



Universidad Nacional Autónoma de México

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza

Establecimiento de *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha* inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares y *Azospirillum brasilense* en condiciones de invernadero

Tesis para obtener el título de Biólogo presenta:

Ulises Isaac Salazar Cabrera

Director de tesis: Arcadio Monroy Ata

Unidad de Investigación en Ecología Vegetal

CIUDAD DE MÉXICO

MAYO 2017



Investigación financiada con financiamiento de la UNAM, a través de la DGAPA
(Proyecto PAPIIT No. IN218317)



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.

AGRADECIMIENTOS

Al **Dr. Arcadio Monroy**, gracias por todo su apoyo, asesoría y amistad brindada a lo largo de este trabajo, así como a la **Biól. Yolanda Flores** por todas sus atenciones y apoyo brindado en mi estancia por la unidad de investigación en ecología vegetal de la FES-Zaragoza.

A mis sinodales

Dra. Rosalva García Sánchez por su asesoría en cuanto las técnicas micorrízicas y sus sugerencias y aportaciones a este trabajo.

Dra. Esther Matiana García Amador por brindarme el apoyo en el análisis del suelo, así como sus valiosas observaciones del trabajo.

Dra. María Socorro Orozco Almanza su tiempo invertido en este trabajo y sus recomendaciones para obtener una mejor presentación.

Al **Biol. Leonardo Ulises Guzmán Cruz** por todas sus observaciones y recomendaciones que enriquecieron este trabajo.

M. en C. Eduardo Chimal por ayudarme en la determinación de las esporas.

Biol. Norma Cabrera Torres por su apoyo y conocimientos brindados para este proceso.

A mis padres

Celia Cabrera Torres y **Obdulio Salazar Almanza** porque simplemente todo lo que soy y hago es gracias ustedes, por todo el apoyo y amor incondicional que me han brindado toda mi vida les agradezco, amo y respeto.

En particular a toda mi familia por todo su apoyo y cariño, sin ustedes no sería nada. A mis hermanos por todo lo que hemos compartido y aprendido juntos. A mis abuelos por enseñarme que un hombre siempre debe saber de dónde viene para saber a dónde va, y enseñarme que las cosas se dan con esfuerzo y trabajo. A mis tíos y primos que siempre están ahí apoyándome. A Beatriz Carolina Mena Bailón por siempre estar ahí cuando te necesito y por todo el apoyo a lo largo de este duro proceso. Y a todos mis amigos por todos esos buenos momentos y lecciones aprendidas que sin ustedes serían aburridas.

Dedico este trabajo:

*A mis padres **Obdulio Salazar Almanza y Celia Cabrera Torres**, a mis hermanos **Obdulio Salazar Cabrera y Marco Antonio Salazar Cabrera**, así como a toda mi familia.*

*A **Diego Alán Ramírez Toledano y Mateo Alejandro López Guzmán** mis amigos y compañeros que solo se adelantaron en el camino, nunca los olvidare y daré lo mejor de mí siempre porque sé que eso harían ustedes.*



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES

“ZARAGOZA”

DIRECCIÓN

JEFE DE LA UNIDAD DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR
P R E S E N T E.

Comunico a usted que el alumno **SALAZAR CABRERA ULISES ISAAC**, con número de cuenta **308292455**, de la carrera de Biología, se le ha fijado el día **02 de mayo de 2017** a las **11:00 hrs.**, para presentar examen profesional, el cual tendrá lugar en esta Facultad con el siguiente jurado:

PRESIDENTE Dra. ESTHER MATIANA GARCÍA AMADOR

Esther M. G. Amador

VOCAL Dr. ARCADIO MONROY ATA

Arcadio Monroy

SECRETARIO Dra. ROSALVA GARCÍA SÁNCHEZ

Rosalva G. Sánchez

SUPLENTE Dra. MARÍA SOCORRO OROZCO ALMANZA

María Socorro Orozco

SUPLENTE Biól. LEONARDO ULISES GUZMÁN CRUZ

Leonardo Ulises Guzmán Cruz

El título de la tesis que presenta es: **Establecimiento de *Prosopis Laevigata* y *Opuntia streptacantha* inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares y *Azospirillum brasilense* en condiciones de invernadero.**

Opción de titulación: Tesis.

Agradeceré por anticipado su aceptación y hago propia la ocasión para saludarle.

ATENTAMENTE
“POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU”
Ciudad de México, a 28 de marzo de 2017

DR. VÍCTOR MANUEL MENDOZA NÚÑEZ
DIRECTOR



RECIBÍ
OFICINA DE EXÁMENES
PROFESIONALES Y DE GRADO

VO. BO.
M. en C. ARMANDO CERVANTES SANDOVAL
JEFE DE CARRERA

ÍNDICE GENERAL

I.	RESUMEN.....	1
II.	INTRODUCCIÓN.....	2
III.	MARCO TEÓRICO.....	4
	3.1 Zonas áridas y semiáridas de México.....	4
	3.2 <i>Opuntia streptacantha</i> Lemaire.....	5
	3.3 <i>Prosopis laevigata</i> (Humb. & Bonpl. Ex Willd) M.C. Johnst.....	8
	3.4 Restauración ambiental.....	11
	3.5 Hongos micorrizógenos (HM).....	12
	3.6 Hongos micorrizógenos arbusculares.....	14
	3.7 <i>Azospirillum brasilense</i>	17
IV.	JUSTIFICACIÓN.....	19
V.	PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	20
VI.	HIPÓTESIS.....	21
VII.	OBJETIVOS.....	21
	7.1 General.....	21
	7.2 Objetivos específicos.....	21
VIII.	MÉTODO.....	22
	8.1 Procedencia de las semillas y germinación.....	22
	8.2 Procedencia del sustrato y pruebas previas.....	22
	8.3 Procedencia y preparación de los inóculos.....	22
	8.4 Diseño experimental.....	22
	8.5 Análisis de suelo.....	24
	8.6 pH relación 2:1.....	24
	8.7 Conductividad eléctrica.....	24
	8.8 Densidad aparente.....	24
	8.9 Densidad real.....	25
	8.10 Porcentaje de espacio poroso.....	25
	8.11 Materia orgánica.....	25
	8.12 Medición de variables de cultivo.....	26
	8.13 Altura.....	26
	8.14 Cobertura.....	27
	8.15 Medición de variables al final del cultivo.....	27
	8.16 Tasa de crecimiento relativo (TCR).....	27
	8.17 Potencial hídrico.....	27
	8.18 Biomasa húmeda y biomasa seca.....	28
	8.19 Cociente raíz/vástago.....	30
	8.20 Porcentaje de colonización micorrízica.....	31
	8.21 Extracción de esporas.....	32
	8.22 Determinación de géneros y especies de HMA.....	32
	8.23 Determinación de <i>Azospirillum brasilense</i>	33
	8.24 Análisis estadístico.....	34

	8.25	Diagrama de flujo del método.....	34
IX.		RESULTADOS.....	35
	9.1	pH.....	35
	9.2	Conductividad eléctrica.....	36
	9.3	Densidad aparente.....	37
	9.4	Densidad real.....	38
	9.5	Porcentaje de espacio poroso.....	39
	9.6	Materia orgánica.....	40
	9.7	Supervivencia.....	41
	9.8	Crecimiento.....	44
	9.9	Altura.....	44
	9.10	Cobertura (<i>Prosopis laevigata</i>).....	46
	9.11	Número de hojas (<i>Prosopis laevigata</i>).....	47
	9.12	Tasa de crecimiento relativo (TCR).....	48
	9.13	Potencial hídrico.....	49
	9.14	Biomasa húmeda.....	50
	9.15	Biomasa seca.....	52
	9.16	Cociente raíz/vástago.....	54
	9.17	Porcentaje de colonización micorrízica y de las diferentes estructuras de HMA.....	55
	9.18	Conteo de esporas.....	59
	9.19	Identificación de esporas.....	60
	9.20	Determinación de la presencia de <i>Azospirillum brasilense</i>	63
	9.21	Análisis de componentes principales.....	64
X.		DISCUSIÓN.....	67
XI.		CONCLUSIONES.....	73
XII.		REFERENCIAS.....	75
	12.1	Páginas web.....	85
XIII.		ANEXOS.....	86

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Distribución de las zonas áridas y semiáridas de México.....	5
Figura 2. <i>Opuntia streptacantha</i>	8
Figura 3. <i>Prosopis laevigata</i>	9
Figura 4. Diferentes tipos de colonización por hongos micorrizógenos.....	14
Figura 5. Colonización y estructuras de HMA en la raíz de las plantas.....	15
Figura 6. Consenso en la clasificación de Glomeromycota.....	16
Figura 7. Plántulas de mezquite.....	23
Figura 8. Plantas de mezquite.....	26
Figura 9. Plantas de nopal.....	26
Figura 10. Cámara de Schöllander.....	27
Figura 11. Generación de presión (Potencial hídrico)	27
Figura 12. Burbuja de agua formada tras la presión en la planta (potencial hídrico).....	28
Figura 13. Raíz de <i>Prosopis laevigata</i> testigo.....	28
Figura 14. Raíz de <i>Prosopis laevigata</i> inoculada con HMA.....	28
Figura 15. Raíz de <i>Prosopis laevigata</i> con HMA y <i>A. brasilense</i>	29
Figura 16. Raíz de <i>Prosopis laevigata</i> con <i>A. brasilense</i>	29
Figura 17. Tallo <i>Opuntia streptacantha</i> con HMA.....	29
Figura 18. Tallo <i>Opuntia streptacantha</i> con HMA y <i>A. brasilense</i>	29
Figura 19. Tallo <i>Opuntia streptacantha</i> <i>A. brasien</i> se.....	29
Figura 20. Tallo <i>Opuntia streptacantha</i> testigo.....	29
Figura 21. Raíz de <i>Opuntia streptacantha</i> con HMA y <i>A. brasilense</i>	30
Figura 22. Raíz de <i>Opuntia streptacantha</i> con <i>A. brasilense</i>	30
Figura 23. Raíz de <i>Opuntia streptacantha</i> testigo.....	30
Figura 24. Raíz de <i>Opuntia streptacantha</i> con HMA.....	30
Figura 25. Raicillas en blanqueo con peróxido de hidrógeno.....	31
Figura 26. Raicillas en tinción con azul de tripano.....	31
Figura 27. Montaje de raicillas para la observación al microscopio.....	31

Figura 28. Vaso con 100 g de suelo.....	32
Figura 29. Motor eléctrico para la dispersión de agregados.....	32
Figura 30. Condiciones de esterilidad en la siembra bacteriana.....	33
Figura 31. Tubos de ensaye con medio de cultivo NFB.....	33
Figura 32. Diagrama de flujo del método.....	34
Figura 33. pH de las muestras de suelo utilizado como sustrato para <i>Prosopis laevigata</i>	35
Figura 34. pH del sustrato de los diferentes tratamientos en <i>Opuntia streptacantha</i>	36
Figura 35. Conductividad eléctrica en los suelos de los diferentes tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	36
Figura 36. Conductividad eléctrica en los suelos de los diferentes tratamientos de <i>Opuntia streptacantha</i>	37
Figura 37. Densidad aparente del suelo de los diferentes tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	37
Figura 38. Densidad aparente de los suelos en los diferentes tratamientos de <i>Opuntia streptacantha</i>	38
Figura 39. Densidad real de los suelos en los diferentes tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	38
Figura 40. Densidad real de los suelos de los diferentes tratamientos en <i>Opuntia streptacantha</i>	39
Figura 41. Porcentaje de espacio poroso en los suelos de los diferentes tratamientos en <i>Prosopis laevigata</i>	39
Figura 42. Porcentaje de espacio poroso en las muestras de suelo en los diferentes tratamientos de <i>Opuntia streptacantha</i>	40
Figura 43. Porcentaje de materia orgánica en el suelo de los diferentes tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	40
Figura 44. Porcentaje de materia orgánica en el suelo de los diferentes tratamientos en <i>Opuntia streptacantha</i>	41
Figura 45. Porcentaje de supervivencia de <i>Prosopis laevigata</i> , durante el tiempo en días del experimento.....	42

Figura 46. Porcentaje de supervivencia final en las plantas de <i>Prosopis laevigata</i>	42
Figura 47. Porcentaje de supervivencia de <i>Opuntia streptacantha</i> durante el tiempo en días.....	43
Figura 48. Porcentaje final de supervivencia de <i>Opuntia streptacantha</i>	43
Figura 49. Altura promedio de los tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i> registrada durante el experimento en días.....	44
Figura 50. Altura final de los diferentes tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	45
Figura 51. Altura final de los diferentes tratamientos de <i>Opuntia streptacantha</i> durante el tiempo del experimento.....	45
Figura 52. Altura final de los tratamientos de <i>Opuntia streptacantha</i>	46
Figura 53. Cobertura de los tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	46
Figura 54. Cobertura final de los diferentes tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	47
Figura 55. Número de hojas en los diferentes tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i> durante el experimento.....	47
Figura 56. Promedios del número de hojas al final del experimento en los diferentes tratamientos en <i>Prosopis laevigata</i>	48
Figura 57. Tasa de crecimiento relativo en <i>Prosopis laevigata</i>	48
Figura 58. Tasa de crecimiento relativo en <i>Opuntia streptacantha</i>	49
Figura 59. Potencial hídrico en los diferentes tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	49
Figura 60. Biomasa húmeda del vástago en los diferentes tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	50
Figura 61. Biomasa húmeda de raíz en <i>Prosopis laevigata</i>	50
Figura 62. Biomasa húmeda de vástago en los diferentes tratamientos de <i>Opuntia streptacantha</i>	51
Figura 63. Biomasa húmeda de raíz de <i>Opuntia streptacantha</i>	51
Figura 64. Biomasa seca del vástago en los diferentes tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	52
Figura 65. Biomasa seca de raíz en los tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	52

Figura 66. Biomasa seca del vástago en los diferentes tratamientos de <i>Opuntia streptacantha</i>	53
Figura 67. Biomasa seca de raíz en los tratamientos de <i>Opuntia streptacantha</i>	53
Figura 68. Cociente raíz/vástago en los tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	54
Figura 69. Cociente raíz/vástago en los tratamientos de <i>Opuntia streptacantha</i>	54
Figura 70. Porcentaje de colonización micorrízica en las plantas de <i>Prosopis laevigata</i>	55
Figura 71. Porcentaje de colonización radical en <i>Prosopis laevigata</i> , en los tratamientos HMA+ y HMA+B+.....	55
Figura 72. Porcentaje de colonización micorrízica en las plantas de <i>Opuntia streptacantha</i>	56
Figura 73. Porcentaje de colonización radical en <i>Opuntia streptacantha</i> , en los tratamientos HMA+ y HMA+B+.....	56
Figura 74. Hifas y vesículas en raíz de <i>Prosopis laevigata</i> . Fotografía tomada a 20x.....	57
Figura 75. Hifas y vesículas en raíz de <i>Prosopis laevigata</i> . Fotografía tomada a 40x.....	57
Figura 76. Raíz de <i>Opuntia streptacantha</i> colonizada por hifas y vesículas de HMA. Fotografía tomada a 10 x.....	58
Figura 77. Hifas y vesículas en raíz de <i>Opuntia streptacantha</i> . Fotografía tomada a 40 x.....	58
Figura 78. Número de esporas extraídas de 100 g de suelo en los diferentes tratamientos de <i>Prosopis laevigata</i>	59
Figura 79. Número de esporas extraídas de 100 g de suelo en los diferentes tratamientos de <i>Opuntia streptacantha</i>	59
Figura 80. <i>Funneliformis mosseae</i>	60
Figura 81. Hifa en forma de embudo.....	60
Figura 82. <i>Funneliformis geosporum</i>	60
Figura 83. Hifa en forma de embudo delgado y capa laminar gruesa.....	60
Figura 84. <i>Entrophospora infrequens</i>	61

Figura 85. Ornamentaciones.....	61
Figura 86. <i>Scutellospora</i> sp.....	61
Figura 87. <i>Glomus</i> sp.....	61
Figura 88. Formación de una película blanca en el medio de cultivo NFB que demuestra la presencia de <i>Azospirillum brasilense</i>	62
Figura 89. Análisis de componentes principales de las variables en los tres tratamientos y grupo testigo en <i>Prosopis laevigata</i>	63
Figura 90. Análisis de componentes principales de las variables en los tres tratamientos y el grupo testigo en <i>Opuntias streptacantha</i>	64

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de <i>Opuntia streptacantha</i> Lemaire.....	7
Cuadro 2. Clasificación taxonómica de <i>Prosopis laevigata</i> (Humb. & Bonpl. Ex Willd.) M.C. Johnst	9
Cuadro 3. Tipos de micorrizas y sus características.....	13
Cuadro 4. Número de repeticiones por tratamiento.....	23
Cuadro 5. Resultados <i>Prosopis laevigata</i>	65
Cuadro 6. Resultados <i>Opuntia streptacantha</i>	66

I. RESUMEN

México presenta extensas regiones áridas y semiáridas, las cuales cubren el 54.3% de la superficie total, la lluvia es escasa y errática, ocasionando que se conjuguen factores que facilitan la erosión edáfica. En estos ambientes las interacciones entre los microorganismos y las plantas son determinantes en el funcionamiento del ecosistema; así los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) contribuyen a la planta al suministro de agua y nutrientes esenciales y las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal a la fijación de N y producción de auxinas. Por otra parte, la restauración ambiental busca alternativas ante el impacto producido por el ser humano sobre los ecosistemas, utilizando técnicas que involucren a las especies nativas y el suelo propio del sitio. Por ello, en este trabajo se realizó la inoculación de plantas de *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha* con tres tratamientos: inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares, con *Azospirillum brasilense*, con ambos organismos y un grupo testigo. El sustrato utilizado fue una mezcla de suelo proveniente del municipio de Tezontepec de Aldama, Hidalgo, México y arena sílica 2:1 (V/V). El objetivo fue establecer las plantas en condiciones de invernadero. Para esto, se tomaron parámetros de supervivencia, altura, cobertura, número de hojas y la tasa de crecimiento relativa (TCR) al final del experimento; también se realizó un análisis del suelo mediante la densidad aparente, densidad real, porcentaje de espacio poroso, pH, conductividad eléctrica y materia orgánica, posteriormente se cosechó un grupo de plantas de cada tratamiento y el grupo testigo de las dos especies para evaluar la biomasa húmeda del vástago y raíz, la biomasa seca de vástago y raíz, con los que se calculó el cociente raíz/vástago de ambas especies y el potencial hídrico caulinar de *Prosopis laevigata*. También se determinó la presencia de *Azospirillum brasilense* mediante un medio de cultivo específico y se realizó la tinción de las raíces para calcular el porcentaje de colonización micorrízica en las plantas. Además, se extrajeron las esporas del sustrato utilizado para la determinación de las especies de hongos micorrizógenos arbusculares.

Los resultados en *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha* muestran diferencias significativas ($p < 0.05$) en valores de supervivencia, altura, TCR, biomasa húmeda y seca de raíz y vástago, así como el porcentaje de colonización micorrízica entre tratamientos, siendo los grupos inoculados con HMA y con ambos organismos los que tienen mayores valores en comparación con los testigos. En relación al potencial hídrico caulinar y la cobertura, en *Prosopis laevigata*, también se vieron favorecidos por la inoculación de ambos organismos. Los HMA asociados a las plantas de *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha* fueron *Funneliformis mosseae*, *Funneliformis geosporum*, *Entrophospora infrenquens*, *Glomus* spp. y *Scutellospora* spp. Por lo anterior se concluye que la inoculación de plantas como *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha* con HMA y *Azospirillum brasilense* es una alternativa recomendable para el establecimiento vegetal y la recuperación de ecosistemas áridos y semiáridos deteriorados.

II. INTRODUCCIÓN

Se consideran zonas áridas, aquellas áreas que reciben una precipitación pluvial media anual menor a 350 mm, y semiáridas a las que reciben entre 350 y 600 mm anuales (Tarango 2005). Son regiones donde la alta presión causa que el aire caliente descienda, resultando en masas de aire seco estable, la lluvia es escasa y poco predecible, hay una intensa radiación solar, altas temperaturas atmosféricas y temperaturas extremas en el suelo (Granados-Sánchez *et al.*, 1998). Las propiedades físicas del suelo incluyen alta erodabilidad, susceptibilidad a sellarse y encostrarse en su formación, poca capacidad de retención de agua, perfil de endurecimiento, inestabilidad en la estructura, bajo contenido y actividad de las arcillas y altas temperaturas que superan los 40 °C, mientras que en algunas noches desciende a -10 °C o menos (Hernández y García, 1997; Simancas, 2007).

Estas zonas mantienen una diversidad botánica de unas seis mil especies, y son, a su vez depositarias de los más altos niveles de endemismos del país, ya que estas plantas presentan una gran variedad de mecanismos estructurales y funcionales que les ha permitido sobrevivir en ambientes con severas restricciones ecológicas, debido esencialmente a la escasez de agua (Cervantes, 2005). Esto lleva a considerarlas como áreas con alto potencial en la obtención de recursos naturales y su uso como materias primas. Aunque la baja productividad por problemas de salinización y erosión de los suelos (Velasco-Molina, 1991) y la compleja ecología, les confiere gran fragilidad ante el impacto antropogénico a gran escala.

En los últimos 100 años la vegetación de las zonas áridas ha sido alterada en casi toda su extensión debido al gran deterioro ambiental en el ecosistema que reduce de manera efectiva la productividad del suelo (Landa, 1997), tierras destinadas para la agricultura de temporal y de riego han ocasionado un severo cambio en la cobertura vegetal, composición y estructura de las comunidades de plantas, que provocan erosión y pérdida del suelo y del funcionamiento de los ecosistemas en general (Van Auken, 2000; Jiménez, 2005); causado por la sobreexplotación de recursos naturales, excesiva deforestación y extracción de leña, sobrepastoreo de ganado introducido, entre otros factores. Esto no solo afecta las capacidades de estas regiones para regenerarse, sino que también contribuyen a la pérdida de biodiversidad y a su invasión por especies exóticas.

La necesidad del mantenimiento, calidad y la sostenibilidad de los recursos del suelo es una cuestión clave, no sólo para optimizar la estabilidad y la productividad de ecosistemas naturales, sino también para prevenir la erosión y minimizar tensiones ambientales negativas (Buscot, 2005). En particular, la restauración ambiental se refiere al proceso de recuperar integralmente un ecosistema que se encuentra parcial o totalmente degradado, en cuanto a su estructura vegetal, composición de especies, funcionalidad y autosuficiencia, hasta llevarlo a

condiciones semejantes a las presentadas originalmente (Meffé y Carroll, 1994), utilizando a los organismos nativos del lugar.

Asimismo, factores físicos, químicos y biológicos están implicados en el marco de interacciones que intervienen en el funcionamiento de un ecosistema (Barea *et al.*, 2005). Entre estos se encuentra la biota del suelo, que es responsable de funciones críticas de los ecosistemas, tales como el ciclo biogeoquímico de los nutrimentos, el contenido de materia orgánica en el suelo, el mantenimiento de la salud de las plantas y la calidad del suelo (Richardson *et al.*, 2009).

En este sentido las actividades microbianas son particularmente relevantes en la interface raíz-suelo, es decir la rizosfera, donde los microorganismos interactúan con las plantas y los constituyentes del suelo (Giri *et al.*, 2005; Richardson *et al.*, 2010). Entre los miembros más influyentes de la microbiota del suelo están los hongos micorrizógenos, las bacterias fijadoras de nitrógeno, y las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR por sus siglas en inglés) (Collados, 2006). Los hongos micorrizógenos son responsables de establecer una simbiosis mutualista con el 95% de las especies de plantas en la Tierra, colonizando su raíz por lo que se les llama micorrizas, y en el 80% de las especies vegetales forman las llamadas micorrizas arbusculares (HMA) (Brundrett *et al.*, 1996; Smith y Read, 1997; Barea *et al.*, 2008). Esta relación da como resultado un intercambio de nutrientes, agua y energía, donde el hongo facilita a la planta una mayor absorción de agua y una mayor absorción de nitrógeno y fósforo (Jakobsen, *et al.*, 1994; Ferrera y Alarcón, 2001; Varela y Guadarrama, 2003), y la planta le proporciona al hongo carbohidratos procedentes de la fotosíntesis y protección (Montaño *et al.*, 2007; Martínez y Pugnaire, 2009).

Las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR) son un gran grupo de bacterias que dado su metabolismo producen efectos beneficio en el crecimiento de las plantas debido a la síntesis de fitohormonas y a la fijación biológica de nitrógeno, muchas de ellas relacionadas con los géneros *Azospirillum*, *Azotobacter* y *Pseudomonas* (Schoebitz, 2006). Una visión para la restauración de zonas áridas y semiáridas es el establecimiento de plantas leñosas inoculadas con estos microorganismos, ya que estas asociaciones otorgan beneficios al suelo, a los vegetales que conforman la asociación y al ecosistema en general, evitando el deterioro del ambiente y favoreciendo la sucesión ecológica de plantas, incrementado el ciclo de nutrimentos, incremento en la fertilidad del suelo entre otros beneficios en los diferentes niveles de organización que conforman la comunidad.

El objetivo general de este trabajo es el establecimiento de *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha*, inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares y bacterias promotoras del crecimiento vegetal (*Azospirillum brasilense*), en condiciones de invernadero, para favorecer el desarrollo vegetal siendo esta acción importante en programas de restauración de los ecosistemas semiáridos.

III. MARCO TEORICO

3.1 Zonas áridas y semiáridas de México

México se extiende entre los 14° 32' 27" de latitud sur y 32° 43' 06" de latitud norte, (Tamayo 2003); lo afectan en su posición boreal el cinturón de las altas presiones del hemisferio norte, donde las corrientes de aire son descendientes, y al bajar se calientan, comprimen y pierden su humedad, la cual dificulta la precipitación ocasionando climas secos conocidos como áridos y semiáridos las cuales cubren el 54.3% de la superficie total del país (Cervantes, 2002) (Figura 1).

Se consideran zonas áridas, aquellas áreas que reciben una precipitación pluvial media anual menor a 350 mm, y semiáridas a las que reciben entre 350 y 600 mm anuales (Tarango 2005). Son regiones donde la alta presión causa que el aire caliente descienda, resultando en masas de aire seco estable, la lluvia es escasa y poco predecible. Las propiedades físicas del suelo incluyen alta erodabilidad, susceptibilidad a sellarse y encostrarse en su formación, poca capacidad de retención de agua, perfil de endurecimiento, inestabilidad en la estructura, bajo contenido y actividad de las arcillas y altas temperaturas que superan los 40 °C, mientras que en algunas noches desciende a -10 °C o menos (Hernández y García, 1997; Simancas, 2007).

Estas zonas de apariencia inhóspita mantienen una diversidad botánica de unas seis mil especies y son, a su vez, depositarias de los más altos niveles de endemismos en México (Montaño y Monroy, 2000). Estas plantas presentan una gran variedad de mecanismos estructurales y funcionales que les ha permitido sobrevivir en ambientes con severas restricciones ecológicas como la escasez de agua, con una distribución de la precipitación pluvial altamente errática y que ocurre en pocos eventos y de tipo torrencial, que facilitan la erosión edáfica. Asimismo, hay una baja productividad por problemas de salinización y erosión de los suelos lo que confiere gran fragilidad edáfica ante el impacto antropogénico a gran escala (Velasco-Molina, 1991).

En los ambientes semiáridos se presentan asociaciones entre vegetales, en la cual una planta leñosa llamada nodriza genera un microclima bajo su cobertura aportando materia orgánica, lo cual permite que se establezcan plantas herbáceas que mantienen una relación estrecha de cooperación y contribuyen al mantenimiento del microclima mediante su transpiración y acumulación de materia orgánica formando así una isla de recursos para desarrollar una asociación mutualista (Callaway, 1997; De la Rosa y Monroy, 2006).

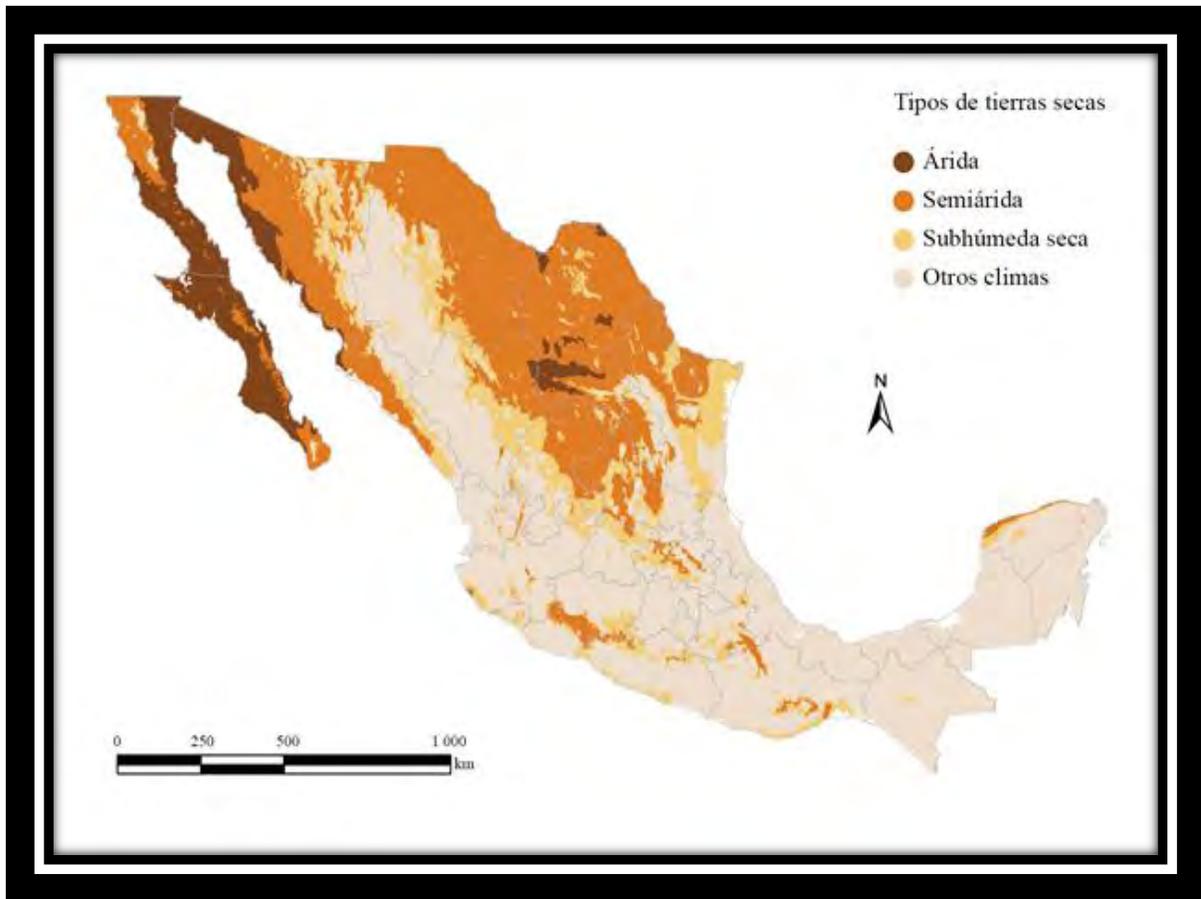


Figura 1. Distribución de las zonas áridas y semiáridas de México. Fuente: UACH, (2011).

3.2 *Opuntia streptacantha* Lem.

La vegetación de México varía de acuerdo con las características microclimáticas, topográficas, sustrato geológico y condiciones edáficas de las diversas localidades; en ambientes semiáridos predominan las plantas con forma de vida arbustiva, plantas bajas, leñosas y muy ramificadas desde la base con el nombre genérico de matorral xerófilo, que alternan con pastizales y con algunos manchones aislados de vegetación arbórea (Cervantes, 2002).

El grupo de las cactáceas constituye un grupo de especies de flora que caracteriza a las zonas áridas y semiáridas; La familia es originaria del continente americano y apareció hace cerca de 80 millones de años (Jiménez, 2011). El grupo está constituido por cerca de 2,000 especies, las cuales se encuentran distribuidas en el continente americano, desde el norte de Canadá hasta la Patagonia, y desde el nivel del mar, en dunas costeras, hasta los 5,100 msnm, en Perú (Jiménez, 2011), se distinguen junto con los mezquites, el ébano, las gobernadoras, las yucas, los magueyes y otras plantas típicas de los ecosistemas xerófilos mexicanos cuyas características ecológicas lo ubican como el país que alberga la mayor cantidad de especies de esta familia (Alanís y Velazco, 2008).

Dentro de las cactáceas, el género *Opuntia* es uno de los más diversos y está ampliamente distribuido en América tiene entre 191-215 especies (Scheinvar, *et al.*, 2011). El género *Opuntia* comprende plantas perennes, suculentas, arborescentes, arbustivas o rastreras. El tronco bien definido o con ramas desde la base, erectas, extendidas o postradas, artículos globosos, claviformes, cilíndricos o aplanados (cladodios), muy carnosos o leñosos; limbo de hojas pequeño, cilíndrico, carnosos, caduco muy pronto; aréolas con espinas, pelos, glóquidas y a veces glandulares; por lo general, las de la parte superior de los artículos son las productoras de flores.

Son plantas arborescentes, ramosas, con artículos glabros, verdes, las espinas son blancas o ligeramente amarillentas. Las flores son amarillas hasta anaranjadas. Su fruto es carnosos, comestible. Estas plantas han dado origen a híbridos naturales y a numerosas variedades y formas hortícolas se distinguen principalmente por la forma, color, tamaño y sabor de sus frutos (INECC, 2007).

El sistema radical es perenne, extenso y superficial, las raicillas secundarias están provistas de pelos absorbentes, caducos, ya que su presencia se limita a la época de lluvias, su estructura y funcionamiento le permiten captar con eficiencia la mayor cantidad de agua durante los breves periodos de lluvia. Los nopales con artículos planos, que se denominan cladodios, estos están tiernos, son muy suculentos y poco lignificados; posteriormente, al envejecer poseen una cutícula lignificada y numerosas fibras que le dan una consistencia casi leñosa. Las flores son solitarias, sentadas y nacen en las aréolas; cáliz con tubo oval, soldado con ovario y limbo; numerosos estambres persistentes, filamentos largos, coloridos; anteras longitudinalmente dehiscentes; pistilo grueso, tubuloso, digitado en su extremo, formando varios lóbulos estigmáticos. Su fruto es una baya ovoide, cilíndrica, unilocular, umbilicada en el extremo superior (cicatriz floral); pericarpio correoso. El número de semillas es variable; son lenticulares, testa clara y arilo ancho (INECC, 2007).

Se consideran 93 especies de *Opuntia* silvestres en México, casi el 50% del total de las especies conocidas del género *Opuntia* en el Continente Americano, de las cuales 62 (66.7%) son endémicas (Scheinvar *et al.*, 2011). Aún no se cuentan con datos precisos de la región de origen del género *Opuntia*, sin embargo, México es un importante centro de diversificación de este género (Bravo-Hollis 1978). Este género, así como toda la familia Cactácea, es originaria de América; la ausencia de especies nativas fuera de este continente refleja un origen reciente.

Opuntia streptacantha (Figura 2), pertenece a la Familia Cactaceae (Cuadro 1). Es una planta endémica de México, donde está ampliamente distribuida, se encuentra en los estados de Aguascalientes, Ciudad de México, Durango, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potos, Tamaulipas, Tlaxcala y Zacatecas (Hunt *et al.*, 2006), más al sur reaparece en las porciones más áridas de la cuenca del Río Balsas, Papaloapan, Tehuantepec y depresión de Cuicatlán (Scheinvar *et al.*, 2011).

Crece a elevaciones de 1,600 a 2,400 msnm (Arias *et al.*, 2013). Las extensiones más importantes del matorral crasicaule o nopalera, se forman donde el clima es cálido (16-22°C) y moderadamente árido (300-600 mm de agua anuales).

La antigüedad del uso del nopal en México, evidenciada en los hallazgos arqueológicos, la presencia actual de diversas formas silvestres y la gran tradición en su utilización y manejo, parecen indicar que México es el centro de origen del nopal de tunas (Colunga, 1986).

Actualmente, la producción de tunas y xoconostles en México se encuentra ampliamente distribuida en una gran variedad de zonas, con condiciones edáfico-climáticas diversas (Gallegos *et al.*, 2003). Los cladodios juveniles son utilizados como verdura en la alimentación humana y como remedio para muchas afecciones. Las plantas son utilizadas en prácticas agroforestales, asociadas con cultivos de especies agrícolas y/o forrajeras, también como cercos vivos espinosos, barreras vivas para la retención de suelos, protección de taludes contra la erosión y en general, como parte de prácticas de protección de suelos. Las flores son utilizadas en guisos especiales. Los frutos poseen gran valor nutritivo y medicinal superior al de otras frutas en varios de sus componentes (Scheinvar *et al.*, 2011).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de *Opuntia streptacantha* Lemaire; fuente: Guzmán *et al.*, 2003.

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Caryophyllales
Familia	Cactaceae
Género	<i>Opuntia</i>
Especie	<i>Opuntia streptacantha</i>



Figura 2. *Opuntia streptacantha*. Fuente: www.cactulife.com (2016).

3.3 *Prosopis laevigata* (Humb. & Bonpl. Ex Willd.) M.C. Johnst

El mezquite (Figura 3), es un árbol o arbusto espinoso, perenne, que llega a medir hasta 15 m de altura, de acuerdo con la profundidad del suelo. Su raíz principal puede medir hasta 50 m de profundidad, para llegar al manto freático y cuenta con raíces laterales que se extienden en un radio hasta de 15 m para obtener agua. Las hojas de tipo compuestas, bipinnadas, con hojas de 12 a 15 pares de folíolos oblongos o lineares de 5 a 10 mm de largo; esta reducción de su sistema foliar es para hacer uso eficiente del agua ya que sus estomas se cierran cuando incrementa el déficit de presión de vapor y las hojas se pliegan a mediodía para disminuir el grado de insolación (Flores, 1993); sus flores son pequeñas de color amarillo verdoso agrupadas en inflorescencias en racimos en forma de espiga densas que miden de 5 a 10 cm de largo, producen un aroma y néctar para atraer a los polinizadores; son hermafroditas, de simetría radiada, florece durante la primavera; los frutos son vainas con longitud de 10 a 30 cm y contiene de 10 a 12 semillas, legumbre lineal, algo falcada, mide de 7 a 20 cm de largo por 8 a 15 mm de ancho, de color café-amarillento, a veces rojizo, algo constreñida entre las semillas; éstas oblongas, comprimidas que miden de 8 a 10 mm de largo, de color blanco-amarillento (González-Espinosa, 1998; Cervantes, 2005; Rodríguez *et al.*, 2014).

Cuadro 2. Clasificación Taxonómica de *Prosopis laevigata* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) M.C. Johnst. Fuente: CONABIO, 2016.

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Fabales
Familia	Leguminosae/ Fabaceae
Género	<i>Prosopis</i>
Especie	<i>Prosopis laevigata</i>



Figura 3. Inflorescencias y pinnas de *Prosopis laevigata*. Fuente: www.naturalista.mx (2013).

Al ser una especie freatfita desempeña un papel en la modificación a los ambientes áridos y semiáridos, permitiendo que prosperen otras especies anuales y herbáceas, proveyendo a las especies asociadas con un microclima favorable bajo su cobertura, también a epifitas, hemiparásitas y numerosas especies de fauna sobre todo a arañas e insectos (Mares *et al.*, 1977); Además, de ser una especie que realiza simbiosis con bacterias del genero *Rhizobium*, las cuales se caracterizan por ser fijadoras de nitrógeno atmosférico, contribuyendo a la fertilidad del suelo y a controlar la erosión natural (Cervantes, 2005).

El género *Prosopis* (Cuadro 2), es cosmopolita: a nivel mundial existen 44 especies, 42 de las cuales se encuentran en el continente americano, distribuidas en dos grandes centros: el norteamericano (mexicano-texano) y el sudamericano (argentino-paraguayo-chileno), se le encuentra desde el nivel del mar hasta los 2200 de altitud. Tiene gran importancia ecológica como recurso alimenticio, las hojas son utilizadas por larvas de mariposas, escarabajos y otros insectos, las flores proporcionan polen y néctar en mayor cantidad que la mayoría de las plantas del desierto; las inflorescencias también sirven como sitio de cacería para arañas, mántidos y chinches o como sitio de apareamiento para algunas otras especies (Simpson, 1977).

En México tiene una gran distribución alrededor de toda la República teniendo presencia en Aguascalientes, Ciudad de México, Coahuila, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Michoacán, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Tamaulipas, Veracruz y Zacatecas (Cervantes, 2002).

El mezquite fue un recurso de gran importancia para los primeros habitantes de zonas áridas y semiáridas, ya que aprovecharon esta planta de diferentes maneras ya sea como alimento, combustible, sombra, planta medicinal y como utensilio o juguete, posteriormente como forraje, carbón, apicultura, extracción de gomas y uso maderable (Flores, 1993).

Por ello las comunidades vegetales conformadas por mezquite se les considera como áreas con alto potencial en la obtención de recursos naturales, pero en los últimos 100 años la vegetación ha sido alterada en casi toda su extensión debido al gran deterioro ambiental en el ecosistema que reduce de manera efectiva la productividad del suelo (Landa, 1997); tierras destinadas para la agricultura de temporal y de riego han ocasionado un severo cambio en la cobertura vegetal, composición y estructura de las comunidades de plantas, que provocan erosión y pérdida del suelo y del funcionamiento de los ecosistemas en general así como la sobreexplotación de recursos naturales, como es el caso de una excesiva deforestación y extracción de leña, sobrepastoreo de ganado introducido entre otros factores (Van Auken, 2000).

3.4 Restauración ambiental

De acuerdo al Atlas Mundial de Desertificación (UNEP, 1997) México, al igual que Estados Unidos, Bolivia, Perú, Chile y Argentina, se encuentra entre los países con severo grado de desertificación, afectando ésta al 76% del total de sus zonas áridas y semiáridas (López-Ocaña, 1996).

La necesidad del mantenimiento, calidad y la sostenibilidad de los recursos del suelo es una cuestión clave, no sólo para optimizar la estabilidad y la productividad de ecosistemas naturales, sino también para prevenir la erosión y minimizar tensiones ambientales negativas (Buscot, 2005). En particular, la restauración ambiental se refiere al proceso de recuperar integralmente un ecosistema que se encuentra parcial o totalmente degradado, en cuanto a su estructura vegetal, composición de especies, funcionalidad y autosuficiencia (Meffé y Carroll, 1996).

La restauración ambiental o recuperación del capital natural es una ciencia reciente (antes llamada restauración ecológica) en la que su principal base son los procesos ecológicos y evolutivos de los ecosistemas y por medio de esto recuperar la estructura y función del mismo tras verse modificado por perturbaciones producidas por efectos antropogénicos, por procesos naturales como huracanes, erupciones volcánicas, terremotos, o una combinación de ambos. Sin embargo, los procesos antropogénicos en la actualidad han llegado a convertirse en la causa principal de degradación (Brown y Lugo, 1990).

Los ecosistemas no se encuentran en estados estáticos de equilibrio, sino en flujo continuo, con etapas sucesivas, unas de cambio drástico y otras de cambios paulatinos. Esto implica que ciertos tipos de disturbios en los ecosistemas forman parte de la dinámica normal de estos (Pickett y White, 1985); poseen características que les permiten responder por sí mismas ante las perturbaciones que constantemente ocurren en el medio ambiente y que causan destrucción. Por ello y dependiendo de la intensidad y duración de las perturbaciones ambientales un ecosistema, responde a través de la sucesión ecológica, que es un proceso autoregenerativo por el cual recupera su estructura y función original pero en algunos casos, los daños ocasionados al sistema ecológico son demasiado severos debido a que la o las perturbaciones son demasiado intensas o se prolongan por demasiado tiempo afectando seriamente los procesos sucesionales, lo cual disminuye la habilidad para recuperarse en forma natural (Bradshaw, 1983).

Por ello esta disciplina promueve la reconstrucción de ecosistemas deteriorados y analiza técnicas que favorecen la sucesión ecológica, descontaminación de suelo y agua, la reintroducción de especies, la rehabilitación edáfica, la captación y retención de humedad del suelo y el establecimiento de una nueva cubierta vegetal (Monroy y García, 2009).

3.5 Hongos micorrizógenos (HM)

Los hongos micorrizógenos son responsables de establecer una simbiosis mutualista con el 95% de las especies de plantas en la Tierra, colonizando su raíz por lo que se les llama micorrizas (Brundrett *et al.*, 1996; Smith y Read, 2002; Barea *et al.*, 2008) para después desarrollar una red hifal externa que se extiende por el suelo actuando como un sistema radical complementario para la adquisición de agua y nutrientes en beneficio de la planta, confiriéndole una mayor capacidad de resistencia y tolerancia al estrés ambiental (Collados, 2006). El término micorriza proviene del griego *rhiza*-raíz y *mykes*- hongo propuesto por Albert Bernard Frank en 1885 (Camargo-Ricalde *et al.*, 2012).

Esta relación da como resultado un intercambio de nutrientes, agua y energía, donde el hongo facilita a la planta una mayor absorción de agua y una mayor absorción de nitrógeno y fósforo (Ferrera y Alarcón, 2001; Varela y Guadarrama, 2003), y la planta le proporciona al hongo carbohidratos procedentes de la fotosíntesis y protección (Montaño *et al.*, 2007; Martínez y Pugnaire, 2009).

En la actualidad se acepta universalmente que la simbiosis de los hongos micorrizógenos y las raíces de las plantas, son fundamentales para la nutrición de las mismas plantas y la calidad del suelo (Smith y Read, 2002; Azcón-Aguilar *et al.*, 2009), ya que los HM se encuentran en todos los biomas terrestres desde hace más de 400 millones de años, es decir, entre los periodos Silúrico y Devónico contribuyendo a la evolución de las plantas a los ecosistemas terrestres (Harley y Smith, 1983; Collados, 2006). Este largo periodo ha condicionado una co-evolución entre los dos organismos dando como resultado gran dependencia entre sí, ya que la mayoría de las plantas necesitan estar micorrizadas para la absorción de nutrientes y el hongo solo completa su ciclo de vida al formar la micorriza con la planta siendo así un simbiote obligado (Azcón-Aguilar *et al.*, 1992).

Por lo tanto, la formación de micorrizas es una estrategia adaptativa que ofrece a la planta una mayor capacidad para la captura de nutrimentos en los suelos con baja fertilidad, particularmente en los ecosistemas áridos y semiáridos (Allen, 2007).

Además, la simbiosis micorrízica mejora el vigor de las plantas a través de una mayor protección contra el estrés ambiental, ya sea biótico (por ejemplo, ataque de patógenos) o abiótico (por ejemplo, sequía, salinidad, metales pesados, contaminantes orgánicos); también este mutualismo mejora la estructura del suelo a través de la formación de agregados estables en agua, lo que facilita la labranza del suelo (Rillig y Mummey, 2006; Ruíz-Lozano, 2008; Azcón y Barea, 2010), aumenta la tolerancia a la falta de agua (Hildebrandt *et al.*, 2007) y promueven un mayor crecimiento vegetal (Lu y Koide, 1994).

Las micorrizas se pueden clasificar dada su morfología, y se diferencian dependiendo la forma en la que el hongo penetra en la raíz, las estructuras que desarrolla, las especies de hongos y las plantas que participan en la simbiosis (Figura 4). Harley y Smith (1983) dividieron a las micorrizas en tres grandes grupos: ectomicorriza, ectendomicorriza y endomicorriza, y que a su vez están subdivididos (Cuadro 3).

Cuadro 3. Tipos de micorrizas y sus características (tomado de Hernández *et al.*, 2003)

Tipo de micorriza.	Características generales.	Plantas involucradas.	Hongos involucrados.
I. Ectomicorriza	Presenta un manto fúngico denso que cubre exteriormente la raíz, intercelularmente penetran las hifas y dan lugar a la red de Hartig.	Gimnospermas y Angiospermas.	Basidiomycota y Ascomycota.
II. Ectendomicorriza a) Arbutroide: forma un manto, red de Hartig e hifas intercelulares. b) Monotropoide: forma manto fúngico, hifas intracelulares e intercelulares. c) Ectendomicorriza: forma en algunos casos un manto, presenta hifas intercelulares e intracelulares, llamadas estas últimas pelotones fúngicos.	Presenta manto fúngico laxo, red de Hartig y penetración intracelular escasa.	a) Orden: Ericales. b) Género: <i>Monotropa</i> c) Gimnospermas y Angiospermas	Ascomycota y Basidiomycota
III. Endomicorriza: a) Arbuscular: el hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma arbuscúlos. b) Ericoide: el hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma enrollamientos hifales llamados ovillos. c) Orquideoide: El hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma enrollamientos hifales llamados ovillos.	Presenta hifas externas que exploran el suelo y penetración de hifas intracelulares e intercelular, no hay un manto fúngico ni red de Hartig.	a) Briofitas, Pteridofitas, Gimnospermas y Angiospermas b) Orden Ericales c) Familia Orchidiaceae	a) Glomeromycota b) Ascomycota y Basidiomycota c) Basidiomycota

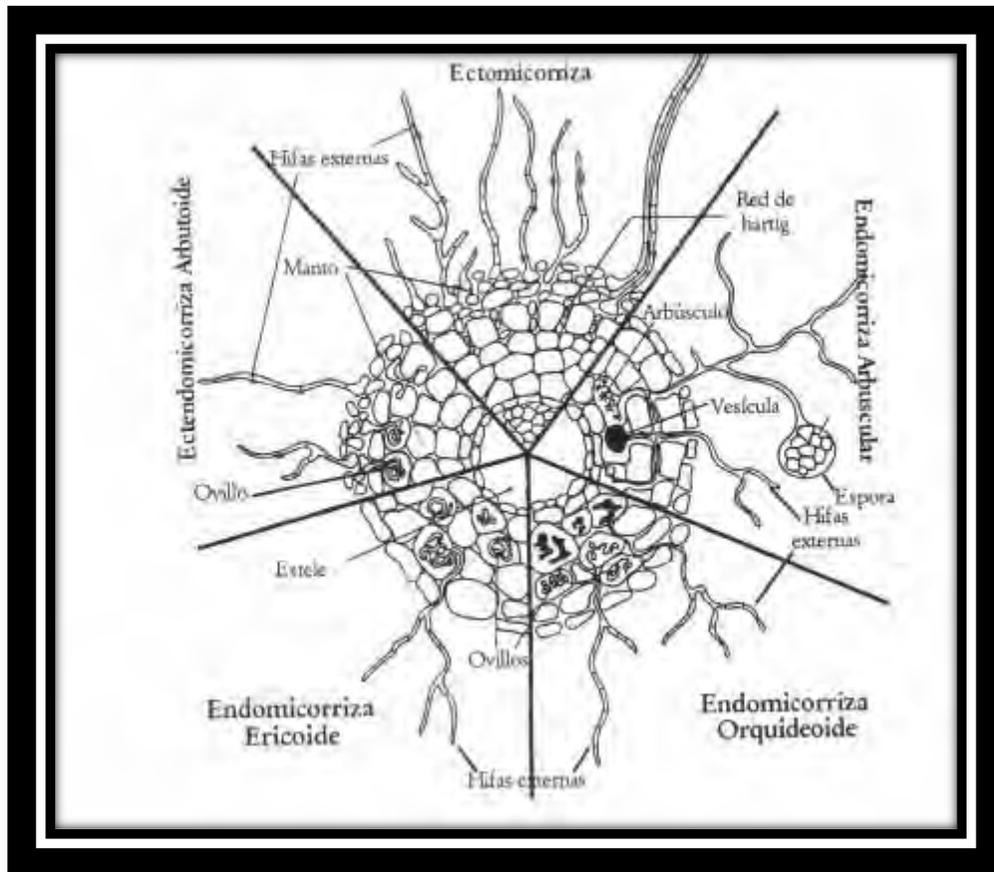


Figura 4. Diferentes tipos de colonización por hongos micorrizógenos (tomado de Hernández *et al.*, 2003)

3.6 Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)

El 80% de las especies vegetales forman las llamadas micorrizas arbusculares. Las funciones de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) son fundamentales en la captación de elementos minerales de lenta difusión como los fosfatos solubles, zinc y cobre.

Los HMA colonizan la corteza de la raíz y desarrollan un micelio externo que se propaga en el suelo que rodea las raíces de las plantas (Figura 5). Este micelio forma una red especializada para la adquisición de agua y nutrientes minerales del suelo permitiendo la captación de nutrientes más allá de la zona de agotamiento que se crea alrededor de las raíces, sobre todo aquellos cuyas formas iónicas tienen poca movilidad o se encuentren en baja concentración en la solución del suelo, tal como fosfato y amonio (Varela y Estrada-Torres, 1997; Barea *et al.*, 2005).

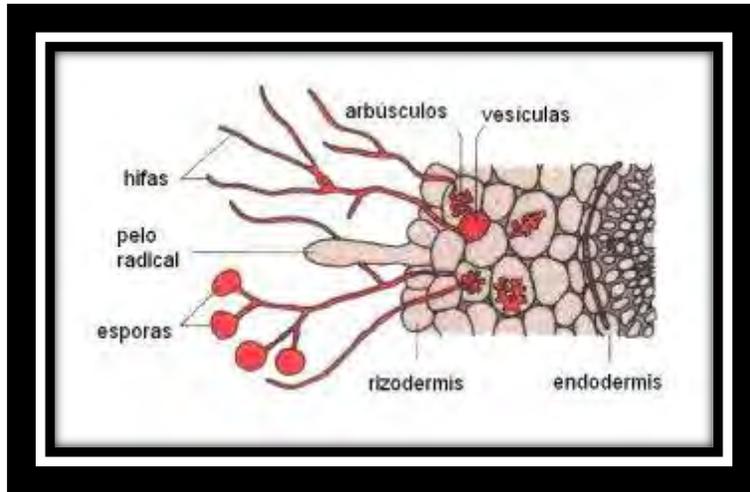


Figura 5. Colonización y estructuras de HMA en la raíz de las plantas (tomado de Franco-Navarro 2005)

Los HMA tienen dos componentes definidos y diferenciados en su ciclo de vida, la fase extrarradical en la que se desarrolla el micelio externo y las esporas; y la segunda fase denominada intrarradical en la que se producen hifas intra (en el cortex de la raíz) e intercelulares (entre célula y célula), arbusculos y vesículas. Esta colonización de la raíz ocurre en la epidermis y en el parénquima cortical ya que los HMA no penetran en el cilindro vascular ni en las zonas meristemáticas (Bonfante-Fasolo *et al.*, 1984; Collados, 2006).

El proceso de formación de la micorriza es resultado de una sucesión de interacciones entre la planta y el hongo en la que se presenta una integración estructural y funcional entre ambos organismos (Gianinazzi-Pearson *et al.*, 1995). Esto da lugar a que la planta acepte la colonización sin mostrar una reacción de defensa (Dumas-Gaudot *et al.*, 2000).

Actualmente los HMA pertenecen al *phylum* Glomeromycota compuesto exclusivamente por ellos (Schüßler *et al.*, 2001), son cuatro órdenes, 11 familias, 17 géneros y 230 especies las que componen a este grupo (Figura 6) (Finlay, 2008; Schüßler y Walker, 2010; Redecker *et al.*, 2013).

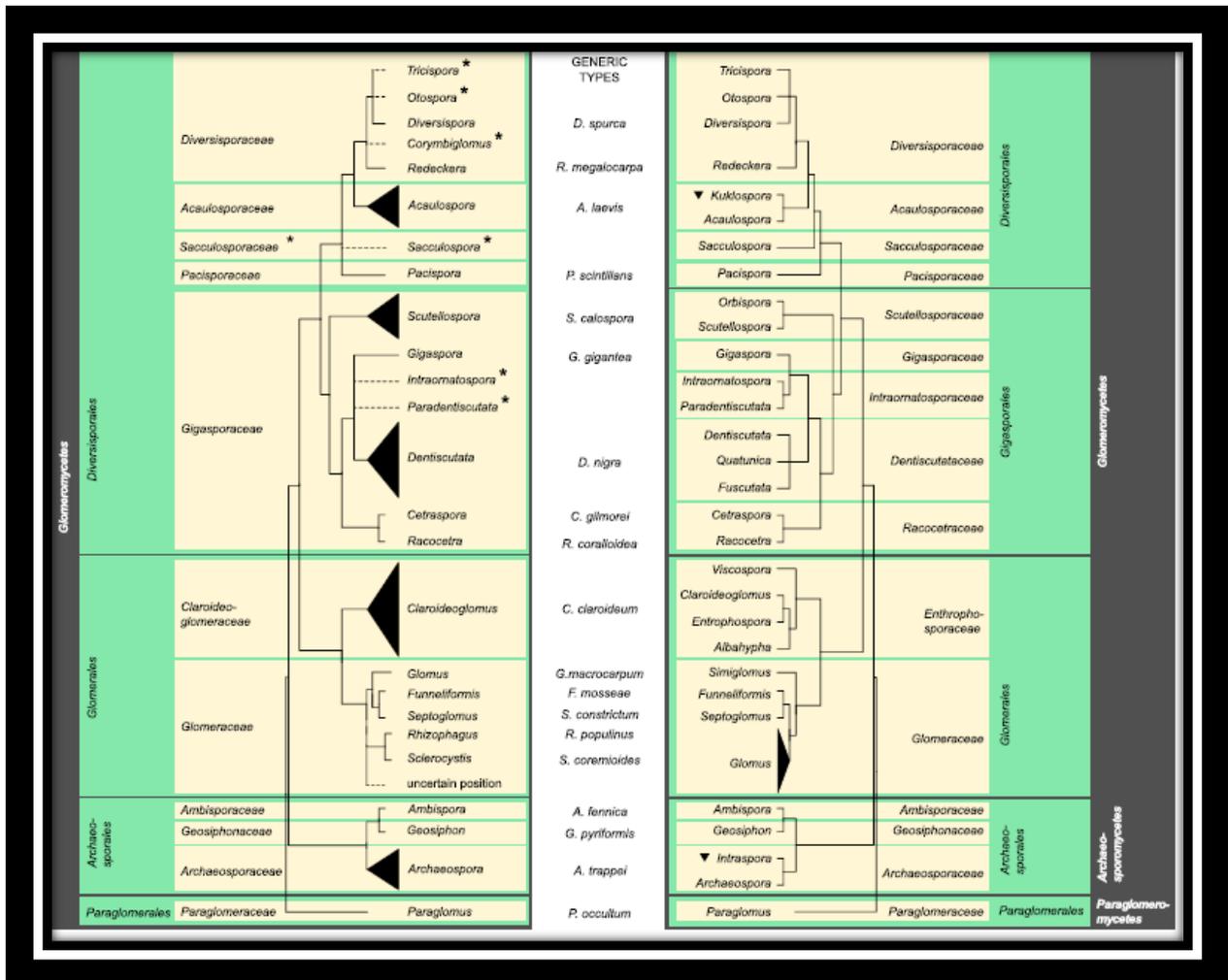


Figura 6. Consenso en la clasificación de Glomeromycota (Izquierda) en comparación con el sistema de Oehl *et al.*, 2011 (derecha). (Tomado de Redecker *et al.*, 2013)

La clasificación de los HMA está basada en criterios usados para la delimitación de las especies, los cuales son la morfología de las esporas, tomando en cuenta el tamaño, forma, color, la estructura de la pared, número de capas, ornamentaciones, posición de hifas de sostén y forma de oclusión de la hifa (Varela y Trejo 2001).

Los HMA son simbioses obligados ya que no pueden vivir fuera de las raíces vivas de las plantas por lo que dependen totalmente de la planta fotosintética (Smith y Read, 1997). Son organismos de reproducción asexual y su forma de dispersión son las esporas, que en el suelo son el comienzo de la colonización en la planta, después de la germinación el micelio externo que crece hasta encontrar la rizosfera de la planta huésped y es aquí en donde el hongo comienza a invaginar dentro de la raíz de la planta. El hongo dentro de la raíz produce una estructura profusamente ramificada llamada arbusculo, este es el sitio de intercambio de nutrientes y energía entre el hongo y la planta (Smith y Gianinazzi-Pearson, 1990). Los arbusculos tienen un tiempo de vida corto, degeneran y son digeridos por la célula hospedera (Alexander *et al.*, 1988).

Después de la formación de arbusculos los HMA forman vesículas intra y/o intercelulares, las cuales son estructuras que se forman por el hinchamiento terminal de las hifas (Barea, 1991). Estas estructuras son órganos de reserva de los HMA ya que almacenan gran cantidad de lípidos.

El hongo al colonizar la raíz también produce un micelio externo que funciona como un sistema radical complementario que se extiende más allá de la rizosfera de la planta hospedera, su función es la búsqueda, absorción y transporte de nutrimentos y agua a la planta, especialmente fósforo, zinc, cobre y amonio (Sieverding, 1991; Burkert y Robson, 1994; Collados, 2006). También las hifas son importantes en la conservación de suelos ya que ayudan a la formación de agregados estables (Miller y Jastrow, 1992). Este micelio junto con las esporas funciona como inóculo para continuar con la colonización en el sistema radical de otra planta (Barea, 1991).

3.7 *Azospirillum brasilense*

Las bacterias de vida libre o simbioses fijadoras de nitrógeno destacan por ser rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR), bioestimulantes o inoculantes. Los microorganismos más comunes en este tipo de biofertilizantes son los géneros *Rhizobium*, *Azospirillum* y *Glomus* (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2000), el género *Azospirillum* es conocido por poseer un flagelo en forma de espiral el cual le da la ventaja de moverse a regiones donde las condiciones nutrimentales le favorezcan, además de una versatilidad en la movilidad en el metabolismo de C y N, incrementa considerablemente el número y longitud de pelos radicales, el ritmo de aparición y número de raíces laterales, el diámetro y longitud de raíces adventicias y laterales, y el área de superficie de la raíz. La intensidad de estos efectos en la morfología de la raíz depende de la especie de planta (Simancas, 2007).

Las PGPR deben ser capaces de cumplir ciertas características intrínsecas, ser capaces de colonizar la raíz, sobrevivir y reproducirse en la rizosfera donde tienen competencia directa con la microbiota al menos hasta ejercer su actividad promotora del crecimiento vegetal (Kloepper, 1994).

Se conocen siete especies del género *Azospirillum*, *A. lipoferum*, *A. brasilense*, *A. amazonense*, *A. halopraefens*, *A. irakense*, *A. doebereinearae* (Dekhil *et al.*, 1997).

Azospirillum brasilense se encuentra incluida en las PGPR, se ha reportado en una gran variedad de suelos y de regímenes climáticos, como zonas tropicales, semitropicales, húmedas-frías y frías y parece ser una bacteria que no muestra especificación por algún tipo de raíz ya que se le puede encontrar en diversos tipos de plantas, es decir, presenta una característica cosmopolita (Patriquin, *et al.*, 1983; Simancas, 2007). El efecto benéfico que ejercen sobre los cultivos se debe a que son capaces de establecer interacción bacteria-raíz (Steenhoudt y Vanderleyden, 2000), mediante la participación simultánea de mecanismos tales como fitohormonas y la capacidad de fijar nitrógeno (Holguin *et al.*, 1999).

Azospirillum brasilense es una bacteria Gram negativa, de vida libre, fijadora de nitrógeno y asociada a la rizosfera de las plantas, la cual no forma estructuras especializadas como es el caso de *Rhizobium* con plantas de la familia Fabaceae. Como fuentes de nitrógeno *Azospirillum* puede utilizar amonio, nitrato, nitrito, aminoácidos y nitrógeno molecular (Collados, 2006).

El proceso de colonización en la planta por *A. brasilense* es por quimiotaxis por la cual es atraída a la rizosfera por los exudados radicales, una vez que entro en contacto con la raíz puede incluso penetrar la raíz y colonizar los espacios intercelulares. La adhesión de *Azospirillum* a la planta es un proceso bifásico, en la primera etapa un grupo de células se adhieren a la raíz de forma individual de manera rápida y reversible, esta fase de adsorción es seguida por una fase de anclaje en la que los grupos de bacterias se fijan firmemente y de forma irreversible, este anclaje depende de la producción de polisacáridos extracelulares (Michiels *et al.*, 1991; Del Gallo y Fendrik, 1994; De Troch y Vanderleyden, 1996; Skvortsov y Ignatov, 1998; Collados, 2006).

Se destaca la capacidad de *Azospirillum* para estimular el crecimiento vegetal, este efecto estimulante se le atribuye a la fijación de nitrógeno y la producción de fitohormonas tales como las auxinas (Bowen y Rovira, 1999).

Este efecto de estimulación del crecimiento de las plantas producido por sustancias reguladoras del crecimiento es sumamente importante, de estas sustancias producidas por *Azospirillum* se han identificado tres tipos auxinas, citoquininas y giberilinas (Tien *et al.*, 1979; Reynders y Vlassak, 1979; Bottini *et al.*, 1989; Collados, 2006), siendo las auxinas la fitohormona más importante en cuanto a cantidad producida por la bacteria, y es la causante de los cambios producidos en el sistema radical (Kalpulnik *et al.*, 1985; Okon y Kapulnik, 1986; Fallik *et al.*, 1994; Steenhoudt y Vanderleyden, 2000; Collados, 2006).

IV. JUSTIFICACIÓN

La utilización de microorganismos que viven en simbiosis mutualista con las plantas es una de las áreas de estudio que más ha impactado la agricultura y la recuperación de ambientes deteriorados en las dos últimas décadas, debido a que son una alternativa emergente a los productos químicos, para incrementar la fertilidad y producción de cultivos en agroecosistemas sustentables (Franco-Correa, 2009; Rueda *et al.*, 2009). Los microorganismos ejercen un efecto benéfico sobre la germinación, desarrollo y control de otros microorganismos patógenos (biocontrolador) (Franco-Correa, 2009; Rueda *et al.*, 2009). Los microorganismos facilitadores de la nutrición vegetal han sido clasificados en: microorganismos fijadores de nitrógeno, hongos micorrízicos y bacterias promotoras del crecimiento de plantas (PGPB, por sus siglas en inglés) (Kloepper *et al.*, 1989).

La relación simbiótica entre una planta y un hongo micorrizógeno arbuscular es cosmopolita y ha sido observada en una amplia variedad de ecosistemas naturales y de campos de cultivo. La abundancia de esta asociación mutualista en los ecosistemas terrestres se debe a que los HMA permiten una absorción más efectiva de agua y nutrientes, especialmente fosfatos, para las plantas (Allen, 1991). Asimismo, las bacterias fijadoras de nitrógeno como *Azospirillum brasilense* de igual manera promueven el crecimiento y rendimiento de la planta, fijan nitrógeno atmosférico e incrementan los niveles de colonización micorrizica (Córdoba, 1999). El género *Azospirillum*, considerado como PGPB, es el más estudiado respecto a las bacterias asociadas a las plantas (Caballero, 2008). La asociación de *Azospirillum* con plantas da como resultado incrementos en porcentaje y tasa de germinación; aumentos en la altura, peso fresco total, longitud radical, mayor número de pelos y raíces adventicias y secundarias; incrementos en área foliar, repercutiendo en mayores índices de fotosíntesis y de mayor producción; también se han presentado incrementos en floración, espigamiento y amarre de fruto, así como aumentos en los niveles de nitrógeno, expresados en proteína en el follaje y grano (Rueda *et al.*, 2009).

Por ello es predecible que al inocular especies nativas de zonas áridas y semiáridas como el mezquite (*Prosopis laevigata*) y el nopal de tuna roja (*Opuntia streptacantha*) con hongos micorrizógenos arbusculares nativos y *Azospirillum brasilense*, se favorecerá el crecimiento, desarrollo, rendimiento y establecimiento vegetal, ya que en estas zonas el factor más limitante para el desarrollo vegetal es la disponibilidad de agua, además de que los suelos de estos ambientes son generalmente pobres en fósforo (Wiegand *et al.*, 1999). Por esta razón, el papel de los HMA y de *Azospirillum brasilense* puede ser determinante en el crecimiento de la vegetación en estos ecosistemas. Diversos estudios han reportado que la aplicación de los inóculos tanto de HMA como de *Azospirillum brasilense* es una alternativa recomendable para favorecer el establecimiento y crecimiento de plantas, en programas de recolonización vegetal de suelos (Barea, 1998; Camargo-Ricalde, 2001).

V. PLANTAMIENTO DEL PROBLEMA

México es el tercer país en extensión territorial de América Latina, después de Brasil y Argentina, y el segundo en población que asciende a 116 millones de habitantes. La población rural se estima en 21 millones de personas de las cuales el 60% vive en condiciones de pobreza. De su superficie total, de aproximadamente 2 millones de km², solo puede destinar a la producción agrícola poco más del 10%. Así mismo las zonas áridas y semiáridas se caracterizan por la escasez de agua y lluvias de tipo torrencial, que propician el arrastre de grandes cantidades de suelo, dejando una alta erosión; el suelo perdido es el de las capas más fértiles, lo que conlleva a su degradación y a la pérdida de su capacidad productiva.

Esto no solo afecta las capacidades de estas regiones para regenerarse, sino que también contribuyen a la pérdida de biodiversidad y a su invasión por especies exóticas. En la mayoría de estas zonas las tecnologías tradicionales de producción de cultivos se han basado en la combinación de prácticas hidráulicas y de conservación de suelos. El desconocimiento de la presencia de especies como el mezquite (*Prosopis laevigata*) y el nopal (*Opuntia streptacantha*) y sobre todo su valor ecológico, no han permitido que los pobladores rurales utilicen este recurso como una alternativa económica (Tarango, 2005); así, el gran potencial de estas especies no ha sido aprovechado cabalmente, ya que su explotación no ha sido la más adecuada. En el presente trabajo, se tiene como meta responder las siguientes preguntas:

- A) ¿Cuál es el efecto de los hongos micorrizógenos arbusculares, de *Azospirillum brasilense* y de los hongos micorrizógenos arbusculares más *Azospirillum brasilense* sobre la tasa de crecimiento relativa de *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha*?
- B) ¿Cuál es el porcentaje de colonización micorrízica cuando está presente *Azospirillum brasilense* en *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha*?
- C) ¿Habrà alguna diferencia significativa en el potencial hídrico caulinar de *Prosopis laevigata* inoculada con los dos microorganismos (hongos micorrizógenos arbusculares y *Azospirillum brasilense*), que cuando se encuentra uno solamente?
- D) ¿Existe una mayor producción de biomasa en *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha* en las plántulas inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares y con *Azospirillum brasilense*?

VI. HIPÓTESIS

Se sabe que los HMA igual que las bacterias de *Azospirillum brasilense* ejercen un efecto positivo en el desarrollo de las plantas a través de una mejor captación de nutrimentos y agua, ya que se incrementa el área de exploración en el sustrato mediante la hifa de los HMA; por ello las plantas de *Opuntia streptacantha* y *Prosopis laevigata* con tratamientos que contengan estos inóculos, juntos o separados, tendrán un crecimiento significativamente mayor, con respecto a los testigos.

Así también se sabe que la interacción de *Azospirillum* y hongos micorrizógenos arbusculares origina una interacción sinérgica, por lo que se prevé un aumento en biomasa de *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha*, en los tratamientos con estos inóculos juntos.

VII. OBJETIVOS

7.1 General

Establecer plantas de *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha*, inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares y *Azospirillum brasilense*, en condiciones de invernadero.

7.2 Objetivos específicos

- a. Establecer plántulas desde semilla de *Prosopis levigata* y *Opuntia streptacantha* en macetas, a condiciones controladas de invernadero.
- b. Establecer cuatro diferentes tratamientos mediante la inoculación al sustrato de las plántulas; testigo, inoculación de hongos micorrizógenos arbusculares, *Azospirillum brasilense*, hongos micorrizógenos arbusculares y *Azospirillum brasilense*.
- c. Determinar la respuesta en crecimiento de las plántulas de los diferentes tratamientos.
- d. Calcular el porcentaje de colonización micorrízica al final del cultivo.
- e. Realizar la extracción de esporas de hongos micorrizógenos arbusculares del suelo para su cuantificación e identificación al final del experimento.
- f. Determinar la presencia de *Azospirillum brasilense* en las plantas.

VIII. MÉTODO

El sitio de experimentación donde se llevó a cabo la investigación fue un invernadero orientado de Norte a Sur, en el Oriente de la Ciudad de México dentro de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM.

8.1 Procedencia de las semillas y germinación

Las semillas utilizadas de *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha* fueron recolectadas en el Valle del Mezquital, Hidalgo.

Se colocaron 20 semillas de cada especie en cajas Petri con algodón humedecido para su germinación.

8.2 Procedencia del sustrato y pruebas previas

El sustrato que se utilizó fue suelo proveniente de Tezontepec de Aldama, Hidalgo, el cual se tamizó con una malla de 2 mm y se mezcló con arena sílica en proporción 2:1 V/V, esta mezcla se esterilizó en autoclave durante 3 horas para eliminar cualquier microorganismo que pudiera afectar el experimento.

Se evaluó la capacidad de campo del sustrato empleado para conocer el porcentaje de agua que se suministraría a las plantas.

8.3 Procedencia y preparación de los inóculos

El inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares se obtuvo de muestras de suelo provenientes de Tezontepec de Aldama, Hidalgo y se realizó un conteo de esporas del suelo para determinar la cantidad en 100 g de suelo mediante la técnica de tamizado húmedo y decantación (modificada de Gedermann y Nicolson 1963) y una centrifugación de sacarosa (modificada de Daniels y Skipper, 1982).

Azospirillum brasilense se tomó del inóculo comercial de la compañía Biofabrica XXI.

8.4 Diseño experimental

El experimento consistió en tres tratamientos y un testigo con 15 repeticiones de cada una de las especies, tanto de *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha*, los tratamientos se establecieron como se muestra en el cuadro 4.

Cuadro 4. Número de repeticiones por tratamiento

Tratamiento / Especie	HMA	<i>Azospirillum brasilense</i> (B+)	HMA/ <i>Azospirillum brasilense</i> (HMA+B+)	Testigo (T)
Mezquite (<i>Prosopis laevigata</i>)	15	15	15	15
Nopal (<i>Opuntia streptacantha</i>)	15	15	15	15

Se utilizaron en total 120 macetas obtenidas a partir de tubos de PVC de 7cm de diámetro.

Para el tratamiento con HMA se pesaron 1150 g de suelo (previamente esterilizado) y se le colocaron 50 g de inóculo de hongos micorrizógenos arbusculares con un total de 75 esporas.

En el tratamiento de *Azospirillum brasilense* se colocaron 1198 g de suelo y 2 g de inóculo bacteriano. Mientras que el tratamiento con *Azospirillum brasilense* y HMA se le colocaron 1148 g de suelo más 2 g de inóculo bacteriano y 50 g de hongos micorrizógenos arbusculares. En los testigos solo se colocaron 1200 g de suelo esterilizado.

En cada maceta se colocó una plántula una vez que aparecieron los cotiledones (Figura 7).



Figura 7. Plántulas de mezquite.

8.5 Análisis de suelo

Se realizó la determinación de propiedades físicas y químicas del suelo utilizado como sustrato después del experimento, se utilizó una muestra compuesta del suelo de seis de las plantas utilizadas en los análisis, tanto como el sustrato de *Prosopis laevigata* como de *Opuntia streptacantha*. Las pruebas realizadas fueron Densidad Aparente (método de la probeta), Densidad Real (método picnómetro), Porcentaje de espacio poroso, pH (potenciométrico), Conductividad eléctrica (potenciométrico) y Materia orgánica (Walkey-Black).

8.6 pH relación 2:1

La evaluación electrométrica del pH se basa en la determinación de la actividad del ion H mediante el uso de un electrodo cuya membrana es sensitiva al H (potenciómetro). En el caso de los suelos de los tratamientos el pH se midió potenciométricamente en la suspensión sobrenadante de una mezcla de relación suelo: agua 1:2. (NOM-021-RECNAT-2000).

Se colocaron 10 g de suelo en un vaso de precipitado de 100 mL, se añadieron 20 ml de agua destilada (relación 2:1). Se agito manualmente la mezcla del suelo: agua a intervalos de 5 minutos, durante 30 minutos. Se agito la suspensión del suelo antes se tomó la lectura.

8.7 Conductividad eléctrica

La medida de la conductividad eléctrica (CE) del suelo permite estimar la cantidad de iones que contiene la solución del suelo, mediante la transmisión de corriente eléctrica.

Se colocaron 50 mL de agua destilada a 10 g se suelo, se agito la suspensión y se dejó reposar por 24 horas. Se tomó la conductividad eléctrica del sobrenadante y se tomó la temperatura (IRENAT-CP, 2001).

$$CE = C_{\text{prob}} \times K \times F_t$$

Donde:

C_{prob} = conductividad de la muestra tomada con el potenciómetro.

F_t = factor de corrección de temperatura.

K = constante de la celda a 25 °C

CE = Conductividad eléctrica en $ds\ m^{-1}$ a temperatura ambiente.

8.8 Densidad aparente

La densidad aparente es la relación de la masa de suelo seco por unidad de volumen total y se expresa en g/cc (gramo por centímetro cubico). El volumen total considera tanto al volumen ocupado por los sólidos como al ocupado por los poros, es decir tiene como base conocer el volumen que ocupa una masa de suelo. (Ríos 1985). El método utilizado fue método de la probeta.

Se pesó una probeta de 10 mL y se le colocó suelo seco previamente a 105 °C, hasta la marca de los 10 mL de la probeta, se golpeó tres veces en una mesa, ocasionando que el suelo baje por la probeta, posteriormente se le agregó suelo hasta la marca de 10 mL. Los cálculos se realizaron mediante la siguiente fórmula:

$$DA = \frac{\text{peso de la probeta con suelo} - \text{peso de la probeta}}{\text{volumen total}}$$

8.9 Densidad Real

La densidad real del suelo es la relación de la masa del suelo seco por unidad de volumen de los sólidos y se expresa en g/cc, excluye el volumen ocupado por los poros. Se realizó el método del picnómetro.

Se tomó el peso del picnómetro vacío, después se le agregaron 5 g de suelo y se pesó el picnómetro más el suelo, se le agregaron 10 mL de agua destilada y se agitó durante 30 minutos, se llenó el picnómetro con agua hasta el aforo y se pesó el picnómetro con agua y suelo, finalmente se tomó el peso del picnómetro más agua y se calculó la densidad real mediante la fórmula:

$$DR = \frac{C - A}{[(C - A) + (B - A)] - (D - A)}$$

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

8.10 Porcentaje de Espacio Poroso

El porcentaje de espacio poroso (%EP) se calculó mediante los valores obtenidos de Densidad real y densidad aparente, mediante la fórmula:

$$\%EP = 100 \left(1 - \frac{DA}{DR} \right)$$

8.11 Materia orgánica

La determinación de materia orgánica del suelo se evaluó a través del contenido de carbono orgánico con el método de Walkley y Black (NOM-021-RECNAT-2000). Este método se basa en la oxidación del carbono orgánico del suelo por medio de una disolución de dicromato de potasio y el calor de reacción que se genera al mezclarla con ácido sulfúrico concentrado.

Se procesó un blanco con reactivos por duplicado, y en los tratamientos se colocaron 0.5 g de suelo, se le adicionaron exactamente 10 ml de dicromato de potasio 1 N girando el matraz cuidadosamente para que entre en contacto con todo el suelo posteriormente se agregó cuidadosamente con una bureta 20 ml de H₂SO₄ concentrado a la suspensión, girando nuevamente el matraz y se agito durante un minuto. Se dejó reposar durante 30 minutos, después se añadieron 200 ml de agua destilada y 5 ml de H₃PO₄ concentrado, y se le colocaron de 5 a 10 gotas del indicador de difenilamina finalmente se tituló con la disolución de sulfato ferroso gota a gota hasta un punto final verde (NOM-021-REC/NAT-2000).

Los cálculos se realizaron mediante la fórmula:

$$\% \text{ C Orgánico} = \frac{B-T}{g} (N)(0.39)$$

Donde:

B= Volumen de sulfato ferroso gastado para valorar el blanco de reactivos (ml).

T= Volumen de sulfato ferroso gastado para valorar la muestra (ml).

N= Normalidad exacta del sulfato ferroso.

g= peso de la muestra empleada (g).

$$\% \text{ de Materia orgánica} = \% \text{ C orgánico} \times 1.724$$

8.12 Medición de variables durante el cultivo

8.13 Altura

A lo largo de 7 meses se tomaron registros semanales de supervivencia, altura máxima de las plantas, conteo del número de hojas y cobertura de *Prosopis laevigata* (Figura 8), mientras que para *Opuntia streptacantha* el registro de altura y supervivencia duro 1 año y 2 meses (Figura 9). El riego de las plantas se llevó a cabo de una a dos veces por semana según lo necesito la planta para mantener el sustrato a capacidad de campo.



Figura 8. Plantas de mezquite.



Figura 9. Plantas de nopal.

8.14 Cobertura

La cobertura de *Prosopis laevigata* se determinó mediante la medición del diámetro mayor y menor tomando como referencia el centro de la planta mediante la fórmula:

$$Co = \pi r^2$$

Co= Cobertura

r= radio de la planta, en donde $r = \frac{\text{diámetro mayor} + \text{diámetro menor}}{4}$

8.15 Medición de variables al final del cultivo

8.16 Tasa de crecimiento relativo

Una vez transcurrido el tiempo se calculó la tasa de crecimiento relativo de cada uno de los tratamientos y testigos por medio de la ecuación:

$$TCR = \frac{\ln(\text{altura final}) - \ln(\text{altura inicial})}{\text{número de días de cultivo}}$$

8.17 Potencial hídrico

Para realizar la prueba de potencial hídrico caulinar se utilizaron 6 plantas de *Prosopis laevigata*. La prueba consiste en medir la presión a la que se encuentra el agua en los tejidos de la planta (MPa), para ello se utilizó la cámara de Schöllander (Figura 10), la planta se colocó en un tapón y se insertó en la cámara de modo que quedara de cabeza y la base del tallo se asome fuera del tapón, posteriormente se comenzó a generar presión por medio de un gas inerte (N_2) a la planta (Figura 11), hasta que en la punta del tallo que sale del tapón se formó una pequeña burbuja de agua (Figura 12), se tomó la lectura de la presión y se detuvo el flujo de gas.



Figura 10. Cámara de Schöllander.



Figura 11. Generación de presión.



Figura 12. Burbuja de agua formada tras la presión en la planta.

8.18 Biomasa húmeda y Biomasa seca

Para sacar la biomasa húmeda del vástago se tomó el peso en gramos de *Prosopis laevigata* cortando la planta desde la base del tallo y pesándolo en una balanza analítica, mientras que, para la biomasa seca del vástago, los tallos de las muestras se colocaron en una estufa a 75 °C por 48 horas para su deshidratación y se pesaron en una balanza analítica.

En el caso de la raíz, se tomó el peso en gramos para biomasa húmeda de la raíz completa (Figura 13, 14, 15 y 16) y sin raicillas ya que estas se cortaron y se guardaron en alcohol al 50% para conservarlas y así realizar la evaluación de colonización micorrízica.

Las raíces se colocaron en una estufa a 75 °C por 48 horas y se tomó su peso en gramos para obtener la biomasa seca realizando una regla de tres, utilizando el peso de la biomasa húmeda total, el peso húmedo de la raíz sin la sección de raicillas utilizadas para la determinación de la colonización micorrízica y el peso seco de la misma.



Figura 13. Raíz de *Prosopis laevigata* testigo.



Figura 14. Raíz de *Prosopis laevigata* inoculada con HMA.



Figura 15. Raíz de *Prosopis laevigata* con HMA y *A. brasilense*. Figura 16. Raíz de *Prosopis laevigata* con *A. brasilense*.

En el caso de *Opuntia streptacantha* se cortaron los tallos desde la base y se registró su peso en una balanza analítica para la biomasa húmeda del vástago (Figuras 17, 18, 19 y 20), para la biomasa seca el tallo se puso en una estufa a 75 °C por 48 horas para su deshidratación, posteriormente se determinó su peso en gramos.



Figura 17. Tallo *Opuntia streptacantha* con HMA.

Figura 18. Tallo *Opuntia streptacantha* con HMA y *A. brasilense*.



Figura 19. Tallo *Opuntia streptacantha* con *A. brasilense*. Figura 20. Tallo *Opuntia streptacantha* testigo.

Las raíces se sacaron de la maceta, se lavaron con agua corriente para quitarles el suelo y se pesaron en balanza analítica para tomar su peso en gramos, posteriormente se cortaron las raicillas y se volvió a pesar la raíz sin raicillas ya que estas se conservaron en alcohol al 50% para su posterior análisis micorrízico.

Las raíces se colocaron en una estufa a 75 °C por 48 horas para su deshidratación y después se tomó su peso. Se realizó una regla de tres para sacar el peso de la biomasa seca de la raíz sin raicillas.

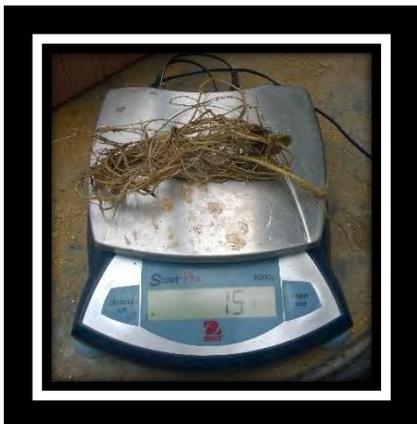


Figura 21. Raíz de *Opuntia streptacantha* con HMA y *A. brasilense*



Figura 22. Raíz de *Opuntia streptacantha* con *A. brasilense*.



Figura 23. Raíz *Opuntia streptacantha* Testigo.



Figura 24. Raíz *Opuntia streptacantha* con HMA.

8.19 Cociente Raíz/Vástago

Este cociente se determinó con la biomasa seca el cual indica la cantidad de biomasa invertida en la raíz con relación al vástago (González-Monterrubio *et al.*, 2005).

8.20 Porcentaje de Colonización micorrízica

Para calcular el porcentaje de colonización micorrízica las raicillas de cada tratamiento se colocaron en KOH al 10% durante 2 días, lo que se conoce como clareo, posteriormente las raicillas se enjuagan con agua destilada y se les agregó peróxido de hidrógeno durante 2 horas (Figura 25), este paso se conoce como blanqueo, y finalmente para la fase de acidificación se enjuagaron las raicillas y se les colocó ácido clorhídrico al 10% durante 5 minutos, se retiró el ácido clorhídrico de las muestras y sin enjuagar se les agregó azul de tripano para que se tiñan (Figura 26). El montaje de las muestras se realizó cortando trozos de 1 a 2 cm de raicillas y se colocaron paralelamente en un portaobjetos (Figura 27), se cubren con cubre objetos y se observaron al microscopio (Phillips y Hayman, 1970). Se realizaron 120 observaciones por muestra, el porcentaje de colonización micorrízica se obtuvo por el número de hifas, vesículas y arbuscúlos encontrados con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de colonización micorrízica} = \frac{\text{segmentos colonizados}}{\text{total de segmentos}} \times 100$$



Figura 25. Raicillas en blanqueo con peróxido de hidrogeno.



Figura 26. Raicillas en tinción con azul de tripano.

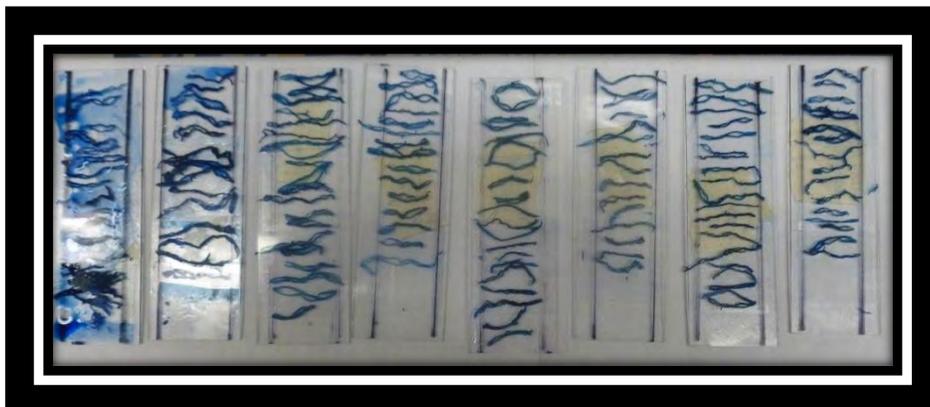


Figura 27. Montaje de raicillas para observar al microscopio.

8.21 Extracción de esporas

Este procedimiento se realizó para cuantificar el número de esporas presentes en el suelo y con ello se puede estimar el potencial efectivo de los HMA, también es la estructura que se utiliza para la determinación taxonómica de los HMA (Hernandez-Cuevas *et al.*, 2008). Se utilizó la técnica de tamizado húmedo y decantación (modificada de Gedermann y Nicolson, 1963) y una centrifugación de sacarosa (modificada de Daniels y Skipper, 1982).

Para la realización de la extracción se pesaron 100 g de suelo seco y tamizado y se colocan en un vaso de metal (Figura 28), se le agrega agua corriente y se precipito en un motor eléctrico para la dispersión de agregados del suelo (marca LAMEX, Figura 29) por 8 minutos con el fin de soltar las esporas, se dejó reposar de 15-20 segundos y se filtró el sobrenadante a través de tamices de distintas aperturas de malla, de 2000 μm y 44 μm y se volvió a agregar agua y resuspender dos veces más la muestra por 30 segundos, enseguida se filtrar el sobrenadante en los mismos tamices y lo que queda en el tamiz de 44 μm se colocó en tubos para centrifuga con agua y se centrifugo a 2000 rpm por 5 minutos, una vez que finalizo de centrifugar se decantan los tubos de centrifuga recuperando únicamente el botón y se resuspendio en una solución de sacarosa al 50% y se centrifugo a 1000 rpm por 3 minutos, finalmente se recuperó el sobrenadante, se filtró a través del tamiz de 44 μm , se colocó en cajas Petri, se observó y contabilizo el contenido de esporas con un estereoscopio.

8.22 Determinación de géneros y especies de HMA

Para la determinación de especies se extrajeron con una pipeta Pasteur, se colocaron y montaron en un portaobjetos y se fijaron con PVLG (alcohol polivinílico, ácido láctico, glicerol), finalmente se observaron e identificaron con ayuda de un microscopio óptico. La identificación de esporas se realizó mediante las claves taxonómicas disponibles en <http://invam.wvu.edu/the-funqi>.

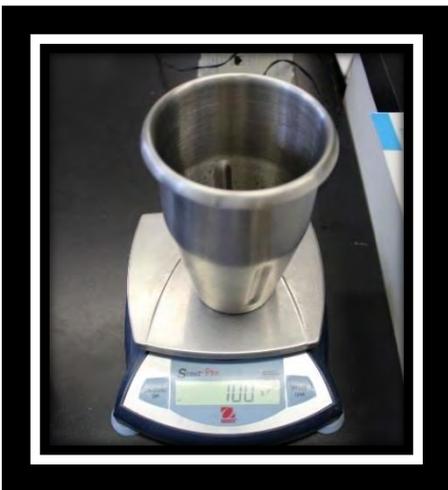


Figura 28. Vaso con 100 g de suelo.

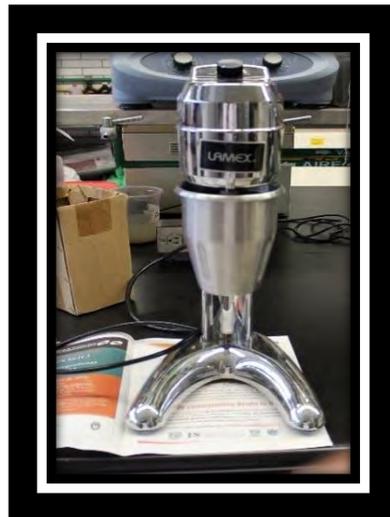


Figura 29. Motor eléctrico para la dispersión de agregados.

8.23 Determinación de *Azospirillum brasilense*

La determinación de la presencia de *Azospirillum brasilense* se realizó a través del medio de cultivo NFB que se preparó por litro de la siguiente manera.

5 g de ácido málico
0.5 g K_2HPO_4
0.2 g $MgSO_4 \cdot 7H_2O$
0.1 g NaCl
0.02 g $CaCl_2 \cdot 2H_2O$
2 mL solución d micronutrientes:
1 g $Na_2MoO_4 \cdot 2H_2O$
1.175 g $MnSO_4 \cdot H_2O$
Completar a volumen para 100 mL con agua destilada.
4mL FeEDTA
4.5 g KOH
0.05 g extracto de levadura

Se ajusta el pH entre 6.5-6.8 con NaOH y se completó el volumen a 1000 mL con agua destilada.

Se lavaron las raíces de los tratamientos con bacterias y se colocaron en cloro al 10% para su desinfección durante 3 minutos, después se enjuagaron con agua destilada en una campana y las raíces se maceraron en condiciones de esterilidad (Figura 30), posteriormente con un asa bacteriológica se inoculo el medio de cultivo NFB previamente colocado en tubos de ensaye (Figura 31) con el macerado de las raíces y se dejó incubar de 24 a 48 horas, finalmente se observó que el medio de cultivo se enturbio y apareció una película blanca de 2 mm que demostró la presencia de *Azospirillum brasilense*.



Figura 30. Condiciones de esterilidad en la siembra.



Figura 31. Tubos de ensaye con medio de cultivo NFB.

8.24 Análisis estadístico

Se utilizó el paquete estadístico infostat para realizar las pruebas estadísticas, primero la prueba de normalidad de Shapiro-Wilks para comprobar la normalidad de los datos y posteriormente se aplicó la prueba ANOVA de un factor y la prueba de Kruskal-Wallis para datos no paramétricos.

8.25 Diagrama de flujo del método

En la figura 32 se presenta un diagrama con el método a través de todo el experimento.

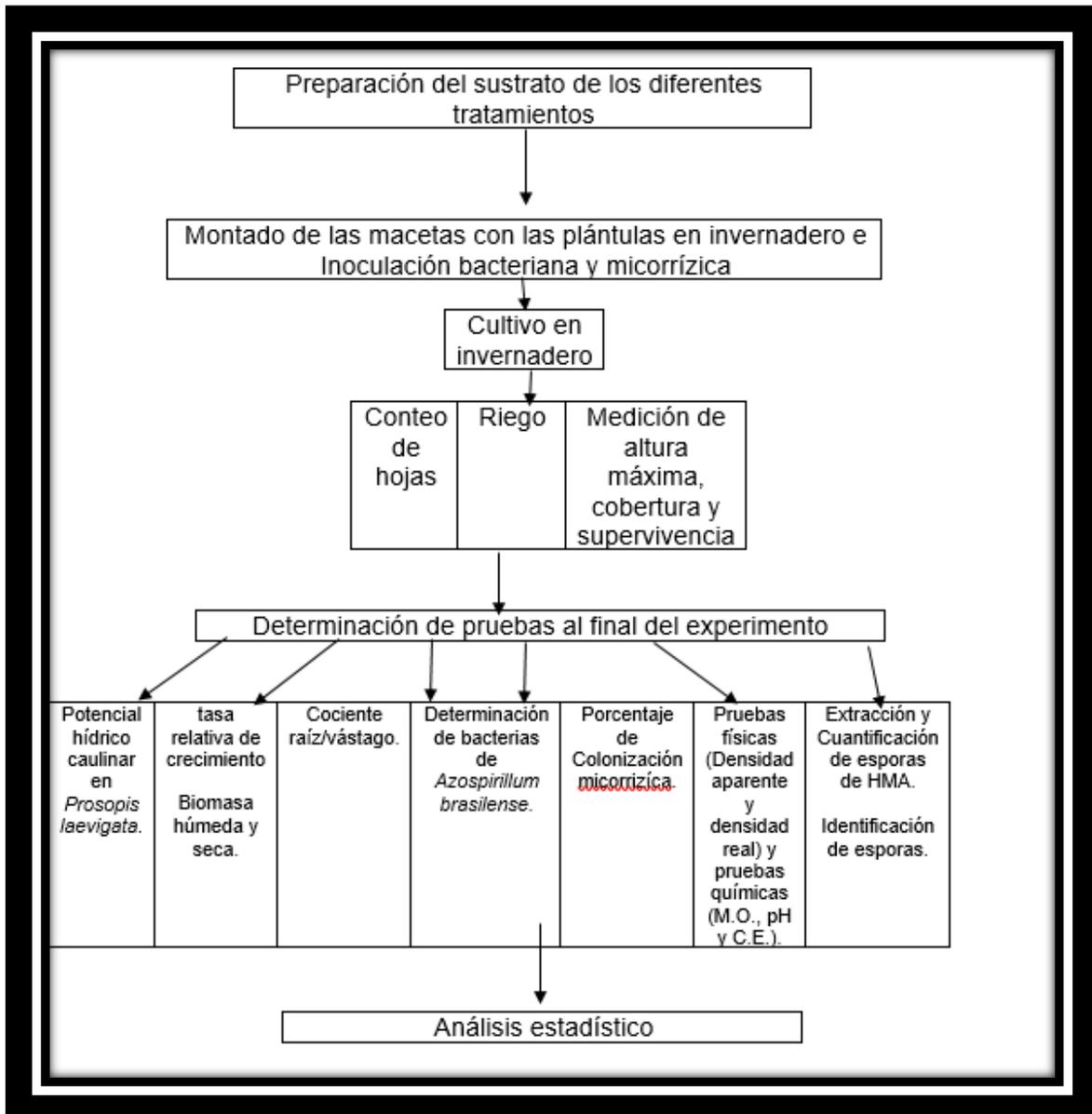


Figura 32. Diagrama de flujo del método

IX. Resultados

9.1 pH

El suelo utilizado como sustrato para *Prosopis laevigata* presenta valores alcalinos ya que es suelo proveniente de zonas áridas, la Figura 33 muestra las diferencias de pH en el suelo entre tratamientos una vez que finalizó el experimento, esta se hizo con base a los promedios del pH tomado de las muestras, se realizó un ANOVA con el paquete estadístico infoStat y se detectaron diferencias significativas a pesar de ser el mismo sustrato. Siendo el tratamiento de HMA+B+ el que presentó un pH ligeramente más ácido en comparación con los demás tratamientos (ANEXO 1).

Para *Opuntia streptacantha* los valores se presentan en la Figura 34, el pH es alcalino, se muestran diferencias significativas entre los tratamientos (ANEXO 2), a excepción de las plantas micorrizadas (HMA+) y las que presentan doble inoculación (HMA+B+).

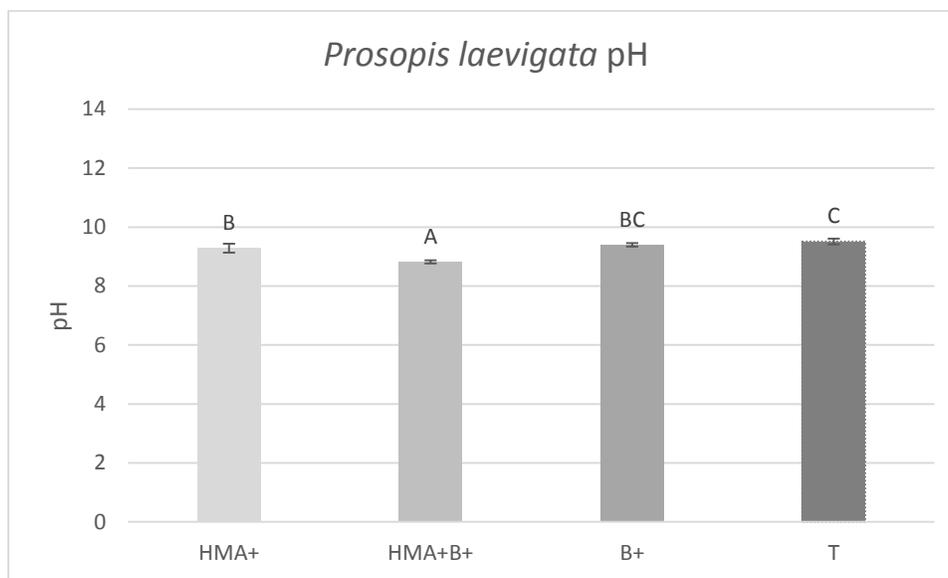


Figura 33. pH de las muestras de suelo utilizado como sustrato en *Prosopis laevigata*, las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

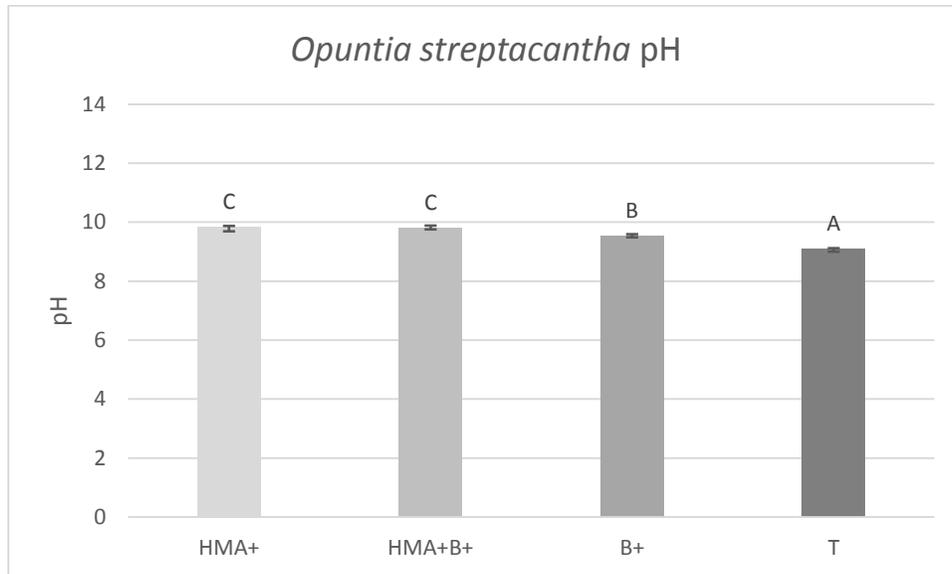


Figura 34. pH del sustrato de los diferentes tratamientos de *Opuntia streptacantha* después del experimento, las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.2 Conductividad eléctrica

La conductividad eléctrica es la capacidad de una solución para transportar una corriente eléctrica, siendo útil para medir la concentración de sales totales en una solución de suelo. En las muestras de suelo de *Prosopis laevigata* (Figura 35), muestra en algunos tratamientos que hay diferencias significativamente diferentes (ANEXO 3), siendo el grupo testigo el que presenta los valores más bajos.

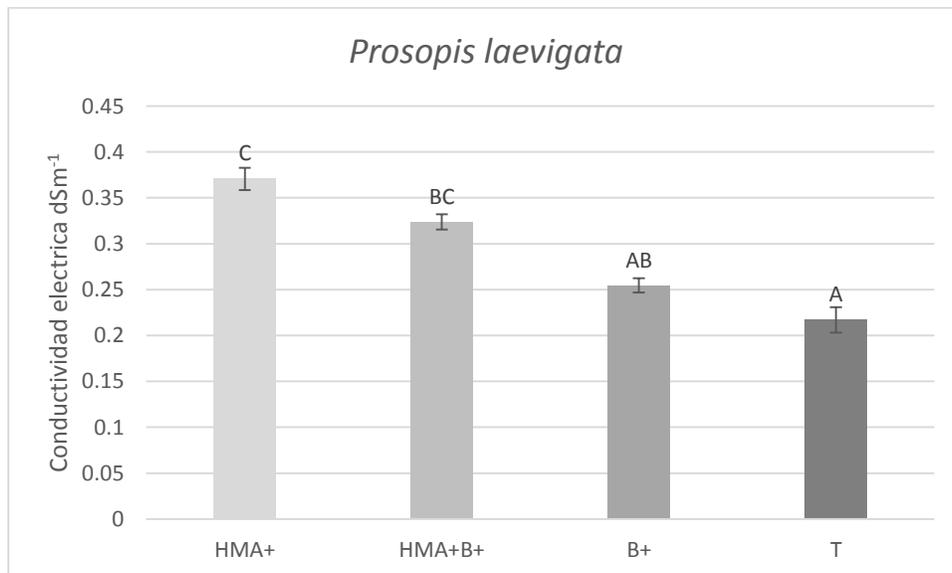


Figura 35. Conductividad eléctrica en los suelos de los diferentes tratamientos de *Prosopis laevigata*. Letras distintas muestran diferencias significativas ($p < 0.05$) y líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

La conductividad eléctrica en *Opuntia streptacantha* (Figura 36) muestra diferencias significativas entre tratamientos (ANEXO 4), siendo los testigos los que contienen una mayor conductividad.

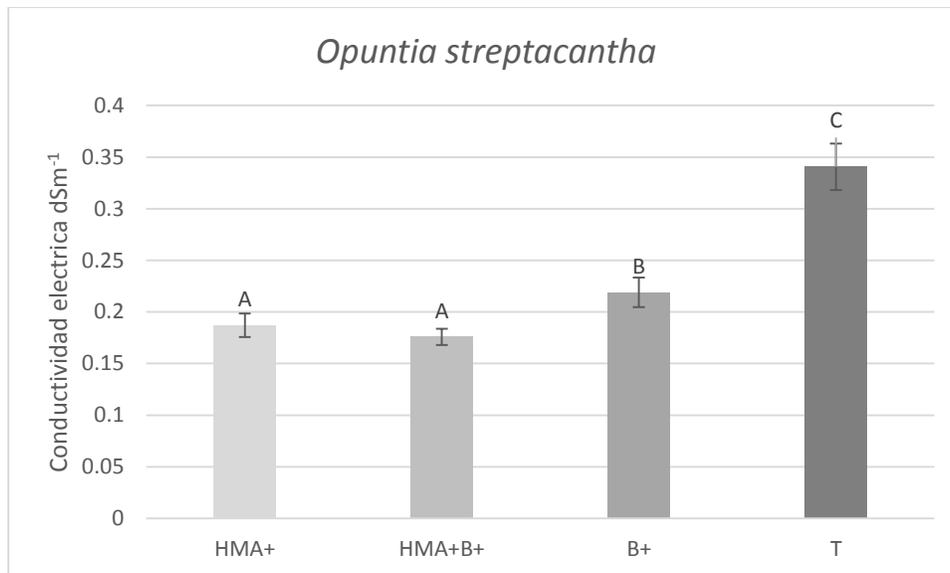


Figura 36. Conductividad eléctrica en los suelos de los diferentes tratamientos en *Opuntia streptacantha*. las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.3 Densidad aparente

La densidad aparente es la relación de la masa del suelo por unidad de volumen considerando la porosidad del suelo (masa/volumen total), en los diferentes tratamientos se observa que las plantas de *Prosopis laevigata* inoculadas con HMA y *Azospirillum brasilense* muestra los valores más bajos en comparación con los otros tratamientos (Figura 37), existen diferencias significativas entre tratamientos (ANEXO 5).

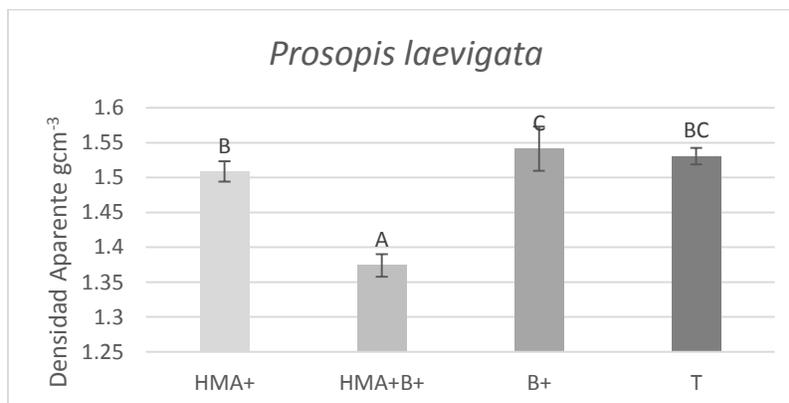


Figura 37. Densidad aparente del suelo de los diferentes tratamientos de *Prosopis laevigata*. las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

En *Opuntia streptacantha* se observa que el tratamiento con *Azospirillum brasilense* (B+) tiene el mayor valor (Figura 38), de igual manera es diferente significativamente a los otros tratamientos (ANEXO 6).

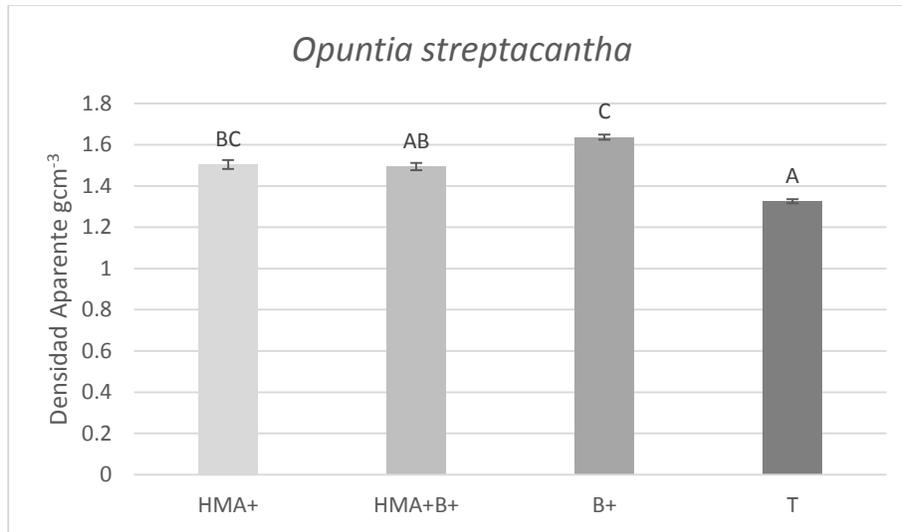


Figura 38. Densidad aparente de los suelos en los diferentes tratamientos de *Opuntia streptacantha*. las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.4 Densidad real

En la densidad real en el suelo utilizado como sustrato en *Prosopis laevigata* se observa una diferencia significativa (ANEXO 7) en todos los tratamientos, siendo el suelo con doble inoculación (HMA+B+) el que presenta una mayor densidad (Figura 39).

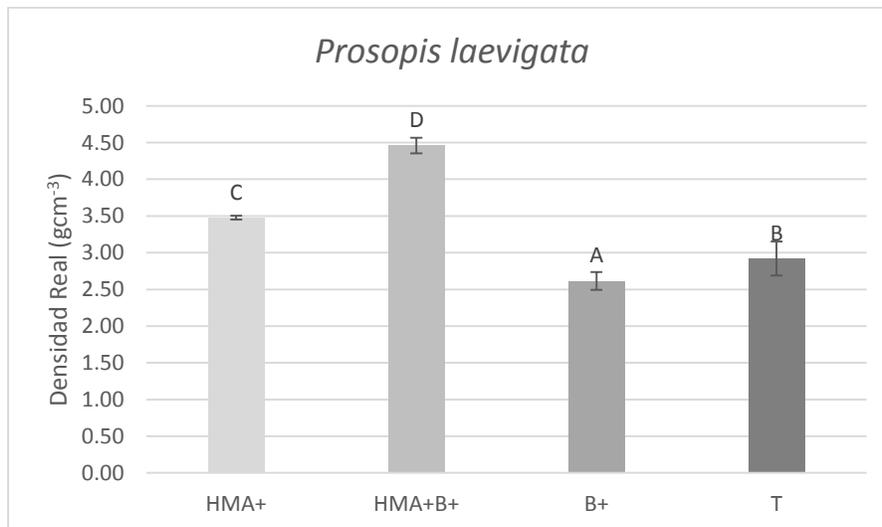


Figura 39. Densidad real de los suelos en los diferentes tratamientos en *Prosopis laevigata*. las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

En *Opuntia streptacantha* (Figura 40) no se observaron diferencias significativas en cuanto a la densidad real entre los tratamientos (ANEXO 8).

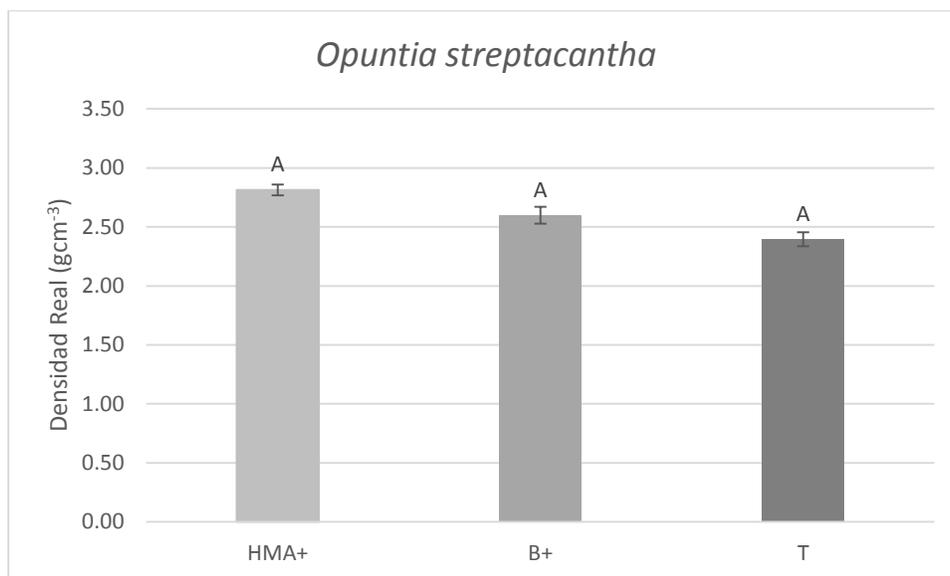


Figura 40. Densidad real de los suelos de los diferentes tratamientos en *Opuntia streptacantha*. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense* y T grupo testigo.

9.5 Porcentaje espacio poroso

El espacio poroso muestra en *Prosopis laevigata* (Figuras 41) que el porcentaje es mayor en los suelos con doble inoculación (HMA+B+) existiendo diferencias significativas entre todos los tratamientos (ANEXO 9). En cuanto a *Opuntia streptacantha* (figura 42) se observa que el porcentaje es mayor en las plantas micorrizadas (ANEXO 19).

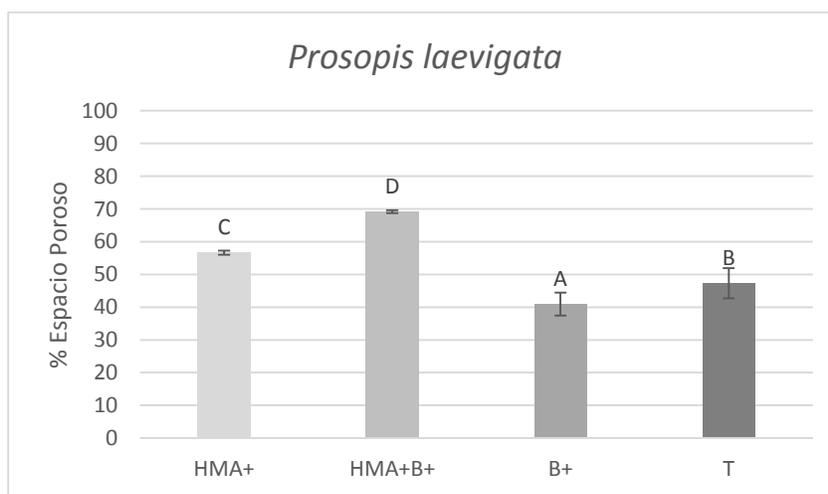


Figura 41. Porcentaje de espacio poroso en el suelo de los diferentes tratamientos en *Prosopis laevigata*. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

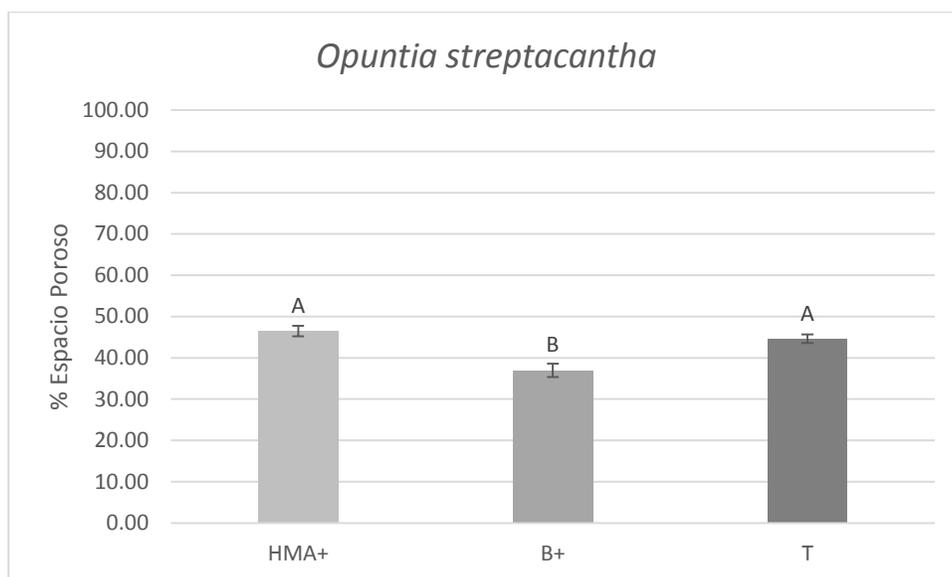


Figura 42. Porcentaje Espacio poroso en las muestras de suelo en los diferentes tratamientos de *Opuntia streptacantha* las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense* y T grupo testigo.

9.6 Materia orgánica

En esta prueba se puede observar (Figura 43) que no hubo una diferencia significativa en ninguno de los tratamientos en el suelo utilizado como sustrato en *Prosopis laevigata* (ANEXO 11).

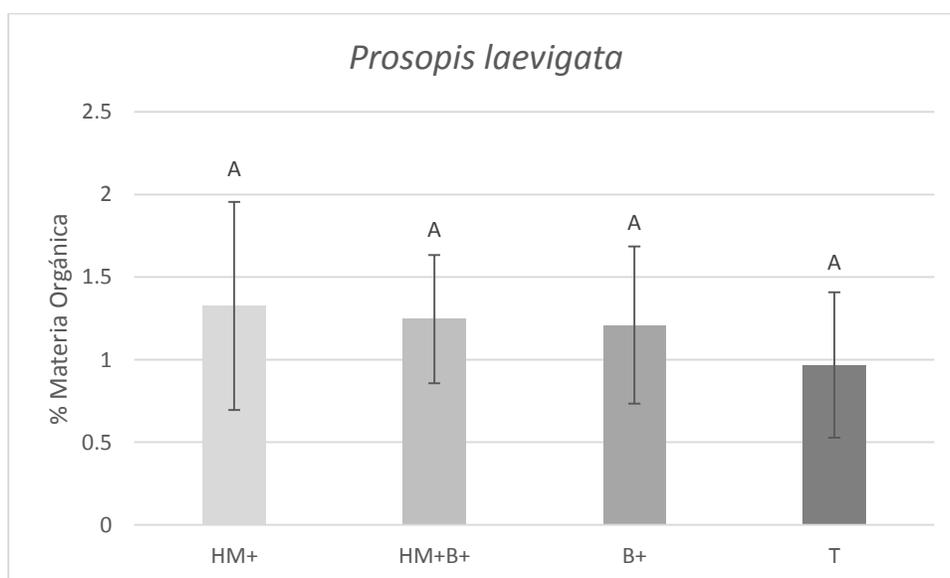


Figura 43. Porcentaje de materia orgánica en el suelo de los diferentes tratamientos de *Prosopis laevigata*, las letras iguales indican que no hay diferencias significativas en esta prueba entre los tratamientos ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

La materia orgánica en el sustrato de *Opuntia streptacantha* (Figura 44) va de 0.8 hasta 1.7%, lo que indica que es un porcentaje bajo, existen diferencias entre los tratamientos indicadas con letras diferentes (ANEXO 12).

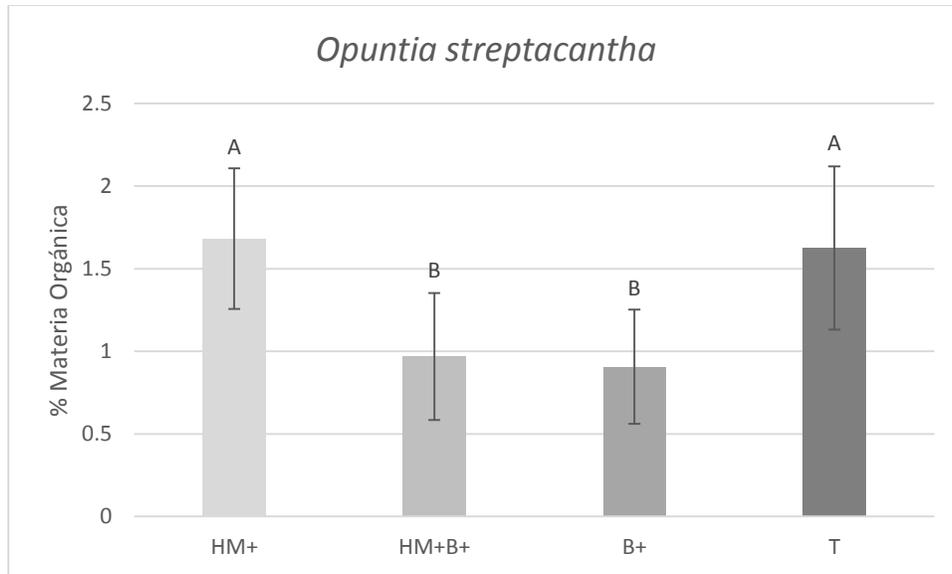


Figura 44. Porcentaje de materia orgánica en el suelo de los diferentes tratamientos en *Opuntia streptacantha*. Las letras diferentes indican una diferencia significativa entre los tratamientos ($p < 0.05$) y las líneas verticales corresponden al error estándar, y las líneas horizontales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.7 Supervivencia

Los porcentajes de supervivencia de *Prosopis laevigata* al final del experimento fueron de 100% para las plantas micorrizadas (HMA+) y las plantas con doble inoculación (HMA+B+), mientras que fue de 93.3% en las plantas solo con bacterias y de 86.6% en los testigos (Figuras 45 y 46). Se muestran letras distintas que representan las diferencias significativas, los tratamientos con HMA y con HMA+ B+ no son estadísticamente diferentes entre ellos, pero si hay diferencias significativas entre estos tratamientos y los tratamientos B+ y los testigos, los cuales también muestran diferencias entre ellos (ANEXO 13).

En el caso de *Opuntia streptacantha* los porcentajes de supervivencia durante el experimento se muestran en la Figura 47, donde se puede observar que hay una gran diferencia entre el tratamiento HMA+ y los testigos. En la Figura 48 se muestra el porcentaje final en donde hubo diferencias significativas entre todos los tratamientos (ANEXO 14).

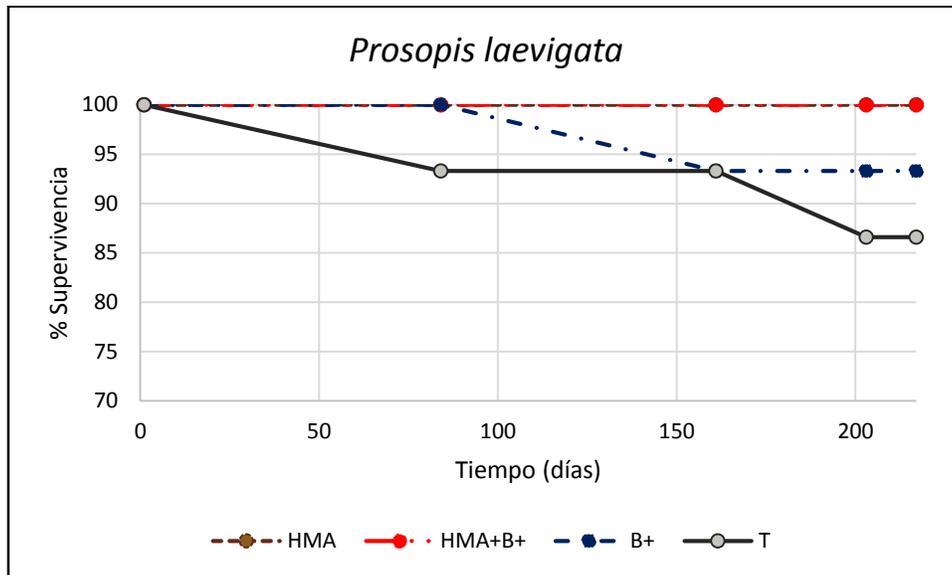


Figura 45. Porcentaje de supervivencia de *Prosopis laevigata*, durante el tiempo en días del experimento.

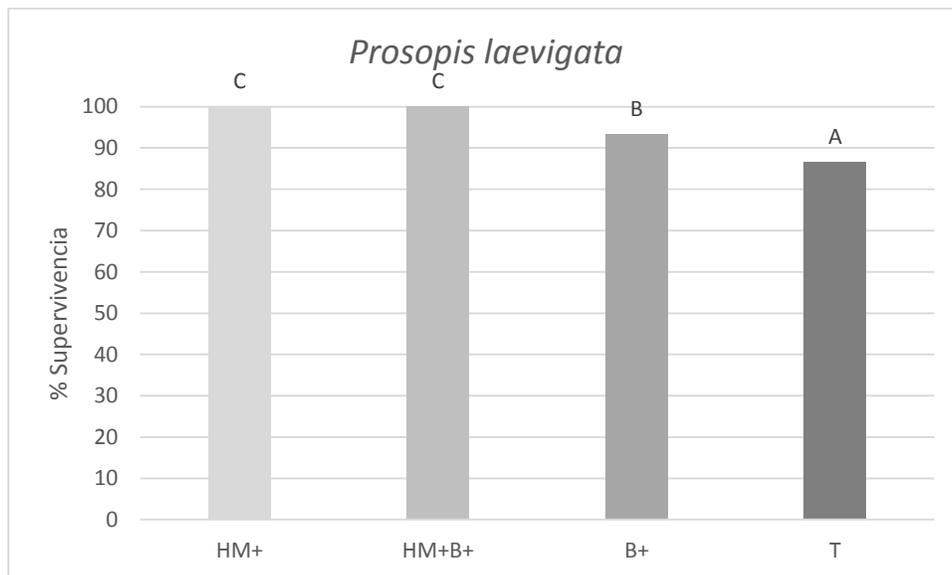


Figura 46. Porcentaje de supervivencia final en plantas de *Prosopis laevigata*. Las letras distintas representan las diferencias significativas ($p < 0.05$) y las líneas verticales corresponden al error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

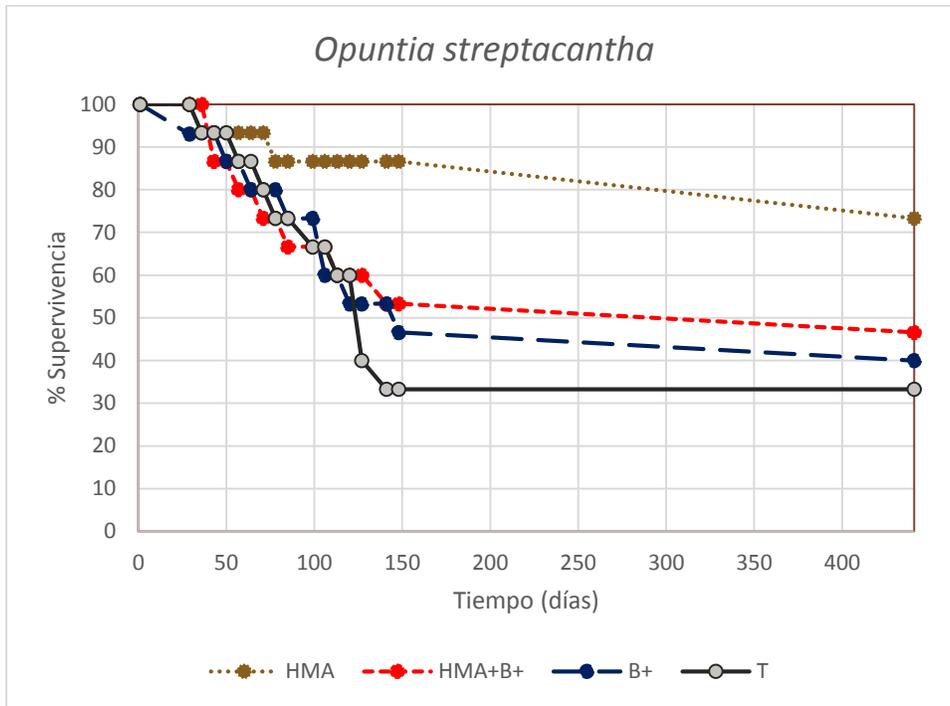


Figura 47. Porcentaje de supervivencia de *Opuntia streptacantha* durante el tiempo en días.

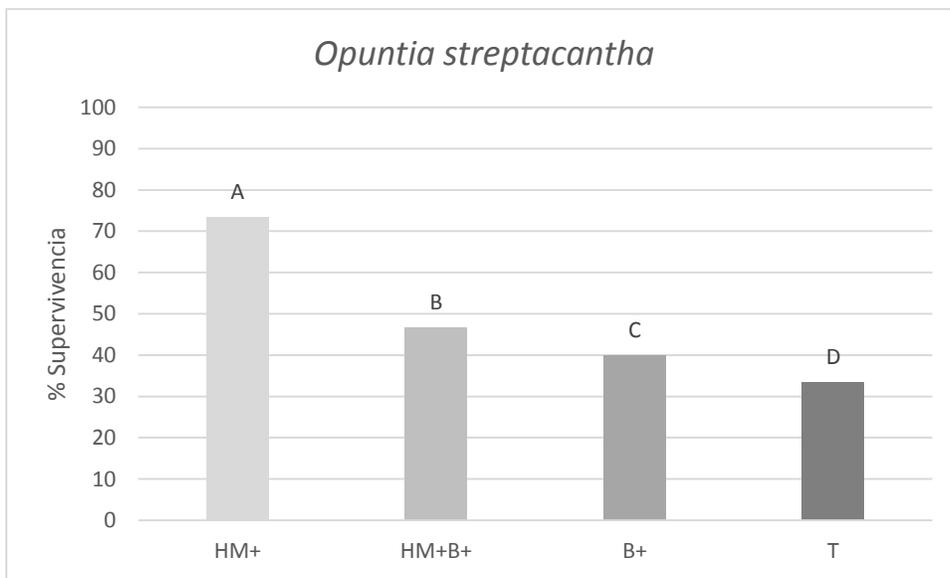


Figura 48. Porcentaje final de supervivencia final en *Opuntia streptacantha*, las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.8 Crecimiento

El crecimiento de las plantas fue evaluado mediante los parámetros de altura final y por la tasa relativa de crecimiento (TRC) tanto para *Prosopis laevigata* como para *Opuntia streptacantha*; y en el caso de *Prosopis laevigata* también se evaluó mediante la cobertura y número de hojas durante el experimento.

9.9 Altura

En la Figura 49 se muestra el crecimiento de los diferentes tratamientos de *Prosopis laevigata* durante todo el experimento. En la Figura 50 se muestra la altura final en la cual se obtuvieron diferencias significativas entre los tratamientos y el testigo (ANEXO 15). En el caso de *Opuntia streptacantha* se muestra en la Figura 51 su crecimiento durante el experimento. La altura final (Figura 52) mostro diferencias significativas entre los grupos (ANEXO 16), donde se puede observar que los tratamientos HMA+ y HMA+B+ tuvieron un mayor crecimiento en comparación con los testigos y las plantas B+.

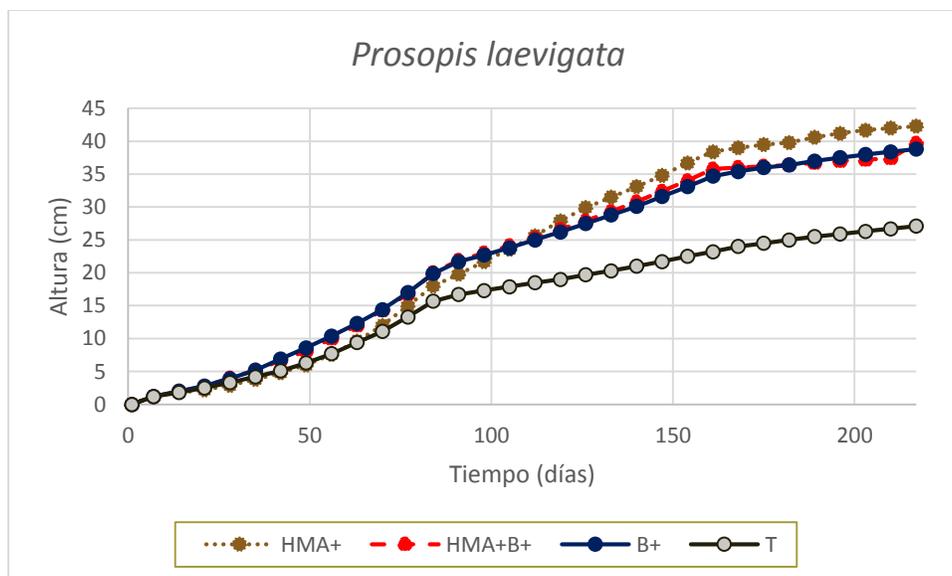


Figura 49. Altura promedio de los tratamientos de *Prosopis laevigata* registrada durante el experimento en días.

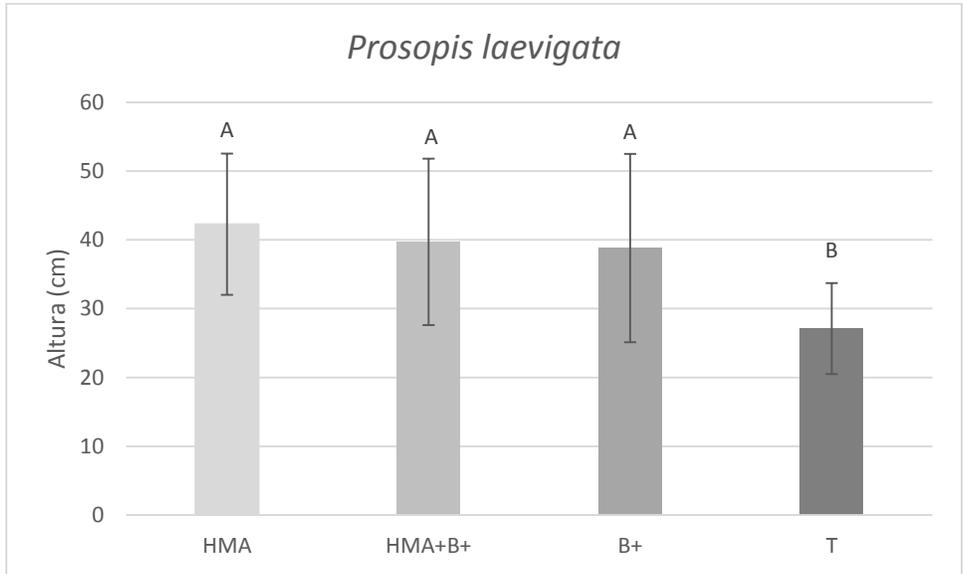


Figura 50. Altura final de los diferentes tratamientos de *Prosopis laevigata*, las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

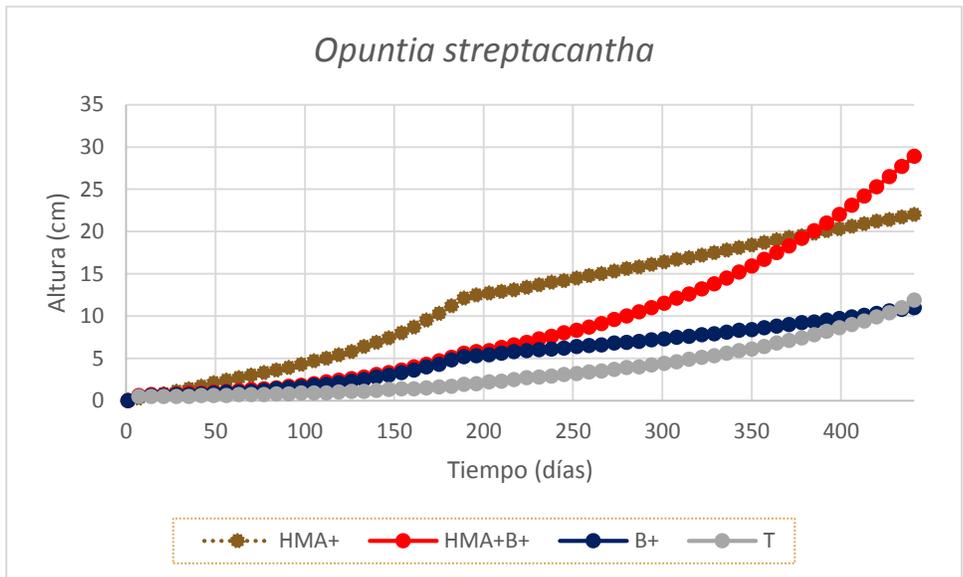


Figura 51. Altura final de los diferentes tratamientos en *Opuntia streptacantha* durante el tiempo del experimento.

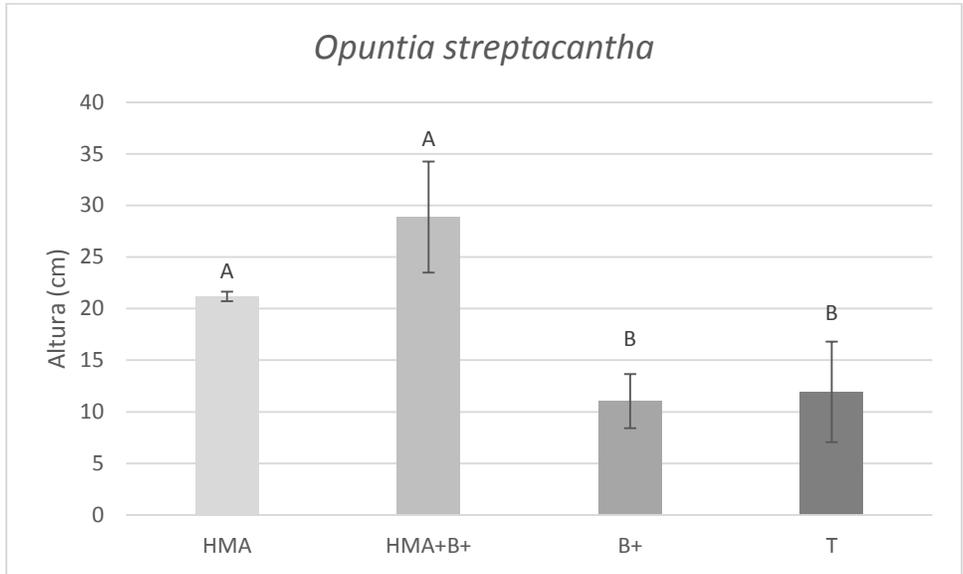


Figura 52. Altura final de los tratamientos de *Opuntia streptacantha*, las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.10 Cobertura

En la Figura 53 se puede observar el crecimiento en la cobertura en los tratamientos durante el experimento siendo el grupo HMA+ y HMA+B+ los que obtuvieron una mayor cobertura, en la Figura 54 se muestra el promedio final de los tratamientos, que no mostraron diferencias significativas entre sí (ANEXO 17).

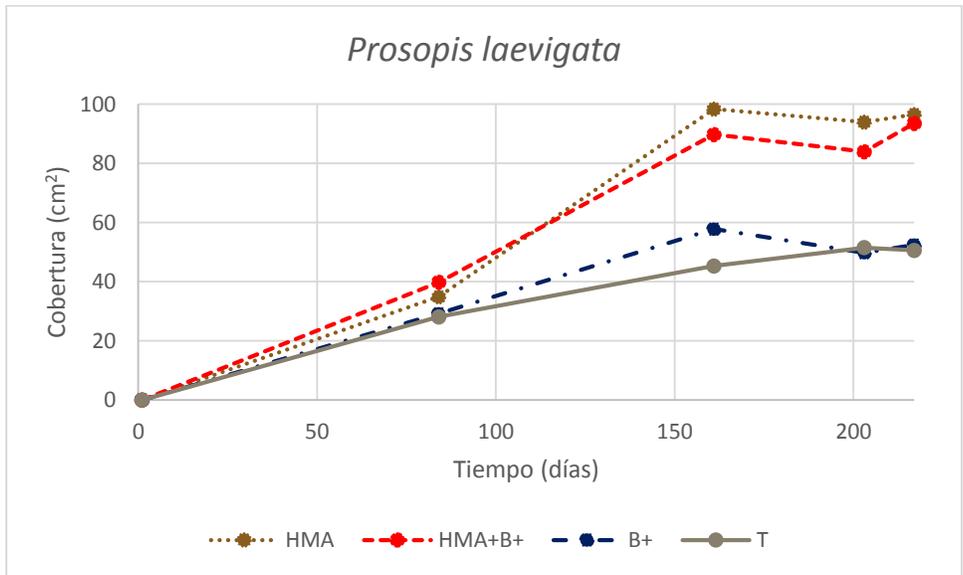


Figura 53. Cobertura de los tratamientos de *Prosopis laevigata* durante el experimento.

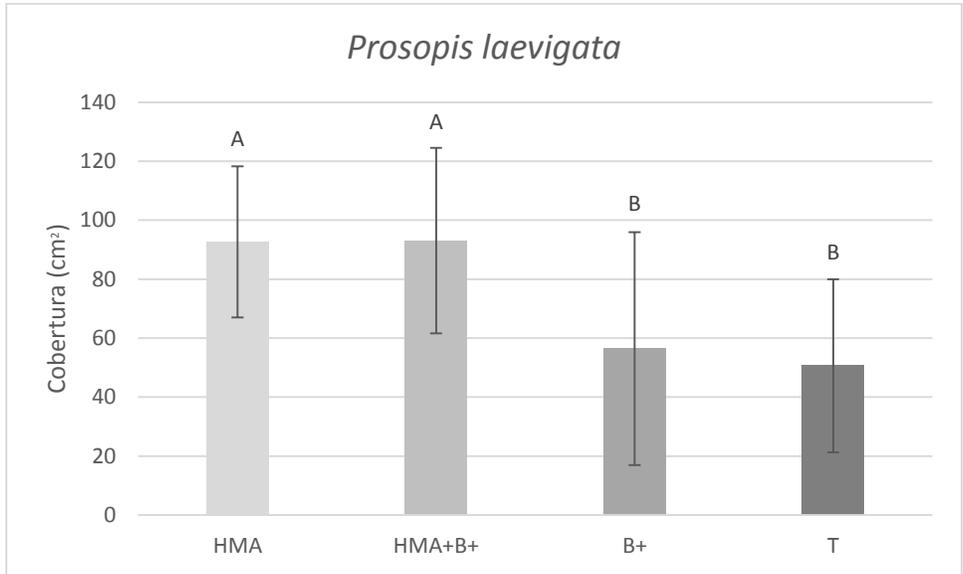


Figura 54. Cobertura final en los diferentes tratamientos de *Prosopis laevigata*. las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.11 Número de hojas

En esta variable no hubo diferencias significativas al final del experimento (Figura 56, ANEXO 18), En la figura 55 se puede observar que hasta el día 160 los tratamientos micorrizados tenían mayor número de hojas, pero después hubo un decline, esto podría deberse al cambio de hojas que presenta la planta de forma natural.

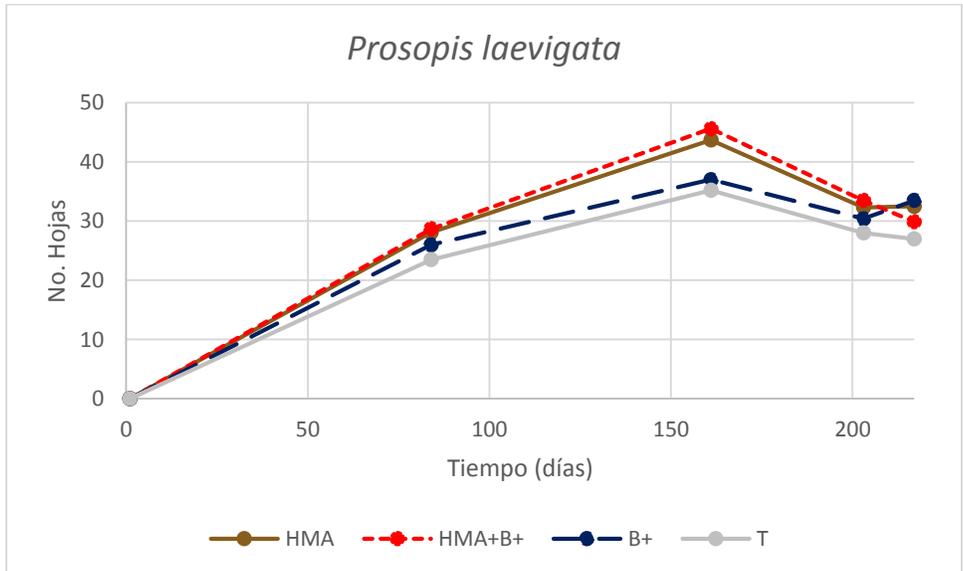


Figura 55. Número de hojas en los diferentes tratamientos de *Prosopis laevigata* durante el experimento.

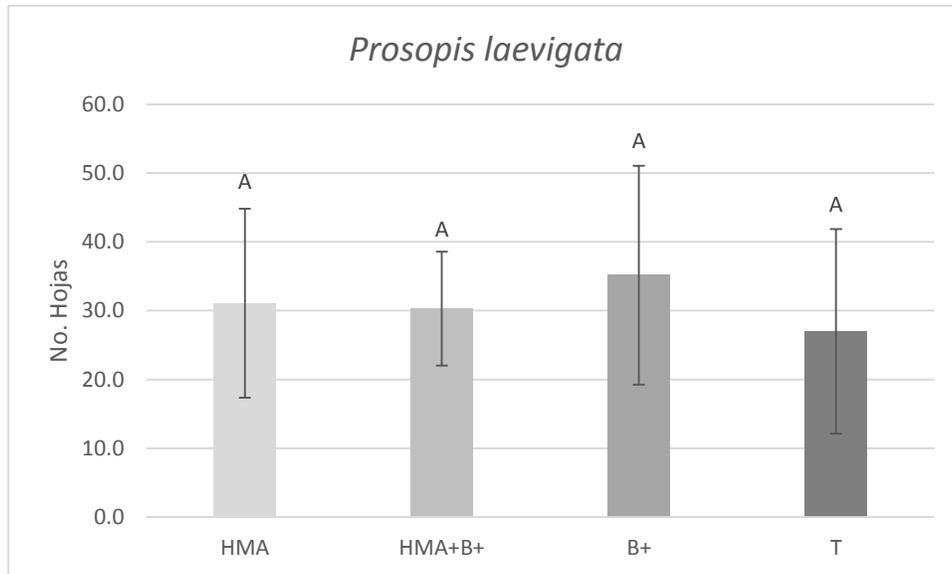


Figura 56. Promedio de número de hojas al final del experimento en los diferentes tratamientos en *Prosopis laevigata*. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.12 Tasa de crecimiento relativo (TCR)

Para evaluar el crecimiento de las plantas se aplicó la fórmula de TCR en *Prosopis laevigata* (Figura 57) y *Opuntia streptacantha* (Figura 58), en ambas especies el mayor valor es para los tratamientos micorrizados. En base al análisis estadístico se encontró que hubo diferencias significativas entre los tratamientos (ANEXO 19 y 20).

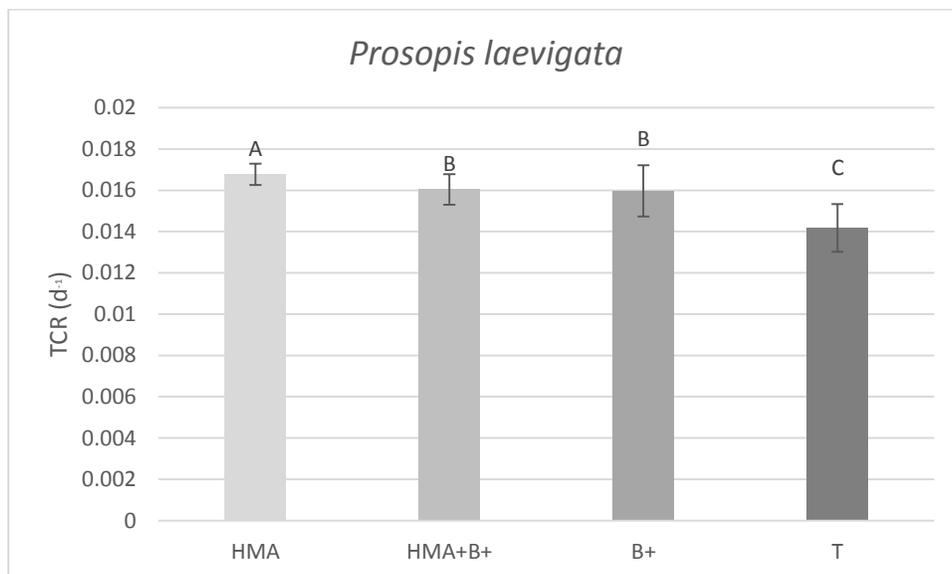


Figura 57. Tasa de crecimiento relativo en *Prosopis laevigata*.

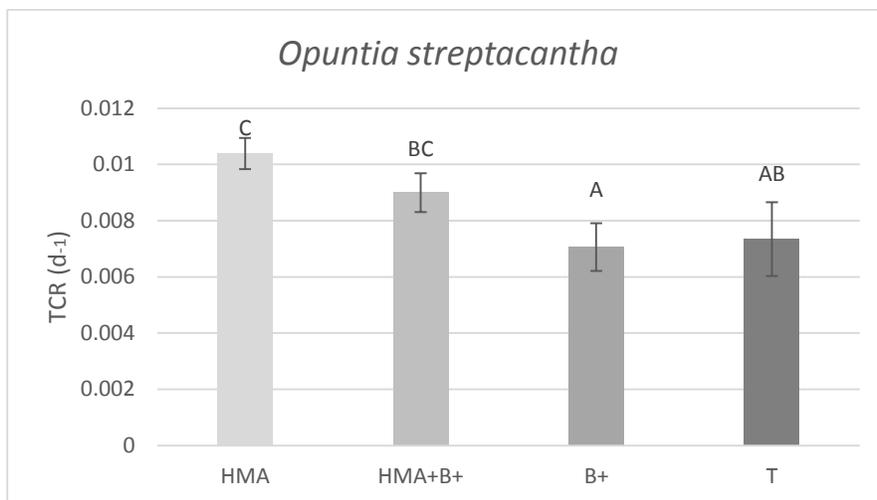


Figura 58. Tasa de crecimiento relativo de *Opuntia streptacantha* en los tratamientos. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.13 Potencial hídrico

El potencial hídrico se expresa en unidades de energía por unidades de masa o volumen (MPa), los valores son negativos ya que el gas utilizado para generar presión ejerce una tensión de afinidad al agua de mayor a menor, los valores más altos indican mayor agua disponible para la planta. Los valores obtenidos para *Prosopis laevigata* se muestran en la Figura 59, donde se observa que los tratamientos HMA+B+ y HMA+ presentan un valor mayor por lo tanto una mayor hidratación. Se obtuvieron diferencias significativas estadísticamente tras el análisis (ANEXO 21).

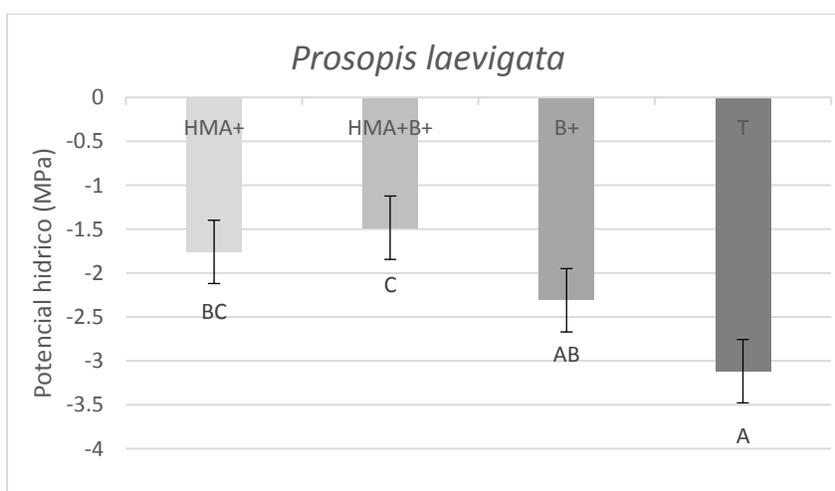


Figura 59. Potencial hídrico en los diferentes tratamientos de *Prosopis laevigata*. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.14 Biomasa húmeda

La biomasa húmeda en el vástago de *Prosopis laevigata* (figura 60) fue mayor en los tratamientos en comparación con el testigo, así también en la biomasa húmeda de la raíz (figura 61), en donde se observan diferencias significativas (ANEXO 22).

En *Opuntia streptacantha* la biomasa húmeda del vástago (Figura 62) presento un peso superior en los tratamientos HMA+ y HMA+ B+, siendo significativamente diferentes al tratamiento B+ y a los testigos (ANEXO 23), mientras que la biomasa húmeda de la raíz presenta diferencias entre todos los tratamientos, siendo el grupo HMA+ el que presenta un mayor peso con 33 g mientras que el testigo llego solo a 3 g (Figura 63).

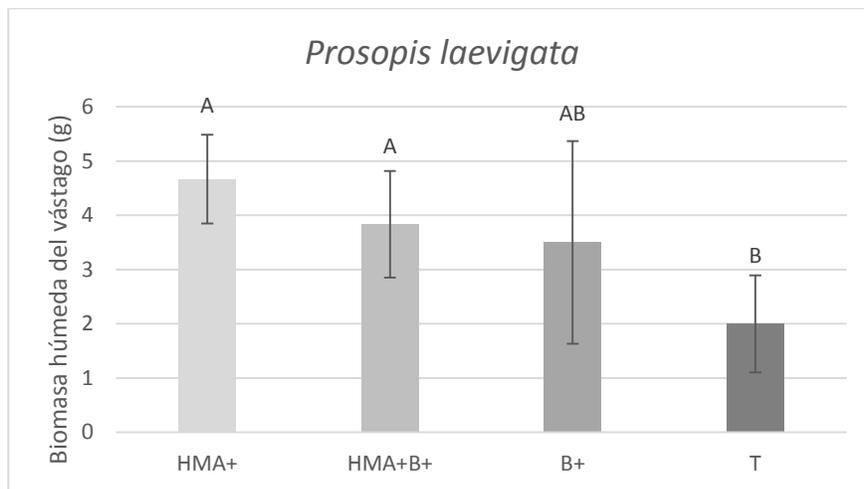


Figura 60. Biomasa húmeda del vástago en los diferentes tratamientos de *Prosopis laevigata*. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

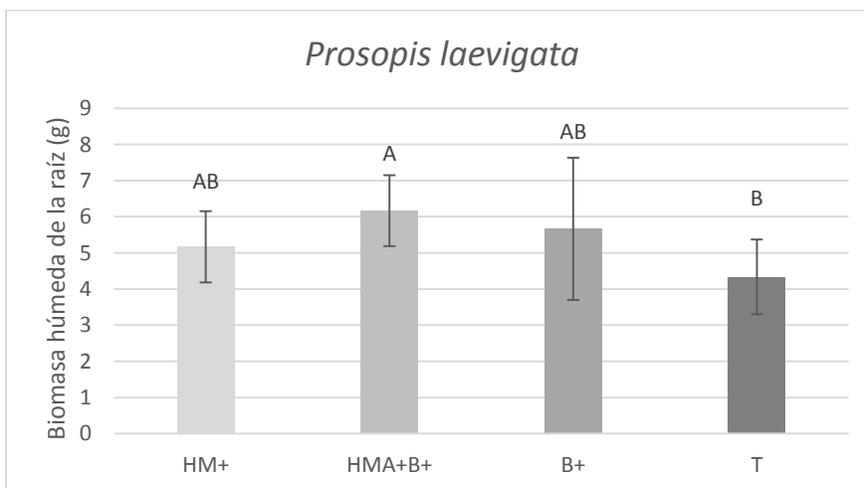


Figura 61. Biomasa húmeda de raíz en *Prosopis laevigata*. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

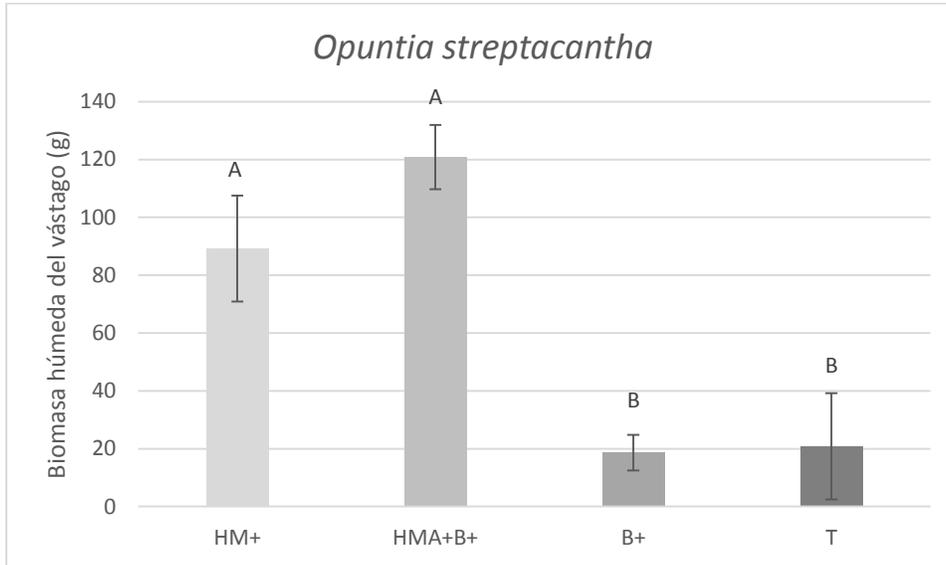


Figura 62. Biomasa húmeda del vástago en los diferentes tratamientos de *Opuntia streptacantha*. las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

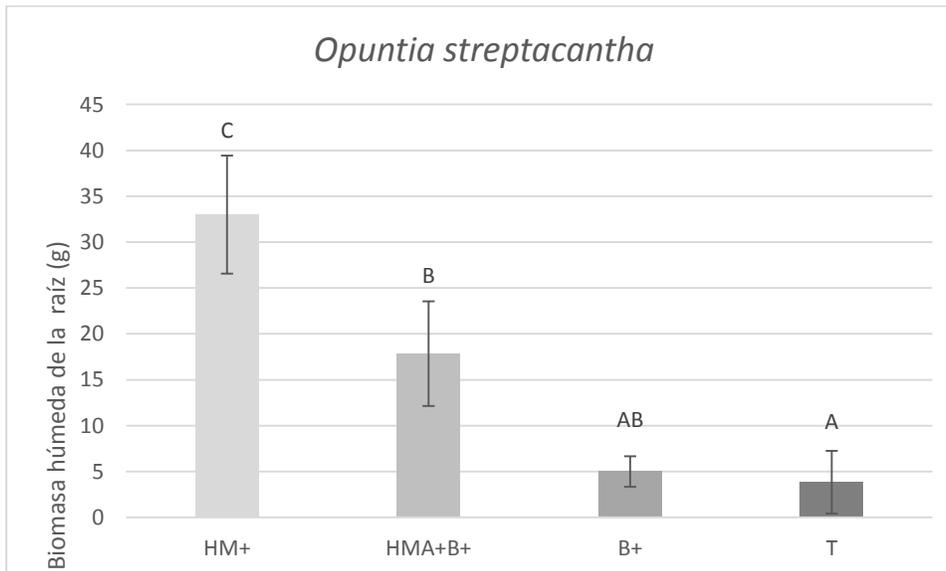


Figura 63. Biomasa húmeda de raíz de *Opuntia streptacantha*. las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.15 Biomasa seca

En biomasa seca del vástago (Figura 64) producida por *Prosopis laevigata* muestra diferencias significativas entre las plantas HMA+ y los testigos (ANEXO 24), se observa que las plantas HMA+ fueron las que produjeron más biomasa seca durante el experimento. En cuanto a la biomasa seca de la raíz (Figura 65) producida por *Prosopis laevigata* el tratamiento HMA+B+ fue el que produjo más, siendo significativamente diferente con los testigos.

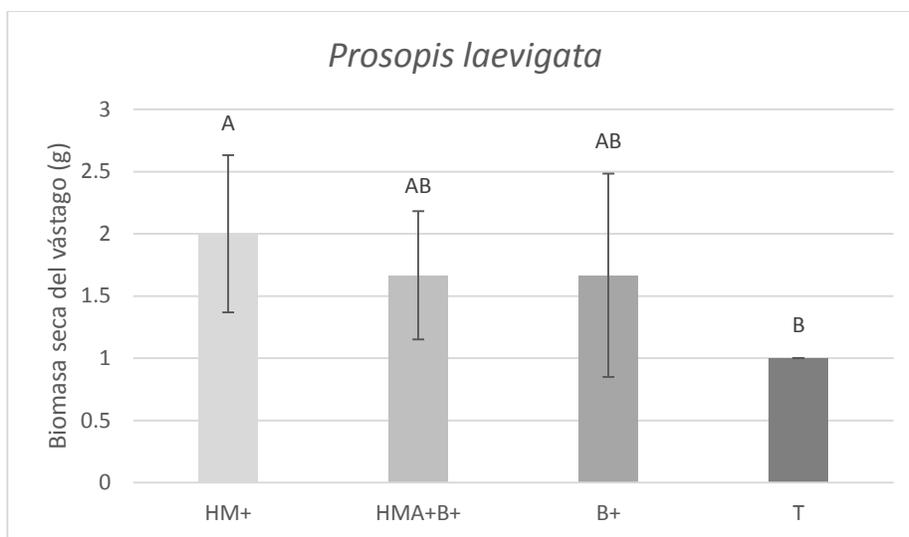


Figura 64. Biomasa Seca del vástago en los diferentes tratamientos de *Prosopis laevigata*. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

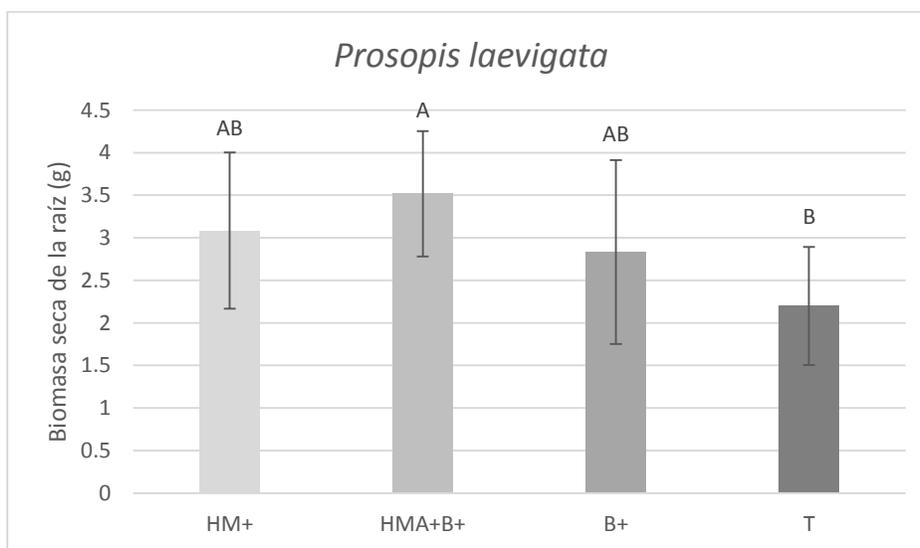


Figura 65. Biomasa seca de raíz en los tratamientos de *Prosopis laevigata*. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

En las plantas de *Opuntia streptacantha* la biomasa seca producida tanto en vástago como en raíz (Figuras 66 y 67) fue mayor y significativamente diferente en los tratamientos HMA+ y HMA+B+ en comparación con el tratamiento B+ y los testigos (ANEXO 25).

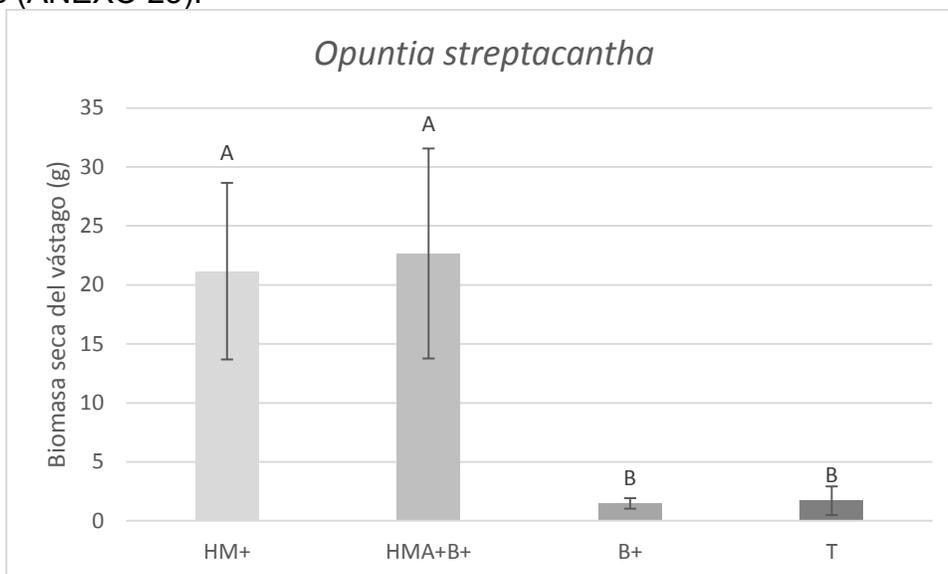


Figura 66. Biomasa Seca del vástago en los diferentes tratamientos de *Opuntia streptacantha*. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

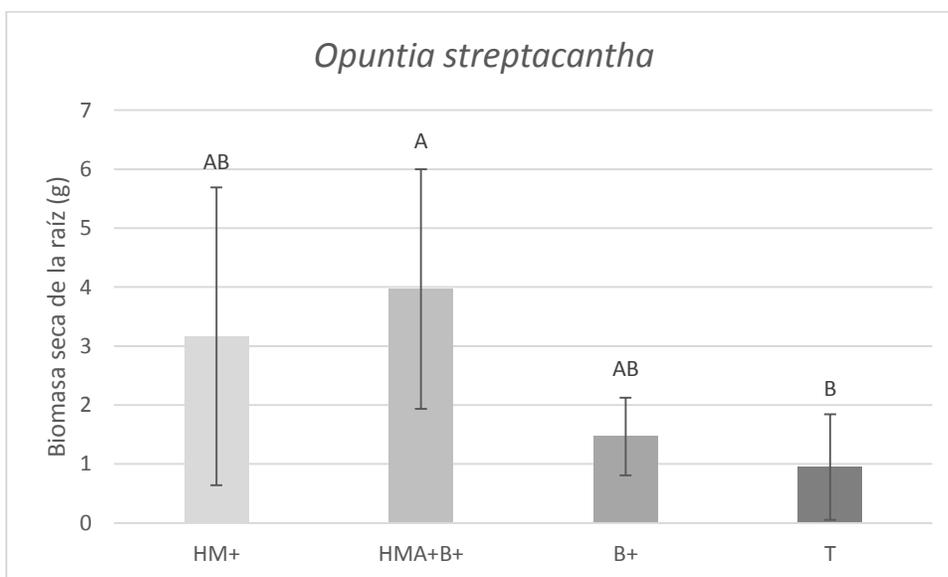


Figura 67. Biomasa seca de raíz en los tratamientos de *Opuntia streptacantha*. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.16 Cociente raíz/vástago

La relación raíz/vástago en *Prosopis laevigata* (Figura 68) no presento diferencias significativas entre los tratamientos y los testigos (ANEXO 26), pero se puede observar que el tratamiento HMA+B+ y los testigos presentaron una mayor relación en este cociente. En cuanto a *Opuntia streptacantha* (Figura 69) hay una mayor relación raíz/vástago en el tratamiento B+ y los testigos en comparación con los tratamientos HMA+ y HMA+B+, habiendo diferencias significativas entre estos grupos (ANEXO 27).

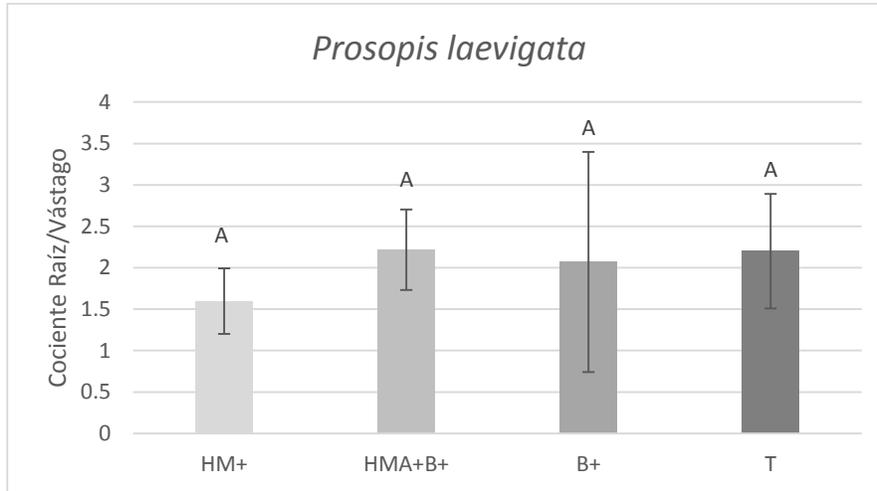


Figura 68. Cociente raíz/vástago en los tratamientos de *Prosopis laevigata*. las letras iguales que no hubo diferencias significativas entre las muestras, las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

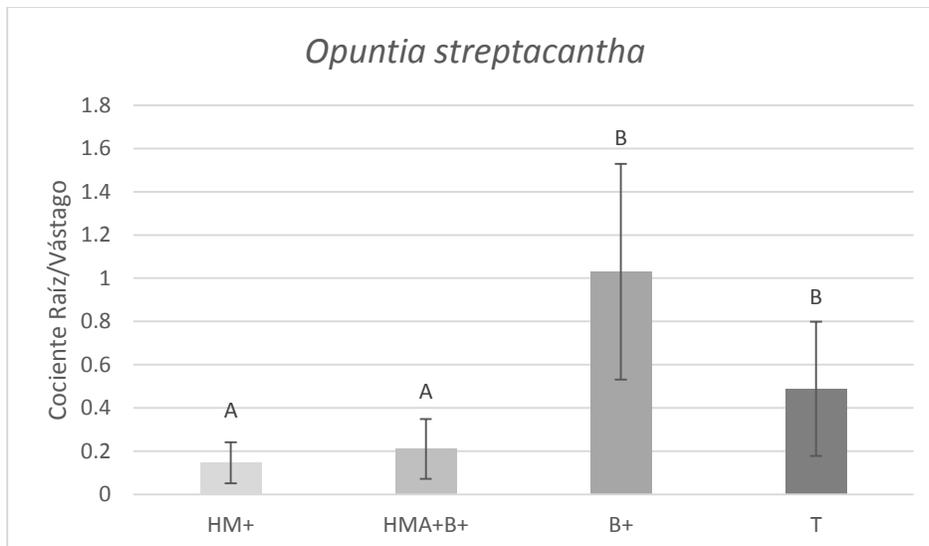


Figura 69. Cociente raíz/vástago en los tratamientos de *Opuntia streptacantha*. las letras distintas representas las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

9.17 Porcentaje de colonización total y de las diferentes estructuras

El porcentaje de colonización micorrízica en *Prosopis laevigata* (Figura 70) fue mayor en las plantas HMA+B+, siendo significativamente diferente en comparación con el tratamiento HMA+ (ANEXO 28). Las estructuras de HMA encontradas en la raíz de *Prosopis laevigata* fueron hifas y vesículas, siendo las hifas las que se encontraron en un mayor número de campos en ambos tratamientos (HMA+ y HMA+B+), ambas estructuras tuvieron una mayor presencia en el tratamiento HMA+B+, siendo significativamente diferentes con respecto al tratamiento HMA+ (Figura 71).

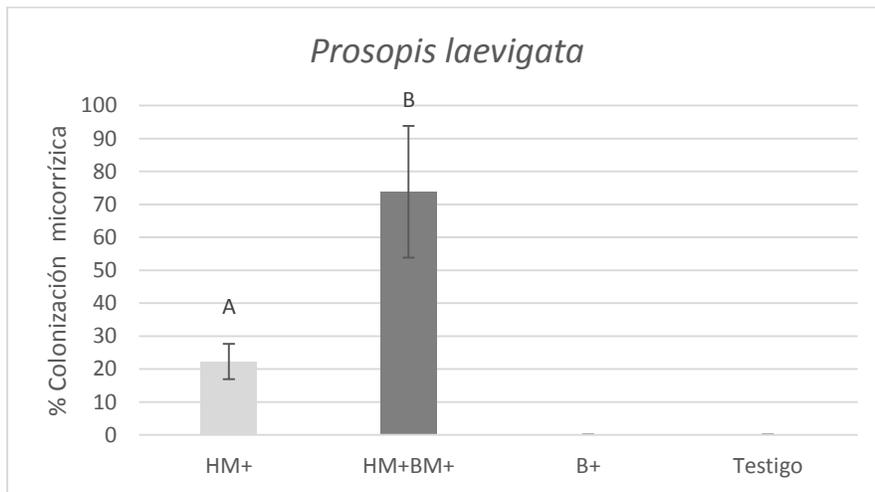


Figura 70. Porcentaje de colonización micorrízica en las plantas de *Prosopis laevigata*, las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

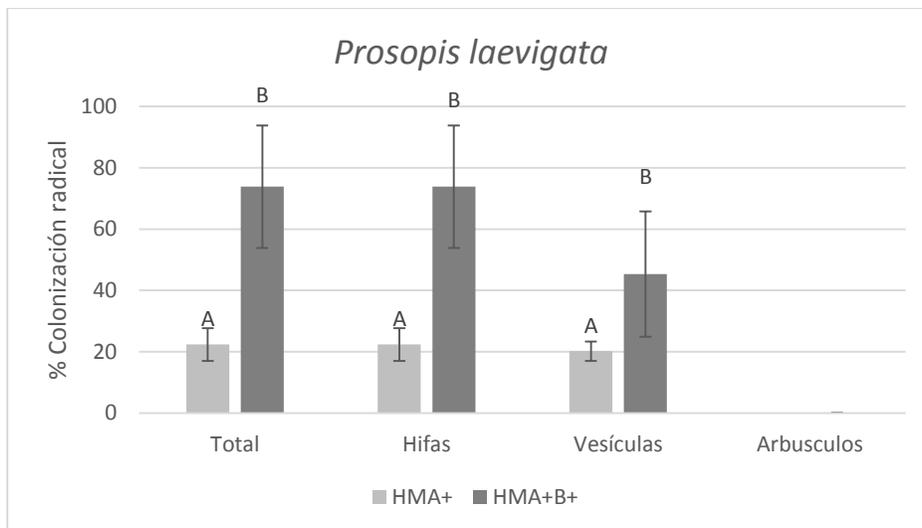


Figura 71. Porcentaje de colonización radical en *Prosopis laevigata*, en los tratamientos HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares y HMA+B+ tratamiento con ambos organismos, las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$) y las líneas sobre las barras el error estándar.

En *Opuntia streptacantha* el porcentaje de colonización micorrízica fue mayor y significativamente diferente en el tratamiento HMA+ con respecto a HMA+B+ (Figura 72), las estructuras de HMA encontradas fueron hifas y vesículas (Figura 73), se obtuvieron diferencias significativas entre ambos tratamientos (HMA+ y HMA+B+). Las vesículas, aunque se encontraron en mayor cantidad en el tratamiento HMA+, no muestra diferencias significativas con respecto al tratamiento HMA+B+ (ANEXO 29).

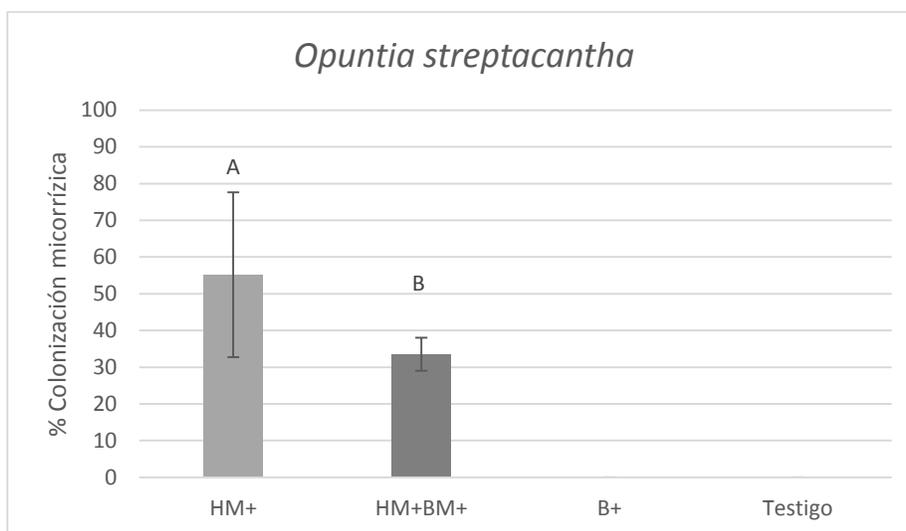


Figura 72. Porcentaje de colonización micorrízica en las plantas de *Opuntia streptacantha*, las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

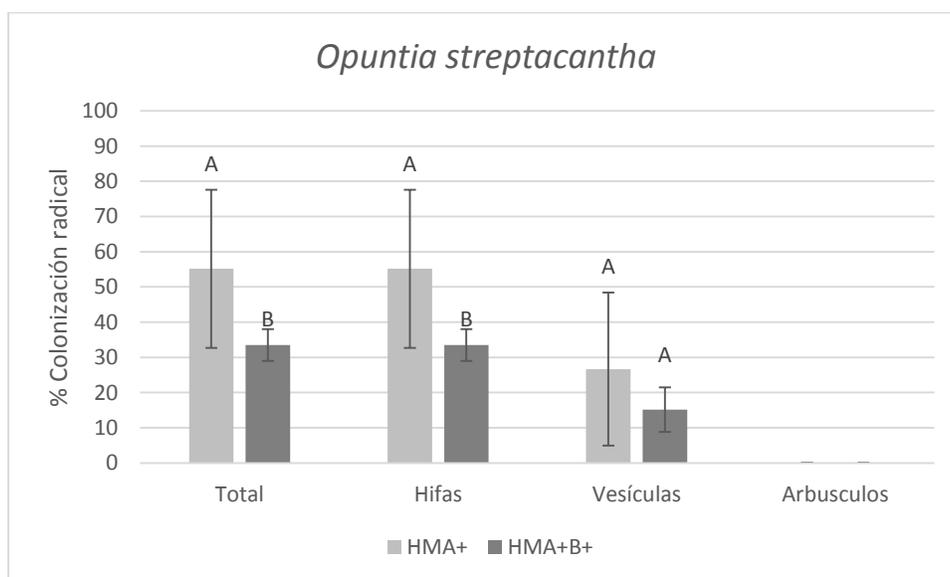


Figura 73. Porcentaje de colonización radical en *Opuntia streptacantha*, en los tratamientos HMA+ (con hongos micorrizógenos arbusculares) y HMA+B+ (con ambos organismos), las letras distintas representan diferencias significativas ($p < 0.05$) y las líneas sobre las barras representan el error estándar.

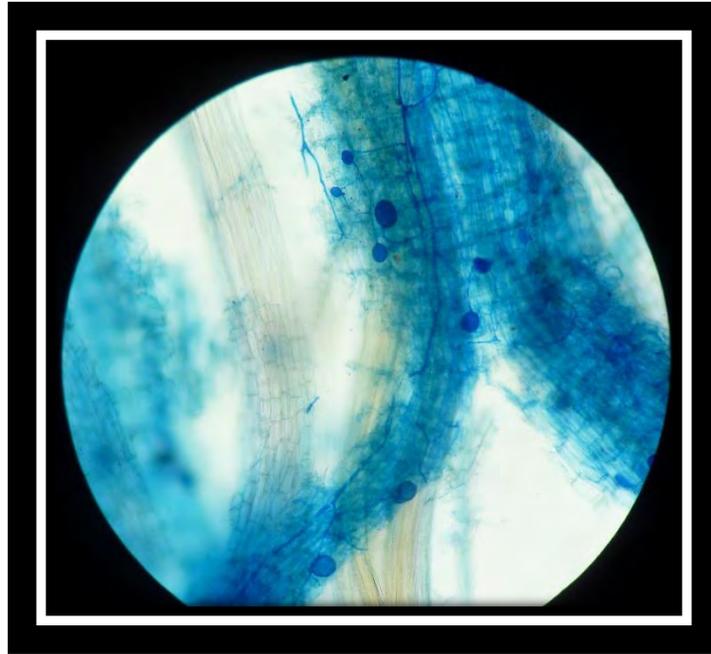


Figura 74. Hifas y vesículas en raíz de *Prosopis laevigata*. Fotografía tomada a 20x.

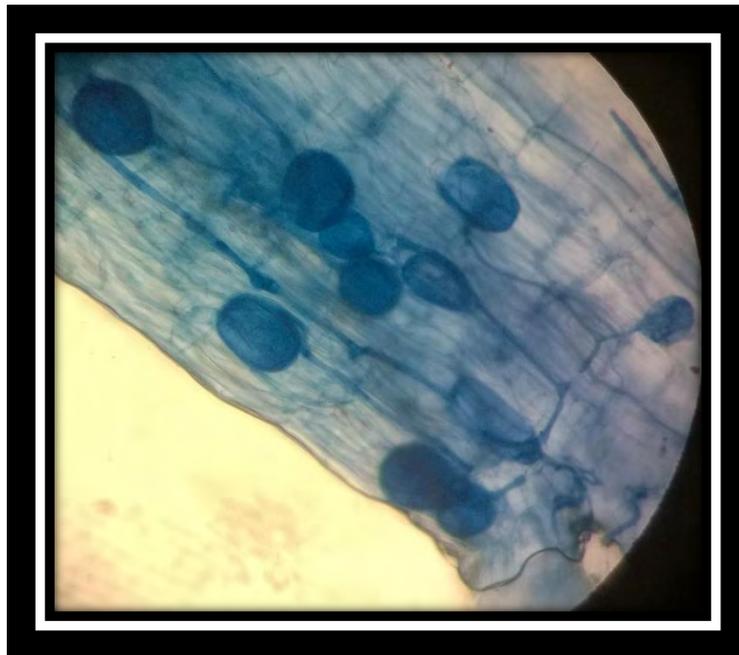


Figura 75. Hifas y vesículas en raíz de *Prosopis laevigata*. Fotografía tomada a 40x.

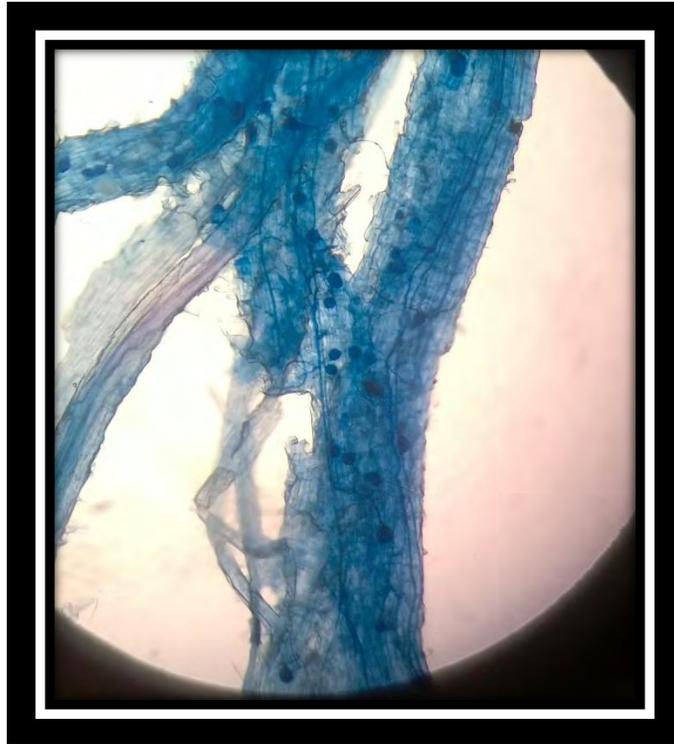


Figura 76. Raíz de *Opuntia streptacantha* colonizada por hifas y vesículas de HMA. Fotografía tomada a 10 x.

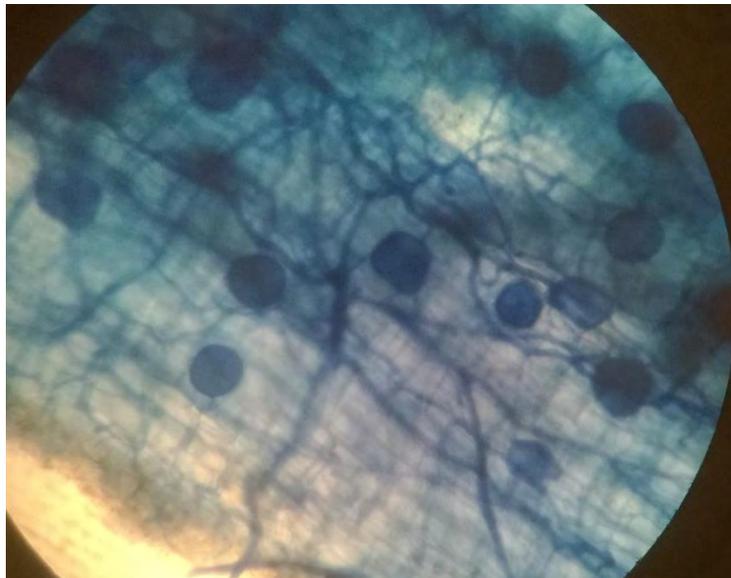


Figura 77. Hifas y vesículas en raíz de *Opuntia streptacantha*. Fotografía tomada a 40 x.

9.18 Conteo de esporas

El conteo de esporas en el suelo utilizado para *Prosopis laevigata* se realizó al final del experimento (Figura 78) en promedio para el tratamiento HMA+ fue de 41 esporas, mientras que para el tratamiento HMA+B+ fue de 38, el análisis estadístico obtuvo que no se encontraron diferencias significativas entre ambos tratamientos (ANEXO 30). En el sustrato utilizado para *Opuntia streptacantha* (Figura 79) el conteo de esporas dio como resultado de 31 esporas en el tratamiento HMA+ y 32 en HMA+B+, no teniendo diferencias significativas (ANEXO 31).

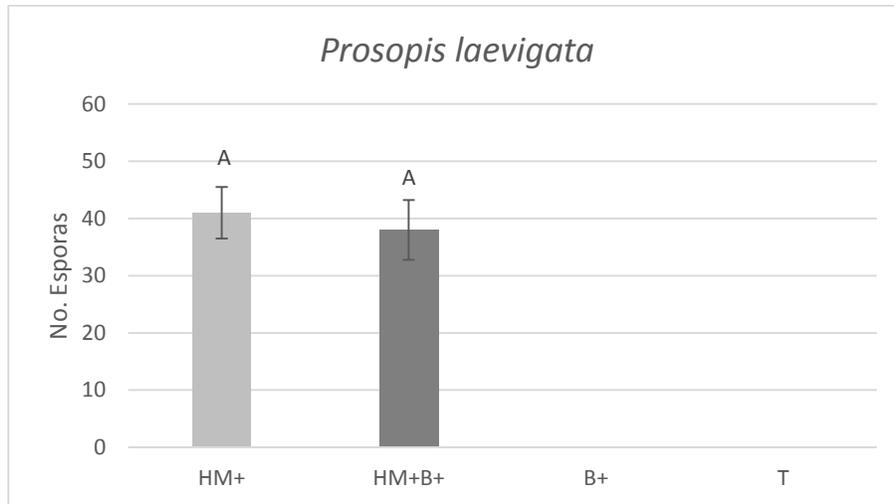


Figura 78. Número de esporas extraídas de 100 g de suelo en los diferentes tratamientos de *Prosopis laevigata*, las letras distintas representan las diferencias significativas entre las muestras ($p < 0.05$) y las líneas verticales el error estándar, HMA+ tratamiento con hongos micorrizógenos arbusculares, B+ tratamiento con *Azospirillum brasilense*, HMA+B+ tratamiento con ambos organismos y T grupo testigo.

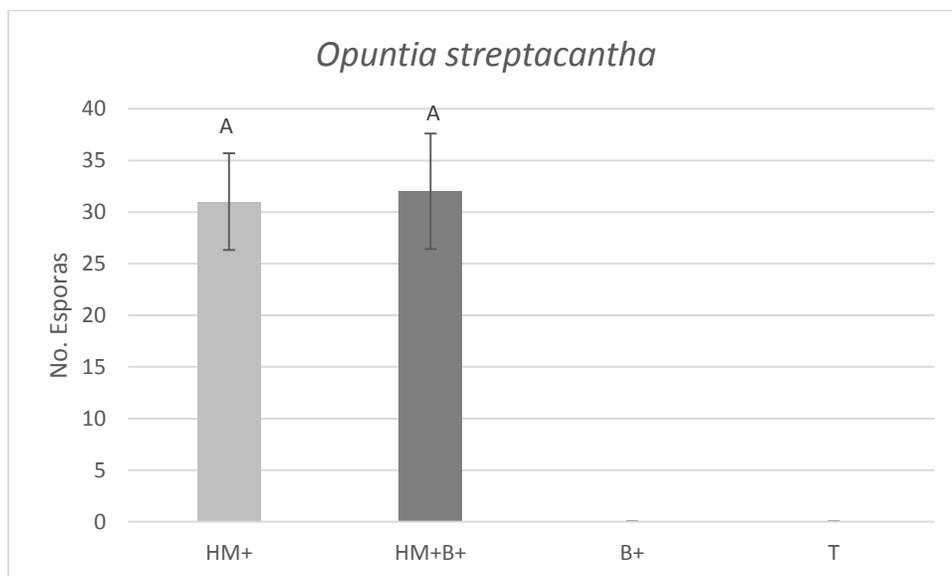


Figura 79. Número de esporas extraídas de 100 g de suelo en los diferentes tratamientos de *Opuntia streptacantha*, las letras iguales indican que no hubo diferencia significativa y las líneas arriba de las barras el error estándar.

9.19 Identificación de esporas

La identificación de esporas extraídas del suelo dio como resultado 3 especies identificadas: *Funneliformis mosseae* (Figura 80), *Funneliformis geosporum* (Figura 82) y *Entrophospora infrenquens* (Figura 84), así como dos géneros: *Scutellospora* (Figura 86) y *Glomus* spp. (Figura 87).

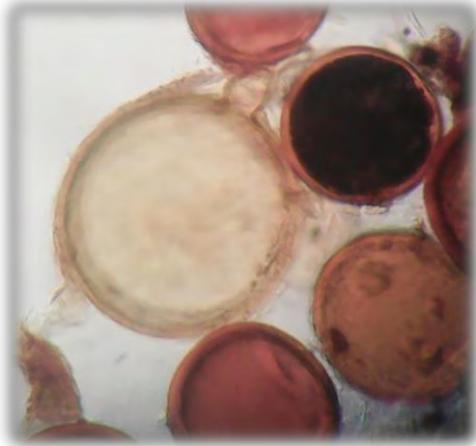


Figura 80. *Funneliformis mosseae*.

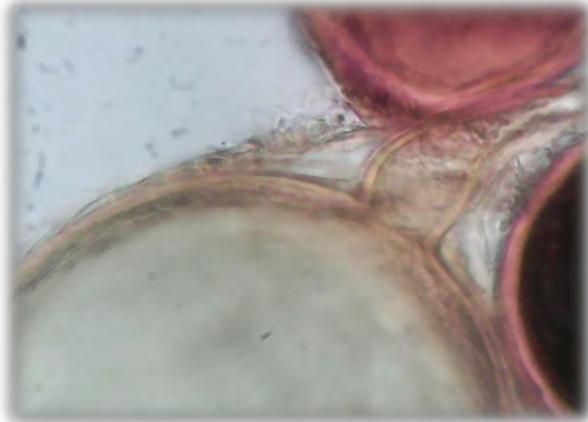


Figura 81. Hifa en forma de embudo.



Figura 82. *Funneliformis geosporum*.



Figura 83. Hifa en forma de embudo delgado y capa laminar gruesa.



Figura 84. *Entrophospora infrequens*.



Figura 85. Ornamentaciones.



Figura 86. *Scutellospora* spp.



Figura 87. *Glomus* spp.

9.20 Determinación de la presencia de *Azospirillum brasilense*

La determinación de la presencia de *Azospirillum brasilense* se realizó mediante el medio de cultivo NFB, en el cual después de 48 horas de inocularlo con las raíces de las plantas inoculadas con la bacteria se formó un sobrenadante de color blanco confirmando la presencia de *Azospirillum brasilense*.



Figura 88. Formación de una película blanca en el medio de cultivo NFB que demuestra la presencia de *Azospirillum brasilense*.

9.21 Análisis de componentes principales

El análisis de componentes principales en *Prosopis laevigata* agrupó a la mayoría de los valores con los tratamientos HMA+ y HMA+B+, ya que en la mayoría de las variables no hubo una diferencia significativa entre ambos tratamientos (ANEXO 32).

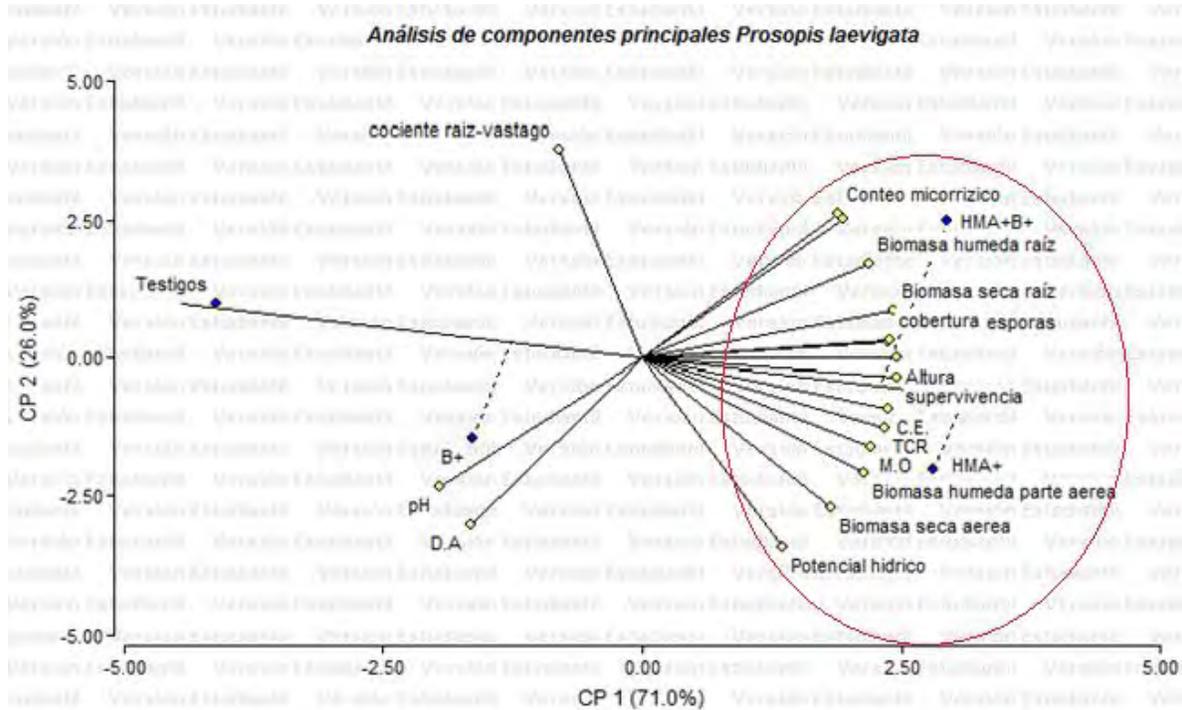


Figura 89. Análisis de componentes principales de las variables en los tres tratamientos y grupo el testigo en *Prosopis laevigata*, el ovalo agrupa los datos más relacionados entre sí.

El análisis de componentes principales en *Opuntia streptacantha* agrupó a la mayoría de los valores con los tratamientos HMA+ y HMA+B+, ya que en la mayoría de las variables no hubo una diferencia significativa entre ambos tratamientos (ANEXO 33).

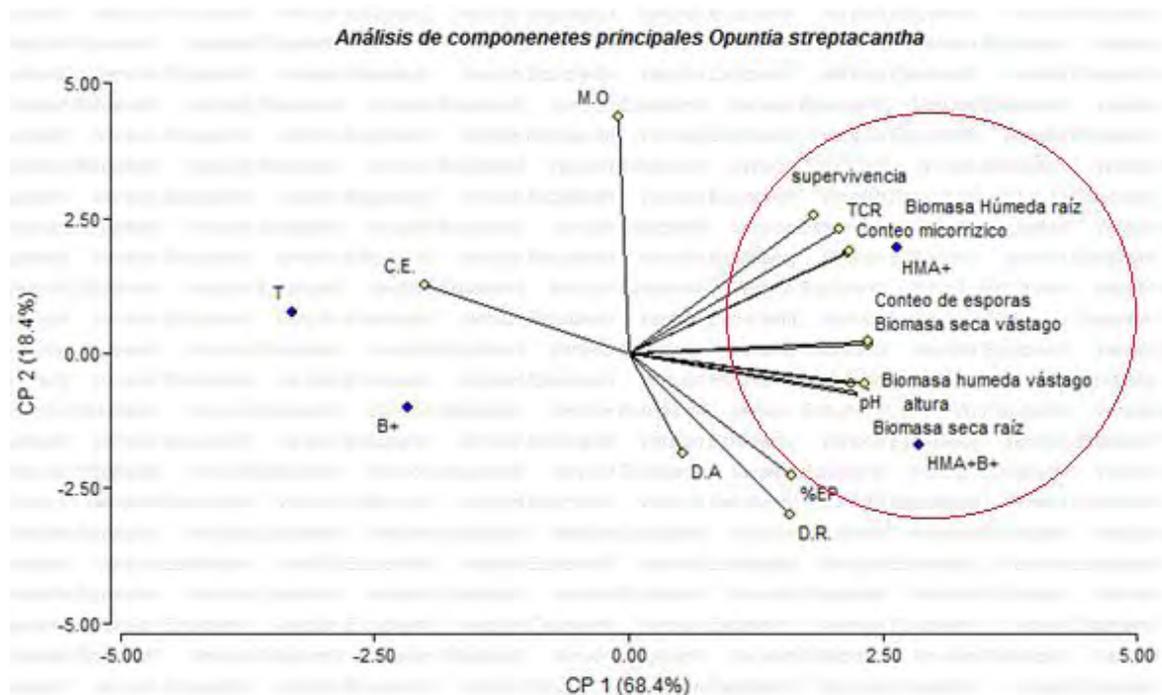


Figura 90. Análisis de componentes principales de las variables en los tres tratamientos y el grupo testigo en *Opuntia streptacantha*, el ovalo agrupo los datos más relacionados entre sí.

Cuadro 5. Resultados *Prosopis laevigata*.

Variable	HMA+	HMA+B+	B+	Testigos	Prueba estadística
pH	9.28*	8.8*	9.3	9.5*	ANOVA
Conductividad eléctrica (dSm ⁻¹)	0.0120*	0.0083	0.0078	0.0138*	Kruskal Wallis
Densidad aparente (g/cm ³)	1.5088*	1.374*	1.54*	1.53	ANOVA
Densidad real (g/cm ³)	3.48*	4.46*	2.62*	2.92*	ANOVA
Espacio poroso (%)	56.6*	69.18*	40.95*	47.27*	ANOVA
Materia orgánica (%)	1.32	1.24	1.21	0.96	ANOVA
Supervivencia (%)	100	100*	93.3*	86.6*	Kruskal Wallis
Altura (cm)	42.26	39.7	38.8	27.1*	Kruskal Wallis
Cobertura (cm ²)	96.6	93.5*	52.4	50.6*	Kruskal Wallis
No. hojas	32	30	33	27	ANOVA
TCR (d ⁻¹)	0.01677297*	0.01604514*	0.01597279	0.01418144*	Kruskal Wallis
Potencial hídrico (MPa)	-1.75833	-1.48333*	-2.30833	-3.11666*	Kruskal Wallis
Biomasa húmeda vástago (g)	4.6666*	3.8333	3.5	2*	Kruskal Wallis
Biomasa húmeda raíz (g)	5.16666	6.1666*	5.6666	4.3333*	Kruskal Wallis
Biomasa seca vástago (g)	2*	1.6666	1.6666	1*	Kruskal Wallis
Biomasa seca raíz (g)	3.0833	3.51666*	2.8333	2.2*	ANOVA
Cociente R/V	1.5971	2.2166	2.0694	2.2	ANOVA
Colonización micorrízica (%)	22.3333*	73.83333*	0	0	ANOVA
Conteo de esporas HMA por 100 g de sustrato	41	38	0	0	ANOVA

*Mostraron diferencias significativas (p<0.05).

Cuadro 6. Resultados *Opuntia streptacantha*.

Variable	HMA+	HMA+B+	B+	Testigos	Prueba estadística
pH	9.89*	9.81	9.54*	9.09*	ANOVA
Conductividad eléctrica (dSm ⁻¹)	0.1872*	0.1759	0.2190*	0.340704*	ANOVA
Densidad aparente (g/cm ³)	1.505	1.4948	1.6374*	1.3258*	Kruskal Wallis
Densidad real (g/cm ³)	2.81	6.47*	2.60	2.39	ANOVA
Espacio poroso (%)	46.49*	76.49*	39.96*	44.61*	ANOVA
Materia orgánica (%)	1.68*	0.96	0.90*	1.62	ANOVA
Supervivencia (%)	73.3*	46.6*	40*	33.3*	Kruskal Wallis
Altura (cm)	21.2	28.9*	11*	11.9	Kruskal Wallis
TCR (d ⁻¹)	0.01038622*	0.00899488	0.00706127*	0.00734466	Kruskal Wallis
Biomasa húmeda vástago (g)	89.2	120.8333*	18.7*	20.8	Kruskal Wallis
Biomasa húmeda raíz (g)	33*	17.8*	5	3.8*	ANOVA
Biomasa seca vástago (g)	21.2*	22.7	1.5*	1.7	ANOVA
Biomasa seca raíz (g)	3.2	4*	1.5	1*	Kruskal Wallis
Cociente R/V	0.1460*	0.2097	1.02*	0.4883	Kruskal Wallis
Colonización micorrízica (%)	55.2*	33.5*	0	0	ANOVA
Conteo de esporas HMA por 100 g de suelo	31	32	0	0	ANOVA

*Mostraron diferencias significativas (p<0.05).

X. DISCUSIÓN

El análisis de suelo se realizó cuando terminó el experimento, el suelo presentó un pH fuertemente alcalino, con valores en el sustrato de *Prosopis laevigata* entre 8.8-9.5 y en el sustrato de *Opuntia streptacantha* los valores de pH fueron de 9.09-9.89 lo cual es de esperarse al ser suelos de zonas áridas, se presentó un bajo porcentaje de materia orgánica en los sustratos tanto de *Prosopis laevigata* con valores de 0.96-1.32%, como en el sustrato utilizado para *Opuntia streptacantha* con 0.9-1.68% y la conductividad eléctrica presente sugiere que es un suelo no salino ya que en *Prosopis laevigata* fue de 0.0078-0.0138 ds m⁻¹ y en *Opuntia streptacantha* fue moderadamente salino con 0.1759-0.340704 ds m⁻¹. En el caso de la densidad aparente (DA) del sustrato en *Prosopis laevigata* se obtuvieron valores entre 1.374-1.54 gcm⁻³ y en el sustrato de *Opuntia streptacantha* 1.3258-1.6374 gcm⁻³, según Guerra y Cruz (2014) constituye un criterio útil para evaluar la profundidad a la que pueden penetrar las raíces, mientras que Ríos (1985) menciona que los valores de densidad aparente que oscilan entre 1.5 y 1.6 gcm⁻³ implica que existe cierto grado de compactación en el suelo y empieza una obstaculización al crecimiento radicular. León (1984) menciona que cuando la DA se encuentra entre 1.3 y 1.8 gcm⁻³ el suelo es de textura gruesa, lo que es de esperarse ya que el suelo está catalogado como franco-arenoso (González, 2013).

La densidad real presentó valores en el sustrato de *Prosopis laevigata* en HMA+ de 3.48 gcm⁻³, en HMA+B+ 4.46 gcm⁻³, en B+ 2.62 gcm⁻³ y en los testigos de 2.92 gcm⁻³, según Ríos (1985) la mayoría de los suelos tienen una densidad real entre 2.60 y 2.75 gcm⁻³ por lo que los valores en los tratamientos HMA+ y HMA+B+ son altos, esto podría deberse a que el análisis de suelos se realizó con una mezcla de suelo con arena sílica, para *Opuntia streptacantha* la densidad real oscilo entre 2.39-2.81 gcm⁻³, González (2013) menciona valores de 2.63 gcm⁻³ para densidad real en el Municipio de Tezontepec. La densidad real y densidad aparente guardan una estrecha relación con el espacio poroso, para el sustrato utilizado en *Prosopis laevigata* el porcentaje de espacio poroso fue mayor en el tratamiento HMA+B+ con 69.2%, en HMA+ el espacio poroso fue de 56.6%, mientras que en el tratamiento B+ fue de 40.95% y los testigos fue de 47.3%. En *Opuntia streptacantha* el mayor porcentaje de porosidad fue en el tratamiento HMA+B+ con 76.5%, en HMA+ fue de 46.5%, en B+ 40% y en el grupo testigo fue de 44.6%. Esto puede deberse a la actividad de los microorganismos y las raíces de las plantas en el suelo como lo menciona Simancas (2005), ya que es significativamente diferente el tratamiento con doble inoculación a los demás tratamientos y al grupo testigo.

Los resultados finales en las plantas en este estudio mostraron que la supervivencia en *Prosopis laevigata*, tanto en el tratamiento HMA+ como en HMA+B+ obtuvieron una supervivencia final del 100%, mientras que el tratamiento B+ 93.3% y los testigos 86.6%, mostrando diferencias significativas entre los tratamientos HMA+ y HMA+B+ y el tratamiento B+ y los testigos; en el caso de *Opuntia streptacantha* se obtuvo un porcentaje de supervivencia del 73.3% en el tratamiento HMA+, mientras que en HMA+B+ fue de 46.6%, en B+ 40% y en los testigos fue de 33.3%, en donde resultaron diferencias significativas entre todos los tratamientos. Lo que indica que la micorrización favoreció la supervivencia de *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha* en condiciones de invernadero, permitiendo hasta un 100% de supervivencia y 73.3% respectivamente, esto probablemente se debe a la presencia de la micorriza, ya que favorecen la absorción de agua y nutrimentos minerales, ayudan a resistir el estrés producido por las sequías, la salinidad del suelo y aumentan las probabilidades de establecimiento de plantas y supervivencia, (Azcón y Barea, 1980; Eissenstat y Newman, 1990; Robson *et al.*, 1994; Varma, 1995; Pedersen y Sylvia, 1996; Zobel *et al.*, 1997; Mukerji y Chamola, 2000; Augé, 2001), lo que coincide con diferentes autores como Cervantes (2013), reporta que para *Prosopis laevigata* obtuvo 70% de supervivencia en comparación con los testigos los cuales obtuvieron solo el 20%, así mismo en plantas de *Agave salmiana* obtuvo un 96% de supervivencia en plantas micorrizadas. Luna (2005) obtuvo en plantas de *Opuntia streptacantha* y *Agave salmiana* inoculadas con HMA 80% y 90% respectivamente en supervivencia.

En cuanto al crecimiento evaluado para *Prosopis laevigata* los promedios obtenidos para la altura final fueron de 42.2 cm en HMA+, 39.7 cm en HMA+B+, 38.8 cm en B+ y 27.1 cm en el grupo testigo, siendo el grupo inoculado con HMA los que presentaron una mayor altura. Para *Opuntia streptacantha* la altura promedio fue de 21.2 cm para el tratamiento HMA+, 28.9 cm en el tratamiento HMA+B+, 11 cm en B+ y 11.9 cm en los testigos, en este caso el tratamiento con mayor altura fue HMA+B+. La prueba estadística utilizada fue Kruskal Wallis para datos no paramétricos, en *Prosopis laevigata* no se obtuvieron diferencias significativas entre tratamientos, pero si entre los tratamientos y los testigos, mientras que para *Opuntia streptacantha* los tratamientos HMA+ y HMA+B+, (que fueron los de mayor altura), no presentaron diferencias significativas entre sí, pero si con el tratamiento B+ y los testigos. Estos resultados pueden ser atribuidos a que los HMA ayudan al crecimiento vegetal de las plantas, así también que *Azospirillum brasilense* pertenece al grupo de rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR, por sus siglas en ingles), estimula el crecimiento vegetal tanto en cultivos de invernadero como en campo abierto y el contenido de N (Dobbelaere *et al.*, 2001), esto debido a sus mecanismos de fijación de N y la producción de auxinas (Collados, 2006). Pulido *et al.* (2003) obtuvieron resultados favorables al inocular plantas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) y cebolla (*Allium cepa* L.) con *Azospirillum brasilense* y HMA dando como resultado valores de altura y longitud radical óptimos en comparación con grupos testigos y plantas inoculadas solo con un tipo de microorganismos, de igual manera Vázquez (2000) menciona en su estudio que la doble inoculación de *Glomus dicerticota* y *Azospirillum brasilense* incrementó el crecimiento de plantas de la especie *Zea mays* significativamente en

comparación con plantas control o con plantas con solo un microorganismo inoculado.

Así mismo, la cobertura es un indicador de crecimiento vegetal, ya que el área foliar está influenciada por factores atmosféricos (como la temperatura y la radiación), así como la humedad del suelo (Paz, 2006; Cervantes 2013). La cobertura foliar de *Prosopis laevigata* presentó en los tratamientos de HMA+ y HMA+B+ valores de 96.6 cm² y 93.5 cm² respectivamente, mientras que para B+ fue de 52.4 cm² y para los testigos fue de 50.6 cm², se realizó una prueba de Kruskal Wallis para datos no para métricos obteniendo diferencias estadísticas entre los tratamientos y testigos, lo que concuerda con Torres (2005) que inoculo plantas de *Prosopis laevigata* con HMA y obtuvo resultados positivos ya que favorecieron un mayor desarrollo vegetal en cuanto a altura, diámetro, número de pinnas, en comparación con los tratamientos sin inocular. Para el número de hojas de *Prosopis laevigata* no se obtuvieron diferencias significativas; en la semana 160 se nota un claro decline por parte de los tratamientos HMA+ y HMA+B+, esto es en la época de invierno donde de forma natural *Prosopis* tira las hojas.

La tasa de crecimiento relativo para *Prosopis laevigata* fue mayor y significativamente diferente en el tratamiento HMA+ con 0.0167, los tratamientos HMA+B+ y B+ no mostraron diferencias significativas entre sí y los valores fueron de 0.0160 y 0.0159 respectivamente, siendo mayores en el tratamiento de doble inoculación, mientras que el testigo obtuvo un TCR de 0.0141 siendo el grupo de menor valor en esta variable y significativamente diferente a los otros tratamientos. En *Opuntia streptacantha* el valor más alto para TCR fue de 0.0103 en el tratamiento HMA+ seguido por el tratamientos HMA+B+ con 0.0089, los cuales no son diferentes estadísticamente, pero si con el tratamiento B+ con un valor de 0.0070 y los testigos 0.0073, el análisis estadístico mostró diferencias significativas de los tratamientos HMA+ y HMA+B+ con respecto al tratamiento B+ y los testigos lo que coincide con el trabajo de Vázquez (2014) con *Yucca filifera* y Flores (2016) con *Dracocephalum moldavica* en donde reportan una mayor TCR en los tratamientos micorrizados en comparación con grupos testigos, así como una mayor altura y número de hojas.

El potencial hídrico (Ψ) es una medida del estado de hidratación de una planta y se realizó una prueba de Kruskal Wallis para datos no paramétricos obteniendo una $p=0.0011$, lo que indica que hay diferencias significativas, el valor más elevado de potencial hídrico fue para las plantas con doble inoculación (HMA+B+) con -1.48 MPa, el cual no tuvo diferencias significativas con el tratamiento HMA+ con -1.75, pero si con los testigos -3.11 y con el grupo B+ -2.3, esto debido a que los HMA producen un aumento del contenido de agua en la planta, lo que coincide con Cervantes (2013) quien trabajo con *Prosopis laevigata* y menciona que la micorrización favoreció el potencial hídrico de las plantas al estar más hidratadas debido a que optimizan las relaciones hídricas de las plantas, sin embargo, los resultados muestran que el tratamiento HMA+B+ fue más efectivo al hidratar más a la planta en comparación con el tratamiento HMA+ que solo tiene hongos micorrizógenos arbusculares, como lo reporta Simancas (2005) que al inocular

plantas de *Agave salmiana* con HMA y *Azospirillum brasilense* obtuvo un mayor potencial hídrico en comparación con plantas que solo fueron inoculadas con uno de estos microorganismos y con los testigos.

La mayor biomasa húmeda del vástago obtenida al final del experimento para *Prosopis laevigata* fue en el tratamiento HMA+ con 4.6 g, mientras que para el tratamiento HMA+B+ fue de 3.8 g, estos dos tratamientos no obtuvieron diferencias significativas entre sí a pesar de que el tratamiento con micorrizas fue mayor en peso, mientras que el tratamiento B+ obtuvo una biomasa húmeda de vástago de 3.5 g, no mostrando diferencias significativas con los otros dos tratamientos y los testigos fueron el grupo con menor biomasa con solamente 2 g, mostrando diferencias con los tratamientos HMA+B+ y HMA+. En *Opuntia streptacantha* se obtuvieron valores muy altos para la biomasa húmeda del vástago en los tratamientos HMA+ y HMA+B+ con 89.2 g y 120.8 g respectivamente mostrando diferencias significativas con el grupo testigo y el tratamiento B+ con 20.8 g y 18.7 g respectivamente al aplicar la prueba Kruskal Wallis. En la biomasa húmeda de raíz en *Prosopis laevigata* los tratamientos HMA+ (6.2 g), HMA+B+ (5.2 g) y B+ (5.7) obtuvieron diferencias significativas con el grupo testigo (4.3 g), siendo el tratamiento con doble inoculación el que presentó un mayor peso. Para *Opuntia streptacantha* los valores de biomasa húmeda de raíz fueron de 33 g en HMA+, 17.8 g en HMA+B+, 5 en B+ y 3.8 g en los testigos, las diferencias significativas se muestran entre todos los tratamientos, siendo HMA+ el que obtuvo un mayor peso húmedo en la raíz.

La biomasa seca en *Prosopis laevigata* tanto en vástago como en raíz dio como resultado que no hubo diferencias significativas entre tratamientos, pero si con el grupo testigo, quien mostro menor peso seco a comparación con las plantas inoculadas con los microorganismos, en el caso del vástago el mayor valor se obtuvo en el tratamiento HMA+ y en el peso seco de la raíz el mayor valor se dio en el tratamiento HMA+B+. En *Opuntia streptacantha* se obtuvieron diferencias significativas tanto en vástago como en raíz entre los tratamientos HMA+ y HMA+B+ con respecto al grupo testigos y el tratamiento B+, los valores más altos se dieron en el tratamiento con doble inoculación.

En ambas plantas la biomasa húmeda y seca se vio favorecida por la inoculación de los microorganismos, siendo diferentes significativamente los tratamientos y los testigos, tanto *Prosopis laevigata* como *Opuntia streptacantha* obtuvieron mayores resultados, esto atribuible a los HMA y a *Azospirillum brasilense*, ya que confieren ventajas como la estimulación del enraizamiento y crecimiento, la reducción de requerimientos externos de fosfatos, la uniformidad en la producción y el incremento en la resistencia de las plantas al ataque de patógenos que afectan la raíz, resistencia a sequía, la salinidad y los metales pesados, así como la capacidad de *Azospirillum brasilense* para fijar N y producir auxinas, ya que se sabe que tras la inoculación de la bacteria, el sistema radical sufre un cambio en su morfología debido a la producción de estas sustancias promotoras del crecimiento. El número de raíces secundarias y pelos radicales se incrementa, produciendo un aumento en el área explorada del suelo y mejorando de esta forma la adquisición de nutrientes

(González-Chávez *et al.*, 1998; Alarcón y Ferrera-Cerrato, 1999; Manjarrez-Martínez, *et al.*, 2000; Collados, 2006). Estas ventajas en cuanto a la producción de biomasa por la inoculación de HMA se han reportado en *Prosopis* spp. por Cardona y Ocampo (1985) en *Acacia* spp por Guzmán y Ferrera (1990) en *Leucaena* spp. por De Lucena *et al.*, (1991) y en *Opuntia streptacantha* por González-Monterrubio *et al.*, (2005). Así también Franco y Cano (2006) presentan que al inocular *Cenchrus ciliaris* L. con *Glomus intraradices* dio como resultado incrementos significativos en biomasa seca y radical, también Quiñones-Aguilar *et al.*, (2014) reporta para *Carica papaya* L. un incremento de altura y biomasa seca. A diferencia de Castañeda Saucedo (2013), que evaluó el efecto de la fertilización química y *Azospirillum brasilense* sobre el crecimiento, desarrollo y rendimiento del fruto de fresa, en donde no encontró efectos o inhibiciones de la bacteria en la planta y Simancas (2005), que al inocular *Agave salmiana* con HMA y *Azospirillum brasilense*, no encontró diferencias significativas en peso húmedo y seco de raíz y vástago.

La relación raíz/vástago en *Prosopis laevigata* no mostró diferencias significativas en ninguno de los tratamientos y el testigo, ya que los valores fueron altos en todos los casos, HMA+ 1.5971, HMA+B+ 2.21, B+ 2.0694 y el grupo testigo (2.2), esto podría atribuirse a que *Prosopis laevigata* cuenta con adaptaciones para los ambientes áridos como la amplitud y profundidad de su sistema radicular, es decir es una especie freatofita ya que actúa como indicador de profundidad del manto freático, Hampp y Schaeffer (1999) mencionan que las plantas inoculadas con HMA manifiestan un incremento en el vástago y en la raíz, por lo tanto adquieren una alta relación R/V. *Opuntia streptacantha* obtuvo diferencias significativas entre los tratamientos HMA+ y HMAB+ contra B+ y el grupo testigo, en este caso el grupo B+ obtuvo una mayor relación R/V (1.02) siendo significativamente igual al grupo testigo (0.4883). esto puede deberse a que estos tratamientos al no tener la presencia de HMA la planta tuvo que invertir más en la biomasa radical para la absorción de nutrientes y agua. De tal forma que de acuerdo con Smith y Read (1997) que mencionan que las plantas inoculadas con HMA presentan un cociente reducido de R/V, esto posiblemente se deba a que los HMA facilitan la exploración del suelo en busca de agua y nutrientes de a través de la red hifal que forman los hongos.

El porcentaje de colonización micorrízica obtenido en *Prosopis laevigata* fue significativamente mayor en las plantas HMA+B+ en comparación de las HMA+ con un 73.8% contra 22.3%, lo que podría indicar que la presencia de *Azospirillum brasilense* favoreció la colonización micorrízica como lo menciona Barea (1983) quien describe una tendencia similar para la bacteria *Azotobacter*, donde se menciona que esta bacteria tiene una interacción positiva con las micorrizas, al igual que Simancas quien reporto una mayor colonización micorrízica en *Agave salmiana* inoculada con HMA y *Azospirillum brasilense*. Esto puede atribuirse a que *Prosopis laevigata* es una especie perteneciente a la familia Fabaceae, la cual se sabe de sus altos requerimientos de nitrógeno, por lo tanto, al estar inoculada con *Azospirillum brasilense*, bacteria que fija de N, obtuvo los nutrimentos necesarios y se favoreció la colonización por HMA.

Opuntia streptacantha por otro lado mostro diferencias significativas en el porcentaje de colonización micorrízica, siendo mayor en las plantas HMA+ con 55.2%, mientras que en las plantas HMA+B+ el porcentaje fue de 33.5%, no mostro un incremento en el porcentaje de colonización micorrízica la presencia de *Azospirillum brasilense*, como fue el caso de López-Moctezuma *et al.*, (2005) quienes evaluaron el efecto de la inoculación de hongos micorrízicos arbusculares y bacterias promotoras del crecimiento vegetal en el desarrollo de plantas de papayo (*Carica papaya* L.) crecidas en suelo enriquecido con 40% de vermicomposta, comprobaron que las bacterias utilizadas en ese experimento no influyeron en el incremento de la colonización micorrízica.

El conteo de esporas del suelo inoculado con HMA en *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha* no mostro diferencias significativas entre los tratamientos. Para *Prosopis laevigata* el tratamiento HMA+ mostro un promedio de 41 esporas en 100 g de suelo, mientras que el tratamiento HMA+B+ obtuvo un promedio de 38 esporas. En el caso de *Opuntia streptacantha* el número de esporas encontradas en 100 g de suelo para el tratamiento HMA+ fue de 31 y en el tratamiento HMA+B+ el número de esporas fue de 32. Se encontraron 5 taxones de HMA, de los cuales 3 se determinaron hasta especie y los dos restantes a género. Con una mayor presencia del genero *Funneliformis*.

Para el municipio de Tezontepec de Aldama, en el estado de Hidalgo, Monroy *et al.*, (2016) reportan la presencia de siete taxas, de los cuales son 4 especies y 3 géneros asociados a plantas de *Prosopis laevigata*, resultando que *Glomus* spp. y *Sclerocystis sinuosa* fueron las esporas con mayor número en comparación con otras especies de HMA. De igual manera reportan la presencia de *Funneliformis mosseae*, *Entrophospora infrenquens* y tres taxas de *Glomus* lo que coincide con los resultados reportados en este trabajo. Peralta (2014) reporta la presencia de 9 taxas, en donde menciona a *Entrophospora infrenquens* y *Glomus* spp. para la zona de Tezontepec.

El análisis de componentes principales en los valores resultados del experimento, muestran la agrupación de la mayor parte de los datos en los tratamientos HMA+ y HMA+B+, tanto en *Prosopis laevigata* como en *Opuntia streptacantha*, lo que nos habla de la correlación entre los datos de la planta, suelo y HMA.

XI. CONCLUSIONES

Al inocular con HMA y *Azospirillum brasilense* las plantas de *Prosopis laevigata*, se favoreció su crecimiento y establecimiento, obteniendo diferencias significativas entre los tratamientos y los testigos en cuanto a la supervivencia y crecimiento en altura, cobertura y en la TCR poniendo de manifiesto la influencia positiva.

El crecimiento de *Opuntia streptacantha* mostró diferencias significativas al inocular a las plantas con HMA y *Azospirillum brasilense* en supervivencia, altura y en la TCR siendo mayores que el grupo testigo.

La prueba de potencial hídrico caulinar en *Prosopis laevigata* dio como resultado una mayor hidratación en las plantas inoculadas con HMA y *Azospirillum brasilense*, ya que se obtuvieron los valores más elevados en esta prueba.

Prosopis laevigata se vio favorecida por la inoculación de HMA, por *Azospirillum brasilense* y por la doble inoculación (HMA + *Azospirillum brasilense*) en su biomasa húmeda, ya que no se encontraron diferencias significativas entre los tres tratamientos, pero sí con los testigos.

Las plantas de *Opuntia streptacantha* tienen un aumento en biomasa húmeda en vástago con el tratamiento con doble inoculación (HMA + *Azospirillum brasilense*); respecto a la biomasa húmeda de la raíz, fue solo el tratamiento con HMA donde se obtuvo un mayor peso.

La biomasa seca de vástago y raíz en *Prosopis laevigata* no mostró diferencias entre los tres tratamientos (HMA+, HMA+B+ y B+) pero sí entre éstos y los testigos.

Opuntia streptacantha tuvo una mayor producción de biomasa seca en vástago y raíz en los tratamientos con hongos micorrizógenos arbusculares y con doble inoculación (HMA + *Azospirillum brasilense*).

Asimismo, el porcentaje de colonización micorrízica fue mayor y significativamente diferente en las plantas de *Prosopis laevigata* con doble inoculación (HMA y *Azospirillum brasilense*).

Al contestar las preguntas para este trabajo se encontró que:

- A) En *Prosopis laevigata* y en *Opuntia streptacantha* la TCR se vio favorecida por los HMA con un mayor valor en ambas plantas en comparación con los testigos.

- B) El porcentaje de colonización micorrízica fue mayor en *Prosopis laevigata* cuando estaba presente *Azospirillum brasilense*; en *Opuntia streptacantha* fue mayor el tratamiento inoculado solo con HMA.
- C) El valor más elevado en el potencial hídrico caulinar de *Prosopis laevigata* fue en el tratamiento HMA+B+, aunque no hubo una diferencia significativa en comparación con las plantas inoculadas solo con HMA.
- D) La producción de biomasa fue igual estadísticamente en los tratamientos HMA y HMA+B+ tanto en *Prosopis laevigata* como en *Opuntia streptacantha*.

Se cumplió la hipótesis general, ya que la inoculación de *Prosopis laevigata* y *Opuntia streptacantha* con HMA y *Azospirillum brasilense* favoreció su establecimiento y desarrollo por lo que es una ecotecnia viable para recuperar sus poblaciones bajo condiciones de invernadero.

XII. REFERENCIAS

- Alarcón, A., Ferrera-Cerrato, R. 1999. Manejo de la micorriza arbuscular en sistemas de propagación de plantas frutícolas. *Terra*. 17: 179-191
- Alarcón, A., Ferrera-Cerrato, R. 2000. Biofertilizantes: Importancia y utilización en la agricultura. *Agricultura Técnica en México*. 26 (2): 191-203
- Alanís, G., Velasco, C. 2008. Importancia de las cactáceas como recurso natural en el noreste de México. *Ciencia UANL*. 11: 5-11.
- Alexander, T., Meier, R., Toth, E., Weber, H.C. 1988. Dynamics of arbuscule development and degeneration in mycorrhizas of *Triticum aestivum* L. and *Avena sativa* L. with reference to *Zea mays* L. *New Phytol.* 110: 363-370.
- Allen, M.F. 1991. Structure of a VA mycorrhiza. En: Allen, M.F. ed. *The Ecology of Mycorrhizae*. Cambridge, University Press. USA. pp. 17.
- Allen, M.F., 2007. Mycorrhizal fungi: Highways for water and nutrients in arid soils. *Vadose Zone Journal*. 6: 291-297.
- Álvarez-Sánchez, F.J., Monroy Ata, A. 2008. Técnicas de estudio de las asociaciones micorrízicas y sus implicaciones en la restauración. ed. *Ciencias*. UNAM. 231 pp.
- Arias, S., Arreola, H., Cházaro, M., Gómez-Hinostrosa, C., Hernández, H.M., Terrazas, T. 2013. *Opuntia streptacantha*. In: IUCN 2014. *IUCN Red List of Threatened Species*. Version 2014.1. www.iucnredlist.org.
- Augé, R.M. 2001. Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza* 11:3-42.
- Azcón-Aguilar, C., Barea, J.M. 1992. Interactions between mycorrhizal fungi and other rhizosphere microorganisms. Allen, M.F. ed. Chapman & Hall, New York. 47-60 pp.
- Azcón-Aguilar, C., Barea, J.M. Gianinazzi, S. y Gianinazzi-Person, V. 2009. *Mycorrhizas- Functional Processes and Ecological Impact*. Springer. Alemania. pp. 239.
- Azcón, R., Barea, J.M. 2010. Mycorrhizosphere interactions for legume improvement. In: *Microbes for legume improvement* Springer-Vierlag, Vienna, New York. pp. 237-271.
- Barea, J.M. 1991. "Vesicular-Arbuscular mycorrhiza e as modifiers of soil fertility". *Advances in Soil Science*. 15: 1-40.
- Barea J.M. 1998. *Biología de la rizosfera*. Investigación y Ciencia. 47: 74-81.
- Barea, J.M., Azcón, R., Azcón-Aguilar, C. 2005. Interactions between mycorrhizal fungi and bacteria to improve plant nutrient cycling and soil structure. En: F. Buscot and A. Varma. eds. *Microorganisms in Soils: Roles in Genesis and Functions*. Springer- Verlag, Berlín, Heidelberg. pp. 195-212.

- Barea, J.M., Ferrol, N., Azcón-Aguilar, C., Azcón, R. 2008. Mycorrhizal symbiosis. En: White, P.J., Hammond, J.P. eds. *The Ecophysiology of Plant-Phosphorus Interactions*. Series: *Plant Ecophysiology*. 7: 143-163.
- Bashan, Y., Levanony, H. 1990. Current status of *Azospirillum* inoculation technology: *Azospirillum* as a challenge of agriculture. *Canadian Journal of Microbiology*. 36: 591-608.
- Bonfante-Fasolo, P., Gianinazzi-Pearson, V., Martinengo, L. 1984. Ultrastructural aspects of endomycorrhiza in the Ericaceae. *New Phytol.* 98: 329-333.
- Bottini, R., Fulchieri, M., Pearce, D., Pharis, R.P. 1989. Identification of gibberellins A₁ A₃ and iso-A₃ in cultures of *Azospirillum lipoferum*. *Plant Physiol.* 90: 45-47.
- Bowen, G.D., Rovira, A.D. 1999. The rhizosphere and its management to improve plant growth. *Adv. Agron.* 66: 1-102.
- Bradshaw, A. D. 1983. The Reconstruction of Ecosystems. *Journal of Applied Ecology*. 20: 1-17.
- Bravo-Hollis, H. 1978. *Las Cactáceas de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. 743 p.
- Brown, S., Lugo, A. 1990. Tropical secondary forests. *Journal of Tropical Ecology*. 6 (1): 1-32.
- Brundrett, M.C., Ashwath, N., Jasper, D.A. 1996. Mycorrhizas in the Kakadu region of tropical Australia. *Plant and soil*. 184: 173-184.
- Brundrett, M. C. 2002. Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. *New Phytologist*. 154: 275-304.
- Burkert, B. Robson, A. 1994. Zn uptake in subterranean clover by three vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in a root-free sandy soil. *Soil biology y biochemistry*. 26: 1117-1124.
- Buscot, F. 2005. What are soils?. En: Buscot, F., Varma, S. eds. *Microorganisms in soils: Roles in Genesis and Functions*. Heidelberg. Germany:Springer-Verlag. pp. 3-18.
- Caballero, M.J. 2008. *El Género Azospirillum*. Centro de Investigación sobre Fijación de Nitrógeno, Universidad Nacional Autónoma de México. Cuernavaca, Mor. México.
- Callaway, R.M. 1997. Positive interactions in plant communities and the individualistic-continuum concept. *Oecologia*. 112: 143-149.
- Camargo-Ricalde, S.L., Grether, R., Martínez-Bernal, A., García, V., Barrios del Rosal, S. 2001. Especies útiles del género *Mimosa* (Fabaceae-Mimosoideae) en México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 68: 33-44.
- Camargo-Ricalde, S.L., Montañón, N.M., Rosa-Mera, C.J., Montañón Arias, S.A. 2012. Micorrizas: una gran unión debajo del suelo. *Revista digital Universitaria*. 13:7. Disponible en <http://www.revista.unam.mx/vol.13/num7/art72/>.
- Cardona, L.F., Ocampo, J.A. 1985. Estudio de la posible utilización de micorrizas VA como fertilizantes biológicos en dos suelos. *Anales de Edafología y Agrobiología*. 44: 453-462

- Cervantes, C. 2013. Establecimientos de plantas de *Prosopis laevigata* y *Agave salmiana* inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares en condiciones de invernadero. FES Zaragoza. UNAM, México, D.F.
- Cervantes, M. 2002. Plantas de importancia económica en las zonas áridas y semiáridas de México. México: UNAM.
- Cervantes, M. 2005. Plantas de importancia económica en las zonas áridas y semiáridas de México. Anais do X Encontro de Geógrafos da América Latina. Universidade de São Paulo.
- CONAZA e INE. 2000. El mezquite *Prosopis spp.* Centro de investigación regional del noroeste campo experimental todos santos. 52pp.
- Collados, C. 2006. Impacto de inoculantes basados en *Azospirillum* modificado genéticamente sobre la diversidad y actividad de los hongos de la micorriza arbuscular en rizosfera de trigo y maíz. Tesis doctoral. Universidad de Granada. Granada, España.
- Colunga-GarcíaMarín, P., Hernández-Xolocotzi, E., Castillo-Morales, A. 1986. Variación morfológica, manejo agrícola y grados de domesticación de *Opuntia* spp. en el Bajío Guanajuatense. Sobretiro de Agrociencia Chapingo, México.
- Córdoba, C.M. 1999. La micorriza arbuscular y su interacción con las bacterias promotoras del crecimiento. Colegio de postgraduados. Montecillo, Estado de México.
- Cruz, B. 1999. Micorrización en la conservación de los bosques. Revista Científica Multidisciplinaria de la Universidad Autónoma del Estado de México. 6 (2): 159-164.
- Daniels, B.A., Skipper, H.D. 1982. Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil. En: N.C. Schenck (ed.). Methods and principles of mycorrhizal research. American Phytopathological Society. St. Paul. pp. 29-35.
- De la Rosa, C., Monroy, A. 2006. Mosaicos de vegetación para la restauración ecológica en una zona semiárida. TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas. 9 (2): 96-100.
- De Lucena, C.N., Paulino, V.T., Veasey, E.A., Leónidas, F. 1991. Effect of cutting frequency on the productivity of *Leucaena*. *Leucaena Res. Rep.* 12: 14-15
- De Troch, P., Vanderleyden, J. 1996. Surface properties and motility of *Rhizobium* and *Azospirillum* in relation to plant root attachment. *Microbio. Ecol.* 32: 149-169.
- Del Gallo, M., Fendrik, I. 1994. The rhizosphere and *Azospirillum*. En: *Azospirillum/Plant Associations*. Y. Okon. Ed. CRC Press, Boca Raton, FL. 57-75.
- Dekhil, B., Cahill, M., Stackebrandt, E., Sly, L.I. 1997. Transfer of *Conglomeromonas largomobilis* subsp. *Largomobilis* to the genus *Azospirillum* as *Azospirillum largomobile* comb. nov., and elevation of *Conglomeromonas largomobilis* subsp. *Parooensis* to the new type species of *Conglomeromonas*, *Conglomeromonas parooensis* sp. nov. *System. Appl. Microbiol.* 20:72-77.
- Dobbelaere, S., Croonenborghs, A., Thys, A., Ptacek, D., Vanderleyden, J., Dutto, P., Labandera-González, C., Caballero-Mellado, J., Aguirre, J.F., Kapulnik, Y., Brener, S., Burdman, S., Kadouri, D., Sarig, S.,

- Okon, Y. 2001. Response of agronomically important crops to inoculation with *Azospirillum*. *Aust. J. Plant Physiol.* 28: 1-9.
- Dumas-Gaudot, E., Gollotte, A., Cordier C., Gianinazzi, S., Gianinazzi-Pearson, V. 2000 Modulation of host defense systems. In Y Kapulnik Y, DD Douds Jr, eds, *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function*. Kluwer Academic Press, Dordrecht, The Netherlands, pp 173–200.
- Eissenstat, D.M., Newman, E.I. 1990. Seedling establishment near large plants: effects of vesicular-arbuscular mycorrhizas on intensity of plant competition. *Functional Ecology.* 4:95-99.
- Fallik, E., Sarig, S., Okon, Y. 1994. Morphology and physiology of plant roots associated with *Azospirillum*. En: *Azospirillum/Plant Associations*. Y. Okon. ed. CRC Press, Boca Raton, FL. 77-85.
- Ferrera, C.R., Alarcón A. 2001. La microbiología del suelo en la agricultura sostenible. *Ciencia Ergo Sum* 8(2):175-183.
- Finlay, R.D. 2008. Ecological aspects of mycorrhizal symbiosis: with special emphasis on the functional diversity of interactions involving the extraradical mycelium. *Journal of Experimental Botany.* 59:1115-1126.
- Flores, F. 1993. Atributos ecológicos y aprovechamiento del mezquite. *Revista Investigación y Ciencia de la UAA. Revista.* 9: 24-30.
- Flores, G.B. 2016. Evaluación del efecto de la simbiosis micorrízica sobre el crecimiento y metabolitos secundarios en *Dracocephalum moldavica* L. (Lamiaceae) en condiciones de invernadero. Tesis de licenciatura. FES Zaragoza. UNAM. México, D.F.
- Franco, A.D., Cano, I.G. 2006. Colonización micorrízica arbuscular y crecimiento de genotipos de pasto buffel (*Cenchrus ciliaris*) *Revista fitotecnia Mexicana.* 29(3): 203-206.
- Franco-Correa, M. 2009. Utilización de los actinomicetos en procesos de biofertilización. *Revista Peruana de Biología.* 16(2): 239-242.
- Gallegos-Vázquez, C., Cervantes J., Medina G. 2003. La cadena productiva del nopal en Zacatecas: bases para un desarrollo sostenido. *Fundación Produce. Zacatecas, Zacatecas.* 201 pp.
- Gallegos, C., Scheinvar, L., Silos, H., Fuentes, A., Martínez, C., Olalde, G., Gallegos, N. 2014. Nueva variedad de xoconostle para la región centro norte de México. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas.* 5(6): 1125-1131.
- García-Olivares, J., Mendoza-Herrera, A., Mayek-Pérez, N. 2011. Efecto de *Azospirillum brasilense* en el rendimiento del maíz en el norte de Tamaulipas, México. *Centro de Biotecnología Genómica-IPN. Tamaulipas, México.*
- García, C. 1994. Áreas naturales protegidas. *Administración ecológica. RAP-INAP. México, D.F. Núm.* 87.
- 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.* 46: 234-244.
- Gianinazzi-Pearson, V., Gollotte, A., Lherminier, J., Tisserant, B., Franken, P., Dumasgaudot, E., Lemoine, M.C., Vantuinen, D., Gianinazzi, M. 1995. Cellular and molecular approaches in the

- characterization of symbiotic events in functional arbuscular mycorrhizal associations. *Canadian Journal of Botany-Revue Canadienne de Botanique*. 73:526-532.
- Gianinazzi-Pearson, V. 1996. Plant cell responses to arbuscular mycorrhizal fungi: getting to the root of the symbiosis. *Plant Cell*. 8: 1871–1883.
- Giri, B. Pham, H.G. Kumari, R. Prasad, R. Varma, A. 2005. Microbial diversity in soils. En: Buscot F, Varma A. eds. *Soil biology. Microorganisms in soils: roles in genesis and functions*. Springer Verlag. 3: 19-55.
- González-Espinosa, M. 1998. *Prosopis laevigata*. The IUCN Red List of Threatened Species
- González-Chávez, M.C., R. Ferrera-Cerrato y J. Pérez-Moreno. 1998. Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura. Colegio de Postgraduados. Montecillo, estado de México.
- González-Monterrubio, C.F., Monroy-Ata, A., García-Amador, E.M., Orozco-Almanza, M.S. 2005. Influencia de hongos micorrizógenos arbusculares en el desarrollo de plántulas de *Opuntia streptacantha* Lem. Sometidas a sequía, en condiciones de invernadero. *Revista especializada en ciencias químico-biológicas*. 8(1): 5-10.
- González-Medrano, F. 2012. Las zonas áridas y semiáridas de México y su vegetación. INE-SEMARNAT. México. 157 pág.
- González R. 2013. Establecimiento de *Yucca filifera* mediante el uso de micorrizas y de microclimas generados por nodrizas en una parcela de Tezontepec de Aldama, Hidalgo. Tesis para obtener el título de Biólogo. FES Zaragoza. UNAM.
- Granados-Sánchez, D., López-Ríos, G.F., Gama-Flores, J.L. 1998. Adaptaciones y estrategias de las plantas de zonas áridas. *Revista Chapingo Serie Ciencias Forestales y del Ambiente*. 4(1):169-178.
- Guzmán, U., Arias, S., Dávila, P. 2003. Catálogo de Cactáceas mexicanas. UNAM, CONABIO, México. 315 pp.
- Guzmán, U. 2009. Revisión y actualización del catálogo de autoridad taxonómica de las cactáceas mexicanas. Base de datos SNIB-CONABIO, proyecto AS021.
- Guzmán-Plazola, R.A., Ferrera-Cerrato, R. 1990. La endomicorriza vesículo-arbuscular en las leguminosas. Centro de Edafología, Colegio de Postgraduados. Montecillo, estado de México
- Harley, J.L., Smith, S.E. 1983. *Mycorrhizal Symbiosis*. Academic Press, Nueva York.
- Hernández-Cuevas, L., Castillo, A.S., Guadarrama, C.P., Martínez O.Y., Romero, R.M., Sánchez, G.I. 2003. Hongos micorrizógenos arbusculares del Pedregal de San Ángel. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 82 pp.
- Hernández-Cuevas, L., P. Guadarrama-Chávez, I. Sánchez-Gallén y J. A. Ramos-Zapata. 2008. Micorriza arbuscular. Colonización intrarradical y extracción de esporas del suelo. En: Álvarez-Sánchez, J. y A. Monroy-Ata. eds. *Técnicas de estudio de las asociaciones micorrízicas y sus implicaciones en la restauración*. Las Prensas de Ciencias-UNAM, México, D. F. México. pp. 1-16.

- Hernández, Ma. E., García, E. 1997. Condiciones Climáticas de las Zonas Áridas de México. Geografía y Desarrollo. 15: 5-16
- Hildebrandt, U., Reguar M., Bothe H. 2007. Arbuscular micorriza and heavy metal tolerance. Phytochemistry. 68: 139-146.
- Holguin, G., Patten, C. L., Glick, B. R. 1999. Genetics and molecular biology of *Azospirillum*. Biol. Fertil. Soils. 29(1): 10–23.
- Hunt D. R. 2002. That's *Opuntia*, that was! Succulent Plant Research. En: Hunt, D., Taylor N. eds. Studies in the Opuntioideae (Cactaceae). 6: 245–248
- Hunt, D.R., Taylor, N.P., Graham, C. 2006. The new cactus lexicon. DH books, Milborne Port. pp. 560.
- IRENAT-Colegio de Postgraduados. 2001. Manual de procedimientos analíticos para análisis de suelos y plantas del laboratorio de fertilidad de suelos. Colegio de Postgraduados. Sociedad Mexicana de la ciencia del suelo A.C.
- Jakobsen, I., Jøner E.J., Larsen J. 1994. Hyphal phosphorus transport, a keystone to mycorrhizal enhancement of plant growth. En: Gianinazzi S, Schüepp H. eds. Impact of arbuscular mycorrhizas on sustainable agriculture and natural ecosystems. Birkhäuser. 133-146 pp.
- Jiménez, A. 2005. Caracterización funcional de costras biológicas de suelo en un pastizal semiárido de San Luis Potosí. Tesis de Maestría en ciencias aplicadas. Instituto Potosino de investigación científica y tecnológica, A.C.
- Jiménez, C.L. 2011. Las cactáceas mexicanas y los riesgos que enfrentan. Revista Digital Universitaria. 12: 1-23.
- Kapulnik, Y., Okon, Y., Henis, Y. 1985. Changes in root morphology of wheat caused by *Azospirillum* inoculation. Can. J. Microbiol. 31: 881-887.
- Kloepper, J., Lifshitz, R., Schroth, M. 1989. Free-living bacterial inoculate for enhancing crop productivity. Trends Biotechnol. 7: 39-43.
- Kloepper, J.W. 1994. Plant growth-promoting rhizobacteria: other systems. In: *Azospirillum*/plant associations. ed Y. Okon. 111-118.
- Lambers, H., Mougél, C., Jaillard, B., Hinsinger, P. 2009. Plant-microbe-soil interactions in the rhizosphere: an evolutionary perspective. Plant Soil. 321: 83-115.
- Landa, R., Carabias, J., Meave, J. 1997. Deterioro ambiental, una propuesta conceptual para zonas rurales de México. Economía, Sociedad y Territorio, 1(2): 203-224.
- López-Moctezuma, H., Ferrera-Cerrato, R., Farias-Larios, J., Aguilar-Espinosa, S., F. Bello, Ma. Del Rocío, López- Aguirre, J.G. 2005. Micorriza arbuscular, *Bacillus* y sustrato enriquecido con vermicomposta en el desarrollo de plantas de papayo. Terra Latinoamericana. 23: 523-531.
- López-Ocaña, C. 1996. Effectiveness of international regimes dealing desertification from the perspective of the South. pp. 125-135 in O.R. Young, G.J. Demko and K. Ramakrishna, editors.

- Global Environmental Change and international Governance. University Press of New England, Hanover, NH.
- Lu, X., Koide, R.T. 1994. The effects of mycorrhizal infection on components of plant growth and reproduction. *New Phytologist*. 128 (2), 211-218.
- Luna, L. C., Monroy, A. 2005. Efecto de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) sobre el desarrollo de *Agave salmiana* y *Opuntia streptacantha* en condiciones de invernadero. FES Zaragoza. UNAM. México, D.F.
- Manjarrez-Martínez, M.J., Alarcón, A., Ferrera-Cerrato, R. 2000. Biotecnología de la producción de inóculo micorrízico arbuscular y su control de calidad. pp. 238-250. En: Alarcón, A., Ferrera-Cerrato, R. eds. *Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular*. Mundi Prensa. México, D.F.
- Mares, M.A., Enders, F.A., Kingsolver, J.M., Neff, J.L., Simpson, B.B. 1977. *Prosopis* as a niche component. En: Simpson, B.B. (ed.) *Mesquite. Its biology in two desert scrub ecosystems*, pp. 123-149. Dowden, Hutchinson & Ross, Stroudsburg, PA.
- Martínez, L.B., Pugnaire, F.I. 2009. Interacciones entre las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares y de plantas, algunos ejemplos en los ecosistemas semiáridos. *Ecosistemas* 18 (2): 44-54.
- Meffe, G. K., Carroll, C. R. 1994. *Principles of Conservation Biology*. Sunderland: Sinauer Associates.
- Michiels, K.W., Croes, C.L., Vanderleyden, J. 1991. Two different modes of attachment of *Azospirillum brasilense* Sp7 to wheat roots. *J. Gen. Microbiol.* 137: 2241-2246.
- Miller, R.M. Jastrow, J.D. 1992. The role of mycorrhizal fungi in soil conservation. En: Bethlenfalvay, J.G., Linderman, R.G. eds. *Micorrhizae in sustainable agricultura*. Special Publication. 54: 29-44. American Society of Agronomy. Madison. Wisconsin.
- Monroy, A., García, R. 2009. Plantas y Hongos: Micorrizas arbusculares. Un mutualismo esencial en zonas semiáridas. UNAM, FES Zaragoza. México. pp. 98.
- Monroy, A., Peña, J.C., García, M. 2016. Mycorrhizal symbiosis organization of dominant tree *Prosopis laevigata* (mesquite) in a xeric shrub of Central México. Unidad de Investigación en Ecología Vegetal, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM.
- Montaño, N.M., Monroy, A. 2000. Conservación ecológica de suelos en zonas áridas y semiáridas de México. *Ciencia y Desarrollo*. 26(154): 26-37.
- Montaño, N., Camargo, S., García, R., Monroy, A. 2007. *Micorrizas Arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos (Arbuscular mycorrhiza in arid an semiarid ecosystems)*. México Distrito Federal: Mundi-Prensa S.A. de C.V. Introducción.
- Mukerji, K.G., Chamola, B.P. 2000. *Mycorrhizal Biology*. Kluwer Academic Plenum Publisher. Estados Unidos.
- Noda, Y. 2009. Las Micorrizas: Una alternativa de fertilización ecológica en los pastos. *Pastos y Forraje*. 32(2): 1-10.

- Oehl F., Sieverding, E., Palenzuela, J., Ineichen, K., Alves Da Silva, G. 2011. Advances in Glomeromycota taxonomy and classification. *International Mycological Association Fungus* 2:191-199.
- Okon, Y., Kapulnik, Y. 1986. Development and function of *Azospirillum* inoculated roots. *Plant Soil*. 90: 3-16.
- Patriquin, D. C., Döbereiner, J., Jain, D. K. 1983. Sites and processes of association between diazotrophs and grasses. *Can. J. Microbiol.* 29: 900-915.
- Paz, C.I. 2006. Establecimiento de plántulas de mezquite (*Prosopis laevigata*) inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares bajo un sistema prehispánico de riego por goteo en una zona semiárida deteriorada. Tesis de licenciatura Biología. UNAM FES Zaragoza. México, D.F.
- Pedersen C., Sylvia D.M. 1996. Mycorrhiza: ecological implications of plant interactions. En: Mukerji, K. ed. *Concepts in Mycorrhizal Research*. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht. 374 pp.
- Phillips, J.M., Hayman, D.S. 1970. Improved procedures for cleaning roots and staining parasitic and vascular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55: 158-161.
- Pickett, S.T., White, P. 1985. *The Ecology of Natural Disturbance and Patch Dynamics*. Academic Press, New York.
- Pulido, L.E., Medina, N., Cabrera, A. 2003. La biofertilización con rizobacterias y hongos micorrízicos arbusculares en la producción de posturas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) y cebolla (*Allium cepa* L.). I. Crecimiento vegetativo. *Cultivos Tropicales*. 24(1): 15-25.
- Quiñones-Aguilar, E.E., López-Pérez, L., Rincón-Enríquez, G. 2014. Dinámica del crecimiento de papaya por efecto de la inoculación micorrízica y fertilización con fosforo. *Revista Chapingo. Serie horticultura*. 20(2): 223-237.
- Reyes-Posadas, C., Rangel-Calvillo, G., Enriquez-Denton, F.J., Hernández-Figueroa, E. 2003. *Explorando la Geografía de México*. México: Nuevo México.
- Redecker, D., Schüssler, A., Stockinger, H., Stürmer, S. L., Morton, J. B., Walker C. 2013. An evidence-based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). *Mycorrhiza*. 23(7): 515-531.
- Reynders, L., Vlassak, K. 1979. Conversion of tryptophan to indoleacetic acid by *Azospirillum brasilense*. *Soil Biol. Biochem.* 11: 547-548.
- Richardson A.E., Barea J.M., McNeill A.M., Prigent-Combaret, C. 2010. Acquisition of phosphorus and nitrogen in the rhizosphere and plant growth promotion by microorganisms. En: Dessaux, Y. Hinsinger, P. Lemanceau, eds. *Rhizosphere: Achievements and Challenges*. Series Developments in Plant and Soil Sciences. Springer. Paises Bajos. pp. 305-339.
- Rilling, M., Mummey, D. 2006. Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist*. 171: 41-53.
- Ríos, R. 1985. Laboratorio Integral de Biología IV. Practicas del módulo de edafología. UNAM.

- Rodríguez, E.N., Rojo, G.E., Ramírez, B., Martínez, R., Cong, M., Medina, S., Piña, H. 2014. Análisis Técnico del árbol de mezquite en México. *Ra Ximhai* 10(3): 173-193.
- Rueda, P., Barrón, H.J., Hallman, J. 2009. Bacterias Promotoras del Crecimiento Vegetal. Plaza y Valdés. México. 141 pp.
- Ruiz-Lozano, J.M. 2003. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and alleviation of osmotic stress. New perspectives for molecular studies. *Mycorrhiza* 13: 309-317.
- Scheinvar, L., Gallegos, C., Olalde, G., Sánchez, V., Linaje, M., Gaytán, A., Matías, H., Mena, M., y Rivera, B. 2011. Estado del conocimiento de las especies del nopal (*Opuntia* spp.) productoras de xococonostles silvestres y cultivadas. Instituto de biología. UNAM. CONABIO.
- Schoebitz, M.I. 2006. Aislamiento y caracterización de bacterias promotoras de crecimiento vegetal de la rizósfera de *Lolium perenne* L. de suelo volcánico (modelo género *Azospirillum*). Tesis de licenciatura Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias. Escuela de Agronomía. 77 pp.
- Schüßler, A., Gehrig, H., Schwarzott, D., Walker, C. 2001 Analysis of partial Glomales SSU rRNA gene sequences: implications for primer design and phylogeny. *Mycological Research* 105: 5–15.
- Schüßler, A., Gehrig, H., Schwarzott, D., Walker, C. 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research* 105 (12): 1413–1421.
- Schüßler, A., Walker, C. 2010. The Glomeromycota. A species list with New Families and New Genera. Gloucester. www.lrz.de/schuessler/amphylo/Schuessler&Walker2010_glomeromycota.pfd
- Sieverding, E. 1991. Vesicular Arbuscular Mycorrhizae Management in Tropical Agroecosystems. Technical Cooperation, Federal Republic of Germany. Eschborn; p. 271.
- Simancas, J. 2007. Influencia de Hongos Micorrícicos Arbusculares (HMA) y de *Azospirillum brasilense* y de su interacción sobre el desarrollo de plántulas de maguey (*Agave salmiana* var. *salmiana*) en condiciones de invernadero. Tesis de licenciatura Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM. México.
- Simpson, B. 1977. Mezquite. Its Biology in Two Desert Ecosystems. Publications Committee: U.S./IBP. USA. 250 p.
- Skvortsov, I.M., Ignatov, V.V. 1998. Extracellular polysaccharides and polysaccharide-containing biopolymers from *Azospirillum* species: properties and the possible role in interaction with plant roots. *FEMS Microbiology Letters* 165: 223-229.
- Smith, S. E., Gianinazzi-Pearson, V. 1990. Phosphate uptake and arbuscular activity in mycorrhizal *Allium cepa* L. Effects of photon irradiance and phosphate nutrition. *Aust. J. Plant Physiol.* 17: 177-188.
- Smith, S.E., Read, D.J. 2002. The symbionts forming VA mycorrhizas. En: *Mycorrhizal symbiosis*. San Diego. Academic Press. 11-32.
- Sosa, V. 1995. Recuento de la diversidad florística de Veracruz. División de Vegetación y Flora. Instituto de Ecología A. C. Base de datos SNIB-CONABIO, proyecto No. P011. México, D.F.

- Steenhoudt, O., Vanderleyden, J. 2000. *Azospirillum*, a free-living nitrogen-fixing bacterium closely associated with grasses: genetic, biochemical and ecological aspects. FEMS Microbiol 24(4): 487-506.
- Strzelczyk, F., Kampert, M., Li, C.Y. 1994. Cytokinin-like substances and ethylene production by *Azospirillum* in media with different carbon sources. Microbiol. Res 149: 55-60.
- Stuppy W. 2002. Seed characters and the generic classification of the Opuntioideae (Cactaceae). Succulent Plant Res 6: 25-58.
- Tamayo, J. 1999. Geografía moderna de México. Ed. Trillas, 11ª. ed. México.
- Tarango, L. A. 2005. Problemática y Alternativas de Desarrollo de las Zonas Áridas y Semiáridas de México. *Revista Chapingo, Serie Zonas Áridas* 4(2): 18-22.
- Thuler, D.S., Floh, E.I., Handro, W., Barbosa, H.R. 2003. Plant growth regulators and amino acids released by *Azospirillum* sp in chemically defined media. Lett Appl Microbiol. 37(2): 174-178.
- Tien, T.M., Gaskins, M.H., Hubbell, D.H. 1979. Plant growth substances produced by *Azospirillum brasilense* and their effect on the growth of Pearl millet (*Pennisetum americanum*). Applied Environmental Microbiology 37: 1016-1024.
- Torres, A. E. 2005. Establecimiento de plántulas de mezquite inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), bajo condiciones de sequía en un invernadero. Tesis de licenciatura. FES Zaragoza. UNAM. pp 80.
- UACH. 2011. Actualización de la delimitación de zonas áridas, semiáridas y subhúmedas de México, a escala regional. Reporte final de proyecto de investigación. Departamento de Suelos, Universidad Autónoma Chapingo. México.
- Varma, A. 1995. Ecophysiology and application of arbuscular mycorrhizal fungi in arid soils. En: Varma, A., Hock, B. eds. Mycorrhiza. Springer-Verlag. Berlin. 734 pp.
- Van Auken, O.W. 2000. Shrub invasions of North American semiarid grasslands. Annual Review in Ecology and Systematics 31: 197-215.
- Van der Heijden, M., Bardgett, R., Van Straalen. 2008. The unseen majority: soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. Department of Animal Ecology, Faculty of Earth and life Science. Ecology letters, 2008 11:296-310.
- Varela, L., Estrada-Torres, A. 1997. Diversity and Potential Use of Mycorrhizae for Sustainable Development in México. pp. 174-182. In: Palm, M.E. e I.H. Chapela (eds.), Mycology in Sustainable Development: Expanding Concepts, Vanishing Borders, Parkway Publishers Inc, North Carolina.
- Varela, L., Trejo, D. 2001. Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. Acta Zool. Mex. Número especial 1:39-51
- Varela, L., Guadarrama-Chávez, P. 2003. El papel de las micorrizas en los trópicos. En: Álvarez-Sánchez, J. ed. Ecología del suelo en la selva tropical húmeda de México. México: UNAM, pp.274-281.

- Vázquez-Castillo, H.M. 2014. Establecimiento de *Yucca filifera* (Agavaceae) inoculada con hongos micorrizógenos arbusculares en condiciones de invernadero. Tesis de licenciatura. FES Zaragoza. UNAM. México, D.F.
- Vázquez, M.M., César, S., Azcón, R., Barea, J.M. 2000. Interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and other microbial inoculants (*Azospirillum*, *Pseudomonas*, *Trichoderma*) and their effects in microbial population and enzyme activities in the rhizosphere of maize plants. *Applied Soil Ecology*. 15:261-272.
- Velasco-Molina, H. 1991. Las zonas áridas y semiáridas: sus características y manejo. México: LIMUSA.
- Wallace, R. S., Dickie, S. L. 2002. Systematic implications of chloroplast DNA sequence variation in the Opuntioideae. Hunt, D. & N. Taylor *Studies in the Opuntioideae (Cactaceae)*. Succulent Plant Research. London: dh books 6: 9-24.
- Wiegand, K., Jeltsch, F., Ward, D. 1999. Analysis of the population dynamics of *Acacia* trees in the Negev desert, Israel with a spatially-explicit computer simulation model. *Ecological Modeling*. 117: 203-224.
- Zobel, M., Moora, M., Haukioja, E. 1997. Plant coexistence in the interactive environment: arbuscular mycorrhiza should not be out of mind. *Oikos* 78: 202-208.

12.1 Páginas web

- CONABIO. Visible en Enciclo vida, CONABIO, Nopal cardón (*Opuntia streptacantha*). Ciudad de México, 2016. (consulta septiembre 2016). Disponible en: <http://bios.conabio.gob.mx/especies/6009318>.
- CONABIO. Visible en Enciclo vida, CONABIO, Mezquite (*Prosopis laevigata*). Ciudad de México, 2016. (consulta septiembre 2016). Disponible en: <http://bios.conabio.gob.mx/especies/6019204>
- Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático: Visible en Instituto Nacional de Ecología, Nopal. Ciudad de México 2007. (consulta: agosto 2016). Disponible en: <http://www2.inecc.gob.mx/publicaciones/libros/71/nverdura.html>.
- UNAM. Visible en UNAM colecciones biológicas, Ciudad de México, 2010. (consulta septiembre 2016). Disponible en: <http://unibio.unam.mx/collections/specimens/urn/IBUNAM:MEXU:PVsn40537>
- West Virginia University. Visible en INVAM, Arbuscular mycorrhizal fungi. Virginia, USA 2017. (consulta febrero 2017). Disponible en: www.invam.wvu.edu/thefungi

ANEXO 1

Prueba de normalidad Shapiro-Wilks pH *Prosopis laevigata*

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	9.28	0.15	0.94	0.7209
HMA+B+	5	8.82	0.06	0.88	0.3585
B+	5	9.40	0.06	0.99	0.9646
T	5	9.51	0.10	0.90	0.4826

Análisis de la varianza pH *Prosopis laevigata*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
pH	20	0.90	0.88	1.08

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1.39	3	0.46	46.16	<0.0001
Muestra	1.39	3	0.46	46.16	<0.0001
Error	0.16	16	0.01		
Total	1.55	19			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.13434

Error: 0.0100 gl: 16

Muestra	Medias	n	E.E.	
HMA+B+	8.82	5	0.04	A
HMA+	9.28	5	0.04	B
B+	9.40	5	0.04	B C
T	9.51	5	0.04	C

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

ANEXO 2

Prueba de normalidad Shapiro-Wilks pH *Opuntia streptacantha*

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	9.84	0.03	0.96	0.8241
HMA+B+	5	9.81	0.07	0.94	0.7061
B+	5	9.54	0.05	0.80	0.0995
T	5	9.09	0.02	0.94	0.6733

Análisis de la varianza pH *Opuntia streptacantha*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
PH	20	0.98	0.98	0.50

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1.80	3	0.60	265.79	<0.0001
MUESTRA	1.80	3	0.60	265.79	<0.0001
Error	0.04	16	2.3E-03		
Total	1.84	19			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.06370

Error: 0.0023 gl: 16

MUESTRA Medias n E.E.

T	9.09	5	0.02	A
B+	9.54	5	0.02	B
HMA+B+	9.81	5	0.02	C
HMA+	9.84	5	0.02	C

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

ANEXO 3

Prueba de normalidad Shapiro-Wilks Conductividad eléctrica *Prosopis laevigata*

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	0.37	0.01	0.96	0.8204
HMA+B+	5	0.32	0.01	0.76	0.0390
B+	5	0.25	0.01	0.87	0.3130
T	5	0.22	0.01	0.96	0.8241

Prueba de Kruskal Wallis Conductividad eléctrica *Prosopis laevigata*

Variable	muestras	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
c.e.	HMA+	5	0.37	0.01	0.37	17.86	0.0004
c.e.	HMA+B+	5	0.32	0.01	0.32		
c.e.	B+	5	0.25	0.01	0.25		
c.e.	T	5	0.22	0.01	0.22		

Trat. Ranks

T	3.00	A
B+	8.00	A B
HMA+B+	13.00	B C
HMA+	18.00	C

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

Anexo 4

Prueba de normalidad Shapiro-Wilks conductividad eléctrica *Opuntia streptacantha*

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	0.19	0.01	0.83	0.1698
HMA+B+	5	0.18	0.01	0.87	0.3130
B+	5	0.22	0.01	0.92	0.5798
T	5	0.34	0.02	0.95	0.7384

Análisis de la varianza conductividad eléctrica *Opuntia streptacantha*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
ce	20	0.96	0.95	6.51

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.09	3	0.03	126.52	<0.0001
Muestra	0.09	3	0.03	126.52	<0.0001
Error	3.6E-03	16	2.3E-04		
Total	0.09	19			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.02014

Error: 0.0002 gl: 16

Muestra Medias n E.E.

HMA+B+	0.18	5	0.01	A
HMA+	0.19	5	0.01	A
B+	0.22	5	0.01	B
T	0.34	5	0.01	C

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

ANEXO 5

Prueba de normalidad Shapiro-Wilks densidad aparente *Prosopis laevigata*

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	1.51	0.01	0.89	0.4062
HMA+B+	5	1.37	0.02	0.96	0.8370
B+	5	1.54	0.03	0.84	0.1835
T	5	1.53	0.01	0.98	0.9187

Análisis de la varianza densidad aparente *Prosopis laevigata*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
d.a	20	0.93	0.92	1.35

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.09	3	0.03	74.59	<0.0001
muestras	0.09	3	0.03	74.59	<0.0001
Error	0.01	16	4.0E-04		
Total	0.10	19			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.02697

Error: 0.0004 gl: 16

muestras	Medias	n	E.E.	
HMA+B+	1.37	5	0.01	A
HMA+	1.51	5	0.01	B
T	1.53	5	0.01	B C
B+	1.54	5	0.01	C

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

ANEXO 6

Prueba de normalidad Shapiro-Wilks densidad aparente *Opuntia streptacantha*

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	1.51	0.02	0.72	0.0146
HMA+B+	5	1.49	0.02	0.80	0.0910
B+	5	1.64	0.01	0.97	0.8574
T	5	1.33	0.01	0.80	0.0849

Prueba de Kruskal Wallis densidad aparente *Opuntia streptacantha*

Variable	Muestras	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
D.A.	HMA+	5	1.51	0.02	1.49	16.55	0.0009
D.A.	HMA+B+	5	1.49	0.02	1.48		
D.A.	B+	5	1.64	0.01	1.64		
D.A.	T	5	1.33	0.01	1.33		

Trat. Ranks

T	3.00	A
HMA+B+	9.20	A B
HMA+	11.80	B C
B+	18.00	C

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

ANEXO 7

Prueba de normalidad densidad real *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	3.48	0.03	0.91	0.5094
HMA+B+	5	4.46	0.10	0.90	0.4460
B+	5	2.62	0.12	0.98	0.9170
T	5	2.92	0.23	0.93	0.6280

Análisis de la varianza densidad real *Prosopis laevigata*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
d.r	20	0.97	0.96	4.21

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	9.85	3	3.28	163.57	<0.0001
Muestras	9.85	3	3.28	163.57	<0.0001
Error	0.32	16	0.02		
Total	10.17	19			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.18998

Error: 0.0201 gl: 16

Muestras Medias n E.E.

B+	2.62	5	0.06	A
T	2.92	5	0.06	B
HMA+	3.48	5	0.06	C
HMA+B+	4.46	5	0.06	D

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

ANEXO 8

Prueba de normalidad densidad real *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	2.81	0.05	0.94	0.6812
B+	5	2.60	0.07	0.91	0.5269
T	5	2.39	0.06	0.97	0.8870

Análisis de la varianza densidad real *Opuntia streptacantha*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
d.r	20	0.77	0.72	26.09

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	50.77	3	16.92	17.51	<0.0001
Muestras	50.77	3	16.92	17.51	<0.0001
Error	15.46	16	0.97		
Total	66.24	19			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=1.31812

Error: 0.9665 gl: 16

Muestras	Medias	n	E.E.
T	2.43	5	0.44 A
HMA+	2.81	5	0.44 A
B+	3.37	5	0.44 A

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

ANEXO 9

Prueba de normalidad porcentaje de espacio poroso *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	56.60	0.64	0.91	0.4942
HMA+B+	5	69.18	0.44	0.92	0.5910
B+	5	40.95	3.51	0.97	0.8691
T	5	47.28	4.64	0.93	0.6382

Análisis de la varianza porcentaje de espacio poroso *Prosopis laevigata*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
ep	20	0.94	0.93	5.48

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	2259.19	3	753.06	87.57	<0.0001
CRITERIOS	2259.19	3	753.06	87.57	<0.0001
Error	137.59	16	8.60		
Total	2396.78	19			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=3.93171

Error: 8.5994 gl: 16

CRITERIOS Medias n E.E.

B+	40.95	5	1.31	A
T	47.28	5	1.31	B
HMA+	56.60	5	1.31	C
HMA+B+	69.18	5	1.31	D

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

ANEXO 10

Prueba de normalidad porcentaje de espacio poroso *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	46.49	1.28	0.96	0.7978
B+	5	36.96	1.63	0.98	0.9346
T	5	44.61	1.03	0.96	0.8026

Análisis de la varianza porcentaje de espacio poroso *Opuntia streptacantha*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
ep	20	0.98	0.98	4.11

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	4539.28	3	1513.09	342.23	<0.0001
CRITERIOS	4539.28	3	1513.09	342.23	<0.0001
Error	70.74	16	4.42		
Total	4610.03	19			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=2.81918

Error: 4.4213 gl: 16

CRITERIOS	Medias	n	E.E.	
B+	36.96	5	0.94	A
T	44.61	5	0.94	B
HMA+	46.49	5	0.94	B

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

ANEXO 11

Prueba de normalidad materia orgánica *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	1.32	0.63	0.86	0.2668
HMA+B+	5	1.25	0.39	0.89	0.4288
B+	5	1.21	0.48	0.96	0.8053
T	5	0.97	0.44	0.84	0.1963

Análisis de la varianza materia orgánica *Prosopis laevigata*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
4tratamientos	20	0.08	0.00	41.41

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.35	3	0.12	0.49	0.6951
Criterios de selección	0.35	3	0.12	0.49	0.6951
Error	3.87	16	0.24		
Total	4.22	19			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.65905

Error: 0.2416 gl: 16

Criterios de selección Medias n E.E.

T	0.97	5	0.22	A
B+	1.21	5	0.22	A
HMA+B+	1.25	5	0.22	A
HMA+	1.32	5	0.22	A

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

ANEXO 12

Prueba de normalidad materia orgánica *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	1.68	0.43	0.79	0.0790
HMA+B+	5	0.97	0.39	0.96	0.7998
B+	5	0.91	0.35	0.99	0.9755
T	5	1.63	0.49	0.89	0.4250

Análisis de la varianza materia orgánica *Opuntia streptacantha*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
4tratamientos	20	0.48	0.38	32.15

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	2.58	3	0.86	4.96	0.0127
Criterios de selección	2.58	3	0.86	4.96	0.0127
Error	2.78	16	0.17		
Total	5.36	19			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.55848

Error: 0.1735 gl: 16

Criterios de selección	Medias	n	E.E.	
B+	0.91	5	0.19	A
HMA+B+	0.97	5	0.19	A
T	1.63	5	0.19	B
HMA+	1.68	5	0.19	B

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

ANEXO 13

Prueba de normalidad supervivencia *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	31	100.00	0.00	sd	>0.9999
HMA+B+	31	100.00	0.00	sd	>0.9999
B+	31	94.38	2.50	0.44	<0.0001
T	31	87.90	3.64	0.41	<0.0001

Prueba de Kruskal Wallis supervivencia *Prosopis laevigata*

Variable	Criterios de selección	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
4tratamientos	HMA+	31	100.00	0.00	100.00	81.88	<0.0001
4tratamientos	HMA+B+	31	100.00	0.00	100.00		
4tratamientos	B+	31	94.38	2.50	93.30		
4tratamientos	T	31	88.11	3.75	86.60		

Trat. Ranks

T	21.10	A
B+	48.90	B
HMA+B+	90.00	C
HMA+	90.00	C

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

ANEXO 14

Prueba de normalidad supervivencia *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p (Unilateral D)
HMA+	63	80.49	9.14	0.72	<0.0001
HMA+B+	63	58.05	17.26	0.67	<0.0001
B+	63	53.01	20.61	0.64	<0.0001
T	63	47.91	24.10	0.61	<0.0001

Prueba de Kruskal Wallis supervivencia *Opuntia streptacantha*

Variable	Criterios de selc	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
4trat.	HMA+	63	80.49	9.14	73.30	87.44	<0.0001
4trat.	HMA+B+	63	58.05	17.26	46.60		
4trat.	B+	63	53.01	20.61	40.00		
4trat.	T	63	47.91	24.10	33.30		

Trat. Ranks

T	74.05	A
B+	107.06	B
HMA+B+	133.63	C
HMA+	191.26	D

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

ANEXO 15

Prueba de normalidad altura *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA	13	41.87	7.30	0.98	0.9702
HMA+B+	13	39.71	9.04	0.95	0.7147
B+	13	36.75	11.78	0.89	0.1604
T	13	27.10	6.23	0.81	0.0090

Prueba de Kruskal Wallis altura *Prosopis laevigata*

Variable	Crterios de seleccin	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Altura	HMA	13	41.87	7.30	41.20	16.20	0.0010
Altura	HMA+B+	13	39.71	9.04	39.00		
Altura	B+	13	36.75	11.78	32.50		
Altura	T	13	27.10	6.23	29.40		

Trat. Ranks

T	12.69	A
B+	26.81	B
HMA+B+	31.77	B
HMA	34.73	B

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

ANEXO 16

Prueba de normalidad altura *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA	8	18.59	7.33	0.50	<0.0001
HMA+B+	8	25.93	9.47	0.85	0.1276
B+	8	9.98	3.71	0.90	0.3654
T	8	11.05	4.81	0.90	0.4057

Prueba de Kruskal Wallis altura *Opuntia streptacantha*

Variable	Criterios de selección	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Altura	HMA+	6	21.18	0.48	21.10	19.34	0.0002
Altura	HMA+B+	6	28.87	5.38	28.60		
Altura	B+	6	11.03	2.62	10.95		
Altura	T	6	11.93	4.86	9.40		

Trat. Ranks

B+	6.25	A
T	6.75	A
HMA	15.58	B
HMA+B+	21.42	B

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

ANEXO 17

Prueba de normalidad cobertura *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA	15	88.19	29.38	0.98	0.9800
HMA+B+	15	88.94	33.19	0.91	0.3115
B+	15	55.33	36.81	0.84	0.0188
T	15	49.19	27.68	0.94	0.6349

Prueba de Kruskal Wallis cobertura *Prosopis laevigata*

Variable	criterios de selección	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cobertura	HMA+	13	92.66	25.64	83.30	14.75	0.0020
Cobertura	HMA+B+	13	93.05	31.47	89.90		
Cobertura	B+	13	56.46	39.48	42.40		
Cobertura	T	13	50.61	29.31	52.20		

Trat. Ranks

T	17.81	A
B+	19.08	A
HMA+B+	34.50	B
HMA	34.62	B

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

ANEXO 18

Prueba de normalidad número de hojas *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA	13	31.08	13.73	0.94	0.6200
HMA+B+	13	30.31	8.28	0.94	0.6359
B+	13	35.15	15.90	0.89	0.1827
T	13	27.00	14.87	0.95	0.7340

Análisis de la varianza número de hojas *Prosopis laevigata*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
hojas	52	0.05	0.00	43.76

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

	F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.		437.92	3	145.97	0.80	0.5005
Criterios de selección		437.92	3	145.97	0.80	0.5005
Error		8769.38	48	182.70		
Total		9207.31	51			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=10.65959

Error: 182.6955 gl: 48

Criterios de selección	Medias	n	E.E.
T	27.00	13	3.75 A
HMA+B+	30.31	13	3.75 A
HMA+	31.08	13	3.75 A
B+	35.15	13	3.75 A

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

ANEXO 19

Prueba de normalidad tasa relativa de crecimiento *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA	14	0.02	5.0E-04	0.90	0.1994
HMA+B+	14	0.02	7.1E-04	0.95	0.7690
B+	14	0.02	1.2E-03	0.97	0.9106
T	14	0.01	1.1E-03	0.83	0.0177

Prueba de Kruskal Wallis tasa relativa de crecimiento *Prosopis laevigata*

Variable	Crterios de seleccin	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
tcr	HMA+	13	0.02	5.2E-04	0.02	29.00	<0.0001
tcr	HMA+B+	13	0.02	7.4E-04	0.02		
tcr	B+	13	0.02	1.2E-03	0.02		
tcr	T	13	0.01	1.2E-03	0.01		

Trat. Ranks

T	8.88	A
B+	27.85	B
HMA+B+	28.81	B
HMA	40.46	C

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

ANEXO 20

Prueba de normalidad tasa relativa de crecimiento *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA	8	0.01	3.5E-03	0.56	<0.0001
HMA+B+	8	0.01	3.0E-03	0.63	<0.0001
B+	8	0.01	2.3E-03	0.73	0.0040
T	8	0.01	2.4E-03	0.86	0.1747

Prueba de Kruskal Wallis tasa relativa de crecimiento *Opuntia streptacantha*

Variable	Criterios de selección	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
tcr	HMA+	6	0.01	5.6E-04	0.01	16.85	0.0008
tcr	HMA+B+	6	0.01	6.9E-04	0.01		
tcr	B+	6	0.01	8.5E-04	0.01		
tcr	T	6	0.01	1.3E-03	0.01		

Trat. Ranks

B+	6.17	A
T	7.83	A B
HMA+B+	15.00	B C
HMA	21.00	C

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

ANEXO 21

Prueba de normalidad potencial hídrico *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	-1.76	0.20	0.82	0.1097
HMA+B+	6	-1.48	0.10	0.74	0.0163
B+	6	-2.31	0.85	0.80	0.0750
T	6	-3.12	0.39	0.90	0.4452

Prueba de Kruskal Wallis potencial hídrico *Prosopis laevigata*

Variable	Crit	Selection	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
4 Tratamientos HMA+			6	-1.76	0.20	-1.68	15.79	0.0011
4 Tratamientos HMA+B+			6	-1.48	0.10	-1.45		
4 Tratamientos B+			6	-2.31	0.85	-1.95		
4 Tratamientos T			6	-3.12	0.39	-3.10		

Trat. Ranks

T	5.00	A
B+	10.42	A B
HMA+	13.75	B C
HMA+B+	20.83	C

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

ANEXO 22

Prueba de normalidad biomasa húmeda vástago *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	4.67	0.82	0.52	<0.0001
HMA+B+	6	3.83	0.98	0.74	0.0163
B+	6	3.50	1.87	0.97	0.8749
T	6	2.00	0.89	0.82	0.1134

Prueba de Kruskal Wallis biomasa húmeda vástago *Prosopis laevigata*

Variable	Crit	selection	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
4 tratamientos HMA			6	4.67	0.82	5.00	9.37	0.0184
4 tratamientos HMA+B+			6	3.83	0.98	3.50		
4 tratamientos B+			6	3.50	1.87	3.50		
4 tratamientos T			6	2.00	0.89	2.00		

Trat. Ranks

T	5.67	A
B+	12.50	A B
HMA+B+	13.92	B
HMA+	17.92	B

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

Prueba de normalidad biomasa húmeda raíz *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	5.17	0.98	0.74	0.0163
HMA+B+	6	6.17	0.98	0.74	0.0163
B+	6	5.67	1.97	0.84	0.1683
T	6	4.33	1.03	0.62	0.0010

Prueba de Kruskal Wallis biomasa húmeda raíz *Prosopis laevigata*

Variable	Crit.	Selection	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
4 tratamientos HMA+			6	5.17	0.98	5.50	5.45	0.1203
4 tratamientos HMA+B+			6	6.17	0.98	6.50		
4 tratamientos B+			6	5.67	1.97	5.00		
4 tratamientos T			6	4.33	1.03	5.00		

Trat. Ranks

T	7.83	A
HMA+	12.08	A B
B+	12.75	A B
HMA+B+	17.33	B

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

ANEXO 23

Prueba de normalidad biomasa húmeda vástago *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	8	80.31	29.45	0.85	0.1284
HMA+B+	8	107.11	39.92	0.67	<0.0001
B+	8	17.10	6.83	0.91	0.4703
T	8	20.53	15.59	0.80	0.0406

Prueba de Kruskal Wallis biomasa húmeda vástago *Opuntia streptacantha*

Variable	Crit. Selection	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
4 tratamientos HMA+		6	89.17	18.31	94.00	12.56	0.0057
4 tratamientos HMA+B+		6	104.00	47.97	117.00		
4 tratamientos B+		6	18.67	6.15	19.50		
4 tratamientos T		6	20.83	18.42	12.00		

Trat. Ranks

T	6.83	A
B+	8.08	A
HMA+	16.50	B
HMA+B+	18.58	B

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

Prueba de normalidad biomasa húmeda raíz *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	33.00	6.42	0.85	0.1998
HMA+B+	6	15.83	8.93	0.96	0.8412
B+	6	9.00	5.18	0.92	0.5730
T	6	3.83	3.43	0.85	0.1929

Análisis de la varianza biomasa húmeda raíz *Opuntia streptacantha*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
4 tratamientos	24	0.78	0.75	40.96

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	2908.17	3	969.39	24.31	<0.0001
Crit. Selection	2908.17	3	969.39	24.31	<0.0001
Error	797.67	20	39.88		
Total	3705.83	23			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=7.60574

Error: 39.8833 gl: 20

Crit. Selection Medias n E.E.

T	3.83	6	2.58	A
B+	9.00	6	2.58	A B
HMA+B+	15.83	6	2.58	B
HMA+	33.00	6	2.58	C

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

ANEXO 24

Prueba de normalidad biomasa seca vástago *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	2.00	0.63	0.86	0.2474
HMA+B+	6	1.67	0.52	0.62	0.0010
B+	6	1.67	0.82	0.81	0.0863
T	6	1.00	0.00	sd	>0.9999

Prueba de Kruskal Wallis biomasa seca vástago *Prosopis laevigata*

Variable	Crit.	Selection	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
4 tratamientos HMA+			6	2.00	0.63	2.00	6.65	0.0407
4 tratamientos HMA+B+			6	1.67	0.52	2.00		
4 tratamientos B+			6	1.67	0.82	1.50		
4 tratamientos T			6	1.00	0.00	1.00		

Trat. Ranks

T	6.50	A
B+	13.00	A B
HMA+B+	13.83	A B
HMA+	16.67	B

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

Prueba de normalidad biomasa seca raíz *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	3.08	0.92	0.82	0.0998
HMA+B+	6	3.52	0.74	0.98	0.9507
B+	6	2.83	1.08	0.97	0.9226
T	6	2.20	0.69	0.85	0.2130

Análisis de la varianza biomasa seca raíz *Prosopis laevigata*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
4 tratamientos	24	0.26	0.15	29.93

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	5.45	3	1.82	2.40	0.0983
Crit selection	5.45	3	1.82	2.40	0.0983
Error	15.15	20	0.76		
Total	20.60	23			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=1.04818

Error: 0.7575 gl: 20

Crit selection Medias n E.E.

T	2.20	6	0.36	A
B+	2.83	6	0.36	A B
HMA+	3.08	6	0.36	A B
HMA+B+	3.52	6	0.36	B

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

ANEXO 25

Prueba de normalidad biomasa seca vástago *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	21.17	7.49	0.95	0.8030
HMA+B+	6	22.67	8.89	0.90	0.4597
B+	6	1.48	0.45	0.83	0.1239
T	6	1.70	1.21	0.81	0.0952

Análisis de la varianza biomasa seca vástago *Opuntia streptacantha*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
4 tratamientos	24	0.68	0.63	65.48

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	2220.05	3	740.02	13.91	<0.0001
Crit. Selection	2220.05	3	740.02	13.91	<0.0001
Error	1063.64	20	53.18		
Total	3283.70	23			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=8.78271

Error: 53.1821 gl: 20

Crit. Selection Medias n E.E.

B+	1.35	6	2.98	A
T	1.70	6	2.98	A
HMA+B+	20.33	6	2.98	B
HMA+	21.17	6	2.98	B

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

Prueba de normalidad biomasa seca raíz *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	3.17	2.52	0.73	0.0136
HMA+B+	6	3.97	2.03	0.94	0.6943
B+	6	1.47	0.66	0.94	0.7086
T	6	1.20	0.92	0.75	0.0211

Prueba de Kruskal Wallis biomasa seca raíz *Opuntia streptacantha*

Variable	Crit selection	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
4 tratamientos HMA+		6	3.17	2.52	1.95	6.68	0.0821
4 tratamientos HMA+B+		6	3.97	2.03	3.35		
4 tratamientos B+		6	3.18	2.16	3.10		
4 tratamientos T		6	1.20	0.92	1.20		

Trat. Ranks

T	6.50	A
HMA+	13.17	A B
B+	13.58	A B
HMA+B+	16.75	B

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

ANEXO 26

Prueba de normalidad cociente raíz/vástago *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	1.60	0.40	0.91	0.4828
HMA+B+	6	2.22	0.49	0.90	0.4400
B+	6	2.07	1.33	0.88	0.3350
T	6	2.20	0.69	0.85	0.2130

Análisis de la varianza cociente raíz/vástago *Prosopis laevigata*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
4 tratamientos	24	0.10	0.00	40.17

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1.51	3	0.50	0.77	0.5265
Crit selection	1.51	3	0.50	0.77	0.5265
Error	13.18	20	0.66		
Total	14.69	23			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.97760

Error: 0.6589 gl: 20

Crit selection Medias n E.E.

HMA+	1.60	6	0.33	A
B+	2.07	6	0.33	A
T	2.20	6	0.33	A
HMA+B+	2.22	6	0.33	A

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

ANEXO 27

Prueba de normalidad cociente raíz/vástago *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	0.15	0.09	0.86	0.2146
HMA+B+	6	0.21	0.14	0.95	0.7896
B+	6	1.03	0.50	0.82	0.1044
T	6	0.87	0.95	0.73	0.0116

Prueba de Kruskal Wallis cociente raíz/vástago *Opuntia streptacantha*

Variable	Crit selection	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
4 tratamientos HMA+		6	0.15	0.09	0.13	16.39	0.0009
4 tratamientos HMA+B+		6	0.21	0.14	0.20		
4 tratamientos B+		6	1.03	0.50	0.89		
4 tratamientos T		6	0.87	0.95	0.43		

Trat. Ranks

HMA+	6.00	A
HMA+B+	7.67	A
T	16.33	B
B+	20.00	B

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

ANEXO 28

Prueba de normalidad porcentaje de colonización micorrízica *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	22.33	5.35	0.98	0.9384
HM+BM+	6	73.83	20.00	0.83	0.1367

Análisis de la varianza porcentaje de colonización micorrízica *Prosopis laevigata*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
4tratamientos	12	0.79	0.77	30.45

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	7956.75	1	7956.75	37.11	0.0001
Criterios de selección	7956.75	1	7956.75	37.11	0.0001
Error	2144.17	10	214.42		
Total	10100.92	11			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=18.83696

Error: 214.4167 gl: 10

Criterios de selección Medias n E.E.

HMA+ 22.33 6 5.98 A

HMA+B+ 73.83 6 5.98 B

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

Prueba de normalidad vesículas *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	20.17	3.19	0.94	0.7076
HMA+B+	6	45.33	20.46	0.84	0.1607

Análisis de la varianza vesículas *Prosopis laevigata*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
113colonización	12	0.47	0.42	44.71

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1900.08	1	1900.08	8.86	0.0139
Criterios	1900.08	1	1900.08	8.86	0.0139
Error	2144.17	10	214.42		
Total	4044.25	11			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=18.83696

Error: 214.4167 gl: 10

Criterios Medias n E.E.

HMA+ 20.17 6 5.98 A

HMA+B+ 45.33 6 5.98 B

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

ANEXO 29

Prueba de normalidad porcentaje de colonización micorrízica *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	55.17	22.46	0.86	0.2363
HM+BM+	6	33.50	4.51	0.94	0.7354

Análisis de la varianza porcentaje de colonización micorrízica *Opuntia streptacantha*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
colonizacion	12	0.35	0.28	36.54

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1408.33	1	1408.33	5.37	0.0430
Criterios	1408.33	1	1408.33	5.37	0.0430
Error	2624.33	10	262.43		
Total	4032.67	11			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=20.83968

Error: 262.4333 gl: 10

Criterios Medias n E.E.

HMA+B+ 33.50 6 6.61 A

HM+ 55.17 6 6.61 B

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

Prueba de normalidad vesículas *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	6	26.67	21.73	0.86	0.2204
HMA+B+	6	15.17	6.34	0.87	0.2865

Análisis de la varianza vesículas micorrízica *Opuntia streptacantha*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
colonizacion	12	0.13	0.05	76.53

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	396.75	1	396.75	1.55	0.2417
Criterios	396.75	1	396.75	1.55	0.2417
Error	2562.17	10	256.22		
Total	2958.92	11			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=20.59137

Error: 256.2167 gl: 10

Criterios Medias n E.E.

HMA+B+ 15.17 6 6.53 A

HMA+ 26.67 6 6.53 A

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

ANEXO 30

Prueba de normalidad conteo de esporas *Prosopis laevigata* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	41.20	4.49	0.99	0.9751
HMA+B+	5	38.00	5.24	0.92	0.5659

Análisis de la varianza conteo de esporas *Prosopis laevigata*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
esporas	10	0.12	0.01	14.53

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	25.60	1	25.60	1.07	0.3305
Criterios	25.60	1	25.60	1.07	0.3305
Error	190.80	8	23.85		
Total	216.40	9			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=7.12253

Error: 23.8500 gl: 8

Criterios Medias n E.E.

HMA+B+	41.00	5	2.18	A
HMA+	38.20	5	2.18	A

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

ANEXO 31

Prueba de normalidad conteo de esporas *Opuntia streptacantha* Shapiro-Wilks

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
HMA+	5	31.00	4.69	0.95	0.7734
HMA+B+	5	32.40	5.59	0.96	0.7866

Análisis de la varianza conteo de esporas *Opuntia streptacantha*

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
esporas	10	0.02	0.00	23.79

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	4.90	1	4.90	0.18	0.6794
criterios	4.90	1	4.90	0.18	0.6794
Error	213.20	8	26.65		
Total	218.10	9			

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=7.52902

Error: 26.6500 gl: 8

criterios Medias n E.E.

HMA+ 31.00 5 2.31 A

HMA+B+ 32.40 5 2.31 A

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

ANEXO 32

Análisis de componentes principales *Prosopis laevigata*

Datos estandarizados

Casos leídos 20

Casos omitidos 0

VARIABLES DE CLASIFICACIÓN

individuos

Autovalores

Lambda	Valor	Proporción	Prop Acum
1	12.07	0.71	0.71
2	4.42	0.26	0.97
3	0.51	0.03	1.00
4	0.00	0.00	1.00
5	0.00	0.00	1.00
6	0.00	0.00	1.00
7	0.00	0.00	1.00
8	0.00	0.00	1.00
9	0.00	0.00	1.00
10	0.00	0.00	1.00
11	0.00	0.00	1.00
12	0.00	0.00	1.00
13	0.00	0.00	1.00
14	0.00	0.00	1.00
15	0.00	0.00	1.00
16	0.00	0.00	1.00
17	0.00	0.00	1.00

Autovectores

Variables	e1	e2
pH	-0.23	-0.27
D.A	-0.19	-0.35
C.E.	0.27	-0.11
D.R.	0.22	0.29
M.O	0.26	-0.19
Biomasa humeda parte aerea..	0.25	-0.24
Biomasa humeda raíz	0.25	0.20
Biomasa seca aerea	0.21	-0.31
Biomasa seca raíz	0.28	0.10
Potencial hidrico	0.16	-0.40
Conteo micorrizico	0.22	0.30
Conteo de esporas	0.28	0.03
cociente raiz-vastago	-0.09	0.44
cobertura	0.28	0.03
Altura	0.28	-1.3E-03
TCR	0.27	-0.14
supervivencia	0.28	-0.04

Anexo 33

Análisis de componentes principales *Opuntia streptacantha*

Datos estandarizados

Casos leídos 20

Casos omitidos 0

VARIABLES DE CLASIFICACIÓN

individuos

Autovalores

Lambda	Valor	Proporción	Prop	Acum
1	10.27	0.68		0.68
2	2.76	0.18		0.87
3	1.97	0.13		1.00
4	0.00	0.00		1.00
5	0.00	0.00		1.00
6	0.00	0.00		1.00
7	0.00	0.00		1.00
8	0.00	0.00		1.00
9	0.00	0.00		1.00
10	0.00	0.00		1.00
11	0.00	0.00		1.00
12	0.00	0.00		1.00
13	0.00	0.00		1.00
14	0.00	0.00		1.00
15	0.00	0.00		1.00

Autovectores

Variables	e1	e2
pH	0.29	-0.07
D.A	0.07	-0.24
C.E.	-0.26	0.17
D.R.	0.21	-0.39
M.O	-0.01	0.57
%EP	0.21	-0.29
supervivencia	0.24	0.33
altura	0.30	-0.10
TCR	0.27	0.30
Biomasa húmeda vástago	0.30	-0.08
Biomasa Húmeda raíz	0.28	0.24
Biomasa seca vástago	0.31	0.02
Biomasa seca raíz	0.31	-0.10
Conteo de esporas	0.31	0.03
Conteo micorrizico	0.28	0.25