



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**  
**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA**



**CARRERA DE BIOLOGÍA**

**Establecimiento de plántulas de *Prosopis laevigata*, inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares cultivadas con *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*, bajo condiciones de laboratorio**

**TESIS**

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE**

**B I Ó L O G O**

**PRESENTAN:**

**PABLO PABLO EPIFANIO  
ROBLES ARREDONDO JANETTE GISSEL**

**DIRECTOR DE TESIS: DR. MONROY ATA ARCADIO  
UNIDAD DE INVESTIGACIÓN EN ECOLOGÍA VEGETAL**

**Ciudad de México, agosto de 2019**



Universidad Nacional  
Autónoma de México



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

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

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

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

## *Agradecimientos*

Le damos las gracias a nuestra segunda casa, la UNAM, y a la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, por habernos permitido tener una formación profesional, gracias a todos nuestros profesores, por aportarnos tantos conocimientos, y a todas las personas que de manera directa o indirecta nos apoyaron en la culminación de este trabajo.

A nuestro apreciable director de tesis, Dr. Arcadio Monroy Ata, por abrirnos las puertas de la unidad de ecología vegetal, por la confianza, paciencia, y el apoyo brindado en todo momento, agradecemos cada detalle, así como las palabras que nos motivaban a esforzarnos cada día más.

A cada uno de los miembros del jurado:

Dra. Esther Matiana García Amador

Dr. Arcadio Monroy Ata

M. en C. Bárbara Susana Luna Rosales

Biòl. Leticia López Vicente

Biòl. Marco Antonio Hernández Muñoz

A cada uno de ustedes le agradecemos infinitamente su valiosa contribución a este trabajo, dado que sin su experiencia, comentarios, consejos, y su apoyo, nada de esto hubiera sido posible. Les agradecemos mucho su tiempo, pues a pesar de las dificultades siempre estuvieron presentes, haciéndonos sentir acompañados.

A todos integrantes de la unidad de ecología vegetal, por su compañía, ayuda y consejos que facilitaron la realización del trabajo, principalmente a nuestra estimada amiga la Biòl. Yolanda Maribel Flores, pues siempre de una u otra forma se preocupó por nosotros, y nos apoyó en cada momento.

A los profesores, Roberto Cristóbal, Joel Carmona, Maricela Arteaga, German Calva, Ramiro Ríos, Yolanda Cortés, Itzen Aguiñiga, Adolfo Jiménez, y Samuel Lince (Q.E.P.D), por dejar huella en nuestra formación como personas y profesionales.

*A la UNAM y la beca de Titulación- Egresados Alto Rendimiento por el apoyo económico recibido para el desarrollo de esta investigación.*

## *Dedicatorias*

Este trabajo lo dedico principalmente a mi papi, Francisco Robles, y a mi abuelita hermosa Antonia Robles, por apoyarme, creer en mí, motivarme e inspirarme, gracias por ser las mejores personas y mis mayores ejemplos de vida, por darme fortaleza, y ayudarme a ser mejor cada día, lo que soy y seré lo debo a ustedes.

A mi novio Pabs (mi Flan), literalmente este trabajo no lo hubiera podido concluir sin ti, gracias por acompañarme en cada etapa de mi vida, porque a pesar de todo nunca has soltado mi mano, por demostrarme que el amor es más grande que cualquier obstáculo y que juntos somos invencibles, gracias por todo tu apoyo, las risas, tu compañía en las buenas y en las malas, por darme fuerza cuando creí que no lo lograría, y darme tranquilidad en los momentos mas estresantes, gracias por formar parte indispensable de mi vida, te amo muchísimo.

A mi mami, Guadalupe Arredondo, por inculcarme el respeto a la vida, por todo tu sacrificio y amor, por ser un gran ejemplo de fortaleza, valentía y esfuerzo, por darme las bases de lo que soy ahora, gracias por darme la vida y acompañarme en ella.

A mis hermanos, Gio, Ger, y Mary, por formar el mejor equipo, por ayudarme a tomar dediciones, por todas las risas, los consejos y el apoyo, por ser como son, ustedes forman parte vital de cada uno de mis logros.

A mis tíos, Ramon, porque aún de lejos siempre me brindas apoyo y motivación, Oscar, por tu apoyo, paciencia y la presión psicológica jaja, a Lety, por volverte mi amiga, por tu gran apoyo, consejos, risas, y por dejarme conocer a esa maravillosa mujer y grandiosa persona que eres.

A Greis, Karen y Alex, porque siempre aprendo algo de ustedes.

A mis amigos, antes, durante y después de la carrera, principalmente Angie, Sara y Marychelo, por formar parte de mi familia, por las risas, aventuras, por estar siempre pendientes de mí, demostrarme su cariño, y su amistad incondicional.

A todos ustedes los amo con todo mi corazón, y siempre contarán conmigo, gracias por permanecer a mi lado.

Estoy eternamente agradecida por tenerlos en mi vida.

***“Si caminas solo, irás más rápido, si caminas acompañado, llegarás más lejos.”***

## Dedicatorias

A mis padres que sin ellos nada de esto sería posible, muchas gracias por siempre demostrarme su apoyo incondicional y por todo su esfuerzo que me brindaron para que pudiera culminar esta etapa en mi vida, por siempre estar pendiente de mí en todo momento, por preocuparse, pero sobre todo por nunca descuidarme y siempre ser un ejemplo para mí, infinitas gracias.

De igual manera a mi amiga, compañera, hermana, cómplice, amante, a mi novia Giss (Flan) que "literal" sin ella la realización y culminación de todo esto nunca jamás hubiera sido posible, no solo por su valiosa colaboración y aportación llena de disciplina y conocimientos al trabajo si no por todo su apoyo, su motivación, entrega y alegría que le inyectó en todo momento a la tesis y a mí. Solo tu y yo sabemos lo difícil que fue emprender esta gran aventura, los inconvenientes que tuvimos en el camino y como los fuimos llevando a buen puerto. Gracias por cada sonrisa, cada alegría y cada momento lleno de diversión que tuvimos durante la carrera y en la realización de este trabajo, al final los dos vimos la luz al final del túnel y me entusiasma mucho haber tenido este reto contigo, pero me entusiasma mucho más el culminar esta etapa en nuestra vida, seguir más juntos y unidos que nunca, pero, sobre todo, más enamorados, infinitas gracias, te amo demasiado Flan.

A su vez, a mis hermanos que también son parte de cada logro en mi vida, gracias a su constante apoyo que me brindan de una u otra manera, porque siempre se aprende de cada uno de ellos, de igual manera a mis sobrinos que me contagian de su alegría y siempre me sacan una sonrisa.

A mis compas Diego y Tom que durante toda la carrera me compartieron su finísima amistad y me hicieron más a meno las prácticas de campo y mi estancia en la universidad. Igualmente, a mi valedor Fisher y Daniel que son parte de mi familia y siempre me han apoyado en todo momento.

Gracias a todos.

Pablo P. E.

***"Si caminas solo, irás más rápido, si caminas acompañado, llegarás más lejos."***

## CONTENIDO

1.- RESUMEN.....	1
2.- INTRODUCCIÓN.....	2
3.- MARCO TEÓRICO .....	5
Importancia de zonas áridas y semiáridas .....	5
Hongos micorrízicos.....	5
Clasificación taxonómica de los hongos micorrízicos.....	6
Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) .....	8
Morfología básica de HMA .....	9
Micorrizas en zonas áridas y semiáridas.....	11
Beneficios de plantas inoculadas con HMA en zonas áridas y semiáridas.....	11
Mosaicos de vegetación .....	13
Estrés hídrico .....	13
Disponibilidad de agua en el suelo .....	14
Isla de recursos.....	14
<i>Prosopis laevigata</i> (Humb. et Bonpl. ex Willd.) M.C. Johnst.....	15
<i>Cynodon dactylon</i> (L.) Pers.....	16
<i>Agave salmiana</i> B. Otto. ex Salm-Dick.....	17
4.- JUSTIFICACIÓN.....	19
5.- PROBLEMÁTICA .....	20
6.- HIPÓTESIS.....	21
7.- OBJETIVOS .....	21
Objetivos generales.....	21
Objetivos particulares.....	21
8.- MATERIAL Y MÉTODOS .....	22
Diseño experimental.....	22
Obtención y germinación de semillas.....	22
Obtención de inóculo.....	24
Preparación y esterilización de cápsulas.....	24

Preparación y esterilización de suelo .....	24
Realización y esterilización de la cámara de crecimiento .....	25
Inoculación de <i>Prosopis laevigata</i> .....	26
Trasplante de plántulas a las cápsulas .....	26
Montaje de unidades experimentales.....	27
Registro y mediciones de parámetros de desarrollo.....	28
Porcentaje de supervivencia.....	28
Tasa de crecimiento relativo (TCR).....	29
Eficiencia en el uso del agua (EUA).....	29
Evapotranspiración real (ETR) de las plantas .....	30
Biomasa seca y húmeda .....	30
Porcentaje de humedad .....	31
Cociente raíz/vástago (R/V).....	31
Porcentaje de colonización micorrízica.....	32
Análisis estadístico.....	33
9.- RESULTADOS .....	34
Germinación de semillas.....	34
Alturas máximas.....	35
Cobertura.....	36
Número de pinnas, pencas y hojas .....	37
Tasa de crecimiento relativo (TCR).....	40
Eficiencia en el uso del agua (EUA).....	41
Transpiración.....	42
Evapotranspiración real (ETR) de las plantas .....	42
Biomasa húmeda del vástago .....	43
Biomasa seca del vástago .....	44
Biomasa húmeda de la raíz.....	45
Biomasa seca de la raíz .....	46

Porcentaje de humedad .....	47
Cociente raíz/vástago (R/V) .....	48
Porcentaje de colonización micorrízica.....	49
10.- DISCUSIÓN.....	52
11.- CONCLUSIÓN.....	53
12.- REFERENCIAS.....	54
13.- ANEXOS .....	60
1.- Altura máxima de <i>Prosopis laevigata</i> con y sin micorrizas. Prueba t de Student... .....	74
2.- Altura máxima de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Agave salmiana</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	74
3.- Altura máxima de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Cynodon dactylon</i> con y sin micorrizas. Prueba t de Student.....	74
4.- Altura máxima de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> y <i>Cynodon dactylon</i> con y sin micorrizas. Kruskal Wallis.....	74
5.- Cobertura de <i>Prosopis laevigata</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	74
6.- Cobertura de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Agave salmiana</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	75
7.-Cobertura de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba t de Student.....	75
8.- Cobertura de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> y <i>Cynodon dactylon</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	75
9.- Número de pinnas de <i>Prosopis laevigata</i> , con y sin micorrizas. Prueba t de Student.....	75
10.- Número de pinnas y pencas de <i>Prosopis laevigata</i> , y <i>Agave salmiana</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	75
11.- Número de pinnas y hojas de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba t de Student .....	75
12.- Número de pinnas, pencas y hojas de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , y <i>Cynodon dactylon</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	76
13.- Tasa de crecimiento relativo de <i>Prosopis laeviaga</i> con y sin micorrizas Prueba de Kruskal Wallis.....	76

14.- Tasa de Crecimiento Relativo de <i>Prosopis laeviaga</i> y <i>Agave salmiana</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	76
15.- Tasa de Crecimiento Relativo de <i>Prosopis laeviaga</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	76
16.- Tasa de Crecimiento Relativo de <i>Prosopis laeviaga</i> , <i>Agave salmiana</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	76
17.- Eficiencia del uso del agua de <i>Prosopis laeviaga</i> . Prueba t de Student.....	77
18.- Eficiencia del uso del agua de <i>Prosopis laeviaga</i> y <i>Agave salmiana</i> Prueba de Kruskal Wallis.....	77
19.- Eficiencia del uso del agua de <i>Prosopis laeviaga</i> y <i>Cynodon dactylon</i> Prueba de Kruskal Wallis... ..	77
20.- Eficiencia del uso del agua de <i>Prosopis laeviaga</i> , <i>Agave salmiana</i> y <i>Cynodon dactylon</i> Prueba de Kruskal Wallis.....	77
21.- Transpiración del tratamiento de <i>Prosopis laevigata</i> con y sin micorrizas Prueba t de Student.....	78
22.- Transpiración del tratamiento de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Agave salmiana</i> , con y sin micorrizas. Prueba t de Student.....	78
23.- Transpiración del tratamiento de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	78
24.- Transpiración del tratamiento de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	78
25.- Evapotranspiración del tratamiento de <i>Prosopis laevigata</i> con y sin micorrizas Prueba t de Student.....	79
26.- Evapotranspiración del tratamiento de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Agave salmiana</i> , con y sin micorrizas. Prueba t de Student.....	79
27.- Evapotranspiración del tratamiento de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba t de Student .....	79
28.- Evapotranspiración del tratamiento de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba t de Student... ..	79
29.- Biomasa húmeda (g) del vástago de <i>Prosopis laevigata</i> , con y sin micorrizas. Prueba t de Student.....	80
30.- Biomasa húmeda (g) del vástago de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Agave salmiana</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	80
31.- Biomasa húmeda (g) del vástago de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	80

32.- Biomasa húmeda (g) del vástago de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , y <i>Cynodon dactylon</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	80
33.- Biomasa seca (g) del vástago de <i>Prosopis laevigata</i> , con y sin micorrizas. Prueba t de Student.....	81
34.- Biomasa seca (g) del vástago de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Agave salmiana</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	81
35.- Biomasa seca (g) del vástago de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	81
36.- Biomasa seca (g) del vástago de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , y <i>Cynodon dactylon</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis... ..	81
37.- Biomasa húmeda (g) de la raíz de <i>Prosopis laevigata</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	82
38.- Biomasa húmeda (g) de la raíz de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Agave salmiana</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	82
39.- Biomasa húmeda (g) de la raíz de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Cynodon dactylon</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	82
40.- Biomasa húmeda (g) de la raíz de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , y <i>Cynodon dactylon</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	82
41.- Biomasa seca (g) de la raíz de <i>Prosopis laevigata</i> , con y sin micorrizas Prueba de Kruskal Wallis.....	82
42.- Biomasa seca (g) de la raíz de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Agave salmiana</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	83
43.- Biomasa seca (g) de la raíz de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Cynodon dactylon</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	83
44.- Biomasa seca (g) de la raíz de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , y <i>Cynodon dactylon</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	83
45.- Porcentaje de humedad de <i>Prosopis laevigata</i> con y sin micorrizas. Prueba de Prueba de Kruskal Wallis .....	83
46.- Porcentaje de humedad de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Agave salmiana</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	83
47.- Porcentaje de humedad de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	84
48.- Porcentaje de humedad de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	84
49.- Cociente Raíz/Vástago de <i>Prosopis laeviaga</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	84

50.- Cociente Raíz/Vástago de <i>Prosopis laeviaga</i> y <i>Agave salmiana</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	84
51.- Cociente Raíz/Vástago de <i>Prosopis laeviaga</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	85
52.- Cociente Raíz/Vástago de <i>Prosopis laeviaga</i> , <i>Agave salmiana</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	85
53.- Porcentaje de colonización micorrízica de <i>Prosopis laevigata</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis. Prueba t de Student.....	85
54.- Porcentaje de colonización micorrízica de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Agave salmiana</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis .....	85
55.- Porcentaje de colonización micorrízica de <i>Prosopis laevigata</i> y <i>Cynodon dactylon</i> , con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	86
56.- Porcentaje de colonización micorrízica de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> y <i>Cynodon dactylon</i> con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.....	86

## RESUMEN

Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) son determinantes en la sucesión y la composición de las comunidades vegetales terrestres, pues se sabe que éstos promueven diferencialmente el crecimiento de las distintas especies de plantas. En este trabajo se evaluó el establecimiento de plántulas de mezquite (*Prosopis laevigata*), previamente inoculadas con HMA y sus testigos sin micorrizar, respecto a otras dos especies sin inóculo (*Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*), que se cultivaron simultáneamente en la misma maceta. Las especies vegetales se conformaron en cuatro distintas unidades experimentales: (*Prosopis laevigata* / *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana* / *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon* / *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*) en condiciones de laboratorio e invernadero. Para esto se utilizaron lotes de 48 macetas, 24 inoculadas con HMA (+) y 24 como control HMA (-), más otras 5 macetas sin plantas donde se registró la evaporación de agua del sustrato. Cada individuo vegetal, micorrizado o no, fue trasplantado a las macetas con la finalidad de evaluar el efecto de la micorrización sobre el establecimiento de las plantas y después fueron colocados en una cámara de crecimiento. Las plantas trasplantadas a las macetas fueron cultivadas durante 7 semanas en la cámara de crecimiento con luz controlada, teniendo 12 horas de oscuridad y 12 horas de luz, en condiciones de laboratorio. Durante el periodo de tiempo en la cámara de crecimiento se registraron las variables de respuesta vegetal que fueron: altura máxima, cobertura y número de pinnas para *Prosopis laevigata*, pencas para *Agave salmiana* y hojas para *Cynodon dactylon*; a partir de los datos de altura se calculó tasa de crecimiento relativo (TCR). Además, se llevó un control de la cantidad de agua regada semanalmente, el cual se utilizó para evaluar la evapotranspiración (ETR) y la transpiración. Al finalizar las 7 semanas de mediciones, se cosecharon las plantas de cada especie de las que estuviera conformada la unidad experimental, inoculadas con HMA y sin tratamiento HMA, para obtener el peso húmedo y seco del vástago y raíz; también se calculó la eficiencia en el uso del agua (EUA), el cociente raíz/vástago, el porcentaje de humedad y se realizó la determinación del porcentaje de colonización micorrízica.

Los resultados muestran que la inoculación de las plantas de *Prosopis laevigata* aumenta de manera significativa el porcentaje de colonización micorrízica con valores de 74.4 % con HMA y 7.7 % sin HMA, en *Agave salmiana* 58.3 % con HMA y 13.3 % sin HMA, y en *Cynodon dactylon* 55% con HMA y 13.8% sin HMA. El experimento también mostró que las plantas micorrizadas de mezquite desarrollan mayor número de pinnas, cobertura y altura con relación a las otras especies y sus testigos, con diferencias estadísticas a favor de las plantas micorrizadas. Además, se determinó que las unidades experimentales inoculadas con HMA, presentaron valores más altos en transpiración y evapotranspiración. Se concluye que plantas de *Prosopis laevigata* inoculadas con HMA, influyen en la colonización de las especies vecinas, facilitando su establecimiento. Así mismo en este trabajo se presentó una metodología de cultivo de plántulas lo que resultó ser eficiente con 100% de supervivencia de los vegetales.

## INTRODUCCIÓN

En la actualidad, uno de los principales factores que influyen directamente en el deterioro de los ecosistemas terrestres es la erosión de sus suelos. La erosión es un conjunto de procesos por los cuales las partículas del suelo son removidas de su lugar por agentes como el agua, el viento, el ser humano o la acción biológica. La erosión edáfica constituye una causa importante de la degradación del ambiente y es uno de los factores limitantes más serios a los que se enfrenta la agricultura, además que influye en la pérdida de la biodiversidad (Montaño y Monroy, 2000).

México se coloca en América Latina como un país con fuertes problemas de erosión. Las regiones donde la lluvia es irregular y escasa, es decir, las zonas áridas y semiáridas, son el hábitat de especies cuya variedad florística es elevada, como es el caso de las plantas suculentas (cactáceas, agaváceas y crasuláceas, entre otras), (Rzedowski, 1968).

Las zonas áridas, se definen como aquellas regiones cuya provisión de agua es escasa, ya que su precipitación y su humedad atmosféricas tienen valores muy por debajo del promedio mundial anual (Rzedowski, 1968).

Las zonas áridas y semiáridas ocupan más de la mitad del territorio mexicano y están cubiertas en su mayor parte por diversos tipos de comunidades arbustivas que, de acuerdo con Rzedowski (1978), reciben el nombre genérico de matorral xerófilo, que alternan con pastizales y con algunos manchones aislados de vegetación arbórea (Cervantes, 2002).

Los matorrales xerófilos abarcan diversas comunidades vegetales de porte arbustivo, dominantes en los climas áridos y semiáridos de México, que cubren y dominan la mayor parte del Altiplano Mexicano, las planicies costeras de los estados de Tamaulipas y Sonora, la Península de Baja California y una parte importante del Valle de Tehuacán–Cuicatlán en los estados de Puebla y Oaxaca. Comprenden una flora en la cual predominan los géneros de afinidad neotropical (37%), sobre todo endémicos, con una contribución de 44% de los géneros, cifra que crece a 60% al considerar las afinidades florísticas al nivel de especie, con lo que estos tipos de vegetación están entre los más importantes de México (Rzedowski, 1998). Sin embargo, en los últimos 100 años, los matorrales y pastizales xerófilos fueron sometidos a un intenso sobrepastoreo, debido a la introducción del ganado bovino y en especial del ganado caprino (Cervantes, 2002).

No obstante, la diversidad florística de las comunidades arbustivas de zonas áridas es moderada (6000 especies descritas); éstas aún poseen un gran potencial de recursos naturales susceptibles de ser aprovechados de manera racional y sostenible, para contribuir al mejoramiento de los niveles de vida del sector rural, en particular, ya que ofrecen múltiples alternativas de utilización (Cervantes, 2002). Por ello, es necesario buscar técnicas que permitan revertir la pérdida de vegetación y la erosión del suelo (Monroy *et al.*, 2007).

Los suelos de los ambientes áridos y semiáridos son generalmente pobres en fósforo. Por esta razón, el papel de los hongos micorrizógenos arbusculares es determinante en el crecimiento en estos ecosistemas. Diversos estudios han reportado que la aplicación de inóculos de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) es una alternativa recomendable para favorecer el establecimiento y crecimiento de plantas, en programas de recolonización vegetal de suelos (Monroy *et al.*, 2007).

En el caso particular de los ecosistemas áridos y semiáridos, el establecimiento vegetal se incrementa cuando se utilizan plantas micorrizadas, las cuales tienen mayor protección y tolerancia a las condiciones adversas del suelo y del clima (Caravaca *et al.*, 2003); de la misma manera, Cuenca y Lovera (1994) manifiestan que, para la rehabilitación ecológica de zonas degradadas, se pueden utilizar inóculos micorrízicos nativos y semillas de plantas también locales (Monroy y García, 2009). En el caso de los suelos áridos y semiáridos el establecimiento de árboles y arbustos leñosos es de importancia ecológica y económica, así como una alternativa para la rehabilitación del suelo, evitando la progresiva erosión (Montaño y Monroy, 2000).

En zonas semiáridas, con vegetación del tipo de matorral xerófilo rosetófilo y crasicalescente, las especies leñosas como mezquites, huizaches, nopales, magueyes y gatuños (*Prosopis*, *Acacia*, *Opuntia*, *Agave* y *Mimosa*, respectivamente), son la base estructural de la comunidad vegetal, además de generar múltiples interacciones ecológicas; estas especies son nucleadoras de la vegetación en estos ambientes y son determinantes en el desarrollo de la comunidad, así como en la composición y dinámica de la vegetación y la fauna, ya que las leñosas actúan como plantas nodrizas de la colonización vegetal; también, son refugio y fuente de alimento para la fauna silvestre y conforman microclimas e islas de recursos (Monroy y García, 2009 ).

Desde 1996, Vázquez y Batis señalaron la problemática a la que se enfrenta la vegetación nativa en el territorio nacional, debido al inadecuado uso de los recursos naturales. Así como la urgencia de emplear no solo prácticas de conservación sino de restauración ecológica, ya que éstas pueden detener el proceso de deterioro del suelo, por medio del establecimiento de una nueva cubierta vegetal, la cual evita el proceso de erosión, dado que reduce la velocidad cinética del viento y del agua de lluvia al chocar con las hojas de las plantas; así mismo, la vegetación facilita la infiltración hídrica, además de que esta aportan materia orgánica al suelo, favoreciendo la formación de agregados, asegurando así el crecimiento de más vegetación original, para lograr rehabilitar el suelo con una composición florística similar al ecosistema presente antes de la perturbación, mediante la reconstrucción de la diversidad vegetal preexistente (Peña,2002).

Sin embargo, una apropiada reintroducción del mosaico de vegetación debe tomar en cuenta la relación con bacterias, hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), etc., del suelo, además de la selección de micrositos en suelos que favorezcan un rápido crecimiento de las raíces y el establecimiento vegetal (Monroy y García, 2009).

En la naturaleza se presentan diversas interacciones entre diferentes poblaciones microbianas y las raíces de las plantas. Las asociaciones benéficas o mutualistas más estudiadas son las que se establecen entre bacterias fijadoras de nitrógeno, como es el caso de *Rhizobium*, con plantas leguminosas. En años recientes, las micorrizas que se establecen entre las hifas de hongos del suelo y las raíces han adquirido un gran interés porque son reconocidas como las principales estructuras de captación de nutrimentos, que mejoran la supervivencia de la mayoría de las plantas (Smith y Read, 1997). Es por eso que una técnica usada para poder llevar a cabo un proceso de restauración ecológica es la asociación micorrízica, donde Clark y Zeto (2000), la definen, como la forma por la cual la mayoría de las plantas complementan sus requerimientos de nutrición y absorción de agua en la naturaleza. Los hongos micorrízicos, en virtud de su extensa red hifal, aumentan el área de exploración del suelo, permitiendo a la mayoría de las plantas acceder a las fuentes de nutrientes inmóviles, principalmente fósforo y aumentar la absorción de aquellos móviles.

Estas asociaciones micorrízicas son cosmopolitas debido a su presencia en la mayoría de los hábitats naturales terrestres y generalistas por el amplio número de familias de plantas susceptibles de ser micorrizadas. Se estima que las hifas externas proporcionan hasta un 80% del fósforo y 25% del nitrógeno requeridos por la planta. A cambio, el hongo además de contar con un hábitat, recibe azúcares simples derivados de la fotosíntesis efectuada por el hospedero.

Los recursos del suelo limitan la productividad en todos los hábitats terrestres, incluso en suelos fértiles, sin embargo, la alta productividad puede rápidamente agotar los nutrientes disponibles aumentando la demanda y la competencia por ellos. Asimismo, la competencia por el agua afecta de manera similar las interacciones entre plantas, regulando la adquisición de los recursos, la asociación micorrízica puede contribuir a regular la estructura y distribución de las comunidades vegetales (Allen y Allen, 1992).

Por ello, en este proyecto se plantea un experimento para analizar la influencia de micorrización en una planta que tiene el papel de planta nodriza (*Prosopis laevigata*) y su respuesta con especies leñosas y herbáceas, al establecerse en condiciones controladas de laboratorio. La finalidad es determinar la interacción inicial para conformar mosaicos vegetales, pues la información resultante podría ser relevante en la restauración ecológica.

## MARCO TEÓRICO

### Importancia de zonas áridas y semiáridas.

La vegetación de las zonas áridas de México es muy diversa en formas de vida y especies. Dominan los arbustos de diferente tipo, asociados con pastizales, sobre todo en áreas de transición de ambientes semiáridos a templados. Se estima que la flora que las constituye está representada por unas seis mil especies, de las cuales 50% se restringe a México (González, 2012). Entre ellas, 146 especies de agaves y 715 de cactáceas (CONABIO Y SEMARNAT, 2009).

Las zonas áridas se caracterizan esencialmente porque la precipitación pluvial media anual está comprendida entre 50 y 200 mm; a su vez, las zonas semiáridas o semidesierto tienen precipitaciones pluviales de 200 a 650 mm anuales (De la Rosa y Monroy, 2006). Los matorrales xerófilos abarcan diversos tipos de vegetación de las zonas áridas y semiáridas con la mayor extensión en México, prácticamente 30% de la cobertura total del territorio (CONABIO Y SEMARNAT, 2009). Tienen una fisonomía en la que predominan los arbustos de baja estatura, con baja densidad, es decir abierta, debido a que las condiciones de aridez limitan la producción de biomasa. Se pueden agrupar en tres variantes, de acuerdo con la forma de vida de los componentes vegetales dominantes: leñosos, suculentos y herbáceos (Challenger y Soberón, 2008).

La enorme diversidad de las condiciones ambientales de las zonas áridas de México, más la riqueza genética de las plantas, se refleja en una gran variedad de las formas de vida o formas de crecimiento (González, 2012).

### Hongos micorrízicos

Las micorrizas (del griego *mykes*, hongo y *rhiza*, raíz) representan la asociación entre algunos hongos (micobiontes) y las raíces de las plantas (fitobiontes). En esta asociación, la planta le proporciona al hongo carbohidratos y un microhábitat para completar su ciclo de vida; mientras que el hongo, a su vez, le permite a la planta una mejor captación de agua y nutrientes minerales con baja disponibilidad en el suelo (principalmente fósforo), así como defensas contra patógenos. Ambos, hongo y planta, salen mutuamente beneficiados, por lo que la asociación se considera como un “mutualismo” (Camargo *et al.*, 2012).

Las micorrizas bien podrían representar el segundo componente más grande en biomasa en muchos ecosistemas terrestres; asimismo, se ha reportado que los hongos micorrizógenos arbusculares asociados con las plantas, reciben entre el 10% y el 20% del carbono de los árboles, pudiendo ser un sumidero importante del carbono de la comunidad (Montaño *et al.*, 2007).

Harley y Smith (1983), reconocen siete diferentes tipos de micorriza, considerando tanto sus características estructurales como el grupo taxonómico del hongo o la planta involucrada y las alteraciones morfológicas que experimentan las partes en el desarrollo de la nueva estructura (Andrade, 2010). Aunque principalmente se

reconocen tres grandes grupos: ectomicorrizas, endomicorrizas y ectendomicorrizas.

### **Clasificación taxonómica de los hongos micorrízicos**

La clasificación de los hongos micorrízicos es morfológica y molecular, la cual se basa en gran medida en el sitio que ocupa el micelio fúngico en su asociación con la raíz de la planta. Los tipos de micorriza se dividen principalmente en tres grupos principales con sus divisiones cada una: ectomicorriza, ectendomicorriza, endomicorriza (Hernández *et al.*, 2003).

Estas asociaciones mutualistas con las raíces son altamente adaptables a diferentes ambientes y son intermediarios cruciales entre el suelo y la planta (Sylvia y Williams, 1992).

#### **a) Ectomicorrizas**

Se caracterizan por una modificación de la raíz y porque el hongo la encierra en un denso manto, compuesto por un gran número de hifas que rodean a las células del endófito; esta asociación simbiótica se forma frecuentemente entre raíces de gimnospermas y angiospermas y los hongos involucrados son Basidiomicetes, Ascomicetes y Zigomicetos. Se pueden localizar en bosques, selvas y en áreas arbustivas (Lambers *et al.*, 1998).

#### **b) Ectendomicorrizas**

Su colonización provoca pocos cambios en la morfología de la raíz, formando un manto cortical interno y penetran intercelularmente en el córtex.

- Arbutoide: el hongo forma un manto, red de Hartig e hifas intercelulares. Estos hongos pertenecen a los Ascomicetes y Basidiomicetes y colonizan miembros del orden Ericales.
- Monotropoide: el hongo forma un manto fúngico, hifas intracelulares e intercelulares y haustorios. Estos hongos pertenecen a los Ascomicetes y Basidiomicetes y colonizan al género vegetal *Monotropa*.
- Ectendomicorriza: el hongo forma un manto, presenta hifas intercelulares e intracelulares. Estos hongos pertenecen a los Ascomicetes y colonizan a las Gimnospermas y Angiospermas.

#### **c) Endomicorrizas o endotróficas**

Dentro de este grupo existen tres tipos característicos: orquidioides, ericoides y arbusculares, siendo las últimas las más importantes, por su mayor distribución

geográfica, predominando en praderas, sistemas agrícolas, ambientes áridos y semiáridos y en selvas tropicales, siendo muy abundantes en la naturaleza (Rosendhal *et al.*, 1992).

- Orquideoide: el hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma enrollamientos hifales. Estos hongos pertenecen a los Basidiomicetes y Deuteromicetes y colonizan a la familia Orchidaceae.
- Ericoide: el hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma enrollamientos hifales. Estos hongos pertenecen a los Ascomicetes y Basidiomicetes y colonizan a miembros del orden Ericales.
- Arbuscular: el hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma arbuscúlos. Estos hongos pertenecen al *phylum novo* Glomeromycota y colonizan a Briofitas, Pteridofitas, Gimnospermas y Angiospermas.

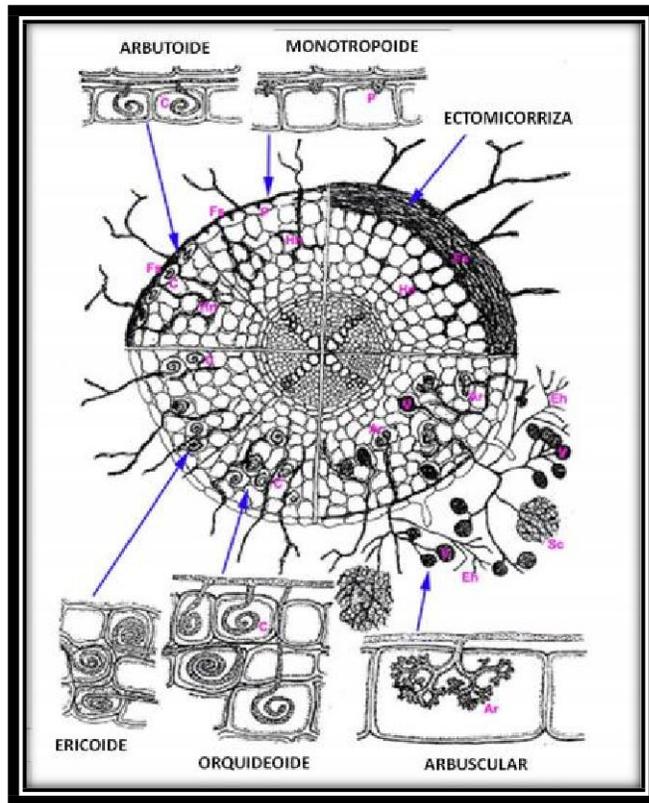


Figura 1. Tipos de micorrizas: A) Sin manto fúngico: Ericoide, Orquideoide y Arbuscular; B) Con manto fúngico: Arbutoide, Monotropeide y Ectomicorriza. Simbología: Ar: arbuscúlo, C: enrollamiento hifal, Eh: hifa extramatricial, Hn: Red de Hartig, Fs: manto, P: protusión, Sc: esclerocio, V: vesículas (tomado de Camargo-Ricalde, 2009).

## **Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)**

Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) son microorganismos del suelo que contribuyen sustancialmente al establecimiento, crecimiento, productividad y supervivencia de comunidades vegetales, tanto cultivadas como naturales. Los HMA predominan en ecosistemas donde la mineralización de materia orgánica es lo suficientemente rápida para evitar su acumulación, en hábitats donde los fosfatos edáficos son escasos y en zonas donde las plantas presentan regularmente estrés hídrico (Wilcox, 1996).

La inmensa mayoría de las plantas que crecen sobre la corteza terrestre viven asociadas, en forma de simbiosis mutualista, con los HMA. Más del 80 % de las plantas, entre ellas las de interés agronómico, así como las especies arbustivas, sub-arbustivas y herbáceas propias de los ecosistemas forestales ibéricos, forman las llamadas “micorrizas arbusculares” (MA).

El HMA, microscópico, coloniza biotróficamente la corteza de la raíz, sin causar daño a la planta, llegando a ser fisiológica y morfológicamente parte integrante de dicho órgano. El hongo también desarrolla un micelio externo que, a modo de sistema radical complementario y altamente efectivo, coloniza el suelo que rodea la raíz y ayuda a la planta a adquirir nutrientes minerales y agua. Recientemente se ha comprobado que las hifas del hongo en conjunto con otros microorganismos del suelo, contribuyen a la formación de agregados estables necesarios para mantener la estructura y, por tanto, la calidad del suelo (Alarcón, 2001).

Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) presentan una amplia distribución, ya que se encuentran casi en todos los hábitats terrestres, y son capaces de asociarse con la mayoría de las raíces de Angiospermas, Gimnospermas, Pteridofitas y Briofitas (Allen, 1991).

En esta asociación el hongo ofrece un beneficio a su hospedero a cambio de recibir otro, es decir, hay un beneficio mutuo producto de un intercambio bidireccional “hongo-planta”: la planta suministra al hongo fuentes de carbono procedentes de la fotosíntesis (proceso que el hongo no puede realizar) y le brinda protección; mientras que el hongo le facilita a la planta la absorción de agua y nutrimentos como fósforo y nitrógeno, recursos del suelo que en condiciones extremas la planta difícilmente obtendría eficientemente sin la ayuda del hongo (Montaño *et al.*, 2007). También contribuyen sustancialmente al establecimiento, crecimiento, productividad y supervivencia de las comunidades vegetales, tanto cultivadas como naturales (De la Rosa y Monroy, 2006).

Los HMA se han considerado simbióticos obligados, es decir no pueden completar su ciclo de vida, sin establecer simbiosis con la raíz de una planta, sin embargo, conforme se conoce más de la diversidad de estos organismos, lo anterior puede ser una generalización ya que hay especies de las cuales aún se desconoce su nutrición (Reyes, 2011).

## **Morfología básica de HMA**

- **Arbúsculos:**

Los arbúsculos (figura 2a) son normalmente terminales, pero en algunos casos se forman lateralmente en ramificaciones de las hifas dentro de las células corticales de las raíces y forman estructuras parecidas a arbolitos microscópicos que funcionan como sitios de intercambio de nutrientes entre la planta y el hongo (Rilling, 2004). La formación de arbúsculos aumenta la actividad metabólica de la célula del hospedero, la cual es principalmente debida a la transferencia bidireccional de metabolitos y nutrimentos entre la planta y el Hongo (De la Rosa y Monroy, 2006).

- **Vesículas:**

Las vesículas (figura 2b) son hinchamientos apicales de la hifa, las cuales contienen lípidos y son órganos de reserva del hongo. Durante situaciones de estrés (bajo suministro de agua o metabolitos desde la planta hospedera), estas reservas son utilizadas por el hongo y entonces las vesículas degeneran (De la Rosa y Monroy, 2006).

- **Esporas:**

Las esporas de los HMA (Figura 3) son células reproductoras producidas asexualmente, que permiten la dispersión y supervivencia por largo tiempo en condiciones adversas. La producción de esporas puede ser individualmente en el suelo, en el interior de las raíces de la planta hospedera o bien en esporocarpos en o cerca de la superficie del suelo (Reyes, 2011). La forma es globosa a subglobosa, irregular y elíptica (sobre todo aquéllas extraídas desde raíces micorrizadas); de ellas, se desprende una hifa de sostén que, en conjunto, dan la apariencia de un globo con su hilo colgando. Son multinucleadas, y contienen gotas de lípidos (Valladares, 2016). Son de color blanco, crema, amarillo, naranja o café y a veces con tintes verdes. Los tamaños van desde 40 a 200  $\mu\text{m}$  (De la Rosa y Monroy, 2006).

- **Hifas**

Las hifas (Figura 4) son estructuras presentes en este tipo de micorriza pudiendo ser intra o extracelulares, en el suelo cumplen una variedad de funciones como son la generación de esporas (para propagación en tiempo y espacio), la formación de una red hifal para la exploración, absorción de nutrientes y dispersión, que ayudan a mejorar la estructura del suelo y aumentan el volumen de translocación de Carbono en el suelo por medio de la inmovilización de biomasa (Rilling, 2004 y Wilson *et al.*, 2009).

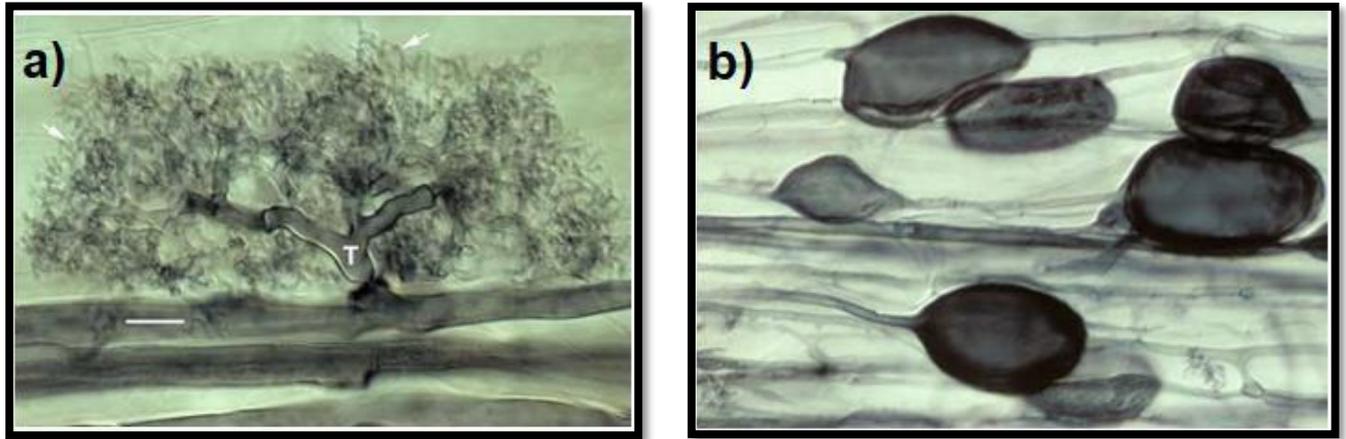


Figura 2. Estructuras intra-radicales de los HMA. a) arbùsculo y b) vesícula en una especie de *Glomus* en corteza de maíz. Imágenes tomadas de: <http://mycorrhizas.info>; donde (T) es un arbùsculo maduro de *Glomus* en el tronco y numerosas hifas de rama fina (flechas).



Figura 3. Microfotografías de diferentes esporas de HMA, algunas rotas y otras enteras, mostrando distintos colores, paredes y formas (Reyes, 2011).

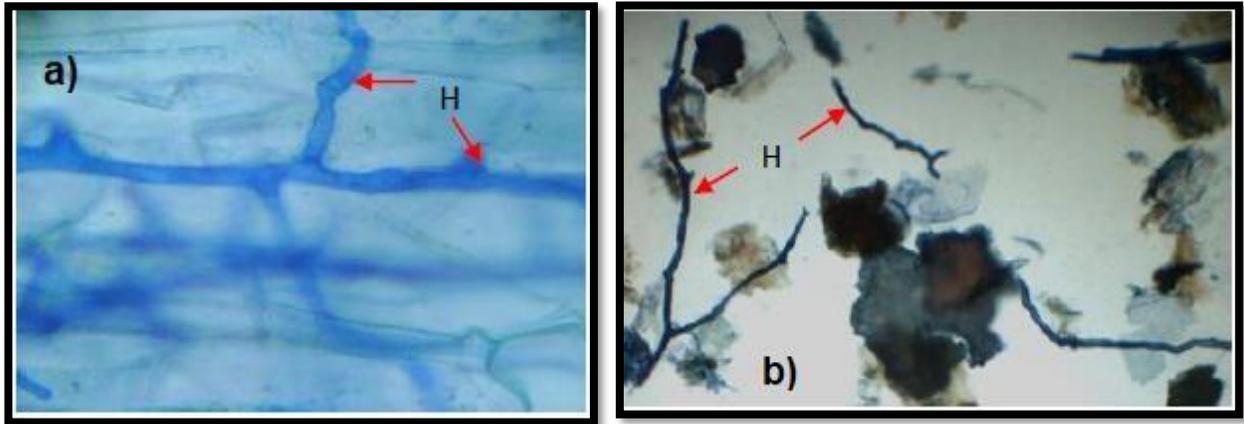


Figura 4. Micelio de los hongos micorrizógenos arbusculares: a) hifas (H) intra-radicales de raíces de *Buddleja cordata* a un aumento de 400x y b) hifas (H) extra-radicales de raíces de *Bouvardia ternifolia* a un aumento de 200x (Valladares, 2013).

### 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 òcricos, porque su superficie es masiva y dura cuando se moja, lo cual propicia la formación de costras que reducen la velocidad de filtración de 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 disminuye 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 arbuscular es fundamental (Montaño, 2000).

### Beneficios en plantas inoculadas con HMA en zonas áridas y semiáridas

La mayoría de especies de plantas vasculares en el suelo establecen simbiosis mutualistas con HMA, particularmente en zonas áridas y semiáridas donde la disponibilidad de agua en el suelo es clave para el desarrollo y productividad optima de los ecosistemas naturales (Monroy *et al.*, 2016). Los HMA juegan un papel importante en la fertilidad del suelo y nutrición de la planta, desde su micelio extra radical son capaces de captar agua y nutrimentos absorbidos del suelo a la planta (Monroy y Peña, 2016).

El beneficio que aporta la simbiosis micorrízica a las plantas está determinado por la actividad del micelio externo del hongo, ya que éste posee mayor capacidad de absorción de los nutrimentos del suelo mediante la extensa red de hifas que el hongo pueda generar. De este modo, la actividad del micelio coadyuva en la

función de la raíz sobre todo cuando ésta ha agotado los nutrientes de la zona del suelo adyacente (Alarcón y Ferrera, 1999).

El establecimiento de la simbiosis micorrízica 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 vigor de las plantas (Ortega, 2002).

Se ha documentado que las plantas micorrizadas resisten mejor a las condiciones adversas en el suelo, como son la falta de agua, la falta de nutrientes esenciales como el fósforo (P) y el nitrógeno (N), el ataque de microorganismos fitopatógenos e, incluso, pueden proteger a sus hospederos de efectos nocivos del ambiente. Por ejemplo, los HMA estimulan en las plantas hospederas a conseguir un mayor tamaño y producción de semillas, a través de la incorporación de fósforo y de otros nutrientes, pero también favorece la resistencia a plagas y a la sequía (Montaño *et al.*, 2007).

La simbiosis micorrízica podría aumentar la tolerancia al ataque del patógeno mediante la conservación de la funcionalidad de la raíz durante la infección. Los hongos micorrícicos podrían compensar la pérdida de biomasa de las raíces y la alteración de otras funciones durante las infecciones por patógenos de raíz, mediante el crecimiento de las hifas del hongo en el suelo, que incrementa la superficie de absorción de las raíces, y mediante el mantenimiento de la actividad celular a través de la formación de los arbusculos (Linderman 1994, Cordier *et al.*, 1996).

Por otra parte, se ha observado una competencia por el mismo espacio de la raíz en el caso de micorrizas arbusculares y patógenos de raíz (Linderman, 1994). Se ha demostrado que tanto hongos patógenos de raíz (Dehne, 1982) como los nematodos fitoparásitos (Calvet *et al.*, 1995) colonizan los mismos tejidos radicales que los HMA, pero se desarrollan en distintas células corticales (Jalali y Jalali, 1991), y también se ha visto que algunos patógenos como *Phytophthora* no penetran en las células que contienen arbusculos (Cordier *et al.* 1996) Los HMA producen cambios en la estructura del sistema radical, los cambios en la morfología radical, podrían cambiar la dinámica de la infección de algunos patógenos de suelo, así como el avance de la enfermedad (Azcón-Aguilar *et al.*, 2002).

La riqueza de especies de HMA es un componente biótico importante para los ecosistemas porque determinan la productividad vegetal y ésta, puede variar dependiendo de la composición de especies de HMA (Van Der Heijden, 1998). La influencia de los HMA sobre las plantas es recíproca, ya que también se ha reportado que la composición vegetal e identidad de la planta hospedera (Alguacil, 2011) determinan la riqueza y la composición de especies de HMA asociados (Chimal, 2015).

Haciendo énfasis en que la vegetación de los ecosistemas áridos y semiáridos soporta condiciones adversas como largos periodos de sequía, intensas temperaturas y evaporación, suelo con alto contenido de sales, suelos arenosos con alto grado de erosión, suelos con bajos niveles de nutrimentos y de agua, entre los factores principales; lleva a pensar que los HMA son un factor que permite a las plantas resistir estas condiciones adversas. Teniendo como resultado que, las hifas de los HMA son fisiológicamente más efectivas para la absorción de agua y nutrimentos que las raíces mismas (Montaño *et al.*, 2007).

### **Mosaicos de vegetación**

Los mosaicos de vegetación natural, en el caso de ecosistemas maduros, son ensamblajes de especies con escasa competencia por recursos, ya que ocupan nichos ecológicos distintos pero complementarios entre sí. Un mosaico vegetal es una asociación de plantas que coexisten conformando una unidad tanto estructural como funcional, que tiende a hacer un uso eficiente de los recursos limitantes en su desarrollo. Estas plantas han coevolucionado para aprovechar de manera óptima los escasos recursos de uso común y dar lugar a mutualismos múltiples (De la Rosa y Monroy, 2006).

Los mosaicos vegetales están determinados por una serie de principios de coexistencia entre plantas a los que se les ha denominado reglas de ensamblaje, las cuales se definen como restricciones ecológicas en la conformación de patrones de presencia de especies o su abundancia. Estas reglas de asociatividad determinan la frecuencia, presencia y riqueza de especies o grupos de especies, en un mosaico vegetal y no solo la repuesta individual de una especie al medio ambiente (De la Rosa y Monroy, 2006).

Se han desarrollado técnicas de restauración ecológica para revertir el proceso de degradación del suelo, establecido una nueva comunidad vegetal. Mosaicos de especies nativas son empleados en sitios perturbados para restaurar la fertilidad del suelo, que a su vez alienta la formación de microclimas, estimula el ciclo hidrológico y restaura la flora y fauna nativa (Becerril *et al.*, 2016).

### **Estrés hídrico**

Salisbury y Ross (2000), define al estrés hídrico 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.

Las fuerzas que actúan sobre el agua presente en el suelo disminuyen su energía potencial y la hacen menos disponible para su extracción por parte de las raíces de las plantas. Cuando el suelo se encuentra húmedo, el agua presente tiene una energía potencial alta, teniendo libertad de movimiento y pudiendo ser extraída

fácilmente por las raíces de las plantas. En suelos secos el agua tiene una energía potencial baja, siendo retenida fuertemente por fuerzas capilares y de adsorción a la matriz del suelo, lo que la hace menos extraíble por el cultivo (Allen *et al.*, 2006).

### **Disponibilidad de agua en el suelo**

La disponibilidad de agua en el suelo se refiere a la capacidad de un suelo de retener el agua disponible para las plantas. Después de una lluvia importante o riego, el suelo comenzará a drenar agua hasta alcanzar la capacidad de campo. La capacidad de campo representa la cantidad de agua que un suelo bien drenado retiene en contra de las fuerzas gravitatorias, o sea la cantidad de agua remanente en el suelo cuando el drenaje descendente ha disminuido significativamente.

En ausencia de una fuente de agua, el contenido de humedad en la zona radicular del cultivo se reducirá como resultado del consumo de agua por el cultivo. A medida que aumenta el consumo de agua, el agua remanente será retenida con mayor fuerza por las partículas del suelo, lo que reducirá su energía potencial y hará más difícil su extracción por las plantas. Eventualmente, se alcanzará un punto donde el cultivo no podrá extraer el agua remanente. En este momento la extracción de agua será nula y se habrá alcanzado el punto de marchitez permanente. El punto de marchitez permanente es el contenido de humedad en el suelo en el cual las plantas se marchitan permanentemente (Allen *et al.*, 2006).

### **Isla de recursos**

Los ecosistemas de zonas áridas y semiáridas se caracterizan por una distribución heterogénea de recursos y una limitada productividad primaria. (Housman *et al.*, 2007) Esto es debido a la alta radiación solar, las altas tasas de evapotranspiración, las restricciones en la disponibilidad del agua y la baja movilidad de nutrientes en el suelo, especialmente de nitrógeno y fósforo (Dossa *et al.*, 2009; Ruiz, *et al.* 2008). Las especies como resultado de estas características de los ecosistemas se encuentran en estado latente durante los períodos más secos del año, y se activan con los primeros eventos de lluvia, creando un mosaico de vegetación dispersa denominado islas de fertilidad, fértiles, o de recursos (Dossa *et al.*, 2009; Housman *et al.*, 2007). Las islas de recursos o fertilidad son patrones de vegetación rodeados por suelo descubierto, que inducen a las plantas la acumulación y el enriquecimiento de recursos. Dicho patrón configura una complejidad estructural que soporta una alta diversidad y abundancia relativa de plantas (Ruiz *et al.*, 2008).

En las islas de recursos se benefician de las plantas nodrizas, las especies facilitadoras favorecen el establecimiento de las facilitadas de múltiples formas al disminuir el estrés proporcionando sombra y evitando la desecación (Valiente-Banuet y Ezcurra 1991; Callaway 2007), dando protección contra herbívoros (Obeso y Fernández-Calvo 2002) y modificando las propiedades biológicas, físicas y químicas del suelo ocasionadas por su asociación con microorganismos

(Carrillo-García *et al.* 1999; Puerta-Piñero *et al.* 2006; Teutli-Hernández *et al.* 2017) La acumulación de especies por debajo de una especie benefactora con respecto al tiempo contribuye a la formación de asociaciones interespecíficas bajo el dosel de una especie con la cual se forman parches de vegetación con un número variable de especies (Sortibrán, 2018).

### ***Prosopis laevigata* (Humb. et Bonpl. ex Willd.) M.C. Johnston**

Es un árbol o arbusto, a veces hasta de 12 m de altura, aunque generalmente menor; tronco hasta de 1 m de diámetro, por lo general de 30 a 60 cm, corteza gruesa, de color café-negruzco, algo fisurada; copa más ancha que alta; ramas glabras o pilosas, armadas de espinas estipulares de 1 a 4 cm de largo; hojas pecioladas, con 1 a 3 pares de pinnas, cada una con 10 a 20 pares de folíolos sésiles, oblongos o linear-oblongos, de 5 a 15 mm de largo por 1 a 2 mm de ancho, ápice obtuso, margen entero, base obtusa, glabros o ligeramente pubescentes; flores dispuestas en espigas densas de 5 a 10 cm de largo; flores blanco-amarillentas, sésiles o casi sésiles; cáliz de 1 mm de largo, glabro o puberulento; corola de 2.5 a 3 mm de largo, pétalos agudos, tomentosos en el margen y en el interior; estambres de 4 a 5 mm de largo; legumbre linear, algo falcada, de 7 a 20 cm de largo por 8 a 15 mm de ancho, comprimida, glabra, de color café-amarillento, a veces rojizo, algo constreñida entre las semillas; éstas oblongas, comprimidas, de 8 a 10 mm de largo, de color blanco-amarillento. El mezquite se encuentra en el fondo del Valle y en las laderas bajas, entre 2250 y 2400 m de altitud en sitios con pastizal y matorral (Rzedowski, 2005).

### **Origen y distribución**

Los estados de la República Mexicana que destacan por su producción forestal de mezquite son: Sonora, San Luis Potosí, Tamaulipas, Guanajuato, Zacatecas, Durango, Coahuila y Nuevo León. De menor importancia son los estados de Aguascalientes, Baja California Sur, Chihuahua, Jalisco, Oaxaca, Querétaro y Sinaloa. Su origen fitogeográfico se ubica en África donde persiste como una sola especie: *Prosopis africana*, con características poco especializadas (Rzedowski, 1978).

### **Importancia e impacto**

El mezquite es un recurso biótico con amplia distribución geográfica y ecológica en el semidesierto mexicano. Para las etnias nómadas precolombinas fue y sigue siendo útil. Lo utilizan como fuente de alimento, combustible y uso medicinal. En la actualidad se le considera con potencial como forraje, material de construcción y combustible; sus comunidades proporcionan sitios para la recreación humana, refugio de fauna silvestre, fuente de néctar para abejas y otros insectos; es importante también en la retención del suelo, ya que previene el proceso de desertificación. Su cultivo y mejoramiento han sido recomendados por varios

autores, toda vez que hay una amplia variabilidad específica las poblaciones naturales de mezquite; en la producción forestal, la madera es fuerte y durable para la fabricación de muebles, puertas, ventanas, pisos, objetos decorativos, artesanías y excelente como leña y carbón. Por otra parte, bajo ciertas condiciones son fuente de forraje para el ganado doméstico y fauna silvestre; además, las flores producen polen y néctar para la producción de miel y cera en las explotaciones apícolas; la planta excreta goma de uso medicinal e industrial, la cual puede sustituir a la goma arábica obtenida del género *Acacia* (Cervantes, 2002).

Como nodriza vegetal, las plantas de mezquite crean un microclima favorable para el establecimiento de otros vegetales, pues condensan neblinas en los inviernos fríos y secos del Altiplano Mexicano (aportando humedad adicional al suelo fuera del periodo de lluvias), protegen de heladas y precipitaciones pluviales intensas a los individuos que crecen bajo su dosel, fungiendo como planta formadora de islas de recursos (Monroy *et al.*, 2007).

### ***Cynodon dactylon* (L.) Pers.**

*Cynodon dactylon* (L.) es una planta perenne, con estolones y rizomas; tallos de 10 a 30 cm de largo, delgados, glabros, erectos o decumbentes; vaina de 1.5 a 7 cm de largo, generalmente más cortas que los entrenudos, vilosas en ápice, las inferiores usualmente aquilladas, los bordes membranosos, lígulas membranosas, cilioladas, de 0.2 a 0.3 mm de largo, aplanadas, en ocasiones dobladas, escabriúsculas, generalmente vilosas detrás de la lígula y en los márgenes inferiores, ocasionalmente en ambas superficies; espigas 4 a 6, de 1.5 a 6 cm de largo, adpresas al riquis e imbricadas, verde-violáceas, glumas de 1 a 23 mm de largo, glabras, la primera falcada, la segunda lanceolada; lema de 2 a 2.6 mm de largo, fuertemente doblada y aquilada, sin arista u ocasionalmente con un cortón mucrón, pálea glabra, tan largo o un poco más corta que la lema; raquilla prolongada, denuda o llevando una segunda flor, masculina o rudimentaria. Sus nombres comunes son: “zacate Bermuda”, “pata de gallo”, “gramilla”, “zacate agrarista”, “grama”. Ampliamente distribuida en el Valle de México. Maleza arbense y ruderal, frecuente en áreas perturbadas. Se cultiva para formar céspedes, para contener la erosión del suelo y como pasto forrajero (Rzedowski, 1979).

### **Distribución**

Se conoce de Aguascalientes, Baja California Norte, Baja California Sur, Chiapas, Chihuahua, Coahuila, Colima, Distrito Federal, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luís Potosí, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Tamaulipas, Tlaxcala, Veracruz, Yucatán (Villaseñor y Espinosa, 1998).

## **Importancia e impacto**

En cultivos de plantación forma manchones que llegan a cubrir superficies considerables, sofoca y elimina a las plantas de cultivo, por ejemplo: alfalfa, caña de azúcar, forrajes, huertos, etc. Asimismo, se cultiva y usa como pasto de césped, como forraje, para estabilizar orillas de carreteras y canales. Se usa como diurético y para aliviar la hepatitis no infecciosa y la ictericia (Márquez *et al.*, 1999)

## ***Agave salmiana* Otto ex Salm-Dick**

El maguey pulquero, de la familia *Agavaceae*, llamado comúnmente, 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).

*Agave salmiana* 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 3-5 cm, color café grisáceo, la cúspide recta a recurva desde la base, espina larga, fuerte de 5-10 cm de longitud; inflorescencia una panícula fuete de 7-8 m de altura, escapo floral con brácteas grandes y suculentas; flores de 80-110 mm de longitud, amarillas y con el ovario color verde de 50-60 mm de longitud cilíndrico no estrechado del cuello; tubo infundibuliforme, de 21 a 24 mm 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).

## **Distribución**

Los agaves son plantas siempre verdes cuyas características fisiológicas y morfológicas les confieren una notable capacidad de adaptación a los ambientes más hostiles. Es precisamente en estos ambientes donde se desarrollan y multiplican fácilmente, proporcionando una productividad más alta que muchas de las plantas cultivadas utilizadas actualmente. El género *Agave* es originario de Mesoamérica, distribuyéndose desde los 34° Latitud Norte hasta los 60° Latitud

Sur; coincidiendo en el territorio mexicano, el centro de origen con el centro de diversidad de especies. (García *et al.*, 2010)

Conviven también con variados tipos de vegetación, destacando entre otros: la vegetación xerófila, pastizales, matorrales, bosques, etc. Generalmente forma grupos o conglomerados dispersos dentro de la vegetación de pastizal y se le encuentra combinado con nopaleras y matorral micrófilo. Puede encontrarse lo mismo en sitios con altitudes de 300 msnm, que en lugares situados a más de 3000 msnm (Gentry, 1982).

### **Importancia e impacto**

El uso de los agaves se remonta a la época precolombina, de las pencas obtenían hilos para tejer costales, tapetes, morrales, ceñidores, redes de pesca y cordeles; las pencas enteras se usaban para techar las casas a modo de tejado, los quiotes secos (tallo floral que alcanza más de tres metros) servían como vigas y como cercas para delimitar terrenos; las púas o espinas se utilizaban como clavos y como agujas; de las raíces se elaboraban cepillos, escobas y canastas; del jugo del maguey además de la miel, se obtenía la bebida ritual por excelencia: el pulque. Sin embargo, de esta multiplicidad de usos, solo unos cuantos han prevalecido y se han transformado a lo largo de la historia (Ramírez, 1995).

Los usos de los magueyes como recurso natural de zonas áridas y semiáridas pueden organizarse en tres grupos, a saber:

1. Magueyes productores de bebidas fermentadas: magueyes pulqueros.
2. Magueyes productores de bebidas destiladas: tequileros y mezcaleros.
3. Magueyes productores de fibras: henequén y lechuguilla (Cervantes, 2002).

El pulque se extrae de diferentes especies de maguey, siendo las principales el maguey manso o de pulque (*Agave salmiana*) y el maguey manos largas (*A. mapisaga*) aunque también se explotan otras especies. La savia dulce de sus hojas recibe el nombre de “aguamiel”, líquido incoloro, transparente, con sabor dulce y agradable, cuyos principales componentes químicos, además del agua son: sacarosa, glucosa, materias albuminoides y sales minerales, que constituyen un excelente medio para la proliferación de microorganismos (García, 1992).

## JUSTIFICACIÓN

La vegetación de los ecosistemas secos, como son las zonas áridas y semiáridas, está sometida constantemente a presiones ambientales, por lo que han desarrollado estrategias para afrontar el estrés por sequía. En estos ecosistemas arbustos y árboles actúan como plantas nodrizas (Carrillo *et al.*, 1999), formando islas de fertilidad o parches ricos en recursos bajo su cobertura, que facilitan el establecimiento de otras especies; en dichos parches se promueve el crecimiento de los hongos micorrizógenos arbusculares y se incrementa el potencial micorrízico en la rizósfera de árboles y arbustos (Monroy *et al.*, 2016).

*Prosopis laevigata* es una planta leñosa que genera una isla de recursos y se le ha denominado planta nodriza, ya que se considera que se establece una relación de protooperación entre ésta y el conjunto de especies vegetales que crecen bajo su cobertura, debido a que las plantas asociadas a la especie nucleadora comparten la presión de herbivoría, contribuyen al mantenimiento del microclima mediante su transpiración y aportan materia orgánica a la isla de recursos (Monroy *et al.*, 2007).

Las interacciones entre los HMA y sus hospederos (las plantas) son poco conocidas en ecosistemas secos. La evidencia de que los micelios de las micorrizas pueden enlazarse formando una red y que esta red hifal puede facilitar la colonización fúngica y transferir compuestos entre plantas, ha intrigado a los científicos por décadas. Las redes micorrízicas parecen estar presentes en todos los ecosistemas terrestres; esto sugiere que desempeñan un papel importante en el funcionamiento de los ecosistemas como sistema complejo (Levin, 2005). Estas redes han mostrado facilitar el establecimiento, crecimiento, supervivencia y defensa de plantas individuales en una amplia gama de ecosistemas (Simard *et al.*, 2012).

Los estudios comparativos a nivel de laboratorio y viveros experimentales sobre la nutrición de las plantas han demostrado que existen diferencias en la composición química de las plantas micorrizadas y no micorrizadas, cultivadas en soluciones nutritivas controladas. Una de las principales diferencias es que las plantas micorrizadas contienen mayor cantidad de fósforo y nitrógeno lo cual se ha explicado por cambios en la asimilación de estos elementos (Strullu, 1989).

Asimismo, analizar en detalle la estructura y función de las redes micorrízicas, puede conducir a una mejor comprensión de la formación de mosaicos vegetales y así proporcionar nuevos enfoques para mejorar las prácticas de conservación y mantenimiento de la vegetación en los ecosistemas (Simard *et al.*, 2012).

Las especies micorrízicas nativas de regiones áridas y semiáridas son una fuente potencial de inóculo. Puesto que las distintas especies de hongos promueven diferencialmente el crecimiento en una misma especie vegetal, es necesario evaluar cada asociación para saber si existe un beneficio real en la interacción, por lo mismo, es importante seleccionar las especies de HMA mejor adaptadas a las condiciones ambientales donde serán sembradas las plantas, las cuales responden de manera diferente a la micorrización bajo condiciones de estrés (Ruiz-Lozano *et al.*, 1995).

Por lo anterior esta investigación tiene como finalidad enriquecer la información acerca de la simbiosis entre los HMA y plantas de mezquite (*Prosopis laevigata*), en cuanto a su desarrollo, crecimiento y estructura radical, así como el desarrollo de esta planta con especies asociadas (*Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*), en condiciones de laboratorio. Del mismo modo se pretende obtener conocimiento sobre el establecimiento de las redes hifales en especies de importancia para la restauración ambiental de la vegetación en zonas áridas y semiáridas.

## **PROBLEMÁTICA**

El tema del deterioro de las zonas áridas y semiáridas cada día adquiere mayor relevancia, a causa de la acelerada erosión del suelo por agentes naturales y antropogénicos, así como por la pérdida de la vegetación por sobre-explotación de los recursos naturales; por ello, es importante proponer estrategias eficientes que ayuden a rehabilitar y restaurar la estructura de estos ambientes. En las estrategias de restauración ambiental los HMA desempeñan un papel primordial, por sus múltiples beneficios en la agregación y estabilidad del suelo, así como en las especies vegetales, en especial para aquellas que forman islas de recursos, ya que tienen implicaciones en su funcionamiento, tales como *Prosopis laevigata*.

Los efectos de los HMA a nivel edáfico y sobre las comunidades vegetales, son determinantes para el mantenimiento de la diversidad vegetal y de los microorganismos del suelo, la productividad y para la restauración de ecosistemas perturbados. Por lo anterior, el estudio de los ecosistemas del semidesierto mexicano es necesario, ya que ellos albergan importantes bancos de inóculos de HMA que pueden ser usados para incrementar la supervivencia de plantas en suelos de baja fertilidad y con escasez de agua como las áreas secas degradadas y los suelos agrícolas. Además, los HMA pueden ser utilizados como inóculo de plantas para lograr su establecimiento en condiciones naturales de estrés hídrico y nutrimental siendo especialmente útiles en prácticas de restauración ambiental de ecosistemas degradados o en proceso de desertificación.

Por lo anterior, en este estudio experimental, en condiciones controladas de laboratorio y cultivando plántulas durante 7 semanas, se plantea responder las siguientes preguntas:

- ¿El desarrollo radical de plántulas de mezquite es similar en biomasa y estructura al estar inoculadas con HMA, y sin asociarse a otras plantas, comparado con plantas de la misma especie no micorrizadas?
- ¿El desarrollo radical de mezquite con y sin inóculo micorrícico es similar en biomasa y estructura al crecer en asociación con las especies *Cynodon dactylon* y *Agave salmiana*?
- ¿*Prosopis laevigata* inoculada con HMA, al ser considerada una planta nodriza logrará colonizar a las especies asociadas?
- ¿Cómo influyen los HMA en la inducción de una red hifal entre *Prosopis laevigata*, *Cynodon dactylon* y *Agave salmiana*?

## HIPÓTESIS

Los tratamientos que contengan inóculos de HMA, presentarán mejor desarrollo de sus estructuras, tanto del vástago como de la raíz, ya que éstos contribuyen al establecimiento, crecimiento y supervivencia vegetal. Asimismo, los tratamientos de mezquite con plantas asociadas y HMA, presentarán una biomasa mayor, ya que la interacción que se llevará a cabo entre las especies vegetales y los hongos micorrízicos promoverá el crecimiento y desarrollo de las plantas asociadas.

Las plantas asociadas con mezquite y HMA, presentarán colonización en sus raíces, por la capacidad del mezquite para ser planta nodriza, por lo que también se podrá inferir que se comenzó a formar una red hifal.

## OBJETIVOS

### Objetivo general

Determinar cómo influyen los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en el desarrollo de plántulas de la especie *Prosopis laevigata* y cómo esta asociación influirá sobre plántulas de las especies *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon* coexistiendo en agrupaciones y cultivadas en condiciones controladas durante 7 semanas.

### Objetivos particulares

- Identificar y comparar cómo influyen los HMA en el crecimiento y desarrollo de plántulas de *Prosopis laevigata* sin especies asociadas.
- Evaluar y comparar cómo influyen los HMA en el establecimiento de *Prosopis laevigata*, junto con especies asociadas (*Cynodon dactylon* y *Agave salmiana*) tomando en cuenta el crecimiento radical y de la parte aérea, así como el desarrollo de plántulas.

- Identificar cómo influyen los HMA en la estructura radical y su biomasa en *Prosopis laevigata* sin asociarse y asociada a otras especies como *Cynodon dactylon* y *Agave salmiana*.
- Caracterizar la posible interacción hifal en las unidades experimentales con las especies asociadas.
- Determinar colonización de raíz en las plantas asociadas con *Prosopis laevigata* y micorrizas para comprobar su facultad de planta nodriza.

## MATERIAL Y METODOLOGÍA

### Diseño experimental

La Tabla 1, muestra el diseño experimental; se realizó un total de 48 unidades experimentales, cada uno conformado de *Prosopis laevigata*, formando un diseño bifactorial: por especies (con cuatro niveles: *Prosopis laevigata* (solo), *Prosopis laevigata* + *Cynodon dactylon*, *Prosopis laevigata* + *Agave salmiana* y *Prosopis laevigata* + *Cynodon dactylon* + *Agave salmiana* por micorrización (con dos niveles: con y sin inoculación de HMA), la inoculación se realizó en *Prosopis laevigata*.

Tabla 1. Número de repeticiones de los tratamientos y total de unidades experimentales (48).

<b>Especies en Cultivo</b>  <b>Unidades Experimentales</b>	<i>Prosopis laevigata</i>	<i>Prosopis laevigata</i> + <i>Cynodon dactylon</i>	<i>Prosopis laevigata</i> + <i>Agave salmiana</i>	<i>Prosopis laevigata</i> + <i>Cynodon dactylon</i> + <i>Agave salmiana</i>
<b>M+</b> <b>Con inóculo de HMA</b>	6	6	6	6
<b>M-</b> <b>Sin inóculo de HMA</b>	6	6	6	6

HMA: hongos micorrizógenos arbusculares

### Obtención y germinación de semillas

Del banco de semillas del invernadero de la FES-Z se obtuvieron 100 semillas por cada una de las tres especies a utilizar (*Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*), se sometieron a un pretratamiento germinativo y se germinaron en cajas Petri dependiendo el tipo de semilla.

Para la germinación de *Prosopis laevigata* (figura 5) primero fue necesario remojar las vainas en un periodo de 24 horas con la finalidad de ablandar la cutícula,

después se extrajeron las semillas de las vainas, se enjugaron con agua destilada y se procedió a hacerle a cada una de las semillas una escarificación con una herramienta (lima) con la intención de crear una imbibición en las semillas para acelerar la germinación. Posteriormente, teniendo listas las semillas se colocaron en cajas de Petri, previamente humedecidas y equipadas con pequeñas camas de algodón con cubierta de papel filtro, de igual manera se humedecieron con alcohol al 96° para evitar algún contaminante.

Para la germinación de *Agave salmiana* (Figura 6), se extrajeron las semillas ubicadas dentro del fruto seco de *Agave salmiana*; posteriormente las semillas se pusieron en remojo por un lapso de 24 horas en agua del grifo; al cabo de este lapso de tiempo se procedió a sacar las semillas del agua. De igual manera se colocaron en cajas de Petri humedecidas y equipadas con pequeñas camas de algodón con cubierta de papel filtro, también humedecidas con alcohol al 96° para evitar algún contaminante.

Para el caso de *Cynodon dactylon* (Figura 7), la metodología fue la misma que con *Agave salmiana* pero de esta manera no fue posible que germinarán las semillas. Por lo cual las semillas de *Cynodon dactylon*, se lavaron al chorro de agua por un lapso de 15 segundos en varias repeticiones y posteriormente se colocaron en recipientes de plástico, debidamente esterilizados (con medida de 4 cm de profundidad por 4 cm de diámetro) con suelo estéril, las semillas se sembraron a una profundidad de 0.5 cm, posteriormente los recipientes se colocaron en un bancal del invernadero de la FES Zaragoza.



Figura 5. Semillas de *Prosopis laevigata*



Figura 6. Semillas de *Agave salmiana*



Figura 7. Plántulas de *Cynodon dactylon*

### Preparación de inóculo

Se utilizaron en total 24 gramos de inóculo comercial (Biofábrica) del género *Glomus* (figura 8) el cual contiene una composición de 100 propágulos (hifas, esporas) por cada gramo de producto.

Con la ayuda de una balanza analítica se pesó y se depositaron en bolsitas de plástico (5 cm x 5 cm) cada gramo que iba a ser empleado para micorrizar a cada individuo de *Prosopis laevigata*, con la finalidad de agregarle a cada individuo vegetal una cantidad igual.



Figura 8. Inóculo comercial utilizado.

### Preparación y esterilización de cápsulas

Para el montaje del experimento se utilizaron 48 cápsulas de plástico nuevas (con medidas de 11.5 cm de diámetro por 7.5 cm de altura), las cuales se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 5% y posteriormente se enjuagaron con agua destilada y finalmente se secaron con alcohol del 96° y se dejaron cubiertas. Para después colocar 1 cm de suelo estéril, y en la parte posterior 6 cm de gravilla fina para enseguida colocar las plántulas siguiendo el orden del diseño experimental.

## Preparación y esterilización de suelo

El suelo a emplear se tamizó con malla metálica de 2 mm, posteriormente se depositó en bolsas con un 1 kg de capacidad completamente cerradas, las cuales tuvieron 3 ciclos de esterilización en autoclave a vapor durante dos horas a 110 °C con una presión de 15 libras por pulgada cuadrada (lb/in<sup>2</sup>); donde el suelo utilizado fue una mezcla de arena sílica mediana con suelo de una zona semiárida con vegetación de matorral xerófito, en una proporción 2:1 (arena sílica–suelo), para así poder facilitar la infiltración de agua, oxigenar el suelo y evitar una compactación del suelo, lo que favorece la micorrización. Este suelo se colocó al fondo de cada unidad experimental con la finalidad de que las raíces crezcan buscando el sustrato.

## Realización y esterilización de la cámara de crecimiento

Se realizó la cámara de crecimiento (figuras 9 y 10), cuya finalidad fue albergar a los individuos con tratamiento y sin tratamiento, diseñada casi en su totalidad de madera (con medidas de 76.5 cm de largo, 52 cm de ancho y 62 cm de altura, con cuatro compartimientos de 14 cm cada uno) teniendo dos partes iguales. A la incubadora se le adaptaron dos puertas de cada uno de los lados con el objetivo de poder manipular mejor la entrada y salida de materiales. Posteriormente se fue sellando con adhesivo de fomi cada compartimiento y cada puerta, esto para evitar la entrada de algún contaminante exterior.

Después se colocó luz artificial con la ayuda de leds de iluminación (cada tira tenía una iluminación de 3 watts) en cada compartimiento de cada lado, esto para tener luz controlada (12 horas con luz / 12 horas con oscuridad). Finalmente, para tener una cámara de crecimiento en condiciones asépticas se limpió completamente la caja con alcohol etílico del 96° y se colocaron acetatos transparentes en cada base y puerta de los compartimientos.



Figura 9. Cámara de crecimiento (vista frontal)



Figura 10. Cámara de crecimiento (vista lateral)

## Inoculación de *Prosopis laevigata*

Como lo indica el diseño experimental se inocularon los 24 individuos de *Prosopis laevigata* que debían contener el tratamiento con inóculo comercial del género *Glomus*. La inoculación se llevó a cabo colocando de manera aislada las plántulas de *Prosopis laevigata* a micorrizar en recipientes de plástico, debidamente esterilizados, con medidas de 4 cm de profundidad por 4 cm de diámetro, aplicando directamente un gramo de inóculo por la parte superior del sustrato, ya que como menciona (Alarcón, 2005) esto permite a los hongos una mayor probabilidad de establecerse adecuadamente y así denotar sus beneficios en corto plazo.

## Trasplante de plántulas a las cápsulas

Una vez obtenidas las plántulas de cada una de las 3 especies, se trasplantaron a recipientes de plástico nuevos (cada uno con medida de 4 cm de profundidad por 4 cm de diámetro), sanitizados con alcohol al 96°, con la ayuda de una aguja de disección, a cada recipiente se le hicieron pequeños agujeros en la parte de la base, esto con la finalidad de una mayor oxigenación y una adecuada filtración del agua. Se les añadió suelo (previamente esterilizado), y posteriormente en cada vaso con suelo se fueron trasplantando uno por uno los individuos de cada especie (inoculándose la mitad de todos los mezquites con inóculo comercial de HMA), quedando debidamente plantados. Durante el periodo que estuvieron los individuos vegetales en los recipientes, se regaron 3 veces por semana durante 3 semanas.



Figura 11. Trasplante en vasos de las tres especies    Figura 12. Trasplante de *Prosopis laevigata*

## Montaje de unidades experimentales

Pasadas las tres semanas se extrajeron las plántulas de las especies vegetales contenidas en los recipientes y se enjuagaron con agua destilada para remover el exceso de suelo impregnado en las raíces. Después, se colocó al fondo de cada cápsula (con medidas de 11.5 cm de diámetro por 7.5 cm de altura, lavadas con

alcohol de 96°) 1 cm de suelo estéril. Posteriormente, a cada unidad experimental se le depositaron 730 gramos de gravilla fina, para finalmente colocar una plántula de cada especie siguiendo el orden del diseño experimental.

A la mitad de las unidades experimentales (24), se les colocó las plántulas de *Prosopis laevigata* con HMA, dejando la otra mitad de lotes como testigo, siguiendo lo trazado en el diseño experimental, se colocó cada especie con separación de 4 cm entre cada una, acto seguido se colocaron en la incubadora (con medidas de 76.5 cm de largo, 52 cm de ancho y 62 cm de altura, con cuatro compartimientos de 14 cm cada uno, teniendo dos partes iguales) todo en condiciones asépticas y se programó la luz artificial con la ayuda de un timer de la marca Steren (12 horas con luz / 12 horas con oscuridad).



Figura 13. Montaje de las unidades experimentales Figura 14. Medición del suelo a emplear





Figura 16. Unidades experimentales ordenadas en la cámara de crecimiento con ambos tratamientos, con tratamiento micorrizógeno arbuscular (números con símbolo +) y sin tratamiento micorrizógeno arbuscular (números sin símbolo +).

### Registro y mediciones de parámetros de desarrollo

Se monitoreó desde el primer día del montaje a todos los individuos vegetales contenidos en las cápsulas con o sin tratamiento. Utilizando un flexómetro de la marca Truper, se midió cada tercer día la altura máxima de cada individuo. De la misma manera con la ayuda de un vernier se midieron los diámetros de cada uno de los individuos vegetales, esto con la finalidad de obtener la cobertura vegetal, igualmente se obtuvo el número de pinnas, pencas y número de hojas respecto a cada especie, todo esto cada tercer día, durante un lapso de 7 semanas.

### Porcentaje de supervivencia

Para obtener el índice de supervivencia de los individuos vegetales fue necesario llevar un registro semanal de plantas sobrevivientes, desde el comienzo hasta del final del experimento.

En el cual se dividió el número de individuos sobrevivientes al final del tratamiento, entre el número inicial de individuos.

Se calculó con la fórmula:

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

Dónde:

PS= número de plantas al final del experimento

PI= número inicial de plantas del experimento.

### **Tasa de crecimiento relativo (TCR)**

Villar *et al.*, (2004) definen a la tasa de crecimiento relativo, como una variable que resulta de utilidad para evaluar el desempeño de cierta especie ante cualquier condición ambiental que pueda afectar su crecimiento. La tasa de crecimiento relativo (TCR) es un indicador importante de la estrategia de la planta con respecto a la productividad y los regímenes de disturbio del ambiente, es el incremento (exponencial) en tamaño en relación al tamaño de la planta tal como era al principio de un intervalo de tiempo dado. La tasa de crecimiento puede ser comparada entre especies e individuos que difieren ampliamente en tamaño.

De los datos recabados de las alturas de las especies se calculó la Tasa de Crecimiento Relativo (TCR) y la fórmula que se utilizó fue:

$$TCR = [\ln(\text{altura final}) - \ln(\text{altura inicial})] / t \text{ (días)}$$

Para emplear la fórmula se sacó un promedio general de alturas finales y de alturas iniciales de cada tratamiento para posteriormente aplicar logaritmo natural (ln) y como la fórmula lo indica, dividirlo entre el número total de días que estuvieron las especies con y sin tratamiento en la cámara de crecimiento.

### **Eficiencia en el uso del agua (EUA)**

La eficiencia del uso de agua (EUA), se define por la relación entre los gramos de agua transpirados por un cultivo y los gramos de materia seca producidos. Las especies más eficientes en el uso de agua producen más materia seca por gramo de agua transpirado

El uso más eficiente del agua está directamente correlacionado con el tiempo de apertura estomática y la resistencia estomática, ya que mientras la planta absorbe el CO<sub>2</sub> para la fotosíntesis, el agua se pierde por transpiración, con intensidad variable en función de la conductancia estomática y del gradiente de potencial

entre la superficie foliar y la atmósfera, siguiendo una corriente de potenciales hídricos. (Medrano., *et al.* 2007)

La pérdida de agua puede resultar dañina para el crecimiento óptimo de las plantas, por lo cual muchas de ellas han desarrollado mecanismos de fijación de CO<sub>2</sub> que permita un uso eficiente del agua. Un parámetro usado para mostrar el total de CO<sub>2</sub> fijado (beneficio) por unidad de agua perdida (costo), es el uso eficiente de agua, (Salisbury y Ross, 1994).

La fórmula que se empleó para la obtención de la eficiencia en el uso del agua (EUA) fue la siguiente:

$$EUA = \frac{g \text{ (biomasa seca de raíz + biomasa seca de vástago)}}{kg \text{ (de agua total irrigada)}}$$

Para emplear esta técnica fue necesario medir semanalmente la cantidad de agua que se utilizó para irrigar cada uno de los tratamientos en todos los individuos vegetales de cada especie. De igual manera, se pesaron los individuos que se iban a requerir, previamente colocados en una estufa a 75 °C durante un periodo de 48 horas y se calculó la biomasa en peso seco. Para finalizar, se dividieron los gramos de la masa seca que se obtuvo entre la cantidad total de agua irrigada en los tratamientos a lo largo del experimento.

### **Evapotranspiración real (ETR) de las plantas**

La evapotranspiración real es la cantidad de agua, expresada en mm/día, que es efectivamente evaporada desde la superficie del suelo y transpirada por la cubierta vegetal. En general cuando se aborda el punto de la evapotranspiración real en las plantas se hace referencia a la que se obtiene en un balance de humedad en el suelo (Olalla, *et al.*, 2005).

La evapotranspiración real se obtuvo pesando los recipientes con los mosaicos después de regarse semanalmente, donde a este valor calculado se le llamó; 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).

Utilizando la fórmula:

$$ETR = PIS - PFS$$

Se llevó un control de la cantidad de agua vertida en cada riego a cada recipiente con cada una de las especies vegetales (expresada en mililitros). De igual manera se monitoreó el peso de cada recipiente con los mosaicos antes y posteriormente de cada riego realizado.

## Biomasa seca y húmeda

Para la realización de la técnica de biomasa húmeda y seca fue necesario hacerla al término del periodo trazado en el experimento. En el cual se obtuvieron las plantas contenidas en las distintas unidades experimentales, después se extrajeron de cada cápsula teniendo precaución de no romper las raíces más finas y sacándolas lo más completas posibles. Teniendo las raíces requeridas, éstas se enjuagaron con abundante agua del grifo para quitar el excedente de suelo que pudieran tener impregnadas aún. Asegurándose de estar libres de suelo se separó a cada individuo vegetal en vástago y raíz, esto con la ayuda de una navaja de bisturí, concluido este proceso, con la ayuda de una balanza analítica se pesó cada parte de cada planta y se tomó registro de los pesos (Figura 17 y 18).

Una vez teniendo los vástagos y raíces de cada individuo vegetal se procedió a colocar cada parte en bolsitas de papel, previamente etiquetadas. Finalmente se colocaron en una estufa a una temperatura de 75°C por un periodo de 48 horas continuas, transcurrido el tiempo establecido se sacaron y se pesó cada parte de las especies vegetales con una balanza analítica y de igual manera se tomó registro de los pesos, de esta forma se obtuvo la biomasa seca. Así mismo una parte de las raíces se utilizó para la realización de colonización micorrízica.



Figura 17. Peso húmedo de vástago de mezquite.



Figura 18. Peso húmedo de raíz de mezquite.

### **Porcentaje de humedad**

Se calculó el porcentaje de humedad con base a los datos de biomasa húmeda y seca mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de humedad} = \frac{\text{g (biomasa seca de vástago + biomasa seca de raíz)} * 100}{\text{g (biomasa húmeda de vástago + biomasa húmeda de raíz)}}$$

### **Cociente raíz/vástago (R/V)**

El cociente R/V se calculó después de cosechar a todos los individuos vegetales al final del periodo de tiempo trazado en los tratamientos. Se obtuvo el peso seco de la parte aérea, raíz y total de cada especie. Con los datos de biomasa seca se obtuvo el cociente de raíz/vástago con la fórmula:

$$R/V = \text{g biomasa seca de raíz} / \text{g biomasa seca de vástago}$$

### **Porcentaje de colonización micorrízica**

Para realizar la técnica de colonización micorrízica por medio de tinción con azul de tripano, propuesta por Philips y Hayman (1970) se cortaron las raíces de las 3 especies utilizadas (*Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*) y se conservaron en alcohol al 40% en recipientes. Posteriormente, las raíces de las 3 especies vegetales se colocaron en tubos de ensaye, con solución de KOH al 10% durante un periodo de 24 horas en completa oscuridad a temperatura ambiente. Transcurrido el tiempo se enjuagaron las raíces con agua destilada para retirar el exceso de KOH y se colocaron en peróxido de hidrógeno al 10% durante tres horas a temperatura ambiente, (blanqueado) posteriormente se enjuagaron con agua destilada y se adicionó ácido clorhídrico (HCL) al 1 % durante un periodo de cinco minutos, se retiró el exceso de ácido y sin enjuagar, se agregó solución de azul de tripano al 0.05% durante un lapso de 24 horas. Para finalizarse retiró el exceso del colorante en las raíces pigmentadas y se conservaron en lactoglicerol durante 24 horas.

Para el montaje de raíces y la realización del conteo de colonización se cortaron las raíces teñidas en pequeños pedazos de 1.5 cm de longitud y se tomaron 20 segmentos, se colocaron de forma vertical en un portaobjetos y se les adicionó unas gotas de lactoglicerol, para después ponerles un cubreobjetos a cada uno haciendo una ligera presión. Finalmente se realizó la observación en un microscopio óptico a 40x en el cual se ubicaron estructuras de los HMA como vesículas, hifas y arbusculos.

Para la obtención del porcentaje de colonización se calculó con la siguiente fórmula.

$$\%C = (P/T) \times 100$$

Donde:

%C= Porcentaje de colonización micorrízica

P: segmentos colonizados

T: total de segmentos

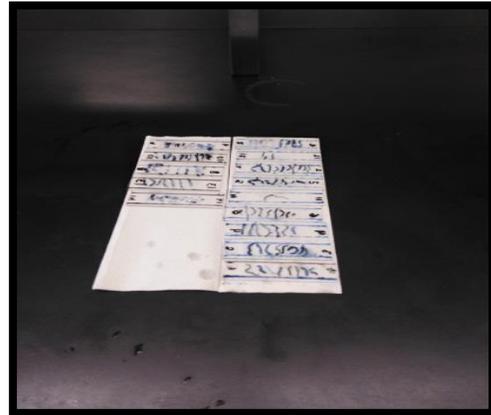


Figura 19. Tinción de raíces de *Prosopis laevigata*    Figura 20. Raíces contenidas en Portaobjetos

### Análisis estadístico

En el diseño estadístico se empleó un ANOVA de dos factores: micorrización con dos niveles (con y sin inóculo de HMA) por especies con dos niveles (combinación o no de *Prosopis laevigata* con otras especies). Las variables así analizadas fueron: altura, número de pinnas, hojas, pencas y cobertura.

A las variables de respuesta se les aplicó una prueba de Normalidad de Shapiro-Wilks modificado y posteriormente se utilizó el análisis de varianza paramétrico o no paramétrico (prueba de Kruskal Wallis), en función de la normalidad o ausencia de ésta en los datos obtenidos.

Las variables de respuesta que se analizaron mediante un ANOVA de 2 factores (ver anexos) en el programa InfoStat versión 2018 son:

- Altura, número de órganos vegetales (pencas, pinnas, hojas).
- Biomasa húmeda y seca de raíz y vástago
- Cociente raíz / vástago (biomasa seca)
- Tasa de crecimiento relativo (TCR)
- Porcentaje de humedad
- Porcentaje de colonización micorrízica
- Eficiencia en el uso del agua (EUA)
- Transpiración
- Evapotranspiración real (ETR)

## RESULTADOS

### Germinación de semillas

Las semillas de *Prosopis laevigata* (Figura 21), empezaron a emitir la radícula a partir del tercer día de ponerlos a germinar, alcanzando la totalidad (100%) al séptimo día de cultivo. En la etapa de germinación estuvieron colocados en cajas Petri con una cama de algodón humedecido, previamente escarificadas (para romper la latencia física en ellas), con la finalidad de que el agua penetrara mejor en la semilla.

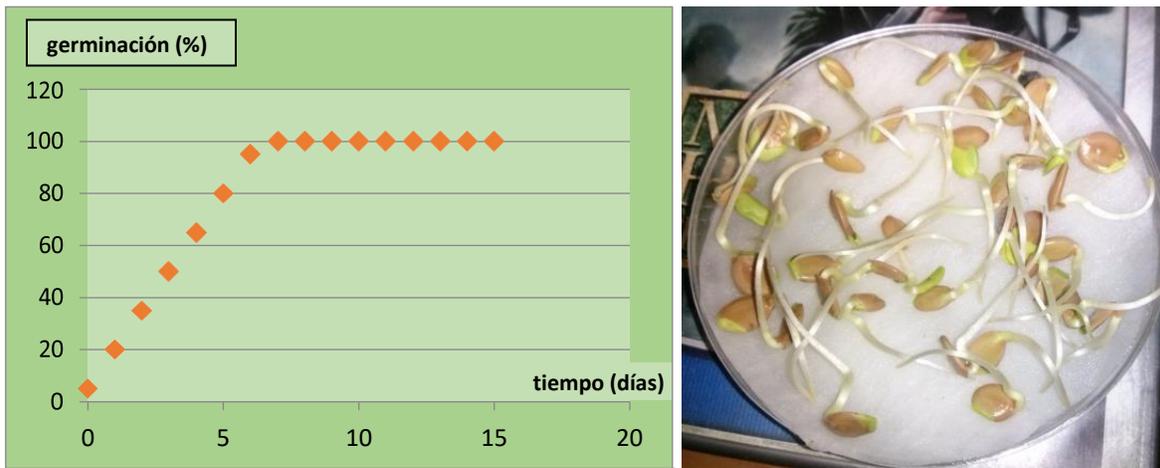


Figura 21. Germinación de semillas de *Prosopis laevigata*.

Para la germinación de *Agave salmiana* (Figura 22), una vez extraídas las semillas ubicadas dentro de su fruto seco, se pusieron en remojo por un lapso de 24 horas en agua destilada y se colocaron en cajas Petri humedecidas con pequeñas camas de algodón con cubierta de papel filtro, también humedecida.

Las semillas así tratadas iniciaron su germinación a los 3 días, teniendo el 100% de germinación a los 6 días de su comienzo. No hubo necesidad de hacer escarificación en las semillas, dado que es muy blanda y el endospermo es carnosos, con lo cual facilita su pronta germinación.

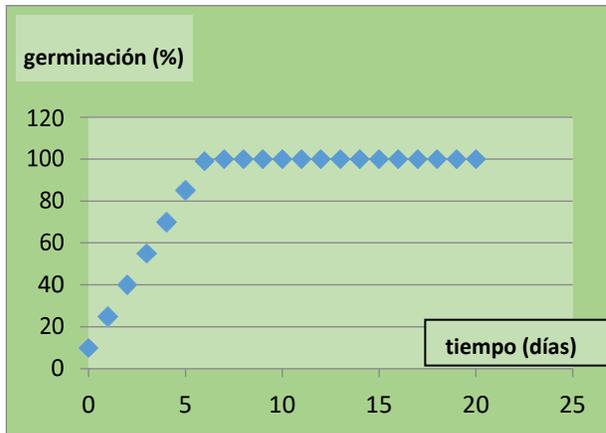


Figura 22. Germinación de semillas de *Agave salmiana*.

Para germinar las semillas de *Cynodon dactylon* (figura 23), se lavaron al chorro de agua por lapsos de 15 segundos en repetidas ocasiones y posteriormente se colocaron en recipientes de plástico con suelo estéril; las semillas se sembraron a una profundidad de 0.5 cm. Y empezaron a germinar a partir de los 5 días que se sembraron; el 100% de germinación fue alcanzado a los 10 días posteriores.

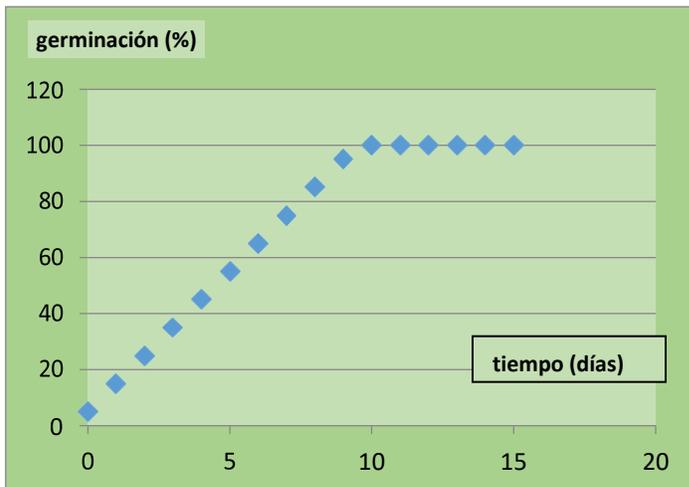


Figura 23. Germinación de semillas de *Cynodon dactylon*.

## Alturas máximas

### *Prosopis laevigata*

El promedio de altura máxima de *Prosopis laevigata* obtenida al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 6.8 cm. Para el experimento sin HMA fue de 3.8 cm, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0001$ ), como lo indica el anexo 1.

### *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*

El promedio de altura máxima de *Prosopis laevigata* obtenida al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 7.2 cm y para el experimento sin HMA fue de 4.8 cm, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 2). Para el caso de *Agave salmiana* el promedio de altura máxima con el tratamiento con inóculo de HMA fue de 6.15 cm y para el experimento sin HMA fue de 6.06 cm y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.2446$ ), (anexo 2).

### *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*

El promedio de altura máxima de *Prosopis laevigata* obtenida al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 6.2 cm y para el experimento sin HMA fue de 4.5 cm, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.0001$ ), (anexo 3). Para el caso de *Cynodon dactylon* el promedio de altura máxima con el tratamiento con inóculo de HMA fue de 5.7 cm y para el experimento sin HMA fue de 4.2 cm. De acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas entre ambos tratamientos ( $p < 0.0001$ ), (anexo 3).

### Alturas de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*

El promedio de altura máxima de *Prosopis laevigata* obtenida al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 6.6 cm y para el experimento sin HMA fue de 4.6 cm, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 4). Para el caso de *Agave salmiana* el promedio de altura máxima con el tratamiento con inóculo de HMA fue de 5.9 cm y para el experimento sin HMA fue de 4.4 cm y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.4416$ ), (anexo 4). Para el caso de *Cynodon dactylon* el promedio de altura máxima con el tratamiento con inóculo de HMA fue de 5.3 cm y para el experimento sin HMA fue de 4.6 cm. De acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ( $p = 0.0032$ ), (anexo 4).

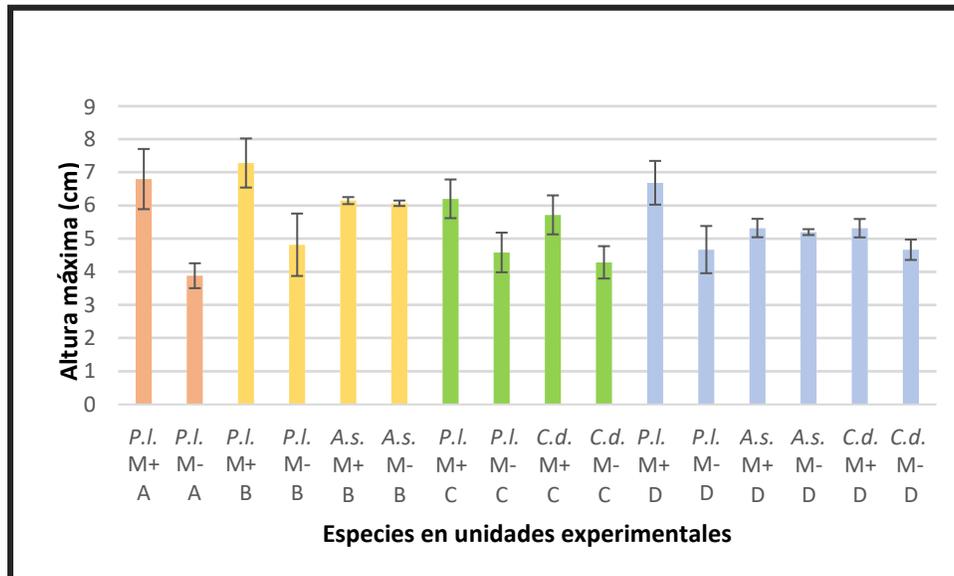


Figura 24. Relación de las medias de *Prosopis laevigata* (P.l.), *Agave salmiana* (A.s.) y *Cynodon dactylon* (C.d.), para altura máxima (cm), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

## Cobertura

### Cobertura de *Prosopis laevigata*

El promedio de cobertura que obtuvo *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 8.01 cm<sup>2</sup>. Para el experimento sin HMA fue de 4.1 cm<sup>2</sup>, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p= 0.0022$ ), (anexo 5).

### Cobertura de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*

El promedio de cobertura obtenida para *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 8.65 cm<sup>2</sup> y para el experimento sin HMA fue de 5.13 cm<sup>2</sup>, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p =0.0022$ ), (anexo 6). Para el caso de *Agave salmiana* la cobertura alcanzada con el tratamiento con inóculo de HMA fue de 7.15 cm<sup>2</sup> y para el experimento sin HMA fue de 6.91 cm<sup>2</sup>. De acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas entre ambos tratamientos ( $p= 0.9610$ ), (anexo 6).

### Cobertura de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*

El promedio de cobertura obtenida para *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 8.8 cm<sup>2</sup> y para el experimento sin

HMA fue de 7.2 cm<sup>2</sup>, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.0001$ ), (anexo 7). Para el caso de *Cynodon dactylon* la cobertura alcanzada con el tratamiento con inoculo de HMA fue de 9.2 cm<sup>2</sup> y para el experimento sin HMA fue de 7.5 cm<sup>2</sup>. De acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas entre ambos tratamientos ( $p < 0.0001$ ), (anexo 7).

*Cobertura de Prosopis laevigata, Agave salmiana y Cynodon dactylon*

El promedio de cobertura obtenida para *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 7.7 cm<sup>2</sup> y para el experimento sin HMA fue de 5.1 cm<sup>2</sup>, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 8). Para el caso de *Agave salmiana* la cobertura alcanzada con el tratamiento con inoculo de HMA fue de 6.81 cm<sup>2</sup> y para el experimento sin HMA fue de 6.51 cm<sup>2</sup> y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p=0.0823$ ), (anexo 8). Para el caso de *Cynodon dactylon* la cobertura alcanzada con el tratamiento con inoculo de HMA fue de 9.8 cm<sup>2</sup> y para el experimento sin HMA fue de 6.4 cm<sup>2</sup>. De acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas entre ambos tratamientos ( $p < 0.0022$ ), (anexo 8).

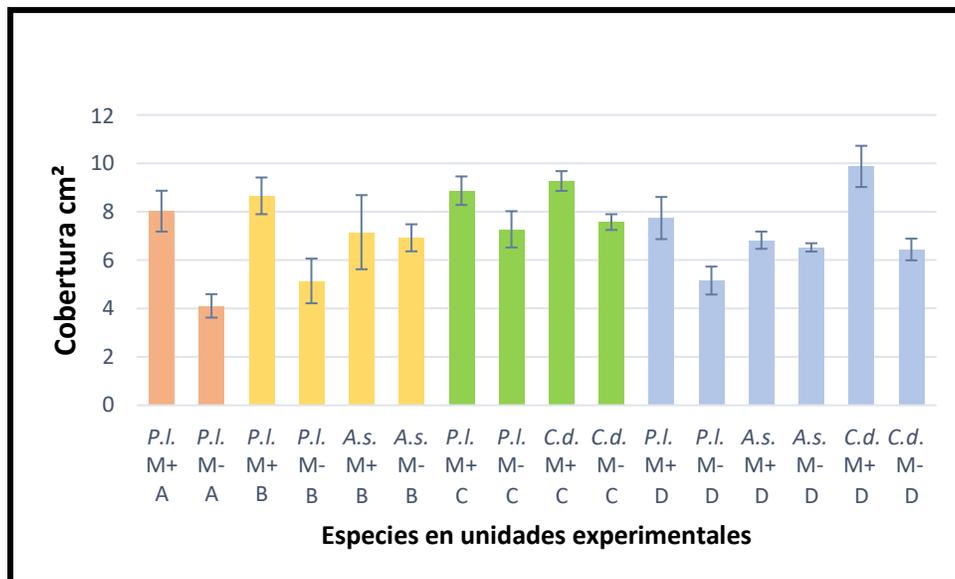


Figura 25. Relación de las medias de Cobertura (cm<sup>2</sup>) para *Prosopis laevigata* (P.l.), *Agave salmiana* (A.s.) y *Cynodon dactylon* (C.d.), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

## Número de pinnas, pencas y hojas

### *Prosopis laevigata*

El promedio de número de pinnas que obtuvo *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 5.6. Para el experimento sin HMA fue de 3, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.0001$ ), (anexo 9).

### Número de pinnas de *Prosopis laevigata* y pencas de *Agave salmiana*

El promedio de número de pinnas obtenida para *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 7, y para el experimento sin HMA fue de 3.3, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 10). Para el caso de *Agave salmiana* el número de pencas alcanzado con el tratamiento con inóculo de HMA fue de 4.3, y para el experimento sin HMA fue de 4 y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas entre ambos tratamientos ( $p = 0.6364$ ), (anexo 10).

### Número de pinnas de *Prosopis laevigata* y hojas de *Cynodon dactylon*

El promedio de número de pinnas obtenida para *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 6.7, y para el experimento sin HMA fue de 4.3, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.0001$ ), (anexo 11). Para el caso de *Cynodon dactylon* el número de hojas alcanzado con el tratamiento con inóculo de HMA fue de 14.1, y para el experimento sin HMA fue de 5.8 y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas entre ambos tratamientos ( $p < 0.0001$ ), (anexo 11).

### Número de pinnas de *Prosopis laevigata*, pencas de *Agave salmiana* y hojas de *Cynodon dactylon*

El promedio de número de pinnas obtenida para *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 6, y para el experimento sin HMA fue de 4.1, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0032$ ), (anexo 12). Para el caso de *Agave salmiana* el número de pencas alcanzado con el tratamiento con inóculo de HMA fue de 4, y para el experimento sin HMA fue de 2.5 y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas entre ambos tratamientos ( $p = 0.9134$ ), (anexo 12). Para el caso de *Cynodon dactylon* el número de hojas alcanzado con el tratamiento con inóculo de HMA fue de 16.1, y para el experimento sin HMA fue de 5.1. De acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas entre ambos tratamientos ( $p = 0.0022$ ), (anexo 12).

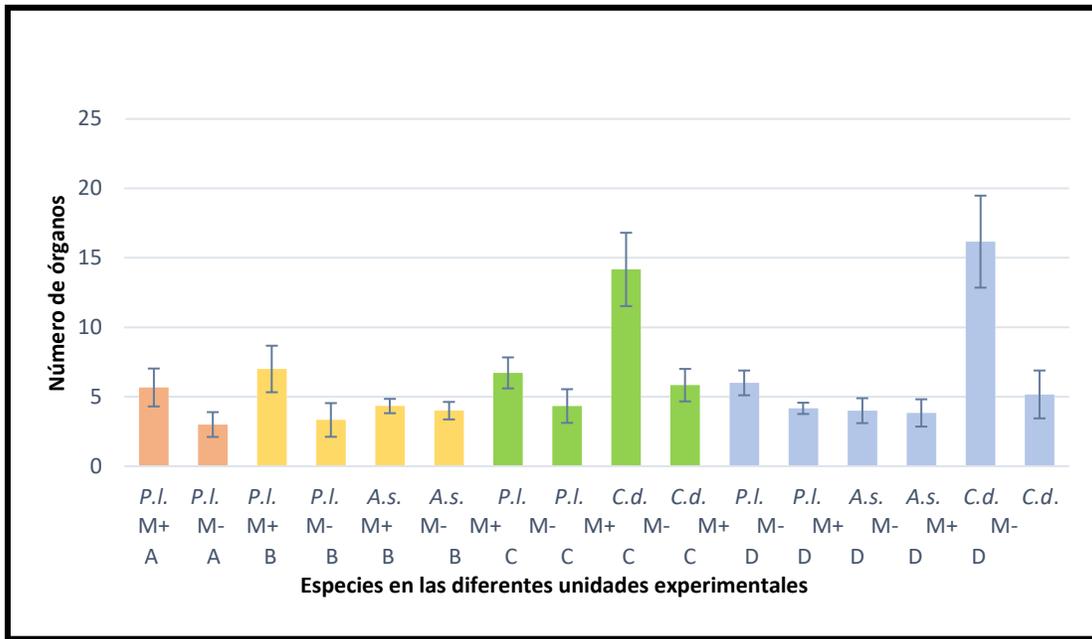


Figura 26. Promedio de número de pinnas de *Prosopis laevigata* (*P.l.*), pencas de *Agave salmiana* (*A.s.*), y hojas de *Cynodon dactylon* (*C.d.*), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

Tabla 2. Variables de crecimiento de las diferentes especies *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, y *Cynodon dactylon*, en las diferentes unidades experimentales, M+, Tratamiento con micorrizas; M-, Tratamiento sin micorrizas. Los asteriscos muestran diferencias significativas,  $p < 0.05$  entre M+ y M-.

Especies que conforman la unidad experimental	Tratamiento	Pinnas	Pencas	Hojas	Cobertura (cm <sup>2</sup> )	Altura (cm)
<i>Prosopis laevigata</i>	M+	6 *	-----	-----	7.73*	6.68*
	M-	4.1 *	-----	-----	5.15*	4.6*
<i>Agave salmiana</i>	M+	-----	4	-----	6.8	5.3
	M-	-	3.8	-----	6.5	5.2
<i>Cynodon dactylon</i>	M+	-	-----	16.16 *	9.8*	5.31*
	M-	-	-----	5.16 *	6.4 *	4.66*
Especies que conforman la unidad experimental	Tratamiento	Pinnas	Pencas	Hojas	Cobertura (mc <sup>2</sup> )	Altura (cm)
<i>Prosopis laevigata</i>	M+	7 *	-----	-----	8.65*	7.28*
	M-	3.33*	-----	-----	5.13*	4.81*
<i>Agave salmiana</i>	M+	--	4.3	-----	7.15	6.63
	M-	--	4	-----	6.91	5.85
Especies que conforman la unidad experimental	Tratamiento	Pinnas	Pencas	Hojas	Cobertura (mc <sup>2</sup> )	Altura (cm)
<i>Prosopis laevigata</i>	M+	6.71*	-----	-----	8.86 *	6.2 *
	M-	4.33 *	-----	-----	7.26 *	4.58 *
<i>Cynodon dactylon</i>	M+	-	-----	14.16 *	9.2 *	5.71 *
	M-	-	-----	5.83 *	7.5 *	4.28 *
Especies que conforman la unidad experimental	Tratamiento	Pinnas	Pencas	Hojas	Cobertura (cm <sup>2</sup> )	Altura (cm)
<i>Prosopis laevigata</i>	M+	5.66*	-----	-----	8.01 *	6.8*
	M-	3*	-----	-----	4.1*	3.8 *

## **Tasa de crecimiento relativo (TCR)**

### *Prosopis laevigata*

El promedio de la tasa relativa de crecimiento en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de  $0.0025 \text{ d}^{-1}$  y para el experimento sin HMA fue de  $0.0013 \text{ d}^{-1}$  y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 13).

### *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*

El promedio de la tasa relativa de crecimiento en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de  $0.0026 \text{ d}^{-1}$  y para el experimento sin HMA fue de  $0.0011 \text{ d}^{-1}$  y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 14). El promedio de la tasa relativa de crecimiento en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de  $0.0022 \text{ d}^{-1}$  y para el experimento sin HMA fue de  $0.0019 \text{ d}^{-1}$  y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.4892$ ), (anexo 14).

### *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*

El promedio de la tasa relativa de crecimiento en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de  $0.0025 \text{ d}^{-1}$  y para el experimento sin HMA fue de  $0.0012 \text{ d}^{-1}$  y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 15). El promedio de la tasa relativa de crecimiento en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de  $0.0033 \text{ d}^{-1}$  y para el experimento sin HMA fue de  $0.0032 \text{ d}^{-1}$  y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.2857$ ), (anexo 15).

### *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*

El promedio de la tasa relativa de crecimiento en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de  $0.0028 \text{ d}^{-1}$  y para el experimento sin HMA fue de  $0.0011 \text{ d}^{-1}$  y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 16). El promedio de la tasa relativa de crecimiento en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de  $0.0023 \text{ d}^{-1}$  y para el experimento sin HMA fue de  $0.0018 \text{ d}^{-1}$  y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.1667$ ), (anexo 16).

El promedio de la tasa relativa de crecimiento en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.0035 d<sup>-1</sup> y para el experimento sin HMA fue de 0.0031 d<sup>-1</sup> y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas (p= 0.2900), (anexo 16).

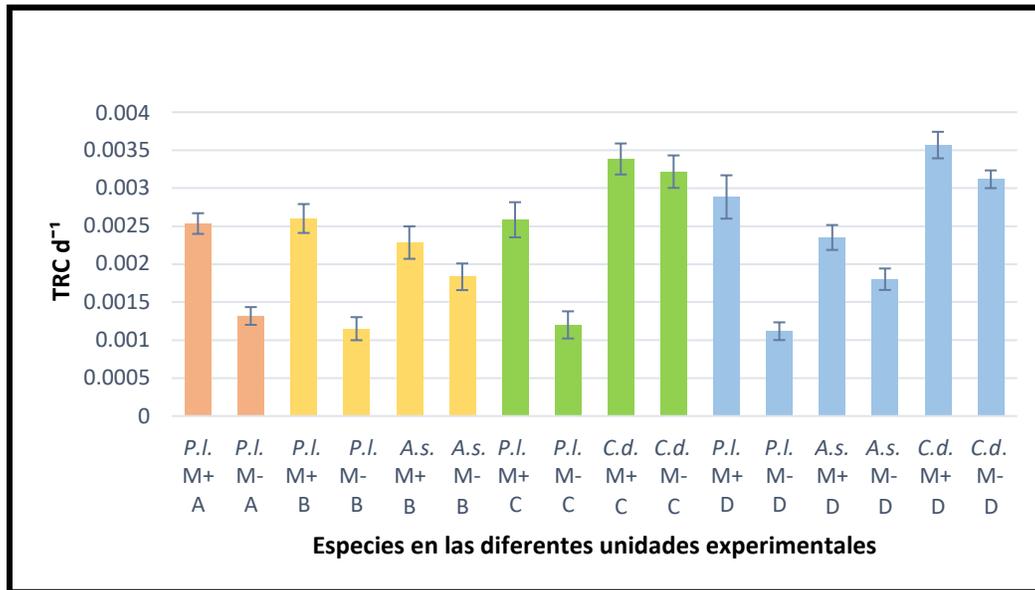


Figura 27. Relación de las medias para tasa relativa de crecimiento (TRC) de *Prosopis laevigata* (*P.l.*), *Agave salmiana* (*A.s.*), y *Cynodon dactylon* (*C.d.*), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

## Eficiencia en el uso del agua

### *Prosopis laevigata*

El promedio de la eficiencia en el uso del agua en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.025 g/L y para el experimento sin HMA fue de 0.017 g/L y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas (p< 0.0001), (anexo 17).

### *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*

El promedio de la eficiencia en el uso del agua en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.023 g/L y para el experimento sin HMA fue de 0.016 g/L y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas (p = 0.010),

(anexo 18). El promedio de la eficiencia en el uso del agua en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.017 g/L y para el experimento sin HMA fue de 0.016 g/L y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.303$ ), (anexo 18).

#### *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*

El promedio de la eficiencia en el uso del agua en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.024 g/L y para el experimento sin HMA fue de 0.017 g/L y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0065$ ), (anexo 19). El promedio de la eficiencia en el uso del agua en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.105 g/L y para el experimento sin HMA fue de 0.088 g/L y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.1494$ ), (anexo 19).

#### *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*

El promedio de la eficiencia en el uso del agua en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.032 g/L y para el experimento sin HMA fue de 0.015 g/L y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 20). El promedio de la eficiencia en el uso del agua en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.020 g/L y para el experimento sin HMA fue de 0.019 g/L y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0866$ ), (anexo 20). El promedio de la eficiencia en el uso del agua en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.098 g/L y para el experimento sin HMA fue de 0.088 g/L y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.1017$ ), (anexo 20).

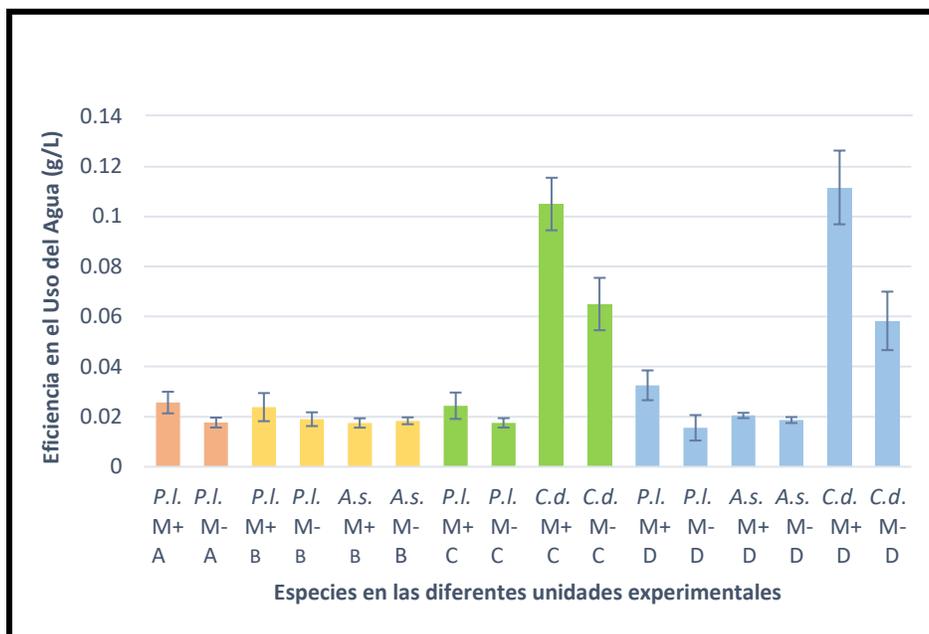


Figura 28. Relación de las medias para la eficiencia en el uso del agua (EUA) (g/L) de *Prosopis laevigata* (*P.l.*), *Agave salmiana* (*A.s.*), y *Cynodon dactylon* (*C.d.*), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

## Transpiración

### *Prosopis laevigata*

El promedio de la transpiración obtenida del tratamiento con *Prosopis laevigata* al final del experimento con inóculo de HMA fue de 5.86 mm, y para el experimento sin HMA fue de 3.63 mm y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.0001$ ), (anexo 21).

### *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*

El promedio final alcanzado de transpiración obtenida del tratamiento con *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana* en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 5.45 mm, y para el tratamiento sin HMA fue de 3.03 mm y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.0001$ ), (anexo 22).

### *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*

El promedio final alcanzado de transpiración obtenida del tratamiento con *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon* en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 5.5

mm, y para el tratamiento sin HMA fue de 2.74 mm y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 23).

#### *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*

El promedio final alcanzado de transpiración obtenida del tratamiento con *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon* en el tratamiento con inoculo de HMA fue de 6.79 mm, y para el tratamiento sin HMA fue de 4.33 mm y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p=0.0022$ ), (anexo 24).

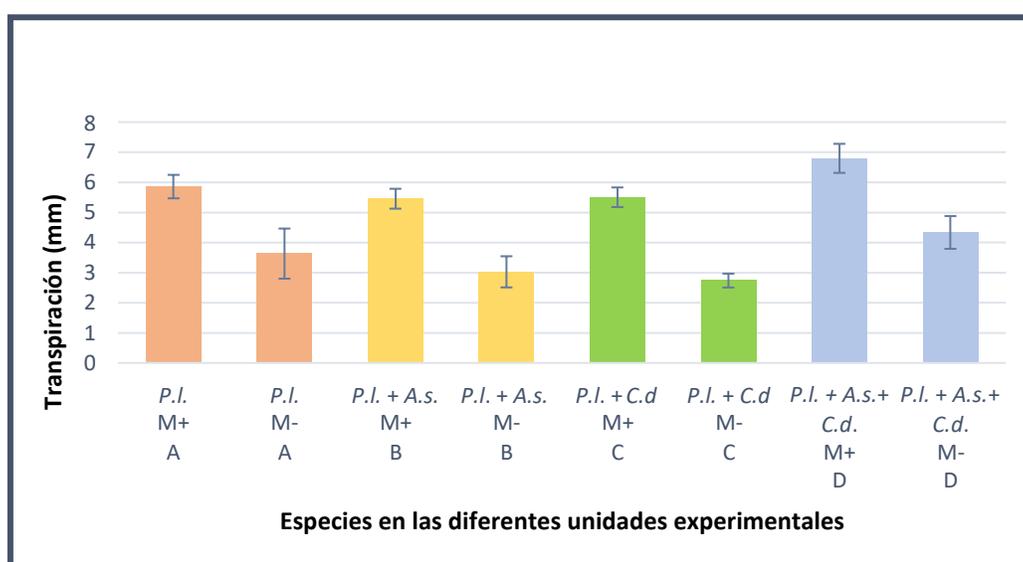


Figura 29. Relación de las medias para la transpiración de *Prosopis laevigata* (*P.I.*), *Agave salmiana* (*A.s.*), y *Cynodon dactylon* (*C.d.*), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

### Evapotranspiración real (ETR) de las plantas

#### *Prosopis laevigata*

El promedio de la evapotranspiración obtenida del tratamiento con *Prosopis laevigata* al final del experimento con inoculo de HMA fue de 54.66 mm, y para el experimento sin HMA fue de 46.16 mm y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p<0.0001$ ), (anexo 25).

#### *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*

El promedio final alcanzado de evapotranspiración obtenida del tratamiento con *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana* en el tratamiento con inoculo de HMA fue de 59.66 mm, y para el tratamiento sin HMA fue de 48.16 mm y de acuerdo al análisis

estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.0001$ ), (anexo 26).

*Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*

El promedio final alcanzado de evapotranspiración obtenida del tratamiento con *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon* en el tratamiento con inoculo de HMA fue de 60.66 mm, y para el tratamiento sin HMA fue de 48.83 mm y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.0001$ ), (anexo 27).

*Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*

El promedio final alcanzado de transpiración obtenida del tratamiento con *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon* en el tratamiento con inoculo de HMA fue de 58.83 mm, y para el tratamiento sin HMA fue de 48.83 mm y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.0001$ ), (anexo 28).

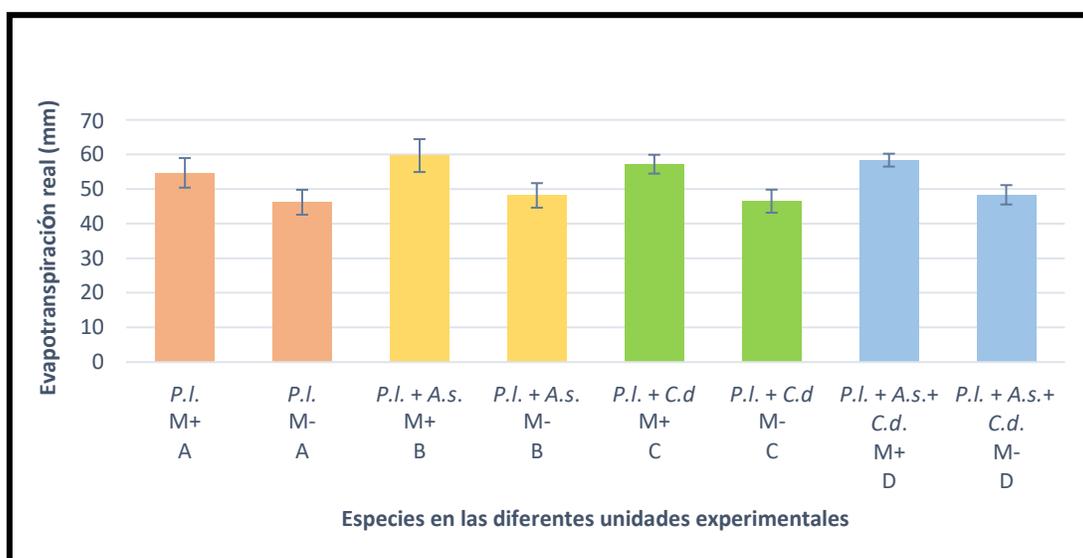


Figura 30. Relación de las medias para evapotranspiración real (ETR), de *Prosopis laevigata* (*P.l.*), *Agave salmiana* (*A.s.*), y *Cynodon dactylon* (*C.d.*), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

## **Biomasa húmeda del vástago**

### *Prosopis laevigata*

El promedio del peso húmedo del vástago en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.19 y para el experimento sin HMA fue de 0.09 y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.0001$ ), (anexo 29).

### *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*

El promedio del peso húmedo del vástago en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.23 g y para el experimento sin HMA fue de 0.1 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 30). El promedio del peso húmedo del vástago en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 1.48 g y para el experimento sin HMA fue de 1.41 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p=0.3831$ ), (anexo 30).

### *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*

El promedio del peso húmedo del vástago en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.16 g y para el experimento sin HMA fue de 0.09 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 31). El promedio del peso húmedo del vástago en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.39 g y para el experimento sin HMA fue de 0.38 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p=0.2922$ ), (anexo 31).

### *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*

El promedio del peso húmedo del vástago en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.17 g y para el experimento sin HMA fue de 0.08 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 32). El promedio del peso húmedo del vástago en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 1.30 g y para el experimento sin HMA fue de 1.29 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.5628$ ), (anexo 32). El promedio del peso húmedo del vástago en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.34 g y para el experimento sin HMA fue de 0.32 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.3225$ ), (anexo 32).

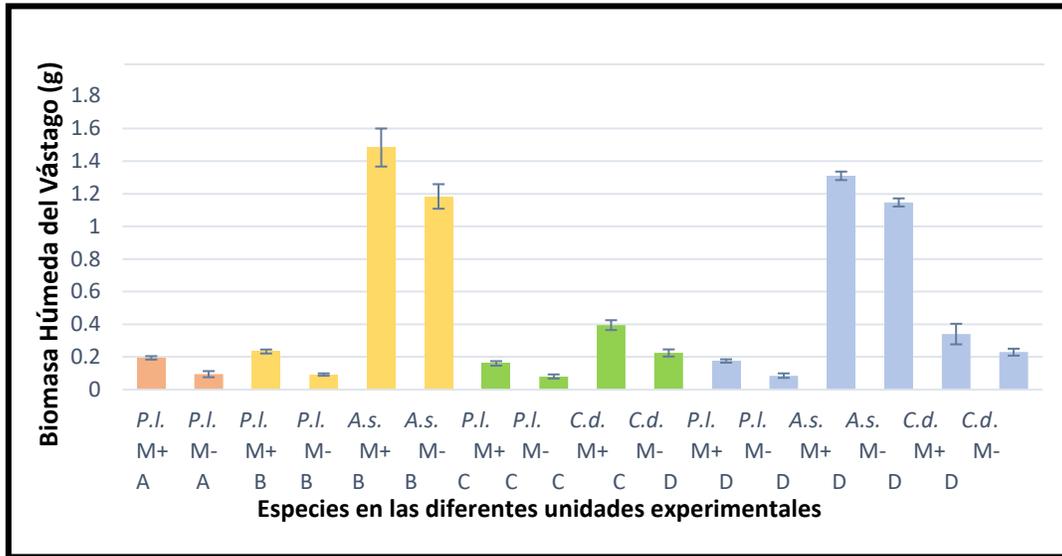


Figura 31. Relación de las medias para biomasa húmeda del vástago (BHV (g), de *Prosopis laevis* (P.l.), *Agave salmiana* (A.s.), y *Cynodon dactylon* (C.d.), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

## Biomasa seca del vástago

### *Prosopis laevis*

El promedio del peso seco del vástago de *Prosopis laevis* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.13 y para el experimento sin HMA fue de 0.05 y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0002$ ), (anexo 33).

### *Prosopis laevis* y *Agave salmiana*

El promedio del peso seco del vástago en *Prosopis laevis* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.16 g y para el experimento sin HMA fue de 0.07 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 34). El promedio del peso seco del vástago en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.14 g y para el experimento sin HMA fue de 0.13 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0649$ ), (anexo 34).

### *Prosopis laevis* y *Cynodon dactylon*

El promedio del peso seco del vástago en *Prosopis laevis* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.10 g y para el experimento sin HMA fue de 0.06 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado

se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 35). El promedio del peso seco del vástago en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.092 g y para el experimento sin HMA fue de 0.090 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.5108$ ), (anexo 35).

*Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*

El promedio del peso seco del vástago en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.10 g y para el experimento sin HMA fue de 0.05 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 36). El promedio del peso seco del vástago en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.13 g y para el experimento sin HMA fue de 0.12 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.2186$ ), (anexo 36). El promedio del peso seco del vástago en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.09 g y para el experimento sin HMA fue de 0.08 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.4286$ ), (anexo 36).

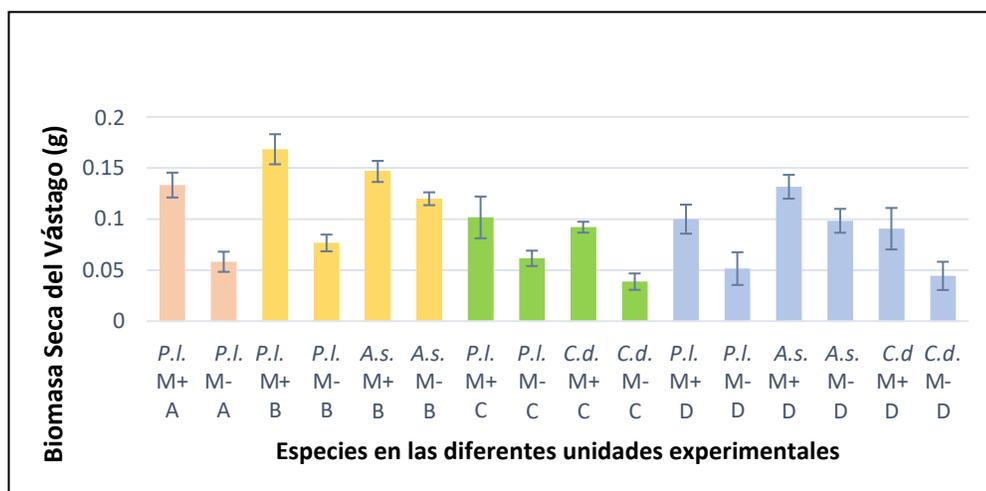


Figura 32. Relación de las medias para la biomasa seca del vástago (BSV), de *Prosopis laevigata* (*P.l.*), *Agave salmiana* (*A.s.*), y *Cynodon dactylon* (*C.d.*), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

## **Biomasa húmeda de la raíz**

### *Prosopis laevigata*

El promedio del peso húmedo de la raíz de *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.19 y para el experimento sin HMA fue de 0.08 y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0065$ ), (anexo 37).

### *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*

El promedio del peso húmedo de la raíz en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.21 g y para el experimento sin HMA fue de 0.09 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 38). El promedio del peso húmedo de la raíz en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.12g y para el experimento sin HMA fue de 0.11g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p= 0.1320$ ), (anexo 38).

### *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*

El promedio del peso húmedo de la raíz en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.12 g y para el experimento sin HMA fue de 0.08 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 39). El promedio del peso húmedo de la raíz en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.21 g y para el experimento sin HMA fue de 0.19 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p=0.0887$ ), (anexo 39).

### *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*

El promedio del peso húmedo de la raíz en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.15 g y para el experimento sin HMA fue de 0.07 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0108$ ), (anexo 40). El promedio del peso húmedo de la raíz en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.11 g y para el experimento sin HMA fue de 0.10 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p=0.7381$ ), (anexo 40). El promedio del peso húmedo de la raíz en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.21 g y para el experimento sin HMA fue de 0.14 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p=0.4610$ ), (anexo 40).

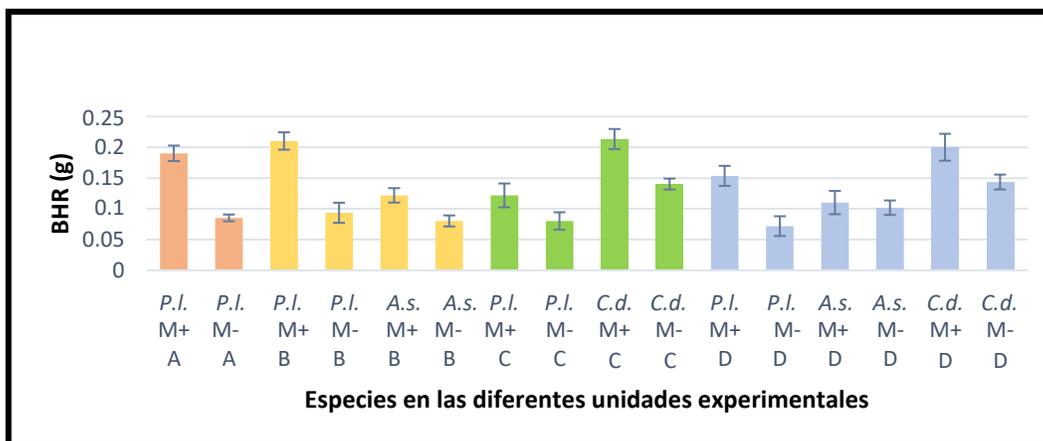


Figura 33. Relación de las medias para Biomasa húmeda de la raíz (BHR) de *Prosopis laevigata* (P.l.), *Agave salmiana* (A.s.), y *Cynodon dactylon* (C.d.), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

## Biomasa seca da la raíz

### *Prosopis laevigata*

El promedio del peso seco de la raíz de *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.09 y para el experimento sin HMA fue de 0.02 y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 41).

### *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*

El promedio del peso seco de la raíz en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.076 g y para el experimento sin HMA fue de 0.036 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 42). El promedio del peso seco de la raíz en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.01 g y para el experimento sin HMA fue de 0.01 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p > 0.9999$ ), (anexo 42).

### *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*

El promedio del peso seco de la raíz en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.06 g y para el experimento sin HMA fue de 0.02 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 43). El promedio del peso seco de la raíz en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.03 g y para el

experimento sin HMA fue de 0.02 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.1147$ ), (anexo 43).

*Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*

El promedio del peso seco de la raíz en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.09 g y para el experimento sin HMA fue de 0.021 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 44). El promedio del peso seco de la raíz en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.1 g y para el experimento sin HMA fue de 0.1 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.6299$ ), (anexo 42). El promedio del peso seco de la raíz en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.043 g y para el experimento sin HMA fue de 0.035 g y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.2273$ ), (anexo 44).

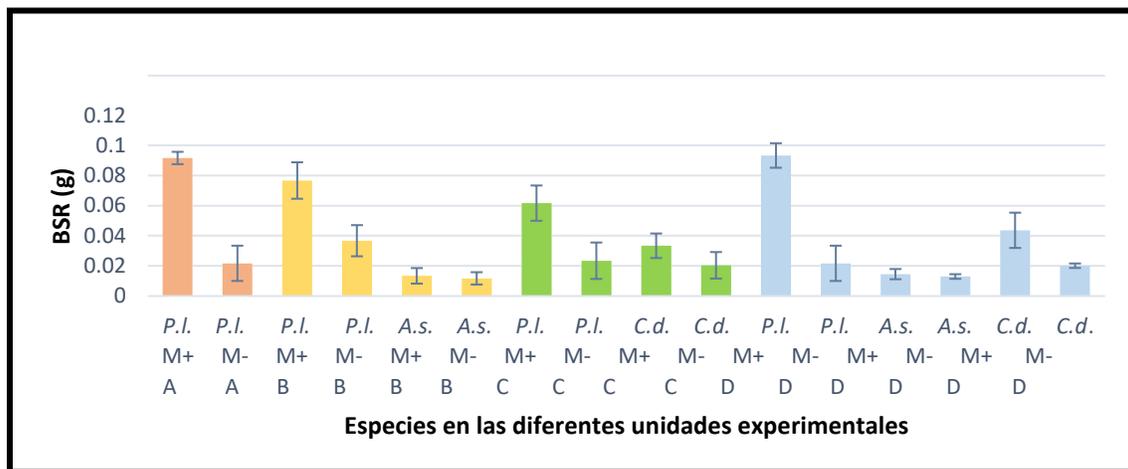


Figura 34. Relación de las medias para biomasa seca de la raíz (BSR), de *Prosopis laevigata* (P.l.), *Agave salmiana* (A.s.), y *Cynodon dactylon* (C.d.), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

**Porcentaje de humedad**

*Prosopis laevigata*

El promedio del porcentaje de humedad en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 23.16% y para el experimento sin HMA fue de 21.33% y de acuerdo al análisis estadístico realizado

no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.1883$ ), (anexo 45).

#### *Prosopis laevigata y Agave salmiana*

El promedio del porcentaje de humedad en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 18.33% y para el experimento sin HMA fue de 17.75% y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.4719$ ), (anexo 46).

El promedio del porcentaje de humedad en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 12.33% y para el experimento sin HMA fue de 10% y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.0758$ ), (anexo 46).

#### *Prosopis laevigata y Cynodon dactylon*

El promedio del porcentaje de humedad en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 18.66% y para el experimento sin HMA fue de 17.16% y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0649$ ), (anexo 47).

El promedio del porcentaje de humedad en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 18.66% y para el experimento sin HMA fue de 17.33% y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0996$ ), (anexo 47).

#### *Prosopis laevigata, Agave salmiana y Cynodon dactylon*

El promedio del porcentaje de humedad en *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 23.83% y para el experimento sin HMA fue de 22.33% y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.1840$ ), (anexo 48). El promedio del porcentaje de humedad en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 11.5% y para el experimento sin HMA fue de 10.5% y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.1688$ ), (anexo 48). El promedio del porcentaje de humedad en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 18.33% y para el experimento sin HMA fue de 17% y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.2121$ ), (anexo 48).

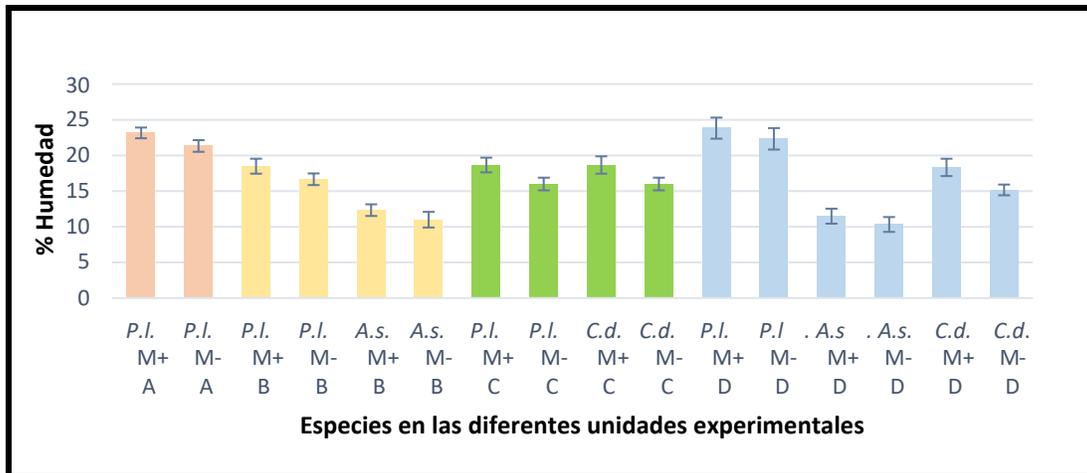


Figura 35. Se muestra la relación de las medias para porcentaje de humedad (%H), de *Prosopis laevis* (*P.l.*), *Agave salmiana* (*A.s.*), y *Cynodon dactylon* (*C.d.*), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

### Cociente raíz/vástago (R/V)

#### *Prosopis laevis*

El promedio del cociente raíz/vástago de *Prosopis laevis* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.65 y para el experimento sin HMA fue de 0.61 y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.8182$ ), (anexo 49).

#### *Prosopis laevis* y *Agave salmiana*

El promedio del cociente raíz/vástago de *Prosopis laevis* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.72 y para el experimento sin HMA fue de 0.69 y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.2879$ ), (anexo 50). El promedio del cociente raíz/vástago en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.093 y para el experimento sin HMA fue de 0.085 y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.6147$ ), (anexo 50).

#### *Prosopis laevis* y *Cynodon dactylon*

El promedio del cociente raíz/vástago en *Prosopis laevis* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.67 y para el experimento sin HMA fue de 0.64 y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.9156$ ), (anexo 51). El promedio del cociente raíz/vástago en *Cynodon dactylon* al finalizar el

experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.12 y para el experimento sin HMA fue de 0.11 y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p= 0.6126$ ), (anexo 51).

*Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*

El promedio del cociente raíz/vástago de *Prosopis laevigata* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.78 y para el experimento sin HMA fue de 0.74 y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.3658$ ), (anexo 52). El promedio del cociente raíz/vástago en *Agave salmiana* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.11 y para el experimento sin HMA fue de 0.09 y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0801$ ), (anexo 52). El promedio del cociente raíz/vástago en *Cynodon dactylon* al finalizar el experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 0.14 y para el experimento sin HMA fue de 0.11 y de acuerdo al análisis estadístico realizado no se encontraron diferencias significativas ( $p =0.2078$ ), (anexo 52).

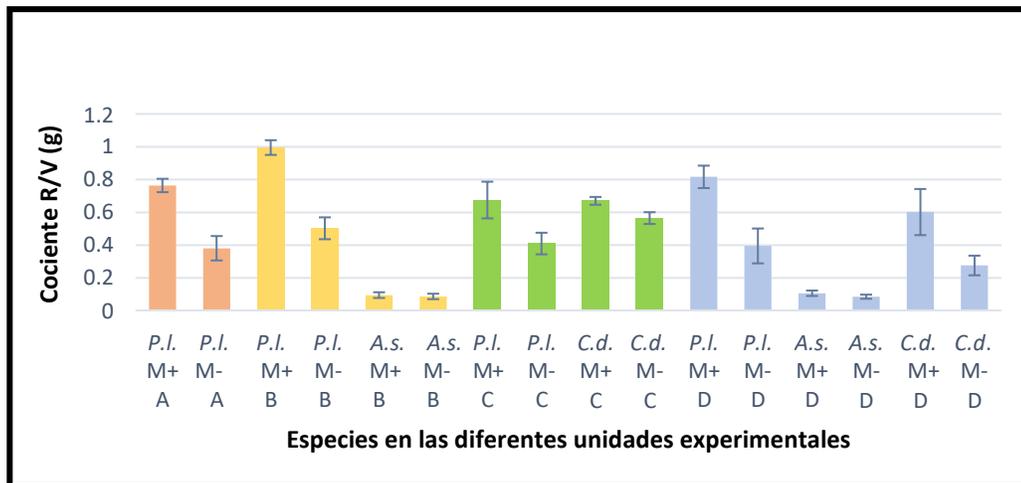


Figura 36. Relación de las medias para Cociente de raíz/Vástago (R/V), de *Prosopis laevigata* (*P.l.*), *Agave salmiana* (*A.s.*), y *Cynodon dactylon* (*C.d.*), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

## Porcentaje de colonización micorrízica

### Colonización micorrízica en *Prosopis laevigata*

El promedio del porcentaje de colonización micorrízica alcanzado en *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 70.5%. Para el experimento sin HMA fue de 6.1%, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0024$ ), (anexo 53).

### Colonización micorrízica en *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*

El promedio del porcentaje de colonización micorrízica alcanzado en *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 58.8%. Para el experimento sin HMA fue de 4.4%, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 54). Para el caso del porcentaje de colonización micorrízica alcanzado en *Agave salmiana* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 40.5%. Para el experimento sin HMA fue de 10%, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 54).

### Colonización micorrízica en *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*

El promedio del porcentaje de colonización micorrízica alcanzado en *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 58.8%. Para el experimento sin HMA fue de 7.7%, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 55). Para el caso del porcentaje de colonización micorrízica alcanzado en *Cynodon dactylon* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 51.1%. Para el experimento sin HMA fue de 10%, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 55).

### Colonización micorrízica en *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*

El promedio del porcentaje de colonización micorrízica alcanzado en *Prosopis laevigata* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 74.4%. Para el experimento sin HMA fue de 7.7%, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 56). Para el caso del porcentaje de colonización micorrízica alcanzado en *Agave salmiana* al final del experimento en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 58.3%. Para el experimento sin HMA fue de 13.3%, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 56). Para el caso del porcentaje de colonización micorrízica alcanzado en *Cynodon dactylon* al final del experimento

en el tratamiento con inóculo de HMA fue de 55%. Para el experimento sin HMA fue de 13.8%, y de acuerdo al análisis estadístico realizado se encontraron diferencias significativas ( $p = 0.0022$ ), (anexo 56).

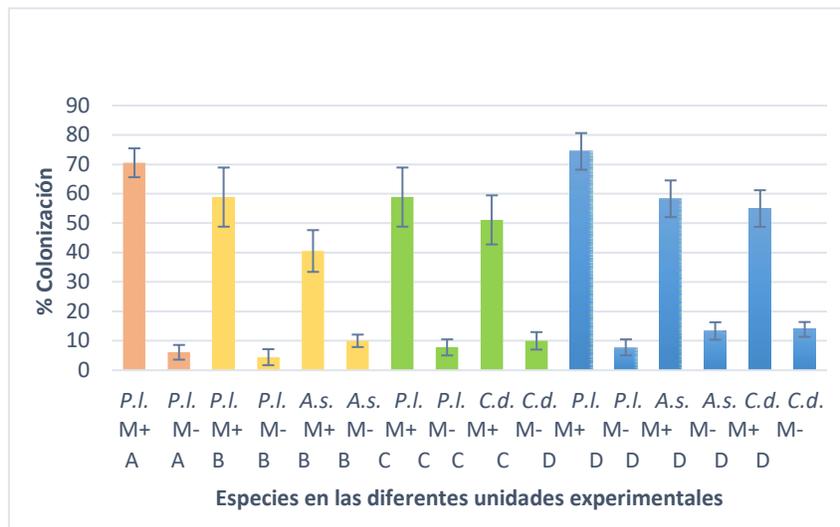


Figura 37. Se muestra la relación de las medias para porcentaje de colonización micorrícica (% colonización), de *Prosopis laevigata* (P.I.), *Agave salmiana* (A.s.), y *Cynodon dactylon* (C.d.), en las distintas unidades experimentales (A, B, C y D).

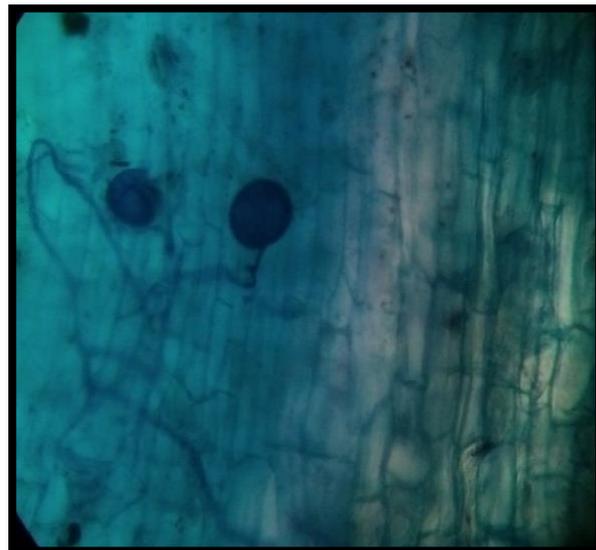
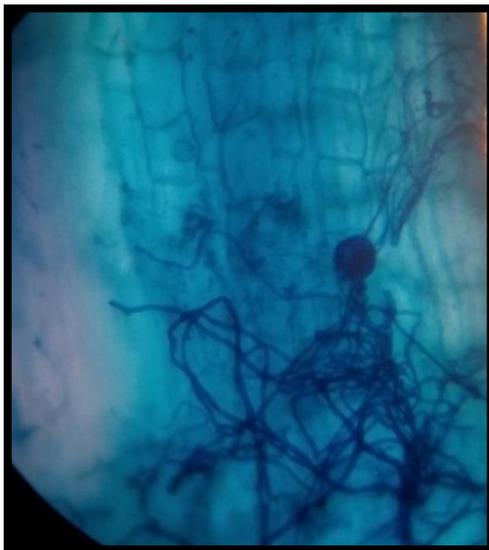


Figura 38. Hifa y vesícula en *Prosopis laevigata*. Figura 39. Hifa y vesícula *Agave salmiana*.

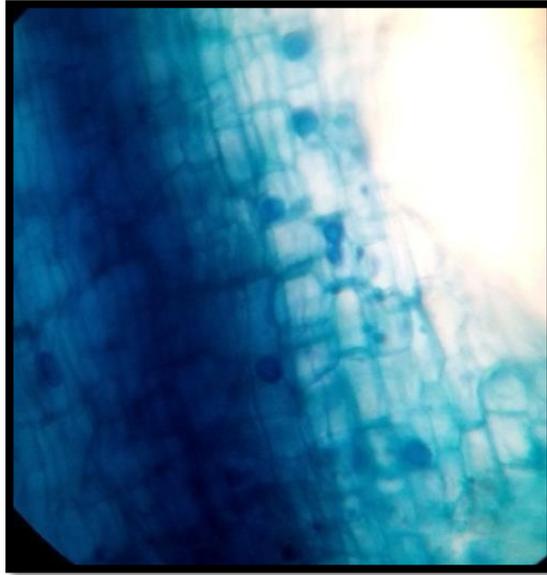


Figura. 40 Hifas y vesículas en *Cynodon dactylon*.

Tabla 3. Porcentaje obtenido de colonización micorrízica en el tratamiento sin HMA (-) y con HMA (+) de las 4 unidades experimentales.

Especies de la unidad experimental	Tratamiento con HMA +	Tratamiento sin HMA -
<i>Prosopis laevigata</i>	70.5 %	6.1 %
<i>Prosopis laevigata</i>	58.8 %	4.4 %
<i>Agave salmiana</i>	40.5 %	10 %
<i>Prosopis laevigata</i>	58.8 %	7.7 %
<i>Cynodon dactylon</i>	51.1 %	10 %
<i>Prosopis laevigata</i>	74.4 %	7.7 %
<i>Agave salmiana</i>	58.3 %	13.3 %
<i>Cynodon dactylon</i>	55 %	13.8 %

Tabla 4. Variables de respuesta de las cuatro unidades experimentales con HMA y sin HMA M+, Tratamiento con micorrizas; M-, Tratamiento sin micorrizas; TCR, Taza de crecimiento relativa; EUA, Eficiencia del uso del agua (g/L); Transpiración; ETR, Evapotranspiración; BHV, Biomasa húmeda del vástago; BSV, Biomasa seca del vástago; BHR, Biomasa húmeda de la raíz; BSR, Biomasa seca de la raíz; %H, % de humedad; CRV, Cociente raíz/vástago; %CM, porcentaje de colonización micorrizica. Los asteriscos muestran diferencias significativas,  $p < 0.05$  entre M+ y M-.

Especies de la unidad experimental	Tratamientos	TCR (d <sup>-1</sup> )	EUA (g/L)	Transpiración (mm)		ETR (mm)		BHV (g)	BSV (g)	BHR (g)	BSR (g)	H %	CRV (g)	CM %				
<i>Prosopis Laevigata</i>	M+	0.0028*	0.032*	M+ 6.7 *	M- 4.3 *	M+ 58.8 *	M- 48.8 *	0.17*	0.10*	0.15*	0.09*	23.83	0.82	74.4*				
	M-	0.0011*	0.015*					0.08*	0.05*	0.07*	0.02*	22.33	0.39	7.77*				
<i>Agave salmiana</i>	M+	0.0023	0.020					1.30	0.13	0.11	0.01	11.5	0.08	58.3*				
	M-	0.0018	0.019					1.14	0.12	0.10	0.01	10.5	0.10	13.3*				
<i>Cynodon dactylon</i>	M+	0.0035	0.098					0.34	0.09	0.21	0.043	18.33	0.63	55*				
	M-	0.0031	0.088					0.23	0.08	0.14	0.035	17	0.27	13.8*				
Especies de la unidad experimental	Tratamientos	TCR (d <sup>-1</sup> )	EUA (g/L)					Transpiración (mm)		ETR (mm)		BHV (g)	BSV (g)	BHR (g)	BSR (g)	H %	CRV (g)	CM %
<i>Prosopis Laevigata</i>	M+	0.0026*	0.023*					M+ 5.4 *	M- 3.1 *	M+ 59.6 *	M- 48.1 *	0.23*	0.16*	0.21*	0.07*	18.33	1.03	58.8*
	M-	0.0011*	0.016*	0.10*	0.07*	0.09*	0.03*					17.75	0.50	4.44*				
<i>Agave salmiana</i>	M+	0.0022	0.017	1.48	0.14	0.12	0.01					12.33	0.09	40.5*				
	M-	0.0019	0.016	1.41	0.13	0.10	0.01					10	0.08	10*				
Especies de la unidad experimental	Tratamientos	TCR (d <sup>-1</sup> )	EUA (g/L)	Transpiración (mm)		ETR (mm)		BHV (g)	BSV (g)	BHR (g)	BSR (g)	H %	CRV (g)	CM %				
<i>Prosopis Laevigata</i>	M+	0.0025*	0.024*	M+ 5.5 *	M- 2.7 *	M+ 60.6 *	M- 48.8 *	0.16*	0.10*	0.12*	0.06*	18.6	0.67	58.8*				
	M-	0.0012*	0.017*					0.09*	0.06*	0.08*	0.02*	17.16	0.41	7.77*				
<i>Cynodon dactylon</i>	M+	0.0033	0.105					0.39	0.092	0.21	0.03	18.66	0.65	51.1*				
	M-	0.0032	0.088					0.38	0.090	0.19	0.02	17.33	0.55	10*				
Especies de la unidad experimental	Tratamientos	TCR (d <sup>-1</sup> )	EUA (g/L)	Transpiración (mm)		ETR (mm)		BHV (g)	BSV (g)	BHR (g)	BSR (g)	H %	CRV (g)	CM %				
<i>Prosopis Laevigata</i>	M+	0.0025*	0.025*	M+ 5.8 *	M- 3.6 *	M+ 54.6 *	M- 46.1 *	0.19*	0.13*	0.19*	0.09*	23.16	0.76	70.5*				
	M-	0.0013*	0.017*					0.09*	0.05*	0.08*	0.02*	21.33	0.36	6.11*				



a)



b)



c)

Figura 41. Mosaicos de vegetación con las tres especies vegetales, *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon* después de 7 semanas de tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares (a, b y c).

## DISCUSIÓN

Altura, cobertura, número de pinnas, pencas y hojas.

Durante el experimento se le implementaron dos distintos tratamientos a las cuatro unidades experimentales (con y sin hongos micorrizógenos arbusculares), el incremento en el crecimiento de *Prosopis laevigata* en los tres experimentos respecto a las especies sin HMA podría ser debido a la asociación micorrízica entre las hifas de los hongos y las raíces, dado que estas son reconocidas como las principales estructuras de captación de nutrimentos, que tienden a mejorar la supervivencia de la mayoría de las plantas (Smith y Read, 1997). Donde esta simbiosis se caracteriza por el movimiento hacia la planta, de nutrimentos minerales adquiridos por el hongo y el flujo hacia el hongo de compuestos carbonados producidos por la planta. La fisiología de la planta micorrizada tiende a cambiar completamente cuando se asocia al hongo, mediante el micelio externo, el contacto entre las raíces y el medio se incrementa considerablemente. La inoculación con hongos formadores de micorrizas es conocida por incrementar el crecimiento de muchas especies de plantas. De igual manera Clark y Zeto (2000) mencionan que es la forma por la cual la mayoría de las plantas complementan su demanda de nutrición y absorción de agua en la naturaleza.

Biomasa húmeda y seca de raíz y vástago

Para el caso de biomasa húmeda y seca del vástago y de raíz en *Prosopis laevigata* según el análisis estadístico mostró que hubo diferencias significativas en las cuatro unidades experimentales en su aumento en los tratamientos con HMA respecto al tratamiento sin HMA. Esto señala un mayor desarrollo radical y como lo menciona, Castro (2009) la micorriza en su simbiosis mutualista tiene como función aumentar la superficie de absorción de la raíz, por medio de un sistema de hifas extrarradicales. De igual manera la planta puede absorber y asimilar más agua, minerales (nitrógeno y fósforo) e iones poco móviles (ácido fosfórico, amoníaco, zinc, cobre), favoreciéndose su balance hídrico y nutrición (Barrer, 2009). Los HMA van a beneficiar que las plantas puedan obtener nutrientes minerales del suelo, mejorar su tolerancia a estreses bióticos y abióticos, reducir competencia entre plantas mediante la transferencia de carbono a través de la red de hifas extraradical (Simard *et al.*, 1997; Simard y Durall, 2004)

Tasa de crecimiento relativo (TRC)

Respecto a la tasa de crecimiento relativo (TRC), el análisis estadístico mostró que hubo diferencias significativas de un mayor crecimiento en *Prosopis laevigata* en el tratamiento con HMA en los cuatro experimentos respecto al tratamiento sin HMA, probablemente se debe a que los HMA proveen a su planta hospedera de un aumento en la obtención de nutrimentos minerales y agua, optimizando de esta manera los recursos disponibles y aumentando el desarrollo de las plantas (Varma y Schuepp, 1996; Fisher y Jayachandran, 2002). Así mismo, Goverde *et al.*, (2000) mencionan que los beneficios obtenidos de la simbiosis en el hospedero se observan en supervivencia, productividad (cantidad y calidad).

## Eficiencia en el uso del agua (EUA)

En la eficiencia en el uso del agua (EUA) el análisis estadístico mostró que hubo diferencias significativas solo en *Prosopis laevigata* en los tratamientos con HMA respecto a los tratamientos sin HMA en los cuatro experimentos. Es probable que esto se debe a que las plántulas de *Prosopis laevigata* pueden obtener más eficientemente los recursos, principalmente fósforo y agua, cuando se encuentran asociadas con hongos micorrizógenos arbusculares (Rincón *et al*, 1993), esto conlleva que se vea reflejada en un aumento en la cantidad de biomasa producida por unidad de agua irrigada. La disponibilidad de agua para individuos de *Prosopis laevigata* 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 se carece de nuevos aportes de agua, con el transcurso de los días el suelo se irá secando, originando un estrés hídrico en la planta (Torres, 2005). De los estudios que evalúan el efecto de los HMA cuando las plantas están sometidas a estrés, 80 % de ellos demuestra que las plantas micorrizadas crecen y mejoran su estado hídrico en comparación con plantas no micorrizadas (Augé, 2001). DeLucia y Schlesinger, (1991) mencionan que el crecimiento de las plantas con alta tolerancia a la sequía se basa en el uso conservativo de agua que permite alargar el periodo de asimilación de carbono. El balance entre el uso eficiente del agua y la eficiencia en el uso de carbono fotosintético, representan un compromiso funcional entre atributos que maximizan la fotosíntesis neta y las adaptaciones fisiológicas y morfológicas a la sequía.

## Cociente raíz vástago

Los resultados obtenidos del análisis estadístico muestran que no se encontraron diferencias significativas en las plántulas de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon* con el tratamiento con HMA respecto a los tratamientos sin HMA, de ninguno de los cuatro experimentos por lo que las plántulas no mostraron ser influenciadas por HMA. De acuerdo a los datos obtenidos, la especie con el cociente raíz/vástago más bajo es *Agave salmiana* en los tratamientos con y sin HMA y el más grande de acuerdo al análisis estadístico es *Prosopis laevigata* en ambos tratamientos, en el experimento con las 3 especies.

Se ha comprobado que la simbiosis micorrícica disminuye la cantidad de biomasa seca en las raíces de las plantas hospederas, ya que la planta no necesita invertir energía en el aumento de la biomasa de las raíces, 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 laterales finas; además, un sistema radical pequeño, bajo condiciones de estrés severas permite mantener sus reservas de energía, ya que al llevar a cabo el forrajeo de recursos del suelo, el hongo micorrizógeno es energéticamente menos costoso que desarrollar un alto cociente raíz/vástago (González *et al.*, 2005).

## Porcentaje de humedad

No hubo diferencias significativas de porcentaje de humedad entre las unidades experimentales, sin embargo, la especie que presentó el porcentaje de humedad más bajo fue *Agave salmiana*, tanto en la unidad experimental con *Prosopis laevigata*, como en la unidad experimental con *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, en ambos tratamientos. La especie que mayor porcentaje de humedad presentó fue *Prosopis laevigata* en todas las unidades experimentales, y en ambos tratamientos, pero mayormente en la unidad experimental acompañado con *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon* con tratamiento micorrizógeno.

El agua es esencial a la vida de las plantas, pues el crecimiento de las células vegetales se produce por acción del agua. La falta de este elemento provoca una menor área foliar, menor fotosíntesis y como consecuencia una menor biomasa (Silva, Acevedo, & Silva, 2000).

El suministro de agua a las plantas se produce a través de una interacción entre el sistema radicular y el agua del suelo. La tasa de crecimiento radicular, las características del sistema radicular y las propiedades hidráulicas del suelo, constituyen factores importantes que afectan el proceso de absorción. Por lo anterior, la intervención de los HMA solo es uno de los diversos factores que participan en el proceso de absorción de agua, que se relaciona directamente con la biomasa, el porcentaje de humedad no está influido directamente por la acción de los HMA, además de que este varía en las distintas especies, siendo para este experimento, *Agave salmiana* la menos efectiva (Acevedo, 1979).

## Transpiración y evapotranspiración

La transpiración, y evapotranspiración son factores que se relacionan, ya que la transpiración se define como el resultado físico-biológico por el cual el agua cambia del estado líquido a gaseoso, a través del metabolismo de las plantas, y pasa a la atmósfera, igual que la evapotranspiración, a diferencia que esta es el resultado del proceso por el que el agua pasa del estado líquido al gaseoso, bien directamente desde la superficie del terreno, o a través de las plantas, englobando así a la transpiración. Se encontraron diferencias significativas en cuanto transpiración, y evapotranspiración en todas las unidades experimentales con tratamiento HMA, la unidad experimental que presentó mayor transpiración fue la de *Prosopis laevigata*, junto con *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*. Los HMA tienen un efecto en las relaciones hídricas de la planta y del suelo en condiciones de estrés, que modifican la conductividad estomática, la tasa fotosintética y la transpiración en las plantas, mientras que los exudados fúngicos promueven la cohesión de las partículas del suelo, (Rillig y Mummey, 2006). El incremento en la nutrición mineral aumenta los contenidos de clorofilas y como consecuencia hay una alta tasa fotosintética, lo que promueve la transpiración de la planta. (BIAN *et al.*, 2001; FENG *et al.*, 2002).

Algunos estudios ecofisiológicos demuestran que la simbiosis altera la tasa de movimiento del agua dentro, a través y hacia afuera de la planta, con efectos en la hidratación del tejido y en la fisiología general de la planta (Augé, 2001).

## Porcentaje de colonización micorrizica

Se presentaron diferencias significativas en todas las especies con tratamiento de HMA (*Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*), así como en cada una de las unidades experimentales.

La micorriza es una asociación constituida por un conjunto de hifas fúngicas (micelio) que, al entrar en contacto con las raíces de las plantas, las pueden envolver formando un manto y penetrarlas intercelularmente a través de las células del córtex, en el caso de la micorriza arbuscular, penetran la raíz, pero no se forma ningún manto. Al mismo tiempo, las hifas se ramifican en el suelo, formando una extensa red de hifas capaz de interconectar, subterráneamente, a las raíces de plantas de la misma o de diferentes especies. Esta red de micelio permite, bajo ciertas condiciones, un libre flujo de nutrimentos hacia las plantas hospederas y entre las raíces de las plantas interconectadas, lo que sugiere que la micorriza establece una gran unión bajo el suelo entre plantas que, a simple vista, podrían parecer lejanas y sin ninguna relación. Así, la micorriza ofrece a la planta hospedera y al ecosistema, diferentes beneficios en términos de sobrevivencia y funcionamiento (Camargo *et. al.*, 2012). De esta forma se explica la colonización que presentaron las raíces de las especies que se cultivaron junto a la especie con inoculo comercial (*Prosopis laevigata*), la especie en la que se encontró mayor porcentaje micorrízico fue *Prosopis laevigata*, en la unidad experimental con *Agave salmiana*, y *Cynodon dactylon*.

## CONCLUSIONES

La especie *Prosopis laevigata*, con tratamiento de inoculo comercial de HMA, fue favorecida en la mayoría de las pruebas en cuanto a su biomasa y estructura, pues obtuvo diferencias significativas en altura, cobertura, número de pinnas, tasa de crecimiento relativo, biomasa húmeda y seca de vástago, así como en la eficiencia del uso del agua, ya que la inoculación de los HMA favoreció la obtención de los recursos.

El cultivo de *Prosopis laevigata* en conjunto con otras especies no influye significativamente en su biomasa y estructura, solo influye significativamente la inoculación de HMA.

La especie cultivada junto a *Prosopis laevigata*, con el tratamiento de HMA, se favoreció significativamente en cuanto su crecimiento y desarrollo fue *Cynodon dactylon*; sin embargo, ambas especies (*Cynodon dactylon* y *Agave salmiana*) mostraron diferencias estadísticas, en cuanto a la colonización micorrízica.

*Prosopis laevigata* induce la colonización micorrízica de plantas vecinas, aun en una etapa joven, facilitando el establecimiento de dicha especie, de igual forma la colonización micorrízica de las especies cultivadas junto a *Prosopis laevigata* es similar en plantas leñosas y herbáceas.

La inoculación con HMA hace más eficiente la transpiración y evapotranspiración en todas las especies, pues los tratamientos con HMA, resultaron ser estadísticamente significativos.

## REFERENCIAS

- Acevedo E., (1979). Interacciones Suelo-Agua-Raiz En el Proceso de Absorción de agua por las Plantas. Bol. Tec. 44, Fac. Agron. Univ. Chile
- Aguirre R. J. R., Charcas S. H. y Flores., (2001). El maguey mezcalero potosino. COPOCYT.UASLP. San Luis Potosí, México. pp. 87.
- Alarcón A., (2001). Actualización de la taxonomía de los Glomales. Terra Latinoamericana. Vol. 19. no. 001. pp. 103-104.
- Alarcón A., Ferrera C. R., (1999). Manejo de la Micorriza Arbuscular en Sistemas de Propagación de plantas frutícolas. TERRA. Colegio de Posgraduados. México. Vol. 17. Núm. 3
- Alarcón A., (2005). Manual: tecnología de hongos micorrízicos en la producción de especies forestales en vivero. Pronare-conafor. Isbn: 9709179039.
- Alguacil M.M., Roldán A., y Torres M.P., (2009). *Assessing the diversity of AM fungi in arid gypsophilous plant communities*. Environmental Microbiology 11, 2649-2659.
- Allen F. M., (1991). *The ecology of mycorrhizae*. San Diego, California, USA: University of Cambridge.
- Allen M. F., Allen E.B., (1992). The fungal community. In: CARROL, G. & D.T. WICKLOW, Its organization and role in the Ecosystem. New York, Basel, Hong Kong. pp. 455-479.
- Allen G. R., Pereira S. L., Dirk R., Smith M., (2006). Evapotranspiración del cultivo, guías para la determinación de los requerimientos de agua de los cultivos. Organización de las naciones unidas para la agricultura y la alimentación. pp 161-163.
- Andrade T. A., (2010). *MICORRIZAS: antigua interacción entre plantas y hongos*. Revista de la Academia Mexicana de Ciencias. V.61. N° 4. pp 7.
- Augé R. M., (2001). Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. Mycorrhiza. Vol 11. pp. 3-42.
- Azcón C., Jaizme M.C., Calvet C., (2002). The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to the control of soil-borne plant pathogens. En: Mycorrhizal Technology in Agriculture. Gianinazzi S., Schuepp H., Barea J.M., Haselwander K., Birkhauser Verlag. Suiza. pp: 187-198.
- Barrer S. E., (2009). El uso de hongos micorrízicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. Facultad de Ciencias Agropecuarias. pp. 123-132.
- Becerril P.J., Monroy A.A., Socorro A.M., Matiana G.E., (2016). Establishment of *Mimosa biuncifera* (Fabaceae) inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi in greenhouse and field drought conditions. Biology Tropical. Vol. 64 (2): 791-803.
- Bian X.H., Li X., Zhang F., (2001). Effect of VA mycorrhiza on the turfgrass quality and mineral nutrient uptakes. Acta Prataculturae Sinica. 10:42-46.
- Callaway R., (1995). Positive interactions among plants. Botanical Review. 61:306-349.

- Callaway R.M., (2007). Positive Interactions and Interdependence in Plant Communities. Springer. The Netherlands. pp. 416.
- Calvet C., Pinochet J., Camprubí A., Fernández C., (1995). Increased tolerance to the root-lesion nematode *Pratylenchus vulnus* in mycorrhizal micropropagated. BA-29 quince rootstock. *Mycorrhiza*. 5:253-258
- Camargo S.L., (2009). Micorrizas COSMOS. Enciclopedia de las Ciencias y la Tecnología en México.
- Camargo R. S., Montaña N., De la Rosa M. C., Montaña A. S., (2012). *micorrizas: una gran unión debajo del suelo*. Revista Digital Universitaria. V.13. N.7. pp.19
- Caravaca F., Barea J.M., Palenzuela J., Figueroa D., Alguacil M.M. y Roldán A., (2003). Establishment of shrub species in a degraded semiarid site after inoculation with native or allocthonous arbuscular mycorrhizal fungi. *Applied Soil Ecology* 22: 103-111.
- Carrillo G. A., Bashan Y., Bethlenfalvay G. J., (1999). Nurse plants, micorrizae, and plant establishment in a disturbed area of the Sonora Desert. *Restoration Ecology*. Vol. 7 No. 4, pp 321 -335.
- Castro I., (2009). Análisis de la estructura y diversidad de las comunidades de hongos formadores de micorrizas asociados a plantas de interés ecológico en ambientes mediterráneos. Tesis Doctoral. Universidad de Granada, Granada, España.
- Cervantes R., (2002). Plantas de importancia económica en las zonas áridas y semiáridas de México. Instituto de Geografía. UNAM. pp 155.
- CONABIO Y SEMARNAT., (2009). Cuarto Informe Nacional de México al Convenio sobre Diversidad Biológica (CDB). Comisión Nacional para el conocimiento y Uso de la Biodiversidad y Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. México D.F.
- Challenger A., (1998). Utilización y conservación de los ecosistemas terrestres de México. Pasado, presente y futuro. Comisión Nacional para el conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Instituto de Biología UNAM, Agrupación Sierra Madre S.C. pp 847.
- Challenger A., y Soberón J., (2008). Los ecosistemas terrestres, en Capital natural de México, vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad. Conabio, México, pp. 87-108.
- Chimal S. E., Araiza J. M., Román C. V., (2015). El efecto del fuego en la riqueza de especies de hongos micorrizógenos arbusculares asociados a plantas de matorral xerófilo en el parque ecológico "Cubitos". *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, México, 18 (2):1017.115.
- Clark R. B., y Zeto S.K., (2000). Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants. *J. Plant Nutr.* 23: 867-902.
- Cordier C., Gianiazzi S., y Gianiazzi V., (1996). Colonization patterns of root tissues by *Phytophthora nicotianae* var. *parasitica* related to reduced disease in mycorrhizal tomato. *Plant Soil* 185:223-232
- Dehne H.W., (1982). Interaction between VA mycorrhizal fungi and plant pathogens. *Phytopathol.* 72:1115-1119.
- De Lucia E. H., Schlesinger W.H., (1991). Resource-use efficiency and drought tolerance in adjacent Great Basin and Sierran plants. *Ecology* 72:51-58.

- De la Rosa M, C.J., y Monroy A, A., (2006). Mosaicos de vegetación para la restauración ecológica en una zona semiárida., *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, 9(2):96-100.
- Dossa E.L., Diedhiou S., Compton J.E., Assigbetse K.B., y Dick R.P., (2009). Spatial patterns of P fractions and chemical properties in soils of two native shrub communities in Senegal. *Plant and Soil*, 327 (1-2): 185-198.
- Dupré de Boulois H., Voets L., Delvaux B., Jakobsen Y., Declerck S., Transport of radiocaesium by arbuscular mycorrhizal fungi to *Medicago truncatula* under in vitro conditions. *Environmental Microbiology* 11, 2006. p. 1926-1934.
- Feng G., Zhang F.S., Li X.L., Tian C., Tang C., Rengel Z., (2002). Improved tolerance of maize plants to salt stress by arbuscular mycorrhiza is related to higher accumulation of soluble sugars in roots. *Mycorrhiza* 12,185–190
- Fisher J.B., & Jayachandran K., (2002). Arbuscular mycorrhizal fungi enhance seedling growth in two endangered plant species from South Florida. *Int. J. of Plant Sci.* 163, 559-566.
- García M., (1992). *Con Sabor a Maguey*, Instituto de Biología, UNAM, México, pp. 9-48.
- García H. J. E., Méndez G. J. S., Talavera M. D., (2010). El género *Agave spp.* En México: principales usos de importancia socioeconómica y agroecológica. Campus San Luis Potosí. Colegio de Postgraduados. Ed. 5. México. pp. 21.
- Gentry H.s., (1982). *Agaves of continental North America*. The University of Arizona Press. Tucson. Az. U.S.A. 670 p.
- González M.F., (2012). *Las zonas áridas y semiáridas de México y su vegetación*, INE-SEMARNAT. México, D.F.
- González M., César F., Monroy A.A., García A., Matiana E., Orozco A., Socorro M., Influencia de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en el desarrollo de plántulas de *Opuntia streptacantha* Lem. sometidas a sequía, en condiciones de invernadero. *Tip Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas* [en línea] 2005. Disponible en:<<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43200801>> ISSN 1405-888X
- Goverde M., Van D., Wiemken A., Sander I., Erhardt A., (2000). Arbuscular mycorrhizal fungi influence life history traits of a lepidopteran herbivore. *Oecologia* 125:362-369. Recuperado de. <http://www.springerlink.com/content/y9t9er9uw8dmwh1g/>.
- Granados S.D., Castañeda P.D., (1997). *El nopal: Historia, fisiología, genética e importancia frutícola*. México: Trillas. 227p.
- Granados S. D., (1999). *Los agaves en México*. Universidad Autónoma de Chapingo. Texcoco, México.
- Gupta R.B., Kumar P., (2000). Mycorrhizal plants in response to adverse environmental conditions, *Plant University of Agriculture and Technology*. Patnagar, India.pp. 67-76
- Hernández C. L., Castillo A. S., Guadarrama Ch. P., Martínez O. Y., Romero R. M., Sánchez G. I., (2003). *Hongos Micorrizógenos Arbusculares del Pedregal de San Ángel*. Facultad de Ciencias. UNAM. México.
- Housman D.C., Yeager C.M., Darby B.J., Sanford R.L., Kuske C.R., Neher D.A., Belnap J., (2007). Heterogeneity of soil nutrients and subsurface biota in a dryland ecosystem. *Soil Biology and Biochemistry*,39 (8): 2138-2149.

- Jalali B.L., Jalali I., (1991). Mycorrhiza in plant disease control. En: Hand Book of Applied Mycology. Aora K., Rai B., Mukerji K.G., Knudsen G.R. (Eds) Marcel Dekker, New York, pp.131-154.
- Kyllo D. A., Velez V., Tyree M.T., (2003). Combined effects of arbuscular mycorrhizas and light on water uptake of the neotropical understory shrubs, Piper and Psychotria. *New Phytol.* 160:443-454.
- Lammers H., Chapin F. S., Pons T. L., (1998). *Plant Physiological Ecology*. Springer. 590 p.
- Levin S.A., (2005). Self-organization and the emergence of complexity in ecological systems. *BioScience* 55. pp. 1075-1079.
- Linderman R.G., (1994). Role of VAM fungi in biocontrol. En: *Mycorrhizae and Plant Health*. Pfleger F.L. y Linderman R.G. (Eds) ASA Special Publication N° 54, Madison, pp: 1-26.
- Márquez A. C., Lara O., Esquivel R., Mata E., (1999). *Plantas medicinales de México II. Composición, usos y actividad biológica*. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F.
- Martínez M., (1979). *Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas*. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.
- Medrano H., Josefina B., Josep C., Jaime F., Miquel R. C., y Javier G., (2007). Eficiencia en el Uso del Agua por las Plantas. *Investigaciones Geográficas*, núm. 43, 2007, pp. 63-84.
- Mondragón J. C., Pérez G. S., (2003). El nopal (*Opuntia* spp.) como forraje. México. Estudio FAO producción y protección vegetal. 174p.
- Monroy A., Estevez T., Garcia S., 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*. 80:49-57.
- Monroy A.A., García S.R., (2009). Plantas y hongos micorrizas arbusculares: un mutualismo esencial en zonas semiáridas. *Unidad de Investigación en Ecología Vegetal*. UNAM, México, 92 p.
- Monroy A.A., Peña B.J.C., Garcia D. M., (2016). Mycorrhizal symbiosis organization of dominant tree *Prosopis laevigata* (mesquite) in a xeric shrub of central México *Recent Advances on Mycorrhizal Fungi Part of the series Fungal Biology*, 9-20.
- Montaño A., Camargo R.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, Mundi-Prensa SA de CV, UAM Iztapalapa, FES Zaragoza, UNAM. Distrito Federal, México. 460 pp.
- Montaño A.N.M., (2000). Potencial de los hongos micorrizógenos arbusculares de las islas de fertilidad de mezquite (*Prosopis leavigata*) 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 A.N.M., Monroy A. A., (2000). Conservación ecológica de suelos en zonas áridas y semiáridas en México. *Ciencia y desarrollo* N° 154, Vol. 26, pp.29-31.

- Obeso J., Fernández C.C., (2002). Fruit removal, pyrene dispersal, post-dispersal predation and seedling establishment of a bird dispersed tree. *Plant Ecology* 165:223-233
- Olalla M. M., López F. P., Calera B. A., (2005). Agua y agronomía. Universidad de Castilla la mancha. España, Madrid, pp 165-169.
- Ortega L. M., (2002). Arbuscular Mycorrhizal fungi spore abundance is affected by wastewater pollution in soli of Mezquital Valley in central México. pp. 676- 681.
- Pérez J. M., Read J. D., (2004). Los hongos ectomicorrízicos, lazos vivientes que conectan y nutren a los árboles en la naturaleza. *Interciencia* N° 5, Vol. 29, pp. 241-242.
- Peña C.J., (2002). Influencia de los hongos micorrízicos arbusculares en el establecimiento de *Mimosa biuncifera benth.* bajo condiciones de invernadero. Tesis profesional de Biólogo. FES Zaragoza, UNAM.
- Philips J. M., Hayman D. S., (1970). Improved procederus for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society*. Vol. 55. Pp. 158-160.
- Puerta P.C., Gomez R., (2006). Species-specific on topsoil development affect *Quercus ilex* seedling performance. *Acta Oecologica* 29:65-71.
- Ramírez J., (1995). Los magueyes, plantas de infinitos usos. *CONABIO. Biodiversitas* 3:1-7
- Reyes J. I., (2011). La micorriza arbuscular (MA) centro de la rizosfera: comunidad microbiológica dinámica del suelo. Depto. De Biología, División de CBS. UAM- IZTAPALAPA.
- Rillig M.C., (2004). Arbuscular mycorrhiza and terrestrial ecosystem processes. *Ecology Letters* 7: 740-754.
- Rillig M. C., Mummey D.L., (2006). Mycorrhizas and soil structure. *New Phytol.* 171:41-53.
- Rincón E., Huante P., Ramírez Y., Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on biomasa production by the cactus *Pachycereus pecten-aboriginum*. *Mycorrhiza* 3, 79-81 (1993).
- Rocha M., Good S., Molina F.F., Arita H.T., Castillo A., García M. A., Silva M. A., Gaut S.B., Souza V., Eguiarte L. E., (2006). Pollination biology and adaptive radiation of Agavaceae, with special emphasis on the genus *Agave*. *Aliso* 22 pp 329-344.
- Rosendahl S., Rosendahl C.N., Sochting U., (1992). Distribution of VA mycorrhizalendophytes amongst plants from a Danish grassland community. *AgricEcosystEnviron.* 29, 329-335 pp.
- Ruiz T.G., Zaragoza S.R., Cerrato R.F., (2008). Fertility islands around *Prosopis laevigata* and *Pachycereus hollianus* in the drylands of Zapotitlán Salinas, México. *Journal of Arid Environments*, 72 (7): 1202-1212.

- Ruiz L.J.M, Azcón R., Gomez M., (1995). Effects of arbuscular-mycorrhizal *Glomus* species on drought tolerance: Physiological and nutritional plant responses. *Appl. Environ. Microbiol.* 61:456-460
- Rzedowski J., (1968). Las principales zonas áridas de México y su vegetación. *Bios. Revista del seminario de Estudios Biológicos.* 4-24pp.
- Rzedowski J., (1978). La vegetación de México. Limusa, México, D. F.
- Rzedowski J., (1979). Flora Fanerogámica del Valle de México. Volumen I. C.E.C.S.A. México. 403 pp.
- Rzedowski J., (1991). El endemismo en la flora fanerogámica mexicana: una apreciación analítica preliminar. *Acta Botánica Mexicana* 15:47-64.
- Rzedowski J., (1998). Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México, en T.P. Ramamoorthy, R.Bye, A. Lot y J. Fa (eds.) *Diversidad biológica de México: orígenes y distribución.* Instituto de Biología, UNAM, México, pp. 129-145.
- Rzedowski G. C., Rzedowski J. (2005). Flora fanerogámica del Valle de México. 2ª. Ed, Instituto de Ecología, A.C y Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la Biodiversidad, Pátzcuaro, Michoacán, 1406 pp.
- Rzedowski J., (2006). Vegetación de México. Primera edición digital, Comisión Nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad de México.
- Salmerón A. I., Pedraza S, M., Mendoza O, L.; Bárcenas C, A. (2015). Cronología de la taxonomía y cladística de los glomeromicetos, *Rev. Fitotec.México.* Vol. 38 (2): 152- 163.
- Schübler A., Schwarzott D., Walter C., (2001). A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycology Research.* 105:1413-1421.
- Salisbury B. F., Ross W. C., (2000). Fisiología de las plantas. Editorial Paraninfo. España. pp. 913.
- Sánchez G. R. y Monroy A, (2005). Micrositios del pasto Navajita (*Bouteloua gracilis*) en comunidades pastizal y de matorral del Altiplano Mexicano, México, TIP Revista Especializada en Ciencias Químico – Biólogo, 8 (2): 61-70.
- Silva P. C., Acevedo E. H., & Silva, H. R. (2000). Relación Suelo Agua Planta, de Manual De Estudio y Ejercicios.
- Simard SE., Perry D.A., Jone D.D., Durall D.M., Molina R., (1997). Net transfer of carbon between ectomycorrhizal tree species in the field. *Nature* 388:579-582.
- Simard S., Durall, (2004). Mycorrhizal networks: a review of their extent, function and importance. *Can J Bot .* 82:1140-65.
- Simard W. S., Beiler J.K., Bingham A. M., Deslippe R.J., Philip J,L.,Teste P. F. (2012). Mycorrhizal networks: Mechanisms, ecology and modelling. *Fungal Biology Reviews,* 39-60.
- Smith S.E., Read, D.J. (1997). Mycorrhizal Symbiosis. 2<sup>nd</sup> ed. Academic Press, London.
- Sortibrán R., (2018). Mechanisms de coexistencia y reglas de ensamblaje filogenético de comunidades áridas (Tesis doctoral). Universidad Nacional Autónoma de México, México, p 5, 6

- Strullu D.G., (1989). Mycorrhizas et culture *in vitro*. In: La culture *in vitro* et ses applications horticoles. Ed. Technique & Documentation Lavoisier. Paris.
- Sylvia D.M., Williams S.E., (1992). *Vesicular arbuscular mycorrhizae and environmental stress*. Pp. 101-124. In: Bethlenfalvay GJ and RG Linderman (Eds.). *Mycorrhizae in sustainable agriculture*. ASA-Special Publication No. 54.
- Teutli H., Herrera J.A., Comín F.C., y Menéndez L.M., (2017). Nurse species could facilitate the recruitment of mangrove seedlings after hydrological rehabilitation. *Ecological Engineering* doi.org/10.1016/j.ecoleng.2017.07.030
- Torres 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 B., Ezcurra., (1991). Shade as a cause of the association between the cactus *Neobuxbaumia tetetzo* and the nurse-plant *Mimosa luisana* in the Tehuacan, Valley, Mexico. *Journal of Ecology* 79: 961-971
- Valladares K., (2016). Papel de los hongos micorrizógenos arbusculares en servicios de regulación en un pedregal sujeto a restauración ecológica en la reserva del Pedregal de la UNAM, tesis grado maestría, Universidad Nacional Autónoma de México, CD.MX., México, pp.17
- Van A.G., Klironomos N.J., Ursic M., Moutoglis P., Streitwolf E.R., Boller T., Wienken A., Sanders R.I., (1998), *Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity*. *Nature* 396, 69-72.
- Varma A., & Schuepp H., Influence of mycorrhization on the growth of micropopagated plants. In *Concepts in mycorrhizal research* (ed. Mukerji, K.G.) vol. 19/2, 113-132 (Kluwer Academic Publishers, Amsterdam, 1996).
- Vásquez Y.C., Batís A. I., (1996). *La restauración de la vegetación, árboles exóticos vs árboles nativos*. *Ciencias*. 43, 16-23 pp.
- Villaseñor R. J. L., Espinosa G., (1998). Catálogo de malezas de México. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.
- Villar R., Ruiz R. J., Quero L.J., Herndrik P., Valladares F., Marañón T., (2004). Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante. Ministerio del medio ambiente pp 191-227.
- Vogt K.A., Grier C.E., Meier C.E., Edmons RL (1982) Mycorrhizal role in net primary production and nutrient cycling in *Abies amabilis* ecosystems in Western Whashington. *Ecology* 63: 370-380.
- Wilcox H., (1996). in *Plant roots: the hidden half* (eds. Y. Waisel, A. Eshel & U. Kafkafi) (Marcel Dekker, Inc., New York) pp 680-721.
- Wipff J. K., (2003). *Bouteloua*. En: *Flora of North America* Editorial Committee (eds.). *Flora of North America*. North of Mexico. Vol. 25. Oxford University Press. New York, New York, pp 245-248.
- Wilson G.W., Rice C.W., Rillig M.C., Springer, A., Harnett D.C., (2009). Soil aggregation and carbon sequestration are tightly correlated with the abundance of arbuscular mycorrhizal fungi: results from long-term field experiments. *Ecology Letters* 12: 452-461.

## ANEXOS

1.- Altura máxima de *Prosopis laevigata* con y sin micorrizas. Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Altura máxima	12	5.34	1.66	4.29	6.40	11.14	<0.0001

2.- Altura máxima de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana* con y sin micorrizas.  
Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Altura maxima Prosopis lae..	M-	6	4.82	0.94	4.90	8.31	0.0022
Altura maxima Prosopis lae..	M+	6	7.28	0.74	7.30		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Altura maxima Agave salmia..	M-	6	6.07	0.08	6.05	1.85	0.2446
Altura maxima Agave salmia..	M+	6	6.15	0.10	6.15		

3.- Altura máxima de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon* con y sin micorrizas.  
Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Altura máxima Prosopis Lae..	12	5.53	0.93	4.94	6.11	20.68	<0.0001
Altura Máxima Cynodon dact..	12	5.18	0.77	4.69	5.66	23.35	<0.0001

4.- Altura máxima de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Altura maxima Prosopis lae..	M-	6	4.67	0.71	4.70	8.31	0.0022
Altura maxima Prosopis lae..	M+	6	6.68	0.66	6.55		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Altura maxima Agave salmia..	M-	6	5.20	0.09	5.20	0.64	0.4416
Altura maxima Agave salmia..	M+	6	5.32	0.28	5.30		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Altura maxima Cynodon dact..	M-	6	4.67	0.31	4.65	7.41	0.0032
Altura maxima Cynodon dact..	M+	6	5.32	0.28	5.30		

5.- Cobertura de *Prosopis laevigata*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura Prosopis M-		6	4.10	0.49	4.00	8.31	0.0022
Cobertura Prosopis M+		6	8.02	0.84	8.05		

6.- Cobertura de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura Prosopis laeviag.. M-		6	5.13	0.92	5.25	8.31	0.0022
Cobertura Prosopis laeviag.. M+		6	8.65	0.76	8.70		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura pencas Agave sal.. M-		6	6.92	0.56	6.85	0.01	0.9610
Cobertura pencas Agave sal.. M+		6	7.15	1.53	7.00		

7.-Cobertura de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Cobertura Prosopis laeviga..	12	8.07	1.06	7.40	8.74	26.48	<0.0001
Cobertura Cynodon dac	12	8.42	0.96	7.81	9.02	30.52	<0.0001

8.- Cobertura de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura Prosopis laeviag.. M-		6	5.15	0.58	5.10	8.31	0.0022
Cobertura Prosopis laeviag.. M+		6	7.73	0.87	7.65		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura pencas Agave sal.. M-		6	6.52	0.17	6.50	3.39	0.0823
Cobertura pencas Agave sal.. M+		6	6.82	0.35	6.75		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura Cynodon dactylon.. M-		6	6.43	0.45	6.30	8.31	0.0022
Cobertura Cynodon dactylon.. M+		6	9.87	0.85	9.70		

9.- Número de pinnas de *Prosopis laevigata*, con y sin micorrizas. Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Número de pinnas Prosopis ..	12	4.33	1.78	3.21	5.46	8.46	<0.0001

10.- Número de pinnas y pencas de *Prosopis laevigata*, y *Agave salmiana*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Número de pinnas <i>Prosopis</i> .. M-		6	3.33	1.21	3.50	8.31	0.0022
Número de pinnas <i>Prosopis</i> .. M+		6	7.00	1.67	6.00		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Número de pencas <i>Agave sal..</i> M-		6	4.00	0.63	4.00	0.64	0.6364
Número de pencas <i>Agave sal..</i> M+		6	4.33	0.52	4.00		

11.- Número de pinnas y hojas de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Número de pinnas <i>Prosopis+..</i>	12	5.00	1.35	4.14	5.86	12.85	<0.0001
Número de hojas <i>Cynodon da..</i>	12	10.00	4.77	6.97	13.03	7.27	<0.0001

12.- Número de pinnas, pencas y hojas de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, y *Cynodon dactylon* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Número de pinnas <i>Prosopis</i> .. M-		6	4.17	0.41	4.00	7.41	0.0032
Número de pinnas <i>Prosopis</i> .. M+		6	6.00	0.89	6.00		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Número de pencas <i>Agave sal..</i> M-		6	3.83	0.98	3.50	0.10	0.9134
Número de pencas <i>Agave sal..</i> M+		6	4.00	0.89	4.00		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Número de hojas <i>Cynodon da..</i> M-		6	5.17	1.72	5.00	8.31	0.0022
Número de hojas <i>Cynodon da..</i> M+		6	16.17	3.31	16.50		

13.- Tasa de Crecimiento Relativo de *Prosopis laevigata* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TCR <i>Prosopis laeviag</i> M-		6	1.3E-03	1.2E-04	1.3E-03	8.31	0.0022
TCR <i>Prosopis laeviag</i> M+		6	2.5E-03	1.4E-04	2.6E-03		

14.- Tasa de Crecimiento Relativo de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TCR <i>Prosopis laeviag</i> M-		6	1.2E-03	1.5E-04	1.2E-03	8.31	0.0022
TCR <i>Prosopis laeviag</i> M+		6	2.6E-03	1.9E-04	2.6E-03		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TCR pencas <i>Agave salmiana</i> M-		6	2.3E-03	2.1E-04	2.3E-03	0.52	0.4892
TCR pencas <i>Agave salmiana</i> M+		6	2.4E-03	2.5E-04	2.5E-03		

15.- Tasa de Crecimiento Relativo de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TCR <i>Prosopis laeviag</i> M-		6	1.2E-03	1.8E-04	1.2E-03	8.31	0.0022
TCR <i>Prosopis laeviag</i> M+		6	2.6E-03	2.3E-04	2.6E-03		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TCR <i>Cynodon dactylon</i> M-		6	3.2E-03	2.1E-04	3.2E-03	1.44	0.2857
TCR <i>Cynodon dactylon</i> M+		6	3.4E-03	2.0E-04	3.4E-03		

16.- Tasa de Crecimiento Relativo de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TCR <i>Prosopis laeviag</i> M-		6	1.1E-03	1.2E-04	1.1E-03	8.31	0.0022
TCR <i>Prosopis laeviag</i> M+		6	2.9E-03	2.9E-04	2.9E-03		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TCR pencas <i>Agave salmiana</i> M-		6	2.2E-03	1.9E-04	2.2E-03	2.08	0.1667
TCR pencas <i>Agave salmiana</i> M+		6	2.4E-03	1.6E-04	2.4E-03		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TCR <i>Cynodon dactylon</i> M-		6	3.1E-03	1.2E-04	3.1E-03	1.26	0.2900
TCR <i>Cynodon dactylon</i> M+		6	3.5E-03	5.2E-04	3.7E-03		

17.- Eficiencia del uso del agua de *Prosopis laevigata*. Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
EUA <i>Prosopis laeviag</i>	12	0.02	0.01	0.02	0.03	14.26	<0.0001

18.- Eficiencia del uso del agua de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA <i>Prosopis laeviag</i> M-		6	0.02	3.6E-03	0.02	6.16	0.0108
EUA <i>Prosopis laeviag</i> M+		6	0.02	3.9E-03	0.02		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA <i>Agave salmiana</i> M-		6	0.02	2.4E-03	0.02	1.26	0.3030
EUA <i>Agave salmiana</i> M+		6	0.02	1.9E-03	0.02		

19.- Eficiencia del uso del agua de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*.  
Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA <i>Prosopis laeviag</i> M-		6	0.02	1.9E-03	0.02	6.98	0.0065
EUA <i>Prosopis laeviag</i> M+		6	0.02	0.01	0.02		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA <i>Cynodon dactylon</i> M-		6	0.09	0.01	0.09	2.56	0.1494
EUA <i>Cynodon dactylon</i> M+		6	0.10	0.01	0.10		

20.- Eficiencia del uso del agua de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA <i>Prosopis laeviag</i> M-		6	0.02	0.01	0.01	8.31	0.0022
EUA <i>Prosopis laeviag</i> M+		6	0.03	0.01	0.03		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA <i>Cynodon dactylon</i> M-		6	0.09	0.01	0.09	3.39	0.1017
EUA <i>Cynodon dactylon</i> M+		6	0.10	0.01	0.10		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA <i>Agave salmiana</i> M-		6	0.02	9.8E-04	0.02	3.39	0.0866
EUA <i>Agave salmiana</i> M+		6	0.02	1.0E-03	0.02		

21.- Transpiración del tratamiento de *Prosopis laevigata* con y sin micorrizas.  
Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Transpiración <i>Prosopis</i> 12	12	4.75	1.32	3.91	5.59	12.49	<0.0001

22.- Transpiración del tratamiento de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*, con y sin micorrizas. Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Transpiración <i>Prosopis</i> y A..	12	4.24	1.33	3.40	5.09	11.03	<0.0001

23.- Transpiración del tratamiento de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Transpiración <i>Prosopis</i> y C.. M-		6	2.74	0.23	2.68	8.31	0.0022
Transpiración <i>Prosopis</i> y C.. M+		6	5.51	0.32	5.39		

24.- Transpiración del tratamiento de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Transpiración Prosopis, Ag..	M-	6	4.34	0.54	4.22	8.31	0.0022
Transpiración Prosopis, Ag..	M+	6	6.80	0.48	6.92		

25.- Evapotranspiración del tratamiento de *Prosopis laevigata* con y sin micorrizas. Prueba de Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Evapotranspiración Prosopi..	12	50.42	5.82	46.72	54.12	30.00	<0.0001

26.- Evapotranspiración del tratamiento de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*, con y sin micorrizas. Prueba de Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Evapotranspi Prosopis+ Aga..	12	53.92	7.22	49.33	58.50	25.88	<0.0001

27.- Evapotranspiración del tratamiento de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Prosopis l +Cynodon dac	12	42.83	13.28	34.40	51.27	11.17	<0.0001

28.- Evapotranspiración del tratamiento de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba t de student

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Prosopis+Agave +Cynodon	12	44.42	12.21	36.66	52.18	12.60	<0.0001

29.- Biomasa húmeda (g) del vástago de *Prosopis laevigata*, con y sin micorrizas. Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Peso h.vastago Prosopis la..	12	0.15	0.08	0.09	0.20	6.05	0.0001

30.- Biomasa húmeda (g) del vástago de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa h. Vástago Prosopi..	M-	6	0.09	0.01	0.09	8.31	0.0022
Biomasa h. Vástago Prosopi..	M+	6	0.23	0.01	0.24		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa h. Vástago Agave s..	M-	6	1.42	0.10	1.45	1.08	0.3831
Biomasa h. Vástago Agave s..	M+	6	1.48	0.12	1.50		

31.- Biomasa húmeda (g) del vástago de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa h. Vástago Prosopi..	M-	6	0.08	0.01	0.09	8.31	0.0022
Biomasa h. Vástago Prosopi..	M+	6	0.16	0.01	0.16		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa h. Vástago Cynodon..	M-	6	0.38	0.03	0.38	1.26	0.2922
Biomasa h. Vástago Cynodon..	M+	6	0.40	0.03	0.39		

32.- Biomasa húmeda (g) del vástago de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, y *Cynodon dactylon* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa h. Vástago Prosopi..	M-	6	0.09	0.01	0.09	8.31	0.0022
Biomasa h. Vástago Prosopi..	M+	6	0.18	0.01	0.18		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa h. Vástago Cynodon..	M-	6	0.32	0.06	0.31	0.41	0.5628
Biomasa h. Vástago Cynodon..	M+	6	0.34	0.06	0.32		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa h. Vástago Agave s..	M-	6	1.29	0.03	1.29	1.08	0.3225
Biomasa h. Vástago Agave s..	M+	6	1.31	0.03	1.30		

33.- Biomasa seca (g) del vástago de *Prosopis laevigata*, con y sin micorrizas. Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
Peso seco vástagoProsopis ..	12	0.09	0.06	0.06	0.13	5.38	0.0002

34.- Biomasa seca (g) del vástago de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa s, Vástago Prosopi..	M-	6	0.08	0.01	0.08	8.31	0.0022
Biomasa s, Vástago Prosopi..	M+	6	0.17	0.01	0.17		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa s. Vástago Agave s..	M-	6	0.13	0.01	0.14	4.01	0.0649
Biomasa s. Vástago Agave s..	M+	6	0.15	0.01	0.15		

35.- Biomasa seca (g) del vástago de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa s, Vástago Prosopi..	M-	6	0.06	0.01	0.06	8.31	0.0022
Biomasa s, Vástago Prosopi..	M+	6	0.10	0.02	0.10		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa S. Vástago Cynodon..	M-	6	0.09	0.01	0.09	0.52	0.5108
Biomasa S. Vástago Cynodon..	M+	6	0.09	0.01	0.09		

36.- Biomasa seca (g) del vástago de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, y *Cynodon dactylon* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa s, Vástago Prosopi..	M-	6	0.05	0.02	0.05	8.31	0.0022
Biomasa s, Vástago Prosopi..	M+	6	0.10	0.01	0.10		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa S. Vástago Cynodon..	M-	6	0.08	0.02	0.08	0.78	0.4286
Biomasa S. Vástago Cynodon..	M+	6	0.09	0.02	0.09		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa s. Vástago Agave s..	M-	6	0.12	0.01	0.12	1.85	0.2186
Biomasa s. Vástago Agave s..	M+	6	0.13	0.01	0.13		

37.- Biomasa húmeda (g) de la raíz de *Prosopis laevigata*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Peso. h raíz Prosopis laev..	M-	6	0.08	0.02	0.08	6.98	0.0065
Peso. h raíz Prosopis laev..	M+	6	0.20	0.11	0.17		

38.- Biomasa húmeda (g) de la raíz de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa H, raíz Prosopis l..	M-	6	0.09	0.02	0.10	8.31	0.0022
Biomasa H, raíz Prosopis l..	M+	6	0.21	0.01	0.21		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa H, raíz Agave sal..	M-	6	0.11	0.01	0.11	2.31	0.1320
Biomasa H, raíz Agave sal..	M+	6	0.12	0.01	0.12		

39.- Biomasa húmeda (g) de la raíz de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa H. raíz <i>Prosopis</i> 1..	M-	6	0.08	0.01	0.08	7.85	0.0022
Biomasa H. raíz <i>Prosopis</i> 1..	M+	6	0.12	0.02	0.12		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa H. raíz <i>Cynodon</i> da..	M-	6	0.19	0.01	0.20	3.39	0.0887
Biomasa H. raíz <i>Cynodon</i> da..	M+	6	0.21	0.02	0.22		

40.- Biomasa húmeda (g) de la raíz de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, y *Cynodon dactylon* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Peso. h raíz <i>Prosopis</i> laev..	M-	6	0.07	0.02	0.07	6.56	0.0108
Peso. h raíz <i>Prosopis</i> laev..	M+	6	0.16	0.08	0.13		

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Peso. h raíz <i>Agave salmian</i> ..	M-	6	0.11	0.03	0.12	0.16	0.7381
Peso. h raíz <i>Agave salmian</i> ..	M+	6	0.11	0.03	0.11		

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Peso. h raíz <i>Cynodon</i> dacty..	M-	6	0.14	0.09	0.13	0.64	0.4610
Peso. h raíz <i>Cynodon</i> dacty..	M+	6	0.21	0.09	0.17		

41.- Biomasa seca (g) de la raíz de *Prosopis laevigata*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTO	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Peso seco raíz <i>Prosopis</i> la..	M-	6	0.02	0.01	0.02	8.31	0.0022
Peso seco raíz <i>Prosopis</i> la..	M+	6	0.09	0.05	0.08		

42.- Biomasa seca (g) de la raíz de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Peso seco raíz <i>Prosopis</i> la..	M-	6	0.04	0.02	0.04	8.31	0.0022
Peso seco raíz <i>Prosopis</i> la..	M+	6	0.15	0.03	0.16		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Peso seco raíz <i>Agave salmi</i> ..	M-	6	0.01	4.1E-03	0.01	0.23	>0.9999
Peso seco raíz <i>Agave salmi</i> ..	M+	6	0.01	0.01	0.01		

43.- Biomasa seca (g) de la raíz de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon* con y sin micorrizas. Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa S. raíz <i>Prosopis l..</i>	M-	6	0.02	0.01	0.03	8.31	0.0022
Biomasa S. raíz <i>Prosopis l..</i>	M+	6	0.06	0.01	0.06		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa S. raíz <i>Cynodon da..</i>	M-	6	0.03	0.01	0.03	2.83	0.1147
Biomasa S. raíz <i>Cynodon da..</i>	M+	6	0.03	0.01	0.04		

44.- Biomasa seca (g) de la raíz de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, y *Cynodon dactylon* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa S. raíz <i>Prosopis l..</i>	M-	6	0.02	0.01	0.02	8.31	0.0022
Biomasa S. raíz <i>Prosopis l..</i>	M+	6	0.09	0.01	0.10		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa S. raíz <i>Agave salm..</i>	M-	6	0.01	1.5E-03	0.01	0.31	0.6299
Biomasa S. raíz <i>Agave salm..</i>	M+	6	0.01	3.4E-03	0.01		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Biomasa S. raíz <i>Cynodon da..</i>	M-	6	0.04	0.01	0.04	1.64	0.2273
Biomasa S. raíz <i>Cynodon da..</i>	M+	6	0.04	0.01	0.05		

45.- Porcentaje de humedad de *Prosopis laevigata* con y sin micorrizas. Prueba de Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% Humedad <i>Prosopis laeviag..</i>	M-	6	22.33	0.82	22.50	2.31	0.1883
% Humedad <i>Prosopis laeviag..</i>	M+	6	23.17	0.75	23.00		

46.- Porcentaje de humedad de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*, con y sin micorrizas. Prueba Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% Humedad <i>Prosopis laeviag..</i>	M-	6	17.75	1.08	18.00	0.64	0.4719
% Humedad <i>Prosopis laeviag..</i>	M+	6	18.33	1.21	18.50		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% Humedad <i>Agave salmiana</i>	M-	6	11.00	1.10	11.00	3.69	0.0758
% Humedad <i>Agave salmiana</i>	M+	6	12.33	0.82	12.50		

47.- Porcentaje de humedad de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% Humedad <i>Prosopis laeviag..</i>	M-	6	17.17	1.17	17.50	4.01	0.0649
% Humedad <i>Prosopis laeviag..</i>	M+	6	18.67	1.03	19.00		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% Humedad <i>Cynodon dactylon..</i>	M-	6	17.33	1.03	17.00	3.10	0.0996
% Humedad <i>Cynodon dactylon..</i>	M+	6	18.67	1.21	18.50		

48.- Porcentaje de humedad de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% Humedad <i>Prosopis laeviag..</i>	M-	6	22.33	1.51	23.00	1.85	0.1840
% Humedad <i>Prosopis laeviag..</i>	M+	6	23.83	1.47	23.50		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% Humedad <i>Cynodon dactylon..</i>	M-	6	17.00	1.55	17.00	2.08	0.1688
% Humedad <i>Cynodon dactylon..</i>	M+	6	18.33	1.21	18.50		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% Humedad <i>Agave salmiana</i> M-		6	10.50	1.05	10.50	2.08	0.2121
% Humedad <i>Agave salmiana</i> M+		6	11.50	1.05	11.50		

49.- Cociente Raíz/Vástago de *Prosopis laeviaga* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cociente raiz/vast <i>Prosopi..</i>	M-	6	0.61	0.16	0.69	0.10	0.8182
Cociente raiz/vast <i>Prosopi..</i>	M+	6	0.66	0.13	0.66		

50.- Cociente Raíz/Vástago de *Prosopis laeviaga* y *Agave salmiana*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cociente raiz/vast <i>Prosopi..</i>	M-	6	0.69	0.04	0.69	1.26	0.2879
Cociente raiz/vast <i>Prosopi..</i>	M+	6	0.72	0.07	0.74		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cociente raiz/vast <i>Agave s..</i>	M-	6	0.09	0.02	0.09	0.31	0.6147
Cociente raiz/vast <i>Agave s..</i>	M+	6	0.09	0.02	0.09		

51.- Cociente Raíz/Vástago de *Prosopis laeviaga* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cociente raiz/vast Prosopi..	M-	6	0.65	0.05	0.65	0.03	0.9156
Cociente raiz/vast Prosopi..	M+	6	0.67	0.11	0.66		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cociente raiz/vast Cynodon..	M-	6	0.11	0.04	0.11	0.31	0.6126
Cociente raiz/vast Cynodon..	M+	6	0.13	0.04	0.12		

52.- Cociente Raíz/Vástago de *Prosopis laeviaga*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas Prueba de Kruskal wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cociente raiz/vast Prosopi..	M-	6	0.74	0.09	0.77	0.92	0.3658
Cociente raiz/vast Prosopi..	M+	6	0.79	0.08	0.82		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cociente raiz/vast Agave s..	M-	6	0.10	0.01	0.10	3.39	0.0801
Cociente raiz/vast Agave s..	M+	6	0.11	0.01	0.12		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cociente raiz/vast Cynodon..	M-	6	0.11	0.02	0.12	1.64	0.2078
Cociente raiz/vast Cynodon..	M+	6	0.15	0.03	0.14		

53.- Porcentaje de colonización micorrízica de *Prosopis laevigata*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis. Prueba t de student.

Variable	n	Media	DE	LI(95)	LS(95)	T	p(Bilateral)
%Colonización Prosopis	12	38.33	33.86	16.82	59.85	3.92	0.0024

54.- Porcentaje de colonización micorrízica de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
%Colonización Prosopis	M-	6	4.44	2.72	5.00	8.31	0.0022
%Colonización Prosopis	M+	6	58.89	10.04	58.33		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
%Colonización Agave Salmia..	M-	6	10.00	2.11	10.00	8.31	0.0022
%Colonización Agave Salmia..	M+	6	40.56	7.12	40.00		

55.- Porcentaje de colonización micorrízica de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
%Colonización <i>Prosopis</i> M-		6	5.00	1.83	5.00	8.31	0.0022
%Colonización <i>Prosopis</i> M+		6	61.67	7.23	63.33		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
%Colonización <i>Cynodon dact.</i> M-		6	10.00	2.98	10.00	8.31	0.0022
%Colonización <i>Cynodon dact.</i> M+		6	51.11	8.34	51.67		

56.- Porcentaje de colonización micorrízica de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon* con y sin micorrizas. Prueba de Kruskal Wallis.

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
%Colonización <i>Prosopis</i> M-		6	7.78	2.72	8.33	8.31	0.0022
%Colonización <i>Prosopis</i> M+		6	74.44	6.21	73.33		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
%Colonización <i>Agave Salmia.</i> M-		6	13.89	2.51	13.33	8.31	0.0022
%Colonización <i>Agave Salmia.</i> M+		6	55.00	6.24	55.00		

Variable	TRATAMIENTOS	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
%Colonización <i>Cynodon dact.</i> M-		6	13.33	2.98	13.33	8.31	0.0022
%Colonización <i>Cynodon dact.</i> M+		6	58.33	6.24	58.33		