



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

CARRERA DE BIOLOGÍA

ÁREA DE INVESTIGACIÓN: ECOLOGÍA VEGETAL

Evaluación de las comunidades de hongos micorrízicos arbusculares asociados a *Prosopis laevigata* en época de secas en el Valle del Mezquital, Hidalgo

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

BIÓLOGA

P R E S E N T A :

PONCE CRUZ CHELSEA ANDREA

DIRECTORA DE TESIS:

DRA. ROSALVA GARCÍA SÁNCHEZ

Investigación apoyada con financiamiento de la DGAPA, UNAM mediante el proyecto PAPIIT IN218121



Ciudad de México, octubre, 2023



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Dedicatoria

A Dios, por ponerme en el lugar preciso y enseñarme a hacer todo con amor.

Colosenses 3:23

A mi madre, en tu recuerdo encuentro la fortaleza y el apoyo para cumplir mis metas. Gracias por tu amor y por siempre haber confiado en mí.

A mi padre, mi mayor apoyo en esta vida y en esta carrera, gracias por comprometerte a darme un futuro y a siempre ayudarme a ser feliz.

A mi abuelita María, mi amiga y mi inspiración para amar a todo lo que me rodea.

A mi hermanito, mi aliento para ser mejor cada día y ser un gran ejemplo.

A mis gatos, que siempre me han dado alegría, calor y amor cada que lo necesito. Gracias por darme un hogar.

Agradecimientos

Gracias por el apoyo del proyecto PAPIIT IN218121 de la DGPA, UNAM para la realización de este trabajo.

Quiero expresar mi gratitud con la Dra. Rosalva García Sánchez, por darme la oportunidad de estar en su laboratorio y por ser de mis mayores inspiraciones en esta carrera. Gracias por su orientación, apoyo y paciencia como maestra y como persona.

Al M. en B. Eduardo Chimal Sánchez, por su dedicación, paciencia y su constante apoyo durante el proceso de esta investigación. Sus contribuciones mejoraron en gran medida este trabajo y mis aptitudes cómo estudiante.

Al Dr. Arcadio Monroy Ata, por su apoyo incondicional y su disposición para responder mis dudas en todo momento. Su entrega como profesor es una fuente constante de inspiración para mí.

A la Bióloga Irene Castillo Chaires, le agradezco mucho por ser parte de mi formación cómo bióloga desde el inicio de mi carrera hasta esta tesis. Gracias por sus consejos, apoyo y por brindarme su tiempo.

Al Biólogo Marco Antonio Hernández Muñoz, por aceptar ser parte de esta tesis y por dedicarme tiempo y su conocimiento cuando lo necesité. Le agradezco su carisma, ya que siempre hacía amena su enseñanza.

A la UNAM, por darme amigos, experiencias y enseñarme a ser autónoma.

A la FES Zaragoza, por darme la oportunidad de formarme como bióloga y darme como ejemplo a grandes profesores y seres humanos.

A mis profesores, gracias por crear en mí la necesidad de prepararme más para ser una mejor bióloga y de querer dejar huella en la ciencia.

A Ebrahim Auram Velázquez Casillas, gracias por tomarte el tiempo de ayudarme y compartirme tu conocimiento.

A mis compañeros de carrera por las risas, las pláticas y por acompañarnos y ayudarnos en este largo proceso, pero sobre todo a mis compañeras, por apoyarnos entre nosotras y sernos de inspiración mutua.

Sobre todo gracias a Yuni, Xóchitl, y Ale, por aligerar mis cargas. ♡

Índice

1. Índice de figuras.....	6
2. Índice de cuadros.....	10
3. Resumen.....	11
4. Introducción.....	12
5. Marco teórico.....	13
5.1 Ecosistemas áridos y semiáridos en México.....	13
5.2 Islas de recursos en zonas áridas y semiáridas.....	15
5.3 Mezquite (<i>Prosopis laevigata</i>).....	17
5.3.1 Importancia ecológica de <i>P. laevigata</i> en ecosistemas áridos y semiáridos.....	18
5.4 Hongos micorrízicos arbusculares (HMA).....	19
5.4.1 HMA en ecosistemas áridos y semiáridos.....	20
6. Planteamiento del problema y pregunta de investigación.....	22
7. Objetivos.....	23
8. Material y métodos.....	23
8.1 Zona de estudio.....	23
8.1.1 Sitios de muestreo.....	25
8.2 Caracterización de la población de <i>Prosopis laevigata</i>	29
8.3 Toma de muestras para la evaluación de los HMA y propiedades físicas y	

químicas del suelo.....	29
8.4 Trabajo en laboratorio	29
8.5 Extracción de esporas de HMA.....	29
8.6 Identificación y determinación de las esporas de HMA.....	32
8.7 Determinación de las propiedades físicas y químicas del suelo.....	32
8.8 Análisis de componentes principales.....	39
9. Resultados.....	40
9.1 Caracterización de los árboles de <i>Prosopis laevigata</i>	40
9.2 Evaluación de riqueza y diversidad de HMA asociados a <i>Prosopis laevigata</i>	41
9.3 Identificación de las esporas de HMA asociados a <i>Prosopis laevigata</i>	45
9.4 Propiedades químicas y físicas del suelo en las islas de recursos de <i>Prosopis laevigata</i>	63
9.5 Relación entre la diversidad de esporas de HMA con las variables medidas en el suelo rizosférico de <i>Prosopis laevigata</i> (PCA).....	71
9.5.1 Relación de la composición de especies de HMA en las islas de recursos de <i>Prosopis laevigata</i> (PCA).....	72
10. Análisis de resultados.....	74
11. Conclusiones.....	82
12. Referencias.....	83

13. Anexos	98
13.1 Anexo 1. Abundancia de HMA asociados a <i>Prosopis laevigata</i>	98
13.2 Anexo 2. Variables de esporas de HMA, propiedades físicas y químicas en suelo rizosférico de <i>P. laevigata</i>	100
13.3 Anexo 3. Análisis estadístico.....	103
13.4 Anexo 4. Análisis de componentes principales.....	109

Índice de figuras

Figura 1. Componentes de una isla de recursos en un árbol de <i>Prosopis laevigata</i> en el Valle del Mezquital, Hidalgo.....	16
Figura 2. Zona de estudio en el estado de Hidalgo en la República Mexicana.....	23
Figura 3. Áreas de muestreo en el municipio de Santiago de Anaya en el Valle del Mezquital.....	25
Figura 4. Santiago de Anaya, sitio de muestreo 1.....	26
Figura 5. González Ortega, sitio de muestreo 2.....	27
Figura 6. Temperatura promedio por hora del mes de junio del 2022, codificada por colores en bandas. Las áreas sombreadas superpuestas indican la noche y el crepúsculo civil, mientras que la línea punteada señala el día 16 de junio. Mapa tomado de: https://es.weatherspark.com/compare/y/6108/Comparaci%C3%B3n-del-tiempo-promedio-en-Cerritos de Weather spark, consultado en marzo del 2023.....	28
Figura 7. Porcentaje de tiempo del mes de junio del 2022, en varios niveles de comodidad de humedad, categorizado por el punto de rocío. La línea punteada señala el día 16 de junio. Mapa tomado de:	

[https://es.weatherspark.com/compare/y/6108/Comparaci%C3%B3n-del-tiempo-promedio-en-Cerritos de Weather spark](https://es.weatherspark.com/compare/y/6108/Comparaci%C3%B3n-del-tiempo-promedio-en-Cerritos-de-Weather-spark), consultado en marzo del 2023..... 28

Figura 8. Extracción de esporas por el método de tamizado húmedo modificado de Brundrett *et al.* (1996) en las muestras de suelo de 10 árboles de mezquite en dos zonas áridas del Valle del Mezquital, Hidalgo. Realizado en el laboratorio de Ecología Vegetal del invernadero de la Facultad de Estudios Superiores, Zaragoza..... 31

Figura 9. Análisis de conductividad eléctrica con conductímetro en las muestras de suelo..... 33

Figura 10. Análisis de densidad real en matraces aforados en las muestras de suelo..... 34

Figura 11. Análisis de materia orgánica por el método de Walkley y Black..... 36

Figura 12. Curva patrón para el análisis de fósforo aprovechable en el suelo mediante la técnica de Olsen y colaboradores..... 37

Figura 13. Extracción y filtración de las muestras de suelo para el análisis de fósforo aprovechable..... 38

Figura 14. Análisis de fósforo aprovechable en las muestras de suelo..... 39

Figura 15. Altura (m) y cobertura (m^2) promedio de los 10 árboles de *Prosopis laevigata* de Santiago de Anaya y González Ortega..... 40

Figura 16. Abundancia de esporas de los HMA en los 10 árboles de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega.
Kruskall - Wallis H= 2.28 P= 0.13..... 41

Figura 17. Riqueza de esporas de HMA en los 10 árboles de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega.
Kruskall - Wallis H=2.77 P=0.09..... 42

Figura 18. Índice de diversidad de Shannon de esporas de HMA en los 10 árboles de <i>Prosopis laevigata</i> en Santiago de Anaya y González Ortega. Kruskall - Wallis H=3.57 P=0.05.....	43
Figura 19. Dominancia de esporas de HMA en los 10 árboles de <i>Prosopis laevigata</i> en Santiago de Anaya y González Ortega. Kruskall - Wallis H=4.80 P=0.02.....	44
Figura 20. Equitatividad de esporas de HMA en los 10 árboles de <i>Prosopis laevigata</i> en Santiago de Anaya y González Ortega. Kruskall - Wallis H=2.52 P=0.11.....	45
Figura 21. Clustered Heat Map de la frecuencia de las morfoespecies de HMA encontradas en el suelo rizosférico de los árboles de <i>Prosopis laevigata</i>	61
Figura 22. Porcentaje de las abundancias de las morfoespecies de HMA encontradas en el suelo rizosférico en los 10 árboles de <i>Prosopis laevigata</i> en Santiago de Anaya y González Ortega.....	62
Figura 23. Muestras de suelo de los 10 árboles de mezquite; de izquierda a derecha, las muestras 1-5 provienen de Santiago de Anaya, mientras que las muestras 6-10, de González Ortega.....	63
Figura 24. Macetas con maíz utilizando de sustrato las muestras de suelo de Santiago de Anaya (izquierda) y González Ortega (derecha).....	63
Figura 25. pH en suelos rizosféricos de <i>Prosopis laevigata</i> . Kruskall - Wallis H=8.25 P=0.00.....	64
Figura 26. Conductividad eléctrica en suelos rizosféricos de <i>Prosopis laevigata</i> . Kruskall - Wallis H=0.20 P=0.65.....	65
Figura 27. Densidad aparente en suelos rizosféricos de <i>Prosopis laevigata</i> . Kruskall - Wallis H=14.28 P=0.00.....	66

Figura 28. Densidad real en suelos rizosféricos de <i>Prosopis laevigata</i> . Kruskall - Wallis H=14.28 P=0.00.....	67
Figura 29. Espacio poroso (%) en suelos rizosféricos de <i>Prosopis laevigata</i> . Kruskall - Wallis H=5.14 P=0.02.....	68
Figura 30. Materia orgánica (%) en suelos rizosféricos de <i>Prosopis laevigata</i> . Kruskall - Wallis H=14.28 P=0.00.....	69
Figura 31. Fósforo extraíble en suelos rizosféricos de <i>Prosopis laevigata</i> . Kruskall - Wallis H=0.20 P=0.65.....	70
Figura 32. PCA - biplot de la relación de las variables de las islas de recursos de los árboles de <i>Prosopis laevigata</i> y las variables biológicas de las esporas de HMA de Santiago de Anaya y de González Ortega. Los triángulos azules son las islas de recursos de Santiago de Anaya, mientras que los círculos verdes son las islas de González Ortega.....	71
Figura 33. PCA – biplot de la relación de las morfoespecies de HMA y las islas de recursos de los árboles de <i>Prosopis laevigata</i> de Santiago de Anaya y de González Ortega. Los triángulos azules son las islas de recursos de Santiago de Anaya, mientras que los círculos verdes son las islas de González Ortega.....	73
Figura 34. Modelo conceptual de la estructura de la comunidad de hongos micorrizógenos arbusculares con las condiciones y recursos en el suelo rizosférico de islas de recursos de <i>Prosopis laevigata</i> en Santiago de Anaya y González Ortega, Hidalgo, México. DA: densidad aparente, DR: densidad real, EP: espacio poroso, MO: materia orgánica, P: fósforo disponible, Ab: abundancia de esporas de HMA, IDS: índice de diversidad de Shannon. Los círculos de lado derecho encierran los valores promedio de los análisis físicos del suelo, mientras que de lado izquierdo se encuentran los círculos con los valores promedio de los análisis químicos del suelo. Los valores son proporcionales al	

tamaño del círculo que los encierra. Mientras que los resultados de los análisis biológicos se encuentran en la parte de abajo de las figuras. Las especies de esporas de HMA en negro son los morfotipos que comparten ambos sitios, mientras que los blancos son los que únicamente se encontraron en un solo sitio..... 78

Índice de cuadros

Cuadro 1. Familias y especies de HMA identificadas en las islas de recursos de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega..... 46

Cuadro 2. Morfoespecies identificadas de HMA en 10 muestras de suelo rizosférico de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega..... 47

Cuadro 3. Cuadro 3. Variables compartidas en ambos estudios en el Valle del Mezquital, Hidalgo..... 80

3. Resumen

El objetivo de este trabajo fue evaluar la riqueza y diversidad de especies de las esporas de hongos micorrízicos arbusculares bajo la cobertura de árboles de mezquite, así como caracterizar (altura y cobertura) cada mezquite en Santiago de Anaya y González Ortega en el Valle del Mezquital. El muestreo se realizó en el suelo rizosférico de 5 árboles de mezquite al azar por cada zona. A cada muestra de suelo se le realizaron análisis de pH, conductividad eléctrica, densidad aparente, densidad real, materia orgánica, espacio poroso y fósforo disponible siguiendo las técnicas recomendadas por la NOM-021-SEMARNART (2000) y por Guerra y Cruz (2014). Para la extracción de esporas de HMA se siguió la técnica de tamizado húmedo, decantación y centrifugación en agua y sacarosa modificada de Brundrett *et al.* (1996), para después determinar el género y/o la especie de cada espora de HMA con ayuda de la página electrónica del INVAM y de Schübler y Walker (2010).

Los árboles más altos y con mayor cobertura se encontraron en González Ortega, donde se encontró también la mayor riqueza y diversidad de esporas de HMA. La mayor riqueza de esporas de HMA se distribuyó en la familia Glomeraceae (60.6%). Se identificaron 13 morfoespecies de HMA, en donde *Diversispora clara* se registra por primera vez para México en el suelo rizosférico de *Prosopis laevigata*, de la misma forma las especies *Septoglomus constrictum*, *Funneliformis halonatus*, *Rhizophagus aggregatus* y *Glomus macrocarpum* se describen para el suelo rizosférico de *Prosopis laevigata*. Los valores de materia orgánica influyeron en la composición de las comunidades de esporas de los HMA, ya que a menor cantidad de materia orgánica mayor fue la diversidad y riqueza de esporas. En Santiago de Anaya se obtuvieron los valores más altos de espacio poroso y materia orgánica, mientras que en González Ortega los valores más altos se observaron en el pH, densidad aparente y densidad real. La interacción de *Prosopis laevigata* al generar islas de recursos y la presencia de los HMA contribuyó a un incremento de la materia orgánica.

4. Introducción

Las plantas han desarrollado numerosas estrategias desde que colonizaron la corteza terrestre, para hacer frente a los diversos retos bióticos y abióticos. Una de las más eficaces es la capacidad de los sistemas de raíces, para establecer relaciones simbióticas mutualistas benéficas con los microorganismos (Camarena-Gutiérrez, 2012). Las asociaciones micorrízicas se encuentran en todos los ecosistemas terrestres, desde los polos hasta los desiertos, y se estima que más del 80% de las plantas presentan este tipo de asociación (Brundrett, 2004; Ma *et al.*, 2018). La función principal de esta asociación simbiótica es el intercambio de nutrimentos. Por un lado, la planta le da al hongo carbono adquirido vía fotosintética y por otro, el hongo ofrece principalmente nitrógeno y fósforo (Smith y Red, 2010).

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son componentes bióticos frecuentes de los suelos y de la rizosfera de muchas plantas. Funcionalmente, los HMA en simbiosis con las plantas llegan a formar una red de hifas interconectadas que incrementan el volumen de suelo que exploran las raíces, y así, de forma directa incrementan la capacidad de absorción de los nutrimentos y el agua; mientras que de manera indirecta mejoran la estructura del suelo (Posada *et al.*, 2008; Leigh *et al.*, 2009).

En el caso particular de los ecosistemas áridos y semiáridos, se ha reportado que el establecimiento vegetal se incrementa cuando se utilizan plantas micorrizadas, las cuales; se ha observado que tienen mayor protección y tolerancia a las condiciones adversas del suelo y del clima (Caravaca *et al.*, 2003). Las zonas áridas y semiáridas se caracterizan, principalmente, por la baja fertilidad del suelo, alta radiación solar y la escasa precipitación, ya que ésta suele ser siempre muy irregular, intempestiva y en algunos casos tiende a ser estacional (González, 2012), limitando el crecimiento y desarrollo de las especies vegetales, por lo que la presencia de los HMA establece una simbiosis micorrízica arbuscular funcional, lo que sugiere una ventaja para las plantas de zonas áridas y semiáridas ya que ayudan a mejorar su condición nutrimental, aumentan la calidad del suelo, la

resistencia a enfermedades y mejoran el crecimiento y la producción de biomasa de las plantas (Dhillon y Zak 1993, Tarafdar y Praveen-Kumar 1996).

Históricamente la investigación referente a las asociaciones micorrízicas se ha centrado en los efectos de la simbiosis en plantas individuales, en particular, en la mejora de adquisición de nutrientes y minerales disueltos como el fósforo (P). Esta contribución se torna fundamental en el establecimiento y crecimiento vegetal de plantas que se desarrollan en condiciones adversas como las zonas áridas y semiáridas, con suelos de baja fertilidad, recursos hídricos y disponibilidad de nutrientes como el fósforo (Jamil *et al.*, 2003).

De manera general, los ecosistemas naturales contienen diversas poblaciones nativas de HMA, que presentan distintos grados de variación en sus efectos sobre el crecimiento vegetal y la adquisición de nutrientes. Por esto, cambios en los entornos edáficos y las especies vegetales dominantes han repercutido en cambios en la abundancia y distribución de las especies de HMA (Bever *et al.*, 2001).

5. Marco teórico

5.1 Ecosistemas áridos y semiáridos de México

Las zonas áridas y semiáridas, a nivel global, cubren más del 40% de la superficie terrestre, además, con los modelos climáticos se espera que sigan creciendo en respuesta al cambio climático global (Ball *et al.*, 2004). Genéricamente denominadas tierras secas, estas zonas se caracterizan por tener condiciones climáticas particulares, como son la precipitación escasa e irregular, una gran diferencia entre las temperaturas diurnas y nocturnas, suelos con poca materia orgánica y humedad, además de una elevada evapotranspiración potencial (SEMARNART, 2012). Las zonas áridas reciben una precipitación pluvial media anual menor a 350 mm, y las semiáridas entre 350 y 600 mm anuales. En ambos casos, la precipitación promedio anual es menor a la evaporación potencial máxima anual poniendo en evidencia un déficit hídrico (Tarango, 2005).

Existen distintas regiones de aridez en México:

- I. Localizada en las partes bajas de los estados de Sonora y las dos Baja californias, extendiéndose a los Estados Unidos de América; esta región se conoce como Desierto Sonorense.
- II. La otra región de aridez se presenta en la Altiplanicie Mexicana, en parte de los estados de San Luis Potosí, Zacatecas, Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas, Durango y Chihuahua; conocida como Desierto Chihuahuense, la cual también se extiende hasta los EE. UU.
- III. Localizada al noreste de Tamaulipas, norte de Nuevo León y noreste de Coahuila, conocida como Zona Semiárida Tamaulipeca.
- IV. Al centro de México se encuentra otra zona, zona semiárida en los valles localizados a sotavento de la Sierra Madre Oriental, en parte de los estados de Querétaro e Hidalgo, conocida como Zona Semiárida Hidalguense.
- V. Por último, en parte de los estados de Puebla y Oaxaca, se localiza la Zona Semiárida en el Valle de Tehuacán-Cuicatlán (González, 2012).

La principal característica de estas zonas áridas y semiáridas en México es la baja disponibilidad de agua para los seres vivos y para la agricultura. En general, estas zonas suelen presentar una vegetación escasa y un suelo desértico (*Aridisol_{ST}*). La vegetación de las zonas áridas y semiáridas de México es muy diversa en formas de vida y rica en especies. Dominan los arbustos de diferente tipo, asociándoles pastizales, sobre todo en áreas de transición de ambientes semiáridos a templados. Reciben el nombre genérico de matorral xerófilo, que alternan con pastizales y con algunos manchones aislados de vegetación arbórea (Rzedowski 1991, 1992).

En términos generales, puede decirse que en las zonas áridas y semiáridas de México los suelos pueden agruparse como Leptosoles, Calcisoles y Regosoles; y particularmente, también se pueden encontrar Phaeozems, Chernozems y Kastanozems (Krasilnikov *et al.*, 2013; Hernández *et al.*, 2021).

Los suelos de estas zonas son variables en profundidad, textura, pH, conductividad eléctrica y fertilidad, siendo frecuente los suelos con perfil incipiente o poco desarrollado. Estos suelos acumulan sales solubles cuya distribución, composición y concentración depende de las características y flujo del agua en el perfil. En zonas con baja precipitación, la evaporación del agua deja en el suelo sales que, al no ser disueltas y redistribuidas, generan la salinización de los suelos. En los suelos de zonas áridas y semiáridas la tasa de infiltración del horizonte cálcico depende del contenido de carbonato. La productividad de estos suelos depende de la capacidad de retención de agua, textura, profundidad y contenido de materia orgánica (Mazuela, 2013).

Las zonas áridas y semiáridas de México ocupan un poco más de la mitad del territorio nacional. Se estima que albergan unas 6 mil especies vegetales, de las cuales, un poco más del 50% son endémicas. Todas estas plantas constituyen comunidades muy diversas, algunas muy singulares, con una gran diversidad en sus formas de vida, clara expresión de sus estrategias adaptativas para un ambiente tan selectivo, y muchas de ellas con una utilidad real o potencial (González, 2012).

5.2 Islas de recursos en zonas áridas y semiáridas

La vegetación en este tipo de zonas se presenta distribuida en parches de variadas formas y tamaños, separados por áreas sin cubierta vegetal. Estos parches de vegetación se consideran islas de recursos (Perroni-Ventura *et al.*, 2006).

Estas islas de vegetación se inician con el establecimiento de especies pioneras que resisten las duras condiciones ambientales y bajo su influencia (sombra, incremento de la fertilidad, etc.), en un proceso denominado “facilitación”, se produce la colonización por otras especies que requieren mejores condiciones y recursos en el suelo. Las perturbaciones en estos sistemas, como sequías o pastoreo excesivo, afectan el tamaño y la disposición de los parches y por tanto, la capacidad de los sistemas de conservar los recursos acumulados (Tongway *et al.*, 2004; Okin *et al.*, 2009; Rubio *et al.*, 2019).

Una isla de recursos está integrada por cuatro elementos: i) la planta formadora con uno o varios individuos de la misma especie con capacidad de inducir modificaciones biogeoquímicas importantes al suelo; ii) las plantas establecidas bajo la copa de la planta formadora de la isla de recursos; iii) los macro y microorganismos del suelo (costras biológicas, bacterias y hongos micorrízicos) y animales asociados a las plantas de la isla de recursos (Figura 1). Las islas de recursos facilitan la concentración y el enriquecimiento de nutrimentos y agua en el suelo, además de la retención de elementos. El sistema radicular ocupa un área mayor que el área de la copa, por lo que los nutrimentos capturados por las raíces se concentran en el área cubierta por la copa (Perroni-Ventura y Montaña, 2011).

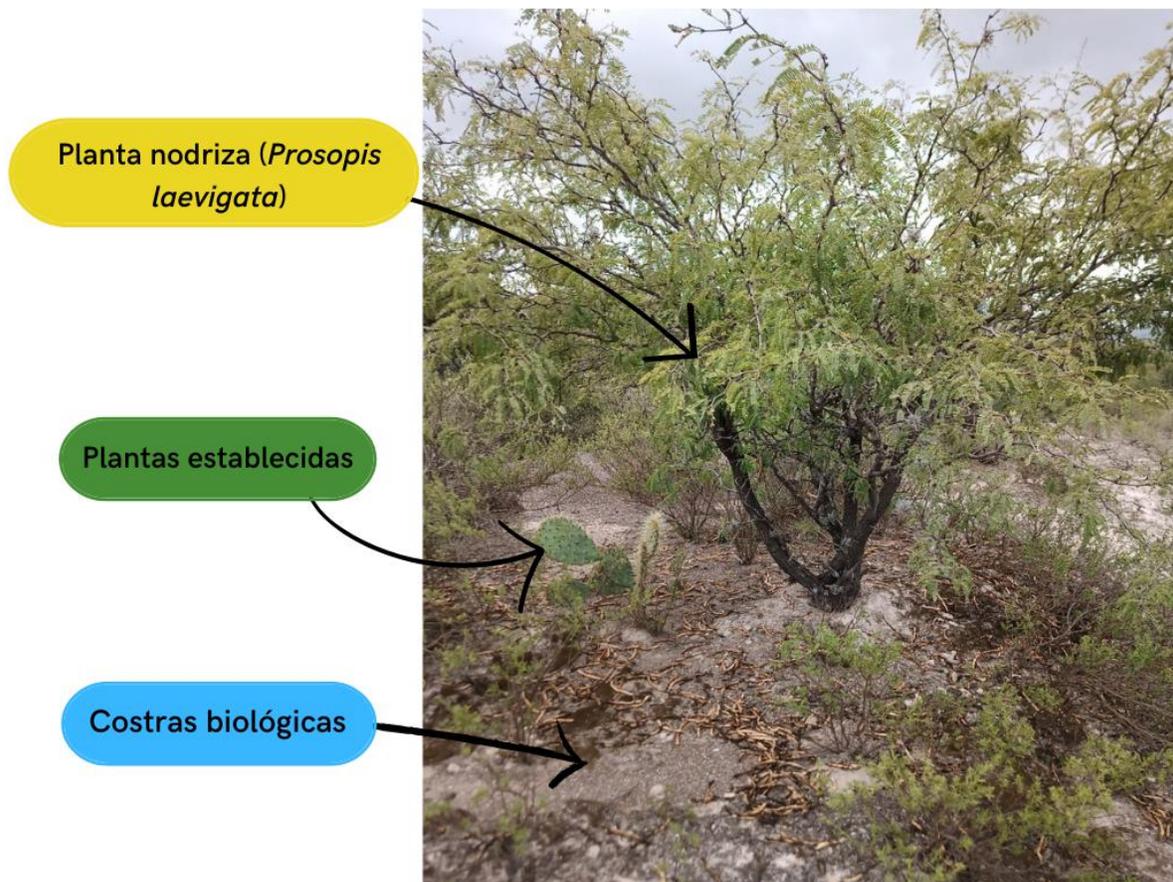


Figura 1. Componentes de una isla de recursos en un árbol de *Prosopis laevigata* en el Valle del Mezquital, Hidalgo.

Por lo tanto, el microambiente formado por la isla de recursos y la subsecuente dinámica de las comunidades de especies protegidas puede verse como un

ecosistema natural con dimensiones espaciales pequeñas, es decir, un “microcosmos” (Srivastava *et al.*, 2004). Además, representan elementos centrales para la conservación de la biodiversidad.

5.3 Mezquite (*Prosopis laevigata*)

Prosopis laevigata (Humb. & Bonpl. Ex Wild.) MC Johnston., se desarrolla en las regiones áridas y semiáridas de México, tiene múltiples usos, ya que su madera es usada como combustible, para construcción de cercas, sus vainas como forraje y como alimento para el ser humano; produce resina que tiene uso en la fabricación de pegamentos, barnices, mientras sus flores son importantes en la producción de miel (Sauceda *et al.*, 2014).

En los matorrales xerófilos, es frecuente la presencia de mezquite (*Prosopis laevigata*) esta especie cumple una función relevante en los ecosistemas secos debido a su capacidad de fijar el nitrógeno atmosférico y generar materia orgánica que se incorpora al suelo, lo que mejora su fertilidad del suelo y favorece la nutrición de las plantas circundantes (López *et al.*, 2010). Desde tiempos remotos, el mezquite ha sido uno de los principales recursos naturales explotados por los habitantes de las regiones áridas, quienes obtienen de esta planta múltiples beneficios (CONAZA, 1994); uno de ellos es como fuente de energía, a partir de leña y carbón; otros usos importantes son la elaboración de postes para cercos, parquet, artesanías, tablas y tablones, alimento para ganado, producción de flores con fines apícolas, obtención de goma y utilización con fines medicinales (Sosa, 2010).

Este género contiene poco más de 40 especies nativas de regiones áridas y semiáridas de Norte y Sudamérica, África y Asia, con individuos desde 40 cm hasta 20 m de altura, estas especies pueden crecer en zonas con lluvias menores a los 100 mm anuales y soportando veranos con temperaturas máximas promedio superiores a 40 °C (De La Torre-Almaráz *et al.*, 2009).

En México el género *Prosopis* se distribuye en la vertiente del pacífico, desde Michoacán hasta los valles centrales de Oaxaca y en la del Golfo en Nuevo León, la península de Baja California, partes de la faja Volcánica Transmexicana (FVTM), la depresión del Balsas, el Valle de Tehuacán-Cuicatlán, Tamaulipas y el norte de Veracruz, en la depresión central de Chiapas y en las regiones altas centrales del país, así como en los desiertos de Chihuahua y Sonora (Sauceda *et al.*, 2014; Contreras-Negrete *et al.*, 2021); también es común en regiones áridas y semiáridas de Sudamérica, a lo largo de los Andes hasta Chile y Argentina, como una especie introducida (Valenzuela *et al.*, 2011; McRostie *et al.*, 2017; López-Cravioto *et al.*, 2018).

Prosopis laevigata es un árbol, a veces hasta de 12 m de altura, aunque generalmente menor; tronco hasta de 1 m de diámetro, por lo general de 30 a 60 cm; corteza gruesa, de color café-negrusco, algo fisurada; copa más ancha que alta; ramas glabras o pilosas, armadas de espinas estipulares de 1 a 4 cm de largo; hojas pecioladas con 1 a 3 pares de pinnas, cada una con 10 a 20 pares de folíolos sésiles; flores dispuestas en espigas densas de 5 a 10 cm de largo; flores blanco-amarillentas; legumbre linear, algo falcada, 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; las cuáles son oblongas, comprimidas de 8 a 10 mm de largo, de color blanco-amarillento (Rzedowski y Rzedowski, 1979). El fruto es una vaina indehiscente, generalmente linear, clasificada como lomento drupáceo formada por el pericarpo y las semillas. Cuando es inmaduro presenta un color verde claro, con septos que lo separan en compartimentos que incluyen a cada una de las semillas; cuando el fruto se encuentra en madurez su color se vuelve amarillo paja dorado con tintes café oscuro-violáceos (García-Azpeitia, 2022).

5.3.1 Importancia ecológica de *P. laevigata* en ecosistemas áridos y semiáridos

Tradicionalmente, se considera que los mezquites son plantas capaces de establecerse y adaptarse a una gran variedad de climas (Romero *et al.*, 2021), este

establecimiento es promovido a través de la red hifal de hongos micorrizógenos del mezquite (Monroy-Ata *et al.*, 2016).

Prosopis laevigata desempeña importantes funciones ecológicas, ya que es fijadora de suelo por lo que previene y controla la erosión, produce una cobertura de hojarasca, fija el nitrógeno al suelo, recupera los terrenos degradados; se ha usado incluso en áreas que fueron de explotación minera y ha estabilizado bancos de arena (Rodríguez *et al.*, 2014; Armendáriz *et al.*, 2021).

Se ha propuesto el establecimiento de *P. laevigata* como una opción viable para el cultivo en suelos salinos y en zonas donde el riego se dificulta debido a la topografía del lugar y como una opción que podría favorecer la rehabilitación ecológica de los suelos (Sánchez-Hernández, 2021).

En las zonas áridas y semiáridas donde puede encontrarse a los mezquites es perceptible su función como una planta nodriza ya que tiene la capacidad de colonizar un ambiente severo y modificar el microambiente bajo su copa, proporcionando a las especies beneficiarias (menos tolerantes al estrés ambiental), un ambiente rico en nutrimentos y microorganismos como los HMA, por ejemplo se ha documentado la asociación que tienen los mezquites con otras especies vegetales como lo son el *Agave* sp, *Opuntia* sp, y *Yucca* sp las cuales se han visto beneficiadas por este microambiente (Pereda, 2021; Navarro-Cano, 2019).

5.4 Hongos micorrízicos arbusculares (HMA)

Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) pertenecen al *phylum* Glomeromycota (Schübler *et al.*, 2001); grupo monofilético del cual se han descrito alrededor de 345 especies a nivel mundial (Shuessler, 2023), agrupadas en una clase (*Glomeromycetes*), cuatro órdenes (*Diversisporales*, *Glomerales*, *Archaeosporales* y *Paraglomerales*), once familias y 25 géneros (Redecker *et al.*, 2013) basados en una clasificación natural de filogenia molecular combinada con evidencia morfológica (Schübler y Walker, 2010).

Todos los hongos en Glomeromycota, a excepción de *Geosiphon pyriformis* forman una simbiosis micorrízica arbuscular que se caracteriza por la presencia de una hifa intra o intercelular, arbuscúlos (hifas finamente ramificadas que participan en el intercambio de nutrimentos), micelio extra-radical que conecta a la raíz con el suelo, y esporas formadas en el micelio extra-radical. Algunas especies forman estructuras llamadas vesículas que son porciones de hifa que se llenan de cuerpos lipídicos (Camanera-Gutierrez, 2012).

Los HMA son cosmopolitas que se asocian con las raíces de la mayoría de las especies vegetales (> 90%) y establecen simbiosis con el 72 % de las plantas vasculares, aumentando en estas la absorción de agua y de nutrimentos como el fósforo y nitrógeno a cambio de los carbohidratos y lípidos asimilados por la planta (Keymer y Gutiahr, 2018; Lanfranco *et al.*, 2018); también proporcionan mayor transporte de nutrimentos, protección en condiciones de estrés, generado por patógenos, salinidad, sequía, acidez y elementos tóxicos presentes en el suelo (Smith y Read, 2008).

En cambios climáticos o ecosistémicos extremos como sequías, inundaciones o incendios las comunidades y la diversidad de HMA se ven afectadas ya que disminuyen (de Assis *et al.*, 2018), sin embargo, si las condiciones climáticas, edáficas y de vegetación son favorables (Orgiazzi, *et al.*, 2016; Whitman, *et al.*, 2019), las comunidades pueden restablecerse en el curso de unos decenios, lo que contribuye a una rápida recuperación del ecosistema después de una perturbación de ese tipo (Dove y Hart, 2017; Saini y Sharma, 2019).

5.4.1 HMA en ecosistemas áridos y semiáridos

El mayor beneficio desarrollado por los HMA en zonas áridas y semiáridas, se enfoca al incremento en la nutrición. Una alta proporción de plantas creciendo en zonas áridas y semiáridas son micorrícicas ya que contribuyen a su supervivencia en estas zonas (Herman, 2000; Calderón *et al.*, 2019).

Estos hongos mejoran la absorción de nutrientes para las plantas, especialmente fósforo, también contribuyen a la resistencia a la sequía y a la tolerancia a los estreses abióticos, como la salinidad, los suelos bajos de nutrientes y temperaturas extremas; incrementan el acceso de la planta a elementos nutritivos como fósforo (P) y nitrógeno (N) y para metales esenciales como cobre (Cu) y zinc (Zn) (Smith y Read, 2008). Las micorrizas arbusculares son un elemento aglutinante del suelo y de las plantas que se asocian en un gremio vegetal, como los parches de vegetación que nuclean las plantas nodrizas, lo cual contribuye a la conformación de islas de recursos en las zonas áridas y semiáridas (Monroy-Ata y García-Sánchez, 2009)

También contribuyen al aumento de la resistencia a las enfermedades, al enriquecimiento de las secuencias de la comunidad de hongos y a la mejora de la composición del suelo (Pascual *et al.*, 2000). El impacto ecológico de la simbiosis MA es particularmente relevante para estos ecosistemas donde existe alta tolerancia de las plantas, en gran medida aportada por los HMA, a los estreses ambientales presentes en estos ecosistemas (Allen, 2007).

Los HMA cumplen una función ecológica en los procesos de restauración del suelo, pues se le considera casi como una relación obligada para el crecimiento de poblaciones vegetales (Nazareno *et al.*, 2020); contribuyen con el aumento de la productividad de los cultivos, la regeneración de comunidades vegetales degradadas y el mantenimiento del equilibrio de los ecosistemas. El micelio de los HMA contribuye significativamente a darle estructura, porosidad y estabilidad al suelo mediante la producción de glomalina que participa en la formación de agregados, colaborando con la adhesión de las partículas, lo que asegura el drenaje y tasa de aireación, reduciendo la compactación y el potencial de erosión (Garzón, 2016).

En el caso de *Prosopis laevigata*, la simbiosis de los HMA ayuda a mejorar las relaciones hídricas y nutrimentales de la planta, ya que este género de leguminosas posee raíces con mayor diámetro y pocos pelos radicales, y experimentan a lo largo

de su vida periodos de sequía (Rilling y Mummey, 2006). Por lo anterior este tipo de plantas perenes son micotróficas obligadas (Collier *et al.*, 2003).

6. Planteamiento del problema y pregunta de investigación

El Valle del Mezquital es un paisaje con presencia de suelos deteriorados, cubiertos por vegetación secundaria poco diversa que fisionómicamente corresponde a un matorral xerófilo, ello hace que el establecimiento de especies vegetales como lo es el mezquite (*Prosopis laevigata*), se enfrenten a varios retos de supervivencia; estas condiciones favorecen la simbiosis micorrízica ya la presencia de los HMA en los suelos bajo la influencia de estas plantas. Estas comunidades de hongos micorrizógenos suelen ser diferentes en abundancia y diversidad a lo largo del año, destacando marcadamente una época de lluvias y una de secas, y en función del tamaño de los árboles a los que se asocian y de las características del suelo, las variaciones pueden ser en abundancia y diversidad de HMA. En un programa de recuperación de la cubierta vegetal es importante conocer y caracterizar estas comunidades de hongos que facilitarán el establecimiento vegetal.

Asimismo, es posible que el mezquite sea un inductor del establecimiento de plantas leñosas en su vecindario, por lo que la determinación de los hongos micorrízicos presentes en un mosaico vegetal, con el mezquite como árbol núcleo (por talla y edad), permitiría conocer los patrones de establecimiento del conjunto de especies para tenerlos como referencia en trabajos de restauración ecológica de este tipo de ecosistemas.

Para el presente estudio se plantea responder la siguiente interrogante:

¿Cuál es la riqueza y diversidad de especies de las esporas de hongos micorrízicos arbusculares bajo la cobertura de árboles de mezquite en dos zonas del Valle del Mezquital?

7. Objetivos

- Caracterizar a la población de *Prosopis laevigata* de dos diferentes zonas de vegetación secundaria del Valle del Mezquital.
- Evaluar y comparar la riqueza y diversidad de los HMA asociados a *Prosopis laevigata* en dos diferentes zonas en el Valle del Mezquital.
- Determinar las propiedades físicas y químicas del recurso suelo asociado a *P. laevigata* de las dos zonas de estudio.

8. Material y métodos

8.1 Zona de estudio

El presente trabajo se realizó en la zona semiárida perteneciente al municipio de Santiago de Anaya en el estado de Hidalgo (Figura 2), el cual se localiza entre los paralelos 20°21' y 20°25' latitud norte y 98°54' y 98°11' longitud oeste, a una altitud de 2059 m snm, en la parte más alta del Valle de Actopan, el cual forma parte del Valle del Mezquital y corresponde a una zona árida del centro del país que

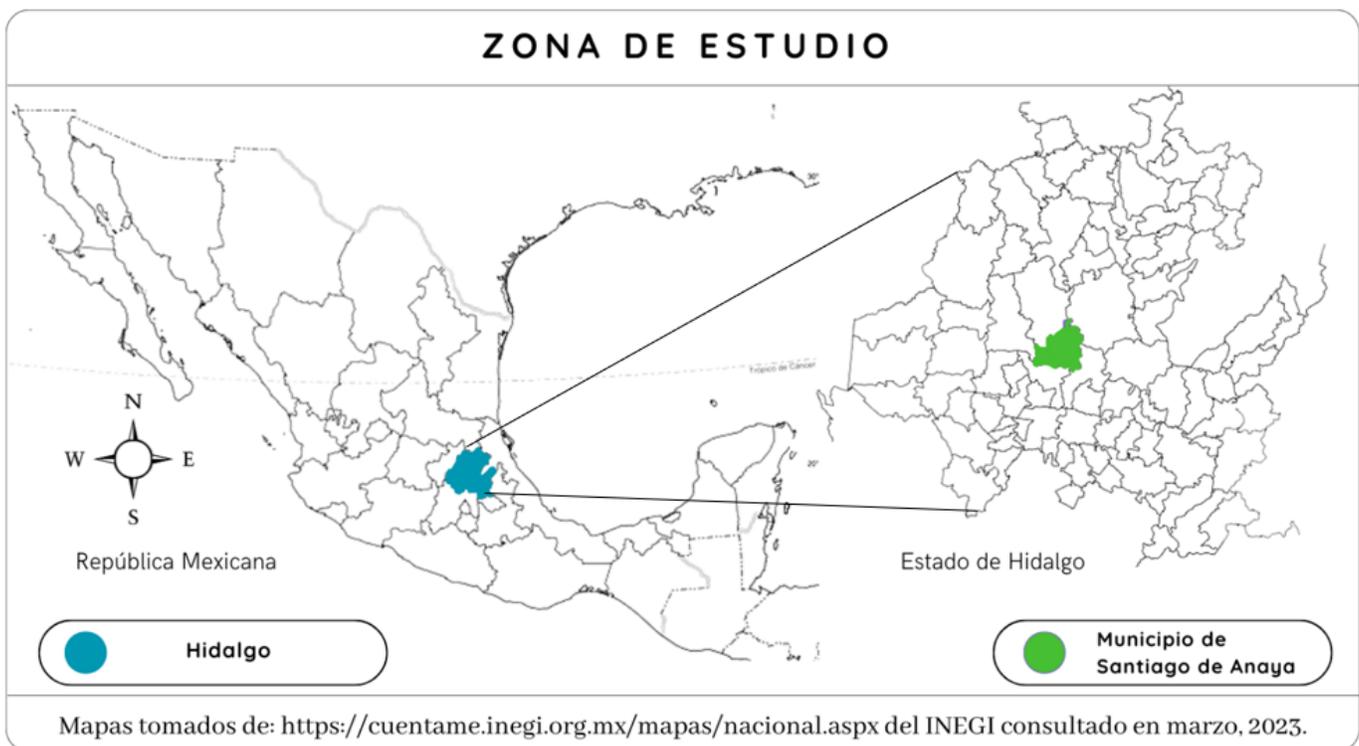


Figura 2. Zona de estudio en el estado de Hidalgo en la República Mexicana.

comprende 33.7% del territorio de Hidalgo y se extiende hacia el norte del Estado de México y el este de Querétaro (Arroyo, 2001). Si bien en la actualidad abundan las zonas de cultivo y de pastoreo de ganado en esta zona, las condiciones geográficas dificultan el desarrollo de estas actividades en algunas comunidades, lo que ha precarizado las condiciones de vida de gran parte de sus habitantes (Argüello y de los Ríos, 2022).

La presencia de las sierras al norte y noreste impide el paso de las masas de aire húmedo provenientes del Golfo de México, razón por lo que baja la precipitación en la parte occidental. Por esto se presentan dos zonas, una localizada al centro, en donde se encuentra clima seco tipo BSkwg y BShwg, con una precipitación inferior a 600 mm. La zona norte, noreste y sur con clima templado subhúmedo tipo Cwag y Cwbg con precipitación mayor (INAFED, 2017)

Una característica esencial de este valle es su clima semiárido y su baja precipitación pluvial; las temperaturas son muy calientes por el día y bajas temperaturas por la noche (García-Salazar, 2019).

El clima semiseco es el más común en la mayoría de los municipios. Dada la condición climática de la Unidad se pueden prever también las condiciones de vegetación, tomando el clima como el principal factor para el desarrollo de los niveles de vegetación (Aguilar y González-Vizcarra, 2019).

La vegetación está descrita de acuerdo con la clasificación de Rzedowsky (2006) como matorral xerófilo. El Valle del Mezquital, en contraste, comprende una superficie de extrema aridez su vegetación la constituyen huizaches, magueyes, mezquites (*Prosopis laevigata*) y los “uñas de gato”, (*Mimosa* spp.), las palmas o izotes (*Yucca filifera* Chabaud) aunque no son abundantes resultan frecuentes. Actualmente los mezquites tienden a ser reemplazados por una planta exótica, el “pirul” (*Schinus molle* L.) (González, 2012). El matorral desértico aluvial tiene un área de distribución la región sur posee un suelo profundo, y es zona de agricultura por tal razón su vegetación está muy alterada (INEGI, 2004).

Se ubica en el Altiplano Mexicano, dentro de la provincia fisiográfica denominada Eje Neovolcánico, en donde forma un amplio valle dividido por serranías y cerros separados. En el área afloran rocas de tipo sedimentario e ígneo que varían en edad y composición (Aguilar y González-Vizcarra, 2019). Los tipos de suelo son: Cambisol (B), Litosol (I), Luvisol (L), Planosol (W), Rendzina (E), Vertisol (V) (INEGI, 2023).

Por su ubicación geográfica y diversidad vegetal, el Valle del Mezquital, Estado de Hidalgo, es una región importante para realizar estudios sobre las interacciones HMA-vegetación (Chimal *et al.*, 2010); así como *Prosopis laevigata* ofrece un excelente modelo para estudiar el microhábitat que favorece la presencia de los HMA bajo su dosel (García-Sánchez, 2015).

8.1.1 Sitios de muestreo

El muestreo se realizó en dos localidades (Figura 3) (Sitio 1: Santiago de Anaya 20°23'31"N, 98°56'22" W, a una altitud de 2,024m snm (Figura 4); Sitio 2: 20°22'10"N 98°59'9" W, a una altitud de 1980m snm (Figura 5), ubicadas a 5

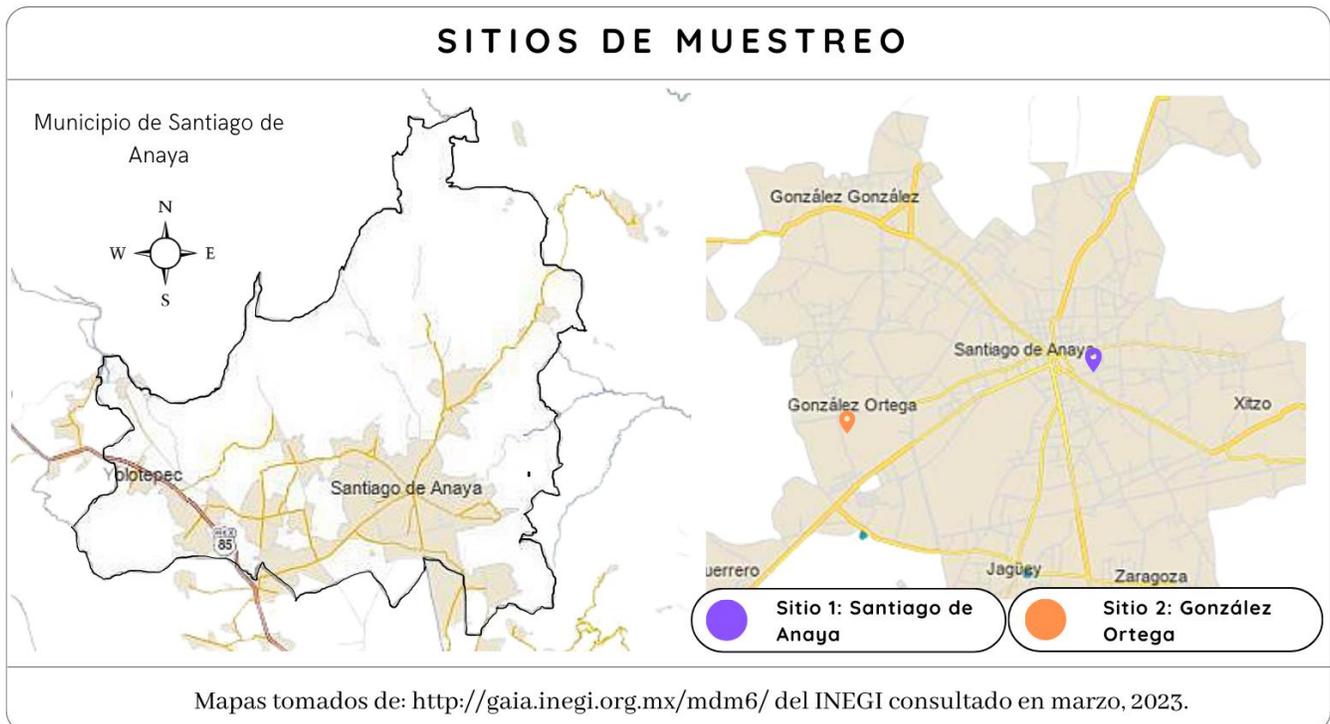


Figura 3. Áreas de muestreo en el municipio de Anaya en el Valle del Mezquital.

kilómetros aproximadamente de distancia entre sí dentro del Valle del Mezquital, Hidalgo, México.

Los muestreos se realizaron el día 16 de junio de 2022.

La flora de estas localidades se caracteriza por especies vegetales como agaves, palmares, mezquites y cactus. En lo que respecta a la hidrología se encuentran en la región hidrológica del Pánuco; en las cuencas del río Moctezuma; dentro de las subcuenca del río Actopan y el río Amajac. Los suelos que se pueden encontrar son Phaeozem, Leptosol, Cambisol y Calcisol, en general son suelos con escasa materia orgánica y deficiente en fósforo y potasio. Los terrenos se explotan en forma de temporal con poca producción agrícola (INEGI: 2000; INEGI, 2023).

Santiago de Anaya (Sitio1):



Figura 4. Santiago de Anaya, sitio de muestreo 1.

Sitio 2 (Figura 14):



Figura 5. González Ortega, sitio de muestreo 2.

Los siguientes datos de temperatura y humedad fueron recabados del sitio Weather Spark 2023, la estación meteorológica más cercana que se encuentra en la localidad de Cerritos a 1 hora de las zonas de muestreo.

Las temperaturas máximas diarias del mes de Junio 2022 se registraron en un rango de 26 °C a 24 °C y las temperaturas mínimas diarias se registraron en un rango de 14 °C a 16 °C. La siguiente gráfica (Figura 6) muestra una ilustración compacta de las temperaturas promedio por hora durante el trimestre centrado en junio. El eje horizontal es el día, el eje vertical es la hora y el color es la temperatura promedio para ese día y a esa hora.

La temperatura promedio del día 16 de Junio fue de 24°C.

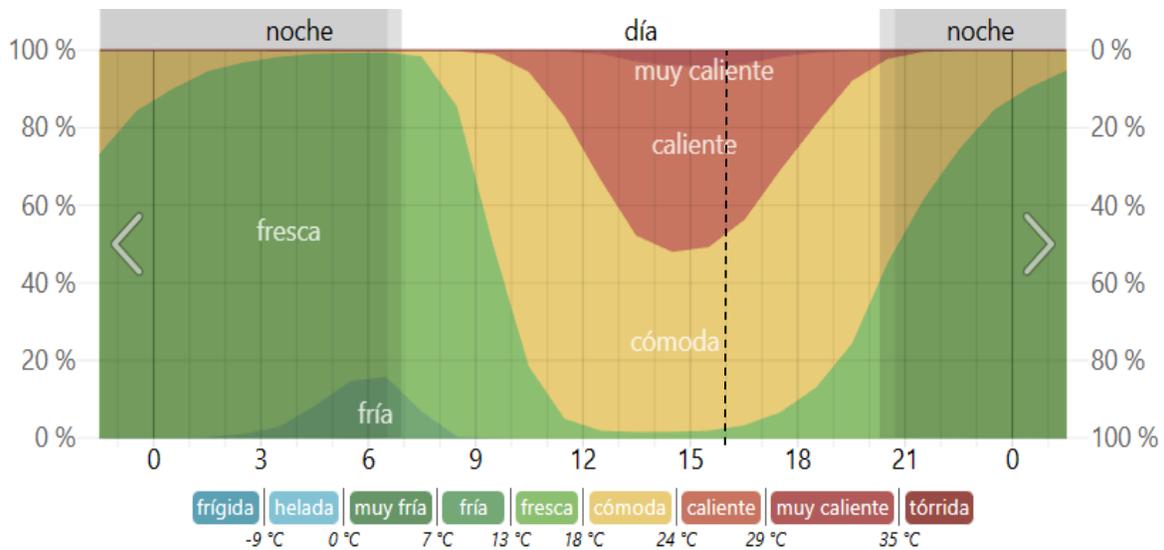


Figura 6. Temperatura promedio por hora del mes de junio del 2022, codificada por colores en bandas. Las áreas sombreadas superpuestas indican la noche y el crepúsculo civil, mientras que la línea punteada señala el día 16 de junio. Mapa tomado de: <https://es.weatherspark.com/compare/y/6108/Comparaci%C3%B3n-del-tiempo-promedio-en-Cerritos-de-Weather-Spark>, consultado en marzo del 2023.

La siguiente gráfica (Figura 7), al igual que la anterior, muestra una ilustración porcentual de la humedad promedio por hora durante el mes de junio, indicando un 0% de humedad el día de la recolección de muestras.

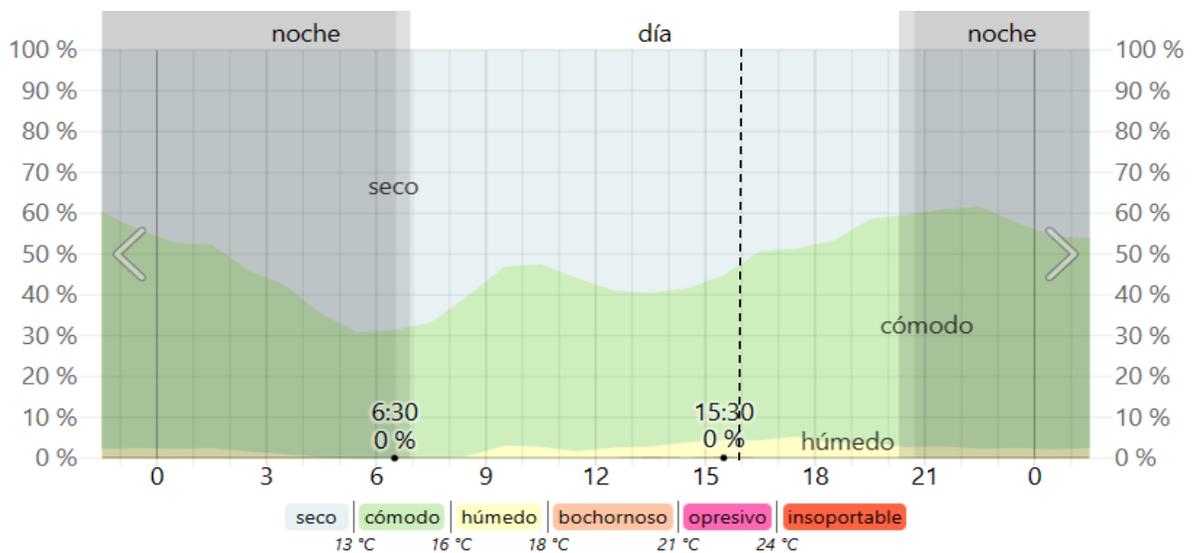


Figura 7. Porcentaje de tiempo del mes de junio del 2022, en varios niveles de comodidad de humedad, categorizado por el punto de rocío. La línea punteada señala el día 16 de junio. Mapa

tomado de: <https://es.weatherspark.com/compare/y/6108/Comparaci%C3%B3n-del-tiempo-promedio-en-Cerritos-de-Weather-Spark>, consultado en marzo del 2023.

8.2 Caracterización de la población de *Prosopis laevigata*

Para caracterizar a la población de mezquite, se midieron 5 árboles de mezquite por cada zona, en altura y cobertura de copa, con ayuda de flexómetros.

8.3 Toma de muestras para la evaluación de los HMA y propiedades físicas y químicas del suelo

En los mismos 5 árboles de mezquite que se midieron por zona, se realizó el muestreo de suelo rizosférico. En cada árbol se ubicaron los 4 puntos cardinales y en cada punto cardinal se tomó una muestra de suelo de 250 g aproximadamente a una profundidad de 15 cm, las cuatro muestras se colocaron en una bolsa ziploc para obtener una muestra compuesta. El suelo colectado y etiquetado, se colocó en una hielera a fin de transportarlas al laboratorio, donde se mantuvieron en refrigeración hasta su evaluación de los HMA y propiedades del suelo.

8.4 Trabajo en laboratorio

Las muestras compuestas se dividieron en partes iguales para el análisis de propiedades físicas y químicas del suelo, y para la evaluación de HMA en bolsas ziploc, con su correspondiente etiqueta. Ambas partes se secaron y se tamizaron. Las muestras para HMA se guardaron en el refrigerador, mientras que las muestras para análisis de suelo se colocaron en un estante a temperatura ambiente.

8.5 Extracción de esporas de HMA

Las esporas presentes en el suelo fueron extraídas a través de la técnica de tamizado húmedo, decantación y centrifugación en agua y sacarosa (Figura 8) modificada de Brundrett *et al.* (1996), la cual consiste en:

1. De cada muestra se pesaron 100g de suelo, previamente tamizado.

2. En un agitador mecánico se agregaron los 100g de suelo y se llenó con agua de la llave hasta un 70% de capacidad del vaso, y se licuó por 5 min.
3. En dos tamices, uno de 1000um y otro de 44um, se decantó la mezcla de agua y suelo 3 veces, llenando el vaso de agua al ras cada vez.
4. Se recuperó el suelo del tamiz de 44 μ , el cual se dividió en dos tubos para centrifuga.
5. Ambos tubos se calibraron al mismo peso para después colocarlos en la centrífuga por 5 min a 2500rpm.
6. Se desechó el sobrenadante y el botón de suelo se rompió con más agua.
7. En otros tubos para centrífuga se agregó sacarosa al 60%, a una capacidad mayor al 50% de cada tubo, para que en ellos se agregara el botón de suelo.
8. Con ambos tubos llenos se colocaron en la centrífuga a 1500rpm por 2 minutos.
9. Finalmente se recuperó el sobrenadante y se lavó cualquier residuo de la sacarosa que haya quedado en la muestra, y se colocó en una caja Petri con más agua.
10. Cada muestra se observó en un microscopio estereoscópico para su conteo y extracción de esporas.
11. Para recuperar las esporas se necesitaron agujas de disección y una pipeta Pasteur.



Figura 8. Extracción de esporas por el método de tamizado húmedo modificado de Brundrett *et al.* (1996) en las muestras de suelo de 10 árboles de mezquite en dos zonas áridas del Valle del Mezquital, Hidalgo. Realizado en el laboratorio de Ecología Vegetal del invernadero de la Facultad de Estudios Superiores, Zaragoza.

Una vez separadas las esporas, se procedió a realizar preparaciones fijas:

1. Se montaron las esporas en portaobjetos, con alcohol polivinílico (PVLG) y Reactivo de Melzer (el cual reacciona con los diferentes estratos de la pared de las esporas), se colocó un cubreobjetos y se aplicó una ligera presión para abrir las esporas.
2. Posteriormente se etiquetó el portaobjetos con la información de la muestra.
3. Finalmente se dejó secar las preparaciones en una estufa a 40°C, antes de ser observadas al microscopio óptico.

8.6 Determinación taxonómica de las esporas de HMA

A partir de los montajes de esporas se comenzó con su determinación taxonómica con base en sus características morfológicas como lo son la presencia o ausencia de hifa; número de capas de la pared, forma de las mismas; color, etc., se separaron en géneros y se revisaron los registros y características de la página electrónica del INVAM y de Schübler y Walker (2010).

8.7 Determinación de las propiedades físicas y químicas del suelo

Para estos análisis se siguieron las técnicas recomendadas por la NOM-021-SEMARNART (2000) con excepción de los análisis de densidad aparente, densidad real y espacio poroso %, donde se siguió la técnica recomendada por Guerra y Cruz (2014).

pH

- En un tubo de centrifuga se pesaron 10 g de suelo de cada muestra y se le agregaron 20 mL de agua.
- Posteriormente se agito manualmente durante 30 minutos y se dejó reposar 10 minutos.
- El medidor de pH se calibró con las soluciones reguladores pH 4.00 y 7.00, enjuagando con agua destilada los electrodos antes de iniciar las lecturas de las muestras.

- Se colocó el electrodo en la suspensión y se tomó la lectura del pH de las 10 muestras, así como la lectura de la temperatura.

Conductividad eléctrica

- Al igual que el pH, se pesaron 10 g de suelo de cada muestra y se le agregó 20 mL de agua en un tubo de centrifuga.
- Posteriormente se agito manualmente durante 30 minutos y se dejó reposar 24 hrs.
- El conductímetro se calibró con la solución reguladora de 1410 μ s, enjuagando con agua destilada los electrodos antes de iniciar las lecturas de las muestras (Figura 9).
- Se colocó el electrodo en la suspensión y se tomó la lectura de las 10 muestras del sobrenadante.
- Se realizó la conversión a dS/cm de cada resultado.



Figura 9. Análisis de Conductividad eléctrica con conductímetro en las muestras de suelo.

Densidad real

- Se agregó 5g de suelo seco a un matraz aforado de 25 mL vacío.
- A continuación, se agregó 20 mL de agua destilada.

- Se rotó el matraz lentamente hasta desaparecer el burbujeo y se dejó reposar entre 10 y 15 min (Figura 10).
- Posteriormente se aforó y se pesó el matraz.
- Se pesó el mismo matraz vacío, así como aforado con agua, para los cálculos.
- Se realizaron los cálculos correspondientes.

$$DR = \frac{S}{s + a - (S + A)}$$



Figura 10. Análisis de densidad real en matraces aforados en las muestras de suelo.

Densidad aparente

- Se pesó una probeta vacía de 10 mL.
- Se le agregó suelo seco hasta alcanzar el volumen de 10 mL.
- Se golpeó 10 veces la probeta sobre una franela, para después completar los 10 mL.

- Finalmente se pesó la probeta más suelo y se realizaron los cálculos correspondientes.

$$DA (g\ cm^{-3}) = \frac{\text{Peso probeta con suelo} - \text{Peso probeta vacía}}{\text{Volumen total}}$$

Espacio poroso %

- El espacio poroso se determinó a partir de los resultados de los análisis de densidad real y densidad aparente.

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

Materia orgánica, método de Walkley y Black (Figura 11)

- Se realizó un análisis a micro escala y se siguieron las recomendaciones de Guerra y Cruz (2014) para suelos con alto contenido de MO, ya que previamente se siguió el procedimiento de la NOM-201 y los valores que se obtuvieron fueron muy altos para suelos de una zona árida, por lo que se repitió con este método.
- Un día previo al análisis se elaboraron los reactivos.
- Se preparó
- Todo el material de laboratorio se lavó con agua purificada + agua destilada y con jabón extran (libre de fosfatos).
- En un mortero de porcelana se molió cada muestra, para después depositarlas en un frasco de vidrio para cada mezquite.
- Se agitó el frasco con suelo para homogenizar cada muestra, en seguida se pesó 0.1g de las muestras y se colocó en un matraz Erlenmeyer.
- A cada muestra se le agregó 5 mL de dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$), 10 mL de ácido sulfúrico concentrado (H_2SO_4), resbalándolo por las paredes del matraz.
- Cada matraz se agitó suavemente durante 1 min y se dejó reposar por 30min.

- Posteriormente se añadieron 100 mL de agua destilada y 5 mL de ácido fosfórico (H_3PO_4) a cada matraz.
- Se adicionaron 10 gotas del indicador de difenilamina.
- Finalmente se tituló con la disolución de sulfato ferroso gota a gota, hasta un punto final verde claro.
- Se realizaron los cálculos correspondientes.

$$MO = \frac{ml \text{ de } K_2Cr_2O_7 - (ml \text{ de } FeSO_4 \times N \times FC)}{g \text{ de la muestra}} \times 0.69$$



Figura 11. Análisis de materia orgánica por el método de Walkley y Black.

Fósforo aprovechable para suelos neutros y alcalinos, Olsen y colaboradores

- Un día previo al análisis se elaboró la solución extractora y la solución patrón de fósforo. El día de la determinación de fósforo se elaboraron la solución de molibdato de amonio y la solución reductora con ácido ascórbico.

- Todo el material de laboratorio se lavó con agua purificada + agua destilada y con jabón extran.

Curva patrón

- Se preparó una curva de calibración con patrones de 0, 0.1, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0 mg (0,1,2,4,6,8,10 mL) L-1 de P (Figura 12).
- Se adicionaron 5 mL de la solución extractora de NaHCO_3 0.5 M.
- Se agregó aproximadamente 40 mL de agua destilada y se adicionaron 5 mL de la solución reductora con ácido ascórbico, finalmente se aforó con agua destilada.
- Se agitó cada matraz para después de 30 minutos leer las muestras a 882nm.



Figura 12. Curva patrón para el análisis de fósforo aprovechable en el suelo, mediante la técnica de Olsen y colaboradores.

Muestras

- Se pesaron 2.5 g de suelo previamente tamizado por malla de 2 mm y se colocaron en tubos de polietileno por cada muestra.
- Se adicionaron 50 mL de la solución extractora a cada tubo y se agitaron agitador de acción recíproca durante 30 min. a 180 oscilaciones por minuto.
- Al terminar la agitación se filtraron inmediatamente a través de papel filtro Whatman No. 40 (Figura 13).
- Se prepararon los blancos a partir de alícuotas de la solución extractora y adicionando todos los reactivos como en las muestras.
- Se tomó una alícuota de 5 mL del filtrado y se colocó en un matraz aforado de 50 mL.
- Se agregó 5 mL de la solución reductora, se agitó y se aforó (Figura 14).
- Después de 30 min, una longitud de onda 882 nm, se hicieron las lecturas de cada muestra.
- Con la curva de calibración se realizan los cálculos correspondientes del análisis.

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



Figura 13. Extracción y filtración de las muestras de suelo para el análisis de fósforo aprovechable.



Figura 14. Análisis de fósforo aprovechable en las muestras de suelo.

8.8 Análisis de componentes principales

Los datos correspondientes a las variables de abundancia, riqueza, dominancia, diversidad y equitatividad de esporas de HMA, así como las propiedades medidas del suelo se analizaron mediante un análisis de componentes principales en el programa NCSS 2022.

9. Resultados

9.1 Caracterización de los árboles de *Prosopis laevigata*

El árbol con mayor altura (4.5 m) y mayor cobertura (63.84 m^2) fue el mezquite 9 del sitio 2 González Ortega, mientras que el árbol con menor altura (1.6 m) y menor cobertura (4.508 m^2) fue el mezquite 1 del sitio 1 Santiago de Anaya.

El promedio de altura en Santiago de Anaya es de 2.71m y el promedio de cobertura de 26.0554 m^2 ; mientras que en González Ortega el promedio de altura es de 2.776m y un promedio de cobertura de 28.6382 m^2 (Figura 15).

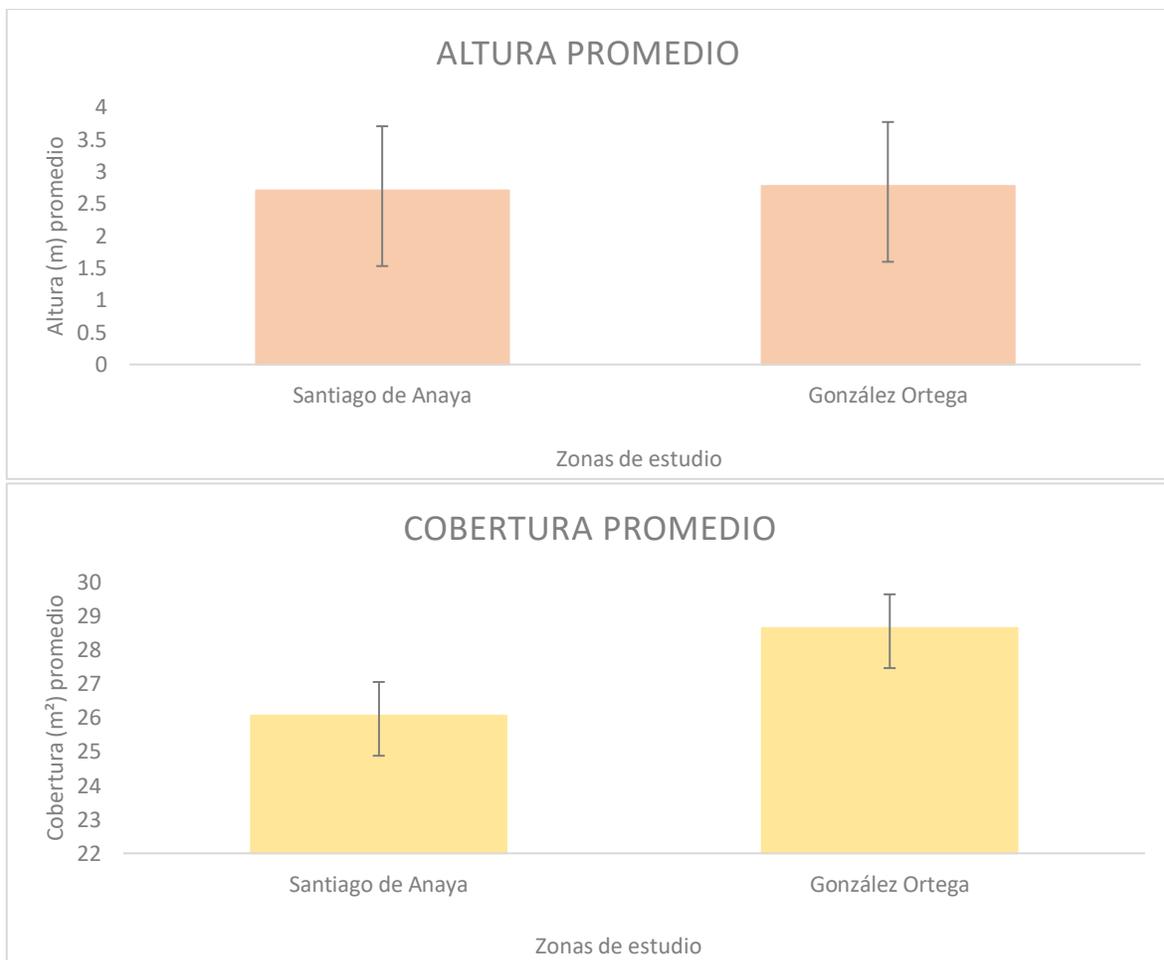


Figura 15. Altura (m) y cobertura (m^2) promedio de los 10 árboles de *Prosopis laevigata* de Santiago de Anaya y González Ortega.

Los árboles de mezquite 3, 4, 5 de Santiago de Anaya y los árboles 7 y 9 de González Ortega, sobrepasaron los 3 metros de altura.

Al igual que en la altura, los árboles de mezquite 3, 4, 5 de Santiago de Anaya y los árboles 7 y 9 de González Ortega sobrepasaron los 30 m² de cobertura.

En promedio los árboles de mezquite de González Ortega tienen los datos mayores de altura y cobertura.

9.2 Evaluación de riqueza y diversidad de HMA asociados a *Prosopis laevigata*

- Abundancia

El promedio de abundancia de esporas de HMA asociados a *P. laevigata* en Santiago de Anaya es de 257.2 en 100 g de suelo y en González Ortega de 347 en 100 g de suelo. No presenta diferencias significativas (Figura 16).

Las islas de recursos de los mezquites 9 y 10 de González Ortega fueron los que presentaron mayor abundancia de esporas de HMA, sobrepasando las 250 esporas en 100 g de suelo rizosférico.

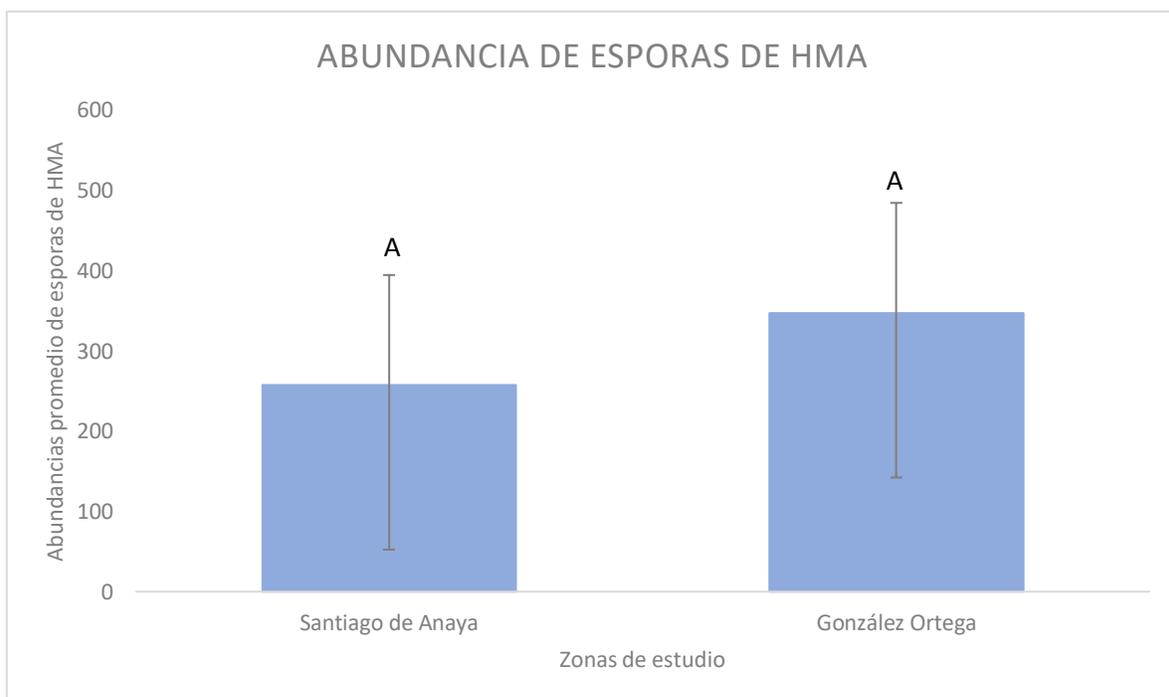


Figura 16. Abundancia de esporas de HMA en los 10 árboles de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega.

Kruskall - Wallis H= 2.28 P= 0.13

Riqueza

El promedio de riqueza de esporas de HMA en Santiago de Anaya es de 4.5 y en González Ortega es de 5.8. No presenta diferencias significativas (Figura 17).

Las islas de recursos de los mezquites 1,9 y 10 fueron los que presentaron mayor riqueza de esporas de HMA (<7) en su rizosfera, en comparación a las demás islas de recursos evaluadas.

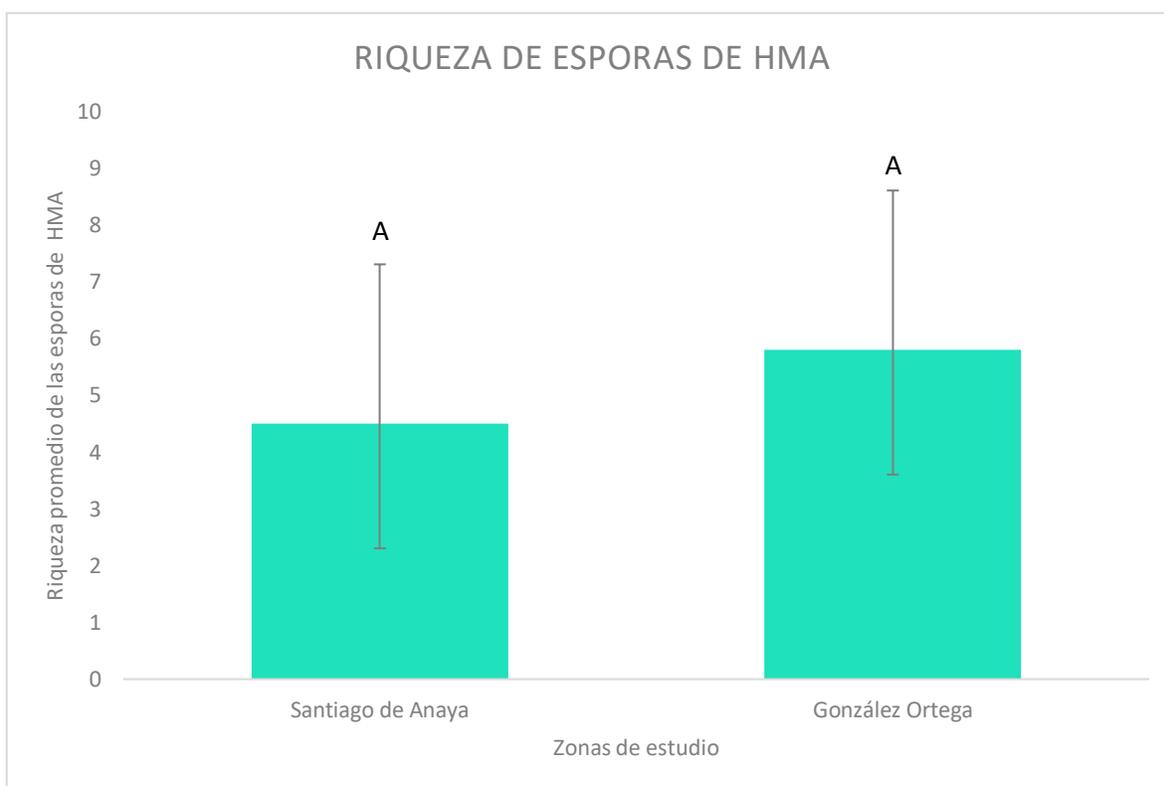


Figura 17. Riqueza de esporas de HMA en los 10 árboles de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega.

Kruskall - Wallis $H=2.77$ $P=0.09$

- Diversidad

El promedio de diversidad de esporas de HMA asociados a *P. laevigata* en Santiago de Anaya es de 1.09 y en González Ortega de 1.26. No presentan diferencias significativas (Figura 18).

Las islas de recursos de los mezquites 8 y 10 de González Ortega fueron los que sobresalen con un mayor índice de Shannon de esporas de HMA (<1.4) en su rizosfera, en comparación a las demás islas de recursos evaluadas.

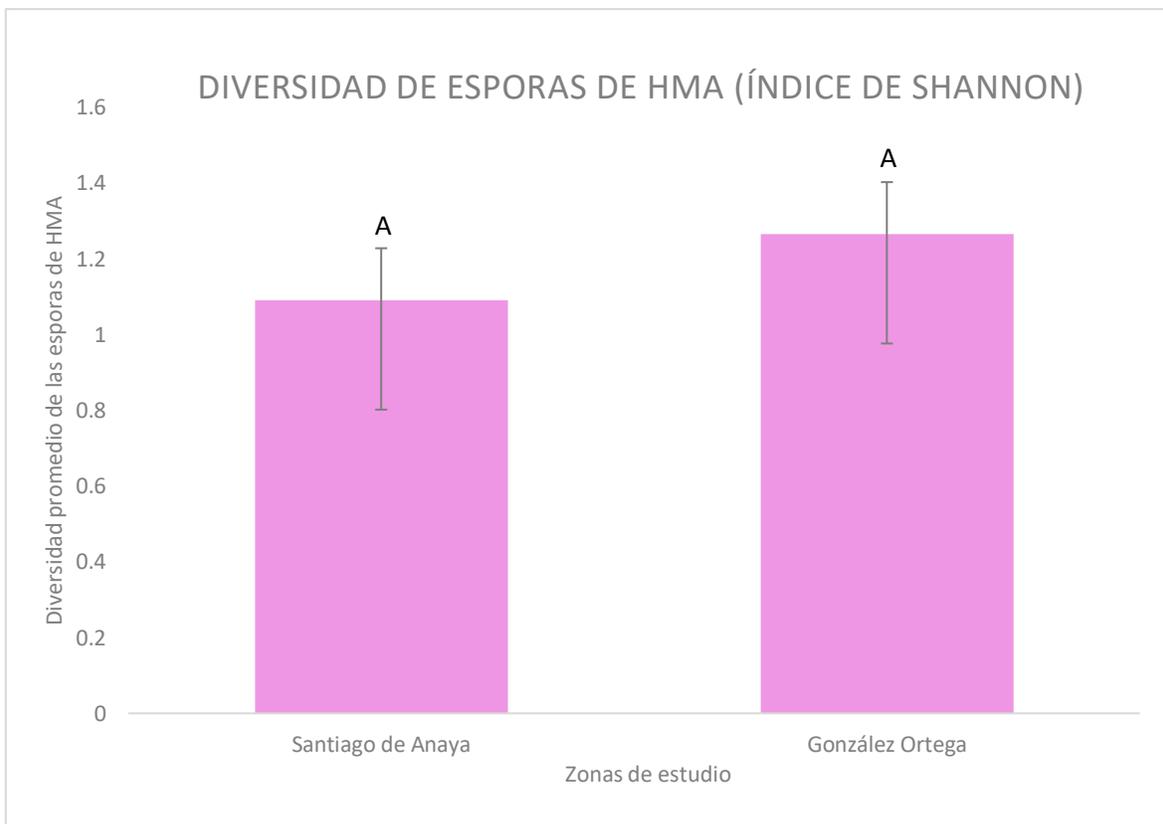


Figura 18. Índice de diversidad de Shannon de esporas de HMA en los 10 árboles de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega.

Kruskall - Wallis H=3.57 P=0.05

- Dominancia

El promedio de dominancia de las esporas de HMA asociados a *P. laevigata* en Santiago de Anaya es de 0.38, mientras que en González Ortega presentó un promedio de 0.34. No presentan diferencias significativas (Figura 19).

Las islas de recursos de los mezquites 5 y 7 fueron los que presentaron una mayor dominancia de esporas de HMA (<0.4) en su rizosfera, en comparación a las demás islas de recursos evaluadas.

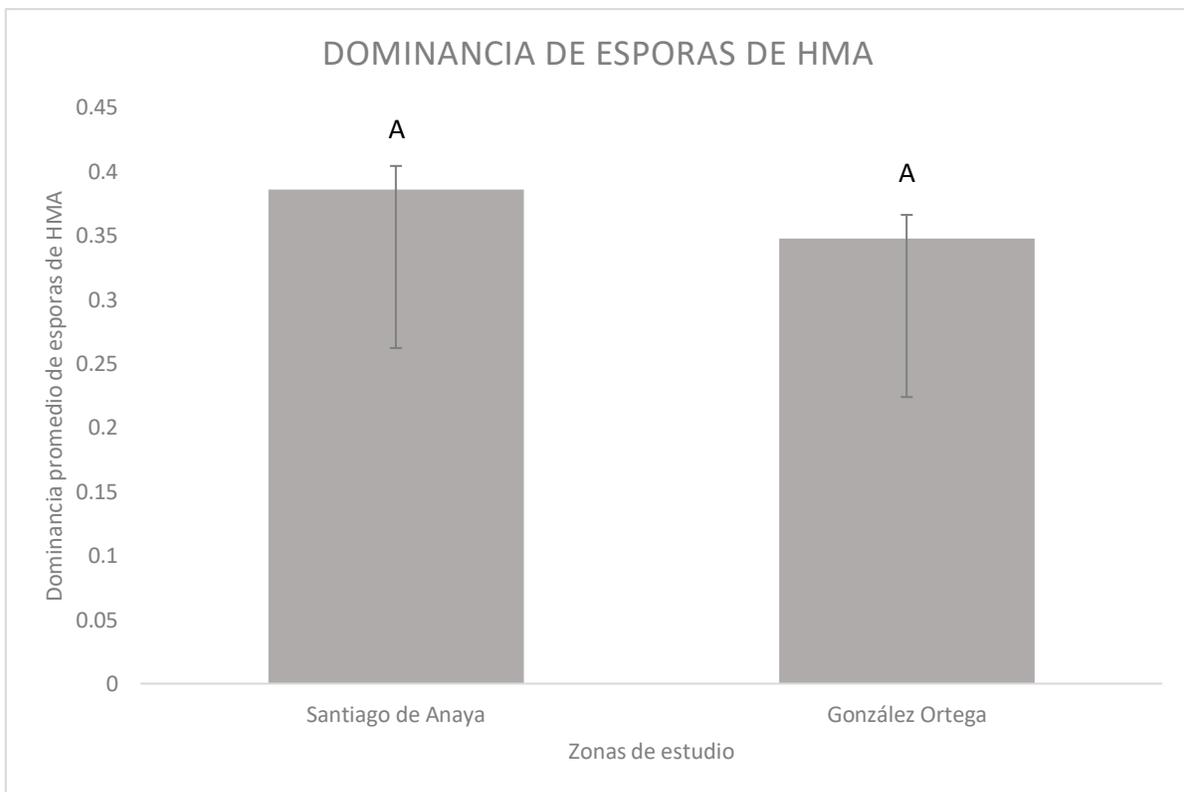


Figura 19. Dominancia de esporas de HMA en los 10 árboles de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega.

Kruskall - Wallis $H=4.80$ $P=0.02$

- Equitatividad

El promedio de equitatividad de las esporas de HMA asociados a *P. laevigata* en Santiago de Anaya es de 0.82, mientras que González Ortega presentó un promedio de 0.76. No presentan diferencias significativas (Figura 20).

Las islas de recursos de los mezquites 4, 5 y 8 fueron los que presentaron mayor equitatividad de esporas de HMA (<0.87) en su rizosfera, en comparación a las demás islas de recursos evaluadas.

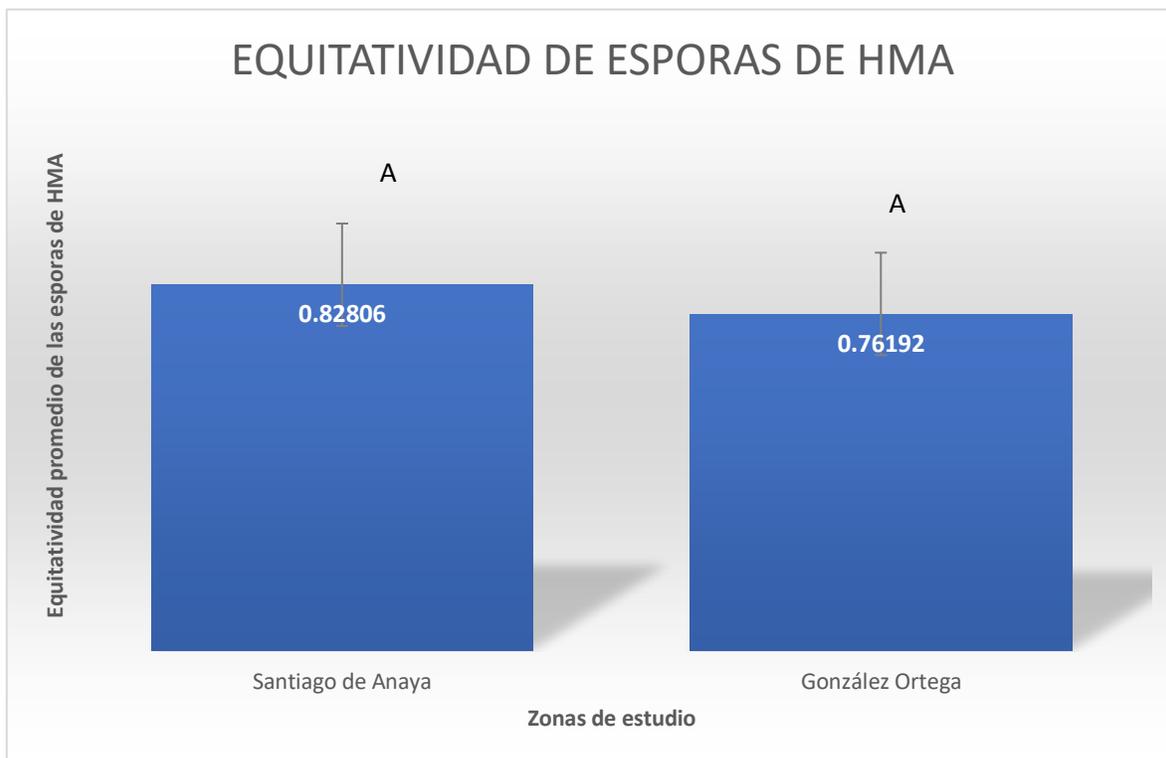


Figura 20. Equitatividad de esporas de HMA en los 10 árboles de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega.

Kruskall - Wallis H=2.52 P=0.11

9.3 Identificación de las esporas de HMA asociados a *Prosopis laevigata*

Se identificaron cuatro familias (Cuadro 1): Glomeraceae (7 especies), Entrophosporaceae (2 especies), Diversisporaceae (2 especies) y Acaulosporaceae (2 especies), de las cuales se determinaron 13 morfoespecies de esporas de HMA (Cuadro 2).

Se obtuvo un conteo total de 3021 esporas de ambos sitios; en Santiago de Anaya se encontraron 1284 y 1737 en González Ortega. Por cada 100 g de suelo rizosférico de cada mezquite se obtuvo un promedio de 151.1 esporas.

Respecto a las abundancias de individuos de cada familia el valor más alto lo obtuvo Glomeraceae con el 60.6%, seguido de Entrophosporaceae 34.9%, Diversisporaceae 4.4% y Acaulosporaceae con el 0.1%.

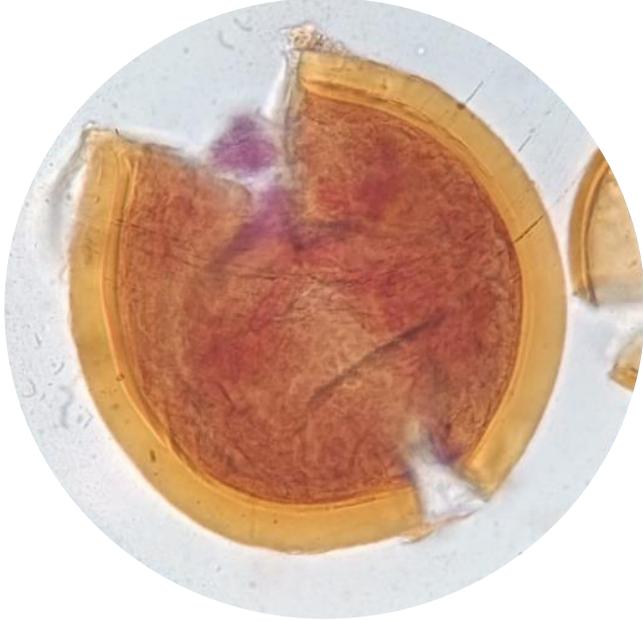
FAMILIA	ESPECIE	Santiago de Anaya	González Ortega
Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i> afín <i>mellea</i>	X	-
	<i>Acaulospora</i> sp	X	-
Diversisporaceae	<i>Diversispora clara</i>	X	X
	<i>Diversispora</i> sp	X	X
Entrophosporaceae	<i>Claroideoglopus etunicatum</i>	X	X
	<i>Entrophospora infrequens</i>	X	X
Glomeraceae	<i>Dominikia</i> afín <i>disticha</i>	-	X
	<i>Funneliformis halonatus</i>	X	X
	<i>Funneliformis mosseae</i>	X	X
	<i>Glomus macrocarpum</i>	X	-
	<i>Rhizophagus aggregatus</i>	-	X
	<i>Septoglopus constrictum</i>	X	X
	<i>Septoglopus mexicanum</i>	X	X

Cuadro 1. Familias y especies de HMA identificados en las islas de recursos de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega.

Las morfoespecies con mayor abundancia de esporas son *Claroideoglopus etunicatum* (937 esporas), *Septoglopus constrictum* (810 esporas) y *Septoglopus mexicanum* (831 esporas). Las 3 especies se encontraron en las 10 islas de recursos de ambos sitios.

La morfoespecie con menor abundancia de esporas fue *Acaulospora* sp con dos individuos encontrados únicamente en la muestra 1 de Santiago de Anaya.

Morfoespecie HMA	Número de esporas	
<i>Acaulospora</i> afín <i>mellea</i>	3	 <p data-bbox="672 1136 927 1169"><i>Fotografía a 100x</i></p>
<p data-bbox="272 1213 1490 1310">Descripción en laboratorio: Esporas de color amarillo de 130µm. Constituida por 3 capas L1 (evanescente), L2 (laminada), L3 (interna, permanente). No presenta ornamentación ni hifa. Presenta cicatriz</p>		
<p data-bbox="256 1434 1511 1497">Esta especie contiene tres capas (L1, L2 y L3), la exterior es continua con la pared del cuello del sáculo esporífero original y la última se sintetiza con el desarrollo de la espora.</p> <p data-bbox="240 1539 1528 1602">Se encuentran dos paredes internas hialinas flexibles (gw1 y gw2) que se separan fácilmente entre sí y de la pared de la espora.</p> <p data-bbox="248 1644 1520 1707">La cicatriz indica la región de contacto entre la espora y el cuello del sáculo durante la síntesis de espora.</p> <p data-bbox="786 1749 980 1782">(INVAM, 2023)</p>		

<p><i>Acaulospora</i> sp</p>	<p>2</p>	 <p>Fotografía a 100x.</p>
------------------------------	----------	--

Descripción en laboratorio: Espora de color amarillo pardo de 156µm. Constituida por 4 capas L1 (evanescente), L2 y L3 (laminada), L4 (hialina, reacciona a Melzer, tiene cicatriz). No presenta ornamentación. Presenta hifa.

La característica más importante para distinguir *Acaulospora* es el tipo de desarrollo de esporas, llamado acaulosporoide, en el que las glomerosporas se desarrollan a través de la transferencia del contenido del sáculo esporífero, que está conectado a una hifa.

Están constituidas principalmente de 3 capas y algunas pueden presentar ornamentación. También se observa una capa germinal granular con una superficie "con cuentas", que reacciona al reactivo de Melzer, en las esporas.

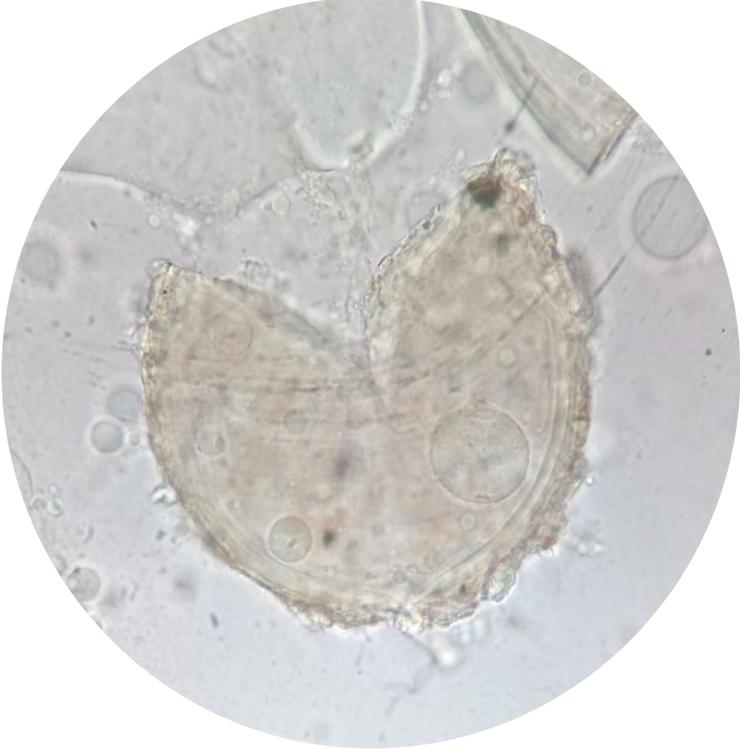
Este género de esporas forma una simbiosis obligatoria con aproximadamente el 80% de las plantas terrestres.

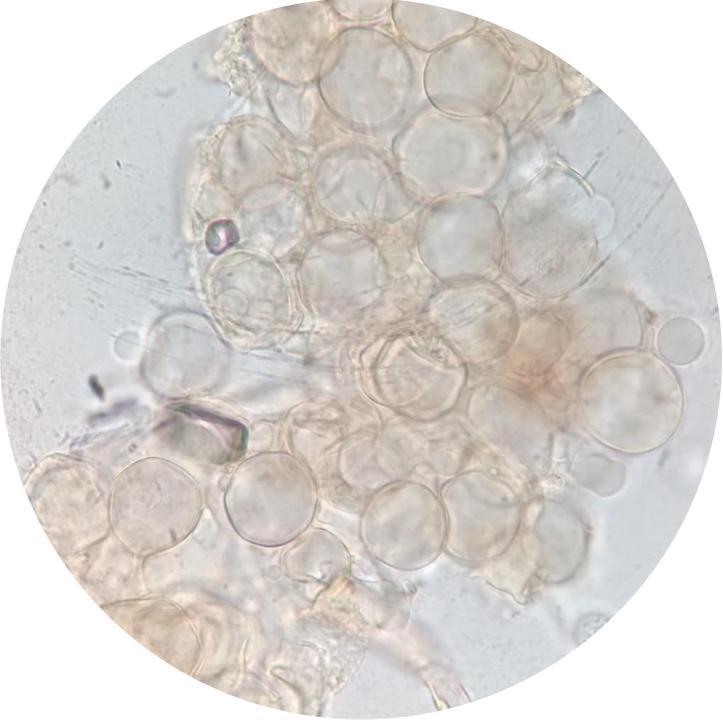
(da Silva, 2022)

--	--	--

<p><i>Claroideoglossum etunicatum</i></p>	<p>937</p>	 <p>Fotografía a 100x.</p>
<p>Descripción en laboratorio: Espora de color amarillo blanquecino de 116.6µm. Constituida por 2 capas 2 ; L1 (evanescente), L2 (laminada). No presenta ornamentación. Presenta hifa transparente.</p>		
<p>Consta de dos capas (L1 y L2) que se diferencian consecutivamente a medida que se desarrollan las esporas.</p> <p>La hifa es cilíndrica a ligeramente acampanada. Constituida por dos capas (L1 y L2) continuas con las dos capas de la pared de la espora.</p> <p>Las esporas jóvenes son blancas, cambiando a un color bronceado a medida que la capa laminada de la pared de la espora se espesa y finalmente al estado maduro.</p> <p>Esta especie es una de las más comunes encontradas en todo el mundo.</p> <p>(INVAM, 2023)</p>		

<p><i>Diversispora clara</i></p>	<p>124</p>	 <p><i>Fotografía a 100x.</i></p>
<p>Descripción en laboratorio: Espora de color blanco/translucido de 110µm. Constituida por 3 capas 3 ; L1 (evanescente), L2 laminada y L3 semiflexible (hialina). No presenta ornamentación. Presenta hifa transparente delgada.</p>		
<p>Consta de 3 capas (L1, L2, y L3). L1 es evanescente y, por lo tanto, a menudo ausente en esporas maduras. Su hifa es subyacente cilíndrica que surge directamente a cierta distancia de la base.</p> <p>Estas esporas son formadas individualmente en suelos de rizosfera, terminalmente sobre hifas subyacentes, globosas a subglobosas, de una sola pared.</p> <p>La capa L1 o L2, (o ambos) pueden reaccionar al reactivo de Melzer</p> <p>(Estrada <i>et al.</i>, 2012)</p>		

<p><i>Diversispora</i> sp</p>	<p>10</p>	 <p>Fotografía a 100x.</p>
<p>Descripción en laboratorio: Espora de color blanco/translucido de 113µm. Constituida por 3 capas 3 ; L1 (evanescente), L2 (laminada), L3 (hialina).Presenta ornamentación con chipotes. Presenta hifa.</p>		
<p>Todas las especies de este género tienen un fenotipo de pared de esporas algo inusual en el sentido que la capa laminada no es rígida sino que tiende a aplanarse un poco bajo presión y , por lo tanto, puede variar en grosor (INVAM, 2023).</p> <p style="text-align: center;">Esporas con tres capas (L1, L2 Y L3)</p> <p>Las esporas se forman individualmente, en pequeños racimos abiertos o en grandes racimos de múltiples esporas o esporocarpos donde las esporas no están organizadas.</p> <p>La hifa es generalmente recto, cilíndrico, a veces específico de la especie constreñido, a menudo la unión de las hifas parece insertada en la pared de la espora.</p> <p style="text-align: center;">(Oehl <i>et al.</i>, 2011)</p>		

<p><i>Dominikia</i> afín <i>disticha</i></p>	<p>104</p>	 <p>Fotografía a 100x</p>
--	------------	---

Descripción en laboratorio: Espora de color blanco/amarillento pastel de 21.6µm. Constituida por 3 capas 3 ; L1 (evanescente/hialina), L2 (laminada), L3(hialina/flexible). No presenta ornamentación. Presenta hifa transparente. Reacciona en Melzer.

Esporas formadas en el suelo en racimos sueltos o compactos con hasta 79 esporas.

La pared consta de tres capas hialinas (L1, L2 y L3). En el reactivo de Melzer, solo la capa 1 se tiñe. La capa 1 se encuentra generalmente muy deteriorada, o parcial o completamente mudada en esporas maduras.

La hifa es hialina, recta o recurvada, cilíndrica en forma de embudo se ancha en la base de la espora.

(Blaszkowski *et al.*, 2015)

<p><i>Entrophospora infrequens</i></p>	<p>113</p>	 <p>Fotografía a 100x</p>
--	------------	---

Descripción en laboratorio: Espora de color pardo anaranjado oscuro de 113µm. Constituida por 4 capas ; L1 (evanescente), L2 (dentado), L3 (interna, permanente) y L4 (hialina). Presenta ornamentación dentada. Presencia de hifa oscura en la base y transparente a lo largo. Presenta cicatriz.

Constituida por 4 capas (L1, L2, L3, y L4), las tres primeras son continuas con la pared del cuello del sáculo esporífero progenitor. Todas las capas se forman secuencialmente durante la diferenciación de la pared de esporas.

Dos cicatrices circulares a ovoides que indican la región de contacto entre la espora y el cuello del sáculo durante la síntesis de la espora; consiste en espinas apretadas alrededor.

En las esporas de edad intermedia, las espinas de L3 de la pared de la espora están incrustadas en la matriz de L2. Sin embargo, L2 se degrada con el tiempo, dejando las espinas expuestas.

(INVAM, 2023)

<p><i>Funneliformis halonatus</i></p>	<p>39</p>	 <p>Fotografía a 100x.</p>
---------------------------------------	-----------	--

Descripción en laboratorio: Espora de color amarillo/pardo de 110µm. Constituida por 3 capas ; L1 (evanescente), L2 (laminada), L3 (hialina). No presenta ornamentación. Presencia de hifa amarillenta con canal pequeño.

Consta de una pared externa poco separable y una pared interna equinulada.

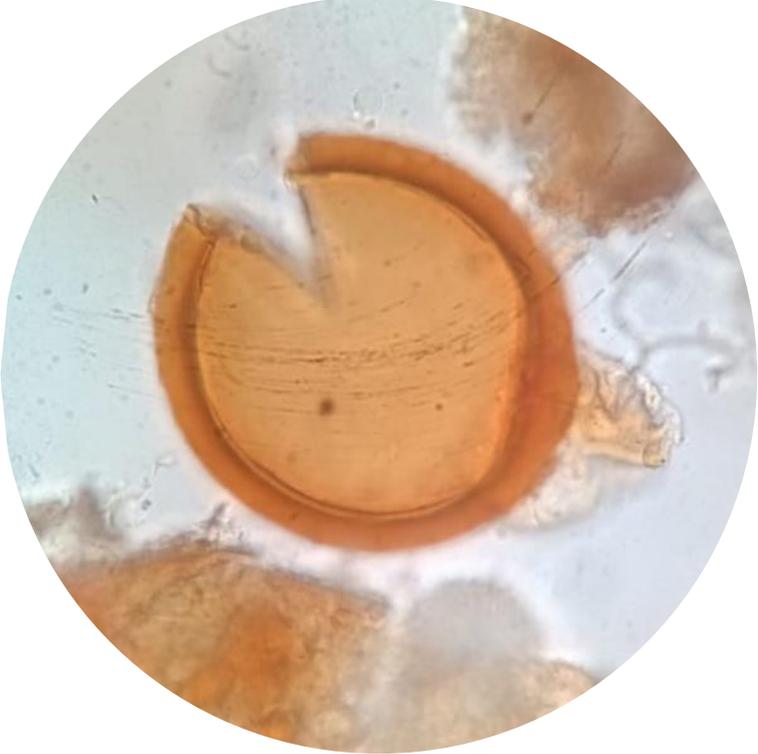
En la pared externa se puede observar un manto de hifas que encierra parcial o totalmente la espora y una hifa subyacente que normalmente se curva a lo largo de la superficie de la espora.

Las esporas son cianófilas pero no reaccionan de manera distintiva al reactivo de Melzer.

El efecto de halo es creado por la pared exterior en luz transmitida en la selección transversal óptica. Las estrías radiales en la pared externa parecen extenderse desde las espinas en la pared interna y pueden verse claramente solo en algunas esporas.

(Rose y Trappe, 1980)

<p><i>Funneliformis mosseae</i></p>	<p>33</p>	 <p><i>Fotografía a 100x.</i></p>
<p>Descripción en laboratorio: Espora de color anaranjado pardo translucido de 143µm. Constituida por 3 capas ; L1 (evanescente), L2 (laminada), L3 (hialina). No presenta ornamentación. Presenta hifa del mismo color que la espora.</p>		
<p>Constituida por 3 capas (L1, L2 y L3), que se forman consecutivamente a medida que se diferencia la pared de esporas. Los dos exteriores a menudo se desprenden en diversos grados en esporas maduras o más viejas.</p> <p>La pared hifal consta de dos capas, la externa continua con L1 y la interna continua con L3 de la pared de la espora.</p> <p>En la oclusión se forma un tabique recurvado.</p> <p>(INVAM, 2023)</p>		

<p><i>Glomus macrocarpum</i></p>	<p>3</p>	 <p><i>Fotografía a 100x</i></p>
<p>Descripción en laboratorio: Espora de color pardo anaranjado de 96µm. Constituida por 2 capas ; L1 (evanescente), L2 (laminada). No presenta ornamentación. Presenta hifa gruesa unida por un canal estrecho.</p>		
<p>Esporas clamidosporoides originadas en los extremos de hifas generativas, subglobosas, con rútuas en el interior.</p> <p>La capa L1 consta de gránulos o escalas en pequeños grupos hialinos.</p> <p>La zona de unión entre la espora y la hifa es más o menos aplanada. La gleba está formada por hifas de 10-30 µm de anchura, de paredes finas, con ramificación dicótoma.</p> <p>(Menéndez-Valderrey, 2012)</p>		

<p><i>Rizhophagus aggregatus</i></p>	<p>12</p>	 <p>Fotografía a 100x.</p>
--	-----------	--

Descripción en laboratorio: Espora de color amarillo claro transparente de 36.6µm. Constituida por 3 capas; L1 (evanescente/hialina), L2 (laminada), L3(hialina/flexible). No reacciona a Melzer. No presenta ornamentación. Presenta hifa gruesa, del mismo color de la espora.

Se forman solos o en esporocarpos, y libremente en el suelo o en raíces colonizadas.

Los esporocarpos, cuando se forman, son racimos sueltos sin peridio.

Las hifas subyacentes suelen ser simples, pero en ocasiones dobles, rectas o ensanchadas o constreñidas, a veces recurvadas en el punto de unión.

(INVAM, 2023)

<p><i>Septoglomus constrictum</i></p>	<p>810</p>	 <p><i>Fotografía a 40x.</i></p>
---------------------------------------	------------	--

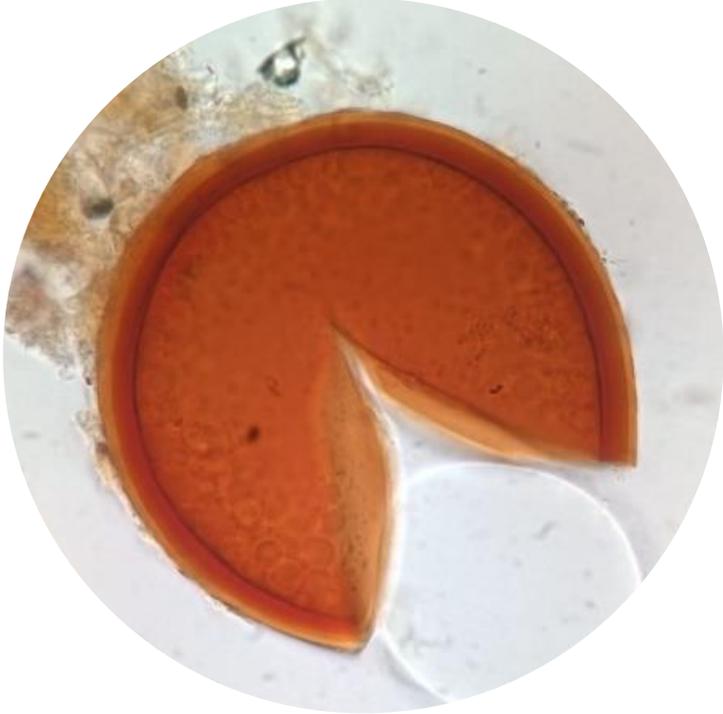
Descripción en laboratorio: Esporas de color pardo rojizo de 200µm. Constituida por 2 capas ; L1 (evanescente), L2 (laminada). No presenta ornamentación. Presenta hifa.

Consta de 2 capas (L1 y L2), con la capa externa adherida hasta que se degrada y se desprende. L1 no reacciona con el reactivo de Melzer. En las esporas envejecidas, esta capa suele faltar, excepto quizás en la base, en la región de la hifa subyacente. L2 es continua con la capa interna de una hifa subyacente persistente.

La hifa es cilíndrica a constreñida, ocasionalmente ligeramente acampanada. Constituida por dos capas (L1 y L2) que son continuas con las dos capas de la pared de esporas.

La oclusión que presenta varía desde un tapón hasta un tabique.

(INVAM, 2023)

<p><i>Septoglo mus mexicanum</i></p>	<p>831</p>	 <p>Fotografía a 100x.</p>
<p>Descripción en laboratorio: Espora de color pardo rojizo de 136.6µm. Constituida por 4 capas ; L1 (evanescente), L2 y L3 (laminada), L4 (Interna, permanente). No presenta ornamentación. Presencia de hifa de dos tonalidades.</p>		
<p><i>Septoglo mus mexicanum</i> se caracteriza por formar esporas globosas de (154.5–) 202.8(–228.9) µm de diámetro y una pared de esporas que consta de cuatro capas (L1, L2, L3 y L4).</p> <p>Ninguna de las capas de la pared de esporas se mancha con el reactivo de Melzer.</p> <p>La hifa subtendente tiene un color de amarillento a dorado y presenta un tabique sobre la base de las esporas.</p> <p><i>Septoglo mus mexicanum</i> se puede distinguir de todas las demás especies de <i>Septoglo mus</i> por el tamaño y el color de las esporas, por la estructura de la pared de las esporas (cuatro capas) y por el cambio de color de la hifa subtendente.</p> <p>(Chimal-Sánchez <i>et al.</i>, 2020)</p>		

Cuadro 2. Morfoespecies identificadas de HMA en 10 muestras de suelo rizosférico de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega.

En ambas zonas se encontraron las siguientes morfoespecies de HMA: *Claroideoglopus etunicatum*, *Diversispora clara*, *Diversispora* sp, *Entrophospora infrequens*, *Funneliformis halonatus*, *Funneliformis mosseae*, *Septoglopus constrictum* y *Septoglopus mexicanum*.

En los suelos de Santiago de Anaya se encontraron 11 morfoespecies, de las cuales 3 solo se encontraron en estos suelos (*Acaulospora* afín *mellea*, *Acaulospora* sp y *Glomus macrocarpum*), mientras que en González Ortega se encontraron 10 morfoespecies de las cuales solo 2 se encontraron en estos suelos (*Dominikia* afín *disticha* y *Rhizophagus aggregatus*).

Claroideoglopus etunicatum, *Septoglopus constrictum* y *Septoglopus mexicanum* fueron las morfoespecies con mayor frecuencia (<100) en las 10 islas de recursos de *Prosopis laevigata* (Figura 21), donde *Claroideoglopus etunicatum* tuvo una mayor abundancia en Santiago de Anaya, mientras que, *Septoglopus mexicanum* y *Septoglopus constrictum* tuvieron una mayor abundancia en González Ortega. *Diversispora clara*, *Entrophospora infrequens* y *Funneliformis halonatus* también se encontraron en ambos sitios de estudio pero con una menor frecuencia (>50), pues no se encontraron en todas las islas de recursos de *Prosopis laevigata*. Así mismo, *Funneliformis mosseae* y *Diversispora* sp se presentaron en ambos sitios y obtuvieron una frecuencia aún menor que las morfoespecies anteriores.

La frecuencia de las demás morfoespecies es menos notoria en el Clustered Heat Map ya que sólo se encontraron en un solo mezquite: *Acaulospora* sp y *Glomus macrocarpum* en el mezquite 1 de Santiago de Anaya, mientras que *Dominikia* afín *disticha* en el mezquite 9 y *Rhizophagus aggregatus* en el mezquite 10, ambos en González Ortega.

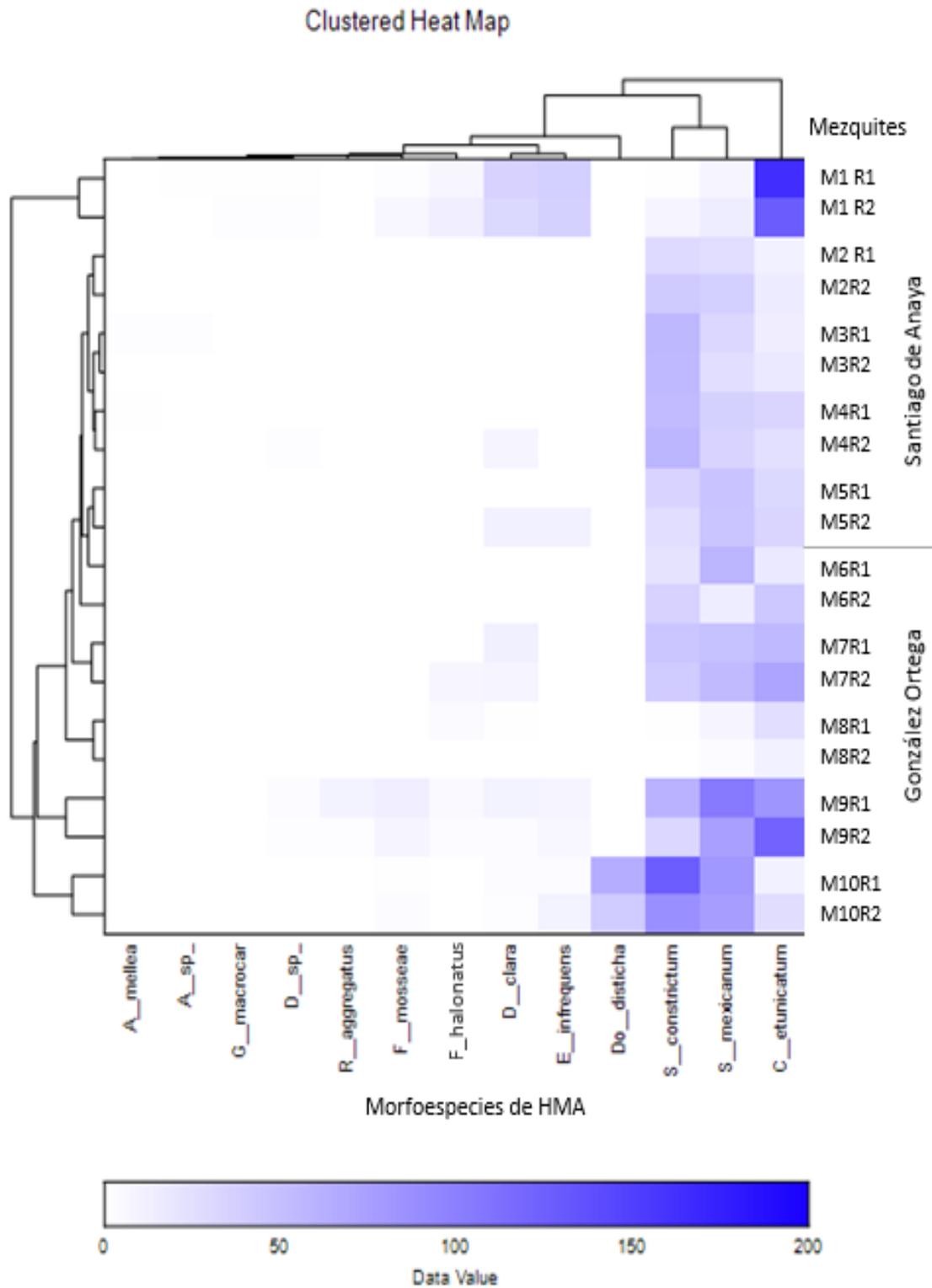


Figura 21. Clustered Heat Map de la frecuencia de las morfoespecies de HMA encontrados en el suelo rizosférico de los árboles de *Prosopis laevigata*.

La morfoespecie de esporas de HMA que predominó en los suelos rizosféricos de los árboles de mezquite en Santiago de Anaya fue *Claroideoglopus etunicatum* (37%), seguida de *Septoglopus constrictum* (26%) y *Septoglopus mexicanum* (23%) (Figura 22). Las otras ocho morfoespecies restantes representan el 16% de abundancia de esporas de HMA en los suelos rizosféricos de los árboles de mezquite de Santiago de Anaya.

La morfoespecie de esporas de HMA que predominó en los suelos rizosféricos de los árboles de mezquite en González Ortega fue *Septoglopus mexicanum* (31%), *Septoglopus constrictum* (27%) y *Claroideoglopus etunicatum* (26.68%) (Figura 24). Las otras siete morfoespecies restantes representan el 15.32% de abundancia de esporas de HMA en los suelos rizosféricos de los árboles de mezquite de González Ortega.

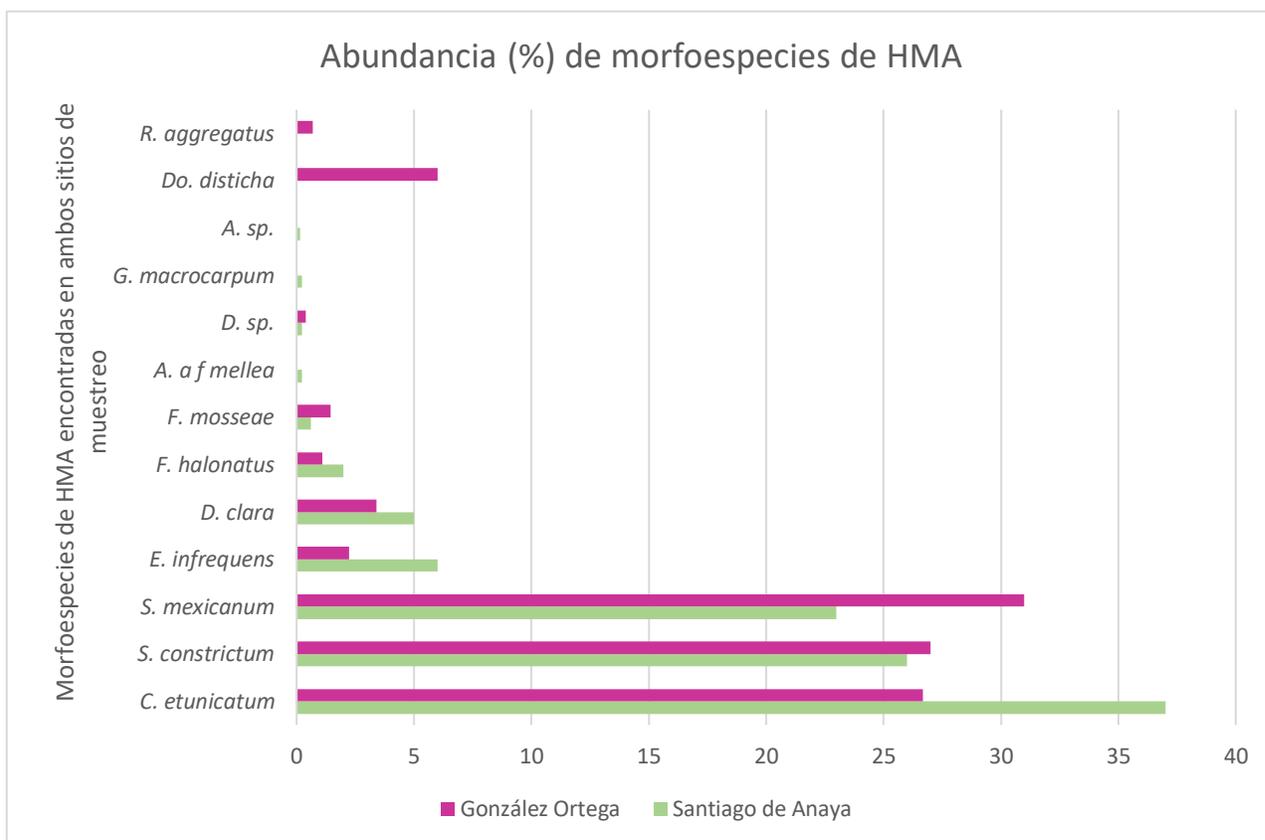


Figura 22. Porcentaje de las abundancias de las morfoespecies de HMA encontrados en el suelo rizosférico en los 10 árboles de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega.

9.4 Propiedades químicas y físicas de las islas de recursos de *Prosopis laevigata*

Las muestras de suelo recolectado de los dos sitios de estudio del Valle del Mezquital presentan diferencias cualitativas como el color y en su composición al tacto (Figura 23). Las muestras de Santiago de Anaya fueron las que presentaron mayor contenido de material orgánico disgregado, en comparación con las muestras de González Ortega.



Figura 23. Muestras de suelo de los 10 árboles de mezquite; de izquierda a derecha, las muestras 1-5 provienen de Santiago de Anaya, mientras que las muestras 6-10, de González Ortega.



Figura 24. Macetas con maíz utilizando de sustrato las muestras de suelo de Santiago de Anaya (izquierda) y González Ortega (derecha).

Lo anterior se reforzó con un trabajo realizado por Beltrán Elizabeth en 2022 (reporte de LIF VIII), donde se utilizaron las mismas muestras de suelos de los árboles de mezquite como sustrato para maíz y se pudo observar cómo

los suelos de Santiago de Anaya tuvieron mayor emergencia de plántulas, en comparación con los suelos de González Ortega, lo que sugiere que hay un mayor banco de semillas, obs. personal. (Figura 24).

- pH

El promedio de pH en el suelo rizosférico de *P. laevigata* en Santiago de Anaya fue de 7.34, mientras que en González Ortega un promedio de 7.76. Presentan diferencias significativas (Figura 25). Las islas de recursos de los mezquites 6, 7 y 8 de González Ortega fueron los que presentaron los datos más altos de pH en comparación a las demás islas de recursos.

De acuerdo con la NOM-021-SEMARNART (2000) los valores obtenidos del análisis de pH de los suelos de Santiago de Anaya se encuentran en la clasificación de neutros, mientras que los suelos de González Ortega se clasifican como medianamente alcalinos.

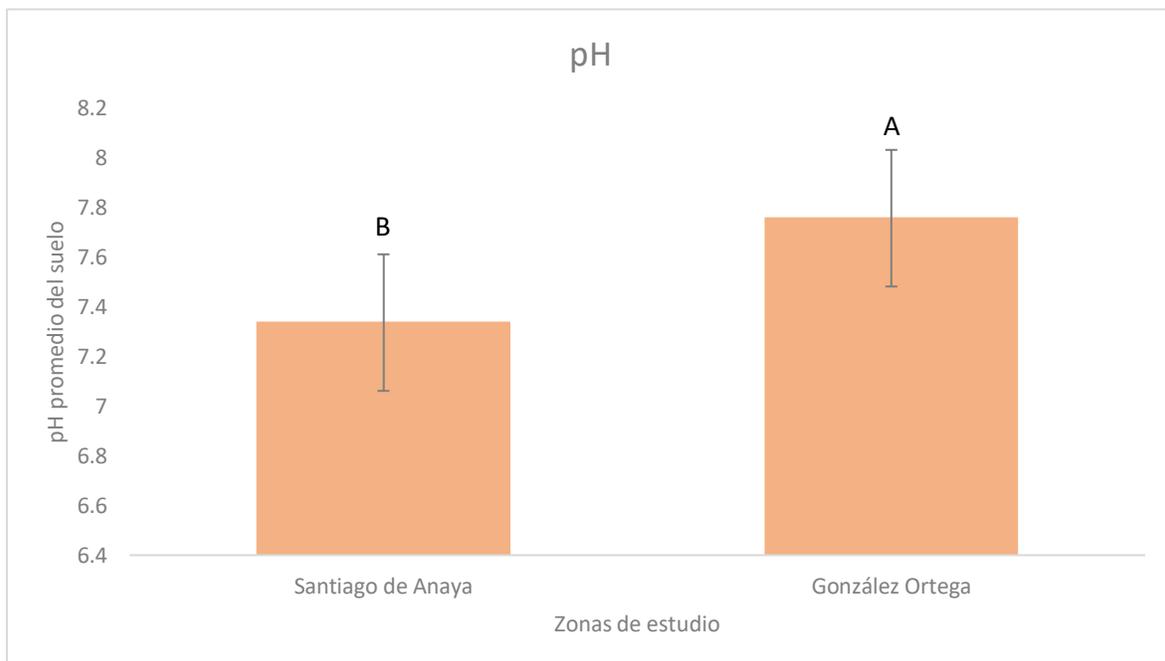


Figura 25. pH en suelos rizosféricos de *Prosopis laevigata*.

Kruskall - Wallis $H=8.25$ $P=0.00$

- Conductividad eléctrica

El promedio de conductividad eléctrica en el suelo rizosférico de *P. laevigata* en Santiago de Anaya es de 0.006 dS/cm, mientras que González Ortega presentó un promedio de 0.0058 dS/cm. No presentan diferencias significativas (Figura 26).

La isla de recursos del mezquite 3 de Santiago de Anaya, fue la que presentó el dato más alto de conductividad eléctrica (0.008 dS/cm), en comparación a las demás islas de recursos evaluadas.

De acuerdo con la NOM-021-SEMARNART (2000) los valores obtenidos del análisis de conductividad eléctrica de los suelos de Santiago de Anaya y de González Ortega se interpretan como efectos despreciables de la salinidad.

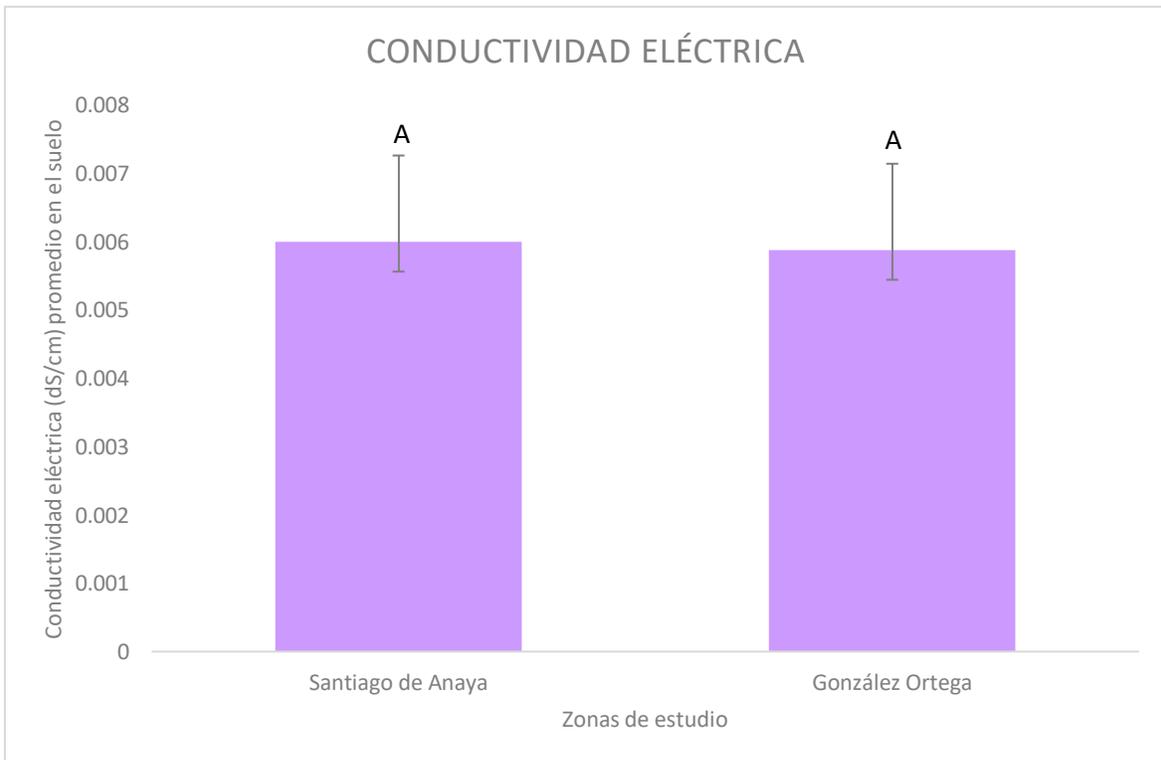


Figura 26. Conductividad eléctrica en suelos rizosféricos de *Prosopis laevigata*.

Kruskall - Wallis $H=0.20$ $P=0.65$

- Densidad aparente

El promedio de densidad aparente en el suelo rizosférico de *P. laevigata* en Santiago de Anaya es de 0.85 g/cm^3 , mientras que González Ortega presentó un promedio de 1.15 g/cm^3 . Presentan diferencias significativas (Figura 27).

Las islas de recursos de los mezquites de González Ortega, fueron los que presentaron los datos más altos de densidad aparente ($<1 \text{ g/cm}^3$) en comparación a las islas de recursos de Santiago de Anaya.

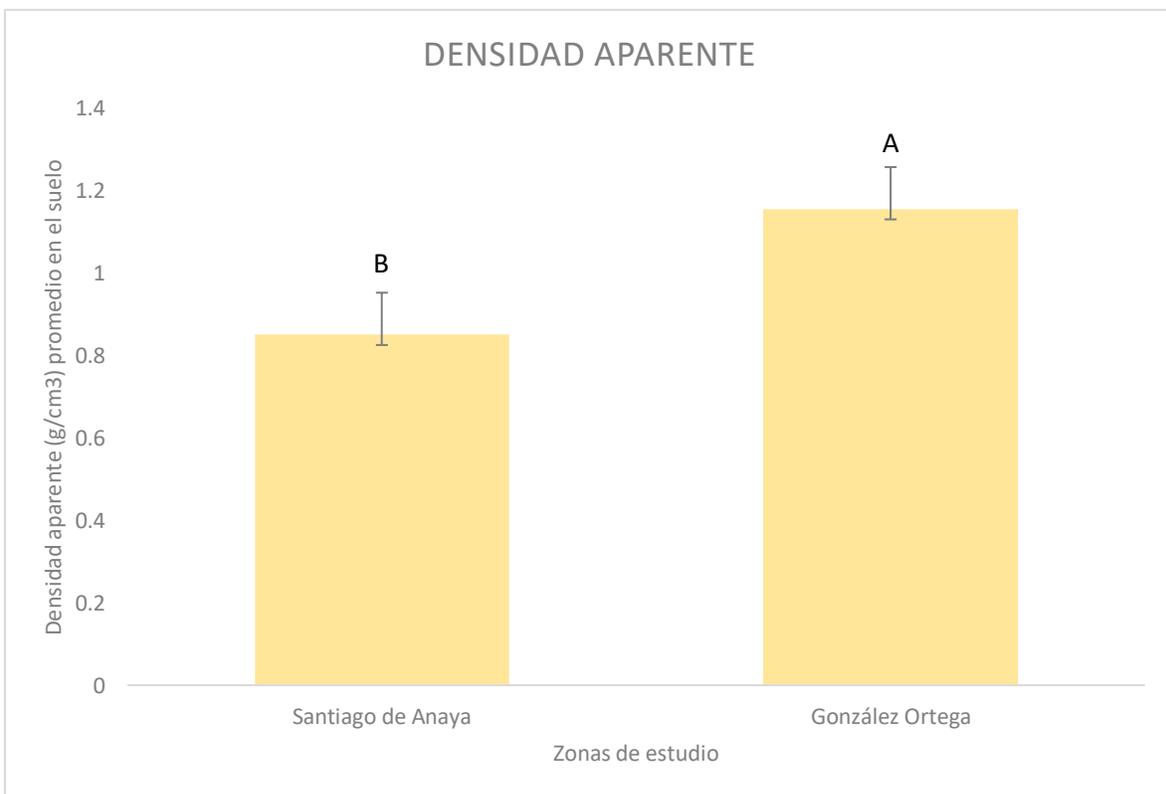


Figura 27. Densidad aparente en suelos rizosféricos de *Prosopis laevigata*.

Kruskall - Wallis $H=14.28$ $P=0.00$

- Densidad real

El promedio de densidad real en el suelo rizosférico de *P. laevigata* en Santiago de Anaya es de 1.77 g/cm^3 , mientras que González Ortega presentó un promedio de 2.16 g/cm^3 . Presentan diferencias significativas (Figura 28).

Al igual que con los datos de densidad aparente, las islas de recursos de los mezquites 6 al 10 de González Ortega, fueron los que presentaron los datos más altos en comparación a las demás islas de recursos de Santiago de Anaya.

De acuerdo con la FAO (2023), los valores obtenidos del análisis de densidad real de ambos sitios se encuentran por debajo al promedio general de 2.65 g/cm^3 , siendo González Ortega quién presentó una mayor densidad real.

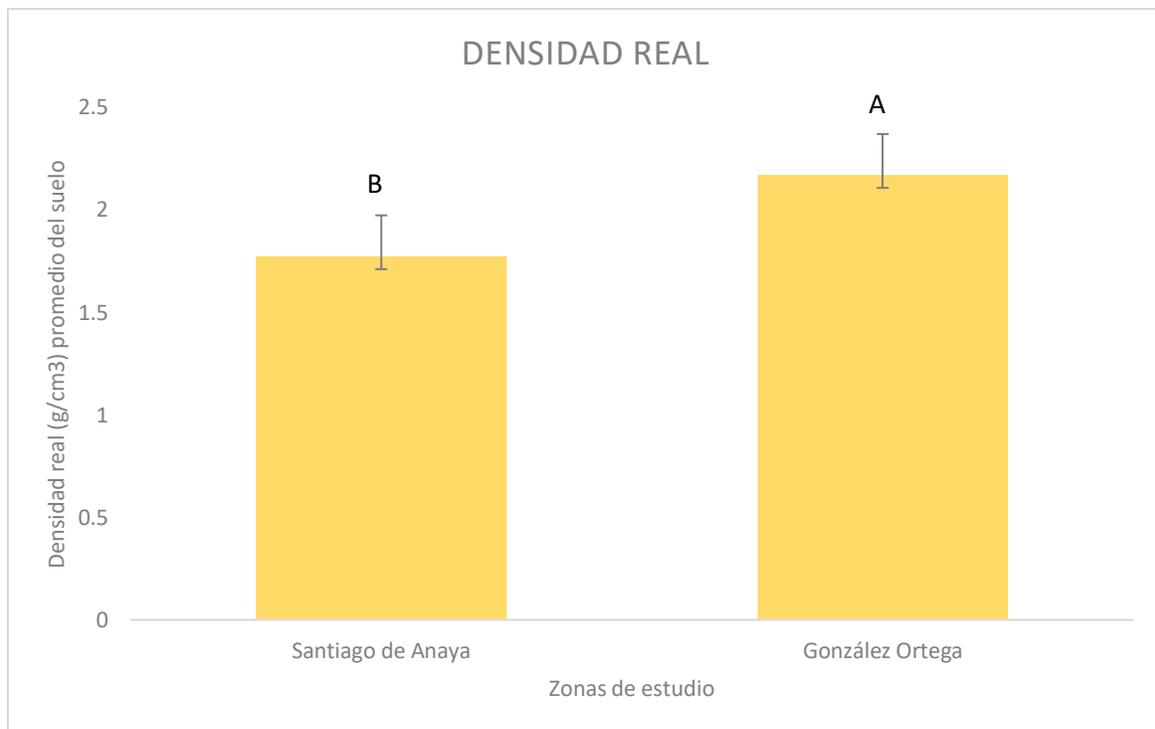


Figura 28. Densidad real en suelos rizosféricos de *Prosopis laevigata*.

Kruskall - Wallis $H=14.28$ $P=0.00$

- Espacio poroso %

El promedio de espacio poroso en el suelo rizosférico de *P. laevigata* en Santiago de Anaya es de 51.84%, mientras que González Ortega presentó un promedio de 46.718%. Presentan diferencias significativas (Figura 29).

Las islas de recursos de los mezquites 2, 3 y 5 de Santiago de Anaya, fueron los que presentaron los datos más altos de espacio poroso, en comparación a las demás islas de recursos evaluadas.

De acuerdo con la FAO (2023), los valores obtenidos del análisis de espacio poroso de los suelos de Santiago de Anaya y de González Ortega se encuentran cerca del promedio general del 50%, siendo Santiago de Anaya quien posee mayor espacio poroso.

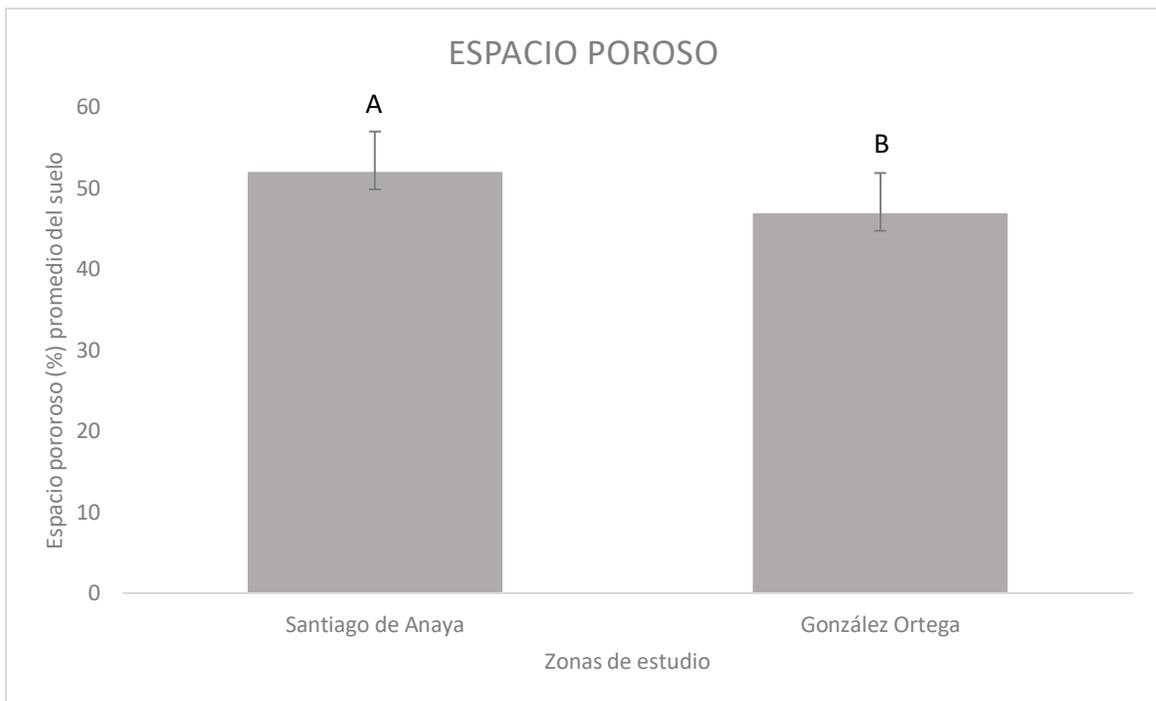


Figura 29. Espacio poroso % en suelos rizosféricos de *Prosopis laevigata*.

Kruskall - Wallis H=5.14 P=0.02

- Materia orgánica %

El promedio de materia orgánica en el suelo rizosférico de *P. laevigata* en Santiago de Anaya es de 18.15%, mientras que González Ortega presentó un promedio de 9.5%. Presentan diferencias significativas (Figura 30).

Las islas de recursos de los mezquites del 1 al 5 de Santiago de Anaya fueron los que presentaron los datos más altos de materia orgánica (<12%) en comparación a las demás islas de recursos de González Ortega.

De acuerdo con la NOM-021-SEMARNART (2000) los valores obtenidos del análisis de materia orgánica de los suelos de Santiago de Anaya y González Ortega se clasifican como suelos volcánicos bajos.

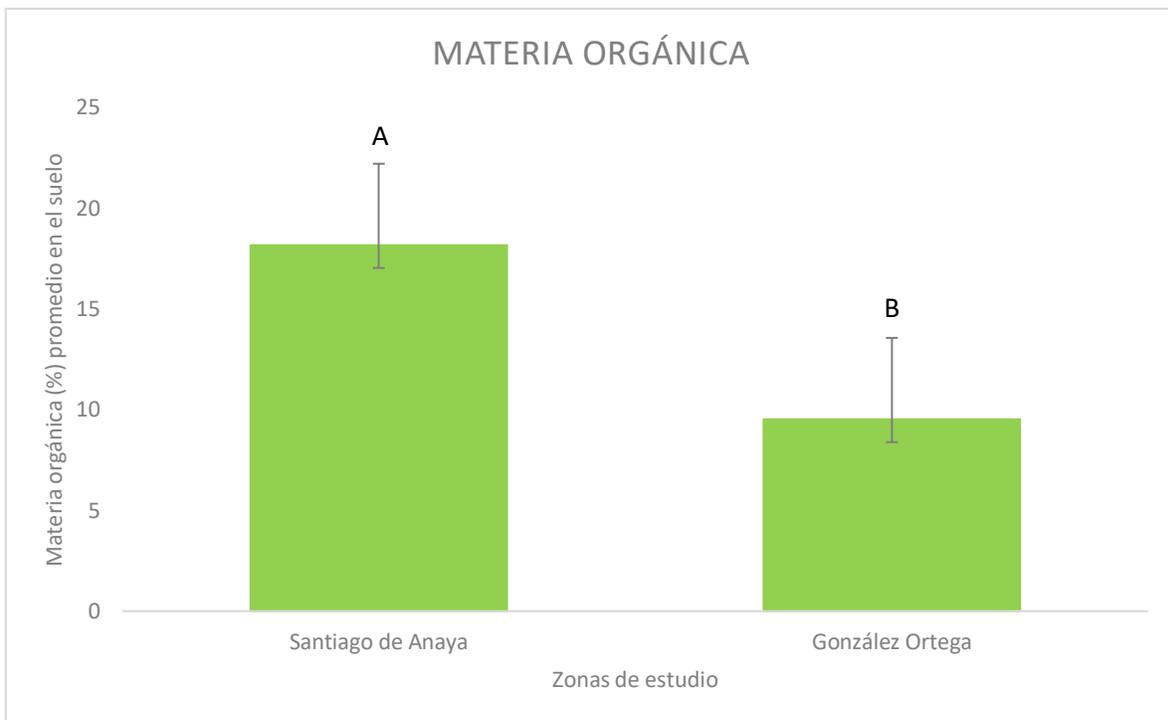


Figura 30. Materia orgánica % en suelos rizosféricos de *Prosopis laevigata*.

Kruskall - Wallis $H=14.28$ $P=0.00$

- Fósforo extraíble

El promedio de fósforo extraíble en el suelo rizosférico de *P. laevigata* en Santiago de Anaya fue de 0.40 mg/kg, mientras que González Ortega presentó un promedio de 0.55 mg/kg. No presentan diferencias significativas (Figura 31).

La isla de recursos del mezquite 7 de González Ortega fue el que presentó el dato más alto de fósforo extraíble en comparación a las demás islas de recursos evaluadas.

De acuerdo con la NOM-021-SEMARNART (2000) los valores obtenidos del análisis de fósforo extraíble de los suelos de Santiago de Anaya y González Ortega se interpretan como suelos bajos en fósforo extraíble.

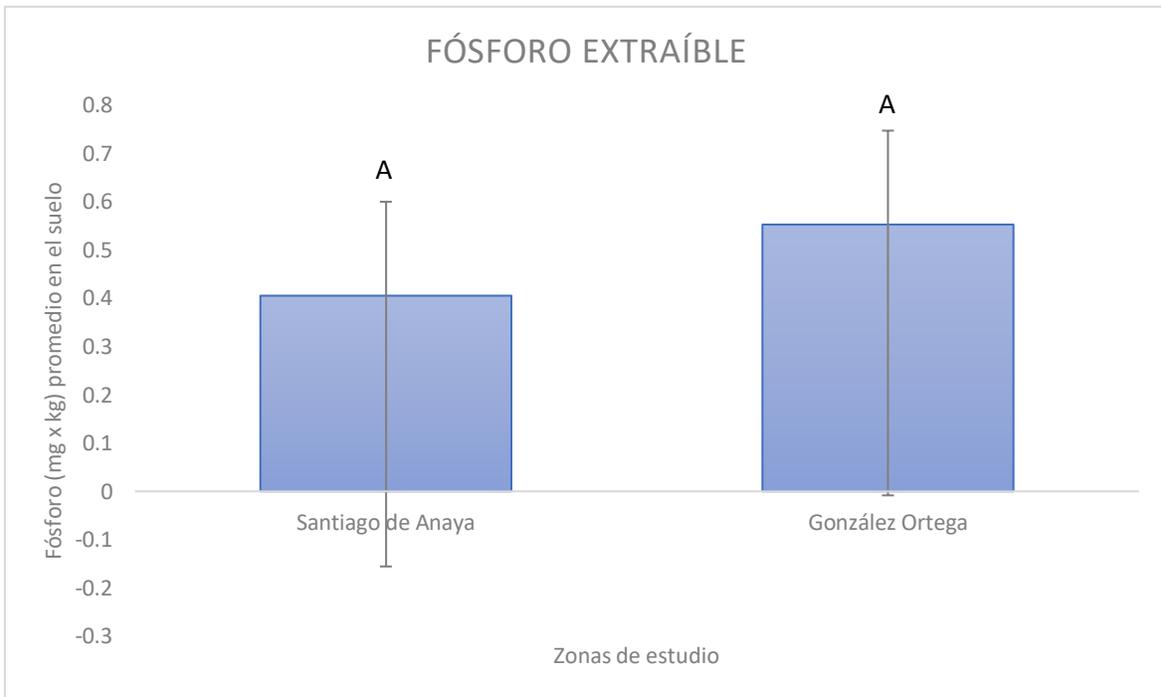


Figura 31. Fósforo extraíble en suelos rizosféricos de *Prosopis laevigata*.

Kruskall - Wallis H=0.20 P=0.65

9.5 Relación entre la diversidad de esporas de HMA con las variables medidas en el suelo rizosférico de *Prosopis laevigata* (PCA)

Al realizar el PCA (Figura 32), se puede observar que hay una diferente ordenación entre ambos sitios, ya que estos se separan entre sí con respecto a las variables biológicas de las comunidades de HMA (diversidad, riqueza, dominancia) y a las variables del suelo, siendo la materia orgánica el vector con mayor magnitud, seguido por la densidad aparente y la densidad real.

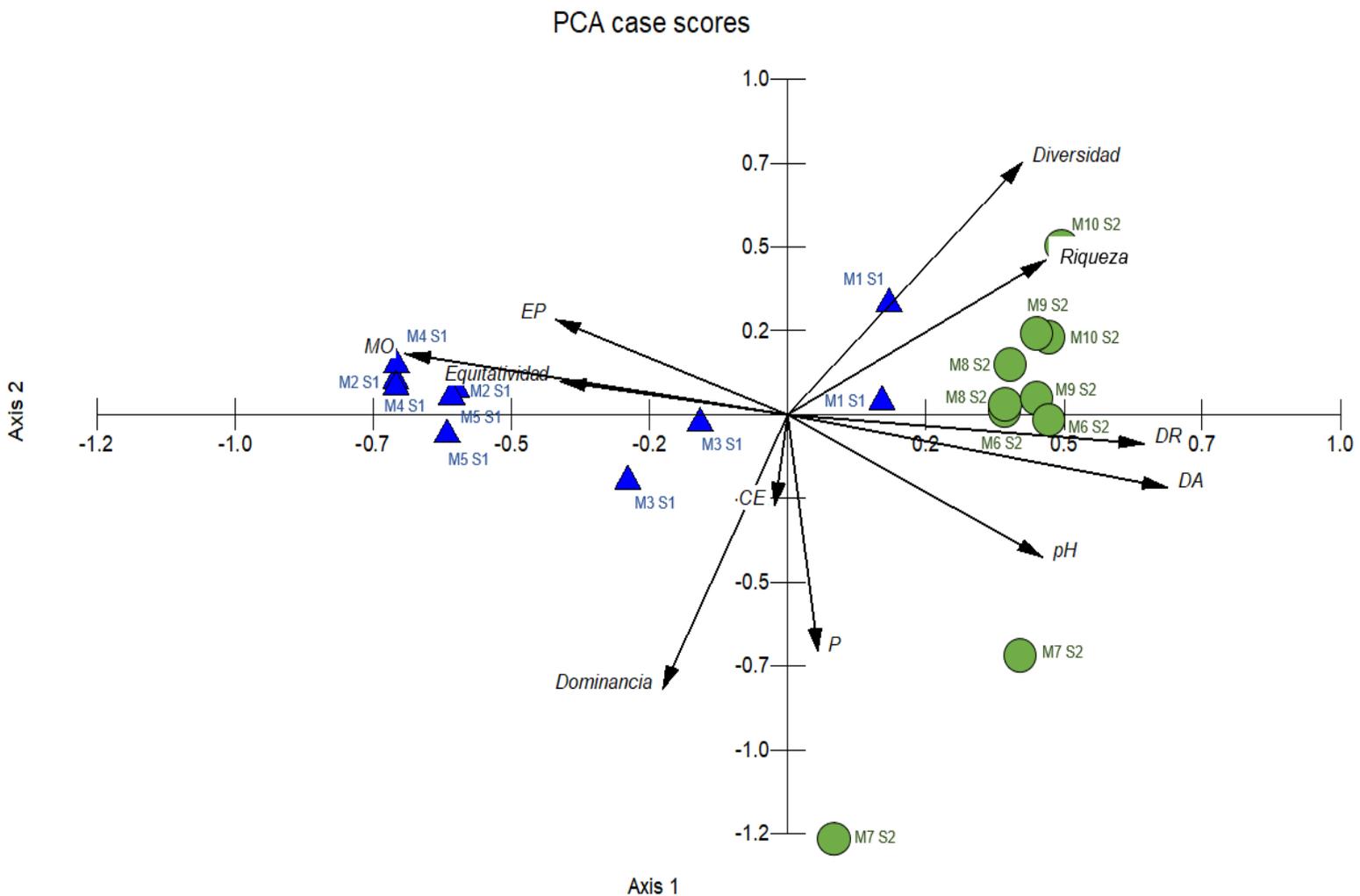


Figura 32. PCA – biplot de la relación de las variables de los suelos rizosféricos de las islas de recursos de los árboles de *Prosopis laevigata* y las variables biológicas de las esporas de HMA de

Santiago de Anaya y González Ortega. Los triángulos azules son las islas de recursos de Santiago de Anaya, mientras que los círculos verdes son las islas de González Ortega.

Las muestras de González Ortega presentaron una mayor riqueza y diversidad de esporas de HMA asociado a un porcentaje menor de materia orgánica en comparación con el sitio de Santiago de Anaya. Así mismo, en las islas de recursos de González Ortega el suelo presentó una densidad real y una densidad aparente mayor en sus suelos. Por lo contrario, en Santiago de Anaya se encuentra una menor diversidad y riqueza de esporas de HMA, pero una mayor presencia de materia orgánica y espacio poroso, sin embargo, la muestra 1 de Santiago de Anaya se aleja un poco de este agrupamiento, puesto que los datos obtenidos de riqueza y diversidad de esporas de HMA son los más altos del sitio.

La variable de pH también contribuyó a este ordenamiento, ya que en las muestras de González Ortega se obtuvieron los valores más altos de este análisis.

La muestra 3 de Santiago de Anaya también se separa un poco de las demás muestras del sitio debido a que obtuvo el valor más alto de conductividad eléctrica.

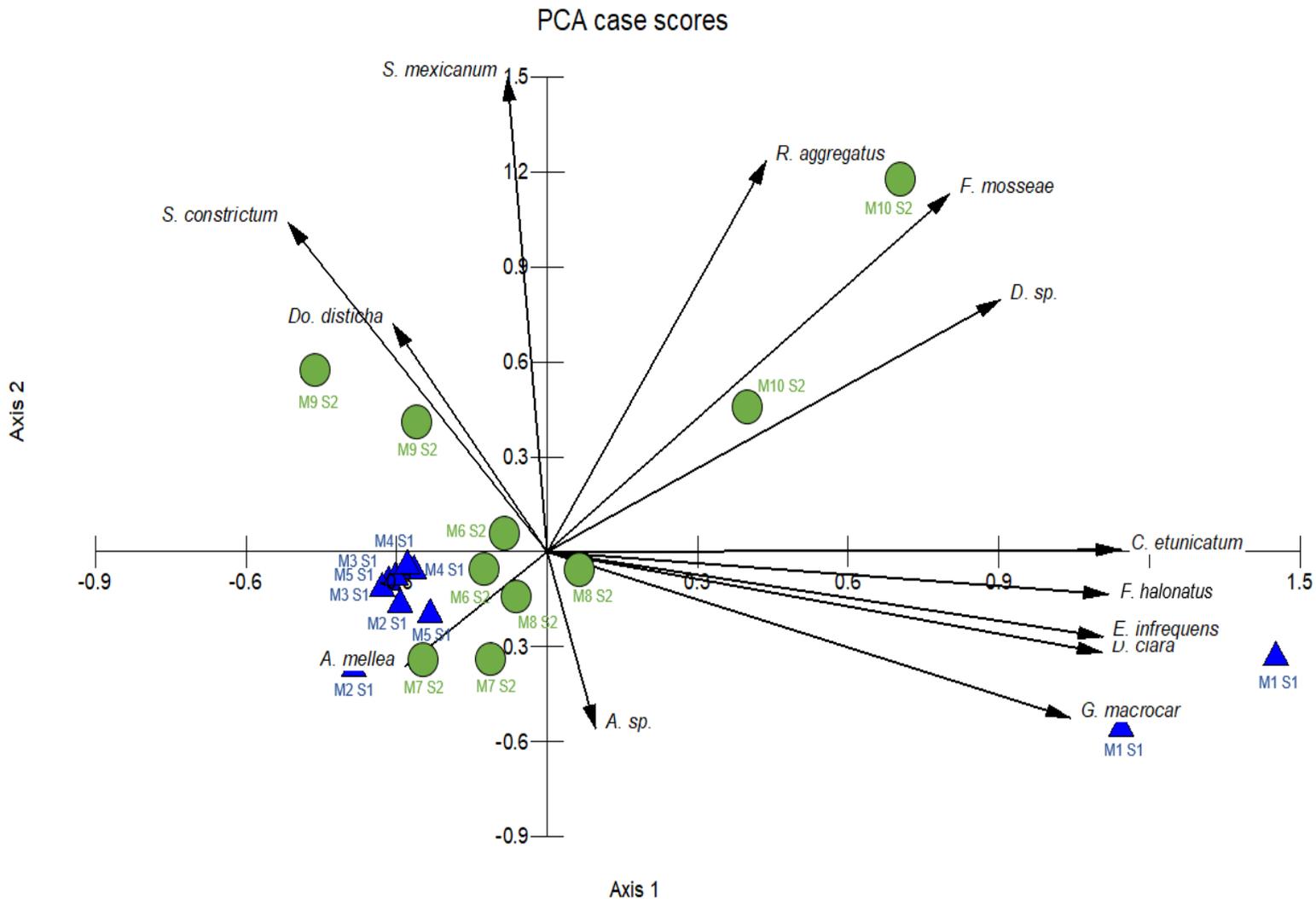
En la muestra 7 de González Ortega se puede observar que se aleja de las demás muestras debido al contenido de fósforo, por lo que posee alta dominancia ya que obtuvo el mayor resultado en este análisis y una menor riqueza de esporas de HMA.

Con todo lo anterior se observa que la materia orgánica es la variable con mayor peso para la separación y correlación de las islas de ambos sitios, ya que influyó en la composición de las comunidades de esporas de los HMA.

9.5.1 Relación de la composición de especies de HMA en las islas de recursos de *Prosopis laevigata* (PCA)

Se realizó un segundo análisis de componentes principales con las morfoespecies de HMA y las islas de recursos de los mezquites de ambos sitios (Figura 33), donde se observa que las especies que tuvieron mayor influencia fueron *Claroideoglossum*

etunicatum y *Septoglomus mexicanum*, ya que ambas especies se encontraron en todas las muestras de las islas y sus repeticiones.



Vector scaling: 2.87

Figura 33. PCA - biplot de la relación de las morfoespecies de HMA y las islas de recursos de los árboles de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega. Los triángulos azules son las islas de recursos de Santiago de Anaya, mientras que los círculos verdes son las islas de González Ortega.

Se puede observar que hay preferencia de ciertas especies de hongos micorrizógenos arbusculares por diferentes islas de recursos, sin embargo, la mayoría de estas islas se organizan de una forma semejante entre sí, ya que se puede observar un agrupamiento conjunto por parte de las muestras de ambos sitios, esto se debe a que comparten una diversidad de esporas de HMA parecida.

La muestra 1 de Santiago de Anaya tiene la mayor composición de especies, ya que cuenta con 10 de las 13 especies encontradas, seguida de la muestra 10 de González Ortega con 9 especies. Por lo anterior, ambas islas se separan de las demás.

En la muestra 1 de Santiago de Anaya se pueden encontrar preferentemente individuos de *Acaulospora* sp y *G. macrocarpum*. Mientras que en la muestra 10 de González Ortega se pueden encontrar individuos de *R. aggregatus* y de *F. mosseae*, así como la mayor diversidad de *Diversispora* sp.

Solo en la muestra 9 de González Ortega se puede encontrar a la especie de *Dominikia* afín *disticha* y una mayor abundancia de la especie *S. constrictum*, por lo cual se separa de las demás islas.

Con respecto a las demás muestras de ambos sitios, no se encontraron especies de HMA que sean indicadoras de estas islas.

10. Análisis de resultados

La abundancia de esporas de HMA obtenida en las islas de recursos de *Prosopis laevigata* osciló entre un mínimo de 14, un máximo de 299 y un promedio de 151.1 en 100 g de suelo seco de ambos sitios, con un total de 13 morfoespecies, estos valores están dentro del intervalo registrado en trabajos realizados previamente en el Valle del Mezquital y para el suelo rizosférico de *Prosopis laevigata*. Montañó (2000), registró 9 morfoespecies de HMA en agostaderos de Santiago de Anaya y González Ortega en el valle del Mezquital. Así mismo, Chimal-Sánchez *et al.* (2015), registraron una abundancia de esporas promedio de 216.4 y 29 morfotipos de HMA en matorrales xerófilos en el Valle del Mezquital.

En *Prosopis laevigata*, Monroy-Ata *et al.* (2016) obtuvieron una abundancia de esporas de 206 y un mínimo de 75 por 100 g de suelo seco y reportaron 6 géneros. García-Sánchez (2010) documentó 26 morfoespecies de HMA en *P. laevigata* y *Mimosa biuncifera*. De igual forma, Monroy-Ata y Ramírez-Saldívar (2018) registraron en *P. laevigata* una abundancia máxima de 45 esporas por 100 g de

suelo seco y una riqueza de HMA de 13 morfoespecies, estos trabajos se realizaron en el Valle del Mezquital.

La mayor riqueza de HMA se distribuyó en la familia Glomeraceae (60.6%) con un total de 7 morfoespecies. En estudios realizados en el Valle del Mezquital también se ha registrado un mayor porcentaje de especies de HMA por parte de la familia Glomeraceae por ejemplo, en matorrales xerófilos del Valle del Mezquital Chimal-Sánchez *et al.* (2015) registraron un mayor porcentaje (37.9%) por parte de Glomeraceae; mientras que García-Sánchez (2010) registró que la familia Glomeraceae aportó el 40% de las especies en el suelo rizosférico de *Prosopis laevigata* y Montaña (2000) registró que en los agostaderos de Santiago de Anaya y González Ortega presentan más morfoespecies pertenecientes a la familia Glomeraceae. Las especies de Glomeraceae se identifican con frecuencia en ambientes xéricos a húmedos a nivel mundial (Álvarez-Lopezello, 2018); así como en áreas perturbadas y/o contaminadas, ya que presentan mayor capacidad de esporulación y colonización de plantas (Moreira *et al.*, 2015).

De las 13 morfoespecies identificadas en este estudio, *Diversispora clara* se registra por primera vez para México en el suelo rizosférico de *Prosopis laevigata*. El primer reporte de esta especie fue por Estrada *et al.* (2012), en dunas de arena salina en el Parque Natural Cabo de Gata en España en la rizosfera de *Asteriscus maritimus*, una especie vegetal especialmente adaptada a ambientes salinos.

Septogloium constrictum y *Glomus macrocarpum* se han registrado en distintas localidades de México, por ejemplo ambas especies se identificaron en los suelos de huertos de aguacates en Uruapan, Michoacán, por Raya-Montaña *et al.* (2019) y en matorrales xerófilos de México por Polo-Marcial *et al.* (2021). *Glomus macrocarpum* también se ha encontrado en el suelo rizosférico de *Coffea arabica* en las proximidades del volcán Tacaná, en la región del Soconusco, al sur de Chiapas, México por Bertolini *et al.* (2020), mientras que *Septogloium constrictum* se ha observado en el suelo rizosférico de *Jacaratiá mexicana* en selvas bajas caducifolias del Golfo de México por Rodríguez *et al.* (2010) y en cultivos de maíz en la región de Nizanda, Oaxaca por Guadarrama-Chávez (2007); sin embargo no

se han encontrado registros de estas dos especies asociadas al suelo rizosférico de *Prosopis laevigata*, por lo que también es un nuevo registro. De la misma forma, *Funneliformis halonatus* y *Rhizophagus aggregatus* no se han descrito para *Prosopis laevigata*, pero sí en México; *Funneliformis halonatus* por ejemplo, se ha encontrado en pastizales de Veracruz (Rose Y Trappe, 1980), mientras que *Rhizophagus agreggatus* se ha reportado en suelos agrícolas para el cultivo de maíz en el ejido La Cofradía, Guasave, Sinaloa por Cervantes-Gómez *et al.* (2021); y ambas especies son descritas también por Polo-Marcial (2021) en matorrales xerófilos.

La especie *Septoglopus mexicanum* se ha reportado previamente en las regiones semiáridas del centro de México en el suelo rizosférico de *Prosopis laevigata* y de *Mimosa luisana* por Chimal-Sánchez *et al.* (2020).

Las especies *Acaulospora* afín *mellea*, *Claroideoglopus etunicatum*, *Entrophospora infrequens* y *Funneliformis mosseae*, fueron documentadas anteriormente por García-Sánchez (2010), en el suelo rizosférico de *Prosopis laevigata* en el Valle del Mezquital.

Las especies con mayor abundancia de esporas fueron *Claroideoglopus etunicatum*, *Septoglopus constrictum* y *Septoglopus mexicanum*, estas especies se encontraron en todas las muestras de ambos sitios, por lo que podrían considerarse generalistas. La distribución de estas especies parece no verse afectada por las propiedades de los suelos de los sitios (Figura 34); a pesar de que se obtuvieron diferencias significativas en el espacio poroso, pH, densidad real, densidad aparente y el porcentaje de materia orgánica entre Santiago de Anaya y González Ortega.

Las especies *Acaulospora* afín *mellea*, *Acaulospora* sp y *Glomus macrocarpum* se encontraron solamente en Santiago de Anaya. Así mismo, *Dominikia* afín *disticha* y *Rizhophagus aggregatus* se encontraron únicamente en González Ortega, por lo que estas especies parecen preferir un tipo de suelo más que un mismo hospedero,

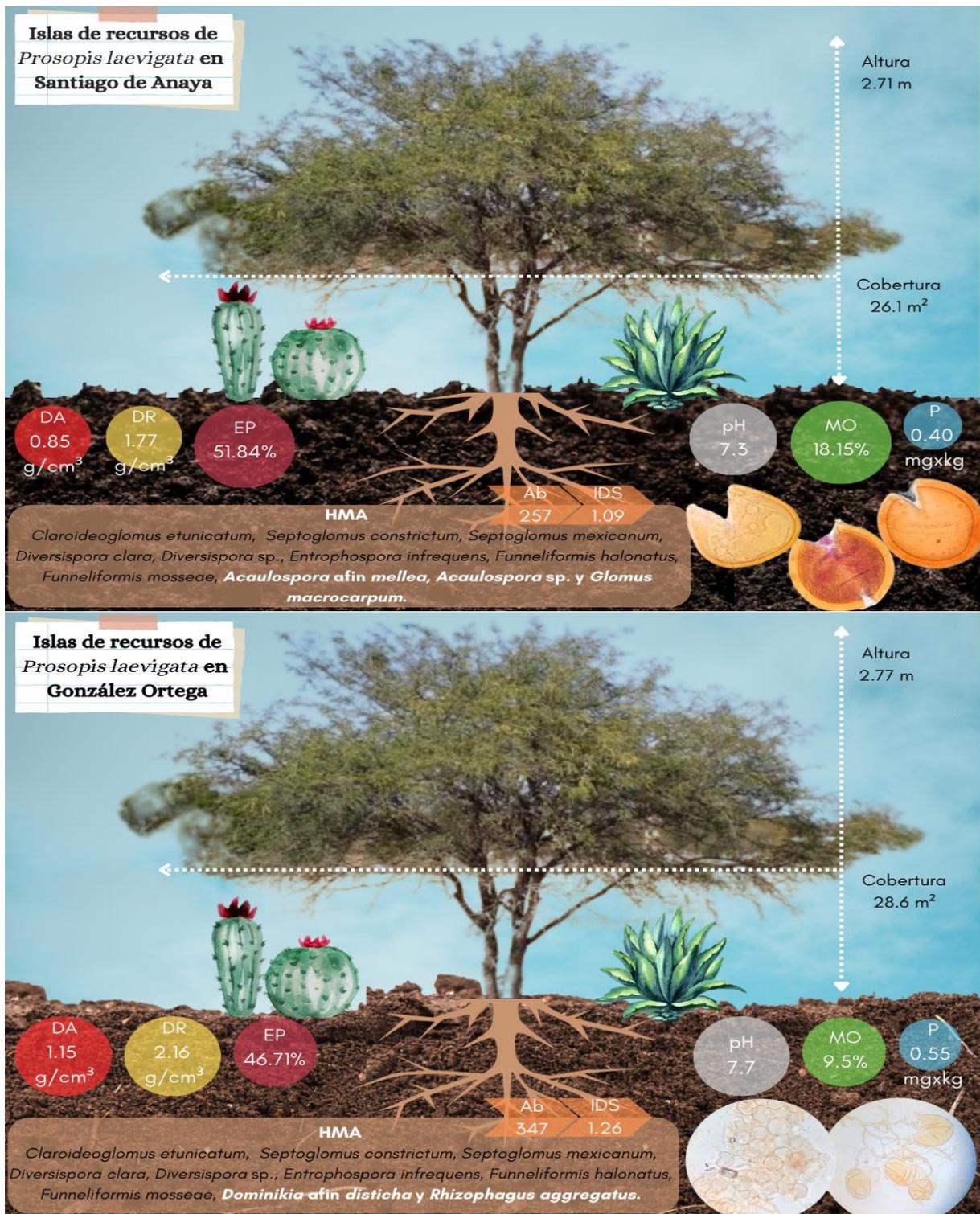


Figura 34. Modelo conceptual de la estructura de la comunidad de hongos micorrizógenos arbusculares con las condiciones y recursos en el suelo rizosférico de islas de recursos de *Prosopis laevigata* en Santiago de Anaya y González Ortega, Hidalgo, México.

DA: densidad aparente, DR: densidad real, EP: espacio poroso, MO: materia orgánica, P: fósforo disponible, Ab: abundancia de esporas de HMA, IDS: índice de diversidad de Shannon.

Los círculos de lado derecho encierran los valores promedio de los análisis físicos del suelo, mientras que de lado izquierdo se encuentran los círculos con los valores promedio de los análisis químicos del suelo. Los valores son proporcionales al tamaño del círculo que los encierra. Mientras que los resultados de los análisis biológicos se encuentran en la parte de abajo de las figuras. Las especies de esporas de HMA en negro son los morfotipos que comparten ambos sitios, mientras que los blancos son los que únicamente se encontraron en un solo sitio.

lo cual es una tendencia en algunas especies (Smith Y Read, 1997; González *et al.*, 2016).

En cuanto a *Dominikia* afín *disticha*, sólo se encontró en la isla 9 de recursos de *Prosopis laevigata* en González Ortega por lo que aún haría falta realizar una propagación de esta muestra para poder confirmar que se trata de esta especie.

El pH del suelo en Santiago de Anaya (7.3) es neutro, mientras que el de González Ortega (7.7) muestra que *P. laevigata* se establece en suelos ligeramente alcalinos, propios de regiones áridas (Ortiz, 2019); estos valores parecen haber influenciado en la diversidad y riqueza de esporas de HMA, ya que en González Ortega se obtuvieron los valores más altos, sin embargo, se ha reportado que el pH ideal para el desarrollo de los HMA está entre 6 y 7 sin importar el género (Bagyaraj, 1991); por lo que la razón de esta riqueza y diversidad de esporas de HMA se debe principalmente a la materia orgánica, pues en Santiago de Anaya se registró un promedio de 18.15%, mientras que en González Ortega un 9.5%, lo que dio como resultado a una mayor riqueza y mayor diversidad de esporas de HMA en los suelos bajos de materia orgánica de González Ortega, pues los HMA contribuyen a mejorar la calidad del suelo por la formación de agregados (Nasim, 2012), mediante el enriquecimiento de materia orgánica (Finlay, 2008), por lo que en este estudio, se observó que a menor materia orgánica la diversidad y riqueza de esporas de HMA aumenta.

Esta proporcionalidad se ve reflejada en las variables de densidad aparente y densidad real, pues estas aumentan al tener valores bajos en MO, ya que los suelos bajos en materia orgánica pueden ser más permeables y menos estructurados (Aguilera, 2000). Por otro lado, los suelos con baja materia orgánica pueden tener una menor densidad debido a que retienen menos agua y pueden tener una estructura más porosa y menos estable (Murray, 2014). Ante una baja disponibilidad de agua, el desarrollo vegetal se ve afectado, lo que promueve el establecimiento de la simbiosis micorrízica y la producción de las esporas por parte de los HMA, que son estructuras de resistencia (Augé, 2001).

Los valores obtenidos en los análisis del suelo rizosférico de *Prosopis laevigata* se compararon (Cuadro 3) con un estudio de Montaña (2000) donde se evaluó la potencialidad de los HMA en islas de recursos de *Prosopis laevigata* en agostaderos de Santiago de Anaya y González Ortega.

Variables medidas en ambos estudios	Resultados obtenidos en 2000		Resultados obtenidos en 2023	
	Santiago de Anaya	González Ortega	Santiago de Anaya	González Ortega
pH	7.23	7.2	7.34	7.76
CE (dS/cm)	1.50	1.46	0.006	0
Materia orgánica (%)	7.55	2.63	18.15	9.5
Densidad aparente (g/cm ³)	1.07	1.25	0.85	1.15
Fósforo disponible (mg/kg)	19.6	16.24	0.40	0.55

Cuadro 3. Variables compartidas en ambos estudios en el Valle del Mezquital, Hidalgo.

Los valores de pH y densidad aparente son similares entre ambos estudios, pues en ambos se obtuvo un pH alcalino NOM-021-SEMARNART (2000) y una densidad aparente por debajo del promedio general FAO (2023), mientras que la conductividad eléctrica en el trabajo del 2000 fue mayor al de este estudio, aunque en ambos casos son valores que clasifican a los suelos como despreciables a ligeramente salinos (NOM-021 SEMARNART, 2000).

Respecto a la materia orgánica, se puede observar que en ambos estudios González Ortega tuvo el porcentaje menor de MO aunque difieren entre los valores, pues en este estudio se obtuvieron valores más altos. El fósforo disponible en ambos casos es sumamente diferente, ya que en este estudio se registraron valores menores a 1mg/kg, mientras que en el estudio del 2000 sus valores son mayores a 15 mg/kg, siendo Santiago de Anaya el sitio con mayor fósforo disponible para ese estudio.

En general ambos trabajos comparten semejanzas significativas con excepción de la materia orgánica y el fósforo extraíble. Cabe recalcar que han pasado 22 años entre cada estudio por lo que estas diferencias se pueden deber al tiempo entre un

estudio y otro y/o a factores como el clima o a la perturbación de los suelos, ya que el Valle del Mezquital es una zona con suelos contaminados y perturbados (Noguez, 2020) lo que en estas condiciones provoca un cambio en la calidad de los suelos, pues llega a afectar la capacidad productiva a través de su influencia sobre la vegetación (Murray, 2014), lo que conduce a una disminución para retener agua y nutrimentos.

Por otro lado, la isla de recursos que provee *Prosopis laevigata* en este ecosistema semiárido y la presencia de HMA, también han permitido el incremento de los niveles de materia orgánica que se incorpora al suelo, a consecuencia ayuda a contrarrestar de forma natural la perturbación de los suelos (Montaño, 2000; López *et al.*, 2010) ya que cuenta con un sistema de raíces profundas, que participan en la conservación del suelo y del agua (Sauceda *et al.*, 2014).

11. Conclusiones

- Los árboles más altos y con mayor cobertura se encontraron en González Ortega, donde se encontró también la mayor riqueza y diversidad de esporas de HMA.
- La mayor riqueza de esporas de HMA se distribuyó en la familia Glomeraceae (60.6%).
- Por cada 100 g de suelo rizosférico de cada mezquite se obtuvo un promedio de 151.1 esporas. La abundancia de esporas de HMA obtenida en las islas de recursos de *Prosopis laevigata* osciló entre un mínimo de 14, un máximo de 299 entre ambos sitios. Se identificaron 13 morfoespecies de HMA, en donde *Diversispora clara* se registra por primera vez para México en el suelo rizosférico de *Prosopis laevigata*, de la misma forma las especies *Septoglomus constrictum*, *Funneliformis halonatus*, *Rhizophagus aggregatus* y *Glomus macrocarpum* se describen para el suelo rizosférico de *Prosopis laevigata*.
- *Claroideoglosum etunicatum* fue la especie de HMA con mayor abundancia, seguida por *Septoglomus constrictum* y *Septoglomus mexicanum* estas especies se encontraron en todas las islas de recursos de *Prosopis laevigata* de ambos sitios de estudio.
- Los valores de materia orgánica influyeron en la composición de las comunidades de esporas de los HMA, ya que a menor cantidad de materia orgánica mayor fue la diversidad y riqueza de esporas.
- En Santiago de Anaya se obtuvieron los valores más altos de espacio poroso y materia orgánica, mientras que en González Ortega los valores más altos se observaron en el pH, densidad aparente y densidad real.
- Las islas de recursos de *P. laevigata* son reservorios de la diversidad de estos hongos simbióticos importantes en la nutrición de las plantas; así mismo estas islas tuvieron influencia en las propiedades y recursos del suelo afectando a las comunidades de HMA.

12. Referencias

- Aguilar S., G., y González-Vizcarra, R. (2019). Zonas con potencial para el pago de servicios ambientales en el Valle del Mezquital, Hidalgo. *Revista de Estudios Andaluces*, 38, 162-184.
- Aguilera, S. M. (2000). Importancia de la protección de la materia orgánica en suelos. Chile: Universidad de Chile.
- Allen, M.F. (2007). Mycorrhizal fungi: highways for water and nutrients in arid soils. *Vadose Zone Journal*, 6 (2) 291-297.
- Álvarez-Lopezello J., Hernández-Cuevas L., del Castillo R., y Robles C. (2018). Segundo registro mundial de *Glomus trufemii* (Glomeromycota: Fungi), un hongo micorrízico arbuscular de una sábana mexicana. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 89: 298-300.
- Argüello, R., y de los Ríos, P. E. (2022). La cocina de pencas de maguey del Valle del Mezquital, Hidalgo. *Journal of Traditional Building, Architecture and Urbanism*, (3), 219-226.
- Armendáriz J. G., Ríos J. C., Díaz A., Cano A., Hernández A., y Valenzuela L. M. (2021). Evaluación de la producción de planta de mezquite (*Prosopis sp*) de cuatro procedencias. *Agrofaz: Journal of Environmental and Agroecological Sciences* Vol. 3.
- Arroyo, A. (2001). El Valle del Mezquital: una aproximación. Pachuca, Hidalgo: Consejo Estatal para la Cultura y las Artes de Hidalgo del Gobierno del Estado de Hidalgo.1, 2021, págs. 46-53.
- Augé, R.M., (2001). Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Mycorrhiza* 11: 3-42.

- Bagyaraj B.D., (1991). Ecology of vesicular-arbuscular mycorrhizae. In: Arora, D. K., B. Rai, K.G. Mukerji, G.R. Knudsen (eds.), Handbook of applied Mycology 1: Soil and Plants Marcel Dekker, New York. Pp. 3-34.
- Ball, A., P. Farage, L. Olsson, J. Pretty, A. Warren y P. Tschakert. (2004). Carbon sequestration in dryland soils. *World Soil Resources Reports* 102.
- Bertolini V., Montaña N. M., Salazar-Ortuño B. L., Chimal-Sánchez E., y Varela L. (2020). Diversidad de hongos micorrizógenos arbusculares en plantaciones de café (*Coffea arabica*) del volcán Tacaná, Chiapas, México. *Acta botánica mexicana*, (127), e1602.
- Bever, J.D., Schultz, P., Pringle, y A., Morton, J. (2001). Arbuscular mycorrhizal fungi: more diverse than meets the eye, and the ecological tale of why. *Bioscience*, 51: 923-931p.
- Błaszowski, J., Chwał, G., Góralska, A., Ryszka, P., y Kovács, G. M. (2015). Two new genera, *Dominikia* and *Kamienskia*, and *D. disticha* sp. nov. in Glomeromycota. *Nova Hedwigia*, 100(1–2), 225-238.
- Brundrett, M; N. Bougher; B. Dell; T. Grove y N. Malajczuk (1996) "Working with Micorrizas in Forestry and Agriculture" *ACIAR*. Australia 374 pp.
- Brundrett, M. (2004). Diversity and classification of mycorrhizal associations. *Biological Reviews* 79(3): 473-495. DOI: <https://doi.org/10.1017/S1464793103006316>
- Calderón, A. D. A., Moreno-Salazar, S. F., Gómez, E. F., y Ochoa-Meza, A. (2019). Arbuscular mycorrhiza, carbon content and soil aggregation in Sonoran Desert plants. *Spanish Journal of Soil Science*, 9(1).

- Camarena-Gutiérrez G. (2012). Interacción planta-hongos micorrízicos arbusculares. México: *Revista Chapingo serie ciencias forestales y del ambiente*, 18(3), 409-421p.
- Caravaca, F., Barea J.M., Palenzuela J., Figueroa D., Alguacil M.M. y Roldán A. (2003). Establishment of shrub species in a degraded semiarid site after inoculation with native or allochthonous arbuscular mycorrhizal fungi. *Applied Soil Ecology* 22: 103-111p.
- Cervantes-Gómez, R. G., Peñuelas-Rubio, O., Araujo-Benard N., Fierro-Coronado, R. A., Trejo-Aguilar D., Maldonado-Mendoza I., y Cordero-Ramírez, J. (2021). Diversidad de hongos micorrízicos arbusculares asociados a plantas voluntarias de maíz en suelos de transición: ecosistema natural - uso agrícola. *Scientia fungorum*, 51, e1330.
- Chimal E., López L., y García R. (2010). Obtención de inóculos de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) nativos del Valle del Mezquital, Hidalgo. México: Unidad de Investigación en *Ecología Vegetal*, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza.
- Chimal-Sánchez E., García-Sánchez R., y Hernández-Cuevas, L. (2015). Gran riqueza de hongos micorrizógenos arbusculares en el Valle del Mezquital, Hidalgo, México. *Revista mexicana de micología*, 41, 14-26.
- Chimal-Sánchez, E., Senés-Guerrero, C., Varela, L., Montaña, N. M., García-Sánchez, R., Pacheco, A., y Camargo-Ricalde, S. L. (2020). *Septoglomus mexicanum*, a new species of arbuscular mycorrhizal fungi from semiarid regions in Mexico. *Mycologia*, 112(1), 121-132.
- Collier C. S., Yarnes C., y Herman P. R. (2003). Mycorrhizal dependency of Chihuahua Desert plants is influenced by life history strategy and root morphology. *Journal Arid Environments* 55: 223-229.

- CONAZA. (1994). Mezquite (*Prosopis spp.*). Cultivo alternativo para las zonas áridas y semiáridas de México. Instituto Nacional de Ecología. 30 p
- Contreras-Negrete, G., Letelier, L., Piña-Torres, J., y González-Rodríguez, A. (2021). Genetic structure, phylogeography and potential distribution modeling suggest a population expansion in the mesquite *Prosopis laevigata* since the last interglacial. *Plant Systematics and Evolution*, 307, 1-18.
- Cruz, B. (2016). Diversidad de hongos micorrizógenos arbusculares asociados a helechos de un bosque tropical caducifolio de la Reserva de la Biósfera Sierra Gorda, Querétaro, México (Tesis de Doctorado, Universidad Autónoma Metropolitana, México).
- da Silva, K. J., Fernandes, J. A., Magurno, F., Leandro, L. B., Goto, B. T., y Theodoro, R. C. (2022). Phylogenetic Review of *Acaulospora* (Diversisporales, Glomeromycota) and the Homoplastic Nature of Its Ornamentations. *Journal of Fungi*, 8(9), 892.
- De La Torre-Almaráz, R., Cota-Trujillo, F. , García-Rojas, J. , Campos, J. E., y San-Martín, F. (2009). Etiología de la muerte descendente del mezquite (*Prosopis laevigata* L.) en la reserva de la biosfera del Valle de Zapotitlán, México. *Agrociencia*, 43(2), 197-208p.
- de Assis D. M., De Melo, M. A., da Silva, D. K., Oehl, F., y da Silva, G. (2018). Assemblages of arbuscular mycorrhizal fungi in tropical humid and dry forests in the Northeast of Brazil. *Botany*. 96 (12): 859-871.
- Dhillon, S. S. y Zak J. C. (1993). Microbial dynamics in arid ecosystems: desertification and the potential role of Mycorrhizas. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 66: 253-270p.
- Dove, N. C. y Hart, S. C. (2017). Fire reduces fungal species richness and in situ mycorrhizal colonization: a meta-analysis. *Fire Ecology*. 13 (2): 37-65.

- Estrada, B., Palenzuela, J., Barea, J. M., Manuel Ruiz-Lozano, J., Alves da Silva, G., y Oehl, F. (2012). *Diversispora clara* (Glomeromycetes)—a new species from saline dunes in the Natural Park Cabo de Gata (Spain). *Mycotaxon*, 118(1), 73-81.
- FAO. (2023). Portal de suelos de la FAO. Propiedades físicas del suelo. <https://www.fao.org/soils-portal/soil-survey/propiedades-del-suelo/propiedades-fisicas/es/> Consultado el 22 de junio de 2023.
- 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.
- García-Azpeitia L., Labrada-Delgado G. J., Montalvo-González E., y Loza-Cornejo, S. (2022). Caracteres morfométricos y anatómicos de frutos y semillas de una población de *Prosopis laevigata* (Fabaceae) en Lagos de Moreno, Jalisco, México. *Acta botánica mexicana*, (129), e2057.
- García-Sánchez, R. (2010). Diversidad funcional de los hongos micorrizógenos arbusculares de islas de recurso del Valle del Mezquital, Hidalgo, 112 págs. (Tesis de Doctorado, Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Postgrado de Botánica, Estado de México).
- García-Salazar, E. M. (2019). El agua residual como generadora del espacio de la actividad agrícola en el Valle del Mezquital, Hidalgo, México. *Estudios sociales. Revista de alimentación contemporánea y desarrollo regional*, 29(54), e19741.
- Garzón L. (2016). Importancia de las Micorrizas Arbusculares (MA), para un uso sostenible del suelo en la Amazonia Colombiana. *Revista Luna Azul*, 42, 217-234.

- González F. (2012). Zonas áridas y semiáridas de México y su vegetación. México: SEMARNART.
- González P. J., Ramírez J. F., Rivera R., Hernández A. y Crespo, G. (2016). Efectividad de la inoculación de hongos micorrízicos arbusculares en dos leguminosas forrajeras cultivadas en dos tipos de suelos. *Tropical Grassland*. 4(2):82-90.
- Guadarrama, P., Camargo-Ricalde, S. L., Hernández, L. y Castillo-Argüero, S. (2007). Los hongos micorrizógenos arbusculares de la región de Nizanda, Oaxaca, México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 81: 131-137.
- Guerra H., E. A., y Cruz F. G. (2014). Métodos de evaluación y diagnóstico para agua y suelo. México: FES Zaragoza (PAPIME).
- Herman, P. (2000). Biodiversity and evolution in mycorrhizae of the desert. *Microbial Endophytes*. Marcel Dekker, New York, USA, 141-160.
- Hernández, J. M., Manzano, M., Bolaños, M., e Ibarra, P. (2021). Estado Actual del Conocimiento del Ciclo del Carbono y sus Interacciones en México: Síntesis a 2021. México: Programa Mexicano del Carbono, CONACYT. Tecnológico de Monterrey.
- INAFED. (2017). Enciclopedia de Los Municipios y Delegaciones de México: Regionalización del estado de Hidalgo. Secretaría de Gobernación: Gobierno de México.
- INEGI (2000). Anuario estadístico. Hidalgo. México: Gobierno del estado de Hidalgo.
- INEGI. (2004). Hidalgo hoy. México: Gobierno de México.

- INEGI. (2023a). Mapas para imprimir. Cuéntame. <https://cuentame.inegi.org.mx/mapas/nacional.aspx> Consultado el 21 de marzo de 2023.
- INEGI. (2023b). Santiago de Anaya, Hidalgo. Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. Consultado el 16 de marzo de 2023.
- INEGI. (2023c). Mapa de México digital en línea. <http://gaia.inegi.org.mx/mdm6/?v=bGF0OjZlZjMyMDA4LGxvbjotMTAxLjUwMDAwLHo6MSxsOmMxMTFzZXJ2aWNpb3N8dGMxMTFzZXJ2aWNpb3M=> Consultado el 21 de marzo de 2023.
- INVAM. (2023). The International Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi. Species descriptions. (Reference Guide). <https://invam.ku.edu/species-descriptions> Última consulta el 16 de marzo de 2023.
- Jamil, Mohammad, M., Rushdi Hamad, S., y Issamalkawi, H. (2003). Population of arbuscular mycorrhizal fungi in semiarid environment of Jordan as influenced by biotic and abiotic factors. *Journal of Arid Environments*, 53: 409-417p.
- Jiménez, B. y Chávez, A. (2004). Quality assessment of an aquifer recharged with wastewater for its potential use as drinking source: “El Mezquital Valley” case: *Water Science and Technology*, 50(2), 269-276
- Keymer, A. y Gutjahr, C. (2018). Cross-kingdom lipid transfer in arbuscular mycorrhiza symbiosis and beyond. *Current Opinion in Plant Biology*. 44: 137-144.
- Krasilnikov P., Gutiérrez-Castorena M. del C., Ahrens R. J., Cruz-Gaistardo C., Sergey S., y Solleiro-Rebolledo, E. (2013). The soils of Mexico. *World Soils Book series*, Springer, New York, NY, USA

- Lanfranco L., Fiorilli V., y Gutjahr C. (2018). Partner communication and role of nutrients in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist*. 220 (4): 1031-1046.
- Leigh J., Hodge A., y Fitter A. H. (2009). Arbuscular mycorrhizal fungi can transfer substantial amounts of nitrogen to their host plant from organic material. *New Phytologist*. 181: 199–207p.
- López H., J, J. C., Ríos S. J. C. Monárrez G. R. Rosales S. J. Mejía, B. V., y Bustamante G. (2010). Tecnología disponible para la obtención de semilla de mezquite en el norte de México. Folleto Técnico Núm. 45. Campo Experimental Valle del Guadiana. INIFAP. Durango, Dgo. México. 39p.
- López-Cravioto, D., S. Sandoval Torres, J. Rodríguez Ramírez y L. V. Aquino Gonzáles. (2018). Secado convectivo de vainas de mezquite (*Prosopis laevigata*). *Contribución al Conocimiento Científico y Tecnológico en Oaxaca* 2(2): 115-120.
- Ma Z., D., Guo X. Xu, M. Lu, Bardgett R., Eissenstat D., Luke M. y Hedin L. (2018). Evolutionary history resolves global organization of root functional traits. *Nature*: 94-97. DOI: <https://doi.org/10.1038/nature25783>
- Marín L.E., Steinich B., Escolero O., Leal R.M., Silva B., y Gutiérrez S. (1998). Inorganic water quality monitoring using specific conductance in Mexico: *Ground Water Monitoring and Remediation*, 18(1), 156-162.
- Mazuela P. C. (2013). Agricultura en zonas áridas y semiáridas. Chile: *Idesia (Arica)*, 31(2), 3-4.
- McRostie, V. B., Gayo E. M., Santoro C. M., De Pol-Holz R. y Latorre C. (2017). The pre-Columbian introduction and of Algarrobo (*Prosopis*, Section Algarobia) in the Atacama Sudameric northern Chile. *PloS ONE* 12(7): e0181759

- Menéndez-Valderrey, J. L. (2012). *Glomus macrocarpum*. En *asturnatura.com* [en línea] Num. 363, Consultado el 18 de marzo 2023.
- Monroy-Ata. A., y García-Sánchez. R. (2009). Plantas y hongos micorrizas arbusculares: un mutualismo esencial en zonas semiáridas. México: UNAM, Facultad de Estudios Superiores, Zaragoza.
- Monroy-Ata A., Peña-Becerril, J. C, y García-Díaz, M. (2016). Mycorrhizal Symbiosis Organization of Dominant Tree *Prosopis laevigata* (Mesquite) in a Xeric Shrub of Central Mexico. En: Pagano, M.C. (Ed.). *Recent Advances on Mycorrhizal Fungi*. Springer International Publishing. Suiza, pp: 35-45.
- Monroy-Ata, Arcadio, y Ramírez-Saldivar, Karen Y. (2018). Relación entre sucesión ecológica vegetal y hongos micorrizógenos arbusculares en un matorral xerófilo en el centro de México. TIP. *Revista especializada en ciencias químico-biológicas*, 21(Supl. 2), e20180157.
- Montaño Arias, N.M. (2000). Potencialidad de los hongos micorrizógenos arbusculares de las islas de fertilidad de mezquite (*Prosopis laevigata*) de dos agostaderos semiáridos del Valle de Actopan, México central, un enfoque ecológico para recuperar la vegetación. (Tesis Licenciatura, FES Zaragoza, UNAM, México)
- Moreira, B. C., Rodrigues, A. L., Oliveira, S. F., Miguel, P. S., Bazzolli, D. M., Sturmer S., y Kasuya, M. (2015). Arbuscular mycorrhizal fungi in the *Jatropha curcas* rhizosphere. *African Journal of Microbiology Research*, 9(15), 1060-1074.
- Murray Nuñez, R. , Orozco Benitez, M. G., Hernandez Jimenez, A., Lemus Flores, C., y Najera O. (2014). El sistema agroforestal modifica el contenido de materia orgánica y las propiedades físicas del suelo. *CONACYT*.

- Nasim, G., (2012). Arbuscular mycorrhizae for sustainable agriculture, in: Ashraf, M., Öztürk, M., Aqeel Ahmad, M.S., Aksoy, A. (Eds.), *Crop Production for Agricultural Improvement*. Springer, p. 786
- Navarro-Cano, J. A., Goberna, M., y Verdu, M. (2019). La facilitación entre plantas como herramienta de restauración de diversidad y funciones ecosistémicas. *Ecosistemas*, 28(2), 20-31.
- Nazareno M. C., Ruscitti M. F., y Arango M. C. (2020). Micorrizas arbusculares. Biología y aplicaciones en el sector agro-forestal. Buenos Aires, Argentina: Editorial de la UNLP pp: 91-92.
- Noguez Camarillo, A. (2020). *Prosopis laevigata* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) MC Johnst en suelos regados con aguas residuales del Estado de Hidalgo (Tesis para Doctorado, Universidad Autónoma Chapingo, México).
- Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNART-2000 que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de los suelos. Estudio, muestreo y análisis.
- Oehl, F., Silva, G. A. D., Goto, B. T., y Sieverding, E. (2011). Glomeromycota: three new genera and glomoid species reorganized. *Mycotaxon*, 116(1), 75-120.
- Okin G., Parsons A., Wainwright J., Herrick J., Bestelmeyer B., Peters D. y Fredrickson E. (2009): Do Changes in Connectivity Explain Desertification? *BioScience*, 59(3), 237-244.
- Orgiazzi, A., Bardgett, R. D., Barrios E., Behan-Pelletier V., Briones M. J. I., Chotte J-L., De Deyn G. B., Eggleton P., Fierer N., Fraser T., Hedlund K., Jeffery S., Johnson N., Jones A., Kandeler E., Kaneko N., Lavelle P., Lemanceau P., Miko L., Montanarella L., Moreira F., Ramírez K., Scheu S., Singh B., Six J., van der Putten W., y Wall D. (Eds.) (2016). *Global soil biodiversity atlas*.

European Commission. European Commission, Publications Office of the European Union, Luxembourg. 176 pp.

Ortiz Solorio, C. A. (2019). Edafología. México: *Trillas*.

Pascual J.A., García C., Hernández T., Moreno J., y Ros, M. (2000). Soil microbial activity as a biomarker of degradation and remediation processes. *Soil Biology and Biochemistry*, 32(13): 1877-1883.

Pereda J. B. (2021). Propuesta para el uso del mezquite (*Prosopis laevigata* [Humb. et Bonpl. ex Willd] m. c. Johnston) en el ejido Pasaje, Cuencamé, Durango. (Tesis de Maestría, Instituto Politécnico Nacional, Ciudad de México.)

Perroni-Ventura Y., y Montaña C. (2011). Ecología. Islas de recursos (Cómo retener nitrógeno en suelo del desierto). España: *Investigación y ciencia* 415: 9-11.

Perroni-Ventura, Y., Montaña, C. y García-Oliva, F. (2006). Relationship between soil nutrient availability and plant species richness in a tropical semi-arid environment. *Journal of Vegetation Science*, 17, 719–728

Polo–Marcial M., Lara–Pérez L., Tomio B., Margarito–Vista X., y Andrade-Torres A., (2021). Glomeromycota in Mexico, a country with very high richness. *Sydowia*, 74, 33-63.

Posada R. H. Franco L.A, Ramos C., Plazas L.S., Suárez J.C., y Álvarez F.(2008). Effect of physical, chemical and environmental characteristics on arbuscular mycorrhizal fungi in *Brachiaria decumbens* (Stapf) pastures. *J. Appl. Microb.*, 104: 132p.

Raya Montañó Y. A., Apéaz Barrios P., Aguirre Paleo S., Vargas Sandoval M., Paz Da Silva R., y Lara-Chávez M. (2019). Identification of arbuscular mycorrhizal fungi in avocado orchards of Uruapan, Michoacán. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 10(spe23), 267-276.

- Redecker, D., Schüßler, A., Stockinger, H., Stürmer, S. L., Morton, J. B. y Walker, C. (2013) An evidence based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). *Mycorrhiza* 23(7): 515–531p.
- Rillin M. C., y Mummey D. L. (2006). Mycorrhizas and soil structure. *New Phytologist* 171: 41-53.
- Rodríguez S., Rojo M., B. Ramírez V., R. Martínez R., M. de la C. Cong H., H. H. Piña R. y S. M. Medina T. (2014). Análisis técnico del árbol del mezquite (*Prosopis laevigata* Humb. & Bonpl. ex Willd.) en México. *Ra Ximhai*10(3):173–193.
- Rodríguez Zulueta R., Vareña L., Aguilar S, Trejo D., y Lara L. (2010). Estatus micorrízico de *Jacaratiá mexicana* y hongos formadores de micorriza arbuscular presentes en selvas bajas caducifolias del Golfo de México. *Revista Mexicana de Micología* 31; 37 – 44.
- Romero, A. P., Muñoz, E. J., Laguna, R. R., y Zárata, R. R. (2021). Distribución potencial de *Prosopis laevigata* (Humb. et Bonpl. ex Willd.) MC Johnst. en el estado de Hidalgo, México. México: *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*, 12(63).
- Rose S. L, y Trappe J. M. (1980). Three new endomycorrhizal *Glomus spp.* Associated with actinorrhizal Shrubs. *Mycotaxon* Vol. X No. 2, pp. 413-420.
- Rubio, C., García Fayos, P., y Bochet, E. (2019). Análisis de la distribución del tamaño de parches de vegetación como indicador de degradación de los encinares mediterráneos. España: Departamento de Ecología Vegetal. Centro de Investigaciones sobre Desertificación (CSIC-UV-GV). Cuadernos de Geografía 102, 73-86.
- Rzedowski J. (1991). El endemismo en la flora fanerogámica Mexicana: una apreciación analítica preliminar. *Acta Botánica Mexicana* 15: 47-64.

- Rzedowski J. (1992). Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México. En: G. Halffter (ed.). *La diversidad biológica de Iberoamérica*. Xalapa, Ver Pp. 313-335.
- Rzedowski J. (2006). Vegetación de México. México, Ciudad de México: Limusa.
- Rzedowski, J., y de Rzedowski, G. C. (1979). Flora Fanerogámica del Valle de México, Vol. 2. *Compañía Editorial Continental. México, DF, México*.
- Saini, R. y Sharma, S. (2019). Climate resilient microbes in sustainable crop production. *Contaminants in Agriculture and Environment: Health Risks and Remediation*. 1: 264.
- Sánchez-Hernández, M. Á., Ayala-Garay, A. V., y Díaz, E. C. (2021). Potencial de establecimiento de *Prosopis laevigata* (árbol de uso múltiple), en suelos del distrito de riego 028 Tulancingo, Hidalgo. México: *e-CUCBA*, (17), 01-05.
- Sauceda E. N., Martínez G. E., Valverde B. R., Ruiz R., Hermida M., Torres S., y Ruiz H. (2014). Análisis técnico del árbol del mezquite (*Prosopis laevigata* Humb. & Bonpl. ex Willd.) en México. *Ra Ximhai*, 10(3), 173-193p.
- Schübler, A. y Walker, C. (2010). The *Glomeromycota*. A species list with new families and new genera. *Gloucester, UK*.
- Schübler, A., Schwarzott, D., y Walker, C. (2001). A new fungal phylum, the *Glomeromycota*: Phylogeny and evolution. *Mycological Research*, 105, 1413-1421. doi: 10.1017/S0953756201005196
- SEMARNAT. (2012). Informe de la situación del medio ambiente en México. Compendio de estadísticas ambientales indicadores clave y de desempeño Ambiental. Mexico: *SNIAR*.
- Shuessler, A. (2023). *Glomeromycota PHYLOGENY*. Darmstadt, Alemania. <http://www.amf-phylogeny.com/> (consultado marzo, 2023).

- Smith S. y Read D. (1997) Mycorrhizal sym-biosis. 2da ed. Londres: Academic Press Limited, 605.
- Smith S. y Read D. (2008). Growth and carbon economy of arbuscular mycorrhizal symbionts. In: *Mycorrhizal symbiosis* (3a ed.). Londres: Academic 177pp.
- Smith S. y Read D. (2010). *Mycorrhiza I Symbiosis* . 3rd. ed. Elsevier. London, UK. 803 pp.
- Sosa P., G. (2010). Tecnologías para el manejo integral de bosques de mezquite en el norte de México. Recuperado de http://ford.ciesa.edu.mx/downloads/2do_2_01.pdf. Consultado en noviembre 2022.
- Srivastava, D. S., Kolasa, J., Bengtsson, J., Gonzalez, A., Lawler, S. P., y Miller, E (2004). Are natural microcosm useful model systems for ecology? *Trends in Ecology and Evolution*, 19, 379–384
- Strullu-Derrien, C., Selosse M., Kenrick P. y Martin F. (2018). The origin and evolution of mycorrhizal symbioses: from palaeomycology to phylogenomics. *New Phytologist* 220(4): 1012-1030. DOI: <https://doi.org/10.1111/nph.15076>
- Tarafdar, J.C. y Praveen-Kumar. (1996). The role of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi on crop, tree and grasses grown in an arid environment. *J. Arid Environ.* 34: 197-203p.
- Tarango A., L. A. (2005). Problemática y alternativas de desarrollo de las zonas áridas y semiáridas de México. México: *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas*, vol. IV, núm. 2, 2005, pp. 17-21.
- Tongway, D., Cortina, J. y Maestre, F. (2004): Heterogeneidad espacial y gestión de medios semiáridos. *Ecosistemas*, 13(1), 2-15.
- Valenzuela N. L., Ríos J. C., Trucíos C. y Rosales S. (2011). Diversidad genética en poblaciones naturales de mezquite del norte-centro de México. 1er Simposio

Presente y Futuro de los Bosques-Instituto Tecnológico del Salto. El Salto. Durango, México. 6 pp.

Weather Spark. (2023). El tiempo durante todo el año en cualquier lugar del mundo. Informes climatológicos con el tiempo por mes, día y hasta hora. <https://es.weatherspark.com/> Consultado el 16 de marzo del 2023.

Whitman, T., Whitman, E., Woolet, J., Flannigan, M. D., Thompson, D. K., y Parisien, M. A. (2019). Soil bacterial and fungal response to wildfires in the Canadian boreal forest across a burn severity gradient. *Soil Biology and Biochemistry*. 138: 107571.

13. Anexos

Anexo 1. Abundancia de HMA asociados a *Prosopis laevigata*

	SANTIAGO DE ANAYA					GONZÁLEZ ORTEGA					Total de esporas
	M1	M2	M3	M4	M5	M6	M7	M8	M9	M10	
<i>Acaulospora</i> afín <i>mellea</i>	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	3
<i>Acaulospora</i> sp	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Claroideoglossum</i> <i>etunicatum</i>	293	25	50	46	60	79	37	104	38	205	937
<i>Diversispora</i> <i>clara</i>	65	0	0	0	0	20	1	20	5	13	124
<i>Diversispora</i> sp	3	0	0	0	0	2	0	0	0	5	10
<i>Dominikia</i> afín <i>disticha</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	104	0	104
<i>Entrophospora</i> <i>infrequens</i>	74	0	0	0	0	0	0	11	13	15	113
<i>Funneliformis</i> <i>halonatus</i>	20	0	0	0	0	0	4	7	0	8	39

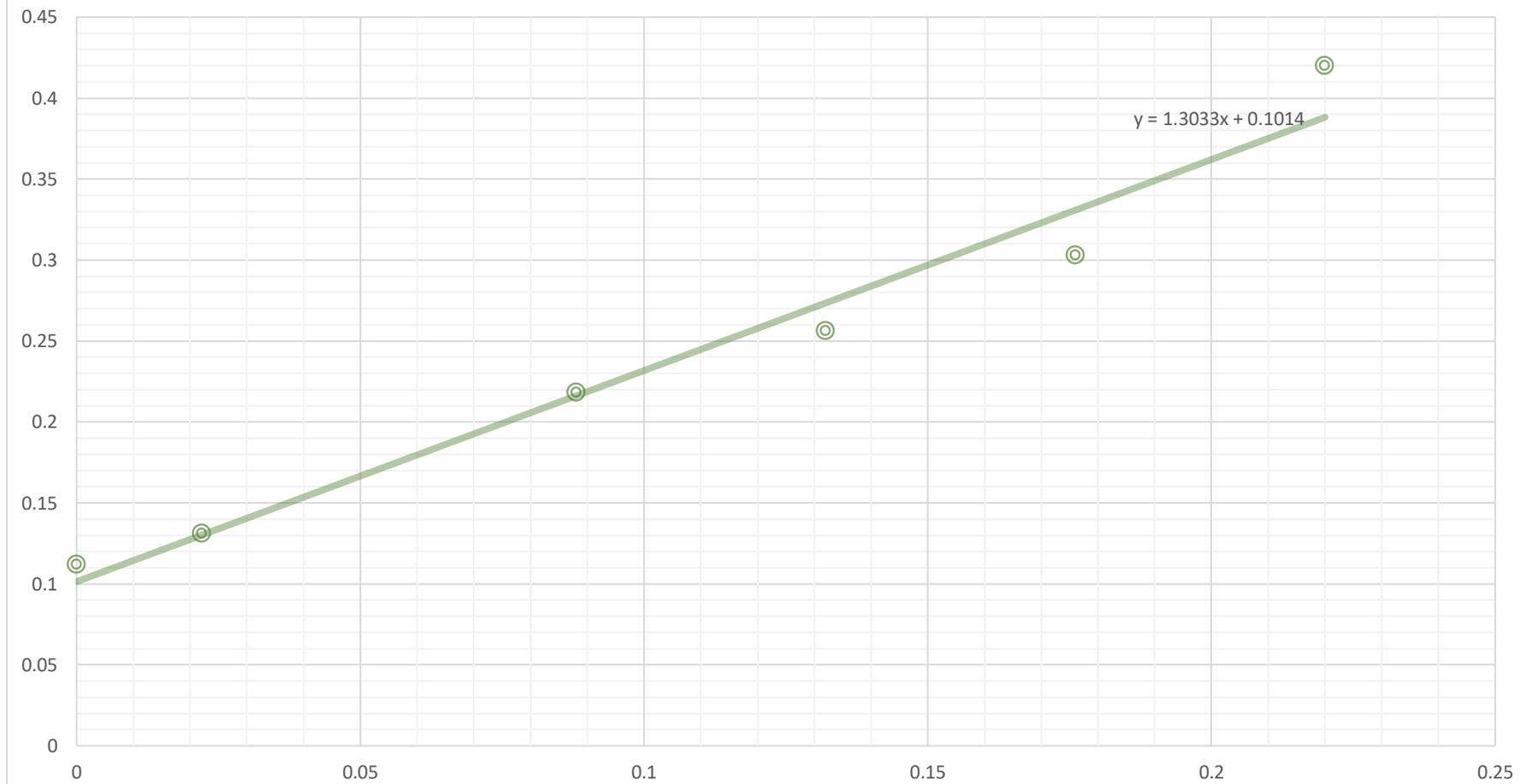
<i>Funneliformis mosseae</i>	8	0	0	0	0	0	0	0	4	21	33
<i>Glomus macrocarpum</i>	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3
<i>Rizhophagus aggregatus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	12	12
<i>Septoglomus constrictum</i>	9	85	108	75	57	103	1	66	215	91	810
<i>Septoglomus mexicanum</i>	23	57	62	85	73	83	11	100	158	179	831
AT	500	169	221	206	190	287	54	308	537	551	3021

Anexo 2. Riqueza y diversidad de esporas de HMA y propiedades físicas y químicas en suelo rizosférico de *P. laevigata*.

	<i>Mezquites</i>	Abu	Riq	Div	Dom	Eq	pH	CE	MO	DA	DR	EP	Pi
S A N T I A G O	M1 R1	259	10	1.168	0.4474	0.5071	7.3	0.0051	12.48	0.962	1.859	48.25	0.57699
	M1 R2	240	9	1.496	0.3313	0.681	7.3	0.0051	12.48	0.962	1.859	48.25	0.57699
	M2 R1	66	3	1.027	0.376	0.9348	7.3	0.0051	17.67	0.709	1.706	58.44	0.59234
	M2 R2	105	4	1.04	0.405	0.7506	7.3	0.0051	17.67	0.709	1.706	58.44	0.59234
	M3 R1	98	3	0.9801	0.4155	0.8921	7.8	0.008	16.53	0.929	1.969	52.81	0.11662
D E	M3 R2	123	4	1.114	0.3434	0.8039	7.8	0.008	16.53	0.929	1.969	52.81	0.11662
	M4 R1	111	3	1.08	0.3462	0.983	7.1	0.0053	22.32	0.796	1.458	45.4	0.39284
A N A Y A	M4 R2	95	3	1.029	0.3746	0.9368	7.1	0.0053	22.32	0.796	1.458	45.4	0.39284
	M5 R1	93	3	1.019	0.3814	0.9273	7.2	0.0065	21.74	0.856	1.873	54.3	0.34681
	M5 R2	97	3	0.9492	0.4397	0.864	7.2	0.0065	21.74	0.856	1.873	54.3	0.34681

G O N Z Á L E Z O R T E G A	Mezquites	Abu	Riq	Div	Dom	Eq	pH	CE	MO	DA	DR	EP	Pi
	M6 R1	126	5	1.267	0.3253	0.7874	7.9	0.0064	7.83	1.188	2.212	46.29	0.10128
	M6 R2	161	4	1.279	0.293	0.9225	7.9	0.0064	7.83	1.188	2.212	46.29	0.10128
	M7 R1	40	5	1.017	0.4738	0.6316	7.9	0.006	8.99	1.176	2.092	43.79	1.52842
	M7 R2	14	2	0.5196	0.6633	0.7496	7.9	0.006	8.99	1.176	2.092	43.79	1.52842
	M8 R1	127	5	1.466	0.2556	0.9112	8	0.006	9.86	1.135	2.119	46.44	0.31612
	M8 R2	181	5	1.337	0.2957	0.8305	8	0.006	9.86	1.135	2.119	46.44	0.31612
	M9 R1	290	7	1.29	0.3202	0.6627	7.7	0.0058	10.15	1.137	2.183	47.92	0.45423
	M9 R2	247	7	1.49	0.2641	0.7658	7.7	0.0058	10.15	1.137	2.183	47.92	0.45423
	M10 R1	297	9	1.633	0.247	0.7433	7.3	0.0052	10.73	1.14	2.242	49.15	0.36215
	M10 R2	252	9	1.35	0.3401	0.6146	7.3	0.0052	10.73	1.14	2.242	49.15	0.36215

Curva patrón de fósforo



Anexo 3. Análisis estadístico

- ABUNDANCIA

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Equal Prob Level	Reject	
						Means? ($\alpha=0,05$)	Power ($\alpha=0,05$)
Between (Sitios)	1	10035,2	10035,2	1,4241	0,24823	No	0,20438
Within (Error)	18	126844,6	7046,922				
Adjusted Total	19	136879,8					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)
Between Groups	1	15,60	1,4241	0,25057	No

- RIQUEZA

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Prob Level	Reject	
						Equal Means? ($\alpha=0,05$)	Power ($\alpha=0,05$)
Between (Sitios)	1	8,45	8,45	1,4070	0,25097	No	0,20249
Within (Error)	18	108,1	6,005556				
Adjusted Total	19	116,55					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)
Between Groups	1	17,35	1,4070	0,25154	No

- DIVERSIDAD

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)	Power ($\alpha=0,05$)
Between (Sitios)	1	0,1524782	0,1524782	2,5518	0,12757	No	0,32755
Within (Error)	18	1,075538	0,05975211				
Adjusted Total	19	1,228016					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)
Between Groups	1	13,31	2,5518	0,13362	No

- DOMINANCIA

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)	Power ($\alpha=0,05$)
Between (Sitios)	1	0,007311488	0,007311488	0,8091	0,38026	No	0,13645
Within (Error)	18	0,1626551	0,009036392				
Adjusted Total	19	0,1699665					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)
Between Groups	1	10,75	0,8091	0,38809	No

- EQUITATIVIDAD

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)	Power ($\alpha=0,05$)
Between (Sitios)	1	0,0218725	0,0218725	1,3294	0,26400	No	0,19389
Within (Error)	18	0,2961589	0,01645327				
Adjusted Total	19	0,3180314					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)
Between Groups	1	16,44	1,3294	0,26541	No

- pH

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)	Power ($\alpha=0,05$)
Between (Sitios)	1	0,882	0,882	13,1424	0,00194	Yes	0,92867
Within (Error)	18	1,208	0,06711111				
Adjusted Total	19	2,09					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)
Between Groups	1	17,98	13,1424	0,00194	Yes

- CONDUCTIVIDAD ELÉCTRICA

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)	Power ($\alpha=0,05$)
Between (Sitios)	1	7,2E-08	7,2E-08	0,0909	0,76648	No	0,05941
Within (Error)	18	1,4256E-05	7,92E-07				
Adjusted Total	19	1,4328E-05					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)
Between Groups	1	11,14	0,0909	0,76858	No

- MATERIA ORGÁNICA

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)	Power ($\alpha=0,05$)
Between (Sitios)	1	372,9025	372,9025	47,6763	0,00000	Yes	1,00000
Within (Error)	18	140,7879	7,821551				
Adjusted Total	19	513,6904					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)
Between Groups	1	10,40	47,6763	0,00003	Yes

- DENSIDAD APARENTE

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? (α=0,05)	Power (α=0,05)
Between (Sitios)	1	0,4645152	0,4645152	94,8076	0,00000	Yes	1,00000
Within (Error)	18	0,088192	0,004899555				
Adjusted Total	19	0,5527072					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? (α=0,05)
Between Groups	1	10,07	94,8076	0,00000	Yes

- DENSIDAD REAL

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? (α=0,05)	Power (α=0,05)
Between (Sitios)	1	0,7864578	0,7864578	40,3709	0,00001	Yes	0,99997
Within (Error)	18	0,3506544	0,0194808				
Adjusted Total	19	1,137112					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? (α=0,05)
Between Groups	1	10,77	40,3709	0,00006	Yes

- ESPACIO POROSO

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)	Power ($\alpha=0,05$)
Between (Sitios)	1	131,1744	131,1744	9,7481	0,00589	Yes	0,83941
Within (Error)	18	242,2146	13,45636				
Adjusted Total	19	373,389					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)
Between Groups	1	11,71	9,7481	0,00906	Yes

- FÓSFORO (Pi)

Analysis of Variance Table and F-Test

Model Term	DF	Sum of Squares	Mean Square	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)	Power ($\alpha=0,05$)
Between (Sitios)	1	0,1085135	0,1085135	0,6930	0,41604	No	0,12376
Within (Error)	18	2,818336	0,1565742				
Adjusted Total	19	2,92685					
Total	20						

Welch's Test of Means Allowing for Unequal Variances

Model Term	Numerator DF	Denominator	F-Ratio	Prob Level	Reject Equal Means? ($\alpha=0,05$)
Between Groups	1	11,14	0,6930	0,42263	No

Anexo 4. Análisis de componentes principales

Similarity matrix											
	Riqueza	Diversidad	Dominancia	Equitatividad	pH	CE	MO	DA	DR	EP	P
Riqueza	1										
Diversidad	0.721	1									
Dominancia	-0.386	-0.894	1								
Equitatividad	-0.762	-0.185	-0.199	1							
pH	-0.119	0.04	-0.014	-0.055	1						
CE	-0.441	-0.256	0.078	0.292	0.512	1					
MO	-0.476	-0.392	0.133	0.516	-0.726	0.046	1				
DA	0.384	0.358	-0.142	-0.393	0.708	0.115	-0.9	1			
DR	0.404	0.406	-0.221	-0.4	0.67	0.239	-0.848	0.893	1		
EP	-0.187	-0.134	-0.021	0.184	-0.399	0.113	0.521	-0.686	-0.286	1	
P	-0.07	-0.487	0.72	-0.394	0.104	-0.301	-0.215	0.153	-0.009	-0.29	1
	Riqueza	Diversidad	Dominancia	Equitatividad	pH	CE	MO	DA	DR	EP	P

Similarity matrix													
	A. mellea	A. sp.	C. etunicatur	D. clara	D. sp.	Do. disticha	E. infrequen	F. halonatus	F. mosseae	G. macrocar	R. aggregatu	S. constrictu	S. mexicanur
A. mellea	1												
A. sp.	0.78	1											
C. etunicatur	-0.192	0.126	1										
D. clara	-0.201	0.177	0.824	1									
D. sp.	-0.171	-0.057	0.615	0.474	1								
Do. disticha	-0.102	-0.102	-0.221	-0.119	-0.176	1							
E. infrequen	-0.161	0.199	0.803	0.915	0.453	0.001	1						
F. halonatus	-0.177	0.035	0.786	0.77	0.539	-0.182	0.751	1					
F. mosseae	-0.154	-0.091	0.578	0.317	0.842	0.011	0.406	0.497	1				
G. macrocar	-0.099	0.121	0.676	0.824	0.398	-0.102	0.882	0.82	0.281	1			
R. aggregatu	-0.086	-0.086	0.267	0.074	0.69	-0.088	0.07	0.213	0.848	-0.086	1		
S. constrictu	0.153	-0.03	-0.359	-0.319	-0.055	0.778	-0.3	-0.383	0.066	-0.368	0.134	1	
S. mexicanur	-0.105	-0.215	0.007	-0.174	0.31	0.461	-0.16	-0.116	0.554	-0.341	0.59	0.657	1
	A. mellea	A. sp.	C. etunicatur	D. clara	D. sp.	Do. disticha	E. infrequen	F. halonatus	F. mosseae	G. macrocar	R. aggregatu	S. constrictu	S. mexicanur