1999). Estas zonas están ubicadas en los estados de Baja California Norte, Baja California Sur, Durango, Coahuila, Chihuahua, Nuevo León, San Luis Potosí, Sonora, Zacatecas, Tamaulipas, Hidalgo, Oaxaca, Puebla y Querétaro, donde los matorrales xerófitos son los tipos de vegetación más extendida (Rzedowski, 1988, De la cruz 2009). En las zonas áridas y semiáridas se concentran unas 6000 especies de plantas, de cuales más del 40% son endémicas (Cervantes, 2002), lo que lleva a considerarlas como áreas con alto potencial en la obtención de recursos naturales originales, como materias primas para la industria farmacéutica, alimentaria, textil, etc. (Montaño y Monroy 2000, Monroy 2002). Las zonas áridas y semiáridas mantienen la mayor densidad de plantas longevas, con especies que pueden llegar a vivir por más de 2000 años (Montaño 2000).

Con frecuencia, en las regiones áridas de los terrenos agrícolas son barbechados sin conservar alguna cubierta vegetal que incremente la carga de agua del suelo (Allen, 1999), los terrenos con vegetación natural son usados como terrenos de libre pastoreo. Actualmente estas zonas son perturbadas debido a sobrepastoreo, la agricultura extensiva, tala indiscriminada de vegetación, extracción selectiva de especies vegetales, minería y en general por el manejo inapropiado de los recursos naturales (Izquierdo y Oltremari, 1996, Allen, 1999; Monroy, 2002). Por ello es necesario buscar mecanismos que ayuden a parar la perturbación en esos lugares.

3.2 MICORRIZAS

Las micorrizas fueron descubiertas por el botánico alemán Frank en 1885, en las raíces de algunos árboles forestales (1). Las micorrizas (del griego: *Myces*: hongo y *rhiza*: raíz) representan una asociación simbiótica mutualista: la planta suministra al hongo de carbohidratos producto de la fotosíntesis y por su parte el hongo transfiere a la planta agua y nutrimentos minerales del suelo (Camargo, 1998).

Las micorrizas son muy antiguas, en rocas del Ordovícico se hallaron fosilizadas hifas y esporas que se parecen a las del actual género *Glomus*; estas evidencias fósiles muestran que datan de hace unos 460 m.a. (Wilkinson, 2001).

Las micorrizas ofrecen resistencia al estrés hídrico de las plantas por medio de una mayor absorción de agua y nutrimentos (Jakobsen *et al.*, 1994), además ofrecen resistencia a las plantas contra patógenos (Cervantes, 2002), aumentan la tolerancia al déficit de agua a través de las hifas externas (Hildebrandt *et al.*, 2007) y ayudan a la planta hospedera a tener un mejor crecimiento, así como un efecto favorable en su reproducción (Lu y Koide, 1994).

3.2.1 CLASIFICACIÓN TAXÓNOMICA DE LOS HONGOS MICORRIZOGENOS ARBUSCULARES (HMA).

La clasificación de las micorrizas es morfológica y se basa en el sitio que ocupa el micelio fúngico en su asociación con la raíz de la planta (1).

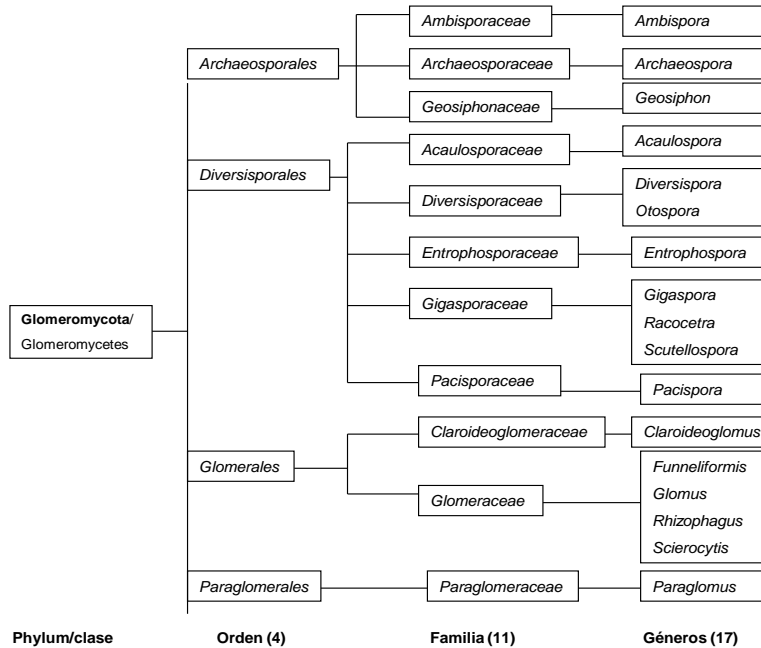
Los tipos de micorriza se dividen en tres grupos principales: ectomicorriza, ectendomicorriza y endomicorriza, con sus respectivas subdivisiones (Hernández-Cuevas *et al.*, 2003).

1. Ectomicorriza: (del griego *ecto*: del exterior) se caracteriza por una modificación de la raíz, que pierde sus pelos absorbentes. El hongo rodea la raíz con un manto de filamentos, o micelio. De este manto parte una red micelar externa más o menos desarrollada, que se extiende por el suelo, y una red micelar interna que penetra a la raíz, pero sin entrar en el interior de las células. Los hongos involucrados son: Zygomycetos, Ascomycetos, Basidiomicetos, y Deuteromicetos.
2. Ectendomicorriza: presenta manto fúngico laxo, red de Hartig y penetración intracelular escasa. Existen subdivisiones:
 - A) Arbutoide: el hongo forma un manto fúngico, red de Hartig e hifas intracelulares e intercelulares. Estos hongos son pertenecientes a los Ascomycetes y Basidiomicetes y colonizan miembros del orden Ericales.
 - B) Monotropoide: el hongo forma un manto fúngico, hifas intracelulares e intercelulares y haustorios. Estos hongos pertenecen a los Ascomycetes y Basidiomicetes y colonizan al género *Monotropa*.
- 3.- Endomicorriza: el micelio invade la raíz; inicialmente es intercelular, pero luego penetra las células radicales, desde la rizodermis hasta las células corticales. Generalmente no se observa un crecimiento denso de hifas en la superficie de la raíz, no hay un manto. Sin embargo presenta una red micelar interna. A su vez las endomicorrizas se subdividen en tres tipos:
 - A) Orquideoide: el hongo penetra intracelularmente e intercelularmente y forma enrollamientos hifales. Estos hongos pertenecen a los Basidiomicetes y Deuteromicetes y colonizan a la familia Orchidaceae.
 - B) Ericoide: el hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma enrollamientos hifales. Estos hongos pertenecen a los Ascomycetes y Basidiomicetes y colonizan a miembros del orden Ericales.
 - C) Arbuscular: el hongo penetra intracelularmente e intercelularmente y forma arbuscúlos. Estos hongos pertenecen al *phylum* Glomeromycota.

Todos los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), pertenecen al *phylum* Glomeromycota que contiene cerca de 150 especies dentro de los géneros *Glomus* (Glomaceae), *Acaulospora* y *Entrophospora* (Acaulosporaceae), *Gigaspora* *Scutellospora* (Gigasporaceae). El grupo más grande y mejor investigado de HMA, es el género *Glomus*, representado por 79 especies (Schüßler *et al.*, 2001).

En un inicio su estudio y taxonomía se realizó principalmente sobre las características morfológicas de las esporas, pero con ayuda de técnicas moleculares se inició la secuenciación del ARN ribosomal complementando su estudio y logrando comprender mejor la filogenia de las micorrizas arbusculares, como el trabajo de Arthur Schüßler *et al.* (2001), en el cual se estableció un *phylum* nuevo: Glomeromycota.

Cuadro 1. Clasificación actual de los HMA Schüßler *et al.*, 2001



3.3 HONGOS MICORRIZÓGENOS ARBUSCULARES

Se emplea la palabra micorrizógenos cuando los hongos se encuentran de forma natural esto es sin colonizar aún la raíz de alguna planta. Mientras el término micorriza se emplea cuando se hace referencia a la simbiosis, es decir a la raíz que está colonizada por varios hongos micorrizógenos. Los HMA como componentes importantes del suelo en todos los continentes (excepto la Antártida), al establecerse en simbiosis con el 80% de las plantas han adquirido una enorme importancia agronómica y ecológica en la sustentabilidad y en la estructura de los ecosistemas naturales. La diversidad de la microbiota edáfica, en la que se incluyen, es esencial para garantizar los ciclos de los nutrientes y los fenómenos de descomposición de material vegetal en cualquier ecosistema terrestre. La asociación simbiótica de HMA se forma en la mayoría de especies perennes leñosas, incluyendo varias gimnospermas (Bonfante *et al.*, 2004). Los HMA forman estructuras en las raíces de la planta hospedera tales como hifas, arbuscúlos y vesículas, mientras que en la parte extraradical incluyen hifas y esporas. Los arbuscúlos son estructuras intrincadas, con zonas que contienen carbono, agua y minerales que son transferidos a la planta y el hongo (Smith y Gianinazzi-Pearson, 1998).

Los arbusculos son estructuras intracelulares formadas a partir de una hifa inter o intra-celular, que mediante ramificaciones dicotómicas sucesivas forman una extensa cantidad de ramas con diámetro menor a una micra. Son de corta vida (de 4 a 14 días promedio) sirven como sitios de intercambio de nutrimentos entre el hongo y la planta. Las hifas son las estructuras internas de los hongos que forman micelio en gran cantidad, el cual se ramifica desde la corteza de la raíz y se extiende hasta el suelo, donde se producen las esporas, estructuras de resistencia y reproducción, formadas asexualmente sobre una hifa sustentora (Alarcón, 2008). Particularmente Bécard y Piché (1992) reportan que la vida media de los arbusculos es, en promedio de 13 a 18 días en especies no leñosas y de 30 a 40 días en especies leñosas. Las vesículas son estructuras intracelulares redondas, elípticas o irregulares, formadas por un hinchamiento de la hifa entre y dentro de las células corticales, las vesículas se consideran estructuras de almacenamiento del hongo, ya que contienen lípidos (Bonfante *et al.*, 2004).

3.3.1 EFECTO DE LOS HMA SOBRE EL CRECIMIENTO DE LAS PLANTAS

Allen *et al.*, (2003) reportaron que las micorrizas juegan un papel importante en el establecimiento y crecimiento de plántulas de especies arbóreas y que en la etapa adulta ayudan a incrementar la tasa de fecundidad y el área fotosintética, así como la incorporación de nutrimentos a la planta (Bonfante *et al.*, 2004).

El efecto más importante en las plantas es un incremento en la absorción de nutrimentos minerales del suelo (Reyes-Quintanar, 2000). Así mismo, el papel de la simbiosis es fundamental en la captación de elementos minerales de difusión lenta en el suelo, como el P, el Zn y el Cu (Marschner, 1990, Nakato *et al* 2001). También, los HMA incrementan la tolerancia a la sequía (Young *et al.*, 2003) y se vuelven necesarios para el crecimiento y supervivencia de las plantas del desierto, debido a que la simbiosis provee a la planta de agua extraída del suelo a través de hifas extraradicales, que actúan como una extensión natural del sistema radical de la planta (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2000).

Los HMA son abundantes en los suelos de muchos ecosistemas y pueden influenciar en la coexistencia de plantas directa o indirectamente. La vía directa incluye las modificaciones de las características de la planta por los HMA y la transformación de sus recursos. La vía indirecta incluye el posible impacto de los HMA sobre las interacciones ecológicas entre plantas y otros organismos, ej. Planta-herbívoro o planta-patógeno (Camargo-Ricalde, 2001).

Se ha reportado que los HMA incrementan los azúcares y los aminoácidos en las plantas que crecen en sitios con bajos niveles de fosfato, esto se correlaciona con una mayor colonización del hongo (Rosenblueth *et al*, 2001).

3.4 RELACION ENTRE MICORRIZAS Y LA MICROBIOTA PRESENTE EN EL SUELO

Los microorganismos del suelo juegan un papel importante debido a su gran diversidad y funciones en el suelo, así como los beneficios sobre otros organismos por las interacciones que sostienen con ellos, como ejemplo está la interacción mutualista que se registra entre bacterias, hongos micorrizógenos y raíces (Lovera y Cuenca, 1996; Cuenca *et al.*, 2002).

El establecimiento de la simbiosis micorrícica origina cambios en los exudados radicales, los cuales alteran la composición microbiana en el suelo de la rizosfera; del mismo modo, la microbiota del suelo influye en la formación y función de las micorrizas. Estas interacciones microbianas intervienen en el crecimiento y salud de las plantas (Ortega, 2002).

3.5 MICORRIZAS EN ZONAS ÁRIDAS Y SEMIÁRIDAS

En zonas áridas y semiáridas, las plantas están sometidas a condiciones de estrés hídrico: muchos de sus suelos presentan epipedones ócricos, porque su superficie es masiva y dura cuando se moja, lo cual propicia la formación de costras que reducen la velocidad de filtración del agua, decreciendo con ello la disponibilidad de nutrimentos que son absorbidos en solución por las plantas, principalmente elementos de baja movilidad como el fósforo, que disminuyen su disponibilidad cuando el potencial hídrico del suelo decrece. Para enfrentar esto las plantas han desarrollado características fisiológicas y morfológicas especializadas (Gupta y Kumar, 2000).

Es frecuente que las plantas vivan en condiciones de perturbación ambiental en las zonas áridas y semiáridas, por lo que en estos ecosistemas la micorriza es fundamental (Montaño, 2000). Al parecer los efectos de la micorriza arbuscular son incrementar la longitud de las raíces, propiciar mayor capacidad de exploración de los recursos suelo, favorecer la cantidad de biomasa radical respecto a la del vástago lo cual se evalúa mediante el cociente (R/V), (Barragán, 2003).

Esta simbiosis mutualista puede ser ventajosa para aquellas plantas que habitan zonas áridas, en donde el fósforo está en formas insolubles, provocando que los iones de este elemento se encuentren en baja disponibilidad (Varela y Trejo, 2001).

3.6 RESTAURACIÓN ECOLÓGICA

Cuando se buscan recobrar los ambientes degradados, se pueden utilizar tres técnicas:

1. La restauración, con el fin de llegar a la condición original del sitio
2. La rehabilitación donde se incluyen algunas especies exóticas para superar la degradación (con fines ecológicos y económicos)
3. La recuperación, donde se utilizan sólo especies exóticas (Lamb *et al.*, 1997; Reynolds, 2001).

La restauración ecológica es posible si existen fragmentos de ecosistemas que puedan ser unidos, para mantener los procesos ecológicos que en él se desarrollan y conservar su biodiversidad. En este sentido, la utilización de hongos micorrizógenos puede ser una herramienta, con la que se acelera el proceso sucesional y determinar la dirección de éste después de un disturbio (Monroy y García 2009).

La inoculación HMA puede incrementar la supervivencia de plantas en suelos de baja fertilidad y baja actividad biológica, en áreas degradadas donde la cobertura vegetal es escasa y la densidad de los propágulos de los hongos es baja (Guerra, 2008). En la mayoría de los sistemas de producción de plantas se ha acudido a la utilización de inoculante a base de esporas en suelo y raíz, suelo-inóculo, o raíces colonizadas por los HMA (Alarcón, 2004).

En el caso de los HMA, la fuente inoculante proviene del conjunto de hongos que están asociados a las raíces o que se encuentran en las raíces de las plantas.

Un inóculo es un producto biológico que facilita la introducción de microorganismos con diversa actividad fisiológica que favorece el crecimiento y desarrollo de las plantas. En el caso de HMA el inóculo puede consistir en esporas, hifas, fragmentos de cuerpos fructíferos, raíces colonizadas y suelo rizosférico donde se detecte una abundancia de hifas (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2000).

Los inoculantes pueden ser elaborados mediante el uso de diversos acarreadores los cuales se clasifican en tres principales categorías:

- 1.- sustratos orgánicos: turba, carbón activado, arcillas y suelo.
- 2.- compostas y vermicompostas obtenidas a partir de estiércol de animales, aceites de soya y cacahuete, fibra de trigo y otros desechos vegetales.
- 3.- materiales inertes: vermiculita, zeolita, agrolita, roca fosfórica, sulfato de calcio y alginatos.

3.6.1 ISLAS DE RECURSOS

En asociación directa con la presencia de árboles y arbustos en las zonas semiáridas, los nutrientes están concentrados en parches o islas de recursos, denominados también islas de fertilidad o zonas de acumulación de nitrógeno o de disponibilidad de nitrógeno. Este patrón espacial resulta de los árboles o arbustos esencialmente de la familia de las leguminosas, que absorben nitrógeno a través de sus sistemas radicales y que retornan al suelo después de la abscisión de sus hojas (Monroy *et al.*, 2007).

Los microorganismos asociados con las islas de fertilidad son importantes para el crecimiento de las plantas, ya que favorecen la asimilación de nutrientes, producen hormonas que promueven el crecimiento (Wall *et al.*, 2012), fijan nitrógeno, suprimen patógenos y permiten la disolución de minerales.

3.7 ESTRÉS HÍDRICO

El déficit hídrico afecta a todos los aspectos relacionados con el crecimiento vegetal, como la anatomía, la morfología, la fisiología y la bioquímica de la planta. En el ámbito agrícola los efectos más visibles son la reducción del tamaño de la planta, la de la superficie foliar y finalmente la de la productividad. (2).

El estrés hídrico, puede definirse como la disminución de la hidratación de los tejidos vegetales, mediante un potencial hídrico lo bastante negativo como para dañar la planta y amenazar su supervivencia (Salisbury-Ross, 2000). La disponibilidad de agua para las plantas depende de la cantidad que esté presente en el suelo (agua capilar), la cual es absorbida por las raíces aunque parte de ésta puede perderse por evaporación directa a la atmósfera (conversión gradual de un líquido en gas sin que haya ebullición). Si no hay nuevos aportes de agua, el suelo se irá secando con el transcurso de los días, originando un estrés hídrico en la planta que puede entenderse desde el sentido biológico, donde será perjudicial todo aquello que ponga en peligro la supervivencia de la planta, la comunidad vegetal o su descendencia a la siguiente generación (Ghannaum, 2009).

3.8 ESTABLECIMIENTO DE PLANTAS

El establecimiento puede ser definido como aquellas plántulas que después de germinar no dependen de sus hojas cotiledonares donde están contenidas sus reservas y que son capaces por si mismas de fotosintetizar compuestos orgánicos (Torres, 2005).

El establecimiento de especies nativas en sitios degradados sirve para regenerar las características de biodiversidad y prevenir el proceso de erosión y desertificación de zonas semiáridas, por lo que el desarrollo rápido de un sistema radical suficiente para tomar agua y nutrimentos para la plántula, es una prioridad más que el desarrollo del vástago, para que las plántulas alcancen el establecimiento (Orozco, 1993).

Existen factores que afectan el crecimiento de las plantas, como las condiciones ambientales que es considerada como el más importante en el establecimiento. La temperatura y la humedad son dos de los elementos que mayor influencia tiene en la germinación y el desarrollo subsecuente de las plántulas (Connor y Lomis, 2004).

Existen básicamente tres condiciones que garantizan el éxito en establecimiento de las plántulas: plántulas vigorosas, competencia reducida y ambientes favorables. Aunque no es necesario que se cumplan las tres condiciones, ya que dependerá del ambiente y de las posibilidades para modificarlo (Orozco, 1993).

El establecimiento exitoso de las plantas, puede ser promovido por la selección de especies que presenten un alto grado de vigor durante la etapa de establecimiento. Durante esta etapa, la competencia entre individuos de la misma especie y de diferentes especies puede ser muy intensa y resultar en la pérdida de muchas plántulas, por lo que bajo condiciones ambientales desfavorables, solo aquellas plántulas vigorosas podrán sobrevivir. Las especies que tienen altas tasas de germinación, enraizamiento, crecimiento rápido del vástago y resistencia al estrés, son referidas como vigorosas (Orozco, 1993). El establecimiento de especies nativas sirve para restaurar las características de biodiversidad y prevenir el proceso de erosión y desertificación de zonas semiáridas (Caravaca *et al*, 2003).

Los factores ambientales juegan un papel importante en su posterior desarrollo y están estrechamente relacionados con el éxito de su establecimiento, dependiendo de la especie y de las características ambientales de su hábitat será el factor que tome mayor jerarquía dentro de la dinámica del establecimiento. En esta fase el mayor riesgo de mortalidad suele ser la desecación, el ataque de patógenos, la depredación y la competencia inter e intraespecífica (García y Monroy, 2005).

Los HMA contribuyen con el aumento en el crecimiento de especies nativas de matorral en un corto tiempo, el cual cambia al crear un medio ambiente más favorable para el desarrollo del proceso del ecosistema. Es por ello que es necesario que se encuentren micorrizadas para el éxito en el establecimiento y crecimiento de plantas en un área degradada (Caravaca *et al*, 2003).

El cuidado de la planeación y el conocimiento de las características del suelo y las condiciones del medio ambiente para la revegetación de las zonas áridas son clave para el éxito del establecimiento (García y Monroy, 2005).

4. CLASIFICACIÓN DE *Prosopis laevigata*

Según Rzedowski (2001) y Zomlefer (2001)

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Subclase: Magnoliidae

Superorden: Rutanae

Orden: Fabales

Familia: Leguminosae

Subfamilia: Mimosaceae

Género: *Prosopis*

Especie: *Prosopis laevigata* (H.B. ex Willd.) Johns

4.1 DESCRIPCIÓN GENERAL

Prosopis laevigata

Esta especie (figura 1) se halla principalmente en los altiplanos centrales del norte de México, las tierras bajas de Tamaulipas meridional y en partes de Oaxaca, Morelos, Puebla y Chiapas, México. (Rzedowski y Rzedowski, 2001).



Figura 1. Ejemplar de *Prosopis laevigata*, también es conocido como mezquite. Foto tomada en Santiago de Anaya, Valle del Mezquital, Hgo.

El mezquite es usualmente un árbol de 5 a 12 m de altura, tronco de 50 cm a 1m de diámetro, corteza gruesa de color café-negruzco, follaje escasamente pubescente; espinas de 0.3-4 cm de largo, gruesas, divergentes; pinnas 1 ó 3 pares; foliolos de 1-2 mm de ancho, lineares, flores dispuestas en espigas 3-9 cm de largo, corola de 2.5-4 mm de largo; fruto comprimido o turgente, más o menos constreñido entre las semillas, estipitado, de 5 a 10 mm, de color blanco-amarillento (Rzedowski, 2001; Grether *et al.*, 2006).

El mezquite prospera mejor en suelos arenosos profundos de buen drenaje. En asociación de cactáceas y leguminosas (Gispert, 2000).

El mezquite forma parte del matorral espinoso así como de la selva baja caducifolia pero también se encuentra más aislado (forma arbórea), entremezclado con plantíos de maíz y alfalfa, sirviendo para delimitar milpas o propiedades. Dentro de Hidalgo se distribuye principalmente hacia el centro y norte del Valle del Mezquital.

Usos del mezquite

La madera es utilizada para duela, madera aserrada y parquet, para mangos de herramientas, hormas para zapatos, en escala industrial, leña y carbón de muy buena calidad por su alto poder calorífico. Las hojas y vainas se utilizan como forraje para el ganado. De la corteza se extraen curtientes, además la madera se usa como postes para cercas. El fruto del mezquite tiene importancia como planta forrajera. Cualquier tipo de ganado lo aprovecha (Rzedowski, 2006).

La harina, obtenida de las vainas del mezquite, se puede mezclar con harina de maíz, alfalfa, zacate, harinolina, salvado, alfalfa molida, pasta de cacahuete o linaza. En la harina, el mezquite tiene una proporción de 20 a 60% del total de la mezcla que se usa para forraje. También es apreciado como planta melífera y para la obtención de gomas para usos farmacéuticos. Diversos estudios realizados sobre el mezquite le atribuyen algunos usos medicinales. La raíz se usa en el tratamiento de hernias umbilicales (Cervantes, 2002).

Tiene una alta capacidad de regeneración natural por semilla y por rebrote o retoño. En condiciones naturales, la semilla y las vainas son susceptibles a daños por insectos que depositan sus huevecillos y desarrollan sus larvas en las semillas, provocando una disminución en la cantidad y calidad del producto. Este es uno de los principales daños que se ha registrado (Rzedowski, 2006).

5. CLASIFICACIÓN DE *Agave salmiana*

Según Granados (1999)

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Liliopsida

Orden: Asparagales

Familia: Agavaceae

Género: *Agave* L.

Especie: *Agave salmiana* (Otto. ex Salm-Dick)

5.1 DESCRIPCIÓN GENERAL

En la figura 2 el maguey pulquero, manso o de montaña (*Agave salmiana*) es una planta suculenta de origen mexicano; es endémica y ampliamente distribuido en México; desde los 1000 a 2460 msnm, en climas subhúmedos, semisecos, y secos (Granados 1999; Aguirre et al., 2001).

La riqueza de esta familia se calcula entre 273 y 295 especies, de las cuales el 75% se encuentran en México, y el 55% son endémicas (Rocha et al., 2006)



Figura 2. Maguey pulquero (*Agave salmiana*). Tomada en el Valle del Mezquital, Ixmiquilpan, Hidalgo

Los agaves son monocárpicos, semélparos, esto es, que solo tienen una floración al cabo de la cual la planta muere. Aun cuando exista alta producción de semilla en la reproducción sexual, debido a su gran depredación y también a que las condiciones de germinación no son siempre muy adecuadas; su reproducción es principalmente en forma asexual (por hijuelos).

Pertenece al género *Agave*, los cuales son plantas medianas a grandes, con tallo corto y grueso, rosetas fuertes de 1.5-2 m de altura; hojas de 1-2 m de longitud por 20-35 cm de ancho, linear-lanceoladas, acuminadas, carnosas y gruesas, color

verde a glauco-grisáceo, cóncavas a acanaladas en la cara interior y profundamente convexas en la base, el ápice sigmoideamente curvado; margen rapando, algunas veces mamilado; dientes muy largos en la parte media, de 5-10 mm de longitud, separados de 3-5cm, color café grisáceo, la cúspide recta a recurva desde la base, espina larga, fuerte de 5-10cm de longitud; inflorescencia una panícula fuete de 7-8m de altura, escapo floral con brácteas grandes y succulentas; flores de 80-110 mm de longitud, amarillas y con el ovario color verde de 50-60mm de longitud cilíndrico no estrechado del cuello; tubo infundibuliforme, de 21 a 24mm de longitud por 15-20 mm de diámetro; tépalos desiguales, doblados hacia el interior ; filamentos de 57 a 70 mm de longitud, insertos arriba de la mitad del tubo; antera de 30-35 mm de longitud, amarillas excéntricas; cápsulas de 5.5-7 cm de largo por 2-2.2 cm de diámetro, estipitadas leñosas de color café; semillas de 8-9 por 6-7 mm, negras deprimidas, triangulares con el embrión recto y el endospermo carnoso (Aguirre *et al.*, 2001).

Usos del maguey

Los antiguos mexicanos utilizaron diversas formas para obtener el jugo de los agaves o magueyes; una de ellas consiste en abrir el tallo de la planta aún viva y partirlo y rasparlo para que rezuma los jugos cristalinos y viscosos. El sabor es dulce y ligeramente astringente, es una bebida refrescante y alimenticia por su contenido de azúcar. Si se le deja reposar inicia la fermentación de la bebida y su color cambia de un color cristalino a un blanco lechoso con bajo contenido alcohólico. La bebida así obtenida recibe el nombre de pulque. En cantidades moderadas el pulque es alimenticio y estimulante, sin embargo en cantidades mayores puede causar los mismos estragos que produce cualquier bebida con alcohol (Papálotzi, 2008).

El pulque fue la bebida más estimulante que conocieron los antiguos mexicanos hasta antes de la llegada de los españoles. La embriaguez entre los antiguos mexicanos solía ser castigada hasta con la muerte.

Uso ornamental, las plantas de maguey o agave sirven para engalanar jardines y su uso está muy extendido en el mundo; lo mismo se utilizan en grandes residencias que en humildes casas y este uso que se le da a la planta es en el que se pueden apreciar todas sus variedades, desde las muy conocidas hasta las exóticas (3).

6. JUSTIFICACIÓN CIENTÍFICA

La inoculación con HMA puede ser una alternativa para la reintroducción de plantas en las zonas semiáridas, ya que favorecen las relaciones hídricas, protegen a las raíces contra ataques de parásitos, ayudan a resistir condiciones de estrés producidas por la sequía, la salinidad, metales pesados y aumentan las probabilidades de establecimiento de plantas y supervivencia de las mismas (Robson *et al.*, 1994; Azcón y Barea, 1996; Mukerji, 1996; Corkidi y Rincón, 1997; Cuenca *et al.*, 1998; Varma, 1998; Guttenberger, 2000, Mukerji y Chamola, 2000, Monroy 2014). Por esta razón los HMA son de vital importancia para garantizar el éxito en el establecimiento y cuando se lleva a cabo la restauración ecológica de la vegetación de cualquier comunidad vegetal.

Este trabajo se realizó debido a que hay escasa información ecofisiológica y ecológica sobre *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*, así como de su interacción con los HMA. Estas especies son adecuadas para emplearlas en programas de repoblamiento vegetal y proyectos de restauración ecológica de las zonas áridas y semiáridas. Además que dichas especies presentan un valor ecológico, económico y social y se requiere más información sobre el proceso de establecimiento.

7. PROBLEMÁTICA

México presenta en la mayoría de su territorio zonas áridas y semiáridas las cuales se han visto afectadas por la pérdida de su cubierta vegetal. Esto se debe principalmente a actividades humanas tales como la sobre-explotación de algunas especies vegetales (Monroy 2013)

En las zonas áridas y semiáridas el factor limitante es el agua, dado por la poca precipitación pluvial; la micorriza arbuscular es un factor importante para la estabilidad del suelo, ya que los hongos producen grandes cantidades de hifas que ayudan a mantener unidas las partículas del suelo. (Mukerji y Chamola, 2000).

Los beneficios más reconocidos son, incremento en su talla y mayor tolerancia a condiciones adversas (Smith y Read, 1997), así como una mejor relación hídrica (Davies *et al.*, 1996). La inoculación con HMA es una propuesta para ayudar al establecimiento así como a la rehabilitación de estas áreas (Monroy, 2014).

La problemática a resolver con este estudio fue la siguiente:

✂ ¿Cuál es el efecto de los HMA en la tasa de crecimiento relativo de plantas de *P. laevigata* y *A. salmiana*, en condiciones de invernadero, durante un periodo de cuatro meses?

✂ ¿Qué influencia tiene la micorrización de plántulas de *P. laevigata* y *Agave salmiana* sobre la eficiencia en el uso de agua (EUA), el cociente (raíz)/ (vástago) y el potencial hídrico caulinar (solo en el caso de *P. laevigata*), después de cuatro meses de cultivo en invernadero?

8. HIPÓTESIS

Si en plantas de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana* se aplica un inóculo de HMA, entonces desarrollarán una simbiosis planta-HMA, lo que facilitará la captación de agua y nutrimentos, debido a que las hifas exploran un mayor volumen de suelo que las raíces, con lo cual se espera que las plantas tengan una mayor biomasa vegetal, un incremento en la supervivencia, transpiración y cociente raíz/vástago, eficiencia en el uso de agua y potencial hídrico, respecto a las plantas no inoculadas.

9. OBJETIVOS

General:

- ◆ Determinar el efecto de un inóculo de HMA sobre el desarrollo de plantas de *P. laevigata* y *A. salmiana* bajo condiciones de invernadero.

Específicos:

- ◆ Caracterizar el efecto de HMA sobre la altura, diámetro, número de hojas, evapotranspiración (ETR).

- ◆ Determinar el establecimiento y la supervivencia de plantas micorrizadas y no micorrizadas.

- ◆ Determinar los siguientes parámetros: biomasa húmeda y seca, cociente de raíz/ vástago (R/V), eficiencia en el uso del agua (EUA) y tasa de crecimiento relativo (TCR), tanto en las plantas inoculadas como en las no inoculadas.

- ◆ Determinar el número de esporas de HMA en el suelo.

10. METODOLOGÍA

10.1 RECOLECTA DE SEMILLAS Y DE ESPORAS

Para este estudio se visitó un agostadero ubicado en el Municipio de Santiago de Anaya localizado en el Valle de Actopan, el cual es uno de los cinco valles que conforman el valle del Mezquital, Hidalgo. Las semillas y el suelo se colectaron en el Valle de Actopan. El clima es un clima templado del tipo Bs1k (w'') w (i') g y Bs0k (w'') w (i') g, con régimen de lluvias de verano, con un periodo de sequía intraestival, régimen de temperaturas con poca oscilación y con temperatura mensual máxima en primavera, la temperatura media anual es de 16 y 20°C y una precipitación media anual de 550 mm concentrada en los meses de junio a septiembre (Luna, 2005).

El valle de Actopan es una cuenca de origen lacustre que ocupa las depresiones que se han formado entre el relieve montañoso de la sierra de Pachuca. El tipo de vegetación es un matorral xerófilo con elementos de matorral espinoso rosetófilo y crasicalecente (Duran, 2008).

Las semillas de *Agave salmiana* y *Prosopis laevigata* fueron recolectadas al azar de varios agaves y árboles en pie, en la localidad de Santiago de Anaya, provenientes de individuos sanos libres de plagas y con abundancia de frutos. Para micorrizar las plantas se empleó un inóculo proveniente de suelo maduro y con vegetación poco perturbada de la zona de estudio.

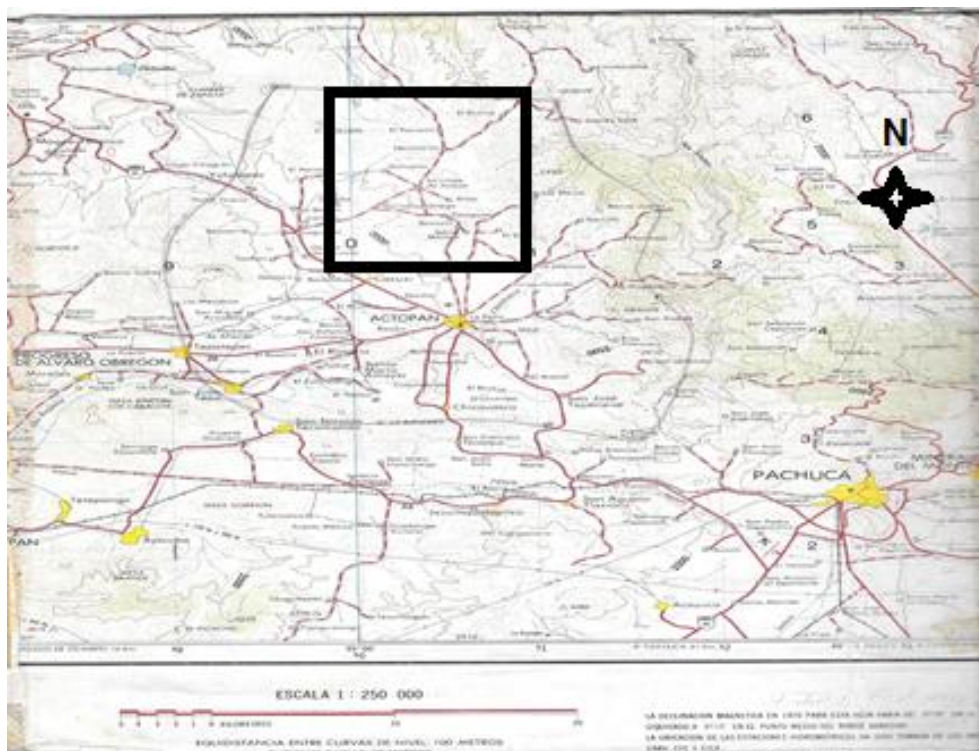


Figura 3. Mapa de la zona de muestreo (cuadro), en el municipio de Santiago de Anaya, Valle de Actopan, Hidalgo, tomado de www.mapas-de-mexico.com.

10.2 SITIO DE EXPERIMENTACIÓN

El estudio se llevó a cabo en un invernadero ubicado en las instalaciones de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Campus II, de la Universidad Nacional Autónoma de México (figura 4).

El invernadero tiene orientación N-S, está ubicado al oriente de la ciudad de México y se utilizará con un sombreadero para las plantas (mallas de tul) y con las ventanas abiertas para evitar acumulación de calor.



Figura 4. Instalaciones del Invernadero en la FES Zaragoza.

10.3 PREPARACIÓN DEL SUELO Y EVALUACIÓN DEL INÓCULO

Dentro del invernadero se realizó una mezcla homogénea de suelo (tamizado con una malla de 2 mm) de la zona de estudio con arena sílica, en proporción 2:1 (v/v), para facilitar la infiltración de agua. Una vez mezclado, el suelo se esterilizó con calor húmedo y 15 libras de presión por pulgada cuadrada, durante dos horas a una temperatura de 120 °C en una autoclave. Para evaluar el número de esporas presente en el suelo maduro, empleando como inóculo se efectuó el conteo de las mismas utilizando el método del tamizado y decantación en húmedo (Genderman y Nicolson, 1963) el cual consiste en lo siguiente:

- 1.- Se pesan 100 g de suelo y se llevan a suspensión en 2 L de agua.
- 2.- Se agita mediante una maquina batidora eléctrica por un periodo de 5 minutos, dejando reposar.
- 3.- La suspensión se pasa a través de un tamices de 105 y 44 μm . reteniendo en el primero materia orgánica y esporas de gran tamaño, mientras que en el segundo a las de menor tamaño.
- 4.- Se repite este paso dos veces más.
- 5.- La fracción orgánica obtenida en el tamiz 105 μm se pasa a una caja Petri, la cual es examinada con ayuda de un estereoscopio para hacer la extracción y el conteo de esporas.
- 6.- Lo mismo sucede con la fracción obtenida del tamiz de 44 μm .

Del conteo realizado se obtuvo un promedio final de 80 esporas por cada 50 gramos.

10.4 PREPARACIÓN DE LAS MACETAS

Se cortaron macetas a partir de tubos de PVC, el cual es un material estable y reciclable, se conformaron lotes de 50 macetas por especie subdivididas en 25 plantas micorrizadas y 25 no micorrizadas. Además de 5 macetas sin planta que funcionaron como testigos de la evaporación de agua en el suelo. Las macetas no tuvieron perforaciones de drenaje, a fin de tener un control semanal de la humedad del suelo.

10.5 INOCULACIÓN Y TRASPLANTE

En este estudio la inoculación se realizó al momento del trasplante, es decir es la aplicación directa del inoculo en el sustrato donde se trasplantó las plántulas sobre el sistema radical, esto permite a los hongos mayor probabilidad de establecerse y expresar sus beneficios en corto tiempo (Alarcón, 2004) como en este caso 16 semanas.

Se conformaron lotes de 50 macetas por especie, las cuales se dividieron de acuerdo al siguiente diseño experimental: 25 macetas inoculadas con HMA (M+) 1400 g de suelo-arena sílica esterilizado y 50 g de suelo con inóculo y 25 macetas sin inóculo (M-) 1450 g de suelo-arena sílica estéril. Los riegos se realizaron una vez por semana, el primer riego se hizo antes de trasplantar las plantas. En total se realizaron 16 riegos semanales por especie. Transcurrida la primera semana, se pesaron las 50 macetas por especie (25: M⁺ y 25: M⁻), después se calculó el promedio de agua perdida (evotranspiración) pesando las macetas antes de cada riego (figura 5) y por diferencia de peso obtener la cantidad de agua que se repondría en las 100 unidades experimentales de cada especie.



Figura 5. Peso y riego semanal de las unidades.

10.6 NÚMERO DE PINNAS Y PENCAS

Se contaron semanalmente el número de pinnas en el caso del mezquite y pencas en el caso del agave desde el inicio del experimento hasta el final del mismo.

10.7 TASA DE CRECIMIENTO RELATIVO

La tasa de crecimiento relativo (TCR), es una variable útil para evaluar el desempeño de una especie ante cualquier condición ambiental que pueda afectar su crecimiento (Villar *et al.*, 2004).

La tasa de crecimiento relativo (TCR) se calculó sacando un promedio general de crecimiento en cada uno de los tratamientos y posteriormente se aplicó la siguiente fórmula:

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

Donde: L2= altura final, L1= altura inicial, t= tiempo.

10.8 DETERMINACIONES AL FINAL DEL EXPERIMENTO

10.8.1 EVAPOTRANSPIRACIÓN REAL (ETR) DE LAS PLANTAS

La transpiración, es la pérdida de agua en las plantas que se efectúa, en particular, a través de las estructuras llamadas estomas que tienen las células superficiales de las hojas. Las plantas pierden casi toda el agua por transpiración estomática, pero también se produce evaporación directa a través de la epidermis foliar. La evotranspiración real es la cantidad agua perdida por evaporación del suelo más la transpiración de la planta (Luna, 2005).

La evatranspiración real se calculó pesando las macetas después del riego semanal; a este valor se le denominará peso inicial de la semana (PIS) y restando el peso de las mismas antes del riego de la semana siguiente o peso al final de la semana (PFS).

$$ETR = PIS - PFS$$

10.8.2 POTENCIAL HÍDRICO

El potencial hídrico, se refiere a la energía libre del agua, la cual es el potencial químico de las moléculas de agua en el suelo, en la planta, en las células y en la atmósfera (Taiz y Zeiger 2002). El potencial hídrico puede definirse como la suma de dos medidas cuantitativas: presión hidrostática y presión osmótica, donde el agua siempre se mueve de una región de alto potencial hídrico a una región de menor potencial hídrico (Hopkins, 1995).

El potencial hídrico es una medida útil para determinar la condición hídrica de las plantas; así como para determinar la tolerancia de las plantas a la sequía, las necesidades de riego de diferentes cultivos y el efecto del estado hídrico sobre la calidad y rendimiento de las plantas.

El símbolo para el Potencial Hídrico, Ψ_w , es la letra griega "psi".

En la actualidad, el Ψ_w se define convencionalmente como:

$\Psi_w = \Psi_P + \Psi_S + \Psi_E + \Psi_G$, Donde:

Ψ_P = potencial de presión hidrostática

Ψ_S = potencial osmótico o de solutos

Ψ_E = potencial eléctrico

Ψ_G = potencial gravitacional (Payne y M. Sterling, 2004).

Para determinar el potencial hídrico de las plantas, se sacrificaron 5 plantas al azar por tratamiento y por especie; dichas unidades experimentales se cubrieron con papel estraza colocándolas dentro de una caja de cartón para simular la noche dos horas antes de iniciar el experimento. Para determinar esta variable se utilizó la cámara de Schollander.

A las unidades experimentales se les cortó la parte aérea desde la base del tallo y se colocó en un orificio de un tapón de goma, para después insertarla en la cabeza del aparato de modo que la parte del vástago quedará dentro de la cámara y que la base del tallo pasara a través del tapón hacia el exterior (el tapón permite que el gas inerte, en este caso nitrógeno, no escape de la cámara), posteriormente se aseguró la cabeza de la cámara girándola, para quedar herméticamente sellada; posteriormente se procedió a inyectar nitrógeno gaseoso a presión lo que induce la formación de una burbuja en la base del tallo de la planta, justo en ese momento de detiene el flujo de gas y se toma la lectura de la presión a la que se formó la primer burbuja. En el caso de *Agave salmiana* se cortó un segmento de penca la cual se colocó en el orificio de la cámara y se realizó el mismo proceso que al tallo de *Prosopis laevigata*.

Las unidades de presión estaban representadas en libras por pulgada cuadrada y bars; posteriormente se hizo la conversión a megapascales (Mpa), ya que estas unidades de presión son las comúnmente son usadas en fisiología vegetal. La conversión se realiza con base en la siguiente fórmula:

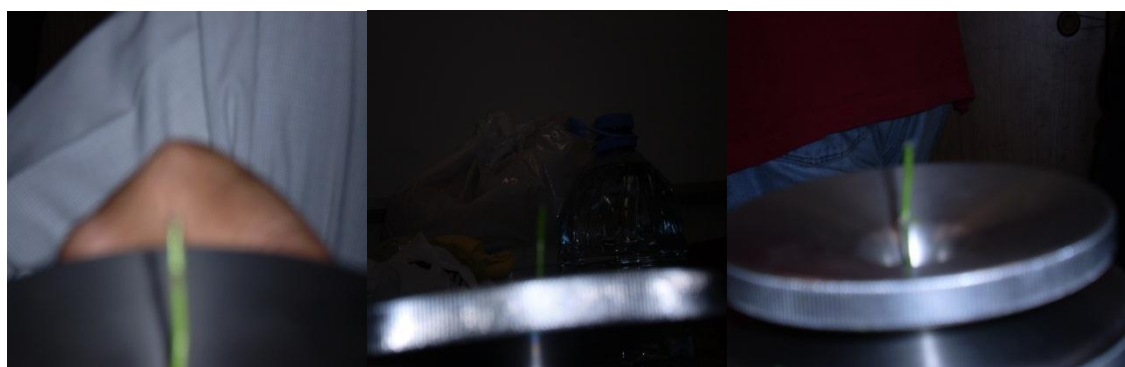
$$\text{MPa} = \text{bar} (0.10)$$



A)



B)



C)

D)

E)

Figura 6. Determinación del potencial hídrico mediante la cámara de Schollander. A) Cámara de Schollander, B) Tanque de gas nitrógeno, C) Tapón de goma, D) Formación de la burbuja en penca de *Agave salmiana*, E) Formación de la burbuja en *Prosopis laevigata*.

10.8.3 EFICIENCIA EN EL USO DEL AGUA (EUA)

La tolerancia a la sequía o letargo por sequía se refiere a la capacidad de una planta para soportar la deshidratación sin secarse. Las plantas que la poseen frecuentemente pierden sus hojas durante los periodos de sequía y entran en un profundo letargo. La mayor parte de la deshidratación se debe a la transpiración a través de la superficie de las hojas de manera que deshaciéndose de éstas se conserva el agua en los tallos (Torres-Álvarez, 2005).

La pérdida de agua puede ser dañina para el crecimiento de las plantas, por lo que muchas de ellas han desarrollado mecanismos de fijación de CO₂, que permita un uso eficiente del agua. Un parámetro usado para mostrar el total de CO₂ fijado (beneficio) por unidad de agua perdida (costo), es el uso eficiente de agua, el cual se define como la proporción entre la materia seca producida y el consumo de agua en un periodo determinado (Salisbury y Ross, 1994).

La eficiencia del agua del suelo se puede estimar a partir de la pérdida de agua por transpiración acompañada de manera forzosa a la toma de CO₂ en los estomas de la planta (Nobel, 1998). Las unidades de EUA pueden ser: (moléculas de CO₂ absorbidas) / (moléculas de H₂O perdidas vía estomatal). Se determinó la eficiencia en el uso del agua a partir del siguiente índice:

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

Para llevar a cabo esta determinación, se midió semanalmente la cantidad de agua irrigada por cada uno de los tratamientos en ambas especies. Se sacrificaron 5 plantas por tratamiento se pesaron y se calculó la biomasa en peso seco dejando secar en una estufa a 75 °C en un lapso de 48 horas, posteriormente se dividieron los gramos de masa seca obtenida entre el total de agua irrigada en las unidades experimentales a lo largo de las 16 semanas.

10.8.4 COCIENTE RAÍZ/VÁSTAGO (R/V)

Este cociente se calculó después de cosechar las plantas al final del periodo de crecimiento en el invernadero, se secó en una estufa a 75°C durante 24 horas para obtener el peso seco de la parte aérea, raíz y total. Para cuantificar su peso se utilizó una balanza analítica (marca Ohaus, modelo IP15KS).

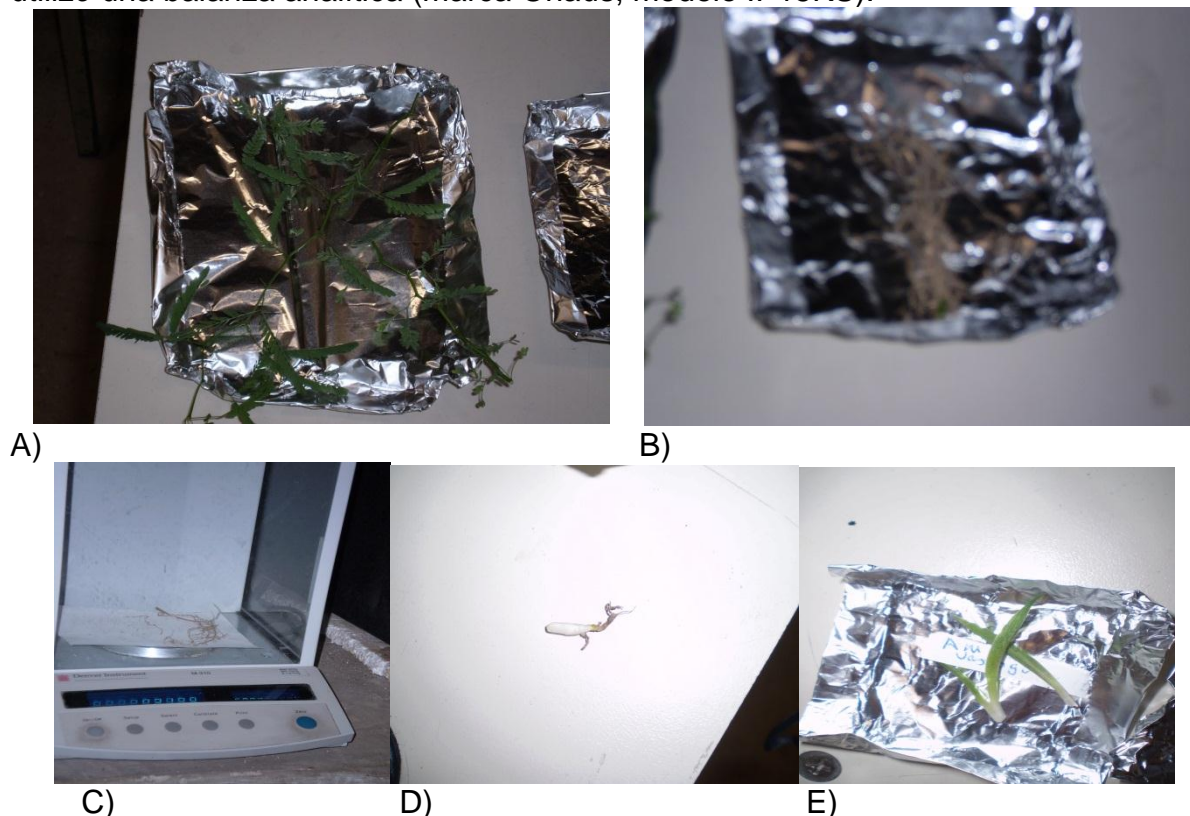


Figura 7. A) y B) Planta sacrificada de *Prosopis laevigata*, C) Balanza analítica, D) y E) Planta sacrificada de *Agave salmiana*.

10.8.5 PORCENTAJE DE SUPERVIVENCIA

Para determinar el porcentaje de supervivencia se dividieron el número de plantas sobrevivientes (de cada uno de los tratamientos) al final del experimento, entre el número inicial de individuos.

$$\% \text{ supervivencia} = \text{PS} / \text{PI} \times 100$$

Donde (PS) es el número de plantas al final del experimento y (PI) es el número de plantas al inicio del experimento.

10.8.6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

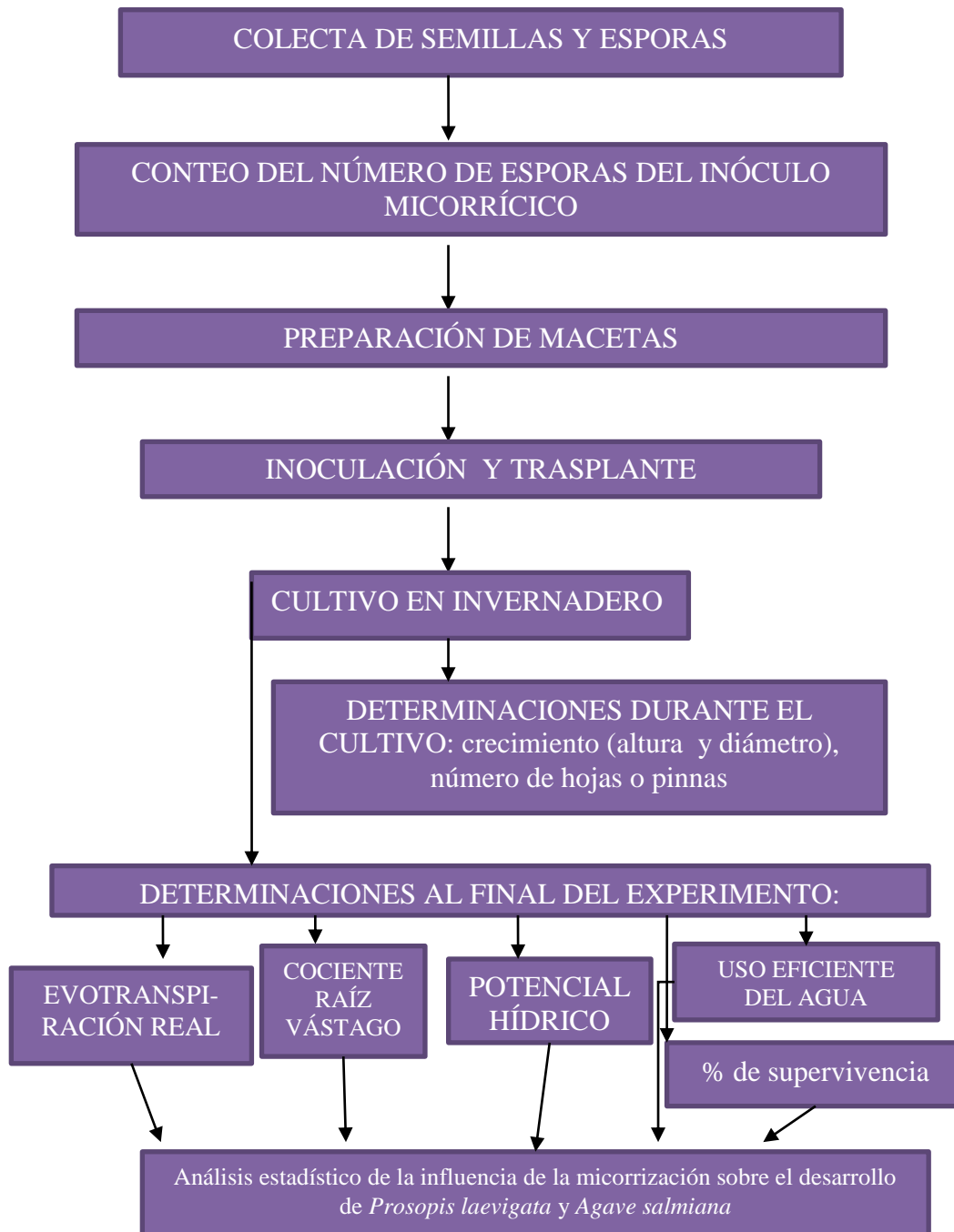
Se realizó una comparación de medias entre ambos tratamientos, usando Excel 2007 para las variables de:

- Temperatura y humedad
- Germinación

Se utilizó el programa de InfoStat versión 2008 para los siguientes parámetros:

- Crecimiento
- Numero de pinnas y pencas
- Diámetro
- Tasa de crecimiento relativo
- Evapotranspiración
- Potencial hídrico
- Eficiencia en el uso del agua
- Cociente raíz vástago
- Biomosas
- % de supervivencia

11. DIAGRAMA DE FLUJO DE LA METODOLOGÍA



12. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

12.1 DETERMINACIÓN DEL NÚMERO DE ESPORAS DE HONGOS MICORRIZÓGENOS ARBUSCULARES (HMA) EN EL INÓCULO.

Se realizaron tres conteos de esporas en el inóculo utilizado y por cada 50 g de suelo se encontró lo siguiente:

Conteo 1= 68 esporas y 2 esporocarpos

Conteo 2= 61 esporas y 1 esporocarpos

Conteo 3= 65 esporas y 4 esporocarpos

Se obtuvo un promedio de 65 esporas por cada 50g de suelo.

Se ha reportado que en la localidad de Santiago de Anaya (lugar de origen del suelo usado en el inóculo) los géneros de esporas presentes corresponden a *Acaulospora*, *Gigaspora*, *Scutellospora* y *Glomus*, siendo este último el que se presenta en mayor número de individuos (Ortega y Ordoñez, 2006).



Figura 8. Esporas de HMA. Fuente: imagen de Brundrett *et al.* (1996)

12.2 PARAMETROS FÍSICOS Y QUÍMICOS DEL SUELO EMPLEADO

El agostadero del municipio de Actopan, fisiográficamente es una llanura, con tipo de suelo franco arcilloso, con horizonte A de menos de 50 cm de profundidad. La vegetación prácticamente ha desaparecido, presenta erosión. Sus posibilidades de uso de suelo son el aprovechamiento de la vegetación natural diferente de pastizal.

En lo que se refiere a la textura, se clasifica como un suelo franco-arcilloso, lo cual coincide con lo reportado por Luna (2005). Asimismo presenta una densidad aparente entre $1.51-1.53 \text{ gcm}^{-3}$ y una densidad real entre $2.32-2.48 \text{ gcm}^{-3}$, lo que concuerda con lo reportado para el mismo municipio por Ortega (2006).

Cuadro 2. Parámetros físicos del suelo, utilizado en las unidades experimentales de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*.

PARAMETROS FÍSICOS		
PROPIEDAD	VALOR	MÉTODO
Densidad aparente g/cc	1.52	Probeta
Densidad real (D.R) g/cc	2.59	Probeta
Espacio poroso (EP %)	40.8	Picnómetro
Arcilla (%)	33.43	Bouyoucos
Limo (%)	32.47	Bouyoucos
Arena (%)	34.10	Bouyoucos
Clasificación textural	Franco arcilloso	Triángulo de textura
Materia orgánica (%) (González, 2003)	2.93	Técnica Walkey y Black

Los parámetros químicos del suelo proveniente del municipio de Santiago Anaya, Hidalgo y los métodos empleados se señalan en el cuadro 3. Algunos parámetros se tomaron de Escalante (1995).

García (2004) menciona que las propiedades físicas que presentan los sustratos empleados son fundamentales para el desarrollo de plántulas de las diferentes especies y que es un factor determinante para su supervivencia. Por ser un suelo franco arcilloso; esta propiedad ayuda a determinar la factibilidad del abastecimiento de nutrientes. El drenaje se encuentra en función de la textura y profundidad de suelo. En suelos de textura gruesa o media, el drenaje varía de excesivo a muy abundante, si es excesivo, la planta requiere de riegos continuos si no se considera esto, el estrés hídrico es tal que la planta llega a morir, debido a que el agua es un regulador importante de las actividades físicas, químicas y biológicas en el suelo que dan lugar a la génesis y productividad del mismo. En cuanto a las propiedades químicas, se observó que el pH es medianamente alcalino, lo cual es de esperarse para suelos de zonas áridas (Rodríguez *et al.*, 2002). Rzedowski (1994), reporta que para la zona del municipio de Santiago de Anaya, el pH varía de 6 a 8.5, con contenido de materia orgánica frecuentemente bajo.

Cuadro 3. Parámetros químicos del suelo, utilizado en las unidades experimentales de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*.

PARAMETROS QUÍMICOS		
PROPIEDAD	VALOR	MÉTODO
pH	6	Potenciómetro
Calcio (ppm)	4.186	Versenato (Escalante, 1995)
Potasio (ppm)	181	Espectrofluorimetría (Escalante, 1995)
Sodio (ppm)	63	Espectrofluorimetría (Escalante, 1995)
Magnesio (ppm)	553	Versenato (Escalante, 1995)
Fósforo (ppm)	13	Olsen (Escalante, 1995)
Amonio (ppm)	15	Micro kjeldahl (Escalante, 1995)

12.2.1 TEMPERATURA Y HUMEDAD

Las temperaturas y humedades máximas y mínimas (figura 9 y 10) del invernadero donde se cultivó *Prosopis laevigata*, fueron registradas semanalmente a lo largo del experimento. Estos parámetros se midieron con la ayuda de un termómetro y un higrómetro que se encuentra de forma continua en el interior del invernadero con el fin de cuantificar una forma periódica estas variables. La temperatura máxima fue de 41.2 ± 41 y la temperatura mínima fue de 16.37 ± 16 , en cuanto a la humedad máxima fue de 53.12 ± 53 y humedad mínima de 30.56 ± 30 .

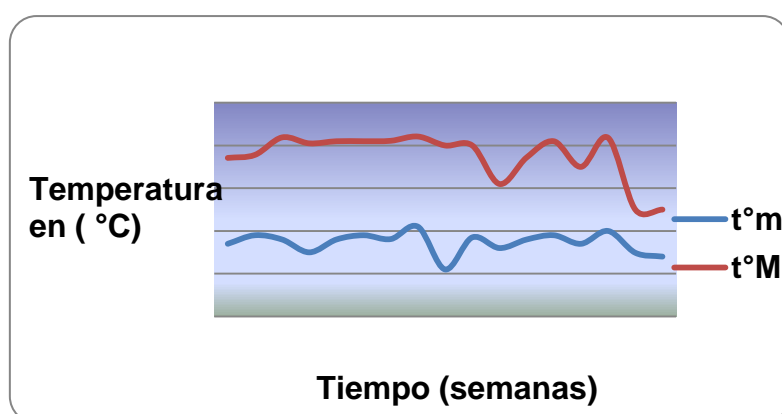


Figura 9. Temperaturas máximas ($t^{\circ}M$) y mínimas ($t^{\circ}m$) registradas, en el bancal donde se cultivaron las especies, durante 16 semanas.

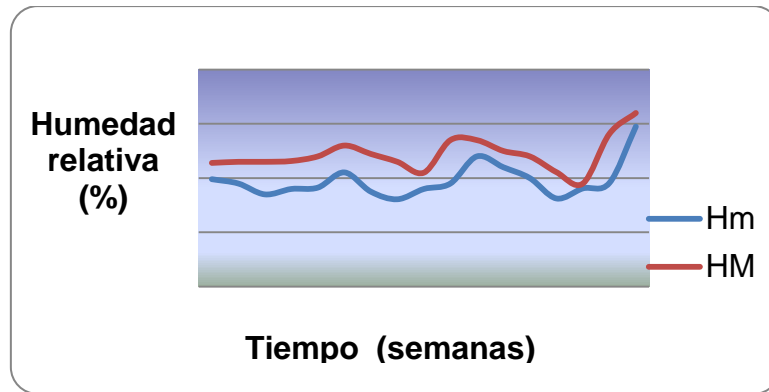


Figura 10. Humedad relativa máxima (HM) y mínima (Hm) registrada, en el bancal donde se cultivaron las especies, durante 16 semanas.

12.2.2 GERMINACIÓN

Prosopis laevigata

Las semillas requirieron de escarificación mecánica como un pretratamiento para la germinación oportuna. Cuando el agua penetra en la semilla, se pierde la dormancia física, es decir, al desaparecer la impermeabilidad en algún sitio de la testa. También se pueden usar agentes químicos, abrasivos, microbiológicos, etc. (Camacho, 1994). Las semillas iniciaron su germinación a partir del día 3 al día 9 alcanzaron el 100% (figura 11) una temperaturas de 26 a 29 °C por lo que fue necesario mantener las cajas Petri con algodón húmedo, con agua destilada, bajo condiciones de saturación hídrica en la cámara de germinación. García Flores en 2004 menciona que las semillas de esta especie requieren una escarificación con ácido sulfúrico (H_2SO_4), sin embargo en este estudio la escarificación química fue sustituida por la escarificación mecánica mostrando resultados exitosos.

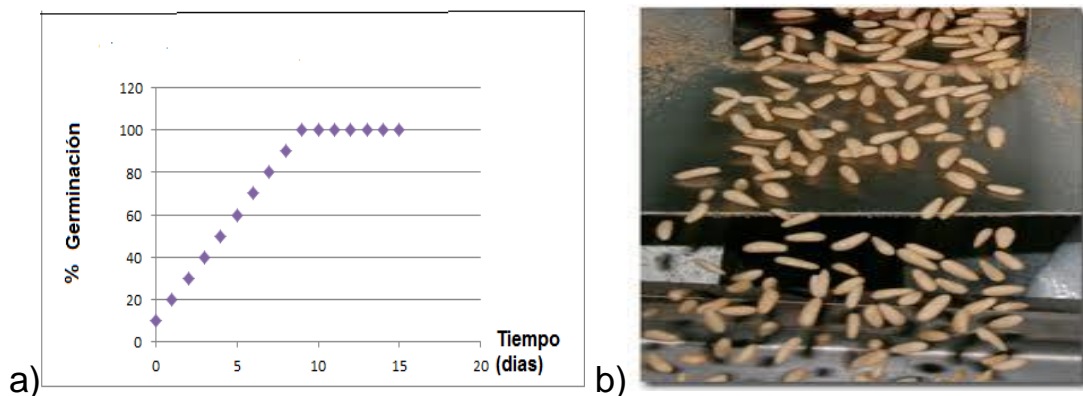


Figura 11. a) % de germinación de *Prosopis laevigata*. b) semillas de *Prosopis laevigata*.

Agave salmiana

Las semillas de *Agave salmiana* comenzaron su germinación a los 2 días, de tal modo que en 5 días se obtuvo un porcentaje de germinación del 100% (figura 12), con temperaturas de 26 a 29 °C; esto indica que la germinación fue rápida y alta, ya que varios estudios reportan que la germinación reduce por debajo del 50% a temperaturas de 10 °C y se incrementa a temperaturas moderadas. En condiciones favorables de humedad, la germinación es elevada (Granados, 1993), acorde a estos datos las semillas fueron mantenidas en cajas Petri con algodón húmedo, con agua destilada, bajo condiciones de la cámara de germinación. La semilla de *Agave salmiana* es blanda y el endospermo es carnoso, además de que no presentan latencia alguna, lo que facilita la germinación sin tratamiento de escarificación pregerminativa. Por esto se optó a no someterlas a tratamientos germinativos tal como lo reporta Luna Camacho en 2005.

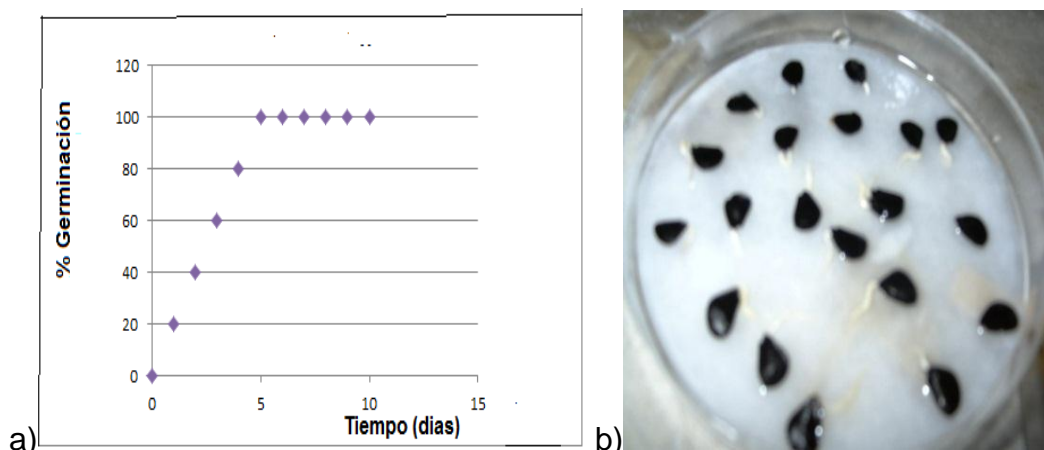


Figura 12. a) Porcentaje de germinación de *Agave salmiana*. b) imagen de semillas germinando.

12.2.3 CRECIMIENTO DE *Prosopis laevigata*

El crecimiento fue evaluado tomando en cuenta los siguientes aspectos: altura, número de pinnas y cobertura foliar. En base a los datos registrados semanalmente del desarrollo de las plántulas de *Prosopis laevigata* se puede observar de forma macroscópica el desarrollo o crecimiento de la especie micorrizada fue mayor en comparación con el no micorrizado. Se obtuvo que sí hay una diferencia significativa ($p \leq 0.0071$), lo cual se observa en la figura 13.

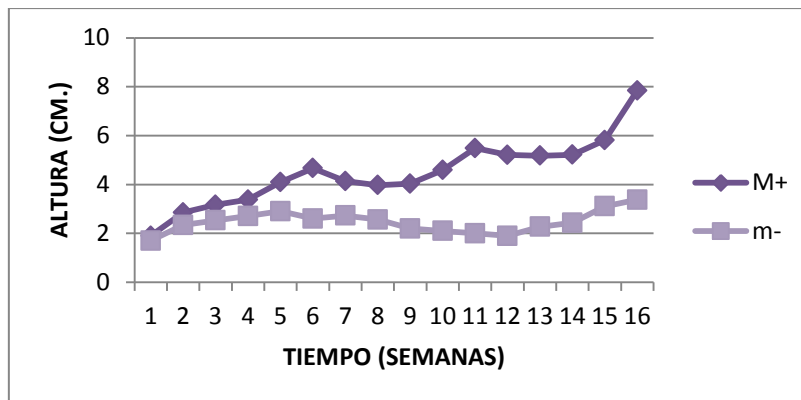


Figura 13. Altura de *Prosopis laevigata* (M+) con micorriza y (M-) si micorriza.

Torres (2005), quien trabajó con plantas de mezquite, encontró que los HMA favorecen a un mayor desarrollo vegetal como son la altura, diámetro, número de pinnas, en comparación con aquellas que no son inoculadas. Esto en condiciones de invernadero. Las plantas micorrizadas presentan una mayor altura con respecto a las no micorrizadas por lo tanto hay una diferencia significativa entre ambos tratamientos. Caravaca *et al.* (2003), mencionan que aún cuando existe colonización micorrízica en las plantas hospederas, no es este un prerequisite para responder exitosamente al crecimiento en todas las plantas inoculadas con HMA, sin embargo para este estudio, bajo las condiciones ya mencionadas la micorrización con HMA fue significativa en la altura.

Número de pinnas de *Prosopis laevigata*

En cuanto al número de pinnas no se encontraron diferencias significativas ($p \leq 0.0599$), en el número promedio de pinas. Como se observa en la figura 14 el tratamiento no micorrizado es menor, debido posiblemente a que no tuvo el suministro hídrico que mostraron las plantas micorrizadas. Así mismo la aportación nutrimental puede verse reducida. Por otro lado las plantas micorrizadas al ser abastecidas de agua y nutrientes vía HMA incrementaron su biomasa, lo cual permitió abastecer la demanda de productos fotosintéticos requeridos por los HMA y en este sentido su asociación fue óptima.

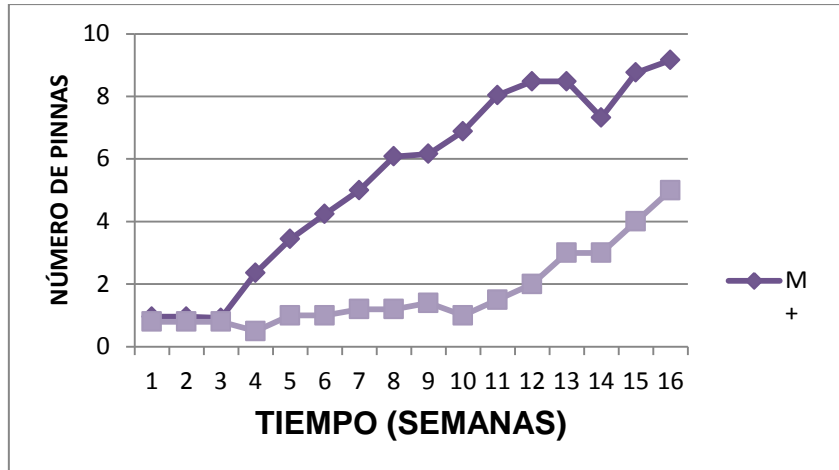


Figura14. Pinnas de *Prosopis laevigata* (M+) con micorriza y (M-) sin micorriza

Diámetro

En cuanto al diámetro se obtuvo que entre plantas micorrizadas y sin micorrizar sí se presentan diferencias significativas ($p \leq 0.00104558$) figura 15 lo cual se atribuye al efecto de las micorrizas ya que estos incrementan la absorción de minerales óptimos para el desarrollo vegetal (Marschner, 1990).

Se conoce que las hifas del hongo en el suelo incrementan el área de exploración, lo cual permite sobrepasar áreas donde los nutrientes y agua son escasos, lo que es una ventaja para las plantas con las que se asocia.

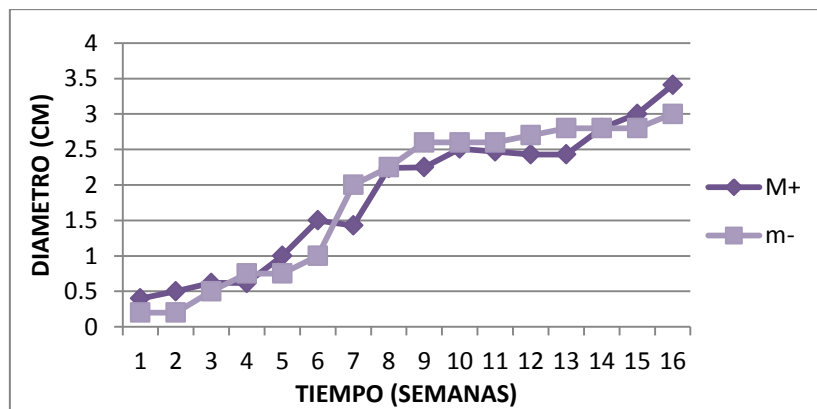


Figura 15. Diámetro medio de *Prosopis laevigata* con micorriza (M+) y plantas sin micorriza (m-).

12.2.4 CRECIMIENTO DE *Agave salmiana*

En las plantas del tratamiento micorrizado (figura 16) se observó una tendencia hacia el incremento en la talla de las plantas del tratamiento micorrizado, la cual es atribuida al efecto de los HMA, ya que promueven el incremento y aumentan la absorción de agua y minerales, necesarios para el crecimiento vegetal; ello debido a que los pelos radicales y las hifas extra-radicales multiplican el área de contacto con las partículas de suelo y favoreciendo la toma de nutrimentos y trasportándolos hasta el hospedero (Monroy y García, 2009). En este parámetro se encontraron diferencias significativas ($p \leq 0.0008$).

La mayor altura de las plantas micorrizadas se puede atribuir, probablemente, a la dominancia apical, donde las auxinas están involucradas en la inhibición del crecimiento de yemas laterales, por las terminales; si una yema lateral es cortada la dominancia apical se pierde y las yemas laterales se desarrollan en ramas (Greulich y Edison, 1990). Así se realiza un mejor aprovechamiento de los nutrimentos a los que tiene acceso, lo que desencadena que la planta pueda aumentar en altura y grosor (Cervantes, 2002).

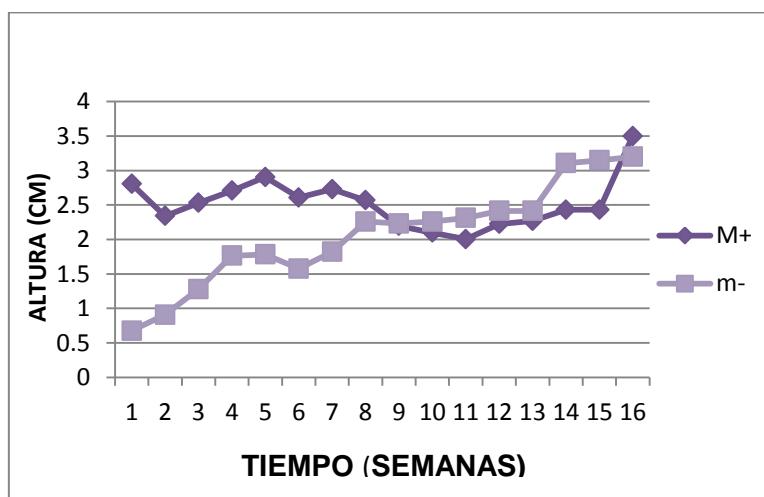


Figura. 16. Variación de altura de *A. salmiana*, con micorriza (M+) y (M-) sin micorriza.

Número de pencas

En el número de pencas (figura 17), se observa que las plantas del tratamiento micorrizado fue mayor, hubo diferencias significativas ($p \leq 0.0326$) lo cual se puede atribuir a la influencia de las micorrizas, debido a que en presencia de estas la planta puede captar una mayor de agua y nutrimentos, lo cual se ve reflejado en un mayor número de pencas (Simancas, 2007).

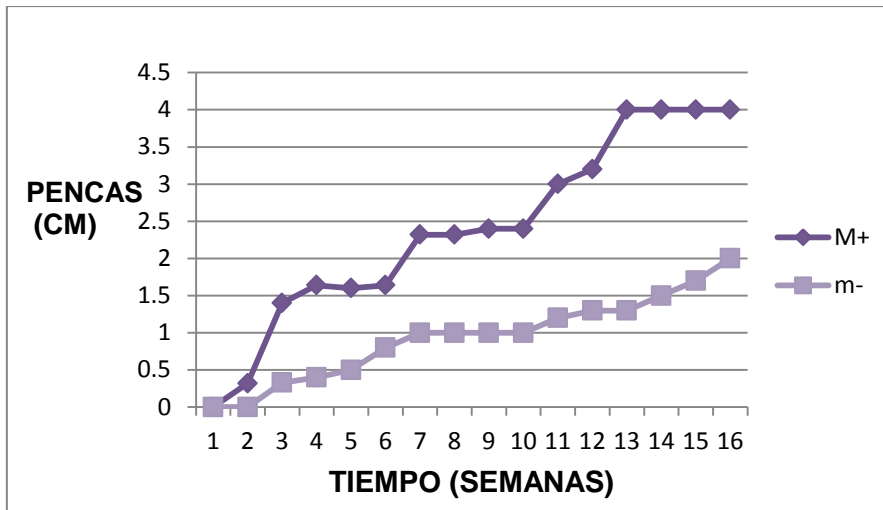


Figura.17. Número de pencas de *Agave salmiana*. Con micorriza (M+) y (M-) sin micorriza.

Diámetro

En este parámetro (figura 18) se observó una tendencia hacia incremento del crecimiento de las plantas del tratamiento micorrizado; no se encontró una diferencia significativa ($p \leq 0.7621$). Sin embargo los HMA benefician la longitud radical, incrementan la absorción de minerales que son necesarios para el óptimo desarrollo vegetal, como son: P, N, Cu, Zn, S, K y B. Esto debido a los pelos radicales y a las hifas extra-radicales fuera del hongo, que incrementan el contacto con las partículas del suelo, aumentando la absorción de nutrientes y transportándolos al hospedero (Nakano *et al.*, 2001).

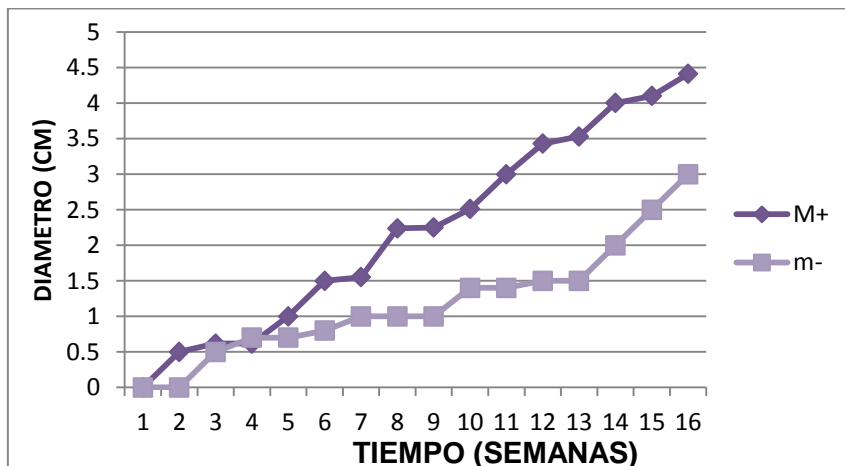


Figura. 18. Diámetro *Agave salmiana* con micorriza (M+) y (M-) sin micorriza.

12.3 DETERMINACIONES AL FINAL DEL EXPERIMENTO *Prosopis laevigata*

12.3.1 TASA DE CRECIMIENTO RELATIVO DE *Prosopis laevigata*

Se muestra mayor crecimiento en plantas del tratamiento micorrizado (figura 19), porque semanas después de su germinación el tallo de la planta transporta agua y minerales desde la raíz hasta las hojas y se asume que los HMA favorecen a la disponibilidad de nutrimentos, para emplearlos en el crecimiento, lo cual genera un mayor establecimiento de la planta (Bonfante *et al.*, 2004). En este caso si se encuentran diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0.0085$).

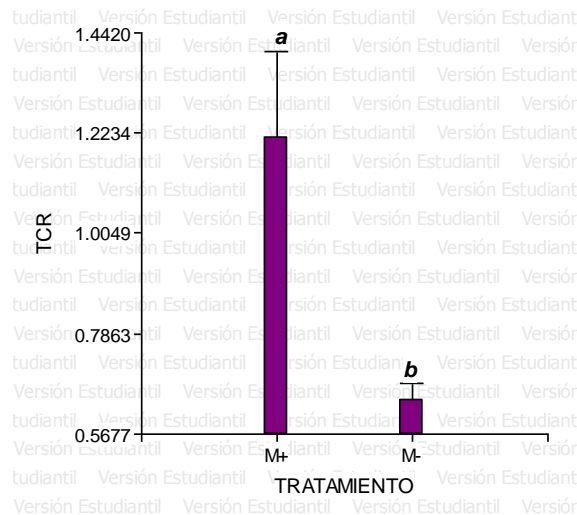


Figura. 19. Tasa de crecimiento relativo (TCR) para *Prosopis laevigata*. M+ plantas micorrizadas; m- plantas no micorrizadas, las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.3.2 EVAPOTRASPIRACIÓN (ETR) EN *Prosopis laevigata*

En este parámetro se encontraron diferencias significativas ($p \leq 0.0032$), pues aunque las plantas de mezquite crecen lentamente, la evaporación fue determinante. Nobel (1998), menciona que después del primer año de crecimiento de las plantas de *P. laevigata*, requieren mayor cantidad de agua para llevar a cabo sus funciones. Los HMA mejoran las relaciones hídricas de las plantas micorrizadas, aunque las plantas eran muy pequeñas y si hubo diferencias (figura 20).

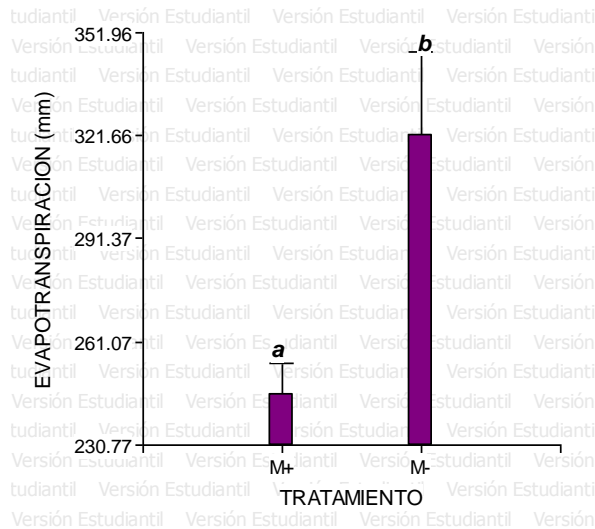


Figura 20. Evapotranspiración real (ETR) para *Agave salmiana*. M+ plantas micorrizadas; M- plantas no micorrizadas, las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.3.3 POTENCIAL HÍDRICO DE *Prosopis laevigata*

El potencial hídrico se relaciona con la humedad relativa y la temperatura; también permite registrar el grado de hidratación de la planta; al obtener valores menos negativos se observa que la planta tiene mayor hidratación para llevar a cabos sus funciones (Hopkins, 1995). En este caso no se detectan diferencias significativas ($p \leq 0.7103$), sin embargo se observa que las plantas micorrizadas están más hidratadas debido a que las micorrizas optimizan relaciones hídricas de las plantas, pues poseen una elevada relación superficie-volumen, lo permite que su introducción a los poros del suelo. Así, el micelio incrementa el área de contacto con el suelo y las posibilidades de absorción hídrica (Montaño, 2000). En el caso de las plantas no micorrizadas (Figura 21) la humedad del suelo no fue aprovechada de manera eficiente ya que no hubo hifas que lo permitieran (Barragán, 2001).

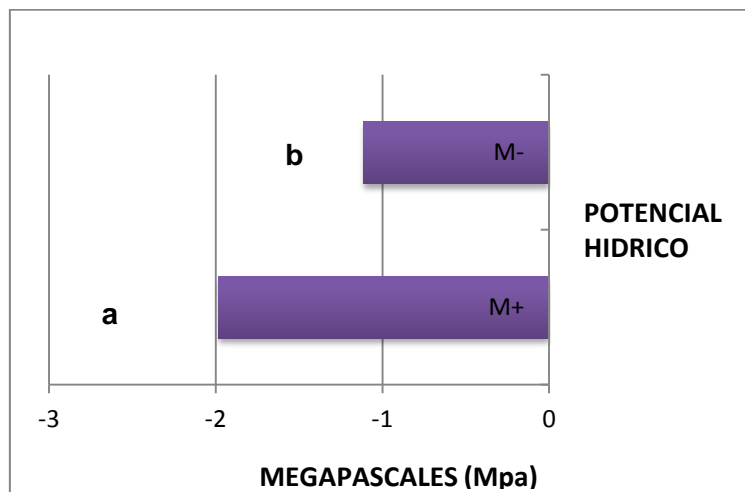


Figura 21. Potencial hídrico caulinar para *Prosopis laevigata*, letras diferentes indican diferencias significativas.

12.3.4 EFICIENCIA EN EL USO DEL AGUA (EUA) DE *Prosopis laevigata*

La disponibilidad de agua para individuos de *Prosopis* depende de la cantidad de agua que esté presente en el suelo (agua capilar), la cual es absorbida por las raíces aunque parte de ésta puede perderse por evaporación directa de la atmósfera. Si no hay nuevos aportes de agua, el suelo se irá secando con el transcurso de los días, originando un estrés hídrico en la planta (Torres, 2005).

Se encontraron diferencias significativas ($p < 0.0001$) entre los árboles de los tratamientos. Observando en la figura 22 que los arboles micorrizados presentaron una mayor eficiencia en el uso del agua, asimismo se ha reportado que esta especie tiene una alta resistencia al calor extremo, sequía y alcalinidad, pastoreo y ramoneo (Fagg y Stewart, 1994).

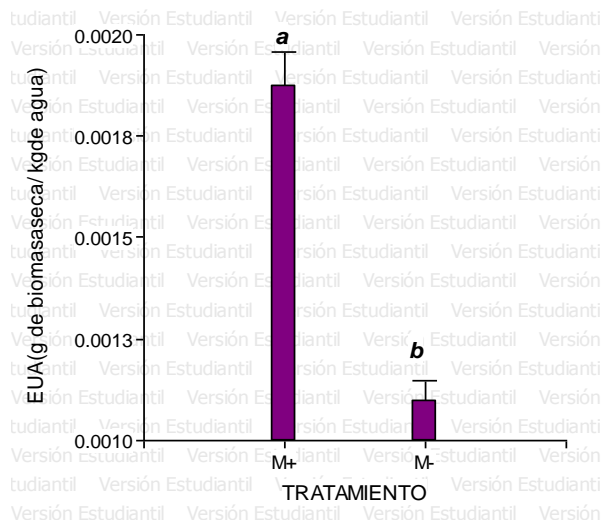


Figura 22. Eficiencia en el uso del agua para *Prosopis laevigata* (EUA) M+ plantas micorrizadas; M- plantas no micorrizadas, las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.3.5 COCIENTE RAÍZ-VÁSTAGO (R/V) DE *Prosopis laevigata*

Para esta variable se observa que las plantas micorrizadas presentaron mayor producción radical debido a que las raíces son las encargadas de buscar los nutrientes presentes en el suelo. Cuando la planta es micorrizada la superficie de absorción es mayor; esta biomasa radical aumenta un incremento significativo en biomasa húmeda aérea y radical y en el cociente raíz/vástago ($p \leq 0.2786$),

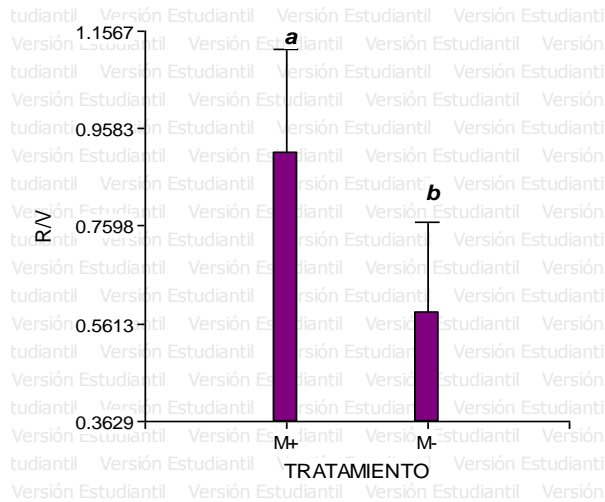


Figura 23. Cociente raíz/vástago para *Prosopis laevigata* para *Prosopis laevigata*. M+ plantas micorrizadas; m- plantas no micorrizadas, las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar

12.3.6 BIOMASA HÚMEDA DEL VÁSTAGO

No hay diferencias significativas ($p \leq 0.1488$), Ferrera-Cerrato (1983) mencionan que en estudios realizados con leguminosas micorrizadas, éstas presentan mayor crecimiento y mayores concentraciones de minerales como N, P, Ca, Cu y Mn, que aquellas plantas que no son micorrizadas y por lo tanto adquieren una mayor biomasa húmeda.

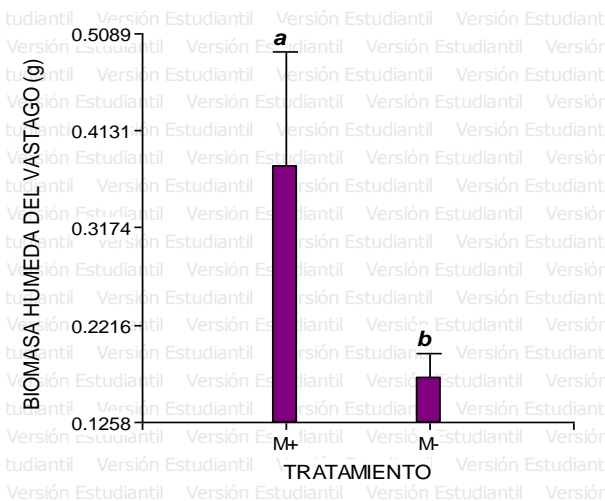


Figura 24. Biomasa del vástago húmedo de *Prosopis laevigata*. M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas, letras diferentes indican diferencias significativas, las barras indican error estándar.

12.3.7 BIOMASA RAÍZ SECA DE *Prosopis laevigata*

En este estudio se encontraron diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.0317$), como lo muestra la figura 25, lo que indica que el tratamiento micorrizado tuvo un aumento en la biomasa de la raíz seca (Cavagnaro *et al.*, 2001)

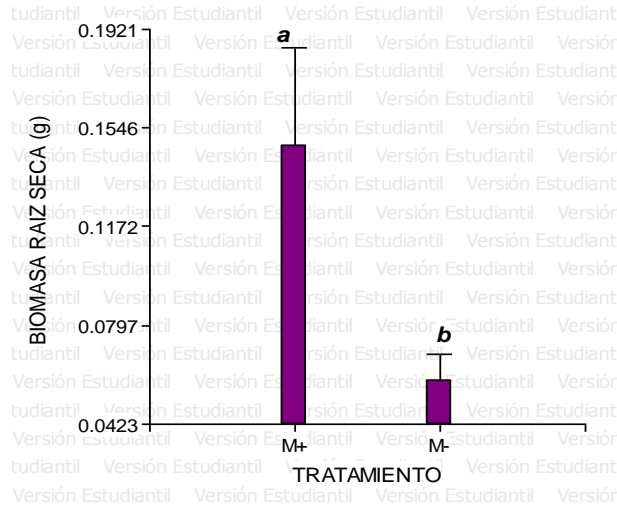


Figura 25. Biomasa de la raíz seca de *Prosopis laevigata*. M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas, las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.3.8 BIOMASA HÚMEDA TOTAL DE *Prosopis laevigata*

Sí hay diferencias significativas, figura 26 ($p \leq 0.0467$), entre las plantas colonizadas con HMA y sus testigos a favor de M+ se obtuvieron un crecimiento mayor, ya que realizan un aprovechamiento del agua del sustrato y de los nutrientes (Ortega, 2002). La mayor biomasa húmeda se observó en las plántulas inoculadas, este aumento puede correlacionarse con la micorrización, puesto que afecta también el incremento del desarrollo del sistema radical del hospedero, incrementando los sitios de intercambio, por lo que la planta tiene que aumentar la producción de raíces laterales finas, que son colonizadas por hifas de los hongos micorrizógenos arbusculares encargadas de absorber los nutrimentos minerales necesarios para el crecimiento (Augé, 2001).

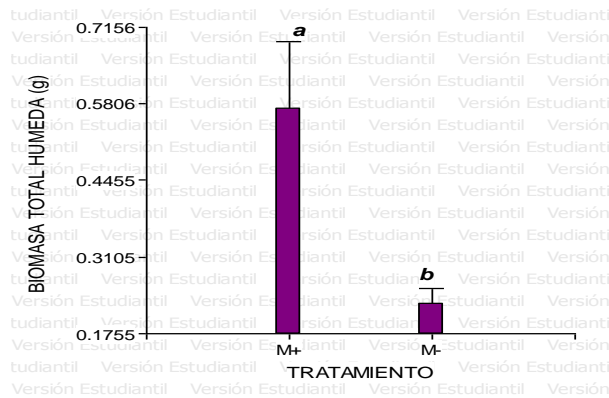


Figura 26. Biomasa total húmeda de *Prosopis laevigata*. M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.3.9 % DE SUPERVIVENCIA DE *Prosopis laevigata*

El establecimiento es un punto crucial en el ciclo de la vida de las plantas. Las poblaciones de larga vida regeneran por semilla en un largo tiempo y por lo tanto necesitan sitios seguros ("safe sites") para su establecimiento (Shceidel y Bruelheide, 2005). El presente trabajo se realizó en un invernadero para evitar daños por herbívora, vandalismo, etc.

Las plantas con micorrizas presentaron un mayor número de supervivientes 16, en tanto las no micorrizadas presentan menor número de plantas supervivientes 4, estadísticamente presentan diferencias significativas ($p \leq 0.0001$).

Las micorrizas son de suma importancia para esta especie, ya que aumentan la posibilidad de que las raíces accedan a la humedad y al fósforo, dos recursos normalmente escasos en las regiones áridas; así conforme el hongo se esparce por el suelo y coloniza nuevas raíces, transmite nutrientes a las plantas.

Los mezquites en campo se establecen en una amplia gama de suelos y crecen con más vigor en los suelos profundos, como en las partes bajas de los valles, mientras que su altura es menor en laderas o en suelos delgados. Prosperan en suelos arcillosos-arenosos, pueden tolerar un alto contenido de sales o con escaso drenaje. Comúnmente, los suelos donde se establece *Prosopis* son profundos una cualidad por lo que han sido utilizados para la agricultura, lo que originó el desplazamiento de esta especie en muchos sitios del país.

Las plantas no micorrizadas tuvieron un bajo nivel de supervivencia, (figura 27), debido a que hubo vandalismo y se presentaron oleadas de calor por lo que las plantas no resistieron y esto resulta insuficiente para lograr el establecimiento en todas las unidades experimentales por lo cual no prosperaron.

El factor hídrico influyó para que algunos mezquites no resistieran y por tanto perdieran hojas y posteriormente murieron. En cuanto a las M+ los HMA son un control biológico contra patógenos, mejoran la nutrición y estatus hídrico de las plantas y proveen una protección contra plagas (Azcón y Barea, 1996; Pedersen y Silva, 1996).

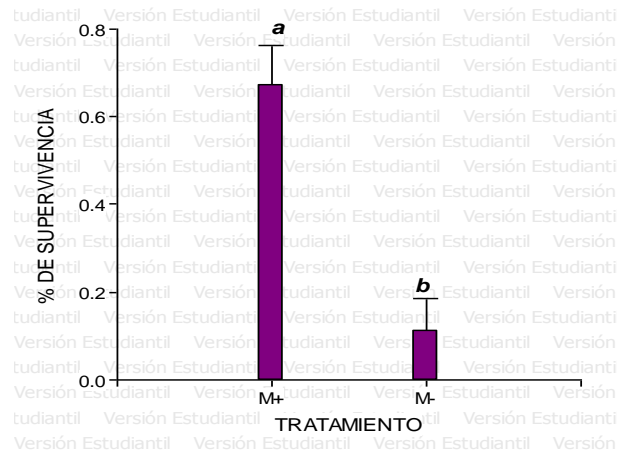


Figura 27 Supervivencia de plantas de *Prosopis laevigata*, M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.4 DETERMINACIONES AL FINAL DEL EXPERIMENTO *Agave salmiana*

12.4.1 TASA DE CRECIMIENTO RELATIVO DE *Agave salmiana*

La figura 28 muestra la tasa de crecimiento relativo si presento diferencias significativas ($p \leq 0.0439$) entre los tratamientos, debido que las agaváceas crecen muy lentamente y el tiempo de registro fue corto (16 semanas), ambas crecieron, pero las micorrizadas M+ crecieron un poco más. Este resultado está dado debido a que en etapas iniciales de desarrollo de plántulas, la simbiosis hongo- hospedero atraviesa por una etapa parasítica, caracterizada por la existencia de plántula-microorganismo (Marschner *et al.*, 1996).

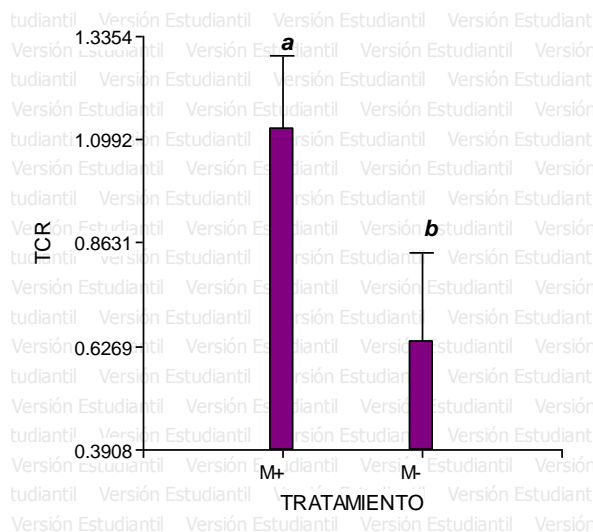


Figura 28. Tasa de crecimiento relativo para *Agave salmiana*, M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.4.2 EVAPOTRANSPIRACIÓN REAL (ETR)

En este caso hubo diferencias significativas figura 29 ($p \leq 0.0059$), entre micorrizadas y no micorrizadas respecto a la evapotranspiración (ETR) y en M+ es mayor ya que las raíces captan más agua debido a la presencia de hifas de los HMA, ya que aumentan el área de absorción del agua y la toma de nutrimentos. Así mismo hay aumento en la transpiración de M+ por el aumento de las raíces para la toma de agua (Nobel, 1998), mientras en los M- el movimiento de agua por la raíz es bajo causando una disminución en la transpiración.

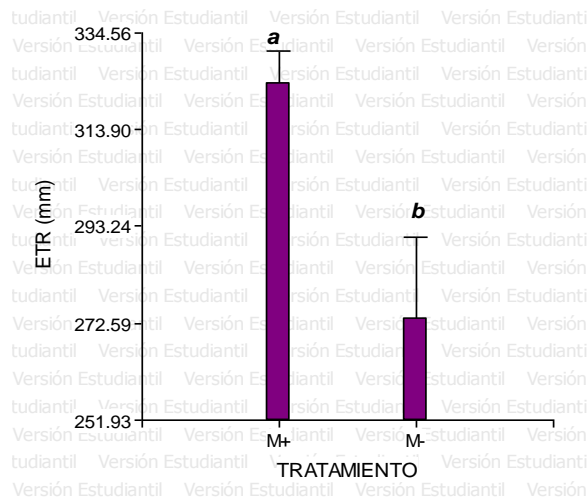


Figura 29. La evapotranspiración real (ETR) en *Agave salmiana*, M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.4.3 EFICIENCIA EN EL USO DEL AGUA (EUA) DE *Agave salmiana*

Sí hay diferencias significativas ($P \leq 0.0317$) en *Agave salmiana* en este parámetro a favor de las plantas M+ respecto a sus testigos no micorrizados (figura 30). *Agave salmiana* es una planta monocotiledónea se caracteriza por tener raíces relativamente rectas que se originan en la base del tallo un ejemplo es *Agave mapisaga*, de tres años de edad (emparentado con *A. salmiana*) que tiene alrededor de 30 raíces principales con una media de 50cm de largo (Nobel, 1998) lo que origina un mayor aprovechamiento del agua. Augé (2001) menciona que los HMA incrementan el potencial de su hospedero para explorar los recursos del suelo, además de alterar el intercambio de gases, potencial hídrico y la producción de biomasa tanto aérea como radical.

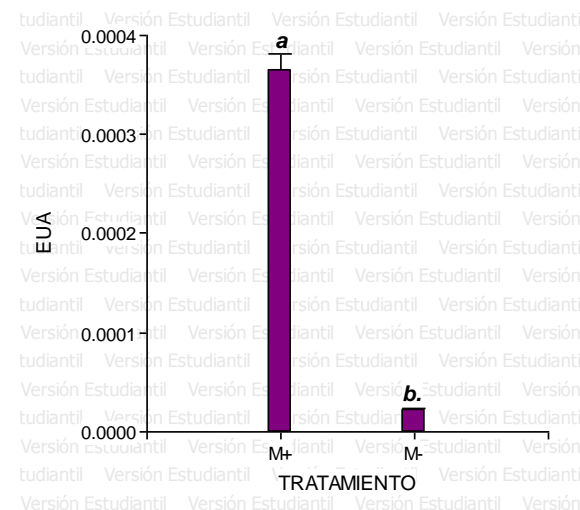


Figura 30. Eficiencia en el uso del agua para *Agave salmiana*, M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.4.4 COCIENTE RAÍZ-VÁSTAGO (R/V) DE *Agave salmiana*

El crecimiento de la raíz y tallo se registró también mediante el cociente R/V (figura 31), el cual no mostro diferencias significativas ($p \leq 0.0794$); aquí se observó que M- presenta valores más altos en comparación con M+, debido a que el cociente raíz/vástago es en ocasiones baja en agaves, ya que estas especies pueden conservar agua, pues sus tallos la pueden almacenar y no requieren de un extenso sistema radical (Nakano *et al.*, 2001). Se ha comprobado que la simbiosis micorrícica disminuye la cantidad de biomasa seca en las raíces de plantas hospederas, ya que plantas no necesitan invertir tanta energía en el aumento de la biomasa de la raíz, para aumentar el área de captura de iones y agua, debido a que el micelio externo cumple esta función y sólo aumenta el área de colonización por medio de la producción de una mayor cantidad de raíces finas (Hidelgrand *et al.*, 2007).

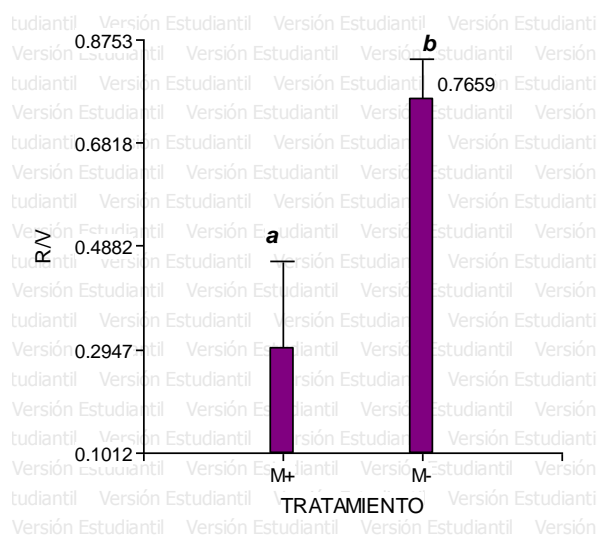


Figura 31. Cociente raíz/vástago para *Agave salmiana*, M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.4.5 BIOMASA SECA TOTAL *Agave salmiana*

No hay diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.0779$), figura 32, sin embargo el resultado fue favorable en las plantas micorrizadas, lo cual indica que hubo un adecuado desarrollo vegetal y un mayor peso radical lo cual ayuda al establecimiento y por tanto a la supervivencia. Las plántulas de *Agave* presentaron un crecimiento lento, por lo que se necesita un lapso mayor de tiempo para generar mayor biomasa.

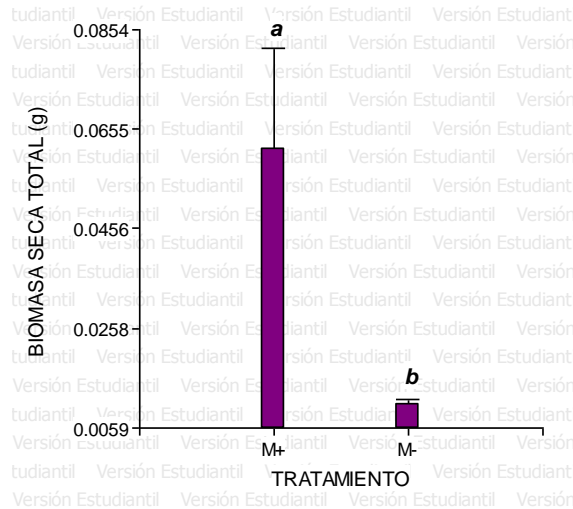


Figura 32. Biomasa seca total de *Agave salmiana*, M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.4.6 BIOMASA RAÍZ SECA *Agave salmiana*

En cuanto a la biomasa de la raíz seca, (figura 33), esta fue menor en el tratamiento no micorrizado, sin embargo no hay diferencias significativas ($p \leq 0.8095$). Este aumento de biomasa en la raíz, puede correlacionarse con la micorrización, puesto que afecta también el desarrollo del sistema radical del hospedero, incrementando sitios de intercambio, por lo que la planta tiene que aumentar la producción de raíces laterales finas, que son colonizadas por las hifas de los HMA encargadas de absorber los nutrimentos necesarios para el crecimiento (Augé, 2001).

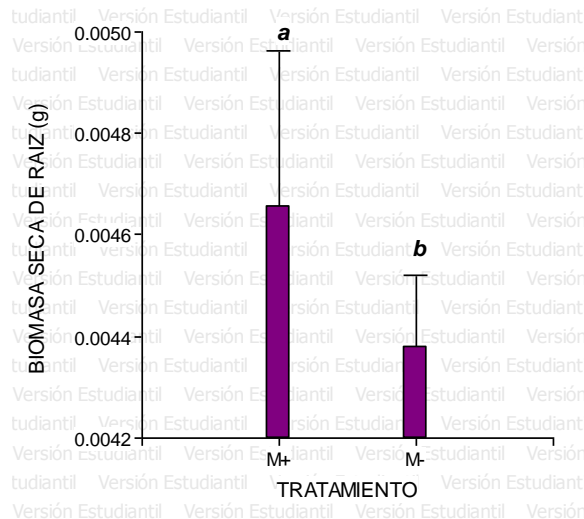


Figura.33. Biomasa de la raíz seca para *Agave salmiana*, M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas, Las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.4.7 BIOMASA SECA DEL VÁSTAGO *Agave salmiana*

Para este parámetro, (figura 34), estadísticamente se encontró una diferencia significativa ($P \leq 0.0317$), a favor de las micorrizadas, hubo un aumento en el crecimiento provocado por la presencia de extensas hifas de los HMA, lo cual es una estrategia eficiente para la captación de agua. Esto implicó en los tratamientos micorrizados un óptimo aprovechamiento del agua y nutrimentos del suelo para las partes aéreas de la plántula y transporte de carbohidratos a la raíz y a las partes bajas de la planta, lo que se refleja en un desarrollo continuo y en un rápido establecimiento de plántulas micorrizadas (Nakano *et al.*, 2001).

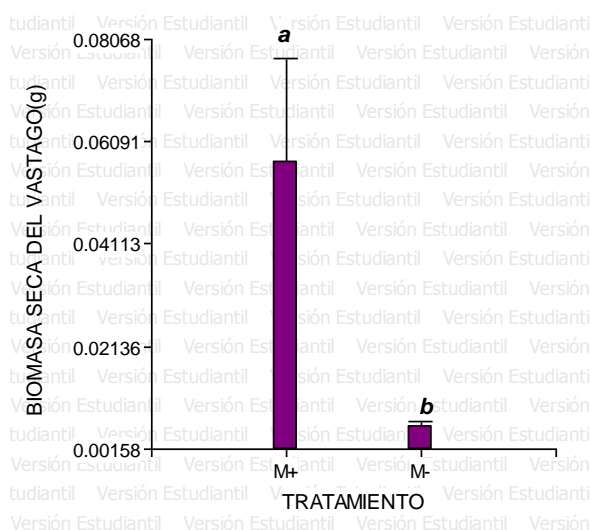


Figura 34. Biomasa vástago seco *Agave salmiana*, M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

12.4.8 SUPERVIVENCIA DE *Agave salmiana*

Las condiciones que se presentan en un invernadero son de suma ventaja respecto a las fluctuantes condiciones de un hábitat abierto, como por ejemplo en vivero, ya que en este último las plantas se encuentran expuestas a las presiones directas del ambiente. En este caso se encontraron diferencias significativas ($p \leq 0.0437$); las agaváceas son plantas en las que se obtuvo un alto porcentaje de supervivencia, son plantas con metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM), lo que promueve un mecanismo de captación interno de CO_2 en la noche pues las temperaturas son muy elevadas de día, la vía CAM ayuda a la producción de materia orgánica y por lo tanto al crecimiento de la planta (Medina, 1987). Los HMA proporcionan resistencia a condiciones ambientales estresantes como baja tensión del agua, pH y temperaturas extremas (Cervantes, 2002).

Después de realizar el trasplante se presenta un periodo crítico durante el cual las plántulas son vulnerables. Otro factor al que se enfrentan las plantas provenientes de semillas germinadas en laboratorio, es la penetración de la radícula en el sustrato, a falta de anclaje del tallo de la plántula se levanta y si la raíz no se encuentra con una grieta o punto débil del suelo continua el crecimiento mientras no se deseque por falta de humedad y se tengan reservas nutritivas (figura 35)

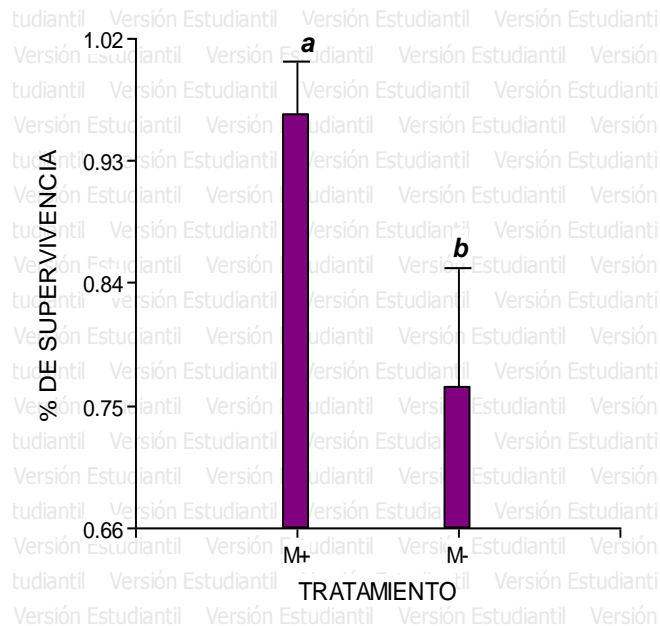


Figura 35. Supervivencia de *Agave salmiana*, M+ plantas micorrizadas, M- plantas no micorrizadas. Las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$), las barras representan el error estándar.

13. RESULTADOS SIGNIFICATIVOS DEL ESTUDIO

Cuadro 4. Cuadro sinóptico con los resultados del estudio *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*

Diferencias significativas						
Parámetro	Especie	<i>Prosopis laevigata</i>		<i>Agave salmiana</i>		Observaciones
	Tratamiento:	M +	M-	M +	M-	
Altura		4.47 *	2.31	2.78 *	2.67	En ambas especies M+ obtuvo una altura mayor con respecto a M-.
TCR (1/d)		0.01	0.01	0.01 *	4.0E-03	Los valores de M+ son mayores a M- en <i>A. salmiana</i>
ETR		245.61 *	321.75	332.47 *	288.31	La evotranspiración real de cada especie es mayor en plantas inoculadas.
Eficiencia en el uso del agua		1.9E ⁻⁰³ *	1.1E ⁻⁰³	0.07 *	0.01	Se observa que el tratamiento M+ es mayor en ambos casos.
biomasa húmeda total (g)		0.57 *	0.23	0.12	0.25	Para <i>P. laevigata</i> los valores altos son para el tratamiento M+.
biomasa raíz seca(g)		0.15 *	0.06	4.4e ⁻⁰³	4.7e ⁻⁰³	El valor alto es para M+ en <i>P. laevigata</i>
biomasa vástago seco (g)		0.17	0.13	0.06 *	0.01	Se observa que hubo mayor crecimiento en M+. en <i>A. salmiana</i>
biomasa vástago húmedo (g)		0.38 *	0.17	0.10	0.24	Las plantas M+ tienen mejor crecimiento en <i>Prosopis laevigata</i>
Supervivencia (%)		0.72 *	0.16	0.96 *	0.76	Las plantas micorrizadas tuvieron mejor establecimiento para ambas especies.

*Indica diferencias estadísticas con $p \leq 0.05$

14. CONCLUSIONES

La germinación de plántulas en ambas especies resultó satisfactoria ya que estas semillas no presentan latencia, puesto fueron recolectadas antes de iniciar el experimento, en cuanto a la germinación está relacionada directamente a la reserva hídrica inicial y el riego suministrado semanalmente posterior al experimento.

El uso de micorrizas permitió el desarrollo de plántulas de *Prosopis laevigata* y de *Agave salmiana* ya que desarrollaron un sistema radical suficiente para tomar agua y nutrientes, lo cual les permitió el establecimiento y probablemente puedan ser competidores exitosos en programas de restauración ecológica de zonas semiáridas deterioradas del país.

La inoculación con HMA hace más eficiente la evapotranspiración real en ambas especies.

Para ambas especies las plantas con HMA favorecen un mayor desarrollo vegetal (altura, número de hojas y pinnas) en comparación a las no inoculadas.

Para las plantas de *Agave salmiana* con HMA se caracteriza por tener raíces relativamente rectas que se originan en la base del tallo lo que origina un mayor aprovechamiento del agua.

En ambas especies el inoculo es determinante para la supervivencia.

15. RECOMENDACIONES

Evaluar las respuestas de la plántula a los tratamientos durante un periodo más largo, ya que *Agave salmiana* es una especie de lento crecimiento.

Después de la fase de invernadero sería adecuado llevar un monitoreo dentro de un vivero para ver el comportamiento en condiciones no controladas.

Re-introducirlas en su hábitat natural dada la importancia de estas especies en la formación de islas de recursos y como plantas nodrizas.

16. REFERENCIAS

- Aguirre, R. J.R., Charcas S. H. y Flores, F.J. L. 2001. El maguey mezcalero potosino. COPOCYT, UASLP. San Luis Potosí, México. pp. 87.
- Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. 2000. Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. IRENAT. Colegio de Postgraduados. Montecillo. Mundi Prensa, México. pp. 16-38.
- Alarcón, A. 2005. Manual: tecnología de hongos micorrízicos en la producción de especies forestales en vivero, pronare-conafor, isbn: 9709179039.
- Alarcón, A. 2008. Los hongos micorrízicos como biotecnología en la propagación y manejo de plantas en viveros. Microbiología, Colegio de posgraduados, N°1, año1, D.F. México pp 19-23
- Allen, M. F. 1999. Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos. En R. Orellana, A. Escamilla y A. Larque-Saavedra. Editores: Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos. Centro de investigaciones científicas de Yucatán A. C. (CICY). pp. 151-156.
- Allen. M.F, Wensonw, S., Quereja, J., Egerton, I. y Tresder K: 2003. Ecology mycorrhizae: A conceptual framework for complex interactions. Among plants and fungi. Rev. Phyto. Patol 41.
- Augé, R. M. 2001 Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis, Springer-Verlag, Mycorrhiza 11: 3-42.
- Augé, R. M. 2001. Water relations of xeric grasses in the field: interaction of mycorrhizas and competition. New Phytol 104 pp. 559-571
- Azcón, C. A y Barea, J. M. 1996. Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens and overview of the mechanisms involved. Springer-Verlag, Mycorrhiza. pp 6: 457-464.
- Barragán, V.E.A. 2003. Inoculación micorrízica de *Prosopis laevigata* (mezquite) en condiciones de invernadero y su efecto al trasplante a condiciones de campo. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM FES Zaragoza, México.
- Bécard, G. y Piché, Y. 1992. Establishment of VA mycorrhizae in root organ culture: Review and proposed methodology. In: Norris, J .R. Read, D. J. and Varma A.K. (Eds.). Methods in Microbiology Vol. 24. Academic Press, UK pp. 89-108.
- Beena, K.R., Raviraja, N.S., Arun, A.B., Sridhar, K.R. 2000. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi on the coastal sand dunes of the west coast of India. Curr. Sci. 79 pp 1459-1466.
- Bonfante- Fasolo, P., Genre, A. y Bianciotto. 2004. The colonization strategies of arbuscular mycorrhizal fungi: An overview of their cellular interactions with plants

and bacteria, en Frias, J., Ojalde, J., Ferrera-Cerrato. Avance en el conocimiento de la biología de las micorrizas. Universidad de Guanajuato.

Brundett M., Bougher N., Dell B. Grove T. y Malajczuk N. 1996. Working with mycorrhizas in forestry and agriculture Australian center for international agricultural research. *Australia*. pp. 1-19, 423-253.

Camacho, M. F. 1994. Dormición de semillas, causas y efectos; Editorial Trillas, México, 125 págs.

Camargo, R. S. L. 1998. Etude de la micorrisation de trois légumineuses et de deux gramminées. Tesina de Diplôme d' études approfondies (DEA) Montpellier, Francia. 46 pp.

Camargo, R. S.L. 2001. Some Biological Aspects of the Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF). Revista: Boletín de la Sociedad Botánica de México pp. 68

Caravaca, F. y Barea, J. M., Palenzuela, J., Figueroa, D., Alguacil, M. M. y Roldán, A. 2003. Establishment of shrub species in a degraded semiarid site alters inoculation with native or allochthonous arbuscular mycorrhizal fungi. *Applied Soil Ecology* 22 pp. 103-111.

Cavagnaro, T. R., Smith, S. E. y Dickson, S. 2001. Endemic Mimosa species can serve as mycorrhizal "resource islands" within semiarid communities of the Tehuacan-Cuicatlan Valley. México. *Micorrhiza*. pp. 129-136

Cervantes, R.M.C. 2002. Plantas de importancia económica de las zonas áridas de México. Instituto de Geografía UNAM México pp 1-21.

CONABIO. 2009. Catálogo taxonómico de especies de México. 1. En Capital Nat. México. CONABIO.

Connor, D.J. y Loomis, R.S. 2002. Ecología de cultivos: productividad y manejo de sistemas agrarios. Mundi-Prensa PP. 135.

Corkidi, L. y Rincón, E. 1997. Arbuscular mycorrhizae in a tropical sand dune ecosystem on the Gulf of México. *Spring-Verlag*. pp. 7: 17-23

Cuenca, G., Lovera, M., Fajardo I., Meneses E., Márquez, M. y Machuca R. 2002. El uso de arbustos nativos micorrizados para la rehabilitación de áreas degradadas de la Gran sabana, Venezuela. *Interciencia* 27 pp. 165-172

Davies, F. T. Jr., Suenson, S.E, Cole, J.C., Phavaphuntanon, L. Duray, S.A., Olalde-Portugal, V., Meier, C.E. Y Bo, S.H: 1996. Non.nutritional stress acclimation of micorrhizal woody plants exposed to drought. *Tree Physiol*. 16 pp. 985-993.

De la cruz, C.J.A. 2009. Ecocidio mexicano, ignorancia y perseveridad. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo Coahuila pp 334.

- Duran, G.M. 2008. Caracterización edáfica bajo dosel de cuatro especies de la familia Leguminosae, en la zona semiseca del Valle del Mezquital, Estado de Hidalgo. Tesis de licenciatura, FES Zaragoza UNAM.
- Escalante, G. L., 1995. Caracterización y evaluación de las condiciones microambientales asociadas a micrositios que favorecen la germinación y establecimiento de *Bouteloua gracilis* (H.B.K.) Lag. En un agostadero de Santiago de Anaya, del Valle de Actopan, Estado de Hidalgo. UNAM.
- Fagg, C. W. y Stewart, J. L. 1994. The value of *Acacia* and *Prosopis* in arid and semi-arid environments. *Journal of Arid Enviroments* pp. 27: 3-25.
- Ferrera-Cerrato, R. 1983. La micorrizas vesículo-arbuscular en los diferentes agroecosistemas. pp. 13-17. *In: Simposium: La sequía y su impacto*. Colegio de Postgraduados, Montecillos, Edo de México.
- Ferrera, C. R., González C. M. C. y Rodríguez, M. M N. 1993. Manual de agromicrobiología. Trillas, México. pp. 53-91.
- García, F. J. 2004. Germinación y establecimiento en condiciones de invernadero de: Agave lechuguilla (torr.) A. salmiana Otto y Salm-Dyck var. salmiana, *Prosopis laevigata* (Humb y Bonpl Ex Wild). Tesis licenciatura en Biología. UNAM FES Iztacala.
- García, S. R. y Monroy A. A. 2005. Micrositios del pasto navajita (*Bouteloua gracilis*) en comunidades de pastizal y de matorral del Altiplano Mexicano. *Revista especializada en Ciencias Quimico-Bilógicas*, 8 pp 61-70.
- Genderman, J. W. y Nicolson T. H. 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transaction of the British Mycological Society* 46: 235-244.
- Ghannoum, O. 2009. C4 photosynthesis and water stress. *Annals of Botany* 103 pp 635-644.
- Gispert, C. 2000. Atlas visual de Botánica. Océano. España. pp. 81
- González, C. F. 2003. Influencia de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en el desarrollo de plántulas de *Opuntia streptacantha* Lem. Sometidas a sequías, en condiciones de invernadero. Tesis profesional de Biólogo. Fes Zaragoza. UNAM.
- Granados, S. D. 1993. Los agaves de México. Universidad Autónoma de Chapingo. México. pp. 39.
- Granados, S. D. 1999. Los agaves en México. Universidad Autónoma de Chapingo. Texcoco, México.

- Grether, G.R. y Martínez, A., Lucknow M., Zarate S. 2006. Flora del valle de Tehuacan-Cuicatlán. Instituto de Biología. UNAM pp. 44:1-108.
- Greulach, V. A. y Edison, J. A. 1990. Las plantas. Introducción a la Botánica Moderna. Editorial LIMUSA. México.
- Guerra, S.B. 2008. Micorriza arbuscular. Recurso microbiológico en la agricultura sostenible. Tecnología en Marcha, Colombia, Vol. 21, N1pp 191-201.
- Gupta, R. B. y Kumar, P. 2000. Mycorrhizal plants in response to adverse environmental conditions. Plant University of Agriculture and Technology, Patnagar, India. pp. 67-76.
- Guttenberger, M. 2000. Arbuscules of Vesicular-arbuscular Mycorrhizal Funji Inhabit an Acidic Compartment within Plant Roots. Springer-Verlag 211:299-304
- Hernández C. L., Castillo A. S., Guadarrama, Ch. P., Martínez, O.Y., Romero, R. M. y Sánchez, G. I. 2003. Hongos Micorrizógenos Arbusculares del Pedregal de San Ángel. Facultad de Ciencias. UNAM. México.
- Hildebrandt, U., Reguar, M., Bothe, H. 2007. Arbuscular Micorrhiza and heavy metal tolerance. Phytochemistry 68 pp. 139-146.
- Hopkins, W.G. 1995. Introduction to plant physiology. John Wiley and Sons, Inc. New York. pp. 464.
- INEGI. 1999. Estadística del medio ambiente; Informe de la situación general en materia de equilibrio ecológico y protección al ambiente, 1997-1998. Tomo I. Capítulo II, pp. 61-76.
- Izquierdo, J. y Oltremari J. 1996. Conservación y uso sostenible de la biodiversidad en las zonas áridas y semiáridas de América Latina y el Caribe. En: Conservación y uso sostenible de la Biodiversidad en zonas áridas y semiáridas de A.L. y el Caribe, FAO para América y el Caribe; serie: zonas áridas y semiáridas N°8, Santiago Chile.
- Jakobsen, I., Jøner E. y Larsen, J. 1994. Hyphal phosphorus transport, a keystone to mycorrhizal enhancement of plant growth. En impact of arbuscular mycorrhizas on sustainable agriculture and natural ecosystems, S. Gianinazii y H. Schuepp (Eds). Birkhäuser verlag, Basel, pp. 133-146.
- Lamb D, J. Parrota y R. Keenan 1997. Rejoining habitats remnants: restoring degraded rainforest Lands. *In*: Tropical forest remnants. Ecology, management, and conservation of fragmented communities. Laurance W. F. and Bierrgaard R. O. (Eds.). The University of Chicago Press. Chicago. pp. 366-385.
- Lovera, M. y Cuenca G. 1996. Arbuscular mycorrhizal infection in Cyperaceae and Gramineae from natural disturbed and restored savannas in La Gran Sabana, Venezuela. Mycorrhiza 6: 111-118.

- Lu, X. y Koide, R.T. 1994. Effects of mycorrhizal infection on components of plant growth and reproduction. *New Phytologist*. 128: 211-218.
- Luna Camacho, L. A. 2005. Influencia de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) sobre el desarrollo de *Agave salmiana* (Agavaceae) y *Opuntia streptacantha* (Cactaceae) en condiciones de invernadero. Tesis licenciatura. FES Zaragoza, UNAM. México Distrito Federal. pp. 92.
- Marschner, H. 1990. Mineral nutrition of higher plants. 4ª reimpresión. Academia Press, Estados Unidos. pp. 469 – 476.
- Medina, E. 1987. Aspectos ecofisiológicos de plantas CAM en los trópicos. *Rev. Biol. Trop*; 35 (supl. 1) pp 55-70.
- Monroy, A. A. 2002. En busca del paraíso perdido: restauración ecológica. *Conversus*. Febrero. México. pp. 28-33.
- Monroy Ata, A. y García Sánchez, R. 2009. Plantas y hongos micorrizas arbusculares: un mutualismo esencial en zonas semiáridas. *Unidad de Investigación en Ecología Vegetal*. México, D.F. pp. 24-45
- Monroy, A. A. 2013. Comunicación oral
- Monroy, A. A. 2014. Comunicación oral
- Monroy, A. A., Estévez, T. J., García, S. R. y Ríos, G. R. 2007. Establecimiento de plantas mediante el uso de micorrizas y de islas de recursos en un matorral xerófilo deteriorado. *Boletín de la sociedad Botánica de México*, 80 pp 49-57.
- Montaño A. N. M. y Monroy A. A. 2000. Conservación ecológica de suelos en zonas áridas y semiáridas en México. *Ciencia y Desarrollo* N° 154 Vol. 8 pp. 26-37.
- Montaño, A.N.M. 2000 potencialidad de los hongos micorrizógenos arbusculares de las islas de fertilidad de mezquite (*Prosopis laevigata*) de dos agostaderos semiáridos del Valle de Actopan, México central, un enfoque ecológico para recuperar la vegetación, Tesis de licenciatura en Biología. UNAM FES Zaragoza, México.
- Montaño, N. M., Camargo-Ricalde, S.L., García, S. R., Monroy A. 2007. Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos (Arbuscular mycorrhizae in arid and semiarid ecosystems). Instituto Nacional de Ecología-SEMARNAT, Mundiprensa SA de CV, UAM Iztapalapa, FES Zaragoza, UNAM. Distrito Federal, México. pp 460.
- Mukerji, K. G. 1996. *Concepts in Mycorrhizal Research*. Kluwer Academic Publisher Netherlands.
- Mukerji, K.G. y Chamola, B.P. 2000. *Mycorrhizal Biology*. Kluwer Academic I Plenum Publisher. Estados Unidos.

- Nakano, A., Kazushi, T. y Kimura M. 2001. Effect of host shoot clipping and nitrogen en Sources for Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Mycorrhiza* 10 p3.
- Nobel, P. S. 1998. Los incomparables agaves y cactus. Trillas. México, D. F. pp. 211
- Orozco, A. M. S. 1993. Efecto de la profundidad de siembra y la fertilización en el establecimiento de tres zacates forrajeros. Tesis de Maestría, Colegio de Postgraduados, Montecillo, México.
- Ortega L. M. 2002. Arbuscular Mycorrhizal fungi (AMF) spore abundance is affected by wastewater pollution in soli of Mezquital Valley in Central Mexico pp 676-681.
- Ortega H. H.A. y Ordoñez V. C. 2006. Hongos Micorrízicos Arbusculares de ocho localidades del Valle del Mezquital, Hidalgo. Tesis de licenciatura para obtener el título de Biólogo. FES Zaragoza. UNAM. pp. 90.
- Papálotzi, S.I. 2008. Regeneración *in vitro* de *Agave salmiana* y determinación de azúcares totales. Tesis de licenciatura, Instituto Tecnológico del Altiplano de Tlaxcala, SEP pp 81.
- Payne, B. J. y M. Sterling, T. 2004. El potencial hídrico en las plantas. Universidad Estatal de Nuevo México. Departamento de Entomología, Fitopatología, y Malezas.
- Paz, C. I. 2006. Establecimiento de plántulas de mezquite (*Prosopis laevigata*) inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares bajo un sistema prehispánico de riego por goteo en una zona semiárida deteriorada. Tesis de licenciatura Biología. UNAM Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. México
- Pedersen C., y D. M. Sylvia 1996. Mycorrhiza ecological implications of plant interactions. En: Concepts in mycorrhizal research. Kluwer Academic Publisher. Netherlands. pp. 195-222
- Reyes- Quintanar, C. K. 2000. Estudio microbiológico de la rizósfera e interrizosfera de *Neobuxbaumia tetepo* y *Prosopis laevigata*. UNAM. Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas. pp. 20-22
- Reynolds, J.F. 2001. Desertification. Encyclopedia of Biodiversity. 2. Academic Press, Nueva York, pp61-78.
- Rincón, E., Huante, P. y Ramírez, J. 1993. Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on biomass production by de cactus *Pachycereus pecten-aboriginum*. *Mycorrhiza* N.3 pp. 79-81.
- Rocha, M., Good, S., Molina, F.F., Arita, H.T., Castillo, A., García-Mendoza, A, Silva-Montellano, A, Gaut, S.B, Souza, V. y Eguiarte, L. E. 2006. Pollination biology and adaptive radiation of Agavaceae, with special emphasis on the genus *Agave*. *Aliso* 22 pp 329-344.

- Robson, A. D. Abbott, L.K. y Malajczuc, N. 1994. Management of Mycorrhizas in agriculture, Horticulture and forestry. Kluwer Academic Publishers. Netherlands.
- Rosenblueth, M., Martinez J. y Martinez E. 2001. Ecología química en la rizosfera y en las simbiosis de plantas UNAM México pp. 99-136.
- Rzedowski J. 1988. Análisis de la distribución geográfica del complejo *Prosopis* (Leguminosae, Mimosoideae) en Norteamérica. Acta Botánica mexicana, 3:7-19.
- Rzedowski de G. C. y Rzedowski J. 2001. Flora fanerogámica del Valle de México. Instituto de Ecología A.C. México. pp. 250-253.
- Rzedowski, J. 2006. Vegetación de México. 1era edición digital, Comisión Nacional para el conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México.
- Salisbury, B. F. y Ross, W. C. 2000. Fisiología de las plantas. Editorial Paraninfo. España. pp. 913.
- Schübler, A., Schwarzott, D. y Walter, C. 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. Mycology Research. 105:1413-1421.
- Scheidel, U., Bruelheide, H. 2005. Effects of slug herbivory on the seedling establishment of two montane Asteraceae species. Flora 200 pp. 309-320.
- Schüßler, 2001. "Analysis of partial *Glomales* SSU rRNA gene sequences: implications for primer design and phylogeny". *Mycol. Res.* 105 (1): 5-15. Doi: 10.1017/S0953756200003725.
- Simancas O. J.E. 2007. Influencia de los Hongos Micorrizogenos Arbusculares y de *Azospirillum brasilense* y de su interacción sobre el desarrollo de plántulas de Maguey (*Agave salmiana*) en condiciones de invernadero. pp. 32- 43.
- Smith, S.E. y Gianinazzi-Person, V. 1998. Physiological interactions between symbionts in vesicular-arbuscular mycorrhizal plants. Annual Reviews of plant Physiology and plant Molecular Biology 39: 221-244.
- Smith, S.E. y Read, D. J. 1997. Mycorrhizal symbiosis. Academia Press, San Diego.
- Taiz y Zeiger. 2002. Plant physiology. Fourth edition. Sinauer Associates.
- Torres Álvarez, A. E. 2005. Establecimiento de plántulas de mezquite inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), bajo condiciones de sequía en un invernadero. Tesis de Licenciatura. FES Zaragoza UNAM. pp. 80.
- Valiente- Banuet, A. 1996. La conservación de los desiertos: un desafío. Ocelotl. Revista Mexicana de la conservación. PRONATURA vol. 4: 34-37.

- Varela, L. y Trejo, D. 2001. Los hongos micorrizogenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. Acta de Zool. 1 pp21- 55.
- Varma, A. 1998. Mycorrhiza Manual. Springer- Verlag. Germany.
- Velasco-Molina. 1991. Las zonas áridas y semiáridas sus características y su manejo. Limusa. México. pp. 725.
- Villar, R., Ruiz-Robledo, J., Luis-Quero, J, Herndrik, P., Valladares F., Marañon, T. 2004. Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante. Ministerio del Medio Ambiente pp 191-227.
- Wall, D. H., Bardgget, R. d:, Behan V., Herrick, J., Jones, T, Karl R., Six, J., Strong D. R y Van der Putten W. 2012. Soil Ecology and Ecosystem Services. Oxford University Press. pp. 424.
- Wilkinson, D. M. 2001. Mycorrhizal evolution. Ecology and evolution Vol. 16 N. 2
- Young, G., Smith, A. y Smith E. 2003. Phosphorus efficiencies and responses of barley *Hordeum vulgare* to arbuscular micorrizal fungi grow in highly calcareous soil. Mycorrhiza 13 pp 21.
- Zomlefer, W. B. 2001. Guide to Flowering Plant Families. University of North Carolina Press Chapel Hill a London. U. S. pp. 3-4, 160-164.

Paginas de Internet:

- 1.- www.biologia.edu.ar/fungi/micorrizas.htm consultada el 04-04-13
- 2.- www.surconsult.com.py/ccu/2006/febrero2006/estres.htm consultada el 14-01-10
- 3.- http://es.wikipedia.org/wiki/Agave_salmiana consultada el 25-10-12
- 4.- www.hiperbiologia.net/fungi/micorrizas.htm consultada 16-07-12
- 5.- <http://www3.unileon.es/personal/wwdbvcac/index.htm> consultada el 23-06-12
- 6.- www.mapas-de-mexico.com consultada el 08-01-14

17. ANEXOS

Altura de *Prosopis laevigata*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
ALTURA	21	4.01	1.49	0.94	0.5152

Prueba T para muestras Independientes

Variable: ALTURA - Clasific: TRATAMIENTO - prueba: Bilateral

	Grupo 1	Grupo 2
	M-	M+
n	4	16
Media	2.31	4.47
Media (1) - Media (2)	-2.16	
LI (95)	-3.65	
LS (95)	-0.66	
pHomVar	0.0579	
T	-3.04	
p-valor	0.0071	

Pinnas de *Prosopis laevigata*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
PINNAS	19	4.87	3.07	0.85	0.0100

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
PINNAS	M-	3	1.73	1.14	1.40	5.51	0.0599
PINNAS	M+	16	5.45	2.97	6.12		

Tasa de crecimiento relativo *Prosopis laevigata*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
TCR	35	0.01	4.5E-03	0.93	0.1387

Prueba T para muestras Independientes

Variable: tcr - Clasific: tratamiento - prueba: Bilateral

	Grupo 1	Grupo 2
	sd	M+
n	10.00	25
Media	0.01	0.01
Media (1) - Media (2)	-2.6E-03	
LI (95)	-0.01	
LS (95)	8.1E-04	
pHomVar	0.1705	
T	-1.54	
p-valor	0.1320	

Diámetro de *Prosopis laevigata*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
DIAMETRO	20	1.79	1.02	0.88	0.0356

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
DIAMETRO	M-	4	1.55	1.30	1.50	0.22	0.6361
DIAMETRO	M+	16	1.85	0.98	2.24		

Evotranspiración acumulada *Prosopis laevigata*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
ETR	22	259.46	50.21	0.94	0.4220

Prueba T para muestras Independientes

Variable: ETR - Clasific: Tratamiento - prueba: Bilateral

	Grupo 1	Grupo 2
	M-	M+
n	4	18
Media	321.75	245.61
Media (1) - Media (2)	76.14	
LI (95)	28.61	
LS (95)	123.67	
pHomVar	0.4731	
T	3.34	
p-valor	0.0032	

Potencial hídrico de *Prosopis laevigata*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Potencial hídrico	10	-1.84	1.13	0.90	0.3605

Prueba T para muestras Independientes

Variable:Potencial hídrico - Clasific:Tratamiento - prueba:Bilateral

	Grupo 1	Grupo 2
	M-	M+
n	5	5
Media	-1.98	-1.69
Media (1) -Media (2)	-0.29	
LI (95)	-2.03	
LS (95)	1.45	
pHomVar	0.5182	
T	-0.38	
p-valor	0.7103	

Eficiencia en el uso del agua de *Prosopis laevigata*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
EUA	10	1.5E-03	4.2E-04	0.84	0.0739

Prueba T para muestras Independientes

Variable:EUA - Clasific:TRATAMIENTO - prueba:Bilateral

	Grupo 1	Grupo 2
	sd	M+
n	5.00	5
Media	1.1E-03	1.9E-03
Media (1) -Media (2)	-7.6E-04	
LI (95)	-9.7E-04	
LS (95)	-5.4E-04	
pHomVar	0.3498	
T	-8.18	
p-valor	<0.0001	

Cociente raíz-vástago de *Prosopis laevigata*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
R/V	10	0.75	0.45	0.94	0.6639

Prueba T para muestras Independientes

Variable:R/V - Clasific:Tratamiento - prueba:Bilateral

	Grupo 1	Grupo 2
	M-	M+
n	5	5
Media	0.58	0.91
Media (1) -Media (2)	-0.33	
LI (95)	-0.97	
LS (95)	0.32	
pHomVar	0.7893	
T	-1.16	
p-valor	0.2786	

Biomasa raíz seca

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
BIOMASA RAIZ SECA	10	0.10	0.07	0.79	0.0110

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
BIOMASA RAIZ SECA	M-	5	0.06	0.02	0.06	4.81	
							0.0317
BIOMASA RAIZ SECA	M+	5	0.15	0.08	0.10		

Biomasa raíz húmeda.

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Biomasa húmeda de raíz	10	0.14	0.12	0.75	0.0028

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa húmeda de raíz	M-	5	0.08	0.03	0.09	3.15	0.0952
Biomasa húmeda de raíz	M+	5	0.20	0.16	0.16		

Biomasa vástago seco

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
BIO V. S.	M-	5	0,13	0,07	0,15	1,32	0,2857
BIO V. S.	M+	5	0,17	0,08	0,16		

Biomasa vástago húmedo

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p (Unilateral D)
BIOMASA HUMEDA DEL VASTAGO.	10	0.27	0.21	0.69	0.0004

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
BIOMASA H. V.	M-	5	0.17	0.06	0.16	4.81	0.0317
BIOMASA H. V.	M+	5	0.38	0.26	0.27		

Biomasa húmeda total

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
BIOMASA TOTAL HUMEDA	10	0.40	0.26	0.83	0.0428

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
BIOMASA T H	M-	5	0.23	0.06	0.19	4.81	0.0317
BIOMASA T H	M+	5	0.57	0.26	0.49		

Biomasa seca total

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
BIO T. S	M-	5	0,19	0,05	0,20	1,84	0,1905
BIO T. S.	M+	5	0,32	0,13	0,33		

% de supervivencia de *Prosopis laevigata*

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
SUPERVIVENCIA	M-	25	0,16	0,37	0,00	11,53	0,0001
SUPERVIVENCIA	M+	25	0,72	0,46	1,00		

Altura de *Agave salmiana*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
ALTURA	40	2.50	0.69	0.93	0.0865

Prueba T para muestras Independientes

Variable:ALTURA - Clasific:TRATAMIENTO - prueba:Bilateral

	Grupo 1	Grupo 2
	M-	M+
n	16	24
Media	2.07	2.78
Media (1) -Media (2)	-0.71	
LI (95)	-1.10	
LS (95)	-0.32	
pHomVar	0.0597	
T	-3.66	
p-valor	0.0008	

Número de pencas de *Agave salmiana*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
PENCAS	37	1.79	1.29	0.88	0.0020

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
PENCAS	M-	13	1.13	0.45	1.00	4.54	0.0326
PENCAS	M+	24	2.15	1.45	2.32		

Diámetro

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
DIAMETRO	37	1.63	1.21	0.91	0.0145

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
DIAMETRO	M-	13	1.42	0.70	1.40	0.09	0.7621
DIAMETRO	M+	24	1.74	1.42	1.58		

Tasa de crecimiento relativo de *Agave salmiana*

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TCR	M-	12	4,7E-03	0,01	2,9E-03	4,05	0,0439
TCR	M+	24	0,01	4,0E-03	0,01		

Eficiencia en el uso del agua *Agave salmiana*

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA	M-	5	0,01	3,2E-03	0,01	4,81	0,0317
EUA	M+	5	0,07	0,06	0,10		

Evapotranspiración *Agave salmiana*

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
EVAPOTRANSPIRACION	36	306.87	50.72	0.89	0.0040

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
ETR	M-	12	273.38	61.29	288.31	7.57	0.0059
ETR	M+	24	323.61	35.21	332.47		

Cociente raíz-vástago de *Agave salmiana*

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
R/V	M-	5	0,77	0,17	0,84	3,15	0,0794
R/V	M+	5	0,30	0,36	0,06		

Biomasa vástago húmedo.

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
BIO V. H.	M-	5	0,24	0,39	0,07	0	0,9365
BIO V. H.	M+	5	0,10	0,06	0,08		

Biomasa raíz seca agave

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
BIO R. S.	M-	5	4,4E-03	3,0E-04	4,3E-03	0,27	0,8095
BIO R. S.	M+	5	4,7E-03	6,5E-04	4,7E-03		

Biomasa seca total

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
BIOMASA SECA TOTAL	10	0.26	0.12	0.85	0.0978

Prueba T para muestras Independientes

Variable: BIOMASA SECA TOTAL - Clasific: TRATAMIENTO - prueba: Bilateral

	Grupo 1	Grupo 2
	M-	M+
n	5	5
Media	0.19	0.32
Media (1) - Media (2)	-0.13	
LI (95)	-0.27	
LS (95)	0.02	
pHomVar	0.0921	
T	-2.02	
p-valor	0.0779	

Biomasa seca del vástago

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
BIOMASA SECA DEL VASTAGO	10	0.03	0.04	0.59	<0.0001

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
BIOMASA S VASTAGO	M-	5	0.01	2.0E-03	0.01	4.81	0.0317
BIOMASA S VASTAGO	M+	5	0.06		0.05		0.09

Biomasa húmeda total

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Biomasa húmeda total	10	0.19	0.27	0.57	<0.0001

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa húmeda total	M-	5	0.25	0.39	0.08	0.01	0.9365
Biomasa húmeda total	M+	5	0.12	0.08	0.12		

% de supervivencia de *Agave salmiana*

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Supervivencia	M-	25	0,76	0,44	1,00	1 1,4	0,0437
Supervivencia	M+	25	0,96	0,20	1,00		