



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA



Carrera de Biología

ESTABLECIMIENTO DE UN ENSAMBLAJE VEGETAL CON PLANTAS DE
MEZQUITE INOCULADAS CON HONGOS MICORRIZÓGENOS ARBUSCULARES
EN CONDICIONES DE INVERNADERO

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

B I Ó L O G O

PRESENTA:

ESPINOSA GARCÍA GRACIELA BELÉM

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

Investigación realizada con financiamiento de la Dirección General de Asuntos del personal Académico (UNAM), mediante los proyectos PAPIIT IN218317 y PAPIME PE207017

Ciudad de México, noviembre de 2018.



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

DEDICATORIA

A mi tutor, a mis compañeros y amigos de la facultad, que me han apoyado y motivado tanto durante este tiempo.

A mi familia, ya que sin importar nada de alguna manera estuvieron apoyándome.

A mi hermana Berta, y a mi mamá que de alguna manera han sido mi pilar.

A mis amigos que, aunque no son muchos, me han brindado muchísimo apoyo.

A mi novio Jesús, que me motivo y me ayudo en los días en los que estaba cansada.

A todos los que han estado conmigo, compartiendo su tiempo.

Muchas gracias por todo.

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, al financiamiento obtenido de la Dirección General de Asuntos del personal Académico (UNAM), mediante los proyectos PAPIIT IN218317 y PAPIIME PE207017 gracias a los cuales pude concluir mi tesis.

Al Dr. Arcadio, que me brindó la oportunidad de unirme a los proyectos como becaria, por todo el apoyo y todas las cosas que eh aprendido de él, le estoy profundamente agradecida por todas las atenciones que eh recibido de su parte.

A todos los profesores y amigos que me instruyeron a lo largo de la carrera, y especialmente a mis sinodales, ya que gracias a sus observaciones pude mejorar mi trabajo, aunque muy probablemente me falte mejorarlo aún más.

A todas las personas que de alguna manera me ayudaron a la elaboración del trabajo escrito.

Contenido

RESUMEN	1
INTRODUCCIÓN.....	2
MARCO TEÓRICO	3
Zonas semiáridas.....	3
Degradación del suelo.....	3
Dinámica de comunidades vegetales	4
Sucesión ecológica.....	4
Criterios de selección de las especies del ensamblaje vegetal.....	6
Relación agua-suelo-planta.....	6
Crecimiento vegetal	7
Interacciones entre microorganismos y la raíz de la planta	8
Micorrizas	8
Hongos micorrizógenos arbusculares	9
Estructuras dentro de la raíz	10
Estructuras fuera de la raíz	10
Efectos de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en las plantas.....	11
PROBLEMÁTICA	12
JUSTIFICACIÓN.....	13
HIPÓTESIS	14
OBJETIVO GENERAL	14
OBJETIVOS PARTICULARES	14
MATERIAL Y MÉTODOS	15
Lugar de trabajo	15
Preparación del sustrato	15
Descripción de las especies empleadas en el mosaico vegetal	16
<i>Prosopis laevigata</i> (Humb. et Bonpl. ex Willd.) M.C. Johnston (mezquite).....	16
<i>Agave salmiana</i> B. Otto ex Salm-Dick (maguey manso).....	18
<i>Bouteloua gracilis</i> (Willd. ex Kunth) Lag. ex Griffiths (navajita azul)	18
<i>Cynodon dactylon</i> ; (L.) Pers. (zacate bermuda)	19
Germinación.....	20

Trasplante.....	21
Extracción y conteo de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA).....	22
Preparación del ensamblaje vegetal.....	23
Diseño experimental.....	24
Riego.....	24
Mediciones semanales.....	25
Biomasa húmeda y biomasa seca.....	26
Porcentaje colonización micorrízica.....	27
Propiedades físicas y químicas del sustrato.....	29
Análisis estadístico.....	33
RESULTADOS.....	34
Altura máxima.....	34
Cobertura.....	35
Número de pinnas de <i>Prosopis laevigata</i>	35
Número de pencas de <i>Agave salmiana</i>	35
Número de hojas de <i>Bouteloua gracilis</i>	35
Número de hojas de <i>Cynodon dactylon</i>	36
Número de tallos de <i>Bouteloua gracilis</i>	36
Número de tallos de <i>Cynodon dactylon</i>	36
Tasa Relativa de Crecimiento (TRC).....	36
Nivel de Clorofila.....	38
Biomasa húmeda del vástago.....	39
Biomasa húmeda de la raíz.....	40
Biomasa seca del vástago.....	40
Biomasa seca de la raíz.....	41
Porcentaje de humedad.....	41
Eficiencia del uso del agua.....	42
Cociente Raíz/Vástago.....	44
Porcentaje de colonización micorrízica.....	45
Evapotranspiración.....	48
Transpiración.....	48

Temperatura y porcentaje de humedad relativa	49
Propiedades físicas y químicas del sustrato	50
DISCUSIÓN	50
CONCLUSIÓN	57
REFERENCIAS	59
ANEXOS	66
1. Altura máxima de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student.....	66
2. Altura máxima de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de t de student	66
3. Altura máxima de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis.....	66
4. Altura máxima de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de t de student.....	66
5. Cobertura de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student	66
6. Cobertura de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de t de student	66
7. Cobertura de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis.....	66
8. Cobertura de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de Kruskal Wallis	67
9. Número de pinnas de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student.....	67
10. Número de pencas de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de t de student.....	67
11. Número de hojas de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis.....	67
12. Número de hojas de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de Kruskal Wallis	67
13. Número de tallos de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis	67
14. Número de tallos de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de t de student.....	67
15. Tasa Relativa de Crecimiento de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student.....	68
16. Tasa Relativa de Crecimiento de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de t de student	68
17. Tasa Relativa de Crecimiento de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de t de student	68
18. Tasa Relativa de Crecimiento de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de Kruskal Wallis ..	68
19. Tasa Relativa de Crecimiento de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , <i>Bouteloua gracilis</i> y <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares	68
20. Nivel de clorofila de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student	69
21. Nivel de clorofila de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de t de student.....	69
22. Nivel de clorofila de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis.....	69
23. Nivel de clorofila de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de t de student.....	69

24.	Nivel de clorofila de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , <i>Bouteloua gracilis</i> y <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares.....	69
25.	Biomasa húmeda del vástago de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student.....	70
26.	Biomasa húmeda del vástago de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de t de student	70
27.	Biomasa húmeda del vástago de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis ..	70
28.	Biomasa húmeda del vástago de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de t de student	70
29.	Biomasa húmeda de la raíz de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student	70
30.	Biomasa húmeda de la raíz de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de t de student	70
31.	Biomasa húmeda de la raíz de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis.....	70
32.	Biomasa húmeda de la raíz de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de Kruskal Wallis	71
33.	Biomasa seca del vástago de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student	71
34.	Biomasa seca del vástago de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de Kruskal Wallis	71
35.	Biomasa seca del vástago de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis	71
36.	Biomasa seca del vástago de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de t de student	71
37.	Biomasa seca de la raíz de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student.....	71
38.	Biomasa seca de la raíz de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de Kruskal Wallis.....	71
39.	Biomasa seca de la raíz de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis	71
40.	Biomasa seca de la raíz de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de t de student.....	72
41.	Porcentaje de humedad de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student	72
42.	Porcentaje de humedad de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de t de student	72
43.	Porcentaje de humedad de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis.....	72
44.	Porcentaje de humedad de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de t de student.....	72
45.	Porcentaje de humedad de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , <i>Bouteloua gracilis</i> y <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares.....	72
46.	Eficiencia del uso del agua de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de Kruskal Wallis	73
47.	Eficiencia del uso del agua de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de Kruskal Wallis	73
48.	Eficiencia del uso del agua de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis	73
49.	Eficiencia del uso del agua de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de t de student	73
50.	Eficiencia del uso del agua de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , <i>Bouteloua gracilis</i> y <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares	73
51.	Cociente Raíz/Vástago de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student.....	74
52.	Cociente Raíz/Vástago de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de Kruskal Wallis	74

53.	Cociente Raíz/Vástago de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de t de student	74
54.	Cociente Raíz/Vástago de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de t de student	74
55.	Cociente Raíz/Vástago de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , <i>Bouteloua gracilis</i> y <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares.....	74
56.	Porcentaje de colonización micorrízica de <i>Prosopis laevigata</i> . Prueba de t de student.....	75
57.	Porcentaje de colonización micorrízica de <i>Agave salmiana</i> . Prueba de Kruskal Wallis	75
58.	Porcentaje de colonización micorrízica de <i>Bouteloua gracilis</i> . Prueba de Kruskal Wallis	75
59.	Porcentaje de colonización micorrízica de <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de Kruskal Wallis	75
60.	Porcentaje de colonización micorrízica de <i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , <i>Bouteloua gracilis</i> y <i>Cynodon dactylon</i> . Prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares	75
61.	Evapotranspiración de los ensamblajes vegetales por tratamiento. Prueba de Kruskal Wallis	76
62.	Transpiración de los ensamblajes vegetales por tratamiento. Prueba de t de student	76

RESUMEN

El conocimiento sobre los procesos y las reglas de ensamblaje de comunidades vegetales en zonas semiáridas es de gran importancia ya que estas representan un gran porcentaje del territorio nacional además de un alto grado de deterioro principalmente debido a actividades antrópicas como el cambio de uso de suelo para agricultura y pastoreo, por lo tanto, es importante generar información que ayude al entendimiento de los procesos y reglas de ensamblaje vegetal de las zonas semiáridas en diferentes escalas de tiempo y espacio, generando información que ayude a la recuperación de estos sistemas.

En este proyecto se llevó a cabo el establecimiento de un ensamblaje vegetal con plantas de mezquite (*Prosopis laevigata*) inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), en condiciones de invernadero, para comprobar si esto facilitó la formación de un ensamblaje vegetal con *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*; se trabajó con 20 unidades experimentales y cada una de ellas consiste en una maceta con sustrato estéril en la que se colocaron las 4 especies de las cuales solo *Prosopis laevigata* fue inoculada con HMA, también se trabajó con otras 20 unidades experimentales de las mismas características a excepción de que en estas ninguna de las especies fue inoculada con HMA. Se registraron durante 13 semanas los siguientes datos para cada una de las 4 especies: altura máxima, cobertura y número de pinnas para *Prosopis laevigata*, pencas para *Agave salmiana*, hojas y tallos para *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*; a partir de los datos de altura se calculó la tasa de crecimiento relativo. También, se llevó un control del riego y un registro de la temperatura y humedad durante el tiempo de experimentación; mediante los datos de riego registrados semanalmente de las 40 unidades experimentales se calcularon la evapotranspiración y la transpiración, además se llevó a cabo la cuantificación del nivel de clorofila en las 2 últimas semanas. Al finalizar las 13 semanas de mediciones, se cosecharon las 4 especies de 6 ensamblajes vegetales del tratamiento con inóculo de HMA; también se cosecharon las 4 especies de 6 ensamblajes vegetales del tratamiento sin inóculo de HMA; para obtener el peso húmedo y seco de vástago y raíz, también se calcularon la eficiencia del uso del agua y el cociente raíz/vástago, el porcentaje de humedad y se realizó la determinación del porcentaje de colonización micorrízica.

Sólo *Prosopis laevigata* del tratamiento con inóculo de HMA presentó un aumento en casi todas las variables que se midieron, seguida por *Cynodon dactylon* que también presentó diferencias significativas entre tratamientos siendo el tratamiento con HMA el que presentó un mayor crecimiento de esta especie en comparación con el tratamiento sin HMA. *Agave salmiana* y *Bouteloua gracilis* también obtuvieron los mayores valores para el tratamiento con HMA en el nivel de clorofila y el porcentaje de colonización micorrízica. Se encontró que la inoculación de *Prosopis laevigata* sí influye en el crecimiento de las especies vecinas facilitando de esta manera el establecimiento del ensamblaje mediante la colonización micorrízica de éstas a partir de la inoculación de *Prosopis laevigata*. Además, se encontró que el porcentaje de colonización micorrízica entre especies leñosas y herbáceas es similar. La transpiración y la evapotranspiración también presentaron los valores más elevados para el ensamblaje del tratamiento con HMA en comparación con el tratamiento sin HMA.

INTRODUCCIÓN

De acuerdo con un estudio realizado por la Universidad Autónoma de Chapingo (2011) en el que se emplea un criterio de clasificación de la UNCCD (United Nations Convention to Combat Desertification) el cual clasifica las tierras secas de acuerdo con su índice de aridez en áridas, semiáridas y subhúmedas secas, se estimó que las tierras secas ocupan aproximadamente 101.5 millones de hectáreas representando un poco más de la mitad del territorio nacional, de esta superficie el 58% está representada por zonas semiáridas de las que el 45.3% muestran afectaciones por la degradación del suelo.

La importancia de las zonas semiáridas radica no solo en su extensión, sino en su riqueza florística y endemismos (Challenger, 1998). Se sabe que las zonas semiáridas se ven ampliamente afectadas debido a los cambios en el uso del suelo principalmente por actividades humanas como la agricultura y la ganadería. La degradación de éstas zonas afecta las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo, que son factor crítico para el desarrollo de cualquier ecosistema terrestre provocando erosión, cambios en las interacciones de la flora y fauna e incrementando el fraccionamiento de áreas silvestres (Arriaga, 2009). Por lo que es importante estudiar los procesos de ensamblaje de las comunidades vegetales en estas zonas, ya que los datos obtenidos de estos estudios podrían ser de ayuda en proyectos de restauración ecológica.

La dinámica de la vegetación en ecosistemas semiáridos está condicionada por eventos esporádicos (p. ej. eventos lluviosos y sequías) que afectan el establecimiento de los individuos o que causan la muerte de otros, alterando significativamente la composición de las comunidades (Walker, 1993). Cabe mencionar que los principales factores limitantes para el crecimiento vegetal en zonas semiáridas degradadas son la escasez de agua, la radiación intensa, la variación de temperaturas máximas y mínimas extremas, la baja fertilidad del suelo y los vientos fuertes (Ruthsatz, 1978). Además, el establecimiento se puede ver dificultado por la competencia entre las especies vecinas o facilitado por los individuos adultos (Fowler, 1986), por ejemplo, una especie que puede facilitar el establecimiento de otras es el mezquite el cual es capaz de instalarse en medios adversos, y al ser una leguminosa mejora notablemente las características del suelo facilitando el establecimiento de otras especies (Miranda *et al.*, 2004).

Cabe mencionar la importancia del estudio en diferentes escalas de tiempo y espacio de los procesos biológicos de competencia y facilitación, ya que poseen una gran influencia sobre la estructura y dinámica de la vegetación resultante. Con esta finalidad en este trabajo se estudiaron ensamblajes vegetales conformados por una planta de *Prosopis laevigata* la única de las 4 especies que fue inoculada con hongos micorrizógenos arbusculares, una planta de *Agave salmiana*, una planta de *Bouteloua gracilis* y una planta de *Cynodon dactylon*, para evaluar su desarrollo en condiciones de invernadero.

MARCO TEÓRICO

Zonas semiáridas

De acuerdo con la Comisión Nacional de las Zonas Áridas (CONAZA, 1970), se define como zonas semiáridas a aquellas superficies del territorio nacional en donde las precipitaciones varían entre los 250 y 500 mm anuales. Además, la vegetación de estas zonas es clasificada por Rzedowski (1968) en 10 categorías; las anuales de verano, herbáceas perennes, epifitas, de tallo suculento, de tallo reducido en forma de caudex, sin hojas, de hoja decídua, cubiertas de exudado resinoso, cubiertas de tomento blanco y de hojas coriáceas. La vegetación de estas zonas es muy diversa en formas de vida y rica en especies, se estima que la flora que las constituye está representada por unas 6000 especies, de las cuales el 50% se restringe a nuestro país (Rzedowski, 1991). Por otra parte, el suelo en cualquier ecosistema aporta diversos servicios ambientales como los de aporte de microambientes para los organismos que habitan en él y que están relacionados con el reciclaje de la materia orgánica, así como en la continuidad de algunos ciclos biogeoquímicos, además representa el principal reservorio de carbono en los ecosistemas terrestres. También está el servicio de regulación que se refiere a la capacidad del suelo de filtrar, desactivar o retener compuestos potencialmente tóxicos, incluyendo su capacidad de absorber y posteriormente emitir calor. Por último, el servicio de provisión que se refiere a la producción de biomasa vegetal, y a la extracción de materiales para la construcción como arena, grava y arcilla, entre otros (FAO, 2004). A pesar de esto este recurso presenta serios problemas de degradación. De acuerdo con un estudio de realizado por Universidad Autónoma de Chapingo (2011) se estima que el 45.3% de estas zonas muestran afectaciones por la degradación del suelo.

Degradación del suelo

La degradación del suelo hace referencia a los procesos inducidos por actividades humanas que resultan en la disminución de la productividad biológica, así como de la capacidad actual o futura para sostener la vida humana (Oldeman, 1998). De acuerdo con un estudio elaborado por la SEMARNAT y la UACH (2003) de evaluación de la degradación del suelo causada por el hombre en el que se encontraron 4 procesos de degradación del suelo, la erosión hídrica que se define como la remoción laminar o en masa de los materiales del suelo debido a la acción del agua de lluvia; la erosión eólica en la que el agente erosivo es el viento; la degradación física se refiere a un cambio en la estructura del suelo reduciendo o perdiendo su capacidad para absorber y almacenar agua, mientras que la degradación química involucra procesos que conducen a la disminución o eliminación de la productividad biológica del suelo y está fuertemente asociada con la presencia de actividades agrícolas. La pérdida de suelo debido a la erosión hídrica y eólica, la pérdida de fertilidad causada por la degradación química, así como la compactación resultado de la degradación física, son factores importantes que modifican la dinámica de las comunidades vegetales (Zobel, 1997).

Dinámica de comunidades vegetales

La ecología de comunidades vegetales se encarga del estudio de las especies que coexisten en un espacio y tiempo determinados, y uno de sus objetivos es la búsqueda de las reglas que determinan esta coexistencia, así como el estudio de los procesos concernientes al ensamblaje vegetal de las comunidades, ya que estos son de diferente naturaleza, y actúan en diferentes escalas de espacio y tiempo (Zobel, 1997). Recientemente se han estado desarrollando estudios sobre los rasgos funcionales para inferir respuestas a los mecanismos de ensamblaje, basados en la comparación de las similitudes y disimilitudes de los rasgos funcionales (características morfológicas, y fisiológicas o ecológicas medibles que repercuten en la habilidad para sobrevivir en un ambiente) de las especies presentes dentro de una comunidad a diferentes escalas espacio temporales (Violle *et al.*, 2007). Otra forma de clasificar la dinámica de la vegetación se basa en el tipo de sustrato sobre el que se desarrolla, refiriéndonos a la sucesión primaria y a la sucesión secundaria (Vega, 2005).

Sucesión ecológica

La sucesión ecológica es un proceso de sustitución de una comunidad biótica por otra con una mayor complejidad estructural y resiliencia (Morrin, 1999). Los ecosistemas cambian como resultado de factores internos y externos, dicha dinámica es conocida como sucesión ecológica; los cambios y la velocidad de los cambios que ocurren en el ecosistema en sucesión dependen de la disponibilidad de propágulos regenerativos (del ecosistema deteriorado), del ambiente biótico y de las condiciones abióticas prevalecientes del sitio perturbado (Martínez-Ramos y García-Orth, 2007).

En todo proceso de sucesión la comunidad pasa por etapas sucesivas que se conocen como etapas serales. Hay algunas comunidades que se encuentran en etapas serales tempranas; por ejemplo, las que se establecen después de una erupción volcánica sobre la roca basáltica (sucesión primaria). Hay otras comunidades que se encuentran en etapas serales maduras o tardías, como es el caso de una parcela virgen de selva tropical (sucesión secundaria). Sin embargo, hay que reconocer que se trata de un proceso continuo en el que la estructura y la composición de la comunidad cambian paulatinamente. Esto implica una progresión desde las comunidades con poca diversidad de especies consideradas también como menos estables, hasta comunidades con una mayor diversidad de especies, que tienden a ser más estables (Valverde *et al.*, 2005).

El modelo más conocido para el estudio de la sucesión vegetal es el propuesto por Connell y Slatyer (1977) el cual considera las interacciones biológicas entre poblaciones y las modificaciones causadas por estas en su entorno como los principales mecanismos responsables de los cambios de especies durante el proceso de sucesión. Los tres procesos que constituyen este modelo son (López *et al.*, 2006):

- Facilitación, proceso en el que ciertos grupos de organismos facilitan la entrada de otros durante el proceso sucesional, mediante la generación de suelo, un aumento en la cantidad de nutrientes disponibles, entre otros. A estas se les conoce como especies pioneras, preparan el ambiente para permitir la entrada de otras especies, sin embargo, las nuevas condiciones ambientales les resultan adversas y de esta manera terminan por extinguirse localmente. Por lo que la sucesión puede definirse como una secuencia de colonizaciones y extinciones locales de muchas especies a través del tiempo.

- Tolerancia, en este proceso las especies que dominan durante las etapas serales tardías están presentes desde el inicio de la sucesión secundaria, aunque se encuentran en forma de plántulas y por lo tanto son poco evidentes; estas especies logran dominar las etapas serales avanzadas, que durante las etapas serales tempranas toleran la presencia de especies pioneras, que son eliminadas después por exclusión competitiva. De acuerdo con este modelo el rumbo de la sucesión está marcado desde el principio del proceso, ya que la dominancia de las plantas propias de la comunidad madura solo es una cuestión de tiempo.

- Inhibición, proceso en el que las especies presentes al inicio del proceso sucesional modifican las condiciones ambientales de tal manera que inhiben la entrada de nuevos colonizadores. Es decir, los espacios que son abiertos por disturbios locales son ocupados por especies tardías en lugar de especies pioneras; si este mecanismo opera de manera muy intensa y sostenida, puede darse como consecuencia lo que se conoce como sucesión detenida.

Estos tres procesos pueden usarse para explicar una gran cantidad de situaciones en los que ocurre un reemplazo de especies vegetales en una comunidad durante el proceso de sucesión, pero el carácter tan amplio de esta propuesta impide aplicarlo a casos particulares, por lo cual han surgido nuevas propuestas en los que la sucesión es explicada respectivamente mediante las capacidades de uso de recursos esenciales y de competencia interespecífica (Vega, 2005).

De este modo el estudio de la sucesión ecológica en zonas semiáridas menciona que el establecimiento de las especies vegetales en estos sistemas está condicionado por eventos esporádicos que afectan la composición de la comunidad, además, la sucesión secundaria es lenta porque depende principalmente de que se produzcan o no eventos lluviosos. Cabe mencionar que el establecimiento de la vegetación se puede ver dificultado por la competencia o entre las especies o facilitado por organismos adultos que rodean a las plántulas, la vegetación que se encuentra en los alrededores también influye en el conjunto de especies que se pueden encontrar en una comunidad después de una perturbación. De esta manera se puede observar que hay procesos tanto locales como regionales que a lo largo del tiempo determinan la riqueza de las comunidades semiáridas (Mouquet *et al.*, 2003). En

algunos territorios semiáridos la sucesión ecológica no culmina a menudo en una etapa madura y más o menos estable, sino que las condiciones ecológicas limitan la aparición y establecimiento de determinadas especies y comunidades. Es de destacar en estos ambientes la aparición de islas de vegetación que albergan especies correspondientes a diversas etapas sucesionales (Pugnaire *et al.*, 2004).

Sin embargo, regímenes muy frecuentes de perturbación pueden conducir a comunidades remanentes pequeñas, lo cual reduce la capacidad de recuperación del ecosistema (Foster, 2002). Por lo que deben estudiarse los procesos que faciliten el establecimiento de las especies vegetales en estos sitios.

Criterios de selección de las especies del ensamblaje vegetal

En programas de restauración se recomienda el uso de especies propias de etapas intermedias que sean capaces de instalarse en medios adversos, impulsoras de la sucesión vegetal al favorecer la progresión hacia comunidades más maduras, dentro de estas especies tienen una gran importancia las leguminosas, ya que este tipo de plantas mejora notablemente las características del suelo facilitando el establecimiento de otras especies. Además, es necesario emplear especies que sean viables en condiciones semiáridas, resistentes a periodos excepcionalmente secos y calurosos, así como que sean capaces de incrementar la fertilidad del suelo, aumentando la cobertura vegetal, y controlando la erosión (Guirado y Mendoza, 2000). Se sugiere además emplear especies nativas, cuyas características sean follaje denso y perenne, propagación sencilla, requerimientos mínimos de mantenimiento (Rondón y Vidal, 2005). Es necesario tener en cuenta los requerimientos de agua y nutrientes de las especies por lo que es importante conocer la relación agua, suelo, planta.

Relación agua-suelo-planta

El suelo está compuesto 3 fracciones minerales que son, arena, limo y arcilla, además, está compuesto por agua y aire que están retenidos respectivamente en sus micro y macroporos, así como por materia orgánica la cual está compuesta principalmente por organismos vivos, tejidos animales y vegetales, y humus. Principalmente, la materia orgánica proveerá nitrógeno, fósforo y azufre, en tanto que las arcillas cederán calcio, potasio y magnesio. Las raíces de las plantas pueden acceder a los nutrientes de diferentes formas, por intercepción radicular, mediante el crecimiento de la raíz; por difusión flujo masal, en el que la transpiración de la planta genera succión que arrastra hacia las raíces el agua junto con los nutrientes en solución. Sin embargo, la disponibilidad de los nutrientes para las plantas depende del pH del suelo, el pH óptimo para la disponibilidad y absorción de nutrientes para las plantas es de 7 (Lima, 2015).

Se pueden distinguir 3 situaciones en el suelo en cuanto al contenido de agua y su efecto en las plantas. Saturación es el momento en el que se ocupan todos los poros del suelo con agua. Capacidad de campo es el momento en el que se dan las condiciones de contenido de agua y aire que hacen posible el aprovechamiento del agua y nutrientes disueltos. Punto de marchitez permanente se refiere al agua que queda retenida fuertemente en el suelo que ya no es aprovechable para la planta (Lima, 2015).

Así pues las características del suelo determinan la capacidad de almacenamiento y la disponibilidad del agua, aire y nutrientes para las plantas; por otro lado, la pérdida de agua desde las plantas hacia la atmosfera es conocida como transpiración, la pérdida de agua hacia la atmosfera a partir del suelo es conocida como evaporación, y la pérdida de agua a partir de la vegetación y del suelo es conocida como evapotranspiración; estos procesos se dan debido a diferencias de potencial provocando un flujo de agua desde las zonas con una mayor concentración (suelo y plantas) hacia las zonas de menor concentración de agua (atmosfera) (Lafi *et al.*, 2011).

Crecimiento vegetal

El crecimiento vegetal es esencialmente es la consecuencia de la división celular y la elongación celular (aumento del tamaño). Además, el proceso de diferenciación (especialización celular) también es considerado como parte del crecimiento (Rodríguez *et al.*, 2005). Aunado a esto el cuerpo de un vegetal puede dividirse en dos sistemas, el sistema radical que consiste en el conjunto de raíces generalmente subterráneas y el sistema de vástago que consiste en todos los tallos, hojas y estructuras reproductoras superficiales. El crecimiento vegetal se origina en los meristemos, el crecimiento primario (crecimiento en longitud) se origina en los meristemos apicales de la punta de la raíz y el vástago, también los meristemos apicales del vástago pueden generar estructuras reproductoras. Mientras que el crecimiento secundario es exclusivo de las plantas leñosas, debido al crecimiento de los meristemos laterales, el cual proporciona un mayor grosor a la raíz y al tallo (Murray, 2006).

Al respecto, la eficiencia del uso del agua (EUA) se define como la proporción entre la materia seca producida y el consumo de agua en un periodo determinado. Es usado para mostrar el total de CO₂ fijado (beneficio) por unidad de agua perdida (costo) (Salisbury y Ross, 2000). En plantas C₃ se pierden alrededor de 500 moléculas de agua por molécula de CO₂ fijada por fotosíntesis; en plantas C₄ la tasa de transpiración típica es de 250 moléculas de agua. Las plantas con fotosíntesis CAM en la que el CO₂ es inicialmente fijado en ácidos orgánicos de 4 carbonos durante la noche, la tasa de transpiración es de alrededor de 50 moléculas de agua (Taiz y Zeiger, 2006).

La principal función de la raíz es anclar al vegetal, absorber y conducir agua y minerales hacia el tallo y las hojas, a la vez que recibe moléculas orgánicas que proceden de estos.

También produce hormonas y otras sustancias que regulan el desarrollo y la estructura vegetal y a través de la raíz las plantas establecen asociaciones mutualistas de beneficio mutuo con organismos por ejemplo por ejemplo las micorrizas (Murray, 2006).

Interacciones entre microorganismos y la raíz de la planta

Son muchas las poblaciones de microorganismos, las que satisfacen los requerimientos nutritivos básicos para la planta. Esto se demuestra, por el elevado número de organismos que se encuentran en el rizoplaneo que es la superficie de la raíz que está comprendida dentro de la rizosfera (porción de suelo influenciada directamente por las raíces de las plantas). Por otro lado, la rizovaina, otra región de la rizosfera, caracterizada como un cilindro relativamente estrecho del suelo se adhiere a las raíces. La formación de esta estructura es típica de muchas plantas herbáceas del desierto; otra de las ventajas que provee esta estructura es un ambiente adecuado para las interacciones extensivas entre la raíz y la microbiota (Atlas y Bartha, 2002).

Existen estudios que comprueban que los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) ya mejoran la disponibilidad de nutrientes y aumentan la tasa de supervivencia de las plántulas asociadas a la red micorrízica (Barea *et al.*, 1975; Tao y Zhiwei, 2005). También, mejoran la calidad del suelo permitiendo el soporte de una cubierta vegetal (Kahiluoto *et al.*, 2009).

Micorrizas

Las micorrizas se forman cuando los hongos micorrízicos forman una asociación mutualista con las raíces de las plantas facilitando la absorción de elementos minerales y agua, mientras que la planta lo provee de compuestos carbonados provenientes de la fotosíntesis. Además, la micorriza existe en prácticamente todos los ecosistemas ya que la mayoría de las plantas establece esta relación (Harley y Smith, 1984). Así mismo hay estudios que mencionan que las micorrizas fueron determinantes para la colonización de las plantas en el medio terrestre (Andrews *et al.*, 2011).

Existen diferentes tipos de asociaciones micorrízicas (figura 1), categorizadas de acuerdo con el grado de penetración del hongo en la raíz del hospedero, son; Endomicorrizas, que se dividen en micorrizas arbusculares (el hongo forma arbuscúlos), micorrizas orquidoides y micorrizas ericoides (el hongo forma enrollamientos hifales denominados ovillos), el micelio fúngico penetra intracelular e intercelular; las Ectomicorrizas comúnmente representadas en zonas templadas; las raíces de la planta son envueltas por un manto de hifas densamente agrupadas, el micelio fúngico que si penetra en la raíz nunca entra en las células corticales, pero si se extiende entre ellas y forma la denominada red de Hartig, zona de intercambio de nutrientes; y las Ectendomicorrizas, se dividen en micorrizas arbutoides y micorrizas

monotropoides, que presentan manto fúngico laxo, red de Hartig y penetración intracelular escasa (Jackson y Mason, 1984). De esta clasificación, las micorrizas arbusculares son las más abundantes en asociaciones mutualistas, en un 74% de las angiospermas y en un 80% de las plantas vasculares (Coninx *et al.*, 2016).

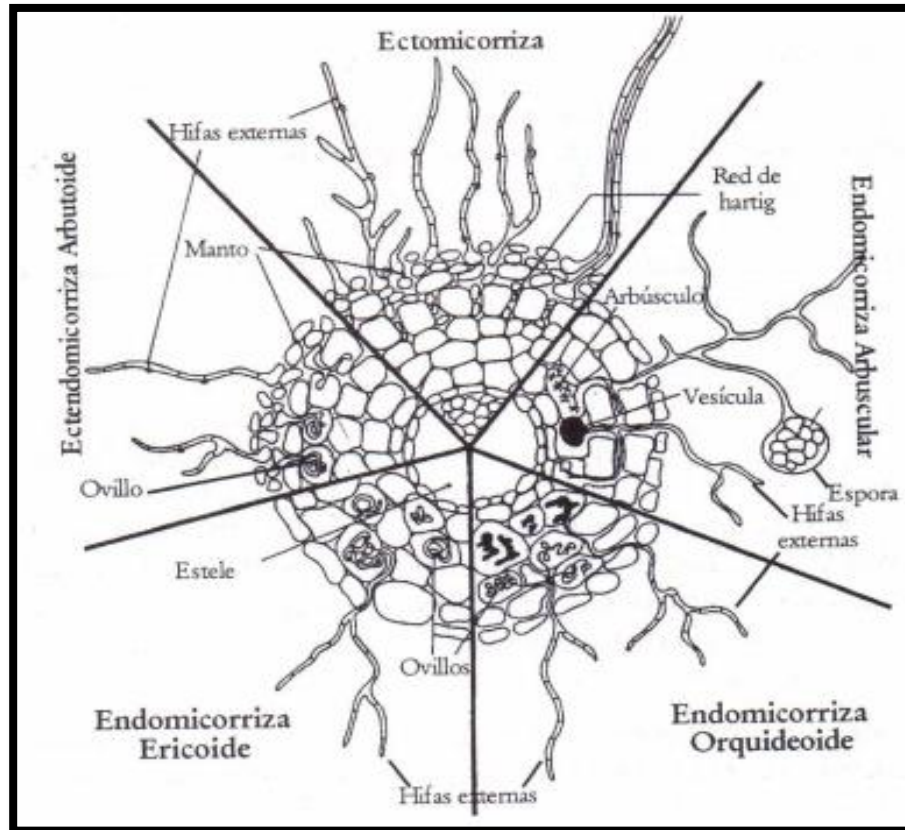


Figura 1. Esquema de los diferentes tipos de colonización producidos por los diferentes tipos de micorrizas (tomado de Hernández-Cuevas *et al.*, 2003).

Hongos micorrizógenos arbusculares

Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) forman parte del filum Glomeromycota; éstos forman una simbiosis con la mayoría de las especies de plantas terrestres, tomando carbono en forma de azúcares de su hospedero vegetal; el principal beneficio para las plantas es la adquisición de fosfatos y otros nutrientes minerales que son inmóviles en el suelo; además, se ha encontrado recientemente que algunos HMA muestran cierto grado de especificidad al colonizar las raíces de diferentes especies de plantas (Sanders, 2003; Helgason y Fitter, 2005; Simard *et al.*, 2012; Cavagnaro *et al.*, 2015). Estos además son simbiontes obligados, los efectos benéficos que tienen sobre las plantas son diversos; poseen una efectividad diferencial dependiendo de la especie vegetal, la cual puede modificar también la composición de las especies de HMA en sitios particulares (Clark *et al.*, 1999).

Estructuras dentro de la raíz

Los HMA esta conformados por hifas que se ramifican el en suelo, conectadas al tejido de la raíz donde penetran intercelular e intracelularmente en las células corticales. Además, estas pueden presentar modificaciones dentro de la raíz (figura 1), como lo son los arbuscúlos, ovillos y vesículas (Hernández-Cuevas *et al.*, 2003):

Arbuscúlos: ramificaciones sucesivas de la hifa dentro de las células vegetales, mediante las cuales se establece un contacto íntimo entre el plasmalema de ambos mutualistas. Estos son sitios de intercambio de nutrientes. Los arbuscúlos viven en promedio 14 días, después de esto la célula vegetal se reestablece y el hongo se degrada

Ovillos: enrollamientos de las hifas a los cuales se les ha adjudicado también un papel de intercambio de nutrimentos, características de la micorriza tipo Paris (Hernández-Cuevas *et al.*, 2003).

Vesículas: engrosamientos de hifas donde se almacenan lípidos y son formadas en los géneros *Glomus*, *Sclerosystemis*, *Acaulospora* y *Entrophospora*

Estructuras fuera de la raíz

En los HMA la hifa exploradora “runner hyphae”, constituye la parte principal de las hifas extrarradicales. Las hifas exploradoras de primer orden se ramifican formando un ángulo de 45° aproximadamente, las ramas que continúan ramificándose se vuelven más finas, y se extienden de forma radial alrededor de la raíz. Mientras que las hifas de segundo y tercer orden presentan ramificaciones menos uniformes con características similares a los arbuscúlos, por lo que se les denomina “branched absorbing structures” BAS (Bago *et al.*, 1998a, b; Friese y Allen, 1991).

Las hifas externas pueden ser de tres tipos según su morfología y las funciones que llevan a cabo: Las hifas infectivas, son las que inician los puntos de colonización en una o varias raíces; las hifas absorbentes son las que se encargan de explorar el suelo para la extracción de nutrientes y las hifas fértiles son las que llevan las esporas. En el crecimiento hifal, se pueden generar nuevas hifas mediante ramificaciones laterales que incrementan la superficie del entorno a ser explorada (Harris, 2008).

Las esporas son estructuras de resistencia y propagación de los HMA, son multinucleadas y con abundantes compuestos de carbono (glicógeno y lípidos). Estas pueden encontrarse dentro de las raíces, así como en el suelo (Bonfante *et al.*, 1994).

Efectos de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en las plantas.

Los compuestos que permiten el reconocimiento planta-hongo y estimulan la germinación de las esporas, así como el crecimiento y ramificación de las hifas, incluyen flavonoides (Vierheilig y Piché, 2002) strigolactona y auxinas (Akiyama *et al.*, 2005), los cuales son exudados por las raíces de las plantas (Gianinazzi-Pearson *et al.*, 1989; Akiyama *et al.*, 2005). Las raíces de las plantas se pueden colonizar a partir de las esporas, si son adecuadas las condiciones ambientales, al germinar la espora, la hifa que emerge se dirige a la raíz más próxima por atracción química y la penetra. Se ha encontrado que en *Gigaspora*, *Scutellospora* y *Acaulospora*, el contenido hifal puede retraerse del extremo apical hacia la base gracias a la formación de paredes intercalares que aíslan el contenido, hasta que se sella la espora, entrando en un periodo de latencia que puede durar semanas o años sin perder la viabilidad (Hernández-Cuevas *et al.*, 2003).

Así pues, cuando la raíz de una planta anual (micorrizada) muere, esta representa una buena fuente de inóculo, para una nueva colonización; después de esto el micelio crece fuera de la raíz explorando el suelo en busca de nutrientes minerales, así como para colonizar otras raíces susceptibles. Su ciclo se completa después de la formación de clamidiosporas asexuales en el micelio externo. Una de las características de estas esporas es que tienen la capacidad de germinar, así como de detener su crecimiento, si faltan las señales derivadas de los exudados de las raíces de las plantas (Requena *et al.*, 2007).

Cuando una raíz es colonizada por HMA, cambian la cantidad y tipos de exudados tales como aminoácidos y azúcares, por lo que se ejercen efectos selectivos sobre los demás microorganismos ligados a las raíces, por ejemplo, aumentan las poblaciones de las bacterias solubilizantes de fosfato, las fijadoras de nitrógenos e hidrolizadoras de urea (Barea *et al.*, 1975).

Crecimiento

Las micorrizas mejoran el establecimiento y crecimiento de las plántulas de especies arbóreas mediante un aumento en el área fotosintética y el aporte de nutrientes como el fósforo, el zinc, el cobre, entre otros (Bonfante *et al.*, 2004). También hay un estudio con plantas de jitomate que fueron micorrizadas con HMA, estas mostraron un mayor crecimiento, debido a un mayor aporte de nutrientes gracias al aumento del área de exploración de las raíces en el suelo mediante las hifas, una mejoría en la inmunidad y la reducción a la infección de nemátodos en los nudos de la raíz, representando también una herramienta de biocontrol (Sharma y Sharma, 2017).

Fijación de nitrógeno

Las leguminosas han mostrado un incremento en la fijación de nitrógeno cuando forman micorrizas. Las micorrizas están relacionadas con el ciclo del nitrógeno en el suelo, hay pruebas sólidas de que los HMA contribuyen a mejorar la capacidad de las leguminosas para

la fijación de N₂ y también disminuyen la cantidad de nitrógeno inorgánico que se lixivia del suelo (Chalk *et al.*, 2006; Veresoglou *et al.*, 2012).

Raíces

La asociación de plantas de zonas semiáridas con HMA aumenta la cantidad de biomasa radical la cual se evalúa mediante el cociente raíz/vástago además mejora la tasa de supervivencia de estas plantas (Barragán, 2003).

Hojas

Además, se ha encontrado que esta simbiosis incrementa la fotosíntesis e induce cambios en la estructura foliar, en este estudio se encontró que las hojas de *Agave tequilana* tuvieron un mayor espesor sobre todo en clorénquima (Pimienta-Barrios *et al.*, 2009).

Usos del agua

Estudios indican la influencia de que poseen los HMA sobre la tolerancia en plantas a la sequía y a la enfermedad de pudrición en la raíz (Eke *et al.*, 2016; Oyewole *et al.*, 2017). Aunado a esto hay evidencias de que el beneficio obtenido de la simbiosis también radica en atenuación del estrés hídrico bajo condiciones de sequía (Chalk *et al.*, 2006). Algunos de los mecanismos son las relaciones entre la cantidad de agua retenida y la pérdida en la transpiración, además de la conductancia estomática relacionada a su vez con el potencial hídrico, y el aumento del área de contacto de la raíz en el suelo, también se menciona la contribución de las hifas en la absorción del agua del suelo (Augé, 2001).

Efectos de los hongos micorrizógenos arbusculares sobre el suelo

Se ha documentado que aumentan la agregación del suelo mejorando su estructura mediante la producción de glomalina, glicoproteína que actúa como un pegante de las partículas del suelo, contribuyendo así a la formación de microagregados. Además, esta constituye un componente importante de la materia orgánica del suelo y es clave para el almacenamiento de carbono en el suelo (Ruiz *et al.*, 2008). Hay evidencia de que esta simbiosis mutualista acelera la meteorización mineral contribuyendo así en gran parte con el mantenimiento de la vegetación (Bonneville *et al.*, 2011). Los HMA pueden influir directamente en las comunidades bacterianas a través de la deposición de los productos del micelio que sirven como sustrato para el crecimiento bacteriano, además estos productos de deposición pueden contener agentes bacteriostáticos o fungistáticos. A su vez la modificación de los productos de rizodeposición, resulta en la alteración de la composición de la comunidad bacteriana (Rillig y Mummey, 2006).

PROBLEMÁTICA

En la actualidad se sabe que hay diferentes procesos y reglas que influyen en el ensamblaje de comunidades vegetales, los cuales determinan la coexistencia de especies, además se ha comprobado que estos operan en diferentes escalas de tiempo y espacio. Una de las reglas de

ensamblaje se basa en la interacción entre las especies, especialmente la competencia, lo cual da como resultado patrones de distribución no aleatorios de coexistencia. También se conocen caracteres adaptativos que pueden limitar la distribución de las especies, por ejemplo, caracteres basados en el clima. Sin embargo, aún falta información para comprender los procesos y las reglas de ensamblaje, ya que éstas operan a diferentes escalas de tiempo y espacio, por lo que es importante realizar estudios que aporten información para el entendimiento de este tema; con esa finalidad se realizó este trabajo en donde se analiza la interacción entre 4 especies una de ellas inoculada con anterioridad, para determinar si esto facilita el establecimiento del ensamblaje vegetal.

Este estudio busca contestar las siguientes preguntas:

- a) ¿La tasa de crecimiento relativo de las especies vegetales del ensamblaje vegetal se ve favorecida por la inoculación de *Prosopis laevigata* con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)?
- b) ¿La no inoculación con HMA de *Prosopis laevigata* influye en el crecimiento de las plantas de las especies del ensamblaje vegetal?
- c) ¿*Prosopis laevigata* propicia la colonización micorrízica de las plantas vecinas, facilitando el establecimiento del ensamblaje vegetal?
- d) ¿La colonización micorrízica de las especies asociadas a *Prosopis laevigata* es similar en plantas leñosas y herbáceas?

JUSTIFICACIÓN

El conocimiento sobre los procesos y las reglas de ensamblaje es importante para las zonas semiáridas ya de acuerdo con la UNCCD ((United Nations Convention to Combat Desertification) que clasifica las tierras secas de acuerdo con su índice de aridez en áridas, semiáridas y subhúmedas secas se estimó que las tierras secas ocupan aproximadamente 101.5 millones de hectáreas, lo cual representa un poco más de la mitad del territorio y de esta superficie el 58% está representado por zonas semiáridas, a pesar de que estas son de importancia gracias a la diversidad y a los endemismos que albergan, son afectadas principalmente por cambio en el uso del suelo resultado de actividades antropológicas como lo son la agricultura y el pastoreo, además, representan sistemas vulnerables cuyo suelo es sensible a perder su fertilidad y por lo tanto posee una baja posibilidad de recuperar su cubierta vegetal de manera natural. Por lo tanto, es importante generar información que ayude al entendimiento de los procesos y reglas de ensamblaje vegetal de las zonas semiáridas en diferentes escalas de tiempo y espacio. En este trabajo se emplearon especies que se han

reportado en zonas semiáridas, específicamente *Prosopis laevigata* se empleó debido a que como leguminosa mejora las condiciones del suelo mediante la fijación de nitrógeno atmosférico, además esta se inocula con hongos micorrizógenos debido a que estos influyen positivamente en el desarrollo y supervivencia de las especies con las que se asocian. Así mismo, se espera que la información obtenida de este estudio ayude a la comprensión de los procesos y reglas de ensamblaje de la vegetación en zonas semiáridas, así como a la recuperación de estos sistemas deteriorados por actividades antrópicas o por otros procesos de degradación.

HIPÓTESIS

Prosopis laevigata (mezquite), facilitará el establecimiento del ensamblaje vegetal a través de la colonización micorrízica de las plantas vecinas, debido a que se generará un aumento en la complejidad del conjunto vegetal que puede ser caracterizada mediante el porcentaje de colonización micorrízica de las especies con las que coexiste y que inicialmente no fueron micorrizadas. Por lo tanto, debe haber un mayor porcentaje de colonización micorrízica, un incremento en el crecimiento, en la tasa de crecimiento relativo mayor, en el nivel de clorofila, la transpiración y evapotranspiración, la biomasa húmeda y seca del vástago y raíz, el porcentaje de humedad en tejidos vegetales, el uso eficiente del agua y el cociente raíz vástago en los ensamblajes vegetales en los que *Prosopis laevigata* fue inoculado con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), en comparación con los que no fueron inoculados.

OBJETIVO GENERAL

Analizar como *Prosopis laevigata* facilita el establecimiento del ensamblaje vegetal mediante su asociación con los hongos micorrizógenos arbusculares.

OBJETIVOS PARTICULARES

- a) Determinar si la coexistencia con la planta inoculada de *Prosopis laevigata* induce la colonización micorrízica de plantas de especies vecinas no micorrizadas.
- b) Determinar la relación entre el crecimiento de las especies presentes en el ensamblaje vegetal y los hongos micorrizógenos arbusculares.
- c) Determinar la relación entre la cantidad de clorofila y la micorrización.
- d) Determinar la relación entre en la eficiencia del uso del agua y la micorrización

- e) Determinar la relación entre la transpiración, la evapotranspiración y la micorrización
- f) Determinar la relación entre la biomasa húmeda y seca del vástago y la raíz y la micorrización.

MATERIAL Y MÉTODOS

Lugar de trabajo

El establecimiento del ensamblaje vegetal se llevó a cabo en el invernadero de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza *Campus II* de la UNAM, con orientación noreste, en la Delegación Iztapalapa de la Ciudad de México (figura 2).



Figura 2. Ubicación del Invernadero (a) de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza (tomado de Google Earth Pro).

Preparación del sustrato

El suelo empleado proviene de una zona semiárida con vegetación de matorral xerófito del municipio Santiago de Anaya, Hidalgo. Este suelo se tamizó en una malla metálica con una apertura de 2mm; posteriormente se preparó una mezcla de arena sílica de grano mediano con suelo recolectado en campo, en una proporción 2:1 v/v. Se manejó esta proporción en la preparación del sustrato para facilitar la infiltración del agua y el desarrollo de las micorrizas ya que el suelo traído de campo es de textura arcillosa.

Se esterilizó un total de 210 kilogramos de sustrato, estos se dividieron en rondas de 20 kilos de sustrato, ya que esa es la capacidad del autoclave marca Corporation SN-MI, modelo

SM 360, el suelo se esterilizó en 2 ocasiones, en días consecutivos en cada ocasión el suelo se mantuvo durante 1 hora a una presión de 1.2 atmosferas y a 120°C, ya que se empleó suelo reciclado; en este proceso el suelo fue colocado en bolsas dobles de polipapel (aproximadamente 2 kilogramos de sustrato) y se cerraron evitando que estas quedaran infladas.

Descripción de las especies empleadas en el mosaico vegetal

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

Descripción

Es un árbol espinoso de hasta 12 metros de altura aproximadamente, que ayuda a evitar la erosión del suelo, y es fijador de nitrógeno; sus raíces pueden tener más de 50 m de profundidad y 15 m laterales. Sus hojas son compuestas, bipinnadas, con 15 pares de folíolos oblongos o lineares y van hasta 10 mm de largo. Sus inflorescencias son de color amarillo verdoso, agrupado en racimos de hasta 10 mm; son flores bisexuales, con cinco sépalos y diez estambres. Su fruto es una vaina de color paja o rojizo violáceo, alargado, recto o arqueado, con 30 cm máximo de longitud, pueden ser plano o cilíndrico con 20 semillas máximo (figura 3) (Reséndez-Velázquez *et al.*, 2013).

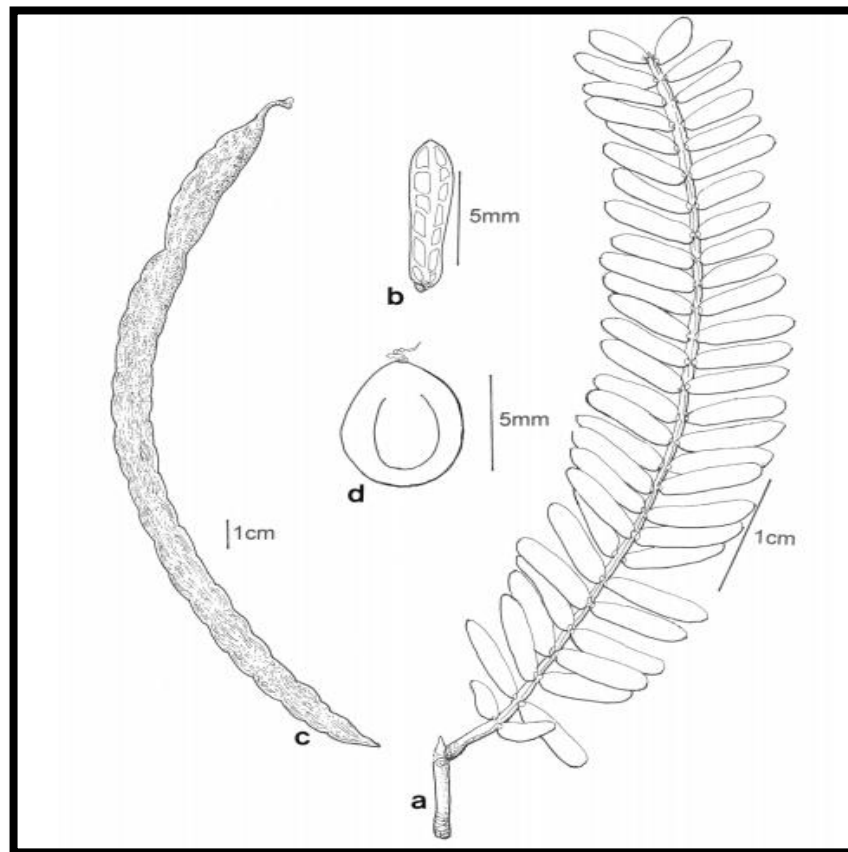


Figura 3. *Prosopis laevigata*: a. pinna; b. foliolo; c. fruto; d, semilla (tomada de Palacios, 2006).

Área de distribución

Es una especie cuya área de distribución (figura 4) es extensa. Se le ha identificado en distintos estados, entre los cuales destacan Guanajuato, Hidalgo, Nuevo León, Oaxaca Puebla, San Luis Potosí y Veracruz (Palacios *et al.*, 2016). Puede habitar en altitudes de hasta 2300 msnm, en suelos principalmente de tipo yermosol, con textura arenosa o arcillo arenosa, mal drenados, de pH neutro, estos pueden tolerar un alto contenido de sales. Puede asentarse sobre suelos de origen ígneo y calizo. Las heladas disminuyen la floración y la producción de frutos, debido a fenómenos de soliflujión en el suelo, se pierden los retoños, así como la marchitez y caída de los folíolos, inflorescencias y vainas (PRONARE, 1999).

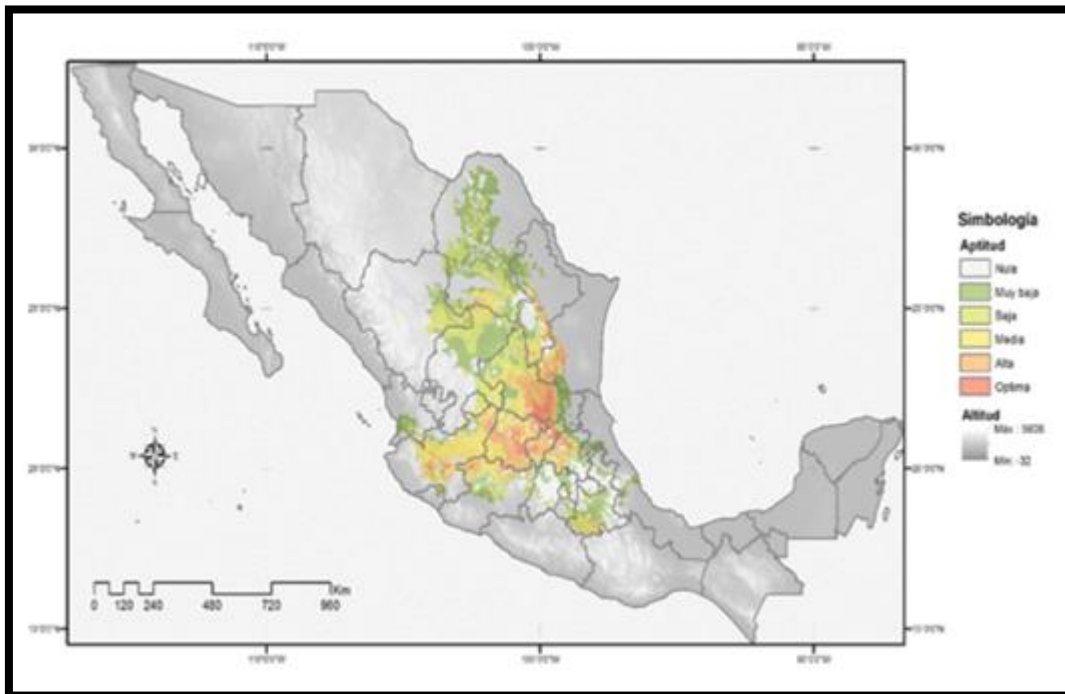


Figura 4. Distribución potencial de *Prosopis laevigata* (tomada de Palacios *et al.*, 2016). Las zonas marcadas en color rojo son en las que la especie puede establecerse de manera óptima.

Usos

La funcionalidad del mezquite en ambientes áridos es alta debido a la amplitud y profundidad del sistema radical y la reducción del sistema foliar. Además, posee usos como alimento para el ganado (hojas y vainas), alimentación humana, en forma de harinas, bebidas fermentadas y en vainas. De la corteza se extraen curtientes, la madera es utilizada para duela, madera aserrada, parquet, mangos de herramientas, hormas para zapatos en escala industrial, gomas y taninos. En la medicina tradicional se utiliza como vomitivo y purgante, la resina se ha empleado para la curación de disentería y algunas afecciones de los ojos. La madera también se utiliza para leña y para obtener carbón de excelente calidad por su alto poder calorífico (Rodríguez *et al.* 2014).

Agave salmiana B. Otto ex Salm-Dick (maguey manso)

Descripción

Es una planta de mediana a grande con tallo corto y grueso, rosetas fuertes de 1.5 a 2 m de altura; hojas de 1 a 2 m de longitud por 20 a 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 espinoso; dientes muy largos en la parte media, de 5 a 10 mm de longitud, separados de 3 a 5 cm, color pardo grisáceo, la cúspide recta a recurva desde la base, espina larga, de 5 a 10 cm de longitud; la inflorescencia es una panícula de 7 a 8 m de altura, escapo floral con brácteas grandes y succulentas; flores de 80 a 11 mm de longitud, amarillas y con el ovario color verde. de 50 a 60 mm de longitud, cilíndrico; semillas de color negro de 8 a 9 mm de longitud y de 6 a 7 mm de ancho, deprimidas, triangulares, con el embrión recto y el endospermo carnosos (Aguirre *et al.*, 2001).

Área de distribución

Posee una distribución en numerosas localidades en México, desde Tlaxcala hasta Coahuila. En el área geográfica del altiplano mexicano, en particular en regiones del estado de San Luis Potosí, se localizan poblaciones silvestres y cultivadas de *Agave salmiana* es una de las especies de maguey que se localiza en ambientes con diverso grado de humanización, desde agostaderos de uso múltiple hasta zonas agrícolas. Se encuentra en suelos arcillosos, pedregosos, además pueden mantenerse en suelos con mucha pendiente (Vázquez *et al.* 2011).

Usos

Como forraje las pencas son consumidas por el ganado. La planta completa es útil como cerca viva, además a partir de ella se extrae el aguamiel para producir pulque. Se usa también en la elaboración de platos mexicanos como la barbacoa y los mixiotes, también se consumen las flores del maguey; de las raíces se extrae el gusano rojo o chinicuil y a partir de la raíz se obtiene una fibra para elaborar cepillos, escobas y canastos. Posee además diversos usos medicinales por ejemplo desinflamatorio. Es una de las mejores alternativas para la restauración de suelos, ya que ayuda a controlar erosión y a la formación de suelo. Pueden utilizarse para estos fines en pendientes un poco pronunciadas (Rodríguez *et al.*, 2007).

Bouteloua gracilis (Willd. ex Kunth) Lag. ex Griffiths (navajita azul)

Descripción

Esta especie presenta raíz con ramificaciones profundas y crecimiento fibroso; hojas de 25.16 cm de largo y 0.32 cm de ancho, color verde oscuro, forma acicular; la longevidad de las hojas es de 46 días; hábito de crecimiento erecto; tallos color verde oscuro, forma cilíndrica con grosor de 0.20 cm y longitud de 61.4 cm. La planta alcanza una altura, hasta la base de la inflorescencia, de 50.3 cm; el tamaño de la envoltura de la semilla es de 4.2 mm, de color morado; la semilla es de forma alargada, color pardo oscuro. Pasto perenne, es una

planta con metabolismo fotosintético C4. Sus inflorescencias son racimos compuestos de 1 a 3 (raramente 6) espigas persistentes, en forma de peines, compuestas de 40 a 100 espiguillas, el eje de cada espiga termina en una espiguilla y nunca presenta sobre su superficie pelos de base engrosada (a veces presenta pelillos diminutos); en la madurez las espiguillas se desprenden por arriba de las glumas; las glumas superiores frecuentemente con pelos largos de base engrosada ubicados sobre su vena central; la arista central de las lemas está flanqueada por 2 lóbulos membranosos. Tolerancia bien las plagas, la sequía, la quema y la salinidad, pero resiste poco el frío y las heladas, y no soporta la acidez ni las inundaciones (Beltrán-López *et al.*, 2010).

Área de distribución

Bouteloua gracilis es nativa de México, se ha registrado en Baja California Norte, Chihuahua, Coahuila, Distrito Federal, Durango, Guanajuato, Hidalgo, estado de México, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Sinaloa, Sonora, Tamaulipas, Tlaxcala, Veracruz, Zacatecas; distribuida prácticamente en todo el desierto Chihuahuense, es una especie con un gran potencial forrajero en las zonas áridas y semiáridas de México. Su distribución es común en valles, lomeríos y faldas de sierra, se adapta bien a suelos de arenosos a arcillosos y ligeramente alcalinos (Morales *et al.*, 2009).

Usos

Es una importante especie forrajera, es atractiva como ornamental. Además, es usada ampliamente en la recuperación de sitios degradados y para el control de la erosión. También se reporta su uso como comestible o para cestería (Anderson, 2003).

Cynodon dactylon; (L.) Pers. (zacate bermuda)

Descripción

Se trata de una hierba perenne, cuyo tamaño varía de los 10 a 30 cm de alto, generalmente más cortas que los entrenudos, vilosas en el ápice, las inferiores usualmente quilladas, los bordes membranosos, lígulas membranosas, cilioladas, de 0.2 a 0.3 mm de largo, a veces vilosas en el dorso, láminas de 0.5 a 6.5 cm de largo por 1 a 3.5 mm de ancho, aplanadas, en ocasiones dobladas, escabriúsculas (poco ásperas), generalmente vilosas detrás de la lígula y en los márgenes inferiores, ocasionalmente en ambas superficies. La inflorescencia, presenta espigas (3) 4 a 6, de 1.5 a 6 cm de largo, distribuidas en un verticilo, usualmente radiadas. Las espiguillas son de 2 a 2.8 mm de largo, adpresas en el raquis e imbricadas, verde violáceas, glumas de 1 a 2.3 mm de largo, glabras, la primera falcada (en forma de hoz), la segunda lanceolada; lema de 2 a 2.6 mm de largo, fuertemente doblada y aquillada, sin arista u ocasionalmente con un corto mucrón, pálea glabra tan larga o un poco más corta que la lema; raquilla prolongada, desnuda o llevando una segunda flor masculina o rudimentaria. El fruto es una cariopsis de perfil fusiforme a elíptico, de 0.9 a 1.5 mm de largo y 0.5 a 0.7 mm de ancho, mientras que la semilla es un cuerpo translúcido de color ambarino o cremoso, de textura estriada extremadamente fina. Lo que aparece como plántula es en realidad el primer brote de un estolón. La primera hoja del brote con vaina de 2 a 5 mm de largo, sin pelos;

lígula sin pelos; lámina linear de 3 a 8 mm de largo y 1 a 1.3 mm de ancho, sin pelos; la segunda hoja siempre de ápice agudo, de 14 a 15 mm de largo y 0.7 a 1.2 mm de ancho. La raíz está compuesta por estolones y rizomas (Espinosa y Sarukhán, 1997).

Área de distribución

Se conoce en 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. Crece desde el nivel del mar hasta los 2100 m con temperaturas mayores a 17.5°C y precipitaciones de 600 a 2800 mm/año. Además, se comporta como ruderal y arvense en varios cultivos. Se distribuye ampliamente en áreas con disturbio (Villaseñor y Espinosa, 1998).

Usos

Se cultiva y usa como pasto de césped es adecuada para suelos problemáticos y áreas de tráfico pesado, como forraje tanto para ganado como para la fauna silvestre, como control de erosión 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).

Germinación

Las semillas de *Prosopis laevigata* (colectadas en Santiago de Anaya en el 2012) se extrajeron de las vainas, se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 1% y posteriormente se les realizó una escarificación mecánica con una lima sobre el cotiledón de manera que solo se eliminó una porción de la cubierta seminal de la semilla dejando expuesta un área circular de aproximadamente 2mm de diámetro del cotiledón para facilitar la imbibición. Las semillas de *Agave salmiana* (colectadas en Santiago de Anaya en el 2012) se extrajeron de la capsula, se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 1% y posteriormente estas se escarificaron mecánicamente con bisturí realizándoles un corte de aproximadamente 3 mm en la cubierta seminal sobre el endospermo en el extremo contrario a la radícula y se remojaron durante 24 horas para facilitar la imbibición. Posteriormente las semillas de estas dos especies fueron colocadas en camas de algodón humedecidas dentro de cajas de Petri las cuales se colocaron en un lugar oscuro a temperatura ambiente (figuras 5 y 6).



Figura 5. Semillas de *Prosopis laevigata* en tratamiento para germinación.



Figura 6. Semillas de *Agave salmiana* en tratamiento para germinación.

Por otra parte, las diásporas de *Bouteloua gracilis* (colectadas en Santiago de Anaya en el 2012), y *Cynodon dactylon* (compradas en el semillero en agosto del 2017) se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 1% y posteriormente se colocaron directamente en el sustrato previamente esterilizado, estas fueron cubiertas con una capa de medio centímetro más del sustrato y no se expusieron directamente al sol, se regaron de 2 a 3 veces a la semana (figuras 7 y 8) Esto se realizó de esta manera ya que los lotes de semillas que se colocaron en camas de algodón humedecidas dentro de cajas de Petri no germinaron.



Figura 7. Colocación de las semillas de *Bouteloua gracilis* en el sustrato estéril, para su germinación.



Figura 8. Semillas de *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon* en germinación

Trasplante

Se trasplantaron plántulas de *Prosopis laevigata*, al sexto día después de la germinación, las plántulas que en promedio median 1 cm de altura se colocaron en macetas de plástico sin drenaje de 7cm de largo, 7cm de ancho y 6 cm de largo; 20 plántulas del tratamiento sin inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fueron colocadas individualmente en 100gr de suelo estéril, mientras que otras 20 plántulas del tratamiento con HMA fueron colocadas cada una en 100 gramos de inóculo de HMA, obtenido del suelo recolectado en campo en Santiago de Anaya (el contenido de esporas es de 98 cada 100 gramos de suelo). Esto se realizó con la finalidad de en las raíces de las plántulas de *Prosopis laevigata* del tratamiento con inóculo con HMA llevara a cabo la formación de la micorriza. Todos los organismos fueron colocados en una estructura hecha con plástico autoadherible de 40cm de ancho, 60cm de largo y 30cm de alto (figura 9 y 10), con la finalidad de que estas mantuvieran

la humedad. La estructura fue colocada en uno de los bancales del invernadero y fueron regadas de 2 a 3 veces por semana; esto se mantuvo así durante 46 días.



Figura 9. Estructura de plástico autoadherible.



Figura 10. Trasplante de las plántulas de *Prosopis laevigata* y su colocación en la estructura de plástico autoadherible.

Las plántulas de *Agave salmiana* al sexto día de iniciada su germinación con un tamaño de 0.5cm en promedio, fueron trasplantadas en tubos de plástico de PVC, de 24.5cm de alto y con un diámetro de 7.2cm; cada una de estas “macetas” fueron selladas en la parte inferior con una tapa de acetato y cinta adhesiva, representado de esta manera macetas sin drenaje. A cada maceta se le agrego 500gr de suelo estéril, las plantas fueron regadas de 1 a 2 veces por semana y se mantuvieron así durante 189 días (figura 11). Las plántulas de *Bouteloua gracilis* al onceavo día de iniciada su germinación se trasplantaron con un tamaño de 2cm en promedio y cultivaron bajo estas mismas condiciones durante 179 días (figura 12); por último, las plántulas de *Cynodon dactylon* al octavo día de iniciada su germinación con un tamaño en promedio de 2cm se trasplantaron de igual forma y fueron cultivadas así durante 11 días. Esto con la finalidad de que estas no estuvieran en contacto entre sí, ni con los hongos micorrizógenos arbusculares HMA durante su crecimiento antes de su colocación en los recipientes en los que se realizaría el ensamblaje vegetal.



Figura 11. Planta de *Agave salmiana*.



Figura 12. Planta de *Bouteloua gracilis*.

Extracción y conteo de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)

Con la finalidad de conocer el número de esporas que hay en 100 gramos de suelo usado como inoculo se efectuó la extracción y el conteo de esporas del inoculo de hongos micorrizógenos arbusculares provenientes de una muestra tomada en campo de Santiago de

Anaya, la cual incluye esporas de *Acaulospora sp.*, *Glomus claroideum*, *Glomus sp.* y *Sclerocystis sp.* (Peña-Becerril *et al.*, 2016) La extracción y el conteo se llevaron a cabo mediante el método de Gerdemann y Nicolson (1963); para la extracción de esporas se realizó agitación mecánica, centrifugado y filtrado en un tamiz de 44 μm , el conteo de las esporas (figura 13) se realizó colocando el filtrado en una caja de Petri y se realizó el conteo con un estereoscopio.

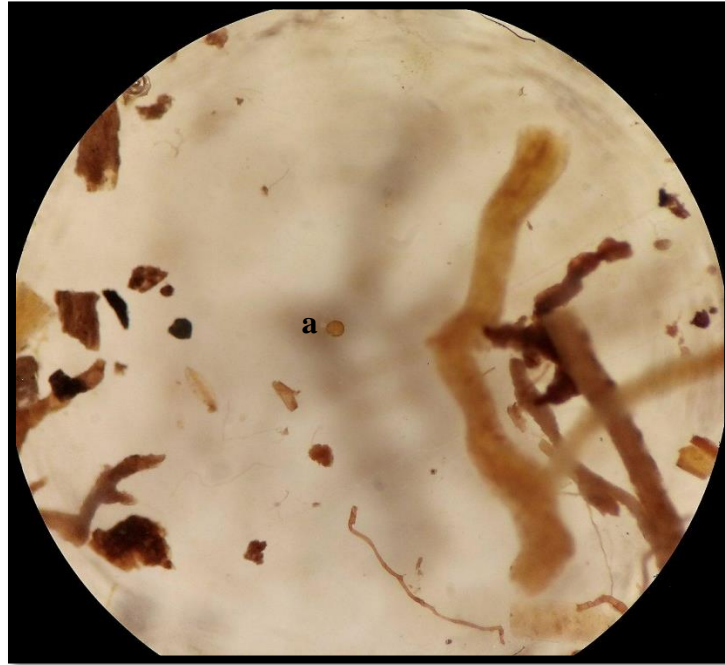


Figura 13. Conteo de esporas; a. espora.

Preparación del ensamblaje vegetal

Para el establecimiento del ensamblaje vegetal se agregaron 5 kilos de sustrato estéril en un recipiente de plástico sin drenaje de 28 cm de largo, 28 cm de ancho y 12 cm de alto. El 18 de noviembre de 2017 se realizó el trasplante de *Prosopis laevigata*, que en promedio tenía una altura de 8cm; para ambos tratamientos se empleó un tubo PVC de 2 pulgadas de diámetro y 5 cm de largo abierto en ambos extremos para contener el cepellón y al mismo tiempo permitir el desarrollo del vástago y la raíz, este fue enterrado 2cm con la finalidad de evitar que las esporas se dispersen con el riego (figura 14) ya que se quiere demostrar que *Prosopis laevigata* puede inducir la colonización micorrízica de las otras especies vegetales mediante la exploración de las hifas en el suelo. Además, se realizó en el mismo día el trasplante de *Cynodon dactylon*, que en promedio tenía una altura de 4cm, el trasplante de *Agave salmiana* que en promedio tenía una altura de 2cm y el trasplante de *Bouteloua gracilis* que en promedio tenía una altura de 6cm (figura 15). La posición de las especies fue la misma en todos los recipientes, *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana* fueron colocados en esquinas contrarias a una distancia de 32.5cm, mientras que *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon* también fueron colocados en esquinas contrarias a una distancia de 34cm, cabe mencionar

que *Cynodon dactylon* siempre se colocó del lado derecho de *Prosopis laevigata* a una distancia de 22cm y a la izquierda de *Agave salmiana* a una distancia de 24cm, mientras que *Bouteloua gracilis* se colocó del lado izquierdo de *Prosopis laevigata* a una distancia de 22cm y a la derecha de *Agave salmiana* a una distancia de 24cm.

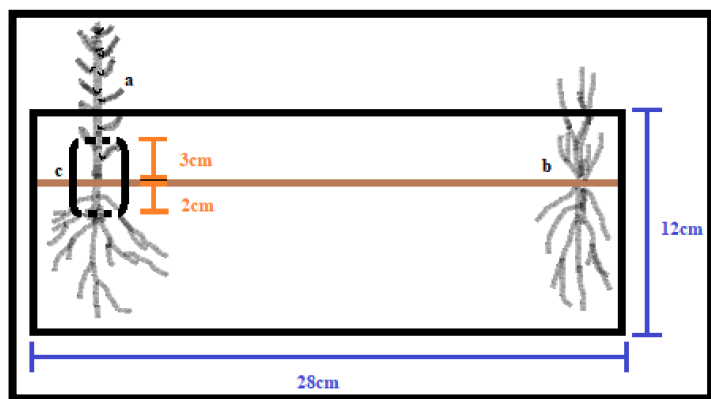


Figura 14. Vista transversal del recipiente del ensamble vegetal, se puede apreciar la colocación del tubo PVC (c) para *Prosopis laevigata* (a), la línea punteada en los extremos del tubo indican que están abiertos para permitir el crecimiento del vástago y la raíz; en el extremo contrario a *Prosopis laevigata* se puede observar a *Cynodon dactylon* (b).



Figura 15. Establecimiento del ensamble vegetal semana 0. a. *Prosopis laevigata*; b. *Agave salmiana*; c. *Bouteloua gracilis*; d. *Cynodon dactylon*.

Diseño experimental

Se trabajó durante un periodo de 13 semanas en condiciones de invernadero con 2 lotes de un solo tipo de ensamble vegetal para formar un diseño de un factor: inoculación con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) (con 2 niveles; con y sin inóculo de HMA) en el cuadro 1 se muestra el diseño experimental de los lotes.

Cuadro 1. Número de unidades experimentales del ensamble vegetal en el que sólo *Prosopis laevigata* se inóculo con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA).

Tratamiento	Ensamblaje vegetal	<i>Prosopis laevigata</i> , <i>Agave salmiana</i> , <i>Bouteloua gracilis</i> , <i>Cynodon dactylon</i> .
Con inóculo de HMA		20
Sin inóculo de HMA		20

Riego

Inmediatamente después del trasplante de las especies, se regaron con agua corriente todos los mosaicos a capacidad de campo, estos se regaron una vez a la semana, sin embargo,

hubo ocasiones en las que se regó más de una vez a la semana. Además, se usaron 4 recipientes con sustrato estéril y sin plantas para funcionar como controles en la obtención de la cantidad de agua evaporada. Se registró la cantidad de agua agregada a cada ensamblaje vegetal en mililitros, además del peso del ensamblaje vegetal antes y después del riego; esto se realizó con una balanza digital de marca computer electronic scale, modelo gl1002R.

Para calcular la cantidad de agua evapotranspirada por semana se empleó la siguiente fórmula:

$$ETR = DR - AR$$

Donde

ETR: evapotranspiración real (mm)

DR: peso del mosaico después del riego (g)

AR: peso del mosaico antes del riego (g)

S: semana de riego

Para pasar a mililitros la cantidad de agua, se empleó la densidad de la misma (0.99681 g/cm^3) a 25°C .

Para calcular el agua transpirada en los tratamientos se empleó el valor ETR y la cantidad de agua evaporada de los controles. Por lo que la fórmula que se empleó es la siguiente:

$$T = ETR - EC$$

Donde

T: transpiración (mm)

ERT = evapotranspiración real (mm)

EC = cantidad de agua evaporada en los controles (mm)

Mediciones semanales

El mismo día (18 de noviembre de 2017) en el que se trasplantaron todas las especies vegetales al recipiente para formar el ensamblaje vegetal se comenzaron a medir todas las variables de respuesta como lo son la altura máxima que se midió con un flexómetro de marca Truper modelo FH-8M; los diámetros mayor y menor para obtener la cobertura, con la ayuda de un vernier y posteriormente con la ayuda del flexómetro; se cuantificaron también el número de pinnas de *Prosopis laevigata*, número de hojas y tallos de *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*, así como el número de pencas de *Agave salmiana*; además en las dos últimas semanas de riego también se midió el nivel de clorofila con la ayuda de un clorofilómetro de la marca Minolta (figura 16); esto se realizó tomando las medidas de clorofila de 5 hojas por planta y sacando promedio del nivel de clorofila para cada una. La última medición se realizó el 17 de febrero de 2018.



Figura 16. Medición del nivel de clorofila en *Prosopis laevigata* mediante un clorofilometro en la semana número 13 del experimento.

Además, a partir de los datos obtenidos de altura máxima se calculó la Tasa Relativa de Crecimiento (TRC) mediante la siguiente fórmula:

$$TRC = \frac{(\ln \text{ altura máxima (cm)} - \ln \text{ altura mínima (cm)})}{\text{Tiempo (días)}}$$

Biomasa húmeda y biomasa seca.

Para determinar la biomasa húmeda y seca de las plantas, al final del experimento se tomaron 6 ensamblajes vegetales de cada tratamiento (con inóculo de HMA y sin inóculo de HMA); se extrajeron las 4 especies de cada uno de los ensamblajes vegetales, cuidadosamente para evitar que la raíz se rompiera. Se enjuagaron las raíces de las plantas para retirar el suelo adherido a ellas. Una vez enjuagadas, se separaron en raíz y vástago, además, se tomó una muestra de raíces finas de aproximadamente 0.01g para realizar el análisis de porcentaje de colonización micorrízica. La raíz, la muestra de la raíz y el vástago se pesaron en una balanza analítica y se registraron los pesos en gramos, esto se realizó con la finalidad de obtener la biomasa húmeda (figuras 17 y 18). Posteriormente la raíz y el vástago se colocaron en bolsas de papel, se etiquetaron y se colocaron en la estufa a 80°C durante 48 horas; finalmente se volvieron a pesar en la misma balanza analítica y de igual manera todos los pesos se registraron en gramos con la finalidad de obtener la biomasa seca.

A partir de los datos de biomasa seca se realizó el cálculo de cociente de raíz/vástago mediante la siguiente fórmula:

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



Figura 17. Separación de vástago y raíz de *Prosopis laevigata*; y raíces finas para el porcentaje de colonización micorrízica.



Figura 18. Separación de vástago y raíz de *Bouteloua gracilis* y raíces finas para el porcentaje de colonización micorrízica.

La eficiencia del uso del agua se calculó a partir de los datos obtenidos del peso seco de vástago y raíz y del agua irrigada mediante la siguiente fórmula:

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

Además, se calculó el porcentaje de humedad en base a los datos de biomasa húmeda y seca mediante la siguiente fórmula:

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

Porcentaje colonización micorrízica

Se extrajeron muestras de raíces finas de ejemplares de las 4 especies y se colocaron en alcohol al 50% en frascos de polietileno, se etiquetaron y fueron colocadas en el refrigerador para teñirlas posteriormente. La tinción se llevó a cabo mediante el método modificado de Phillips y Hayman (1970). Las raíces fueron colocadas en tubos de ensaye y se les agregó KOH al 10%, esto se colocó a baño maría, el tiempo de clareo y los cambios de KOH variaron dependiendo de la pigmentación de las raíces de 5 a 15 minutos y de 3 a 5 cambios de KOH. Las raíces aclaradas se lavaron y se les agregó HCl al 1% durante 5 minutos, después de esto se les retiró el exceso del ácido y sin enjuagarlo se le agregó la solución de azul tripano al 0.05% durante 24 horas (figura 19); después de lo cual se les retiró el exceso y se conservaron en lactoglicerol.



Figura 19. Raíces en azul de tripano al 0.05%

La cuantificación de la colonización se llevó a cabo mediante el método modificado de McGonigle y colaboradores (1990). De cada una de las plantas se realizó un montaje en un portaobjetos en este se colocaron 20 segmentos de raíz, cada uno de 1 centímetro aproximadamente, a estos se les agrego una gota de lactoglicerol y se les colocó un cubreobjetos. Se presionaron uniformemente y con fuerza para aplastar las raíces (figura 20). Posteriormente se observaron a 40x con un microscopio de luz marca Iroscope; se cuantificaron el número de campos en los que se observaron estructuras como hifas, vesículas y arbusculos.



Figura 20. Montaje de raíces para su posterior observación.

Se calculó el porcentaje de colonización micorrízica de acuerdo a la siguiente fórmula:

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

Donde

%C: porcentaje de colonización micorrízica

P: número de campos observados con presencia de hifas, arbusculos y vesículas

T: total de campos observados

Propiedades físicas y químicas del sustrato

Después de las 13 semanas de haber establecido el ensamblaje vegetal, así como de haber tomado las mediciones y cosechado las plantas, se recolectó una muestra compuesta del sustrato con la finalidad de que esta fuera representativa. Se tomaron 6 submuestras (de aproximadamente 333 gramos cada una) por tratamiento, teniendo así 2 muestras del sustrato de aproximadamente 2 kilos cada muestra, una del tratamiento sin inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) y otra del tratamiento con inóculo de HMA. A estas se les realizaron las pruebas que se detallan a continuación.

pH, por el método electrométrico en agua relación 1:2 (Jackson, 1970); que consiste en reposar 10g de suelo en 20 mL de agua, agitando cada 5 minutos, con lo cual los iones H^+ que están fácilmente disponibles pasan a la solución al lavar el suelo. Posteriormente se medirá el pH con un potenciómetro calibrado con dos soluciones amortiguadoras (pH 4 y pH 7).

La textura se evaluó por el método del hidrómetro de Bouyoucos (Bouyoucos, 1962) para esta determinación se emplearon 60 gramos de suelo. Este método consiste en dos fases, la primera es la destrucción de la estructura del suelo mediante la oxidación de la materia orgánica con H_2O_2 y eliminación de los cationes floculantes a través de la adición de los agentes dispersantes oxalato de sodio y metafosfato de sodio; la segunda consiste en la separación de las partículas por agitación mecánica.

Con base en los datos obtenidos de las 2 mediciones de densidad y temperatura se calcularon las fracciones minerales a partir de las siguientes formulas:

$$\% \text{ limo} + \% \text{ Arcilla} = (P_1 + (T_1 - T_0) * 0.36 * 100) / \text{gramos de muestra} = x$$

$$\% \text{ Arcilla} = (P_2 + (T_2 - T_0) * 0.36 * 100) / \text{gramos de muestra} = a$$

$$\% \text{ Limo} = x - a = b$$

$$\% \text{ Arena} = 100\% - x = c$$

Donde

T_0 : Temperatura que tiene registrada el boyoucos

T_1 : Medición de la temperatura de la muestra a los 40 segundos

T_2 : Medición de la temperatura de la muestra a las 2 horas

P_1 : Medición de la densidad de la muestra a los 40 segundos

P_2 : Medición de la densidad de la muestra a las 2 horas

En base a los porcentajes obtenidos de las fracciones minerales se localizó su clase textural en el triángulo de clases texturales.

La densidad aparente (DA) se evaluó por el método de la probeta (Jhonson, 1979), que se fundamenta en el conocimiento de la masa exacta de suelo que está contenida en un volumen conocido. En base a los pesos registrados se calculó la Densidad Aparente de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$DA = \frac{\text{Peso de la probeta con suelo (g)} - \text{Peso de la probeta (g)}}{\text{Volumen (mL)}}$$

Volumen total (cc)

La densidad real (DR) se evaluó por el método del picnómetro (Jhonson, 1979), por el método del picnómetro; se basa en el conocimiento del volumen de una masa conocida de sólidos por desplazamiento de un líquido. En base a los datos registrados se calculó la densidad real de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$DR = (C - A) / ((C - A) + (B - A) - (D - A))$$

Donde:

A: Peso del picnómetro

B: Peso del picnómetro más agua

C: Peso del picnómetro más suelo

D: Peso del picnómetro más suelo más agua

El porcentaje de espacio poroso (% EP) se calculó a partir de los datos de densidad aparente y densidad real mediante la siguiente fórmula.

$$\% EP = 100 * (1 - (DA/DR))$$

Donde:

DA: Densidad aparente

DR: Densidad real

La retención de humedad en el suelo (Lafi *et al.*, 2011), es la cantidad de agua en el suelo en determinado tiempo que es comúnmente expresada como un porcentaje del peso del suelo seco al horno que usualmente es determinado para la capacidad de campo del suelo. Para esta determinación se emplearon 50 gramos de suelo seco al horno. Con los datos obtenidos se realizó el cálculo del porcentaje de retención de humedad en el suelo de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de H}_2\text{O a capacidad de campo} = \frac{(B - A) - (C - A)}{(C - A)} * 100$$

Donde:

A: Peso de la cápsula

B: Peso de la cápsula más el suelo húmedo

C: Peso de la cápsula más el suelo seco al horno

El contenido de humedad del suelo, se evaluó por gravimetría (AS-05 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000), se emplearon 50 gramos de suelo. El método se basa en la medición o determinación de la cantidad de agua expresada en gramos que contiene una muestra de suelo. Esta masa de agua se referencia de la masa de suelo seco de la muestra. La determinación de la masa de agua se realiza por la diferencia en peso entre la masa de suelo húmedo y la masa de suelo seco. Se considera como suelo seco aquél secado a la estufa a 105°C hasta obtener un peso constante. En base a los datos obtenidos se calculó el porcentaje de contenido de humedad del suelo de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de humedad} = \frac{(B - A) - (C - A)}{(C - A)}$$

Donde:

A: Peso de la cápsula

B: Peso de la cápsula más el suelo seco al aire

C: Peso de la cápsula más el suelo seco al horno

La materia orgánica (M. O.) se evaluó por el método de Walckley-Black (1934) vía húmeda (AS-07 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000), se emplearon 0.5gramos de suelo. El método se basa en la reducción del Cr: $K_2Cr_2O_7 + H_2SO_4 \rightarrow K_2SO_4 + Cr_2(SO_4)_3 + 4H_2O + 3/2O_2$; una reacción parcial con un agente oxidante, considerando que la M. O. se comporta como un hidrato de carbono se tiene: $C_6H_{12}O_6 + 6O_2 \rightarrow 6CO_2 + 6H_2O$ y por último la valoración del exceso de oxidante con una sal ferrosa. En base a esto se calculó el porcentaje de materia orgánica de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de MO} = \frac{5\text{mL} - (\text{FeSO}_4 * N * F. C.) * 0.69}{\text{gramos de muestra}}$$

Donde:

N: Normalidad del sulfato ferroso

F. C.: Factor de corrección a la normalidad del sulfato ferroso

Se puede conocer el factor de corrección de la normalidad del sulfato ferroso con la determinación del blanco por la siguiente relación:

$$N \text{ del } FeSO_4 * 7H_2O = \frac{\text{meq. } K_2Cr_2O_7}{\text{mL de } FeSO_4 * 7H_2O}$$

La conductividad eléctrica del suelo (Jackson, 1970), se evaluó por medio de la conductividad de su extracto de saturación para el que se emplearon 10 gramos de suelo. Los electrolitos en solución obedecen la Ley de Ohm “la intensidad de la corriente eléctrica que circula por un conductor eléctrico es directamente proporcional a la diferencia de potencial aplicada e inversamente proporcional a la resistencia del mismo”. Por lo tanto, la resistencia eléctrica de una solución, es inversamente proporcional a su concentración de sales y la conductancia, así como la conductancia específica varían en relación directa a la concentración de electrolitos. En base con los datos registrados se calculó la conductividad eléctrica de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$CE = \frac{(C_{\text{prob}}) (K) (Ft)}{1000}$$

Donde:

CE: Conductividad eléctrica, $dS \text{ m}^{-1}$ a temperatura ambiente

Si $mmho \text{ cm}^{-1} = dS \text{ m}^{-1}$

C_{prob} : conductividad de la muestra problema en μmhos

Ft: factor de corrección de temperatura tabulada

1000: factor de corrección para convertir de μmho a mmho y por tanto a dS m^{-1}

Determinación de nitrógeno inorgánico extraíble (AS-08 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000), el método se basa en la extracción del amonio intercambiable por equilibrio de la muestra de suelo con KCl 2N y su determinación por destilación mediante arrastre de vapor en presencia de MgO . Se empleó 1 gramo de muestra de suelo y a partir de los datos obtenidos se realizó el cálculo de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$\%N = (V_m - V_b) * N * 14 * (1/\text{peso de la muestra}) * 1/1000 * 100$$

Donde:

V_m : mililitros gastados en titular la muestra

V_b : mililitros gastados en titular el blanco

N: Normalidad corregida del ácido sulfúrico

14: Peso equivalente del Nitrógeno

(Volumen mL * Normalidad) = miliequivalentes

Miliequivalentes * 14 = miliequivalentes de N

meq de N * (1/peso de la muestra) = mg de N/g de muestra

mg de N/g de muestra * (1/1000) = g de N/g de muestra

g de N/g de muestra * 100 = % de N

Determinación de fósforo extraíble por el procedimiento de Olsen y colaboradores (AS-10 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000), este se extrajo del suelo con una solución de NaHCO_3 0.5 M ajustada a un pH de 8.5. En suelos neutros, calcáreos o alcalinos, conteniendo fosfatos de calcio, este extractante disminuye la concentración de Ca en solución a través de una precipitación del CaCO_3 , por tanto, la concentración de P en solución se incrementa. Para esta determinación se emplearon 2.5g de suelo, y de acuerdo con los datos obtenidos se calculó la cantidad de fósforo extraíble de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$P \text{ (mg Kg}^{-1} \text{ de suelo)} = CC \times V_i/p \times V_f/a$$

Donde:

CC: mg L^{-1} de P en la solución. Se obtiene graficando la curva de calibración (absorbancia contra mg L^{-1}) e interpolando en la misma los valores de absorbancia de las muestras analizadas a las cuales previamente se les ha dado el valor promedio de los blancos o por medio de una regresión simple.

V_i : volumen de la solución extractora adicionada.

P: peso de la muestra de suelo seca al aire.

V_f : volumen final de la solución colorimétrica a leer.

A: alícuota de la muestra empleada para la cuantificación.

Determinación de potasio intercambiable a través del método con acetato de amonio. (AS-12 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000) El procedimiento consiste en equilibrar una muestra de suelos con una solución de tiourea de plata 0.01M. La afinidad de este reactivo por las cargas negativas de las partículas del suelo permite una

completa saturación, aun cuando el suelo contenga relativamente altas concentraciones de otras sales. Esto requiere de una sola etapa, o sea, la extracción y centrifugación para que el intercambio sea completo. Por lo tanto, el sobrenadante contendrá todos los cationes intercambiables. En este procedimiento se emplearon 5 gramos de suelo, en base a los datos obtenidos se realizaron los siguientes cálculos de acuerdo con la fórmula:

$$K \text{ (C mol (+) Kg)} = (a - b) \times \frac{100}{1000} \times 10 \times \frac{1000}{10w} \times \frac{1}{39.1} = 2.557 \times \frac{a-b}{w}$$

Donde:

a= Concentración de Na o K medido en la muestra (mg L⁻¹)

b= Concentración de Na o K medido en el blanco (mg L⁻¹)

w= Peso del suelo seco (g)

Análisis estadístico

Se realizó el análisis estadístico empleando los datos semanales finales de los ensamblajes vegetales, así como los datos obtenidos al final del tiempo de experimentación en invernadero de la cosecha de las cuatro especies de 12 ensamblajes vegetales (6 ensamblajes por tratamiento) a los cuales se les aplicó una prueba de normalidad de Shapiro-Wilks modificado.

Se encontró que los siguientes datos son normales: altura máxima de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*, cobertura de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*, número de tallos de *Cynodon dactylon*, tasa relativa de crecimiento de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Bouteloua gracilis*, nivel de clorofila de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*, biomasa húmeda de vástago de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, y *Cynodon dactylon*, biomasa húmeda de raíz de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*, biomasa seca de vástago de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, biomasa seca de raíz de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon*, porcentaje de humedad de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Cynodon dactylon*, eficiencia del uso del agua de *Cynodon dactylon*, cociente raíz/vástago de *Prosopis laevigata*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*, porcentaje de colonización micorrízica de *Prosopis laevigata* y transpiración de los ensamblajes por tratamiento. A su vez a estos datos se les aplicó la prueba de t de student para muestras independientes con el programa de Infostat en el que se usó la corrección de Satterwaite si las varianzas no son homogéneas para un nivel de significación del 5%.

Mientras que a los datos no normales de altura máxima de *Bouteloua gracilis*, cobertura de *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*, número de pinnas de *Prosopis laevigata*, número de pencas de *Agave salmiana* y número de hojas de *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*, número de tallos de *Bouteloua gracilis*, tasa relativa de crecimiento de *Cynodon dactylon*, nivel de clorofila de *Bouteloua gracilis*, biomasa húmeda del vástago de *Bouteloua gracilis*, biomasa húmeda de la raíz de *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*, biomasa seca del vástago de *Agave salmiana* y *Bouteloua gracilis*, biomasa seca de la raíz de *Agave salmiana*

y *Bouteloua gracilis*, porcentaje de humedad de *Bouteloua gracilis*, eficiencia del uso del agua de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana* y *Bouteloua gracilis*, cociente raíz/vástago de *Agave salmiana*, porcentaje de colonización micorrízica de *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*, así como evapotranspiración de los ensamblajes por tratamiento se les aplicó la prueba de Kruskal Wallis para un nivel de significación del 5% con el programa de InfoStat.

También, se realizó una prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares entre las medias de los rangos para un nivel de significación del 5% de los siguientes datos entre las 4 especies (ya que no todos los datos cumplían con el supuesto de normalidad): tasa relativa de crecimiento, nivel de clorofila, eficiencia del uso del agua, porcentaje de humedad, cociente raíz/vástago y porcentaje de colonización micorrízica, para comprobar si hay diferencias entre las especies del ensamblaje vegetal y el tratamiento. Esto se realizó con el programa de InfoStat, además se trabajó con Excel 2016.

RESULTADOS

Altura máxima

El promedio de altura máxima alcanzada por *Prosopis laevigata* al final del experimento para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 14.57cm, mientras que la del tratamiento sin HMA fue de 8.41cm (cuadro 2), de acuerdo con los resultados del análisis estadístico (anexo 1) se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0001$).

El promedio de altura máxima alcanzada por *Agave salmiana* al final del experimento para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 3.21cm, mientras que la del tratamiento sin HMA fue de 3.37cm (cuadro 2), de acuerdo con los resultados del análisis estadístico (anexo 2) no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.37$).

Para *Bouteloua gracilis* el promedio de la altura máxima alcanzada al final del experimento para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 15.76cm, mientras que la del tratamiento sin HMA fue de 14.72cm (cuadro 2), de acuerdo con los resultados del análisis estadístico (anexo 3) no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.90$).

Cynodon dactylon obtuvo un promedio de altura máxima alcanzada al final del experimento para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) de 17.22cm, mientras que la del tratamiento sin HMA fue de 16.16cm (cuadro 2), de acuerdo

con los resultados del análisis estadístico (anexo 4) no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.42$).

Cobertura

El promedio de la cobertura alcanzada por *Prosopis laevigata* al final del experimento para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 23.26cm^2 , mientras que la del tratamiento sin HMA fue de 9.75cm^2 (cuadro 2), siendo estos estadísticamente diferentes (anexo 5) ($p < 0.0001$).

El promedio de la cobertura alcanzada por *Agave salmiana* en el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 8.41cm^2 , mientras que la del tratamiento sin HMA fue de 10.31cm^2 (cuadro 2), sin embargo (anexo 6) no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.13$).

Para *Bouteloua gracilis* el promedio de cobertura para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 115.05cm^2 , mientras que la del tratamiento sin HMA fue de 70.42cm^2 (cuadro 2), de acuerdo con el anexo 7 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.16$).

Cynodon dactylon obtuvo un promedio de cobertura para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) de 2184.78cm^2 , mientras que la del tratamiento sin HMA fue de 872.10cm^2 (cuadro 2), de acuerdo con el anexo 8 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.0049$).

Número de pinnas de *Prosopis laevigata*.

El número promedio de pinnas de *Prosopis laevigata* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fueron de 26.9, mientras que para el tratamiento sin HMA fueron de 7.45 (cuadro 2), de acuerdo con el anexo 9 hay diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0001$).

Número de pencas de *Agave salmiana*.

El número promedio de pencas de *Agave salmiana* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fueron de 3.30, mientras que para el tratamiento sin HMA fueron de 3.30 (cuadro 2), de acuerdo con el anexo 10 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.99$).

Número de hojas de *Bouteloua gracilis*.

El número promedio de hojas de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fueron de 21.15, mientras que para el

tratamiento sin HMA fueron de 11.25 (cuadro 2), de acuerdo con el anexo 11 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.08$).

Número de hojas de *Cynodon dactylon*.

El número promedio de hojas de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fueron de 188.85, mientras que para el tratamiento sin HMA fueron de 46.70 (cuadro 2), de acuerdo con el anexo 12 hay diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0001$).

Número de tallos de *Bouteloua gracilis*.

El número promedio de tallos de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fueron de 6.50, mientras que para el tratamiento sin HMA fueron de 3.40 (cuadro 2), de acuerdo con el anexo 13 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.35$).

Número de tallos de *Cynodon dactylon*.

El número promedio de tallos de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fueron de 13, mientras que para el tratamiento sin HMA fueron de 5.75 (cuadro 2), de acuerdo con el anexo 14 hay diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0001$).

Cuadro 2. Variables de crecimiento de las cuatro especies del ensamblaje vegetal del tratamiento con HMA y del tratamiento sin HMA. Las letras minúsculas muestran diferencias significativas ($p < 0.05$).

Especie	Tratamiento	Altura (cm)	Cobertura (cm ²)	Pinnas	Pencas	Hojas	Tallos
<i>Prosopis laevigata</i>	M+	14.57 ^a	23.26 ^a	26.9 ^a	-	-	-
	M-	8.41 ^b	9.75 ^b	7.45 ^b	-	-	-
<i>Agave salmiana</i>	M+	3.21	8.41	-	3.3	-	-
	M-	3.37	10.31	-	3.3	-	-
<i>Bouteloua gracilis</i>	M+	15.76	115.05	-	-	21.15	6.5
	M-	14.72	70.42	-	-	11.25	3.4
<i>Cynodon dactylon</i>	M+	17.22	2184.78 ^a	-	-	188.85 ^a	13 ^a
	M-	16.16	872.1 ^b	-	-	46.7 ^b	5.75 ^b

Tasa Relativa de Crecimiento (TRC)

El promedio de la TRC de *Prosopis laevigata* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de $0.0060 \text{ g} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{día}^{-1}$, mientras que para el tratamiento sin HMA fue de $0.0020 \text{ g} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{día}^{-1}$ (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 15 hay diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0001$).

El promedio de la TRC de *Agave salmiana* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de $0.0039 \text{ g} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{día}^{-1}$, mientras que para el tratamiento sin HMA fue de $0.0031 \text{ g} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{día}^{-1}$ (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 16 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.20$).

El promedio de la TRC de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de $0.0082 \text{ g} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{día}^{-1}$, mientras que para el tratamiento sin HMA fue de $0.0068 \text{ g} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{día}^{-1}$ (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 17 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.30$).

El promedio de la TRC de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de $0.0240 \text{ g} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{día}^{-1}$, mientras que para el tratamiento sin HMA fue de $0.0224 \text{ g} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{día}^{-1}$ (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 18 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.24$).

Los datos de la TRC de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon* en el análisis de Kruskal Wallis de pares entre las medias de los rangos entre especies y entre tratamientos (anexo 19) muestran diferencias estadísticas ($p < 0.0001$). En la figura 21 se puede observar que la especie con los valores más altos es *Cynodon dactylon* de ambos tratamientos, después les siguen, *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA, *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA y *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA, posteriormente las especies que les siguen son, *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA y *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA, por último las especies con los valores más bajos son, *Prosopis laevigata* del tratamiento sin HMA, *Agave salmiana* del tratamiento sin HMA y *Agave salmiana* del tratamiento con HMA.

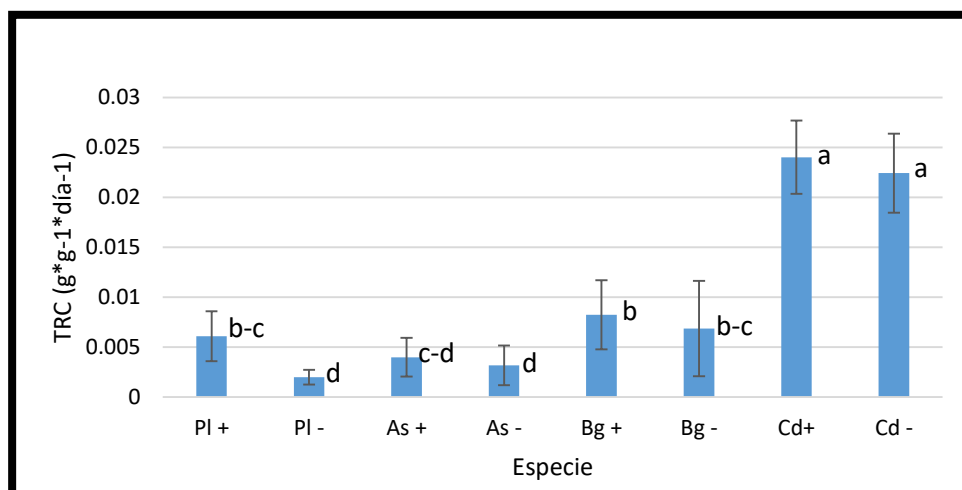


Figura 21. Tasa Relativa de Crecimiento de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Se muestra la relación de las medias de los rangos estas especies del tratamiento con inóculo de HMA (PI+, As+, Bg+ y Cd+) así como del tratamiento sin inóculo de HMA (PI-, As, Bg- y Cd-). Las medias con una letra minúscula en común no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

Nivel de Clorofila

El promedio del nivel de clorofila de *Prosopis laevigata* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 17.80 unidades SPAD, mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 9.43 unidades SPAD (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 20 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0001$).

El promedio del nivel de clorofila de *Agave salmiana* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 40.27 unidades SPAD, mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 26.57 unidades SPAD (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 21 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0001$).

El promedio del nivel de clorofila de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 22.19 unidades SPAD, mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 7.85 unidades SPAD (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 22 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0001$).

El promedio del nivel de clorofila de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 33.76 unidades SPAD, mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 22.49 unidades SPAD (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 23 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0001$).

Los datos del nivel de clorofila de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon* en el análisis de Kruskal Wallis de pares entre las medias de los rangos entre especies y entre tratamientos (anexo 24) muestran diferencias estadísticas ($p < 0.0001$). En la figura 22 se puede observar que las especies que poseen los valores más altos para esta variable son *Cynodon dactylon* del tratamiento con HMA y *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, seguidas por *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA, *Cynodon dactylon* del tratamiento sin HMA y *Agave salmiana* del tratamiento sin HMA, las especies que les siguen son *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA, *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA y *Cynodon dactylon* del tratamiento sin HMA, por ultimo las especies que poseen el menor nivel de clorofila son *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA y *Prosopis laevigata* del tratamiento sin HMA.

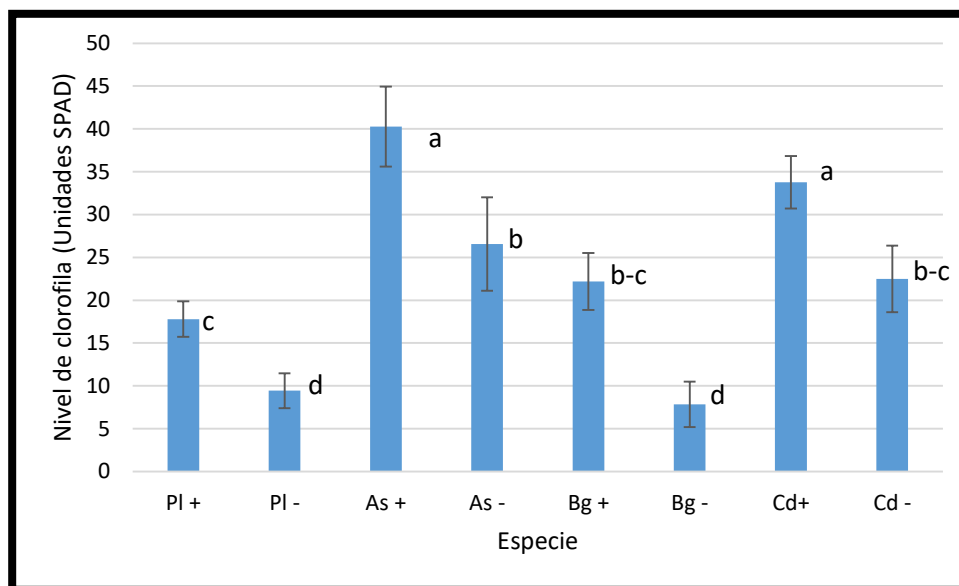


Figura 22. Nivel de clorofila (Unidades SPAD) de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Se muestra la relación de las medias de estas especies y el tratamiento con inóculo de HMA (Pl+, As+, Bg+ y Cd+) así como del tratamiento sin inóculo de HMA (Pl-, As-, Bg- y Cd-). Las medias con una letra minúscula en común no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

Biomasa húmeda del vástago

El promedio del peso del vástago húmedo de *Prosopis laevigata* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.74g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.15g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 25 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.0015$).

El promedio del peso del vástago húmedo de *Agave salmiana* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 1.12g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 1.18g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 26 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.67$).

El promedio del peso del vástago húmedo de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.83g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.37g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 27 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.94$).

El promedio del peso del vástago húmedo de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 5.13g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 3.42g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 28 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.45$).

Biomasa húmeda de la raíz

El promedio del peso de la raíz húmeda de *Prosopis laevigata* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.90g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.34g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 29 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.0087$).

El promedio del peso de la raíz húmeda de *Agave salmiana* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.08g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.09g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 30 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.48$).

El promedio del peso de la raíz húmeda de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.75g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.52g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 31 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.61$).

El promedio del peso de la raíz húmeda de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 5.60g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 3.02g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 32 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.93$).

Biomasa seca del vástago

El promedio del peso del vástago seco de *Prosopis laevigata* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.31g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.08g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 33 hay diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.0006$).

El promedio del peso del vástago seco de *Agave salmiana* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.13g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.12g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 34 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.99$).

El promedio del peso del vástago seco de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.28g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.11g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 35 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.55$).

El promedio del peso del vástago seco de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 1.38g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.86g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 36 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.39$).

Biomasa seca de la raíz

El promedio del peso de la raíz seca de *Prosopis laevigata* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.26g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.09g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 37 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.0009$).

El promedio del peso de la raíz seca de *Agave salmiana* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.01g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.01g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 38 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.56$).

El promedio del peso de la raíz seca de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.11g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.04g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 39 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.73$).

El promedio del peso de la raíz seca de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.54g mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.27g (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 40 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.37$).

Porcentaje de humedad

El promedio del porcentaje de humedad de *Prosopis laevigata* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 34.92% mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 35.59% (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 41 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.88$).

El promedio del porcentaje de humedad de *Agave salmiana* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 12.38% mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 10.86% (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 42 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.27$).

El promedio del porcentaje de humedad de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 24.24% mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 21.20% (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 43 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.24$).

El promedio del porcentaje de humedad de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 19.32% mientras que para el

tratamiento sin HMA fue de 18.06% (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 44 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.61$).

Los datos del porcentaje de humedad de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon* en el análisis de Kruskal Wallis de pares entre las medias de los rangos entre especies y entre tratamientos (anexo 45) muestran que hay diferencias estadísticas ($p < 0.0001$). En la figura 23 se puede observar que las especies que poseen los valores más altos son *Bouteloua gracilis* de ambos tratamientos y *Prosopis laevigata* de ambos tratamientos, después le siguen las especies de *Cynodon dactylon* de ambos tratamientos y *Bouteloua gracilis* de ambos tratamientos, posteriormente están las especies de *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, y *Cynodon dactylon* de ambos tratamientos, por último, la especie con los valores más bajos es *Agave salmiana* de ambos tratamientos.

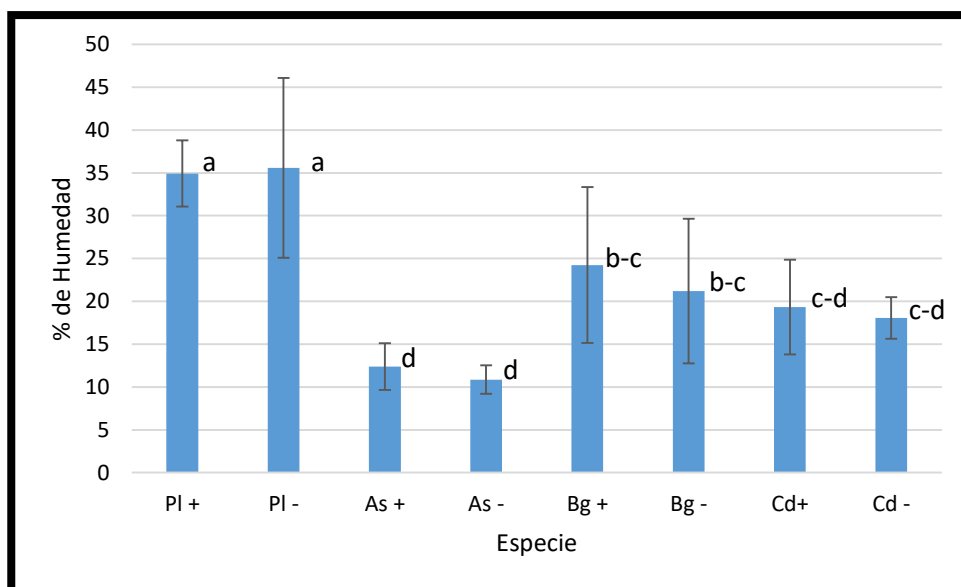


Figura 23. Porcentaje de humedad del tejido vegetal en *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Se muestra la relación de las medias de estas especies y el tratamiento con inóculo de HMA (PI+, As+, Bg+ y Cd+) así como del tratamiento sin inóculo de HMA (PI-, As, Bg- y Cd-). Las medias con una letra minúscula en común no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

Eficiencia del uso del agua

El promedio de la eficiencia del uso del agua de *Prosopis laevigata* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.06 g/Kg mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.02 g/Kg (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 46 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.0022$).

El promedio de la eficiencia del uso del agua de *Agave salmiana* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.02 g/kg mientras que

para el tratamiento sin HMA fue de 0.02 g/kg (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 47 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.75$).

El promedio de la eficiencia del uso del agua de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.04 g/kg mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.02 g/kg (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 48 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.69$).

El promedio de la eficiencia del uso del agua de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.21 g/Kg mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.13 g/kg (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 49 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.41$).

Los datos de la eficiencia del uso del agua de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon* en el análisis de Kruskal Wallis de pares entre las medias de los rangos entre especies y entre tratamientos (anexo 50) muestran que hay diferencias estadísticas ($p < 0.0001$). En la figura 24 se puede observar que las especies que poseen los valores más altos son *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA y *Cynodon dactylon* de ambos tratamientos, seguidas por *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA y *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA, por ultimo las especies con los valores más bajos son *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA, *Agave salmiana* del tratamiento sin HMA, *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, *Prosopis laevigata* del tratamiento sin HMA y *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA.

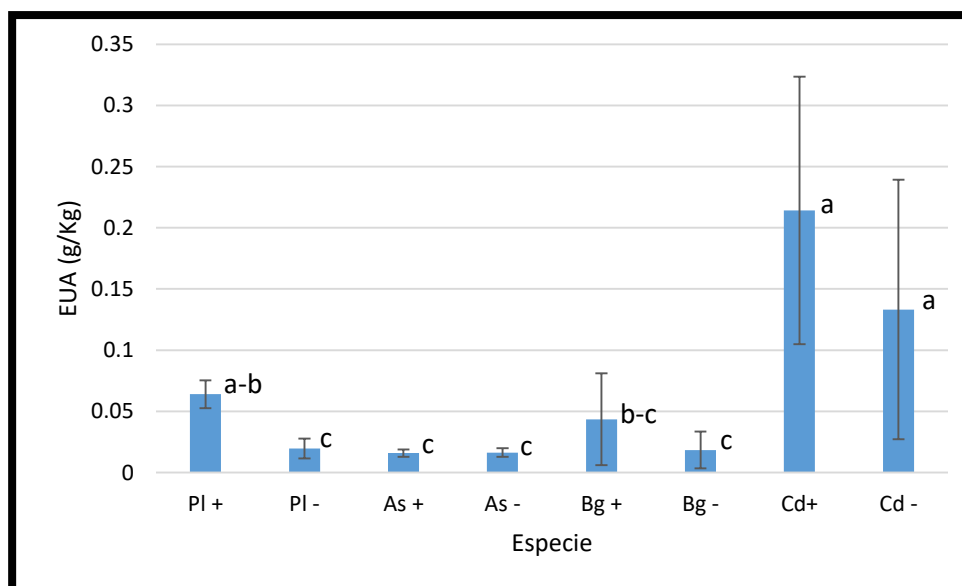


Figura 24. Eficiencia del uso del agua de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Se muestra la relación de las medias de estas especies y el tratamiento con inóculo de HMA (PI+, As+, Bg+ y Cd+) así como del tratamiento sin inóculo de HMA (PI-, As, Bg- y Cd-). Las medias con una letra minúscula en común no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

Cociente Raíz/Vástago

El promedio del cociente raíz/vástago de *Prosopis laevigata* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.89 mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 1.16 (cuadro 3), de acuerdo el anexo 51 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.26$).

El promedio del cociente raíz/vástago de *Agave salmiana* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.11 mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.12 (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 52 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.90$).

El promedio del cociente raíz/vástago de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.39 mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.34 (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 53 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.60$).

El promedio del cociente raíz/vástago de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 0.34 mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 0.34 (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 54 no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.96$).

Los datos del cociente raíz/vástago de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon* en el análisis de Kruskal Wallis de pares entre las medias de los rangos de los tratamientos (anexo 55) muestran que hay diferencias significativas entre las especies ($p = 0.0001$). En la figura 25 se puede observar que la especie que posee los valores más altos es *Prosopis laevigata* de ambos tratamientos, seguida por las especies de *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA y *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA, les siguen las especies de *Cynodon dactylon* de ambos tratamientos y *Bouteloua gracilis* de ambos tratamientos, por último, la especie que posee los valores más bajos es *Agave salmiana* de ambos tratamientos.

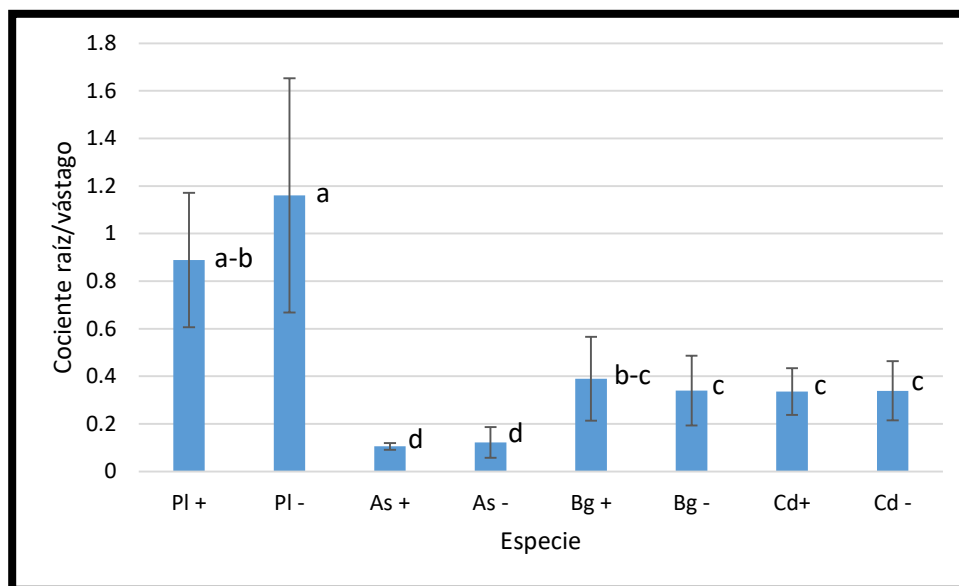


Figura 25. Cociente Raíz/Vástago de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Se muestra la relación de las medias de estas especies y el tratamiento con inóculo de HMA (PI+, As+, Bg+ y Cd+) así como del tratamiento sin inóculo de HMA (PI-, As-, Bg- y Cd-). Las medias con una letra minúscula en común no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

Porcentaje de colonización micorrízica

Para esta determinación se observaron las raíces teñidas de las 4 especies del ensamblaje vegetal al microscopio (figura 27 y 28).

El promedio del porcentaje de colonización micorrízica de *Prosopis laevigata* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 62.75% mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 8.89% (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 56 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0001$).

El promedio del porcentaje de colonización micorrízica de *Agave salmiana* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 35% mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 11.33% (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 57 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.0022$).

El promedio del porcentaje de colonización micorrízica de *Bouteloua gracilis* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 45.28% mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 11.67% (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 58 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.0022$).

El promedio del porcentaje de colonización micorrízica de *Cynodon dactylon* para el tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 44.72%

mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 10.33% (cuadro 3), de acuerdo con el anexo 59 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.0022$).

Cuadro 3. Variables respuesta de las cuatro especies del ensamblaje vegetal del tratamiento con HMA y del tratamiento sin HMA. Las letras minúsculas muestran diferencias significativas ($p < 0.05$).

Especie	Tratamiento	TCR	Clorofila (SPAD)	BHV (g)	BHR (g)	BSV (g)	BSR (g)	% de humedad	EUA (g/Kg)	R/V (g)	% CM
<i>Prosopis laevigata</i>	M+	0.006 ^a	17.8 ^a	0.74	0.9 ^a	0.31 ^a	0.26 ^a	34.92	0.06 ^a	0.89	62.75 ^a
	M-	0.002 ^b	9.43 ^b	0.15	0.34 ^b	0.08 ^b	0.09 ^b	35.59	0.02 ^b	1.16	8.89 ^b
<i>Agave salmiana</i>	M+	0.0039	40.27 ^a	1.12	0.08	0.13	0.01	12.38	0.02	0.11	35 ^a
	M-	0.0031	26.57 ^b	1.18	0.09	0.12	0.01	10.86	0.02	0.12	11.33 ^b
<i>Bouteloua gracilis</i>	M+	0.0082	22.19 ^a	0.83	0.75	0.28	0.11	24.24	0.04	0.39	45.28 ^a
	M-	0.0068	7.85 ^b	0.37	0.25	0.11	0.04	21.2	0.02	0.34	11.67 ^b
<i>Cynodon dactylon</i>	M+	0.024	33.76 ^a	5.13	5.6	1.38	0.54	19.32	0.21	0.34	44.72 ^a
	M-	0.0224	22.49 ^b	3.42	3.02	0.86	0.27	18.06	0.13	0.34	10.33 ^b

M+, Tratamiento con micorrizas; M-, Tratamiento sin micorrizas; TCR, Tasa relativa de crecimiento ($g \cdot g^{-1} \cdot día^{-1}$); Clorofila (Unidades SPAD); BHV, Biomasa húmeda del vástago (g); BHR, Biomasa húmeda de la raíz (g); BSV, Biomasa seca del vástago (g); BSR, Biomasa seca de la raíz (g); % de humedad; EUA, Eficiencia del uso del agua (g/Kg); R/V, Cociente Raíz/Vástago (g); % CM, porcentaje de colonización micorrízica.

Los datos del porcentaje de colonización micorrízica de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon* en el análisis de Kruskal Wallis de pares entre las medias de los rangos de los tratamientos (anexo 60) muestran que hay diferencias significativas entre las especies ($p = 0.0001$). En la figura 26 se puede observar que las especies que poseen los valores más altos son *Cynodon dactylon* del tratamiento con HMA, *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA y *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA, seguidas por *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, *Cynodon dactylon* del tratamiento con HMA y *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA, después seguidas por *Cynodon dactylon* del tratamiento sin HMA, *Agave salmiana* del tratamiento sin HMA, *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA y *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, por último las especies con los valores más bajos son *Prosopis laevigata* del tratamiento sin HMA, *Agave salmiana* del tratamiento sin HMA, *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA y *Cynodon dactylon* del tratamiento sin HMA.

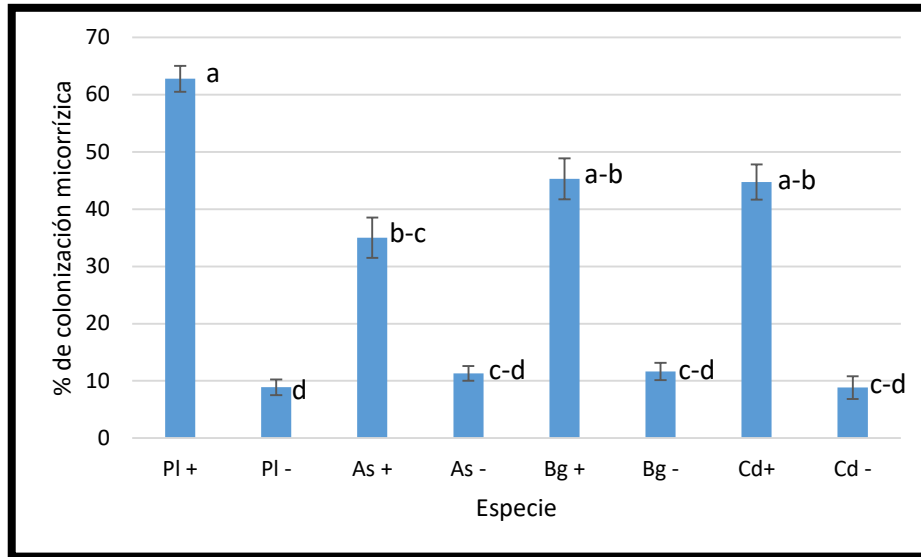


Figura 26. Porcentaje de colonización micorrízica de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Se muestra la relación de las medias de estas especies y el tratamiento con inóculo de HMA (PI+, As+, Bg+ y Cd+) así como del tratamiento sin inóculo de HMA (PI-, As, Bg- y Cd-). Las medias con una letra minúscula en común no son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

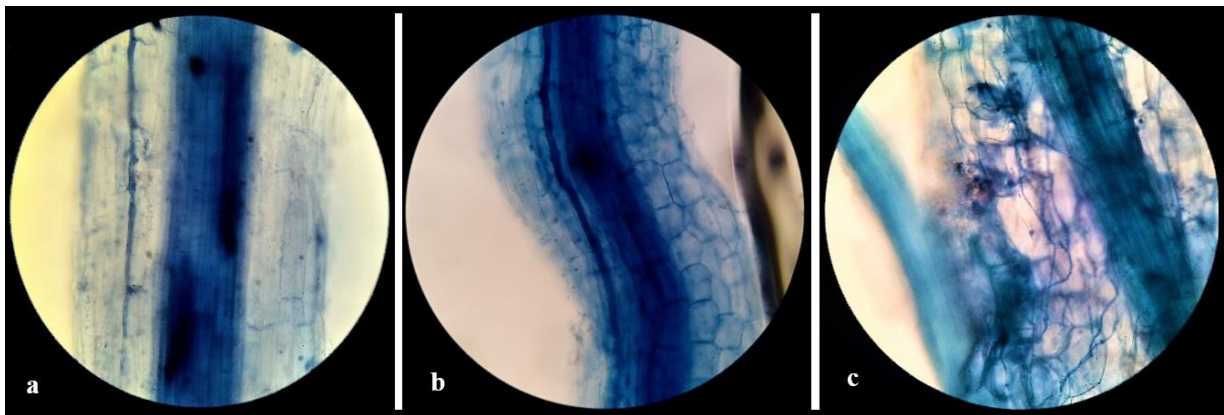


Figura 27. Hifas de hongo micorrízico encontradas en raíces de a. *Bouteloua gracilis*; b. *Cynodon dactylon*; c. *Agave salmiana*.

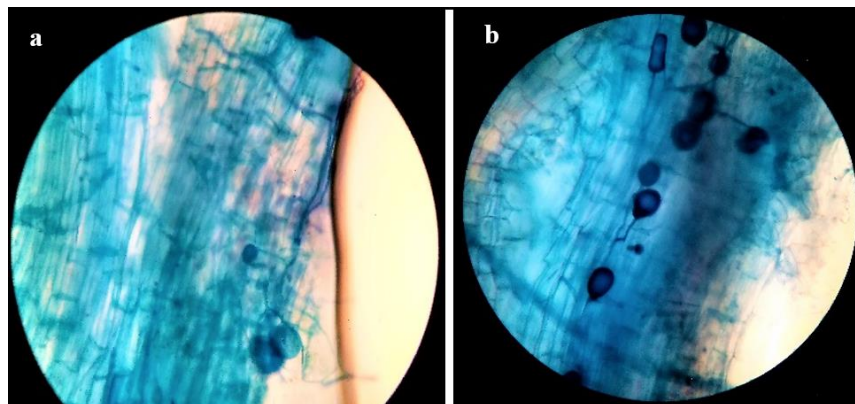


Figura 28. Hifas y vesículas de hongo micorrízico encontradas en raíces de a. *Cynodon dactylon* y b. *Prosopis laevigata*.

Evapotranspiración

El promedio de evapotranspiración del ensamblaje vegetal del tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 381.47mm mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 361.47mm (figura 29), de acuerdo con el anexo 61 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p < 0.0268$).

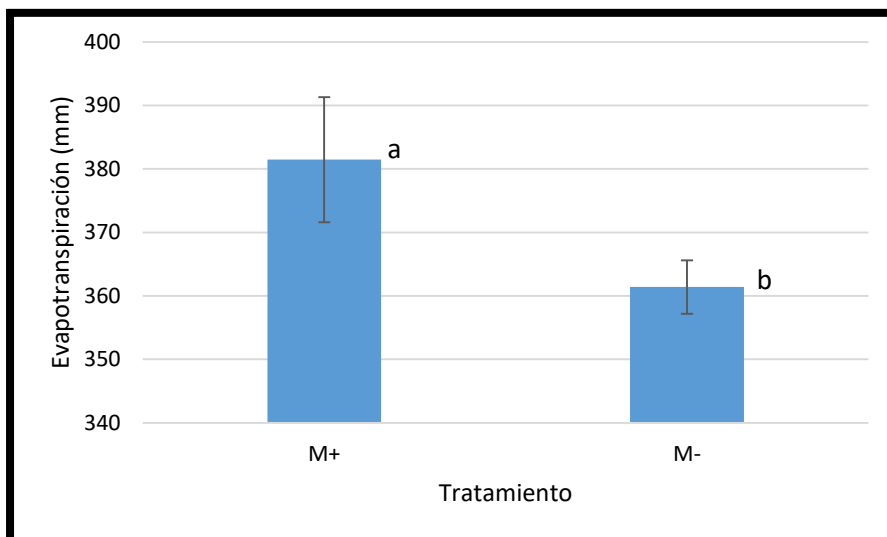


Figura 29. Evapotranspiración (mm) del ensamblaje vegetal. Se muestra la relación de las medias de esta variable y el tratamiento con inóculo de HMA (M+) y sin inóculo de HMA (M-). Las medias con una letra minúscula diferente son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

Transpiración

El promedio de la transpiración del ensamblaje vegetal del tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) fue de 35.77mm mientras que para el tratamiento sin HMA fue de 19.32mm (figura 30), de acuerdo con el anexo 62 se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.0001$).

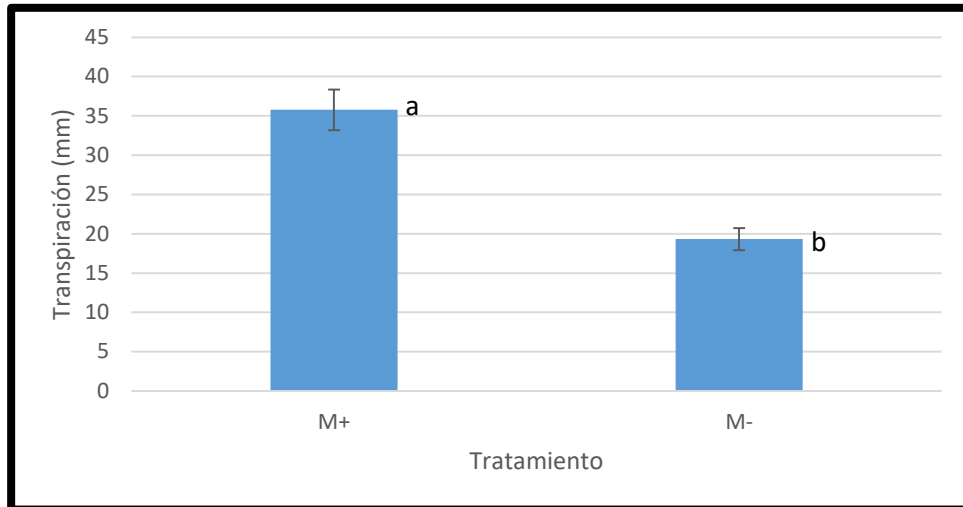


Figura 30. Transpiración (mm) del ensamblaje vegetal. Se muestra la relación de las medias de esta variable y el tratamiento con inóculo de HMA (M+) y sin inóculo de HMA (M-). Las medias con una letra minúscula diferente son significativamente diferentes ($p < 0.05$).

Temperatura y porcentaje de humedad relativa

En el invernadero, durante el desarrollo de este proyecto, como se puede ver en la figura 31 se alcanzaron temperaturas mínimas de 5.5 y máximas de hasta 52.7°C, también se alcanzaron porcentajes mínimos de humedad relativa del 6.4 % y máximos del 82.5%.

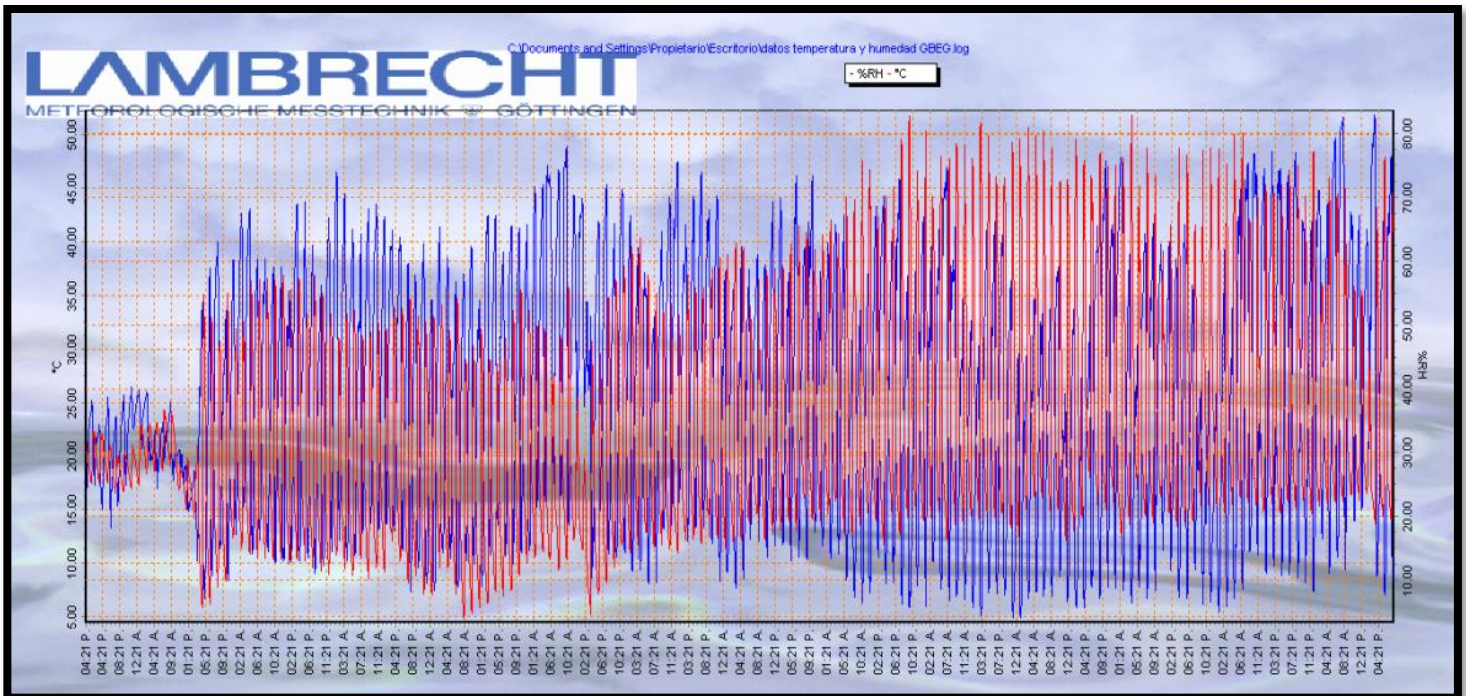


Figura 31. Temperatura y porcentaje de humedad relativa. Durante las 13 semanas de experimentación en condiciones de invernadero se midieron la temperatura y el porcentaje de humedad relativa cada hora.

Propiedades físicas y químicas del sustrato

En el cuadro 4 se puede apreciar que el sustrato en que se estableció el ensamblaje vegetal, muestra un valor de densidad aparente que indica cierto grado de compactación, además a partir de los datos de densidad aparente y real, se sabe que este posee un alto porcentaje de espacio poroso, muestra una textura franco arcillosa, por lo cual se comprende que un mayor porcentaje del espacio poros pertenece a microporos, además muestra valores bajos de contenido y retención de humedad, posee un pH fuertemente alcalino, la conductividad eléctrica del suelo indica que se trata de un suelo salino; de acuerdo con el tipo de suelo no volcánico el contenido de materia orgánica que posee es alto, tiene un contenido bajo de nitrógeno inorgánico, un contenido medio de fósforo asimilable (NOM-021-SEMARNAT-2000), mientras que el contenido de potasio intercambiable es alto de acuerdo con su textura franco arcillosa, esto debido a que el potasio se encuentra presente en el suelo como un componente estructural de minerales primarios como micas, y feldespatos de K. Además, el potasio se pone disponible solamente después de la descomposición de estos minerales, también se puede encontrar que el Potasio que está atrapado temporalmente entre las capas de arcilla expandibles como la illita y la montmorillonita. El potasio intercambiable esta sostenido electrostáticamente por los coloides del suelo cargados negativamente, y por último también se encuentra en el suelo como una pequeña cantidad de K soluble presente en la solución del suelo (Andrades y Martínez, 2014).

Cuadro 4. Promedios de los parámetros físicos y químicos del sustrato usado en los tratamientos

	pH	DR (g/cc)	DA (g/cc)	% E. P.	% C. H.	% R. H.	% M. O.	Textura				C. E. (dS/m)	N (mg/Kg)	P (mg/Kg)	K (mg/Kg)
								% Ar	% L	% A	Clase textural				
Sustrato	8.88	2.75	1.51	45.1	1	30	6.7	33.4	23.8	42.8	Franco Arcilloso	5.25	12.23	10.3	497.75

M+, Tratamiento con micorrizas; M-, Tratamiento sin micorrizas; D.R., Densidad real; DA, Densidad aparente; E. P., Espacio Poroso; C. H., Contenido de humedad; R. H., Retención de humedad; M. O., Materia orgánica; Ar, arcilla; L, Limo; A, Arena; C. E., Conductividad eléctrica; N, Nitrógeno; P, Fosforo; K, Potasio.

DISCUSIÓN

El incremento en el crecimiento de *Prosopis laevigata* y *Cynodon dactylon* puede deberse a su asociación con los hongos micorrízicos arbusculares, puesto que esta simbiosis mutualista (micorriza) es conocida por aumentar el crecimiento de muchas especies de plantas especialmente en condiciones de nutrientes deficientes debido a que se aumenta el área de exploración de las raíces debido a la formación de la red hifal, que incrementa a su vez la toma de nutrientes, especialmente los de difusión limitada como lo son el fósforo, el zinc, el cobre, entre otros (Pérez *et al.*, 2011). Además de la producción de sustancias

promotoras del crecimiento, la simbiosis mutualista representa para la planta un aumento en la tolerancia del estrés hídrico, a la salinidad, al estrés por trasplante, así como resistencia a fitopatógenos e interacciones sinérgicas con otros microorganismos benéficos del suelo (Azcón-Aguilar y Barea, 1996; Boby *et al.*, 2008).

El aumento en la biomasa seca y húmeda de vástago y raíz, así como una mayor eficiencia del uso del agua y un mayor cociente raíz/vástago, para las plantas de *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA, es indicativo de un mayor desarrollo radical que puede explicarse gracias a estudios que mencionan que el agua disponible para *Prosopis laevigata* depende del agua capilar, que es la fracción del agua que ocupa los microporos (Torres, 2005); puesto que se sabe que la principal función de las micorrizas es facilitarle a la planta la adquisición y absorción de agua, así como de nutrientes, principalmente fósforo y nitrógeno, aumentando el área de exploración de la raíz, a través de las hifas, pero también por medio de un incremento en el desarrollo del sistema radical, lo que incrementa el flujo de agua del suelo a la planta (Camargo-Ricalde, 2001).

El aumento de clorofila en las cuatro especies del tratamiento con HMA se puede explicar gracias a estudios que documentan que los HMA influyen en el incremento en la nutrición mineral de la planta aumentando el contenido de clorofila y por tanto provocando una alta tasa fotosintética (Bian *et al.*, 2001; Feng *et al.*, 2002). Al respecto un estudio sobre una especie de *Agave* (*Agave tequilana*) menciona que los HMA influyen positivamente en el aumento de la fotosíntesis, provocando un aumento del clorénquima (Pimienta-Barrios *et al.*, 2009). Asimismo, se sabe que los HMA interactúan con los microorganismos del suelo y mediante una interacción positiva con bacterias fijadoras de nitrógeno incrementan la fijación de nitrógeno atmosférico (Barea *et al.*, 1992), este elemento es indispensable para la fotosíntesis ya que forma parte de la molécula de clorofila que es el pigmento que desempeña un papel esencial en el proceso de la fotosíntesis (Allinger *et al.*, 1984). Se sabe además que el 94% del peso seco de los organismos es debido a moléculas de carbono que se formaron gracias a la fotosíntesis (Murray, 2006).

Mientras que el porcentaje de colonización micorrízica de las 4 especies del tratamiento con HMA se puede explicar en base a los estudios que documentan que las micorrizas generan una extensa red de micelio externo que explora el suelo en búsqueda de recursos; como lo son nutrimentos y agua, e incluso que interconecta las raíces de las plantas de la misma especie e incluso de especies diferentes (Simard y Durall, 2004). De esta manera se entiende que las raíces de *Agave salmiana*, *Cynodon dactylon* y *Bouteloua gracilis* fueron colonizadas por la red hifal formada por la micorriza proveniente de *Prosopis laevigata*. También hay estudios que comprueban que emplear hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) mejora la disponibilidad de nutrimentos para las plántulas asociadas a la red micorrízica, y por lo tanto influye positivamente en el desarrollo de estas (Barea *et al.*, 1975; Tao y Zhiwei, 2005).

Tasa relativa de crecimiento

Mediante el cálculo de esta variable se encontró que las especies del ensamblaje vegetal que poseen la tasa de crecimiento más lenta son *Prosopis laevigata* del tratamiento sin HMA, *Agave salmiana* del tratamiento sin HMA y *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, seguidas por las especies de *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA y *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA, después les siguen *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA, *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA y *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA, por último *Cynodon dactylon* de ambos tratamientos presentó los valores más altos de la tasa relativa de crecimiento.

Como se puede observar se encontró que las especies leñosas (*Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*) poseen una tasa de crecimiento relativo menor en comparación con las especies herbáceas (*Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*). A su vez en una comparación intraespecífica se encontró que las plantas de *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA presentaron valores mayores para esta variable, en comparación con las plantas de *Prosopis laevigata* del tratamiento sin HMA. Es bien conocido que el crecimiento está influenciado por las condiciones ambientales, por ejemplo, las plantas crecen más rápido cuando disponen de abundancia de agua y nutrientes, sin embargo, su crecimiento también depende de un importante componente genético que determina el gasto energético que realizará la planta en el crecimiento y la defensa, puesto que la energía invertida por una planta para sintetizar compuestos defensivos implica un menor crecimiento. Asimismo, se sabe que las especies herbáceas producen en un día una cantidad de biomasa equivalente a casi la mitad de su peso total, en comparación con las especies leñosas que presentan tasas de crecimiento relativo mucho menores (Villar *et al.*, 2008). Sin embargo, se encontró también que las especies leñosas (*Prosopis laevigata* y *Agave salmiana*) del tratamiento con HMA presentan tasas de crecimiento relativo similares a *Bouteloua gracilis*, debido a su asociación con los hongos micorrízicos arbusculares, puesto que esta simbiosis mutualista (micorriza) aumenta el crecimiento de muchas especies de plantas especialmente en condiciones de nutrientes deficientes debido a que se aumenta el área de exploración de las raíces debido a la formación de la red hifal (Pérez *et al.*, 2011). Por otra parte, se sabe que *Cynodon dactylon* posee la tasa de crecimiento relativo más rápida de las especies del ensamblaje vegetal y que a pesar de ser una herbácea al igual que *Bouteloua gracilis* esta última presenta una tasa de crecimiento relativo menor en comparación, cabe mencionar que, se ha reportado que *Cynodon dactylon* es empleada en la fitorremediación de suelos con problemas de salinidad ya que posee características fisiológicas que facilitan su establecimiento (Medina-García, 2016; Ruiz *et al.*, 2007).

Nivel de clorofila

Las especies del ensamblaje vegetal que poseen el nivel de clorofila más bajo son *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA y *Prosopis laevigata* del tratamiento sin HMA, seguidas por *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA, *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA y *Cynodon dactylon* del tratamiento sin HMA, después les siguen en el nivel de clorofila *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA, *Cynodon dactylon* del tratamiento sin HMA y *Agave salmiana* del tratamiento sin HMA y por último se encontró que *Cynodon dactylon* del tratamiento con HMA y *Agave salmiana* del tratamiento con HMA son las especies que presentaron el mayor nivel de clorofila.

Se encontró que las especies que presentaron un menor nivel de clorofila son *Prosopis laevigata* y *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA, así como que las especies que presentaron un mayor nivel de clorofila fueron *Cynodon dactylon* y *Agave salmiana* del tratamiento con HMA. A su vez en una comparación intraespecífica todas las plantas del tratamiento con HMA presentaron valores mayores para esta variable, en comparación con las plantas del tratamiento sin HMA. El nivel de clorofila de las plantas se ve influenciado positivamente por la simbiosis con HMA ya que esta provee a la planta de agua y de nutrientes como el nitrógeno que es sumamente importante para la fotosíntesis ya que forma parte de la molécula de clorofila (Bian *et al.*, 2001; Feng *et al.*, 2002). Cabe señalar que en esta variable hay similitud del nivel de clorofila entre leñosas y herbáceas por lo que se entiende que esta variable no está determinada por el tipo de crecimiento (leñoso o herbáceo) sino por otras características de la especie.

Porcentaje de humedad

La especie del ensamblaje vegetal que posee el porcentaje de humedad más bajo es *Agave salmiana* de ambos tratamientos, seguida de *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, y *Cynodon dactylon* de ambos tratamientos, después les siguen las especies de *Cynodon dactylon* de ambos tratamientos y *Bouteloua gracilis* de ambos tratamientos y por último se encontró que las especies que poseen el mayor porcentaje de humedad son *Bouteloua gracilis* de ambos tratamientos y *Prosopis laevigata* de ambos tratamientos. A su vez en una comparación intraespecífica se encontró que todas las plantas del tratamiento con HMA presentaron valores similares para esta variable, en comparación con las plantas del tratamiento sin HMA.

El agua es un recurso indispensable para todas las funciones de las plantas, una adecuada humedad en el suelo y el ambiente proporciona un buen desarrollo de estas, así como una ganancia en biomasa mientras que una deficiencia de agua repercute en la alteración de procesos fisiológicos y la disminución del rendimiento de las especies vegetales (López *et al.*, 2008). De esta manera se entiende que el porcentaje de humedad no está influido por la

simbiosis con los HMA, sin embargo, este varía entre las especies, encontrándose similitudes en el porcentaje de humedad entre una especie leñosa y una herbácea.

Eficiencia del uso del agua

Las especies del ensamblaje vegetal que poseen la eficiencia del uso del agua más baja son *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA, *Agave salmiana* del tratamiento sin HMA, *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, *Prosopis laevigata* del tratamiento sin HMA y *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA, seguidas de *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA y *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA, por último *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA y *Cynodon dactylon* de ambos tratamientos son las especies que poseen la eficiencia del uso del agua más alta. A su vez en una comparación intraespecífica se encontró que todas las plantas del tratamiento con HMA presentaron valores similares para esta variable, en comparación con las plantas del tratamiento sin HMA. A su vez en una comparación intraespecífica se encontró que las plantas de *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA presentaron valores mayores para esta variable, en comparación con las plantas de *Prosopis laevigata* del tratamiento sin HMA.

La eficiencia del uso del agua depende principalmente de dos factores, en primer lugar, las características propias de la especie en relación con la capacidad de optimización de los procesos de asimilación del carbono y de transpiración del agua y en segundo lugar de las características del ambiente en el que crece y se desarrolla la planta (Medrano *et al.*, 2007). De esta manera se entiende que las diferencias dadas entre las especies están dadas por sus características fisiológicas, aunque en el caso de *Prosopis laevigata* se encontró que la influencia de los HMA fue positiva, ya que las plantas del tratamiento con HMA presentaron una mayor eficiencia del uso del agua esto probablemente debido al aumento del área de exploración de la raíz a través de las hifas, pero también por medio de un incremento en el desarrollo del sistema radical, lo que incrementa el flujo de agua del suelo a la planta (Camargo-Ricalde, 2001).

Cociente Raíz/Vástago

La especie del ensamblaje vegetal que posee el cociente raíz/vástago más bajo es *Agave salmiana* de ambos tratamientos, seguida de *Cynodon dactylon* de ambos tratamientos y *Bouteloua gracilis* de ambos tratamientos, después le siguen las especies de *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA y *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA, por último, se encontró que el cociente raíz/vástago más grande es de *Prosopis laevigata* en ambos tratamientos. A su vez en una comparación intraespecífica se encontró que las plantas del

tratamiento con HMA presentaron valores similares para esta variable, en comparación con las plantas del tratamiento sin HMA.

Se ha documentado que los valores de este cociente varían de acuerdo con la disponibilidad de los recursos necesarios para el crecimiento de las especies, ya que por ejemplo se ha encontrado que en temporada de lluvia es mayor el desarrollo radicular y por lo tanto es mayor el cociente (Castellanos-Castro y Bonfil, 2010). En este trabajo se encontró que el cociente raíz/vástago también depende de las características de las especies ya que a pesar de estar bajo las mismas condiciones presentaron diferencias entre ellas, por ejemplo, *Agave salmiana* (especie leñosa) presenta el menor cociente raíz/vástago del ensamblaje vegetal en comparación con *Prosopis laevigata* (especie leñosa) que presenta el mayor cociente raíz/vástago del ensamblaje vegetal. Sin embargo, ninguna de las especies del ensamblaje vegetal mostró ser influenciadas por los HMA.

Porcentaje de colonización micorrízica

Las especies del ensamblaje vegetal que poseen el porcentaje de colonización micorrízica más bajo son *Prosopis laevigata* del tratamiento sin HMA, *Agave salmiana* del tratamiento sin HMA, *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA y *Cynodon dactylon* del tratamiento sin HMA, seguidas por *Cynodon dactylon* del tratamiento sin HMA, *Agave salmiana* del tratamiento sin HMA, *Bouteloua gracilis* del tratamiento sin HMA y *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, después son seguidas por *Agave salmiana* del tratamiento con HMA, *Cynodon dactylon* del tratamiento con HMA y *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA, por último las especies que presentan el mayor porcentaje de colonización micorrízica son *Cynodon dactylon* del tratamiento con HMA, *Bouteloua gracilis* del tratamiento con HMA y *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA.

Las micorrizas generan una extensa red de micelio externo que explora el suelo en búsqueda de recursos; como lo son nutrientes y agua, e incluso que interconecta las raíces de las plantas de la misma especie e incluso de especies diferentes (Simard y Durall, 2004). Lo cual permite entender que las raíces de las especies del ensamblaje vegetal del tratamiento con HMA (en el que se colocó una planta de *Prosopis laevigata* con inóculo de HMA), fueron colonizadas a partir de las hifas de la red de micelio formada por la micorriza de *Prosopis laevigata*. Todas las especies del tratamiento con HMA mostraron diferencias intraespecíficas, mostrando mayores valores para este tratamiento. Sin embargo, también se encontraron similitudes entre los valores del porcentaje de colonización micorrízica de las especies del tratamiento con HMA sin importar si estas son herbáceas o leñosas, por ejemplo, se encontró que *Prosopis laevigata* (especie leñosa) presenta un porcentaje de colonización similar a *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon* (especies herbáceas) además se encontró que *Agave salmiana* (especie leñosa) también es similar a *Bouteloua gracilis* y *Cynodon*

dactylon (especies herbáceas). Aunado a esto se sabe que las micorrizas pueden modular la diversidad y productividad de las plantas (Van der Heiden *et al.*, 1998).

Evapotranspiración, Transpiración, Temperatura y Porcentaje de humedad relativa.

El ensamblaje vegetal del tratamiento con inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) mostró mayores valores para la evapotranspiración, así como para la transpiración, además se sabe que durante el desarrollo de este proyecto se alcanzaron temperaturas mínimas de 5.5 y máximas de hasta 52.7°C, también se alcanzaron porcentajes mínimos de humedad relativa del 6.4 % y máximos del 82.5%.

Los procesos de fotosíntesis y de respiración son interdependientes todos los organismos fotosintéticos o no extraen energía de sus alimentos a través de un proceso conocido como respiración que se produce en las mitocondrias convirtiendo la energía almacenada en ATP, así la fotosíntesis depende de los productos resultantes de la respiración y viceversa pues la respiración utiliza los azúcares y el O₂ para producir CO₂, H₂O y ATP mientras que la fotosíntesis utiliza CO₂ y H₂O para producir azúcares y O₂ (Murray, 2006). Además, para la captura de CO₂ las plantas abren sus estomas perdiendo moléculas de agua, esta pérdida de agua se denomina transpiración y también estimulada por incrementos en la temperatura (Flórez y Cruz, 2004). Cabe mencionar que la micorrización de las plantas también aumenta la actividad fotosintética la que a su vez aumenta la transpiración de la planta (Bian *et al.*, 2001; Feng *et al.*, 2002). Por otra parte, la evapotranspiración es la suma de la evaporación que es la pérdida de agua del suelo la cual además está dada por las características del suelo y de la transpiración que es la pérdida del agua de la planta (Flórez y Cruz, 2004). Por lo tanto, lo anterior explica que la transpiración sea mayor en los ensamblajes vegetales del tratamiento con HMA, lo mismo sucede con la evapotranspiración que de igual manera es mayor en el tratamiento con HMA, ya que las características del suelo son las mismas para los dos tratamientos se entiende que la evaporación que hay entre los tratamientos es igual, lo que marca la diferencia entre ellos es la transpiración de las plantas la cual es mayor en el ensamblaje del tratamiento con HMA.

Propiedades físicas y químicas del suelo

Con respecto al Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000 el sustrato en el que se desarrolló el ensamblaje vegetal, presentó problemas de compactación de acuerdo con los valores de densidad aparente, la textura franco arcillosa y el porcentaje de espacio poroso que en su mayoría está representado por microporos, además de tener un porcentaje bajo de retención y de contenido de humedad, problemas de salinidad de acuerdo con el pH y la conductividad eléctrica, también tiene un bajo contenido de nitrógeno y un contenido medio de fósforo, el contenido de potasio es alto, así que este último no representa un limitante para el desarrollo vegetal.

Las plantas micorrizadas crecen mejor que las no micorrizadas en suelos infértiles, ya que por medio de las hifas pueden explorar un mayor volumen de suelo y así obtienen una mayor cantidad de nutrimentos y de agua (Bian *et al.*, 2001; Feng *et al.*, 2002). Sin embargo, es importante reconocer que las condiciones del suelo también ejercen un control en las comunidades vegetales y de HMA, por ejemplo, mediante sus efectos directos sobre la planta hospedera (Johnson *et al.*, 1992). Así pues, el pH influye en la solubilidad del fósforo, así como sobre la solubilidad y disponibilidad de otros elementos hacia las raíces las plantas en el suelo incluyendo el hierro, manganeso, cobre, zinc o cantidades tóxicas de aluminio, cabe mencionar que altos niveles de fósforo en el suelo pueden inhibir la infección y el crecimiento de las plantas. Además, la compactación del suelo puede afectar el desarrollo de la planta, así como el de los HMA ya que reducen la distribución de las raíces de las plantas, así como de las hifas de los HMA (Horn y Lebert, 1994), además el porcentaje de materia orgánica es importante para el desarrollo vegetal, mientras que niveles altos de nitrógeno pueden inhibir el desarrollo de las micorrizas mediante la estimulación del crecimiento en las plantas. De esta manera en suelos en los que hay deficiencias de nitrógeno y fósforo se estimula la infección de las raíces de las plantas por HMA (Safir y Duniway, 1991). De esta manera podemos entender que a pesar de que el suelo en el que se desarrollaron los ensamblajes vegetales posee características como un contenido bajo de nitrógeno y un contenido medio de fósforo la infección de las raíces por los HMA fue posible y de esta manera ayudo al crecimiento de estas especies permitiéndoles acceder al agua retenida en los microporos.

CONCLUSIÓN

Sólo la tasa de crecimiento relativo de *Prosopis laevigata* fue favorecida por el inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) esto se debe a una mayor captación de agua mediante la red hifal, cabe mencionar que esta especie fue inoculada con HMA antes de comenzar en ensamblaje vegetal.

La no inoculación de *Prosopis laevigata* con HMA sí influye en el crecimiento de las especies ya que, aunque no todas las especies mostraron un aumento en todas las variables que se midieron, todas las especies del ensamblaje vegetal con tratamiento de HMA mostraron un aumento significativo en el nivel de clorofila y en el porcentaje de colonización micorrízica.

Prosopis laevigata propicia la colonización de las plantas vecinas facilitando el establecimiento del ensamblaje vegetal, asimismo la colonización de las especies asociadas a *Prosopis laevigata* es similar en plantas herbáceas y leñosas.

Por lo tanto, la coexistencia de la planta inoculada de *Prosopis laevigata* si induce la colonización micorrízica de las plantas vecinas no micorrizadas. Mejorando el crecimiento

de las especies presentes en el ensamblaje vegetal mediante un aumento del nivel de clorofila y del porcentaje de colonización micorrízica.

La cantidad de clorofila aumentó en los ensamblajes vegetales del tratamiento con HMA, por lo tanto, se entiende que esta se ve favorecida por la interacción de las plantas con los HMA.

La eficiencia del uso del agua, sólo mostró aumento para *Prosopis laevigata* del tratamiento con HMA, por lo que se entiende que la inoculación de esta especie favoreció su eficiencia del uso del agua. Además, sólo esta especie mostró un aumento en las variables de biomasa húmeda y seca de raíz y vástago debido a que esta fue inoculada con HMA antes de comenzar el ensamblaje vegetal.

La transpiración y la evapotranspiración se ven influenciadas por la influencia de la simbiosis con los HMA, la cual incrementa los valores de estas dos variables en el ensamblaje del tratamiento con HMA.

REFERENCIAS

- Aguirre R. J.R., Charcas S. H., Flores, F.J. L. (2001). El maguey mezcalero potosino. COPOCYT, UASLP. San Luis Potosí, México. pp.87
- Akiyama K., Matsuzaki K., Hayashi H. (2005). Plant sesquiterpenes induce hyphal branching in arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature* 435: 824-827.
- Allinger, N. L., Cava, M. P., De Jongh, D. C., Johnson, C. R., Lebel, N. A., Stevens, C. L. (1984). *Química Organica*. Editorial Reterté. Segunda Edición. México.
- Anderson, M. D. (2003). *Bouteloua gracilis*. In: *Fire Effects Information System*, [Online]. U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station, Fire Sciences Laboratory (Producer). Disponible en <https://www.fs.fed.us/database/feis/plants/graminoid/bougra/all.html> [2018, June 21].
- Andrades M., Martínez, M. E. (2014). Fertilidad del suelo y parámetros que la definen. 3era. Edición. Iberus Campus de excelencia internacional. Universidad de la Rioja. pp. 17-20
- Andrews, M. Y., Leake, J. R., Palmer, B. G., Banwart, S. A., Beerling, D. J. (2011). Plant and mycorrhizal driven silicate weathering: Quantifying carbon flux and mineral weathering processes at the laboratory mesocosm scale. *Applied Geochemistry*. U.K. Vol. 26. pp. S314-S316.
- Arriaga, C. L. B. (2009). Implicaciones del cambio de uso de suelo en la biodiversidad de los matorrales xerófilos: un enfoque multiescalar. *Investigación ambiental Ciencia y política pública*. Baja California Sur. 1(1). pp. 6-16.
- AS-05 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000
- AS-07 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000
- AS-08 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000
- AS-10 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000
- AS-12 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2001
- Atlas R. M. y Bartha R. (2002). *Ecología microbiana y Microbiología ambiental*. Pearson Educación S. A. Madrid. pp. 97-99
- Augé, R. M. (2001). *Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis*. Mycorrhiza. Springer-Verlag.
- Azcón-Aguilar, C. y Barea, J. M. (1996). Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens – an overview of the mechanisms involved. *Mycorrhiza* 6(6): 457-464.
- Bago B., Azcón- Aguilar C., Piché Y. (1988a). Architecture and development dynamics of the external mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* grown under monoxenic conditions. *Mycologia* 90:52-62
- Bago B., Azcón- Aguilar C., Piché Y. (1988b). Branched absorbing structures (BAS): a feature of the extraradical mycelium of symbiotic arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.* 139:375.388.
- Barea J. M., Azcón R., Hayman D. S., (1975). Possible synergistic interactions between *Endogone* and phosphate solubilizing bacteria in low- phosphate soils. En: Sanders, F. E., Mosse B., Tinker P. B. (eds.) *Endomycorrhizas*. Academic Press, Londres, pp. 407-417.
- Barea, J., Azcón Aguilar C., Azcon R. (1992). Vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in nitrogen fixing systems. In: Norris JR, ReadDJ, VarmaAK, editors. *Methods in Microbiology*. London: Academic Press

- Barragán, V. E. A. (2003). Inoculación micorrícica de *Prosopis laevigata* (mezquite) en condiciones de invernadero y su efecto al trasplante a condiciones de campo. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM FES Zaragoza, México.
- Beltrán-López S., García-Díaz C. A., Hernández-Alatorre J. A., Loredó-Osti C., Urrutia-Morales J., González-Eguiarte L. A., Gámez-Vázquez H. G. (2010). "Navajita Cecilia" *Bouteloua gracilis* HBK (Lag.): Nueva variedad de pasto para zonas áridas y semiáridas. *Revista mexicana de ciencias pecuarias*. Vol. 1 (2), pp. 127-130.
- Bian, X., Hu, L., Li, X., Zhang, F. (2001). Effect of VA mycorrhiza on the turfgrass quality and mineral nutrient uptakes. *Acta Prataculturae Sinica*. 10:42–46
- Boby, V., Balakrishna A., Bagyaraj D. (2008). Interaction between *Glomus mosseae* and soil yeasts on growth and nutrition of cowpea. *Microbiological Research* 163: 693-700
- Bonfante- Fasolo, P., Genre, A. y Bianciotto. (2004). The colonization strategies of arbuscular micorrizal fungi: An overview of their cellular interactions with plants and bacteria. *Avance en el conocimiento de la biología de las micorrizas*. Universidad de Guanajuato.
- Bonfante P., Ballestrini R, Mendgen K. (1994). Storage and secretion process in the spore *Gigaspora margarita* Becker & Hall as revealed by high-pressure freezing-substitution. *New Phytol.* 128:93-101.
- Bonneville S., Morgan D. J., Schmalenberger A., Bray A., Brown A., Banwart S. A., Benning L. G. (2011). Tree-mycorrhiza symbiosis accelerate mineral weathering: Evidences from nanometer-scale elemental fluxes at the hypha–mineral interface. *Geochimica et Cosmochimica Acta*. United Kingdom. Vol. 75. pp. 6988-7005
- Bouyoucos G. S. (1962). Hydrometer method improved for making particle size analysis of soils. *Agronomy Journal* 54.
- Camargo-Ricalde S.L. (2001). Some biological aspects of the arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 68: 15-32
- Castellanos-Castro, C. y Bonfil S., C. (2010). Establecimiento y crecimiento inicial de estacas de tres especies de *Bursera Jacq. ex L.*. *Revista mexicana de ciencias forestales*, 1(2), 93-108.
- Cavagnaro T. R., Franz B. S., Asghari H. R., Van der Heijden M. G. A. (2015). The role of arbuscular mycorrhizas in reducing soil nutrient loss. *Trends in Plant Science*. Vol. 20. pp. 283-290
- Chalk P. M., Souza R. de F., Urquiaga S., Alves B. J. R., Boddey R. M. (2006). The role of arbuscular mycorrhiza in legume symbiotic performance. *Soil Biology & Biochemistry*. Brazil. Vol. 38. pp. 2944-2951.
- Challenger A. (1998). Utilización y conservación de los ecosistemas terrestres de México: pasado, presente y futuro. Comisión Nacional para la Biodiversidad-Instituto de Biología UNAM-Agrupación Sierra Madre. México, D. F.
- Clark R. B., Zeto S. K., Zobel R. W. (1999). Arbuscular mycorrhizal fungal isolates effectiveness on growth and root colonization of *Panicum virgatum* in acidic soil. *Soil. Biol. Biochem.* 31:1757-1763.
- Comisión Nacional de las Zonas Áridas (CONAZA). (1970). Mezquite (*Prosopis* spp.). Cultivo alternativo para las zonas áridas y semiáridas de México. CONAZA, Instituto Nacional de Ecología, México. 30 pp.
- Coninx L., Martinova V., Rineau F. (2016). Chapter Four Mycorrhiza-Assisted Phytoremediation. *Advances in Botanical Research*. Hasselt University, Diepenbeek, Belgium. Volume 83. pp. 129-130
- Connell, J. H. y Slatyer, R. O. (1977). Mechanisms of succession in natural communities and their role in community stability and organization. *The American Naturalist*. 111: 1, 119-1, 144.

- Eke P., Chatue C. G., Wakam L. N., Toghueo K. R. M., Tsouh F. P. V., Fekam B. F. (2016). Mycorrhiza consortia suppress the fusarium root rot (*Fusarium solani* f. sp. *Phaseoli*) in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.). *Biological Control*. Yaoundé, Cameroon. Vol. 103. pp. 240-250.
- Espinosa F. J. y Sarukhán J. (1997). *Manual de Malezas del Valle de México. Claves, descripciones e ilustraciones*. Universidad Nacional Autónoma de México. Fondo de Cultura Económica. México, D. F.
- FAO. (2004). Carbon sequestration in dryland soils. *World Soils Resources Reports*. No. 102. FAO. Rome. Disponible en: www.fao.org/docrep/007/y5738e/y5738e00.htm. Fecha de consulta: octubre de 2018.
- 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.
- Flórez R., V. J., y Cruz R., R. M. (2004). *Guías de laboratorio de fisiología vegetal*. Universidad Nacional de Colombia. pp. 25
- Foster, B.L. (2002). Constraints on colonization and species richness along a grassland productivity gradient: the role of propagule availability. *Ecology Letters* 4: 530-535.
- Fowler, N. (1986). The role of competition in plant communities in arid and semiarid regions. *Annual Review of Ecology and Systematics* 17: 89-110.
- Friese C. F. y Allen M. F. (1991). The spread of VA Mycorrhizal fungal hyphae in the soil: inoculum types and external hyphal architecture. *Mycologia* 83:409-418
- Gerdemann J. W., Nicolson T. H. (1963). Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological Society*. Vol 46. pp. 234-244
- Gianinazzi-Pearson V., Brazanti B., Gianinazzi S. (1989). In vitro enhancement of spore germination and early hyphal growth of a vesiculararbuscular mycorrhizal fungus by host root exudates and plant flavonoids. *Symbiosis* 7:243-255.
- Guirado, J. y Mendoza, R. (2000). La regeneración del medio forestal almeriense. En *Desertificación en Almería* (eds. Carmona, M. y Sánchez, M.), pp. 101-110, Grupo Ecologista Mediterráneo, Almería, España
- Harris S D. (2008). Branching of fungal hyphae: regulation, mechanisms and comparison with other branching systems. *Mycologia*. 100: 823–32
- Helgason T. y Fitter A. (2005). The ecology and evolution of the arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycologist*. United Kingdom. Volume 19. Part 3. pp. 96-101.
- Hernández-Cuevas L., Castillo A. S., Guadarrama C. P., Martínez O. Y., Romero R. M. A., Sánchez G. I. (2003). *Hongos micorrizógenos arbusculares del Pedregal de San Ángel*. 1ª edición. Facultad de Ciencias UNAM. México.
- Horn, R. y Lebert, M. (1994). Soil compactability and compressibility. In: Soon, S.D., Ouwerkerk, C.van. Eds., *Soil Compaction in Crop Production*. Elsevier Publishers, Amsterdam, The Netherlands, pp. 45-69
- Jackson L. M. (1970). *Análisis químico de suelos*. Editorial Omega. Barcelona.
- Jackson R. M. y Mason P. A. (1984). *Mycorrhiza. Studies in biology*. No. 159. Edwar-Arnold. London.
- Jhonson J. (1979). *Introductory soil science. A study guide and laboratoy manual*. Macmillan Publishing Co. New York
- Johnson, N.; Tilman, D.; Wedin D. (1992). Plant and soil controls on mycorrhizal fungal communities. *Ecology* 73: 2034-42.

- Kahiluoto H., Ketoja E., Vestberg M. (2009). Contribution of arbuscular mycorrhiza to soil quality in contrasting cropping systems. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. Vihtavuori, Finland. Vol. 134. pp. 36-45.
- Lafi S., Angella G. A., Frías C. (2011). Retención y flujo de agua en el suelo. *Apuntes de Cátedra de Hidrología Agrícola*. Facultad de Agronomía y Agroindustrias, Universidad Nacional de Santiago del Estero.
- Lima H. R. (2015). *Relación Suelo-Planta-Agua*. Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca. Presidencia de la Nación. Ediciones INTA. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria Centro Regional Patagonia Norte.
- López A. I., Chagollan A. F., Campo A. J. M., García R. R., Contreras G. I., García V. R. (2006). *Ecología*. 1era edición. Editorial Umbral. México.
- López, O.A., Trejo, L.C., Peña, V.C., Ramirez, A.C., Tijerina, C.L., Carrillo, S.J. 2008. Secado parcial de la raíz de jitomate: efectos en la fisiología de la planta y calidad del fruto. *Agricultura Técnica de México*. 34(3):297-302.
- Márquez A. C., Lara O. F., Esquivel R. B. y Mata E. R. (1999). *Plantas medicinales de México II. Composición, usos y actividad biológica*. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F.
- Martínez-Ramos M. y García-Orth, X. (2007). Sucesión ecológica y restauración de las selvas húmedas. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*. Distrito Federal, México. (80). pp. 69-84.
- McGonigle T. P., Miller M. H., Evans D. G., Fairchild G. L., Swan J. A. (1990). A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*. Vol. 115. pp. 495-501.
- Medina-García L. R. (2016). La agricultura, la salinidad y los hongos micorrízicos arbusculares: una necesidad, un problema y una alternativa. *Mayabeque, Cuba. Cultivos tropicales*. Vol. 37 no. 3. pp. 42-49
- Medrano, H., Bota, J., Cifre, J., Flexas, J., Ribas-Carbó, M., Gulías, J. (2007). Eficiencia en el uso del agua por las plantas. *Investigaciones Geográficas (Esp)*, (43), 63-84.
- Miranda J. D. D., Padilla F. M., Pugnaire F. I. (2004). Sucesión y restauración en ambientes semiáridos. *Revista Ecosistemas*. Almería, España. 13(1). pp. 55-58
- Morales N. C., Madrid P. L., Melgoza C., A., Martínez S. M., Arévalo G. S., Rascón C. Q., Jurado G. P. (2009). Análisis morfológico de la diversidad del pasto navajita [*Bouteloua gracilis* (Willd. ex Kunth) Lag. ex Steud.], en Chihuahua, México. *Técnica pecuaria en México*. México. 47(3). pp. 245-256.
- Morrin P. J. (1999). *Community ecology*. Blackwell Science. Oxford
- Mouquet, N., Munguia, P., Kneitel, J. M. y Miller, T. E. (2003). Community assembly time and the relationship between local and regional species richness. *Oikos* 103: 618-626.
- Murray, W. N. (2006). *Introducción a la botánica*. Pearson Educación. S. A., Madrid. pp. 70-75
- Oldeman, L.R. (1998). Guidelines for general assessment of the status of human-induced soil degradation. Working paper 88/4. International Soil Reference and Information Centre (ISRIC). Wageningen.
- Oyewole B. O., Olawuyi O. J., Odebode A. C., Abiala M. A. (2017). Influence of Arbuscular mycorrhiza fungi (AMF) on drought tolerance and charcoal rot disease of cowpea. *Biotechnology Reports*. Mountain Top University, Prayer City, Nigeria. Vol. 14. pp. 8-15.
- Palacios, R. A. (2006). Los mezquites mexicanos: Biodiversidad y distribución geográfica. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 41 (1-2): 99 -121.

- Palacios, R. A., Rodríguez, L. R., Hernández F., M. L., Jiménez M., E., Tirado T., D. (2016). Distribución potencial de *Prosopis laevigata* (Humb. Et. Bonpl. Ex Willd) M. C. Johnston basada en un modelo de nicho ecológico.
- Peña-Becerril, J. C., Monroy-Ata, A., Orozco-Almanza, M. S., García-Amador, E. M. (2016). Establecimiento de *Mimosa biuncifera* (Fabaceae) inoculada con hongos micorrízicos arbusculares en condiciones de sequía de campo e invernadero. *Revista de Biología Tropical*, Vol. 64, No.2
- Pérez C. A., Rojas S. J., Montes V. D. (2011). Hongos formadores de micorrizas arbusculares: una alternativa biológica para la sostenibilidad de los agroecosistemas de praderas en el caribe colombiano. *Rev. Colombiana cienc. Anim.* 3(2)
- Phillips J. M., Hayman D. S., (1970). Improved procedures 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.
- Pimienta-Barrios, E., Zañudo-Hernández, J., y López-Alcocer, E. (2009). Efecto de las micorrizas arbusculares en el crecimiento, fotosíntesis y anatomía foliar de plantas jóvenes de *Agave tequilana*. *Acta botánica mexicana*. (89), 63-78.
- PRONARE. (1999). Fichas Técnicas de Especies Forestales Estratégicas. No. 1-3. Gaceta de la Red Mexicana de Germoplasma Forestal. SEMARNAP- PRONARE. México, D.F.
- Pugnaire, F.I., Luque, M., Armas, C. y Gutiérrez, L. (2004). Factors affecting secondary succession in a semi-arid Mediterranean shrubland. *Journal of Ecology* (en prensa).
- Requena N., Serrano E., Ocón A., Breuninger M. (2007). Plant signals and fungal perception during arbuscular mycorrhiza establishment. *Phytochemistry*. Karlsruhe, Germany. Vol, 68. pp. 33-40
- Reséndez-Velázquez K. L., González-Castillo M. P., Chairez-Hernández I., Díaz-Martínez O. (2013). Aspectos Biológicos, Ecológicos y usos del Mezquite. Durango, México. IPN. Consultada 4 de agosto de 2017. Disponible en: <http://repositoriodigital.ipn.mx/handle/123456789/16954>
- Rillig, M. C. y Mummey, D. L. (2006). Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist* Trust 171 (1): 41-53. University of Montana, Missoula.
- Rodríguez H. G., Morales D. F., Gutiérrez C. R., Aguilar E. S., Molphe-Balch E. (2007). Generación de raíces transformadas de *Agave salmiana* Otto y su colonización por *Glomus intraradices*. *Revista Fitotecnia Mexicana*. México. 30(3). pp. 215 – 222.
- Rodríguez S., Rojo E. N., Ramírez G. E., Martínez C. H., Medina T. S. M., Piña R. H. H. (2014). Análisis técnico del árbol del mezquite (*Prosopis laevigata* Humb. & Bonpl. ex Willd.) en México. *Ra Ximhai*, 10(3). pp. 173-193.
- Rodríguez W., Leihner D., Villalobos, R. E. (2005). Análisis del crecimiento vegetal. *Fisiología de la producción de los cultivos tropicales*. Vol. 7. Editorial UCR
- Rondón J. A. y Vidal R. (2005). Establecimiento de la cubierta vegetal en áreas degradadas (principios y métodos). *Forest Latin*, Universidad de los Andes, Colombia. 38, pp. 63-82.
- Ruiz C. E., Aldaco N. R. A., Montemayor T. J. A., Fortis H. M., Olague R. J., Villagómez G. J. C. (2007). Aprovechamiento y mejoramiento de un suelo salino mediante el cultivo de pastos forrajeros. *Téc Pecu. México*. 45 (1): 19-24
- 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. pp. 1202–1212

- Ruthsatz B. (1978). Las plantas en cojín de los semi-desiertos andinos del Noroeste Argentino: Su distribución local como adaptación a los factores climáticos, edáficos y antropogénicos de sus ambientes. *Darwiniana*. Argentina. T. 21, No. 2/4. pp. 491-539.
- Rzedowski, G. C. de. (1968). Notas sobre la flora y la vegetación del estado de San Luis Potosí. VII. Vegetación en el Valle de San Luis Potosí. *Acta Científica Potosina* 4: 5-112.
- Rzedowski, J. (1991). El endemismo en la flora fanerogámica mexicana: una apreciación analítica preliminar. *Acta Botánica Mexicana* 15: 47-64.
- Safir, G. R., Duniway, J. M. (1991). Evaluation of plant response to colonization by vesicular – arbuscular mycorrhizal fungi, environmental variables. En: SCHENCK, N. C. *Methods and Principles of mycorrhizal research*. Florida: Third printing, APS, Press. p. 78.
- Salisbury, B. F. y Ross, W. C. (2000). *Fisiología de las plantas*. Editorial Paraninfo. España. pp. 913.
- Sanders I. R. (2003). Preference, specificity and cheating in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *TRENDS in Plant Science*. Institute of Ecology, Biology Building, University of Lausanne Vol. 8 No. 4. pp. 143-145
- SEMARNAT y UACH. (2003). Evaluación de la pérdida de suelos por erosión hídrica y eólica en la República Mexicana, escala 1: 1 000 000. Memoria 2001-2002. México.
- Sharma I. P. y Sharma A. K. (2017). Co-inoculation of tomato with an arbuscular mycorrhizal fungus improves plant immunity and reduces root-knot nematode infection. *Nagar, Uttarakhand, India. Rhizosphere* Vol. 4. pp. 25-28
- Simard S. W., Beiler K. J., Bingham M. A., Deslippe J. R., Philip L. J., Teste F. P. (2012). *Mycorrhizal networks: Mechanisms, ecology and modelling*. British Mycological Society. Promoting fungal science. Vol. 26. pp. 39-60
- Simard S.W. y Durall D.M. (2004). Mycorrhizal networks: a review of their extent, function, and importance. *Canadian Journal of Botany*, 82: 1140-1165.
- Taiz L. y Zeiger E. (2006). *Fisiología vegetal*. Volumen 1. 3era edición. Universidad de California, Los Ángeles. pp. 108-109
- Tao L., Zhiwei Z. (2005). Arbuscular mycorrhizas in a hot and arid ecosystem in southwest China. *Applied Soil Ecology*. China. Vol. 29. pp. 135-141.
- Torres A., 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.
- Universidad Autónoma de Chapingo. (2011) Actualización de la delimitación de las zonas áridas, semiáridas y subhúmedas de México, a escala regional. Reporte final de proyecto de investigación. Universidad Autónoma Chapingo. México.
- Valverde V. T., Meave C. J. A., Carabias L. J., Cano-Santana Z. (2005). *Ecología y medio ambiente*. 1era edición. Facultad de Ciencias Universidad Nacional Autónoma de México. Pearson Educación. México. pp. 95-100
- Van Der Heijden, M. A.; Boller, T.; Wiemken, A.; Sanders I. (1998). Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecology* 79: 2082-2091
- Vázquez D. E., García N. J. R., Peña V. C. B., Tobías R., Hugo M., Morales R. V. (2011). Tamaño de la semilla, emergencia y desarrollo de la plántula de maguey (*Agave salmiana* Otto ex Salm-Dyck). *Revista fitotecnia mexicana*, México 34(3), pp. 167-173.
- Vega, P., E. V. (2005). Algunos conceptos de ecología y sus vínculos con la restauración. Temas sobre restauración ecológica. SEMARNAT. Instituto Nacional de Ecología. México. pp. 147-155.

- Veresoglou S. D., Chen B., Rilling M. C. (2012). Arbuscular mycorrhiza and soil nitrogen cycling. *Soil Biology & Biochemistry*. China. Vol. 46. pp. 53-62.
- Vierheilig H., Piché Y. (2002). Signaling in arbuscular mycorrhiza: facts and hypotheses. In: Manthey J, Buslig B, eds. *Flavonoids in the living system*. New York: Plenum Press.
- Villar, R., Ruiz-Robledo, J., Quero, J. L., Poorter, H., Vallardares, F., Marañón, T. (2008). Tasas de crecimiento en especies leñosas: aspectos funcionales e implicaciones ecológicas. *Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante*. 2da edición. Ministerio de Medio Ambiente. Madrid. pp 193-230.
- Villaseñor R. J. L. y Espinosa G. F. J. (1998). *Catálogo de malezas de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.
- Violle C., Navas M. L., Vile D., Kazakou E., Fortunel C., Hummel I., Garnier E. (2007). Let the concept of trait be functional *Oikos* 116: 882-892.
- Walker, B.H. (1993). Rangeland ecology: understanding and managing change. *Ambio* 22: 80-87.
- Walkley. A. y Black. A. (1934). An examination of the Detjareff method for determining soil organic matter and a proposed modification of the chromic acid titration method. *Soil Science* 37:29-38.
- Zobel M. (1997). The relative of species pools in determining plant species richness: an alternative explanation of species coexistence *Trends in Ecology & Evolution* 12: 266-269.

ANEXOS

1. Altura máxima de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	Altura máxima {pl-}	{pl+}		20	20	8.41	14.57	-6.16	-7.78	-4.53	0.0209	-7.72	<0.0001	Bilateral

2. Altura máxima de *Agave salmiana*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	Altura máxima {As-}	{As+}		20	20	3.37	3.21	0.17	-0.21	0.54	0.6882	0.89	0.3774	Bilateral

3. Altura máxima de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Altura máxima Bg-		20	14.72	4.50	16.40	0.01	0.9031
Altura máxima Bg+		20	15.76	7.20	14.20		

4. Altura máxima de *Cynodon dactylon*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	Altura máxima {Cd-}	{Cd+}		20	20	16.16	17.22	-1.07	-3.73	1.60	0.1383	-0.81	0.4236	Bilateral

5. Cobertura de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	Cobertura {pl-}	{pl+}		20	20	9.75	23.26	-13.51	-17.14	-9.87	0.0124	-7.59	<0.0001	Bilateral

6. Cobertura de *Agave salmiana*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	Cobertura {As-}	{As+}		20	20	10.31	8.41	1.91	-0.62	4.43	0.1445	1.53	0.1349	Bilateral

7. Cobertura de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura Bg-		20	70.42	122.55	7.64	1.94	0.1629
Cobertura Bg+		20	115.05	179.46	30.84		

8. Cobertura de *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura Cd-		20	872.10	1535.06	335.11	7.91	0.0049
Cobertura Cd+		20	2184.78	2028.31	1700.30		

9. Número de pinnas de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	No. de pinnas	{pl-}	{pl+}	20	20	7.45	26.95		-19.50	-23.06	-15.94	<0.0001	-11.33	<0.0001 Bilateral

10. Número de pencas de *Agave salmiana*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	No. de pencas	{As-}	{As+}	20	20	3.30	3.30		0.00	-0.62	0.62	0.0001	0.00	>0.9999 Bilateral

11. Número de hojas de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
No. de hojas Bg-		20	11.25	12.52	3.50	2.95	0.0845
No. de hojas Bg+		20	21.15	24.66	11.50		

12. Número de hojas de *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
No. de hojas Cd-		20	46.70	33.63	41.00	19.44	<0.0001
No. de hojas Cd+		20	188.85	91.43	188.50		

13. Número de tallos de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
No. de tallos Bg-		20	3.40	3.30	1.50	0.75	0.3591
No. de tallos Bg+		20	6.50	7.37	3.50		

14. Número de tallos de *Cynodon dactylon*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	No. de tallos	{Cd-}	{Cd+}	20	20	5.75	13.00		-7.25	-9.95	-4.55	0.0133	-5.49	<0.0001 Bilateral

15. Tasa Relativa de Crecimiento de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	TRC	{pl-}	{pl+}	20	20	2.0E-03	0.01	-4.1E-03	-0.01	-2.6E-03	0.0002	-5.61	<0.0001	Bilateral

16. Tasa Relativa de Crecimiento de *Agave salmiana*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	TRC	{As-}	{As+}	20	20	3.2E-03	4.0E-03	-8.0E-04	-2.1E-03	4.5E-04	0.9080	-1.29	0.2048	Bilateral

17. Tasa Relativa de Crecimiento de *Bouteloua gracilis*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	TRC	{Bg-}	{Bg+}	20	20	0.01	0.01	-1.4E-03	-4.0E-03	1.3E-03	0.1736	-1.04	0.3031	Bilateral

18. Tasa Relativa de Crecimiento de *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TRC	Cd-	20	0.02	4.0E-03	0.02	1.35	0.2446
TRC	Cd+	20	0.02	3.7E-03	0.02		

19. Tasa Relativa de Crecimiento de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
TRC	As-	20	3.2E-03	2.0E-03	3.2E-03	116.14	<0.0001
TRC	As+	20	4.0E-03	1.9E-03	3.9E-03		
TRC	Bg-	20	0.01	4.8E-03	0.01		
TRC	Bg+	20	0.01	3.5E-03	0.01		
TRC	Cd-	20	0.02	4.0E-03	0.02		
TRC	Cd+	20	0.02	3.7E-03	0.02		
TRC	pl-	20	2.0E-03	1.2E-03	1.8E-03		
TRC	pl+	20	0.01	3.0E-03	0.01		

Trat. Ranks

pl-	25.75	A
As-	42.75	A
As+	54.38	A B
Bg-	74.08	B C
pl+	74.40	B C
Bg+	92.20	C
Cd-	137.90	D

Cd+ 142.55 D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

20. Nivel de clorofila de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	Clorofila	{pl-}	{pl+}	20	20	9.43	17.80	-8.37	-9.68	-7.05	0.9651	-12.87	<0.0001	Bilateral

21. Nivel de clorofila de *Agave salmiana*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	Clorofila	{As-}	{As+}	20	20	26.57	40.27	-13.70	-16.95	-10.46	0.5025	-8.55	<0.0001	Bilateral

22. Nivel de clorofila de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Clorofila Bg-		20	7.85	2.66	7.38	29.27	<0.0001
Clorofila Bg+		20	22.19	3.31	22.28		

23. Nivel de clorofila de *Cynodon dactylon*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	Clorofila	{Cd-}	{Cd+}	20	20	22.49	33.76	-11.28	-13.51	-9.04	0.3156	-10.21	<0.0001	Bilateral

24. Nivel de clorofila de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal

Wallis de comparación de pares

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Clorofila As-		20	26.57	5.45	25.45	141.50	<0.0001
Clorofila As+		20	40.27	4.66	40.65		
Clorofila Bg-		20	7.85	2.66	7.38		
Clorofila Bg+		20	22.19	3.31	22.28		
Clorofila Cd-		20	22.49	3.87	23.28		
Clorofila Cd+		20	33.76	3.06	34.78		
Clorofila pl-		20	9.43	2.05	8.63		
Clorofila pl+		20	17.80	2.07	17.08		

Trat. Ranks

Bg-	16.60	A
pl-	24.55	A
pl+	57.30	B
Bg+	82.15	B C
Cd-	84.55	B C

As-	100.80	C
Cd+	130.25	D
As+	147.80	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

25. Biomasa húmeda del vástago de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	vástago húmedo	{pl-}	{pl+}	6	6	0.15	0.74	-0.59	-0.83	-0.35	0.0009	-6.27	0.0015	Bilateral

26. Biomasa húmeda del vástago de *Agave salmiana*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	vástago húmedo	{As-}	{As+}	6	6	1.18	1.12	0.06	-0.28	0.41	0.4602	0.43	0.6796	Bilateral

27. Biomasa húmeda del vástago de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
vástago húmedo	Bg-	6	0.37	0.20	0.37	0.03	0.9416
vástago húmedo	Bg+	6	0.83	1.07	0.35		

28. Biomasa húmeda del vástago de *Cynodon dactylon*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	vástago húmedo	{Cd-}	{Cd+}	6	6	3.42	5.13	-1.71	-6.60	3.18	0.3312	-0.78	0.4538	Bilateral

29. Biomasa húmeda de la raíz de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	raíz húmeda	{Pl-}	{Pl+}	6	6	0.34	0.90	-0.56	-0.95	-0.18	0.2447	-3.25	0.0087	Bilateral

30. Biomasa húmeda de la raíz de *Agave salmiana*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	raíz húmeda	{As-}	{As+}	6	6	0.09	0.08	0.02	-0.03	0.06	0.5507	0.73	0.4802	Bilateral

31. Biomasa húmeda de la raíz de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
raíz húmeda	Bg-	6	0.52	0.71	0.24	0.31	0.6190
raíz húmeda	Bg+	6	0.75	0.90	0.36		

32. Biomasa húmeda de la raíz de *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
raíz húmeda Cd-		6	3.02	2.43	2.29	0.03	0.9372
raíz húmeda Cd+		6	5.60	8.09	2.33		

33. Biomasa seca del vástago de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	vástago seco	{pl-}	{pl+}	6	6	0.08	0.31	-0.24	-0.32	-0.15	0.0162	-6.56	0.0006	Bilateral

34. Biomasa seca del vástago de *Agave salmiana*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
vástago seco As-		6	0.12	0.03	0.13	0.00	>0.9999
vástago seco As+		6	0.13	0.03	0.12		

35. Biomasa seca del vástago de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
vástago seco Bg-		6	0.11	0.08	0.09	0.41	0.5563
vástago seco Bg+		6	0.28	0.37	0.15		

36. Biomasa seca del vástago de *Cynodon dactylon*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	vástago seco	{Cd-}	{Cd+}	6	6	0.86	1.38	-0.52	-1.83	0.78	0.2643	-0.89	0.3935	Bilateral

37. Biomasa seca de la raíz de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	raíz seca	{pl-}	{pl+}	6	6	0.09	0.26	-0.17	-0.25	-0.09	0.5338	-4.64	0.0009	Bilateral

38. Biomasa seca de la raíz de *Agave salmiana*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
raíz seca As-		6	0.01	4.2E-03	0.01	0.41	0.5606
raíz seca As+		6	0.01	1.8E-03	0.01		

39. Biomasa seca de la raíz de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
raíz seca Bg-		6	0.04	0.05	0.02	0.16	0.7338
raíz seca Bg+		6	0.11	0.14	0.06		

40. Biomasa seca de la raíz de *Cynodon dactylon*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	raíz seca	{Cd-}	{Cd+}	6	6	0.27	0.54	-0.27	-0.94	0.41	0.0199	-0.96	0.3728	Bilateral

41. Porcentaje de humedad de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	% de humedad	{pl-}	{pl+}	6	6	35.59	34.92	0.67	-10.50	11.84	0.0466	0.15	0.8885	Bilateral

42. Porcentaje de humedad de *Agave salmiana*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	% de humedad	{As-}	{As+}	6	6	10.86	12.38	-1.52	-4.43	1.40	0.3002	-1.16	0.2731	Bilateral

43. Porcentaje de humedad de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% de humedad	Bg-	6	21.20	8.44	18.05	1.64	0.2403
% de humedad	Bg+	6	24.24	9.10	20.13		

44. Porcentaje de humedad de *Cynodon dactylon*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	% de humedad	{Cd-}	{Cd+}	6	6	18.06	19.32	-1.27	-6.75	4.22	0.0928	-0.51	0.6184	Bilateral

45. Porcentaje de humedad de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% humedad	As-	6	10.86	1.67	10.70	36.38	<0.0001
% humedad	As+	6	12.38	2.74	12.35		
% humedad	Bg-	6	21.20	8.44	18.05		
% humedad	Bg+	6	24.24	9.10	20.13		
% humedad	Cd-	6	18.06	2.41	17.37		
% humedad	Cd+	6	19.32	5.53	16.81		
% humedad	pl-	6	35.59	10.49	33.99		
% humedad	pl+	6	34.92	3.86	34.78		

Trat.	Ranks
As-	5.17 A

As+	9.00	A	B
Cd+	21.83	B	C
Cd-	22.33	B	C
Bg-	25.33	C	D
Bg+	31.17	C	D
pl-	40.33		D
pl+	40.83		D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

46. Eficiencia del uso del agua de *Prosopis laevigata*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA	pl-	6	0.02	0.01	0.02	8.31	0.0022
EUA	pl+	6	0.06	0.01	0.07		

47. Eficiencia del uso del agua de *Agave salmiana*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA	As-	6	0.02	3.5E-03	0.02	0.10	0.7565
EUA	As+	6	0.02	3.0E-03	0.01		

48. Eficiencia del uso del agua de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA	Bg-	6	0.02	0.02	0.01	0.23	0.6991
EUA	Bg+	6	0.04	0.06	0.02		

49. Eficiencia del uso del agua de *Cynodon dactylon*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	EUA	{Cd-}	{Cd+}	6	6	0.13	0.21	-0.08	-0.29	0.13	0.1619	-0.85	0.4176	Bilateral

50. Eficiencia del uso del agua de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
EUA	As-	6	0.02	3.5E-03	0.02	29.33	0.0001
EUA	As+	6	0.02	3.0E-03	0.01		
EUA	Bg-	6	0.02	0.02	0.01		
EUA	Bg+	6	0.04	0.06	0.02		
EUA	Cd-	6	0.13	0.11	0.10		
EUA	Cd+	6	0.21	0.21	0.17		

EUA	pl-	6	0.02	0.01	0.02
EUA	pl+	6	0.06	0.01	0.07

Trat. Ranks

Bg-	12.83	A
As-	15.17	A
As+	15.50	A
pl-	17.17	A
Bg+	20.50	A B
pl+	35.17	B C
Cd-	39.67	C
Cd+	40.00	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

51. Cociente Raíz/Vástago de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	Raíz/Vástago	{pl-}	{pl+}	6	6	1.16	0.89	0.27	-0.24	0.79	0.2480	1.17	0.2679	Bilateral

52. Cociente Raíz/Vástago de *Agave salmiana*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cociente R/V	As-	6	0.12	0.06	0.10	0.03	0.9048
Cociente R/V	As+	6	0.11	0.01	0.11		

53. Cociente Raíz/Vástago de *Bouteloua gracilis*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	Raíz/Vástago	{Bg-}	{Bg+}	6	6	0.34	0.39	-0.05	-0.26	0.16	0.6997	-0.53	0.6073	Bilateral

54. Cociente Raíz/Vástago de *Cynodon dactylon*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	Raíz/Vástago	{Cd-}	{Cd+}	6	6	0.34	0.34	3.2E-03	-0.14	0.15	0.6183	0.05	0.9619	Bilateral

55. Cociente Raíz/Vástago de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Raíz/Vástago	As-	6	0.12	0.06	0.10	37.27	<0.0001
Raíz/Vástago	As+	6	0.11	0.01	0.11		
Raíz/Vástago	Bg-	6	0.34	0.15	0.35		
Raíz/Vástago	Bg+	6	0.39	0.18	0.38		

Raíz/Vástago Cd-	6	0.34	0.12	0.35
Raíz/Vástago Cd+	6	0.34	0.10	0.32
Raíz/Vástago pl-	6	1.16	0.49	1.19
Raíz/Vástago pl+	6	0.89	0.28	1.02

Trat.	Ranks	
As+	6.67	A
As-	7.42	A
Cd-	23.83	B
Cd+	24.00	B
Bg-	24.33	B
Bg+	26.08	B C
pl+	40.50	C D
pl-	43.17	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

56. Porcentaje de colonización micorrízica de *Prosopis laevigata*. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
especie	% de colonización	{pl-}	{pl+}	6	6	8.89	62.75	-53.87	-56.26	-51.48	0.2946	-50.21	<0.0001	Bilateral

57. Porcentaje de colonización micorrízica de *Agave salmiana*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% de colonización micorríz..	As-	6	11.33	1.56	10.83	8.31	0.0022
% de colonización micorríz..	As+	6	35.00	3.50	35.83		

58. Porcentaje de colonización micorrízica de *Bouteloua gracilis*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% de colonización micorríz..	Bg-	6	11.67	2.79	13.33	8.31	0.0022
% de colonización micorríz..	Bg+	6	45.28	3.56	45.00		

59. Porcentaje de colonización micorrízica de *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
% de colonización micorríz..	Cd-	6	10.33	1.89	11.17	8.31	0.0022
% de colonización micorríz..	Cd+	6	44.72	3.06	44.17		

60. Porcentaje de colonización micorrízica de *Prosopis laevigata*, *Agave salmiana*, *Bouteloua gracilis* y *Cynodon dactylon*. Prueba de Kruskal Wallis de comparación de pares

Variable	especie	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
----------	---------	---	--------	------	----------	---	---

% de colonización micorríz.. As-	6	11.33	1.56	10.83	41.94	<0.0001
% de colonización micorríz.. As+	6	35.00	3.50	35.83		
% de colonización micorríz.. Bg-	6	11.67	2.79	13.33		
% de colonización micorríz.. Bg+	6	45.28	3.56	45.00		
% de colonización micorríz.. Cd-	6	10.33	1.89	11.17		
% de colonización micorríz.. Cd+	6	44.72	3.06	44.17		
% de colonización micorríz.. pl-	6	8.89	1.36	9.17		
% de colonización micorríz.. pl+	6	62.75	2.25	62.43		

Trat. Ranks

pl-	6.58	A
Cd-	12.33	A B
As-	14.50	A B
Bg-	16.58	A B
As+	27.50	B C
Cd+	36.08	C D
Bg+	36.92	C D
pl+	45.50	D

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

61. Evapotranspiración de los ensamblajes vegetales por tratamiento. Prueba de Kruskal Wallis

Variable	tratamiento	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
evapotranspiración	M-	20	361.40	28.21	373.69	4.86	0.0268
evapotranspiración	M+	20	381.47	25.86	383.72		

62. Transpiración de los ensamblajes vegetales por tratamiento. Prueba de t de student

Clasific	Variable	Grupo 1	Grupo 2	n(1)	n(2)	Media(1)	Media(2)	Media(1)-Media(2)	LI(95)	LS(95)	pHomVar	T	p-valor	prueba
Tratamiento	Transpiracion	{M-}	{M+}	20	20	19.32	35.77	-16.45	-17.79	-15.10	0.0095	-25.02	<0.0001	Bilateral