



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
ZARAGOZA

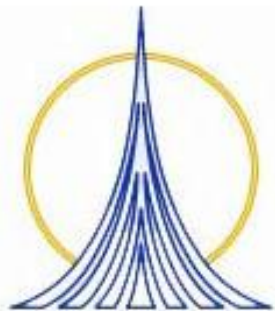
Hongos micorrízicos arbusculares de ocho
localidades del Valle del Mezquital,
Hidalgo.

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
B I Ó L O G O
P R E S E N T A N:
HERNÁNDEZ ORTEGA HERMINIA ALEJANDRA
ORDÓÑEZ VALENCIA CLAUDIA

DIRECTOR: M. en C. ROSALVA GARCÍA SÁNCHEZ

MÉXICO, D. F.

FEBRERO 2006



Investigación apoyada por DGAPA proyecto Papiit IN-214501 y con
financiamiento de CONACYT (clave SEMARNAT- 2002- C01- 668)



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a todos aquellos que de alguna manera nos ayudaron a la realización de este trabajo. En especial: al Maestro Armando Cervantes por su asesoría en el análisis estadístico (Laboratorio de Aplicaciones Computacionales); a la Bióloga Leticia López Vicente, la Doctora Esther M. García Amador y la Bióloga Ana Laura Maldonado por permitirnos realizar los análisis de suelo en su laboratorio (Laboratorio de Contaminación); a la Bióloga Aída Zapata encargada del Laboratorio de Servicios de la Carrera de Biología (absorción atómica) quien realizó la determinación de Cationes solubles; al Doctor Gerardo Cruz Flores por su ayuda y por permitirnos utilizar el equipo para la determinación de nitrógeno en suelo (Laboratorio de Edafología y Nutrición Vegetal), a la Bióloga Balbina Vásquez Benítez por asesorarnos con los nombres de las especies vegetales. A la Doctora Pilar Ortega Larrocea y a la Bióloga Alicia Franco R. por proporcionarnos bibliografía sobre el tema.

A la presidencia del Municipio de Santiago de Anaya y al señor Erasto por el resguardo de las muestras colectadas.

A los sinodales, Biólogo Marco Antonio Hernández Muñoz, Doctor Arcadio Monroy Ata, Maestra María de Jesús Sánchez Colín, Doctor Gerardo Cruz Flores, por sus sugerencias y aportaciones al trabajo.

A nuestra directora de tesis Maestra Rosalva García Sánchez, por brindarnos la oportunidad de ser parte de su grupo de trabajo, así como por los conocimientos que nos compartió.

Al Biólogo Mariano García Díaz por su ayuda en la colecta de muestras, su colaboración en la determinación de las especies de HMA, su asesoría en la toma de fotografías, sugerencias y aportaciones en la elaboración del trabajo.

A Hugo Hernández Ortega por su apoyo en la colecta de muestras.

DEDICATORIAS

A mis padres, quienes me han brindado todo su apoyo y cariño. Que gracias a sus esfuerzos y dedicación he logrado culminar satisfactoriamente mis estudios, muchas gracias.

A mis hermanos Antonio, Hugo y Rogelio, quienes han sido la principal motivación de superación. La vida no es fácil, y sin estudios no hay posibilidad alguna (sigan adelante con sus estudios para que sean triunfadores y puedan ser mas de lo que ya son, buenos hermanos).

A Mariano, quien ha sido más que un amigo (un hermano). Me has apoyado en los momentos mas difíciles de mi vida y que mejor recompensa que esta, gracias (y recuerda nunca te vayas sin decir te quiero).

A Claudia, que más que una amiga ha sido como una hermana. Por tu paciencia, comprensión y por la amistad que me has brindado, para toda la vida, gracias.

A Luis, quien ha sido parte importante en mi vida. Me has dado la fuerza y el valor para terminar con mi tesis, por eso y mucho más, gracias. Y recuerda que siempre tendrás un lugar en mi corazón (te quiero).

A todos aquellos que siempre estuvieron a mi lado y que me motivaron para seguir adelante, mis profesores y compañeros de primaria, secundaria, preparatoria y de facultad, quienes con sus interesantes pláticas me animaron y motivaron para ser alguien en la vida.

A todos mis familiares: abuelos, tíos, primos, sobrinos, a quienes espero servir como inspiración para ser más que una simple persona. Que sin importar la edad, luchar por ser algo mejor en la vida no es imposible.

H. Alejandra Hernández Ortega

DEDICATORIAS

A mis padres, como una pequeña forma de agradecerles por todo lo que de ellos he recibido; su amor, comprensión, dedicación, esfuerzo y sacrificio fueron la fuerza que me motivó a llegar hasta aquí.

A mis hermanas, por el cariño, la ayuda y los consejos que me brindaron

A mi hermano, que siempre me brindó un momento de su tiempo para ayudarme en lo que le pedía y sobre todo por siempre estar conmigo.

A Ale, que me dio la oportunidad de compartir con ella la realización de este trabajo y por la amistad que me brindó durante toda la carrera.

A Lucía:”Busqué en mar y montañas

Pregunté a pájaros y peces

Pero nunca encontré

La dedicatoria que tu mereces”

A Mariano, por todo su apoyo desde el principio hasta el fin en la realización de este trabajo, pero sobre todo por su amistad y por aquellos buenos momentos que muchas veces nos hicieron reír.

Claudia Ordóñez Valencia

CONTENIDO

Página

CONTENIDO	I
ÍNDICE DE CUADROS	IV
ÍNDICE DE FIGURAS	V
RESUMEN	1
1. INTRODUCCIÓN	2
2. MARCO TEÓRICO	4
2.1. Generalidades de la asociación micorrízica	4
2.2. Micorriza arbuscular	5
2.3. Desarrollo de la micorriza arbuscular	6
2.4. Factores que influyen en la micorriza arbuscular	7
2.5. Beneficios de la asociación micorrízica arbuscular	8
2.6. Clasificación taxonómica de los Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA)	9
2.7. Descripción de géneros de HMA	13
2.8. La micorriza arbuscular en zonas semiáridas de México	15
2.9. Suelo en las zonas semiáridas	16
2.10. Análisis Multivariado	17
3. HIPÓTESIS	18
4. OBJETIVOS	18
4.1. Objetivo General	18
4.2. Objetivos Particulares	18
5. MÉTODO	19
5.1. Zona de estudio	19
5.2. Descripción de localidades	19
5.3. Muestreo	26
5.4. Análisis físico y químico del suelo	26
5.5. Evaluación de la colonización por HMA	27
5.6. Aislamiento y cuantificación de esporas	27

5.7. Identificación de géneros de HMA	27
6. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	28
6.1 Especies vegetales muestreadas	28
6.2 Propiedades físicas y químicas del suelo	30
6.2.1 Propiedades físicas y químicas del suelo de cada localidad	30
6.2.2 Propiedades físicas y químicas del suelo rizosférico	34
6.3 Evaluación de la micorrización en las especies vegetales	42
6.4 Cuantificación de esporas	46
6.5 Presencia de Hongos Micorrízicos Arbusculares	50
6.5.1 Presencia de los HMA por localidad	50
6.5.2 Presencia de HMA por especie vegetal	53
6.6 Descripción de Morfoespecies	59
6.6.1 Esporas del género <i>Acaulospora</i>	59
6.6.2 Esporas del género <i>Gigaspora</i>	60
6.6.3 Esporas del género <i>Glomus</i>	61
6.6.4 Esporas del género <i>Scutellospora</i>	64
7. CONCLUSIONES	71
8. BIBLIOGRAFÍA CITADA	72
APÉNDICES	78
1 Determinación de Propiedades físicas y Químicas del suelo (NOM-021-RECNAT 2000).....	78
1.1 Determinación de pH, método AS-02	78
1.2 Determinación de la conductividad eléctrica	78
1.3 Determinación de Densidad Aparente	79
1.4 Determinación de Densidad Real, método AS-04	79
1.5 Determinación del Contenido de Humedad, método AS-05	80
1.6 Determinación de Materia Orgánica del suelo, método AS-07	81
1.7 Determinación de la Textura del suelo, método AS-09	81
1.8 Determinación de Fósforo aprovechable del suelo, método AS-10	82

1.9	Determinación de la Capacidad de Intercambio Catiónico del suelo, método AS-12	83
1.10	Obtención del Extracto de Saturación, método AS-16	84
1.11	Determinación de Cationes Solubles, método AS-19	85
1.12	Determinación de Aniones Solubles, método AS-20	86
1.13	Determinación de Nitrógeno Total	87
2	Evaluación del porcentaje de colonización micorrízica en raíz (Phillips y Hayman).....	88
3	Aislamiento y conteo de esporas del suelo (Gerdeman y Nicolson)	88
4	Determinación de tamaño, forma y color de las esporas	89

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de los HMA según Morton y Benny	10
Cuadro 2. Clasificación taxonómica de los HMA propuesta por Morton y Redecker	12
Cuadro 3. Lista de especies vegetales muestreadas en las ocho localidades del Valle del Mezquital	28
Cuadro 4. Relación de especies compartidas y únicas entre localidades	30
Cuadro 5. Propiedades físicas y químicas del suelo de cada una de las localidades	31
Cuadro 6. Análisis de Componentes Principales de las propiedades físicas y químicas del suelo de las diferentes localidades	33
Cuadro 7. Tabla de Matriz de Componentes de las localidades	34
Cuadro 8. Propiedades físicas y químicas del suelo rizosférico de las diferentes especies vegetales	35
Cuadro 9. Análisis de CP's de las propiedades físicas y químicas del suelo rizosférico en cada localidad	40
Cuadro 10. Tabla de Matriz de Componentes en cada especie vegetal	40
Cuadro 11. Porcentajes de infección micorrízica y número de esporas en la rizosfera de cada especie	42
Cuadro 12. Géneros de HMA presentes en cada localidad	50
Cuadro 13. Morfoespecies del Género <i>Acaulospora</i>	50
Cuadro 14. Morfoespecies del Género <i>Gigaspora</i>	51
Cuadro 15. Morfoespecies del Género <i>Glomus</i>	52
Cuadro 16. Morfoespecies del Género <i>Scutellospora</i>	52
Cuadro 17. Géneros de HMA presentes en las diferentes especies vegetales.	54
Cuadro 18. Morfoespecies del Género <i>Acaulospora</i>	55
Cuadro 19. Morfoespecies del Género <i>Gigaspora</i>	55
Cuadro 20. Morfoespecies del Género <i>Glomus</i> en cada especie vegetal	57
Cuadro 21. Morfoespecies del Género <i>Scutellospora</i>	58

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Diferentes tipos de asociación micorrízica presentes en las plantas	5
Figura 2. Clasificación taxonómica de los hongos micorrízicos arbusculares	11
Figura 3. Ubicación de las localidades	20
Figura 4. Vista panorámica de la localidad de Cañón del Diablo	21
Figura 5. Vista panorámica de la localidad de El Palmar	22
Figura 6. Vista panorámica de la localidad de González Ortega	22
Figura 7. Vista panorámica de la localidad de Hermosillo	23
Figura 8. Vista panorámica de la localidad de Julián Villagrán	24
Figura 9. Vista panorámica de la localidad de Patria Nueva	24
Figura 10. Vista panorámica de la localidad de Santiago de Anaya	25
Figura 11. Vista panorámica de la localidad de Xitzo	26
Figura 12. Análisis Cluster de las propiedades físicas y químicas del suelo de las diferentes localidades	33
Figura 13. Dispersión de CP's de propiedades físicas y químicas de suelo	33
Figura 14. Análisis Cluster de las especies de cada localidad	39
Figura 15. Dispersión de CP's de propiedades físicas y químicas de suelo rizosférico de cada especie vegetal	40
Figura 16. Estructuras de HMA dentro en raíz	43
Figura 17. Colonización total para cada especie por localidad	44
Figura 18. Colonización total por especie vegetal	45
Figura 19. Número de esporas en la rizosfera de cada especie por localidad	47
Figura 20. Número de esporas en el suelo asociadas a las especies estudiadas	48
Figura 21. Esporas en suelo rizosférico	49
Figura 22. Esporas del género <i>Acaulospora</i>	66
Figura 23. Esporas del género <i>Gigaspora</i>	66
Figura 24. Esporas del género <i>Gigaspora</i>	67
Figura 25. Esporas del género <i>Glomus</i>	67
Figura 26. Esporas del género <i>Glomus</i>	68
Figura 27. Formas esporocárpicas	69
Figura 28. Esporas del género <i>Scutellospora</i>	69
Figura 29. Formas de polen propuesta por Erdtman	89
Figura 30. Forma general de esporas	89
Figura 31. Tabla de colores para esporas	90

RESUMEN.

Se realizó un estudio sobre los Hongos Micorrízicos Arbusculares presentes en suelo rizosférico de cinco especies vegetales diferentes de ocho localidades del Valle del Mezquital en época seca (Marzo). Para lo cual, se separaron las esporas, cuantificaron e identificaron a nivel de género. Las cantidades de esporas encontradas variaron entre las diferentes especies vegetales en el intervalo de 18 a 600 en 100g de suelo seco. Se encontraron 44 morfoespecies y 4 formas esporocárpicas, pertenecientes a los géneros: *Acaulospora*, *Gigaspora*, *Glomus* y *Scutellospora*. Entre éstas, seis morfoespecies se identificaron a nivel de especie (*Gigaspora* aff. *gigantea*, *Glomus* aff. *manihotis*, *Glomus mosseae*, *Glomus sinuosum*, *Scutellospora* aff. *rubra* y *Scutellospora* aff. *scutata*). Se encontraron diferencias entre localidades en cuanto al número de esporas y morfoespecies para esta época, debido a que las especies vegetales no son las mismas en cada localidad. Así también se evaluaron las propiedades físicas y químicas del suelo que pueden afectar la distribución de estos hongos, de las cuales fósforo disponible y nitrógeno total, fueron los nutrientes que presentaron mayor concentración. Por lo anterior se concluye que la distribución de estos endófitos está más en relación con la especie vegetal a la cual se encuentran asociados que a la disposición de los nutrientes en el suelo.

1. INTRODUCCIÓN

Las zonas áridas y semiáridas en México ocupan alrededor de 125 millones de hectáreas, es decir, un 60% de la superficie de su territorio (Rzedowski, 1994). Una de las características de estos ambientes es la escasez de agua y con ello la baja disponibilidad de los nutrientes minerales del suelo, en especial de los elementos relativamente inmóviles como el fósforo, que disminuye su disponibilidad cuando el potencial hídrico del suelo decrece; estas características junto con las condiciones climáticas adversas como las sequías prolongadas, intenso calor y suelos poco desarrollados, se convierten en factores que restringen la capacidad de recuperación natural de la cubierta vegetal de estos ecosistemas (Montaño, 2000).

La degradación de los ecosistemas naturales y el cambio del uso del suelo se manifiestan en la pérdida de la cubierta vegetal o en el descenso de la productividad agrícola, cambios asociados a la calidad del suelo. Ello incluye la pérdida de la estructura, incremento de la erosión, carencia de nutrientes asimilables y materia orgánica, descenso en la cantidad, diversidad y actividad de los propágulos microbianos capaces de colonizar la raíz (Barea, 1998). En estos ecosistemas degradados la simbiosis con los hongos micorrízicos son de particular importancia para las plantas (Trappe, 1981), la erosión afecta el número de propágulos micorrízicos en el suelo, limitando las posibilidades de colonización. En estos ambientes la tasa de infección por Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) y su desarrollo pueden ser factores importantes en la rehabilitación natural o inducida (Allen, 1982), por lo que la recuperación de los ecosistemas puede depender de la presencia de los HMA (Janos, 1980; Perry *et al.*, 1989).

En el Valle del Mezquital se desconoce la disponibilidad de los HMA en los diferentes tipos de matorrales y su asociación con la especie fisonómicamente dominante. Sin embargo, el uso de estas especies vegetales y así como la perturbación de los ecosistemas continúa, por lo que es necesario detener el daño a los ecosistemas y fomentar la recuperación de las áreas dañadas mediante el uso de especies nativas no sólo vegetales si no también de microorganismos del suelo como los HMA para lo cual hay que conocerlos primero.

La mayor parte de los estudios realizados acerca de los HMA se han enfocado en determinar la respuesta de la planta a la micorriza, prestando mayor atención a lo relacionado con la nutrición mineral, siendo el fósforo el nutrimento que más se ha estudiado en este sentido, no solamente porque es requerido por las plantas en grandes cantidades sino porque también frecuentemente su concentración en la solución del suelo es muy baja (Varela y Estrada-Torres, 1999).

El conocimiento de la composición y diversidad de HMA es importante para el manejo adecuado de la interacción suelo-planta-hongo a fin de lograr sistemas sustentables (Varela y Trejo, 2001), por lo que también es importante conocer la persistencia en campo del endófito así como su cantidad, calidad y diversidad en el suelo. Sin embargo, esto no es fácil debido a la amplia distribución y abundancia natural de hongos y hospederos, y a la aparente ausencia general de restricciones para la formación de micorriza. Por lo cual este trabajo tiene como objetivo conocer los HMA asociados a la rizosfera de especies vegetales que están presentes en el Valle del Mezquital, con la finalidad de contribuir al conocimiento de la dinámica de éstos.

2. MARCO TEÓRICO

2.1 Generalidades de la simbiosis micorrízica.

La simbiosis mutualista, que es una asociación íntima llevada a cabo entre las raíces de las plantas superiores y determinados hongos nativos del suelo, se le conoce como micorriza (Barea, 1998). Este nombre proviene del griego: *mykes*: hongo y *rhiza*: raíz (Ferrera-Cerrato *et al.*, 1993; Márquez *et al.*, 2002).

Esta asociación mutualista proporciona beneficios fisiológicos y nutrimentales a ambos organismos, las micorrizas constituyen el enlace entre los organismos fotosintetizadores y los saprófitos es decir, los que se nutren por absorción (Márquez *et al.*, 2002). El hongo recibe azúcares simples derivados de la fotosíntesis del hospedero y un microhábitat (Harley y Smith, 1983; Allen, 1991); y a su vez la planta recibe minerales y agua del suelo (Smith y Gianinazzi-Person, 1988; Gianinazzi, 1991; Barea, 1998; Fragoso, 2001; Stribley, 1990; Marschner y Dell, 1994). Como regla general los hongos son totalmente dependientes de la planta superior, mientras que para la planta el mayor beneficio fisiológico es aumentar la superficie radical, compensar las deficiencias en nutrimentos y la falta de agua (Fragoso, 2001).

Una amplia diversidad de grupos fúngicos forma diversos tipos morfológicos de asociaciones micorrízicas. De acuerdo con el grado de penetración del hongo en la raíz del hospedero (Harley y Smith, 1983; Marks, 1991) las micorrizas se dividen en tres grupos: ectomicorriza, ectendomicorriza y endomicorriza. Con base en los grupos de hongos y de plantas que establecen la asociación (Harley y Smith, 1983; Mukerji, 1996), se subdivide a la ectendomicorriza en arbutoide, monotropoide y ectendomicorriza, y a la endomicorriza en ericoide, orquideoide y arbuscular (Figura 1).

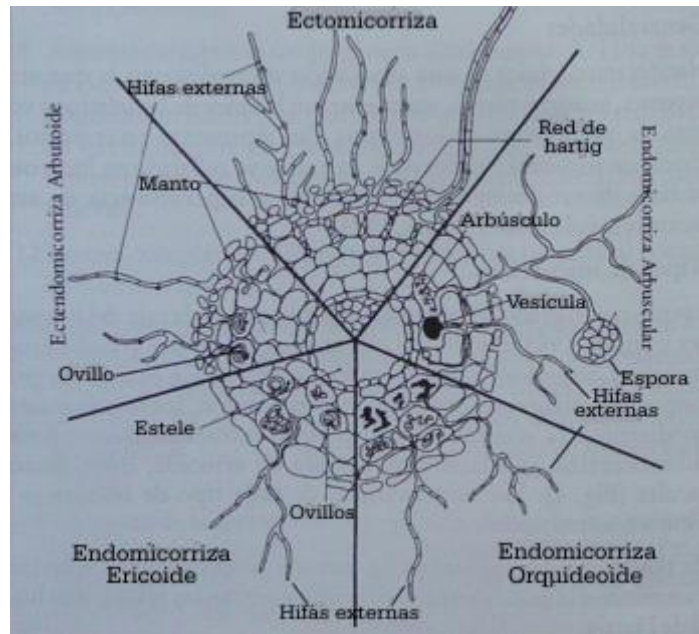


Figura 1. Diferentes tipos de asociación micorrizica presentes en las plantas (tomado de Hernández *et al.*, 2003).

2.2 Micorriza Arbuscular.

El tipo más común de simbiosis micorrizica es la micorriza arbuscular, formada en muchas especies vegetales y por miembros fúngicos del Phylum Glomeromycota (Morton y Benny, 1990; Smith y Read, 1997). La micorriza arbuscular es la más antigua que se conoce, probablemente se originó hace 350 a 460 millones de años y se considera fue importante en la colonización del ambiente terrestre por las plantas (Varela y Trejo, 2001). Es la simbiosis más ampliamente distribuida entre las familias botánicas (Allen, 1991; Bethlenfalvay y Schuepp, 1994; Schreiner *et al.*, 1997). Actualmente, esta interacción está recibiendo atención debido al incremento de su aplicación en los programas de agricultura sustentable y de restauración ecológica (Bethlenfalvay y Schuepp, 1994; Schreiner *et al.*, 1997; Fracchia *et al.*, 2001). Además es un factor importante en la ecología de las plantas vasculares, la gran mayoría de plantas requiere de esta simbiosis (Smith y Read, 1997). Trabajos recientes muestran que la existencia de varias especies de HMA afecta directamente la diversidad y competitividad de las interacciones entre plantas (Van der Heijden *et al.*, 1998).

Los HMA son abundantes en suelos de muchos ecosistemas, están asociados con casi el 80% de las plantas terrestres (Bianciotto *et al.*, 1996; Camargo-Ricalde, 2001), y son considerados por ser ecológicamente importantes para muchas especies vegetales ya que mejoran las propiedades físicas y químicas del suelo (Camargo-Ricalde, 2001). La mayoría de las plantas pueden ser colonizadas por casi todas las especies de HMA, aunque algunas pueden producir más hifas externas que otras o recibir más nutrientes de algunos suelos que de otros (Varma, 1999). Por ello los HMA son considerados componentes clave de la microbiota del suelo, ya que desarrollan actividades cruciales para el establecimiento, nutrición, desarrollo y salud de las plantas (Azcón-Aguilar y Barea, 1992).

La micorriza arbuscular domina en comunidades vegetales de herbáceas y leñosas en suelos minerales a bajas altitudes. No obstante, sus requisitos ambientales trascienden sus necesidades por una planta específica, por lo que la estructura de la comunidad de los HMA se explica principalmente por las condiciones edafoclimáticas de la zona (Read, 1991). Es decir, los HMA se encuentran distribuidos en el mundo en climas similares donde se asocian con las plantas residentes de esos ecosistemas. Esto significa que su distribución está más influenciada por variables ambientales que por una asociación específica hongo planta, aunque localmente las plantas influyan en su distribución. Es importante destacar que existen hongos ubicuos que pueden encontrarse en varios tipos de climas y suelos. Muchas especies de HMA tienen un patrón mundial de distribución y aparentemente están adaptados a diversos hábitats, no obstante, es evidente que los factores físicos y químicos del suelo pueden restringir su distribución (Varela y Trejo, 2001).

2.3 Desarrollo de la micorriza arbuscular.

El establecimiento de la micorriza involucra múltiples procesos y pueden ser determinados por una serie de fenómenos de reconocimiento entre hifas colonizadoras producidas por propágulos fúngicos y las células hospedantes, los cuales inician antes del contacto físico y permiten su integración morfológica (González *et al.*, 1998), donde factores de la planta estimulan el crecimiento hifal de los hongos arbusculares en la fase de precolonización y formación de la simbiosis. Una vez establecida la colonización, ésta se caracteriza por presentar estructuras como vesículas y arbusculos, las cuales no modifican morfológicamente la raíz (Brundrett, 1990).

Las vesículas son de forma globosa, usualmente llenas de lípidos, que sirven como órganos de almacenamiento de energía y de reproducción del hongo, se localizan dentro y entre las células vegetales (Bonfante-Fasolo, 1984; Gianinazzi-Pearson *et al.*, 1991). Los arbusculos son estructuras intracelulares formadas a partir de una hifa intercelular o intracelular, que mediante ramificaciones dicotómicas sucesivas forma una extensa cantidad de ramas con diámetro menor que 1 μm (Bonfante-Fasolo, 1984; González *et al.*, 1998; Bago *et al.*, 2000). Empiezan a formarse a los dos días después de penetrar la raíz, son de corta vida (de 4 a 14 días) y sirven como sitios de intercambio de nutrimentos entre el hongo y la planta (Bonfante-Fasolo, 1984; González *et al.*, 1998; Sánchez-Colín, 2005).

Las estructuras externas de los hongos micorrízicos son hifas que forman abundante micelio que se ramifica desde la corteza de la raíz y se extiende hacia el suelo, donde produce las esporas, órganos de resistencia y reproducción, formadas asexualmente sobre una hifa sustentora. Las esporas de hongos arbusculares pueden encontrarse en el suelo en forma simple o individual y en agregados o en esporocarpos, además son generalmente de forma globosa (González *et al.*, 1998; Bago *et al.*, 2000).

2.4 Factores que influyen en la micorriza arbuscular.

La distribución, actividad y sobrevivencia de los HMA está relacionada a factores ambientales (físicos y químicos) como son: baja fertilidad del suelo, humedad (donde un exceso de agua es nocivo para las micorrizas, cuyo desarrollo necesita una buena aireación del suelo), salinidad (Bowen, 1980; Jehne, 1980; Guzmán-Plazola, 1987; Guzmán-Plazola *et al.*, 1987; Guzmán-Plazola *et al.*, 1988; Estaún y Savé, 1990), pH, temperaturas extremas (Bowen, 1980; Jehne, 1980; Guzmán-Plazola, 1987; Guzmán-Plazola *et al.*, 1987; Guzmán-Plazola *et al.*, 1988; Bartolomé-Esteban y Schenck, 1990), presencia de tóxicos, metales pesados (Mukerji, 1996; Griffien y Lietswaart, 1990), compactación, profundidad, topografía, intensidad de luz, altitud, latitud, variaciones fenológicas de los HMA, movimientos físicos por agua, lombrices, y microfauna del suelo (Camargo-Ricalde, 2001), etc. Por otro lado se ha demostrado que la distribución de los HMA cambia en el suelo debido a que el pH afecta la infección, esporulación y germinación de las esporas de los HMA. La materia orgánica del suelo puede contener sustancias estimulantes tanto del crecimiento del hongo como de la planta y facilitar el establecimiento de la simbiosis (Le Tacon, 1995).

Hetrick y Wilson (1989) encontraron que niveles bajos de fósforo pueden regular la germinación de las esporas de los HMA (Camargo-Ricalde, 2001). Las condiciones de infectividad y efectividad del hongo micorrízico dependen no sólo del simbionte, sino también de las condiciones ambientales (Haas y Krikun, 1985). Estos hongos pueden proveer a la planta hospedante ventajas de competitividad ecológica, e incrementar la supervivencia, crecimiento, nutrición o rendimiento en estas condiciones (González *et al.*, 1998).

2.5 Beneficios de la asociación micorrízica arbuscular.

La micorriza arbuscular desempeña un papel fundamental en la estabilidad y aprovechamiento de nutrimentos del suelo, así como en el equilibrio biológico del ecosistema (Bago *et al.*, 2000). Esta asociación posibilita mediante mecanismos bioquímicos, el incremento en la captación de elementos minerales del suelo que son transferidos a las plantas que colonizan, sobre todo la de los elementos poco disponibles en el suelo como P, Cu y Zn (Barea, 1998; Le Tacon, 1995). La asociación también permite resistir el estrés hídrico (Barea, 1998); pues la deficiencia de agua afecta a las plantas más importantes a nivel mundial (Boyer, 1982) y ha sido demostrado que éstas lo resisten de manera más eficiente al ser micorrizadas (Camprubi *et al.*, 1990).

En la naturaleza, donde la mayoría de las plantas emplean el sistema de micorrizas para alimentarse, la existencia de una poderosa red micelial les permite proveerse de elementos minerales indispensables, que se encuentran en baja concentración (Sanders y Tinker, 1971; Azcón *et al.*, 1976; Hayman, 1983; Janerette, 1991; Le Tacon, 1995; Rosenblueth *et al.*, 2001). En las raíces, el P inorgánico parece moverse 2mmh^{-1} y en las hifas fúngicas, el movimiento es de 2cmh^{-1} (González *et al.*, 1998).

La respuesta en crecimiento de la planta es a menudo resultado del incremento de la disponibilidad de nutrimentos como Cu, Zn, Mg, Mn, Ca, N y P (Harley y Smith, 1983; Varela y Estrada-Torres, 1999; Stribley, 1990; Marschner y Dell, 1994). Además la obtención de nitrógeno total se ve incrementada, poniendo a disposición de la planta hospedera una mayor cantidad de compuestos nitrogenados, en comparación con la que se puede translocar en ausencia de la micorriza (Varela y Estrada-Torres, 1999).

Los hongos arbusculares tienen un efecto más significativo en el mejoramiento del crecimiento de la planta cuando poco fósforo está presente en el suelo (Harley y Smith, 1983; Le Tacon, 1995; Márquez *et al.*, 2002). También tienen un efecto positivo en el metabolismo de los flavonoides de las plantas y estos compuestos a su vez promueven la diferenciación del hongo (Blee y Anderson, 1996), aunque no son necesarios para el establecimiento de las vesículas (Becard *et al.*, 1995).

2.6 Clasificación Taxonómica de los Hongos Micorrízicos Arbusculares.

La clasificación taxonómica de los hongos micorrízicos se ha basado en las diferencias fisiológicas y morfológicas observables, como lo son la capacidad de formar vesículas y arbusculos (Orden Glomales), o ser extracelulares (ectomicorrizas, orden Endogonales); a nivel de género: la germinación de esporas, la estructura de la pared de la espora, la ornamentación de las células auxiliares y el orden de las esporas en el esporocarpio, son las principales características que definen a los diferentes géneros de HMA y con base en éstas se clasificaron en dos grupos: los géneros azigospóricos (*Acaulospora*, *Gigaspora*, *Scutellispora* y *Entrophospora*) y los géneros que producen clamidosporas (*Glomus* y *Sclerocystis*) (Ferrera-Cerrato *et al.*, 1993).

A través del tiempo la clasificación de los HMA ha sido modificada; Morton y Benny (1990) proponen una clasificación en la cual *Sclerocystis* aún es un género, mientras que las Familias Paraglomaceae y Archaeosporaceae no pertenecen a algún suborden, como se observa en el cuadro 1 (Varela y Trejo, 2001).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de HMA de acuerdo a Morton y Benny.

Orden	Suborden	Familia	Géneros
Glomales	Glomineae	Glomaceae	<i>Glomus</i> <i>Sclerocystis</i>
		Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i> <i>Entrophospora</i>
		Gigasporineae	Gigasporaceae
	¿?	Paraglomaceae	<i>Paraglomus</i>
	¿?	Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i>

Recientemente con base en los avances de los estudios morfológicos, bioquímicos y moleculares y relacionándolos con las características morfológicas de las esporas SchüBler *et al.* (2001), han realizado cambios significativos en la taxonomía de los hongos formadores de micorriza arbuscular. Por lo cual, han propuesto nuevas clasificaciones y hasta un nuevo Phylum, el Glomeromycota; con el orden Glomerales y tres nuevos órdenes Archeosporales, Paraglomerales (pertenecientes a líneas ancestrales) y Diversisporales, los cuales se muestran en la Figura 2.

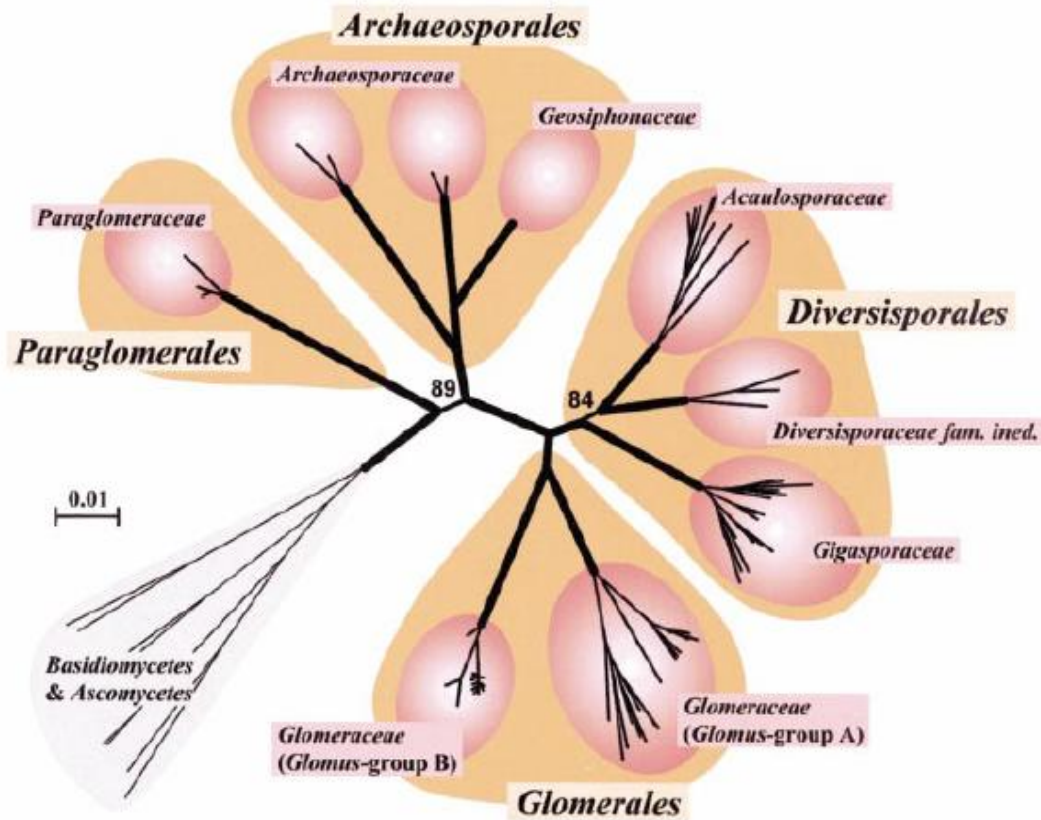


Figura 2. Clasificación taxonómica de los hongos micorrizicos arbusculares, generalizada y relacionada al Phylum Glomeromycota, basada en la secuencia de genes (Schübler *et al.*, 2001).

El uso de nuevas técnicas que involucran la secuenciación de ADN, determinaciones de perfiles de ácidos grasos, reacciones inmunológicas hacia anticuerpos monoclonales específicos y junto con la caracterización de la morfología de las esporas y hábitos de colonización de los HMA, han permitido tener avances sustanciales en la taxonomía de estos hongos, la cual tiende a cambiar constantemente (Cuadro 2).

Cuadro 2. Clasificación taxonómica de los hongos formadores de micorriza arbuscular, propuesta por Walker y SchüBler (2004).

PHYLLUM: GLOMEROMYCOTA	
ORDEN: ARCHAEOSPORALES	
FAMILIA:	GÉNERO:
Geosiphonaceae	<i>Geosiphon</i>
FAMILIA:	GÉNERO:
Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i>
ORDEN: DIVERSISPORALES	
FAMILIA:	GÉNERO:
Diversisporaceae	<i>Diversispora</i>
FAMILIA:	GÉNEROS:
Acaulosporaceae	<i>Entrophospora</i> y <i>Acaulospora</i>
FAMILIA:	GÉNEROS:
Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i> y <i>Scutellospora</i>
FAMILIA:	GÉNERO:
Pacisporaceae	<i>Pacispora</i>
ORDEN: GLOMERALES	
FAMILIAS:	GÉNERO:
Glomeraceae A y Glomeraceae B	<i>Glomus</i>
ORDEN: PARAGLOMERALES	
FAMILIA:	GÉNERO:
Paraglomeraceae	<i>Paraglomus</i>

2.7 Descripción de géneros de HMA.

Familia Glomeraceae. Formada por el Género *Glomus*.

Glomus: Todas las especies se encuentran en casi todos los hábitats de la naturaleza, siendo común su propagación bajo el suelo. Las esporas de la mayoría de las especies de *Glomus* nacen individualmente en el suelo o en forma de esporocarpos y en algunas ocasiones dentro de las raíces del hospedero. Se caracteriza porque sus esporas se forman apical o intercaladamente en una hifa de sostén recta, curva o en forma de embudo.

La pared de las esporas en algunas especies es gruesa, laminada o doble. La germinación se realiza a través de la hifa sustentora aunque en algunas especies el tubo o los tubos de germinación pueden emerger directamente a través de la pared de la esporas (Schenck y Pérez, 1990; Franco, 2002).

Sclerocystis: Este género ha sido incluido actualmente dentro del género *Glomus* y comprende a los hongos que forman sus esporas en el suelo, en esporocarpos compactos en donde las esporas se acomodan alrededor de un plexo central de hifas. Estos esporocarpos pueden o no presentar una envoltura de hifas conocida con el nombre de peridio. Las especies que forman a este género, producen esporocarpos globosos o subglobosos, de un color café oscuro a negro (Schenck y Pérez, 1990; Franco, 2002).

Familia Acaulosporaceae. Formada por los géneros *Acaulospora* y *Entrophospora*.

Acaulospora: Esporas producidas en suelo, solas o en esporocarpos; esporas subglobosas, elipsoides o fusiformes, con contenidos lipídicos. El sáculo esporífero puede ser hasta dos veces mayor al tamaño de la espora. Esporas compuestas por dos grupos distintos de paredes separables. La parte externa es continua con la pared del tallo hifal, puede ser pigmentada. La parte interna es laminada o compuesta de distintas capas y variablemente ornamentadas; incluso está compuesta por una o más capas que son usualmente membranosas, hialinas, laminadas, ornamentadas y pueden teñirse de rosa, rojo o púrpura en presencia del reactivo de Melzer (Schenck y Pérez, 1990).

Este género se caracteriza por formar sus esporas a partir de una vesícula grande partiendo de una hifa terminal en forma de embudo ancho, el contenido de la vesícula es transferido a la espora hija y cuando alcanza la madurez la vesícula se vacía y se colapsa.

Para una acertada identificación es necesario romper la espora para observar la pared Bident que es una característica propia de este género (Franco, 2002).

Entrophospora: Las esporas germinan en el interior de la hifa terminal, el citoplasma de la espora madre es transferido por corriente citoplasmática hacia la espora hija, la cual empieza a desarrollar y posteriormente a estabilizar su metabolismo, el contenido del saco esporífero es transferido a la espora, cuando ésta alcanza su madurez el saco se vacía y se colapsa. Las esporas de este género son esféricas y globosas con citoplasma denso (Franco 2002).

Familia Gigasporaceae. Formada por los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora*.

Gigaspora: Esporas producidas en suelo, se caracteriza por ser grandes, de forma globosa o subglobosa (a menudo ovoide, piriforme o irregular especialmente cuando son contraídas durante su formación) con una hifa sustentora bulbosa. La pared de las esporas está constituida por un solo grupo de capas (membranosas o coriáceas) que no se separan al romperse la espora. La germinación ocurre por tubos germinativos a través de la pared de la espora. Presenta células auxiliares espinosas formadas individualmente o en racimos (Schenck y Pérez, 1990; Franco, 2002).

Scutellospora: Las esporas son producidas solas en el suelo (o raramente en las células corticales de las raíces), de tamaño grande y forma variable; usualmente globosas o subglobosas con una hifa sustentora bulbosa. La pared de las esporas está formada por al menos dos grupos de capas que se separan al romperse la espora, con una o mas capas flexibles membranosas o coriáceas en el grupo interno. El tubo de germinación sale de una estructura especial llamada escudo de germinación pero nunca de la base de la espora. Las células auxiliares son lisas y papiladas, nacidas en el suelo de forma individual o en racimos (Schenck y Pérez, 1990; Franco, 2002).

Familia Paraglomaceae. Formada por el género *Paraglomus*.

Paraglomus: Las esporas formadas por este género no pueden distinguirse morfológicamente de las formadas por *Glomus*. La única diferencia morfológica son las características de la colonización, ya que en *Paraglomus* no se ha observado la formación de vesículas y la tinción débil de las estructuras intraradicales (Franco, 2002).

La morfología de la micorriza de *Paraglomus* es similar a la de *Archaeospora*. Las especies del género *Paraglomus* son morfológicamente distintas a las del género *Archaeospora* en que las esporas son estrictamente monomórficas y glomoides en formación y estructura (Morton y Redecker, 2001).

Familia Archaeosporaceae. Formada por el Género *Archaeospora*.

Archaeospora: Este género se caracteriza por formar esporas monomórficas o dimórficas; cuando monomórficas solamente se forman esporas acaulosporoides. Cuando dimórficas, se forman tanto esporas acaulosporoides como glomoides en el mismo talo. Las esporas acaulosporoides formadas por *Achaeospora* se distinguen de las formadas por el género *Acaulospora* por la presencia de una capa parental interna gruesa flexible y la ausencia tanto de la pared interna delgada flexible como de la placa de germinación características de *Acaulospora*. La germinación de las esporas se lleva a cabo de la misma manera que el género *Glomus* (Morton y Redecker, 2001; Franco, 2002).

2.8 La Micorriza Arbuscular en Zonas Semiáridas de México.

La extensión de las regiones áridas y semiáridas de nuestro país es muy amplia, pues ocupa más del 60% de su área total (Bravo, 1978). En estas zonas, las plantas están sometidas a condiciones muy estresantes, muchos de sus suelos presentan epipedones ócricos porque su superficie es masiva y dura o muy dura cuando se secan; forman costras que reducen la velocidad de filtración del agua, decreciendo con ello la disponibilidad de nutrimentos que son absorbidos en solución por las plantas, principalmente elementos de baja movilidad como el fósforo, quienes disminuyen su disponibilidad cuando el potencial hídrico del suelo decrece o por formar compuestos con el calcio que es muy abundante en sus suelos (Knight, 1991). Para hacer frente a ello, las plantas que habitan naturalmente estos ecosistemas conservan y han adquirido una larga lista de adaptaciones fisiológicas y morfológicas dentro de las cuales está la formación de micorrizas (Gupta y Mukerji, 2000).

Las plantas colonizadas por HMA pueden tolerar y recuperarse más rápidamente del déficit de agua en el suelo, que las plantas no micorrizadas (Bildusas *et al.*, 1986; Henderson y Davies, 1990; Bryla y Duniway, 1997); ya que las hifas de los hongos sirven como extensiones de la raíz y son, geométrica y fisiológicamente, más efectivas para la absorción que las raíces mismas, por lo que estas asociaciones incrementan la tolerancia a la sequía y juegan un papel muy importante en el establecimiento de plantas para prevenir la erosión y aumentar la productividad (Roland, 1994; Mosse, 1973; Nelsen y Safir, 1982; Cui y Nobel, 1992).

García-Sánchez y Monroy (en prensa) encuentran que dentro de la diversidad de HMA asociados a la rizosfera de las especies vegetales que crecen en un matorral espinoso como: *Prosopis laevigata*, *Opuntia streptacantha*, *Mimosa depauperata*, *Flourensia cernua*, *Bouteloua gracilis* y *B. curtipendula* se encuentran varias especies con diferentes porcentajes de colonización pero con un elemento en común: 2 especies del género *Glomus* (*G. geosporum*, *G. aff. claroide*). De igual forma las leguminosas de regiones áridas frecuentemente están asociadas con hongos endomicorrízicos (Trappe, 1981; Ferrera-Cerrato, 1983; Bethlenfalvay *et al.*, 1984); la cantidad de infección en esas condiciones parece estar relacionada con una mejor actividad fotosintética (Bethlenfalvay *et al.*, 1984) y esto puede ser producto de los beneficios mutuos derivados de la capacidad de las hifas de absorber agua del suelo, en adición a la actividad de las raíces (Hardie, 1985).

2.9 Suelo en las zonas semiáridas.

En todos los ecosistemas terrestres de nuestro planeta, desde los bosques templados, selvas tropicales, desiertos a tundras, los suelos constituyen el sustento fundamental para el mantenimiento de la vida. El suelo como cuerpo natural, se encuentra en el centro de la interacción entre la atmósfera, la biosfera, la hidrósfera y la litósfera. Dado que estos componentes varían drásticamente en el espacio y en el tiempo, los suelos también se caracterizan por su diversificación. Es decir que cada unidad mínima de suelo (epipedón) es única en el planeta.

En todos los ecosistemas los suelos cumplen con importantes funciones como: soporte y suministro de nutrientes a las plantas, medio donde se realizan ciclos biogeoquímicos necesarios para el ciclaje de los compuestos orgánicos, hábitat para diversos organismos y cimiento para la infraestructura urbana.

El suelo no es únicamente soporte para plantas y fertilizantes sino que es un sistema dinámico de complejas interrelaciones recíprocas entre sus componentes físicos, químicos y biológicos. Según sea la interrelación biofísica, la química del suelo se altera, o mejor dicho, se adapta en conformidad con las alteraciones de la parte biofísica. Los elementos pueden ser fijados o inmovilizados, oxidándose o reduciéndose, o modificando su valencia de acuerdo a las condiciones biofísicas del suelo que determinan la vida y la química.

Así, elementos normalmente existentes, pero fijados pueden ser movilizados o tornarse tóxicos, como Al, Mn y Fe en suelos compactados y ácidos, Bo, Mo y Se en suelos compactados salinos. Pero esa toxicidad ocurre solamente cuando las condiciones biofísicas del suelo se tornan extremas (estas condiciones están indicadas por el pH) (Primavesi, 1984).

Los suelos de regiones semiáridas poseen muchas características que los distinguen de suelos de regiones húmedas. Comúnmente tienen baja actividad biológica y un bajo nivel de materia orgánica, tienen usualmente un pH ligeramente alcalino y contienen acumulaciones de carbonato de calcio y algunas de sales solubles, o sílica libre. Algunos suelos semiáridos pueden tener propiedades que también están presentes en suelos húmedos, tales como zonas poco profundas con acumulación de arcillas (Skujins, 1991).

2.10 Análisis Multivariado.

El Análisis Multivariado es el conjunto de técnicas estadísticas que de forma simultánea miden, explican y predicen todas las relaciones existentes entre los elementos que conforman una tabla de datos, proporcionando un resultado que debe ser interpretado minuciosamente por el analista.

El **Análisis de Conglomerados** o **Análisis *Cluster*** es un método que se utiliza para encontrar qué entidades de un conjunto de datos determinado son similares entre sí. Este método genera clasificaciones a partir de datos inicialmente no clasificados, tratando de encontrar grupos en los datos. El **Análisis de Componentes Principales** (CP's) es una técnica de reducción de las dimensiones. Su objetivo es explicar la mayor parte de la variabilidad total de un conjunto de variables cuantitativas con el menor número de componentes o factores comunes posible (Lévy y Varela, 2003).

3. HIPÓTESIS

Los diferentes matorrales del Valle del Mezquital se desarrollan sobre suelos someros que difieren en sus propiedades físicas y químicas, además las especies vegetales perennes poseen raíces que generan cambios en las propiedades del suelo rizosférico y en los microorganismos asociados como la abundancia de los hongos micorrízicos arbusculares (HMA), se espera encontrar diferencias en la riqueza de los HMA y en las propiedades físicas y químicas del suelo rizosférico entre especies vegetales de la misma localidad y entre localidades.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

- Evaluar los HMA asociados a la rizosfera de cinco especies vegetales y al suelo de ocho localidades del Valle del Mezquital, Hidalgo.

4.2 Objetivos particulares

- Caracterizar las propiedades físicas y químicas del suelo de cada localidad.
- Evaluar la materia orgánica, pH, fósforo disponible y nitrógeno total del suelo rizosférico como factores asociados a la simbiosis micorrízica.
- Determinar los porcentajes de colonización de raíces en cinco especies perennes y silvestres de cada localidad.
- Evaluar la abundancia de esporas y géneros de los HMA asociados a la rizosfera de cinco especies vegetales en cada una de las ocho localidades del Valle del Mezquital en la época seca.

5. METODO

5.1 Zona de estudio.

La zona de estudio se ubica en la porción suroccidental del Estado de Hidalgo, en la cuenca del río Tula más adelante llamado Moctezuma. El clima es templado seco con lluvias en verano (BS) con sus variantes BS1 y BSO, la precipitación es muy irregular, concentrada en Julio, Agosto y Septiembre. La altitud varía entre 1700 y 2100 msnm (Bravo, 1978).

El sitio es una de las áreas más secas, los valores anuales de lluvia oscilan entre los 350 y los 425 mm repartidos en dos períodos máximos uno en Junio (mayor) y otro en Septiembre. Los valores mensuales disminuyen sensiblemente del verano al invierno, los tres primeros meses del año son los más secos (INEGI, 1987).

El substrato geológico es muy variado, pues incluye rocas ígneas, tales como andesitas, riolitas, basaltos y granitos, también calizas, margas, conglomerados y amplias zonas de aluvi3n. Los tipos de suelo son de drenaje deficiente; la coloraci3n es frecuentemente p3lida, gris3cea, aunque tambi3n los hay rojizos y de color casta3o. El pH varía de 6 a 8.5, el contenido de materia orgánica suele ser bajo (Rzedowski, 1994).

Con base a la cartografía de suelos elaborada por INEGI (1980) se presentan en la regi3n nueve unidades de suelo: Vertisoles (grietas anchas), Phaeozems (capa rica en materia orgánica), Rendzinas, Fluvisoles, Luvisoles, Regosoles (estructura franca arcillosa), Litosoles, Casta3ozems y Cambisoles (acumulaci3n de arcilla y calcio) en sus diferentes variantes (CONAFOR, 2005).

5.2 Descripci3n de localidades

Las ocho localidades muestreadas pertenecen a los municipios de Ixmiquilpan y Santiago de Anaya y son: Ca3on del Diablo, El Palmar, Gonz3lez Ortega, Hermosillo, Juli3n Villagr3n, Patria Nueva, Santiago de Anaya y Xitzo (Figura 3). Cada una de las localidades fue georeferenciada con el GPS 315, modelo MAGELLAN.

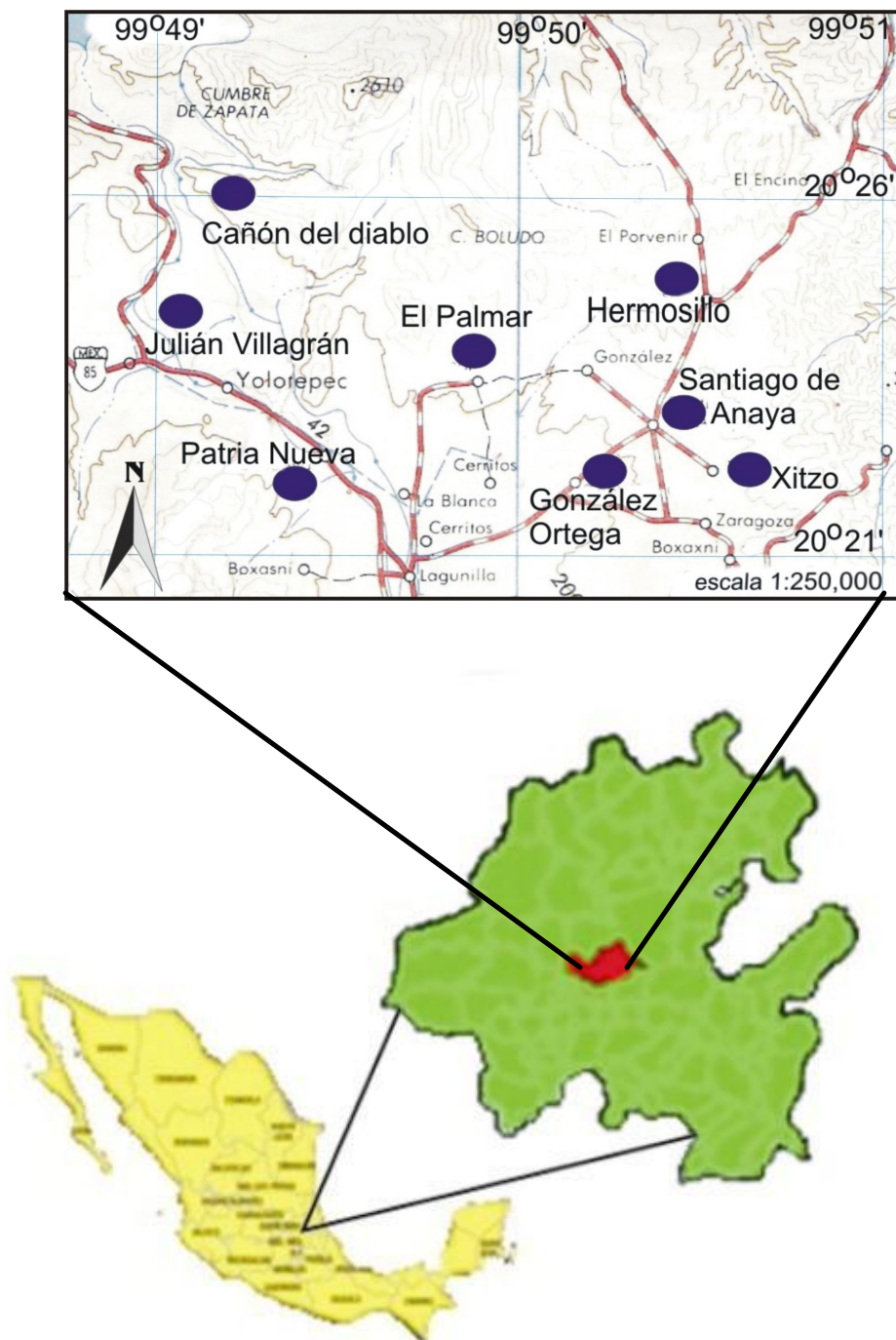


Figura 3. Ubicación de las ocho localidades dentro del Valle del Mezquital, Hidalgo.

Cañón del Diablo pertenece al ejido de Bangandho en el municipio de Ixmiquilpan, se localiza entre los paralelos 20° 27.168' de latitud norte y 99° 5.648' de longitud oeste y presenta una altitud de 1912 msnm. El matorral se ubica en las laderas del cerro. En esta localidad se encuentra un matorral subinermes con estratos arbustivo y herbáceo ambos representados por *Agave lechuguilla*, *A. striata*, *Flourensia resinosa*, *Hechtia podantha*, *Opuntia microdasys*, *Decatropis bicolor*, *Gochnatia hypoleuca*, *Machaonia coulteri* y *Echinocactus platyacanthus*. Esta comunidad vegetal es conservada, el suelo es poco erosionado y muy pedregoso (Figura 4).



Figura 4. Vista panorámica de la localidad de Cañón del Diablo.

El Palmar, localidad del municipio de Santiago de Anaya. Se localiza entre los paralelos 20° 24.265' de latitud norte y 99° 1.030' de longitud oeste, a una altitud de 2077 msnm. Su vegetación es un matorral inermes, cubierta vegetal irregular y dispersa; las especies que se encuentran frecuentemente como dominantes del estrato arbóreo son: *Yucca sp.*, *Prosopis laevigata*; en el arbustivo sobresalen *Cylindropuntia imbricata*, *Opuntia cantabrigensis* y de menor altura *Ferocactus latispinus* y en el herbáceo *Jatropha dioica*. Dado que existen claros y muchos caminos en la zona, el suelo está erosionado. Esta comunidad se presenta en un fondo de Valle por lo que es una zona plana (Figura 5).



Figura 5. Vista panorámica de la localidad de El Palmar.

González Ortega se localiza entre los paralelos 20° 22.044' de latitud norte y 98° 58.767' de longitud oeste, con una altitud de 2225 msnm, en el municipio de Santiago de Anaya. Es una localidad que se caracteriza por presentar un matorral micrófilo irregular y disperso. La especie de mayor dominancia es *Prosopis laevigata*, en el estrato arbustivo *Cylindropuntia imbricata*, *Condalia mexicana*, *Opuntia streptacantha*, *Coryphantha octacantha* y en el herbáceo *Jatropha dioica* y diversas gramíneas. En la Figura 6, se puede apreciar que la localidad se encuentra en un fondo de Valle por lo que se acumula material fino y el suelo es profundo (más de 50 cm).



Figura 6. Vista panorámica de la localidad de González Ortega.

Hermosillo, perteneciente al municipio de Santiago de Anaya; se localiza entre los paralelos 20° 25.576' de latitud norte y 98° 56.38' de longitud oeste, con una altitud de 2142 msnm. Esta región se caracteriza por su vegetación que es un matorral espinoso, destacan las especies como: *Agave sp.*, *Acacia sp.*, *Cylindropuntia imbricata*, *Opuntia stenopetala* y *Condalia mexicana* que son especies dominantes del estrato arbustivo. Se encuentra en una zona plana y los suelos son calcáreos (Figura 7).



Figura 7. Vista panorámica de la localidad de Hermosillo.

Julián Villagrán se localiza entre los paralelos 20° 25.696' de latitud norte y 99° 5.856' de longitud oeste, con una altitud de 1994 msnm, en el municipio de Ixmiquilpan. Esta localidad presenta matorral del tipo rosetófilo, con dos estratos, arbustivo y herbáceo, el primero representado por *Agave striata*, *A. lechuguilla*, *Opuntia microdasys*, *Flourensia resinosa*, *Echinocactus platyacanthus*, *Hechtia podantha*, *Neolloydia conoidea*; el segundo por *Bouteloua curtipendula*. El suelo es pedregoso y somero. La comunidad se extiende en las laderas del Cerro del Señor (Figura 8).



Figura 8. Vista panorámica de la localidad de Julián Villagrán.

Patria Nueva se localiza en el municipio de Santiago de Anaya, entre los paralelos $20^{\circ} 22.005'$ de latitud norte y $99^{\circ} 2.872'$ de longitud oeste, con una altitud de 1970 msnm. Comunidad caracterizada por vegetación del tipo matorral rosetófilo, en el cual hay presencia de *Agave striata*, *Pithecellobium revolutum*, *Mammillaria sp.* y *Opuntia stenopetala* (estrato arbustivo), *Jatropha dioica* y *Bouteloua curtipendula* (estrato herbáceo). Debido a que se ubica en las laderas de un cerro el suelo es muy pedregoso (Figura 9).



Figura 9. Vista panorámica de la localidad de Patria Nueva.

Santiago de Anaya, pertenece al municipio del mismo nombre. Se localiza entre los paralelos 20° 23.884' de latitud norte y 98° 58.160' de longitud oeste, con una altitud de 2104 msnm. Aquí se encuentra un matorral espinoso con estrato arbustivo representado por *Condalia mexicana*, *Agave sp.*, *Prosopis laevigata*, *Cylindropuntia imbricata*, *Opuntia streptacantha* y *Ferocactus latispinus*. El matorral es fondo de Valle por lo que es zona plana, donde el suelo es abundante y pedregoso (Figura 10).



Figura 10. Vista panorámica de la localidad de Santiago de Anaya.

Xitzo se localiza en el municipio de Santiago de Anaya, entre los paralelos 20° 22.881' de latitud norte y 98° 55.934' de longitud oeste, con una altitud de 2125 msnm. Localidad caracterizada por presentar un matorral espinoso con *Mimosa biuncifera*, *Opuntia streptacantha*, *Myrtillocactus geometrizans* y *Acacia sp.* en el estrato arbustivo; *Bouteloua curtipendula* y *B. gracilis* en el estrato herbáceo. Se encuentra en una ladera, por lo que es un matorral conservado, aunque actualmente se están abriendo muchos caminos que seguramente lo perturbarán. El suelo es poco erosionado debido a la gran cubierta de herbáceas, existe presencia de actividad de pastoreo (Figura 11).



Figura 11. Vista panorámica de la localidad de Xitzo.

5.3 Muestreo.

Se realizó un muestreo en el mes de marzo de 2004 (estación seca), en el cual los sitios de recolección se eligieron de acuerdo con la dominancia fisonómica de la comunidad vegetal. En cada localidad se muestreó un área aproximada de 100m², en donde se seleccionaron cinco especies vegetales perennes, tratando de que estuvieran lo más separadas unas de otras. De cada especie se seleccionaron cinco individuos, de los cuales se tomaron muestras de suelo rizosférico (alrededor de 1kg) y de raíz (en tres individuos), a una profundidad de 10 a 20cm. También se colectaron muestras compuestas, las cuales consistieron en mezclar aproximadamente 50g de suelo de cada uno de los individuos. Las raíces colectadas se fijaron en una solución de etanol al 50% y las muestras de suelo se guardaron en bolsas de polietileno para su posterior procesamiento en el laboratorio.

5.4 Análisis físico y químico del suelo.

Se realizaron análisis físicos y químicos para cada muestra de suelo de acuerdo a la Norma Oficial Mexicana (NOM-021-RECNAT 2000), considerando las propiedades que están relacionadas con la presencia de los HMA como son: Materia Orgánica (Walkley – Black), pH (Potenciómetro, dilución acuosa 1:2), Conductividad Eléctrica (Potenciómetro), Textura (Hidrómetro de Bouyoucos), Nitrógeno total (Kjeldhal) y Fósforo disponible (Olsen) (Apéndice 1). A las muestras compuestas de cada una de las localidades se les realizó el mismo análisis general de suelo, complementándose con las propiedades:

Densidad Aparente (Método de la probeta), Densidad Real (Método del picnómetro), Contenido de humedad (Gravimetría), Cationes y Aniones solubles (Extracto de saturación), Capacidad de Intercambio Catiónico (Acetato de amonio), con el fin de caracterizar los suelos de cada localidad (Apéndice 1).

5.5 Evaluación de la colonización por HMA.

La colonización micorrízica se evaluó de acuerdo con la metodología de clareo y tinción descrita por Phillips y Hayman, 1970 (Apéndice 2). Una vez teñidas las raíces, se montaron en preparaciones semipermanentes utilizando lactoglicerol. La determinación del porcentaje de colonización micorrízica se realizó por las siguientes fórmulas:

$$\text{Porcentaje de colonización total} = (\text{No. segmentos colonizados} / \text{No. segmentos totales}) \times 100$$

$$\text{Porcentaje de colonización por vesículas} = (\text{No. segmentos con vesículas} / \text{No. segmentos totales}) \times 100$$

$$\text{Porcentaje de colonización por arbuscúlos} = (\text{No. Segmentos con arbuscúlos} / \text{No. Segmentos totales}) \times 100$$

5.6 Aislamiento y cuantificación de esporas.

Las esporas se extrajeron de 100g de suelo siguiendo la técnica de Tamizado y Decantación en Húmedo de Gerdemann y Nicolson, 1963 (Apéndice 3). Posteriormente fueron cuantificadas con la ayuda de un microscopio estereoscópico.

5.7 Identificación de Géneros de HMA.

Las esporas se separaron en grupos de acuerdo al tamaño, forma, color e hifa de sostén. Posteriormente se anotó el color de las esporas, utilizando la tabla de colores de la Colección Internacional de Hongos Micorrízicos Arbusculares (INVAM), Apéndice 4.

Posteriormente se hicieron preparaciones semipermanentes, las cuales consistieron en colocar en un portaobjetos una gota del líquido de montaje: alcohol polivinílico-lactoglicerol (PVLG), dos a tres esporas y por último un cubreobjetos (evitando la formación de burbujas). En un extremo del portaobjetos se colocó su etiqueta correspondiente. Las preparaciones se dejaron secar por un lapso de 24 horas y se sellaron con esmalte de uñas, transparente.

Para la determinación de los géneros se observaron las laminillas al microscopio y por medio de fotografía (Apéndice 4) se midió el tamaño de la espora, hifa sustentora, pared, capas de la pared (en algunas). Los datos obtenidos se compararon con las descripciones originales del manual de Schenck y Pérez (1990) y la página WEB del INVAM (2005).

6. ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS.

6.1 Especies vegetales muestreadas

Las 21 especies vegetales consideradas en el estudio y los sitios de muestreo se presentan en el Cuadro 3. Debido a la distribución particular de cada especie, no fue posible ubicarlas en las ocho localidades pero se eligieron las poblaciones más representativas. La especie *Jatropha dioica* fue la de mayor incidencia ya que está presente en cuatro localidades, *Coryphantha octacantha*, *Ferocactus latispinus*, *Hechtia podantha*, *Mammillaria sempervivi*, *Neolloydia conoidea*, *Opuntia cantabrigiensis*, *Pithecellobium revolutum* y *Prosopis laevigata* se ubicaron en una sola localidad.

La forma biológica que prevaleció entre las especies fue la arbustiva, en la cual se encuentran las especies de los géneros *Acacia*, *Agave*, *Condalia*, *Prosopis*, *Opuntia* y *Hechtia*.

Cuadro 3. Especies muestreadas en las ocho localidades del Valle del Mezquital.

Localidad	Nombre científico de la especie	Familia	Forma biológica
Cañón	<i>Agave lechuguilla</i>	Agavaceae	Rosetofila-Arbustiva
	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Poaceae	Herbácea
	<i>Flourensia resinosa</i>	Asteraceae	Arbustiva
	<i>Hechtia podantha</i>	Bromeliaceae	Rosetofila-Arbustiva
	<i>Opuntia microdasys</i>	Cactaceae	Arbustiva
El Palmar	<i>Cylindropuntia imbricata</i>	Cactaceae	Arbustiva
	<i>Ferocactus latispinus</i>	Cactaceae	Arbustiva
	<i>Jatropha dioica</i>	Euphorbiaceae	Herbácea
	<i>Opuntia cantabrigiensis</i>	Cactaceae	Arbustiva
González Ortega	<i>Prosopis laevigata</i>	Mimosaceae	Arbustiva
	<i>Condalia mexicana</i>	Rhamnaceae	Arbustiva
	<i>Coryphantha octacantha</i>	Cactaceae	Arbustiva
	<i>Cylindropuntia imbricata</i>	Cactaceae	Arbustiva
	<i>Jatropha dioica</i>	Euphorbiaceae	Herbácea
Hermosillo	<i>Opuntia streptacantha</i>	Cactaceae	Arbustiva
	<i>Acacia farnesiana</i>	Mimosaceae	Arbustiva
	<i>Agave atrovirens</i>	Agavaceae	Arbustiva
	<i>Condalia mexicana</i>	Rhamnaceae	Arbustiva
	<i>Cylindropuntia imbricata</i>	Cactaceae	Arbustiva
	<i>Opuntia stenopetala</i>	Cactaceae	Arbustiva

Cuadro 3. Continuación.

Julián Villagrán	<i>Agave lechuguilla</i>	Agavaceae	Rosetofila-Arbustiva
	<i>Agave striata</i>	Amaryllidaceae	Rosetofila-Arbustiva
	<i>Flourensia resinosa</i>	Asteraceae	Arbustiva
	<i>Neolloydia conoidea</i>	Cactaceae	Arbustiva
	<i>Opuntia microdasys</i>	Cactaceae	Arbustiva
Patria Nueva	<i>Agave striata</i>	Amaryllidaceae	Rosetofila-Arbustiva
	<i>Bouteloua curtipendula</i>	Poaceae	Herbácea
	<i>Jatropha dioica</i>	Euphorbiaceae	Herbácea
	<i>Opuntia stenopetala</i>	Cactaceae	Arbustiva
Santiago de Anaya	<i>Pithecellobium revolutum</i>	Fabaceae	Arbustiva
	<i>Agave atrovirens</i>	Agavaceae	Arbustiva
	<i>Condalia mexicana</i>	Rhamnaceae	Arbustiva
	gramínea	Poaceae	Herbácea
	<i>Jatropha dioica</i>	Euphorbiaceae	Herbácea
Xitzo	<i>Opuntia streptacantha</i>	Cactaceae	Arbustiva
	<i>Acacia farnesiana</i>	Mimosaceae	Arbustiva
	<i>Agave atrovirens</i>	Agavaceae	Arbustiva
	gramínea	Poaceae	Herbácea
	<i>Mammillaria sempervivi</i>	Cactaceae	Arbustiva
	<i>Opuntia streptacantha</i>	Cactaceae	Arbustiva

De las 21 especies vegetales muestreadas 18 fueron arbustivas y 3 fueron herbáceas, en todas se presentó la colonización micorrízica que se manifestó por la presencia de hifas y vesículas. Esto concuerda con lo que reporta Allen (1999), quien menciona que todas las especies vegetales de las zonas áridas son capaces de formar asociaciones micorrízicas (excepto un grupo limitado de herbáceas). Mostrando que existen diferencias en el grado de colonización entre herbáceas y arbustivas.

En el Valle del Mezquital encontramos que del total de las especies vegetales muestreadas, las especies: *Hechtia podantha*, *Coryphantha octacantha*, *Ferocactus latispinus*, *Mammillaria sempervivi*, *Opuntia streptacantha* y *Acacia farnesiana* son reportadas por Camargo-Ricalde *et al.* (2003) como micorrízicas para el Valle de Tehuacan-Cuicatlán, México.

Asimismo, se encontró a *Prosopis laevigata* y *Bouteloua curtipendula*, especies que también son micorrizadas en campo y de manera experimental como lo reportan recientes trabajos para el Valle del Mezquital (Montaño, 2000; Barragán, 2003).

En el Cuadro 4, se observa que entre las localidades hay especies vegetales que se comparten; las localidades comparten de dos a cinco especies, pero lo más común es que compartan cuatro. Hay cinco localidades que tienen de 1 a 3 especies únicas y dos localidades las que no tuvieron especies únicas. Ninguna de las especies estuvo presente en todas las localidades, solo *Jatropha dioica* fue la especie que se encontró en cuatro localidades.

Cuadro 4. Relación de especies compartidas y únicas entre localidades.

Localidad	Especies compartidas	Especies únicas
Cañón	4	1
El Palmar	2	3
González	4	1
Hermosillo	5	0
Julián	4	1
Patria Nueva	4	1
Santiago	5	0
Xitzo	4	1

6.2 Propiedades físicas y químicas del suelo.

6.2.1 Propiedades físicas y químicas del suelo de cada localidad.

En el Cuadro 5, se encuentran los resultados de los análisis físicos y químicos del suelo de cada localidad. De acuerdo a la textura, se clasifican en su mayoría como francos, presentan densidad aparente entre 0.88 y 1.23 gcm⁻³ y densidad real entre 2.25 y 2.49 gcm⁻³. El porcentaje de espacio poroso oscila entre 50 y 61%. La mayor parte de las localidades tienen pH de 7.6, lo cual indica que estos suelos son ligeramente alcalinos. Sólo en Santiago de Anaya y Xitzo los valores de pH son de 6.5; en estas localidades el suelo es ligeramente ácido.

Cuadro 5. Propiedades físicas y químicas del suelo de cada una de las localidades del Valle del Mezquital.

Localidad	pH 1:2 H ₂ O	D.A	DR	Textura	Arcilla	Limo	Arena	EP %	CH	MO	Nt	P mgkg ⁻¹	CIC Cmol ⁺ kg ⁻¹	CE μScm ⁻¹	HCO ₃ ⁻	Cl ⁻	Ca ⁺	Mg ⁺	Na ⁺	K ⁺
		gcm ⁻³															mmolL ⁻¹			
Cañón del Diablo	7.69	0.92	2.26	Franco	20.29	31.78	47.93	59.29	9.05	11.20	0.57	27.6	27.06	0.31	7.42	1.38	3.93	1.14	1.91	0.24
El Palmar	7.65	1.11	2.38	Migaron arcillo-arenoso	21.30	22.99	55.71	53.36	4.53	3.95	0.42	45.6	20.02	0.2	3.18	1.32	3.97	0.85	0.60	0.54
González Ortega	7.45	1.23	2.49	Migajón arenoso	19.58	22.7	57.71	50.6	5.16	4.82	0.18	43.2	19.80	0.23	4.24	1.76	3.85	1.45	2.12	0.65
Hermosillo	7.63	1.02	2.32	Franco	23.40	33.0	43.61	56.03	8.09	9.65	0.42	43.2	23.10	0.28	4.24	1.76	5.45	0.96	1.07	0.56
Julián Villagrán	7.62	0.88	2.26	Franco	23.00	29.28	47.71	61.06	8.05	12.52	0.65	33.6	25.74	0.35	4.24	2.20	4.13	2.11	0.66	0.20
Patria Nueva	7.56	0.89	2.25	Franco	18.45	32.27	49.28	60.44	10.18	13.18	0.76	64.2	29.26	0.36	4.24	3.08	5.07	1.05	2.54	0.44
Santiago de Anaya	6.59	1.02	2.33	Franco	25.15	34.99	39.86	56.22	8.49	6.94	0.34	30.0	29.04	0.34	5.30	1.76	6.36	2.08	2.37	0.37
Xitzo	6.48	1.01	2.38	Arcilloso	28.36	29.71	41.93	57.56	9.39	6.06	0.31	56.4	31.24	0.22	4.24	12.32	4.54	2.35	2.39	0.24

DA = densidad aparente, DR = densidad real, EP = % espacio poroso, CH = contenido de humedad, MO = materia orgánica, Nt = nitrógeno total, P = fósforo disponible, CE = conductividad eléctrica, CIC = capacidad de intercambio catiónico, HCO₃⁻ = bicarbonatos, Cl⁻ = cloruros, Ca⁺ = calcio, Mg⁺ = magnesio, Na⁺ = sodio, K⁺ = potasio.

En todas las localidades se observan altos contenidos de materia orgánica por lo que estos suelos son extremadamente ricos. Los suelos de cuatro de las localidades tienen más del 10% en materia orgánica, mientras El Palmar y González Ortega tienen menos del 5% y Santiago de Anaya y Xitzo solo tienen 6%. Esto se corresponde con los valores de capacidad de intercambio catiónico, los cuales varían entre $19.8 \text{ Cmol}^+ \text{kg}^{-1}$ y $31.24 \text{ Cmol}^+ \text{kg}^{-1}$.

Los valores de nitrógeno total encontrados en el suelo de las ocho localidades son altos, entre 0.18% y 0.76%. Cinco de las localidades presentaron menos de 0.4% de nitrógeno.

El contenido de fósforo en el suelo de las diferentes localidades fue alto, entre 27.6 mgkg^{-1} y 64.2 mgkg^{-1} . En tres de las localidades (Santiago de Anaya, Julián Villagrán y Cañón del Diablo) se encontraron suelos con menos de 35 mgkg^{-1} de fósforo aprovechable. El resto de las localidades tienen más de 43 mgkg^{-1} de fósforo en su suelo.

Las localidades de El Palmar y González Ortega presentan suelos más arenosos (con más de 50% de arenas). Además de que en estas localidades los porcentajes de materia orgánica y capacidad de intercambio catiónico son los más bajos con respecto a los suelos del resto de las localidades. En estas localidades también encontramos los porcentajes más bajos de contenido de humedad. Por otra parte, son las localidades en las que el suelo presenta los valores más altos de densidad aparente y densidad real.

Al buscar la similitud entre comunidades de acuerdo a las propiedades físicas y químicas del suelo, se aplicó un análisis de *cluster*. En donde los resultados muestran que las comunidades más parecidas son El Palmar y González Ortega por presentar la menor Distancia Euclídea ($DE=11.72$), también existe una similitud entre Cañón del Diablo y Julián Villagrán con $DE=14.26$, de igual forma las localidades de Hermosillo y Santiago de Anaya son similares con $DE=18.99$. Por otro lado, como se observa en la Figura 12 las localidades de Patria Nueva ($DE= 21.54$) y Xitzo ($DE= 25.15$) son las que menos se parecen al resto de las localidades.

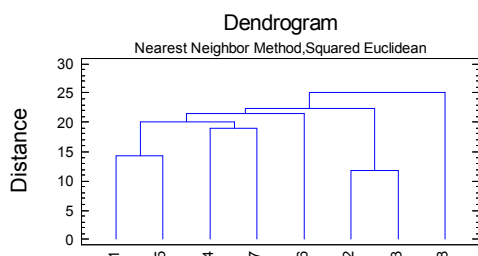


Figura 12. Análisis Cluster de las propiedades físicas y químicas del suelo de las localidades. 1= Cañón del Diablo, 2= El Palmar, 3= González Ortega, 4= Hermosillo, 5= Julián Villagrán, 6= Patria Nueva, 7= Santiago de Anaya, 8= Xitzo.

Este agrupamiento se corrobora o refuerza con el análisis de Componentes Principales, mediante el criterio de considerar solo los CP's con eigenvalores mayores a 1, como se observa en la Figura 13.

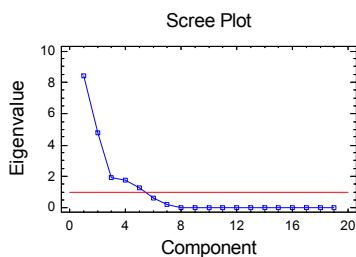


Figura 13. Dispersión de CP's de propiedades físicas y químicas

Considerando lo anterior, se encontraron cinco componentes con un 95% de variabilidad explicada, lo cual se observa en el Cuadro 6.

Cuadro 6. Análisis de CP's de las propiedades físicas y químicas del suelo de cada localidad

Component Number	Eigenvalue	Percent of Variance	Cumulative Percentage
1	8.39605	44.190	44.190
2	4.77808	25.148	69.337
3	1.96388	10.336	79.674
4	1.73722	9.143	88.817
5	1.28901	6.784	95.601
6	0.60977	3.209	98.811
7	0.225997	1.189	100.000
8	5.37691E-16	0.000	100.000
9	3.57603E-16	0.000	100.000
10	2.65447E-16	0.000	100.000
11	1.95701E-16	0.000	100.000
12	9.88646E-17	0.000	100.000
13	3.56635E-17	0.000	100.000
14	0.0	0.000	100.000
15	0.0	0.000	100.000
16	0.0	0.000	100.000
17	0.0	0.000	100.000
18	0.0	0.000	100.000
19	0.0	0.000	100.000

En donde de acuerdo a lo descrito en el Cuadro 7 los componentes principales son: Contenido de humedad para CP1, pH para CP2, P para CP3, K para CP4 y bicarbonatos para CP5.

Cuadro 7. Tabla de Matriz de Componentes

	Component 1	Component 2	Component 3	Component 4	Component 5
Arcilla	0.0870815	-0.380959	-0.0309182	-0.240689	-0.298829
Arena	-0.261352	0.226778	0.184288	-0.0282878	0.235994
Bicarbonatos	0.166619	0.0604342	-0.360779	-0.109694	0.56027
Ca	0.152643	-0.157994	-0.310845	0.423393	-0.368687
CE	0.271363	0.173545	-0.16396	0.135323	-0.0238696
CIC	0.299909	-0.187569	0.118613	0.0617879	0.141212
Cloruros	0.0750194	-0.344317	0.407227	-0.0953105	0.0821186
DA	-0.315727	-0.143949	-0.125939	0.110231	0.0790043
DR	-0.292019	-0.219706	-0.0170444	0.0448055	0.131971
EP	0.316691	0.116191	0.173424	-0.135487	-0.0398899
K	-0.265415	0.0648791	-0.0710407	0.444826	-0.126661
Limo	0.300942	-0.0426083	-0.234073	0.211937	-0.114585
Mg	0.123137	-0.321073	-0.00733	-0.298222	0.0126696
MO	0.26575	0.257261	0.0780552	0.0380635	0.0111843
Na	0.105057	-0.208912	0.0207224	0.415212	0.54528
Nt	0.221977	0.307526	0.226651	0.00725656	-0.0811362
P	-0.0205519	-0.0700883	0.595616	0.393234	-0.0678673
pH	-0.079722	0.43279	0.0505586	-0.0467311	-0.0247358
CH	0.323577	-0.0524296	0.100921	0.15428	0.118667

De tal forma que de acuerdo a las propiedades del suelo evaluadas para cada localidad, no se observa que exista una marcada diferencia entre localidades. Sin embargo, el análisis estadístico de *cluster* generado mostró que algunas localidades son más similares que otras. Tal es el caso de El Palmar y González Ortega que son las que más se parecen entre sí, y son diferentes del resto. Por otro lado Xitzo es la localidad que presenta las mayores diferencias con respecto a todas las demás, por lo que se le considera la localidad más conservada, debido a la ubicación geográfica y topográfica que han generado que el suelo esté prácticamente cubierto y se refleja en una mejor condición. Como ya se había mencionado la similitud entre las localidades se debe a propiedades dinámicas del suelo como el agua, pH, bicarbonatos y fósforo, todas ellas interrelacionadas entre si y particularmente el valor de pH y contenido de fósforo pueden afectar la distribución de los HMA.

6.2.2 Propiedades físicas y químicas del suelo rizosférico.

En el caso de las especies vegetales en su suelo rizosférico, las propiedades evaluadas fueron las directamente relacionadas con la presencia de los HMA: pH, materia orgánica, fósforo, nitrógeno total, conductividad eléctrica y textura (Cuadro 8).

Cuadro 8. Propiedades físicas y químicas del suelo rizosférico de las diferentes especies vegetales.

Especies	pH 1:2 H ₂ O	CE μScm ⁻¹	Textura	Arcilla %	P mgkg ⁻¹	MO	CO %	Nt	C:N
Cañón del Diablo									
<i>A. lechuguilla</i>	7.66	0.27	Franco	19.00	39	9.01	5.22	0.42	12
<i>Bouteloua</i>	7.71	0.26	Franco	20.86	39	8.47	4.92	0.51	10
<i>Flourensia</i>	7.82	0.27	Franco	21.15	48	11.63	6.75	0.55	12
<i>Hechtia</i>	7.64	0.32	Franco	17.30	31.8	10.15	5.89	0.52	11
<i>O. microdasys</i>	7.68	0.31	Franco	19.30	51.6	11.86	6.88	0.52	13
El Palmar									
<i>Cylindropuntia</i>	7.69	0.22	Franco	19.30	39.0	4.21	2.44	0.26	9
<i>Ferocactus</i>	7.64	0.19	Migajónarenoso	18.43	82.2	3.13	1.81	0.21	8
<i>Jatropha</i>	7.66	0.22	Franco	17.44	61.2	2.63	1.53	0.18	8
<i>O. cantabrigiensis</i>	7.67	0.22	Franco	23.00	45.6	4.61	2.68	0.16	16
<i>Prosopis</i>	7.65	0.21	Migajónarenoso	19.00	37.2	3.95	2.29	0.18	13
González Ortega									
<i>Condalia</i>	7.65	0.28	Migajónarenoso	12.00	45.6	3.16	1.83	0.17	11
<i>Coryphantha</i>	7.23	0.19	Migajónarenoso	14.29	45.6	3.52	2.04	0.21	10
<i>Cylindropuntia</i>	7.71	0.21	Migajónarenoso	16.14	68.4	3.16	1.83	0.16	11
<i>Jatropha</i>	7.71	0.22	Migajónarenoso	14.29	39.0	3.30	1.91	0.21	9
<i>O. streptacantha</i>	7.21	0.20	Franco	18.58	25.8	4.61	2.68	0.26	10
Hermosillo									
<i>Acacia farnesiana</i>	7.53	0.26	Franco	26.29	39.0	5.53	3.21	0.37	9
<i>A. atrovirens</i>	7.62	0.31	Arcilloso	28.72	25.8	9.01	5.22	0.55	9
<i>Condalia</i>	7.61	0.28	Franco	26.43	64.2	8.44	4.89	0.42	12
<i>Cylindropuntia</i>	7.75	0.20	Arcilloso	28.14	74.4	5.66	3.29	0.31	11
<i>O. stenopetala</i>	7.84	0.26	Arcilloso	28.14	48.0	1.98	1.15	0.42	3
Julián Villagrán									
<i>A. lechuguilla</i>	7.70	0.34	Franco	14.58	78.0	13.40	7.77	0.6	13
<i>A. striata</i>	7.69	0.32	Migajónarenoso	12.58	37.2	11.86	6.88	0.55	12
<i>Flourensia</i>	7.56	0.30	Migajónarenoso	16.29	61.2	13.17	7.64	0.65	12
<i>Neolloydia</i>	7.83	0.30	Franco	18.58	39.0	12.96	7.52	0.57	13
<i>O. microdasys</i>	7.51	0.33	Franco	14.58	41.4	10.43	6.05	0.6	10
Patria Nueva									
<i>A. striata</i>	7.53	0.30	Franco	14.43	25.8	14.28	8.28	0.84	10
<i>Bouteloua</i>	7.59	0.29	Franco	14.72	41.4	12.52	7.26	0.68	11
<i>Jatropha</i>	7.51	0.33	Migajón arenoso	10.29	43.2	14.94	8.67	0.86	10
<i>O. stenopetala</i>	7.60	0.39	Franco	12.58	23.4	13.84	8.03	0.6	13
<i>Pithecellobium</i>	7.48	0.32	Franco	14.14	27.6	13.40	7.77	0.78	10
Santiago de Anaya									
<i>A. atrovirens</i>	6.52	0.31	Franco	24.86	37.2	4.44	2.57	0.23	11
<i>Condalia</i>	7.58	0.36	Franco	22.72	74.4	8.31	4.82	0.34	14
gramínea	5.79	0.28	Franco	18.43	74.4	8.04	4.66	0.39	12
<i>Jatropha</i>	5.83	0.17	Franco	27.00	68.4	7.90	4.59	0.34	13
<i>O. streptacantha</i>	6.16	0.29	Franco	26.72	68.4	6.98	4.05	0.34	12
Xitzo									
<i>Acacia farnesiana</i>	6.23	0.34	Arcilloso	28.14	39.0	8.09	4.69	0.37	13
<i>A. atrovirens</i>	5.40	0.17	Arcilloso	30.29	48.0	8.04	4.66	0.39	12
gramínea	6.74	0.22	Arcilloso	30.29	64.2	1.96	1.14	0.23	5
<i>Mammillaria</i>	5.91	0.20	Migajónlimoso	4.29	41.4	9.22	5.35	0.47	11
<i>O. streptacantha</i>	6.58	0.23	Arcilloso	32.29	39.0	8.04	4.66	0.37	12

MO = materia orgánica, CO = carbono orgánico, C:N = Relación carbono- nitrógeno, P = fósforo disponible, Nt = nitrógeno total y CE =conductividad eléctrica.

Según los datos obtenidos de la evaluación de las propiedades físicas y químicas del suelo rizosférico de las especies de cada localidad se obtuvieron los siguientes datos:

En Cañón del Diablo la textura se clasifica como Franca, con menos de 20% de arcillas, tanto para el suelo rizosférico como de la localidad. Estos suelos no son salinos con una conductividad eléctrica menor a $0.32 \mu\text{Scm}^{-1}$. Los valores de pH en el suelo rizosférico son menores al valor obtenido por localidad el cual es de 7.69, solo el suelo de *Flourensia resinosa* tiene pH mayor a 7.82; estos suelos son moderadamente alcalinos. Los porcentajes de materia orgánica son variables, en el suelo de tres especies el porcentaje es menor al valor obtenido para el suelo de la localidad (11.2%) y el resto es mayor (más de 11.6%). El nitrógeno encontrado en el suelo de las especies es menor al que se encuentra en la localidad (0.57%), mientras que el porcentaje oscila entre 0.51% y 0.55%, en *Agave lechuguilla* el porcentaje se reduce hasta 0.42%. En el caso de fósforo los valores obtenidos para el suelo rizosférico son muy altos con respecto al valor obtenido para la localidad (27.6 mgkg^{-1}), dos de las especies casi llegan a duplicar ese valor (*Flourensia resinosa* y *Opuntia mycrodasisis*).

En El Palmar la textura del suelo rizosférico de tres de las especies es Franca, Migajón-arenosa en *Ferocactus latispinus* y *Prosopis laevigata* las cuales se acercan a la textura del suelo de la localidad que es Migajón Arcillo-arenoso, con menos de 23% de arcillas. Suelos no salinos, con conductividad eléctrica de $0.2 \mu\text{Scm}^{-1}$. Los valores de pH en el suelo de las especies son mayores al obtenido por localidad (7.65), solo *Ferocactus latispinus* tiene pH de 7.64, siendo estos suelos moderadamente alcalinos. Los porcentajes de materia orgánica del suelo de las especies se encuentra entre 2.63% y 4.61%, solo *Prosopis laevigata* tiene el mismo porcentaje que el suelo de la localidad (3.95%). Los porcentajes de nitrógeno del suelo de las especies son de casi 0.2%, mientras que el valor del suelo de la localidad duplica este porcentaje (0.42%). En cuanto a las cantidades de fósforo en el suelo de las especies, tres son similares al valor del suelo de la localidad (45.6 mgkg^{-1}) mientras que *F. latispinus* y *Jatropha dioica* tienen más de 60 mgkg^{-1} .

En González Ortega la textura es Migajón-arenosa tanto para el suelo rizosférico como de la localidad, a excepción de *Opuntia streptacantha* que es Franca, con más de 12% de arcillas.

Los suelos rizosféricos no son salinos, cuatro presentan conductividad eléctrica menor a la obtenida para el suelo de la localidad ($0.23 \mu\text{Scm}^{-1}$), para *Condalia mexicana* el valor aumenta a $0.28 \mu\text{Scm}^{-1}$.

El suelo de tres especies tiene pH mayor al que presenta el suelo de la localidad (7.45), mientras que el pH del suelo de *Corypantha octacantha* y *O. streptacantha* es de 7.2. La materia orgánica del suelo de la localidad es de 4.88%, mientras que el suelo de las especies varía de 3.16 a 3.52%, solo *O. streptacantha* tiene 4.61%. El nitrógeno presente en el suelo de tres especies es mayor a 0.21%, *C. mexicana* y *Cylindropuntia imbricata* tienen porcentaje menor al de la localidad (0.18%). En cuanto a fósforo se observa que el suelo de la localidad tiene 43.2 mgkg⁻¹, en el suelo rizosférico encontramos que dos especies presentan valores cercanos al de la localidad, en otras dos disminuyen y en una aumenta hasta 68.4 mgkg⁻¹.

En Hermosillo la textura del suelo rizosférico de tres especies es arcillosa, el suelo de *Acacia farnesiana* y *Condalia mexicana* tiene una textura Franca al igual que el suelo de la localidad con más del 26% de arcillas. Son suelos no salinos cuya conductividad eléctrica es menor a 0.28 μScm⁻¹ (valor obtenido para el suelo de la localidad), *Agave atrovirens* tiene 0.31 μScm⁻¹. El pH del suelo de la localidad es de 7.63, tres especies tienen menos y *Cylindropuntia imbricata* y *Opuntia stenopetala* tienen 7.75 y 7.84 respectivamente. El suelo rizosférico tiene menos de 9.65% de materia orgánica, cuyo valor presenta el suelo de la localidad, siendo *O. stenopetala* la que presenta el valor más bajo (1.98%). El nitrógeno del suelo de la localidad es 0.42%, el suelo de las especies tiene menos de ese valor, solo *A. atrovirens* tiene 0.55%. El fósforo del suelo de la localidad contiene 43.2 mgkg⁻¹, en el suelo rizosférico de tres especies se supera este valor, siendo *C. imbricata* en la que llega hasta 74.4 mgkg⁻¹; y en otras dos de las especies disminuye.

En Julián Villagrán la textura del suelo de la localidad es Franca, al igual que en el suelo de tres especies; *Agave striata* y *Flourensia resinosa* tienen textura Migajón-arenosa. Los suelos (tanto de la localidad como de las especies) no son salinos, pues la conductividad eléctrica es menor a 0.35 μScm⁻¹. El pH del suelo de la localidad es de 7.62, el suelo de tres especies presentan valor más alto, en *F. resinosa* y *Opuntia mycrodasis* disminuye (7.56 y 7.51 respectivamente). La materia orgánica del suelo de la localidad es de 12.52%. El suelo rizosférico de tres especies tienen 13%, las restantes tienen 10.43% y 11.86% (*O. mycrodasis* y *A. striata* respectivamente).

El nitrógeno del suelo de la localidad es 0.65% y el de las especies es de 0.6%. El fósforo del suelo rizosférico es menor de 33.6 mgkg⁻¹ (valor del suelo de la localidad), *A. lechuguilla* y *F. resinosa* duplican ese valor.

En Patria Nueva la textura del suelo de la localidad es Franca al igual que el suelo de cuatro de las especies, *Jatropha dioica* presenta textura Migajón-arenosa, con menos de 18% de arcillas. Suelos no salinos, la conductividad eléctrica del suelo de la localidad es de 0.36μScm⁻¹ y la de las especies es menor, solo *Opuntia stenopetala* tiene 0.39μScm⁻¹. El pH del suelo de la localidad es 7.56, el suelo de tres especies tiene pH de 7.5, *Bouteloua curtipendula* y *O. stenopetala* de 7.6. La materia orgánica del suelo rizosférico es menor al valor obtenido en el suelo de la localidad (13.18%), *B. curtipendula* tiene 12.5%. El nitrógeno del suelo de tres especies es mayor a 0.76% (porcentaje encontrado en la localidad), en el caso de *B. curtipendula* y *O. stenopetala* el porcentaje es de 0.6%. El fósforo del suelo de la localidad es de 64.2mgkg⁻¹, y el del suelo de las especies es menor a este valor, en dos especies mayores a 40 mgkg⁻¹ y en tres menores a 30 mgkg⁻¹.

En Santiago de Anaya la textura del suelo de la localidad y de las especies es Franca, con 25% de arcillas. Los suelos no son salinos, la conductividad eléctrica de la localidad es de 0.34μScm⁻¹, la de las especies es menor; *Condalia mexicana* es la única que aumenta su valor (0.36μScm⁻¹). El pH del suelo de la localidad es de 6.59, el de las especies es menor, gramínea y *Jatropha dioica* tienen 5.8 mientras que *C. mexicana* tiene 7.6. La materia orgánica del suelo de la localidad es de 6.9%, en tres de las especies es mayor y en *Agave atrovirens* disminuye a 4.44%. El nitrógeno del suelo de la localidad al igual que el de tres especies es de 0.34%, en *A. atrovirens* es de 0.23% y en gramínea es de 0.39%. El fósforo del suelo de la localidad es de 30mgkg⁻¹, en el suelo rizosférico la concentración es más alta, en cuatro de las especies se duplica el valor, solo *A. atrovirens* tiene 37.2mgkg⁻¹.

En Xitzo la textura del suelo rizosférico de cuatro especies y de la localidad es Arcillosa, solo en *Mammillaria sempervivi* es Migajón-limosa; presentan 30% de arcillas. Los suelos (de la localidad y de las especies) no son salinos, la conductividad eléctrica de la localidad es de 0.22μScm⁻¹, en el suelo de tres de las especies es menor y en las restantes mayor, siendo *Acacia farnesiana* la de el valor más alto con 0.34μScm⁻¹.

La materia orgánica del suelo de la localidad es de 6.06%, en el suelo de cuatro especies aumenta y en la restante, gramínea, disminuye hasta 1.96%. El porcentaje de nitrógeno en el suelo de la localidad es 0.31%, en el suelo de cuatro de las especies aumenta, mientras que en gramínea disminuye a 0.23%. La concentración de fósforo en el suelo de la localidad es de 56.4mgkg⁻¹, en gramínea la concentración aumenta a 64.2mgkg⁻¹ y en el suelo del resto de las especies disminuye. Las diferencias encontradas entre el suelo rizosférico y el suelo de la localidad muestran la actividad metabólica de las plantas a pesar de la época seca.

Para encontrar si existe alguna semejanza entre el suelo rizosférico de las especies vegetales en las diferentes localidades se consideraron sus propiedades físicas y químicas con las que se realizó el análisis de *cluster*. Los resultados obtenidos mostraron que existe una semejanza entre las cinco especies de Cañón del Diablo, cuatro de Julián Villagrán y una de Patria Nueva las cuales se encuentran en un primer grupo por presentar la menor distancia euclídea (DE=1.20), en un segundo grupo están todas las especies de las localidades El Palmar y González Ortega con DE=1.92 (Figura 14).

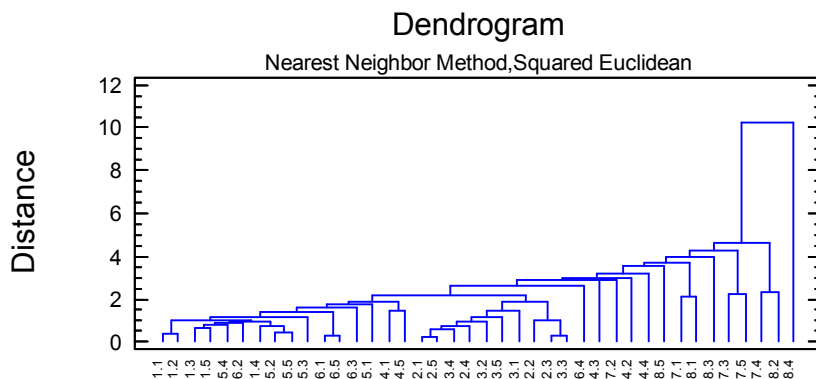


Figura 14. Análisis Cluster de las especies de cada localidad considerando propiedades físicas y químicas de suelo rizosférico. 1= Cañón del Diablo, 2= El Palmar, 3= González Ortega, 4= Hermosillo, 5= Julián Villagrán, 6= Patria Nueva, 7= Santiago de Anaya, 8= Xitzo.

Este agrupamiento se corrobora o refuerza con el análisis de Componentes Principales, mediante el criterio de considerar solo los CP's con eigenvalores mayores a 1, como se observa en la Figura 15.

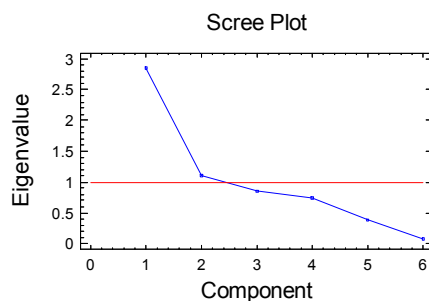


Figura 15. Dispersión de CP's de propiedades físicas y químicas de suelo rizosférico

Con base en lo anterior se encuentran dos componentes que explican un 66% de la variabilidad observada (ver Cuadro 9).

Cuadro 9. Análisis de CP's de las propiedades físicas y químicas del suelo rizosférico en cada localidad

Component Number	Eigenvalue	Percent of Variance	Cumulative Percentage
1	2.85516	47.586	47.586
2	1.09989	18.331	65.917
3	0.84552	14.092	80.009
4	0.746195	12.437	92.446
5	0.382642	6.377	98.823
6	0.0705962	1.177	100.000

En donde de acuerdo a lo descrito en el Cuadro 10 los componentes son: Nt para CP1 y porcentaje de arcillas para CP2.

Cuadro 10. Tabla de Matriz de Componentes

	Component 1	Component 2
pH	0.203534	-0.74673
CE	0.465388	0.115733
% arcilla	-0.309682	0.462788
P	-0.271458	0.228105
MO	0.532932	0.314332
Nt	0.537009	0.252965

Los suelos de las especies vegetales en las localidades de Santiago de Anaya y Xitzo tienen un pH ácido, debido a los altos porcentajes de materia orgánica que presentan, la cual al descomponerse produce ácidos carboxílicos y fenólicos desprendiendo iones de hidrógeno, dándoles mayor actividad biológica y mejor condición de suelo (Foth, 1992).

Con base a la clasificación de la Norma Oficial Mexicana (NOM-021-RECNAT 2000) para los resultados de CE obtenidos, se tiene que estos suelos no son salinos, por lo que la asociación micorrízica se ve favorecida. Los suelos de las diferentes especies vegetales son en su mayoría de textura gruesa, lo cual favorece el crecimiento radical y la asociación micorrízica. Esto es, la textura del suelo influye en la difusión de agua y nutrientes en las raíces, promueve la existencia de una mayor área de exploración del hongo lo cual contribuye a la estabilidad del suelo, ya que los HMA producen grandes cantidades de hifas que ayudan a mantener unidas las partículas del mismo (Reyes-Quintanar *et al.*, 2000).

Las concentraciones de fósforo presentes en el suelo rizosférico de las especies vegetales son altas, en las localidades que se ubican al centro de la zona de estudio (El Palmar, Julián Villagrán y Santiago de Anaya). Los porcentajes de nitrógeno presente en el suelo de las especies, de acuerdo a la Norma Oficial Mexicana (NOM-021-RECNAT 2000) se clasifican como altos. Además las localidades que presentan los porcentajes más altos de nitrógeno, son aquellas que se encuentran en el municipio de Ixmiquilpan (Cañón del Diablo, Julián Villagrán).

Estadísticamente se encontró que las especies del Cañón son similares entre sí y que comparten cierta similitud con las especies de Julián Villagrán y Patria Nueva, este agrupamiento se debe a los altos niveles de nitrógeno en el suelo rizosférico de cada especie vegetal. También se observó el mismo comportamiento entre las especies de El Palmar y González Ortega.

Las propiedades del suelo para cada localidad son diferentes a las del suelo rizosférico, solo pH y textura son las propiedades en donde existe una menor variación y en donde hay igualdad entre los valores. Además las especies *Bouteloua curtipendula*, *Ferocactus latispinus*, *Jatropha dioica*, *Opuntia streptacantha*, *Cylindropuntia imbricata*, *Neolloydia conoidea*, gramínea, *Condalia mexicana*, *Agave striata* y *O. stenopetala* son las que aparentemente tienen mayor influencia sobre el suelo, debido a que sus propiedades físicas y químicas de su suelo rizosférico son diferentes al suelo de la localidad, mostrando mayor actividad rizosférica.

6.3 Evaluación de la micorrización en las especies vegetales.

En el Cuadro 11 se presenta los porcentajes de infección micorrízica en raíz encontrados en cada una de las especies vegetales de cada localidad estudiada. La colonización total varió entre el 1% (*Acacia farnesiana*) y el 48 % (*Jatropha dioica*). La colonización entre el grupo de especies entre localidades varió, destacan Santiago de Anaya y Xitzo cuyas especies en general no rebasan el 20% excepto *Opuntia streptacantha* que presentó el 23.66%.

Cuadro 11. Porcentajes de infección micorrízica y número de esporas en la rizosfera de cada especie.

Localidad	Especie vegetal	% Colonización Total	% Colonización vesicular	No. de Esporas (100gramos)
Cañón	<i>A. lechuguilla</i>	39.27	34.49	273
	<i>Bouteloua</i>	28.22	23.51	21
	<i>Flourensia</i>	42.38	38.44	36
	<i>Hechtia</i>	29.51	24.60	126
	<i>O. microdasys</i>	25.62	23.60	31
		33±7.36	28.93±7.03	97.4±106.85
El Palmar	<i>Cylindropuntia</i>	30.59	22.80	92
	<i>Ferocactus</i>	30.57	24.37	53
	<i>Jatropha</i>	35.05	22.19	38
	<i>O. cantabrigiensis</i>	21.72	19.21	29
	<i>Prosopis</i>	*	*	38
		29.48±14.04	22.14±2.16	50±25
González Ortega	<i>Condalia</i>	*	*	19
	<i>Coryphantha</i>	*	*	94
	<i>Cylindropuntia</i>	27.27	14.01	18
	<i>Jatropha</i>	42.21	29.38	102
	<i>O. streptacantha</i>	15.56	9.82	48
		28.35±18.17	17.74±10.30	56.2±40.11
Hermosillo	<i>Acacia farnesiana</i>	*	*	141
	<i>A. atrovirens</i>	40.49	13.87	475
	<i>Condalia</i>	25.94	16.58	225
	<i>Cylindropuntia</i>	11.45	9.45	154
	<i>O. stenopetala</i>	32.31	14.87	177
		27.55±16.27	13.69±3.04	234.4±138.25
Julián Villagrán	<i>A. lechuguilla</i>	39.01	21.29	115
	<i>A. striata</i>	37.63	27.39	376
	<i>Flourensia</i>	32.51	17.20	26
	<i>Neolloydia</i>	34.15	24.26	24
	<i>O. microdasys</i>	35.93	19.97	108
		35.85±2.61	22.02±3.93	129.8±144.28
Patria Nueva	<i>A. striata</i>	29.60	24.53	500
	<i>Bouteloua</i>	26.73	23.33	134
	<i>Jatropha</i>	48.13	32.73	182
	<i>O. stenopetala</i>	32.63	22.90	104
	<i>Pithecellobium</i>	42.30	37.14	213
		35.88±9.01	28.13±6.44	226.6±158.53
Santiago de Anaya	<i>A. atrovirens</i>	19.81	9.36	297
	<i>Condalia</i>	17.57	10.47	444
	gramínea	14.74	8.20	157
	<i>Jatropha</i>	17.70	3.94	157
	<i>O. streptacantha</i>	11.72	5.37	62
		16.31±3.13	7.47±2.74	223.4±149.12
Xitzo	<i>Acacia farnesiana</i>	1.47	0.73	61
	<i>A. atrovirens</i>	19.44	11.57	156
	gramínea	11.82	3.68	79
	<i>Mammillaria</i>	18.79	13.39	74
	<i>O. streptacantha</i>	23.66	19.06	612
		15.04±8.69	9.69±7.44	196.4±235.29

* No fue posible evaluar

En el caso de *Prosopis laevigata*, *Condalia mexicana* (en González Ortega), *Coryphantha octacantha* y *Acacia farnesiana* (en Hermosillo) no se colectó muestra de raíz por el tamaño del individuo, ya que sus raíces estaban profundas, debajo de los 30 cm de profundidad.

En las raíces de todas las especies revisadas se observó la presencia de las estructuras fúngicas características de la micorriza arbuscular, son las hifas las estructuras más abundantes, seguido de las vesículas (Figura 16).

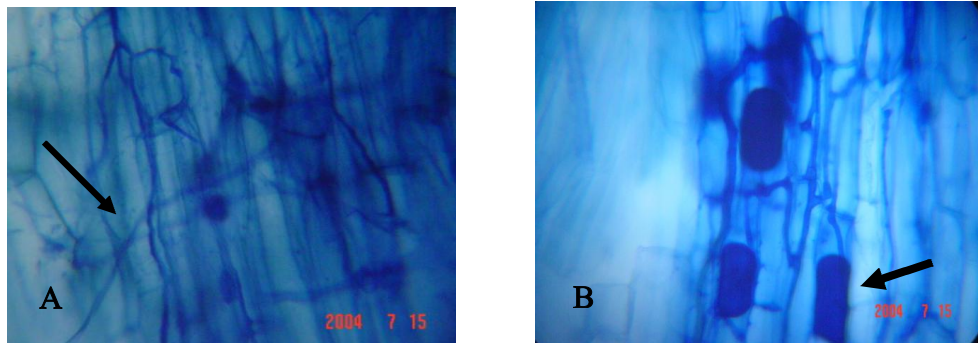


Figura 16. Estructuras de HMA dentro de la raíz de *Flourensia resinosa*, de la localidad del Cañón del Diablo.

Hifas (A) y vesículas (B).

Al comparar los porcentajes de colonización de cada especie por localidad, se observa que las de mayor porcentaje fueron *Flourensia resinosa* (42.38 %) y *Agave lechuguilla* (39.27 %) en Cañón, *Jatropha dioica* en El Palmar, González Ortega y Patria Nueva con 35.05, 42.21 y 48.13 % respectivamente, *A. atrovirens* en Hermosillo (40.49 %) y Santiago de Anaya (19.81 %), *A. lechuguilla* (39.01 %) y *A. striata* (37.63 %) en Julián Villagrán y *Opuntia streptacantha* (23.66 %) en Xitzo. Las especies con menor porcentaje de colonización (debajo de 16 %) fueron *O. streptacantha* en González Ortega, *Cylindropuntia imbricata* en Hermosillo y *Acacia farnesiana* en Xitzo. En las localidades de Julián Villagrán y Santiago de Anaya los porcentajes de colonización se mantienen constantes, a diferencia de las otras localidades en donde son variables (Figura 17).

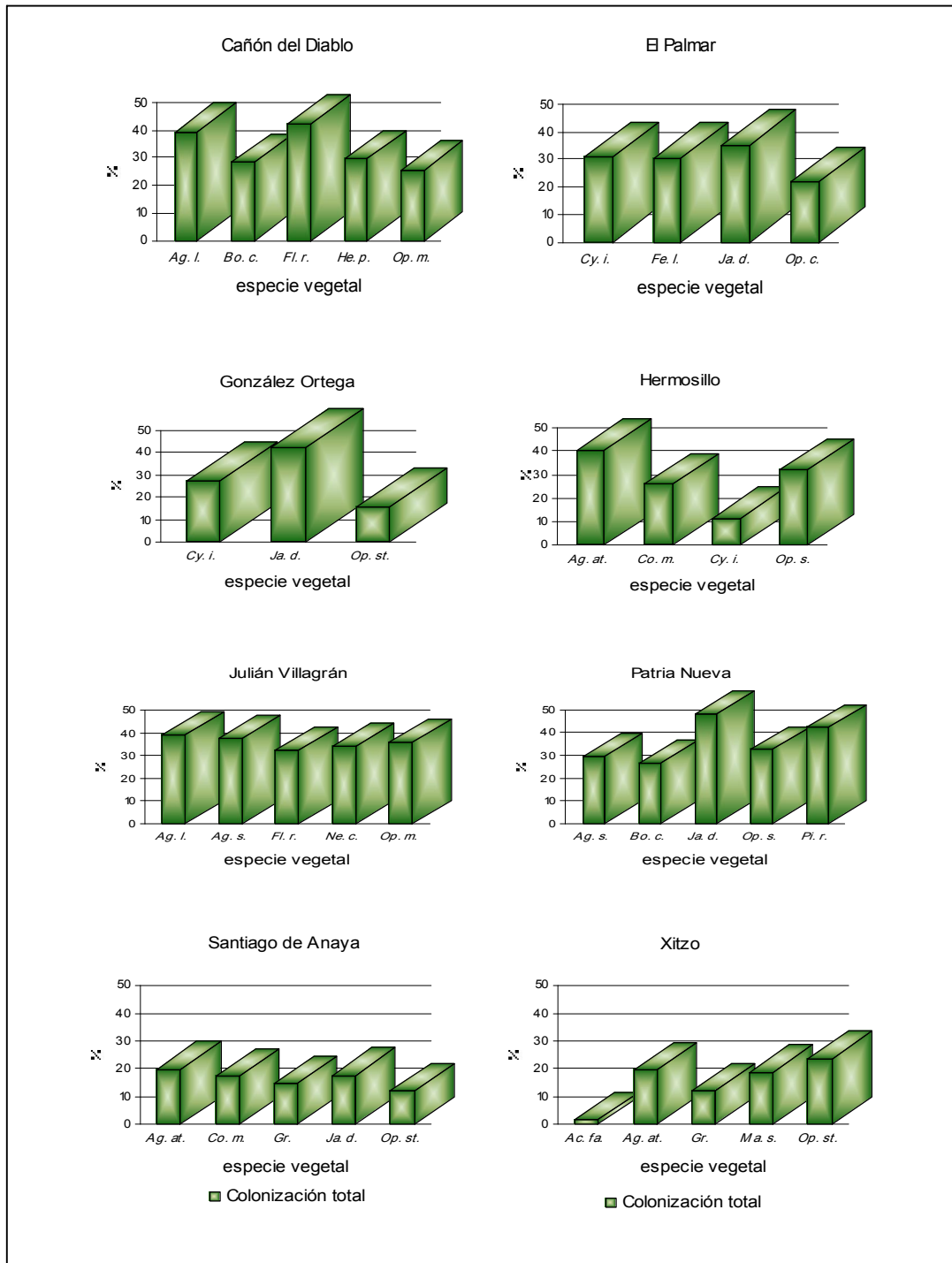


Figura 17. Colonización total para cada especie y localidad del Valle del Mezquital

En la Figura 18, al comparar el porcentaje de infección en cada especie, se observa que las de mayor colonización fueron *Jatropha dioica* (48.13 %), *Flourensia resinosa* (42.38 %), *Pithecellobium revolutum* (42.30 %) y *Agave atrovirens* (40.49 %), y la de menor porcentaje fue *Acacia farnesiana* (1.47 %).

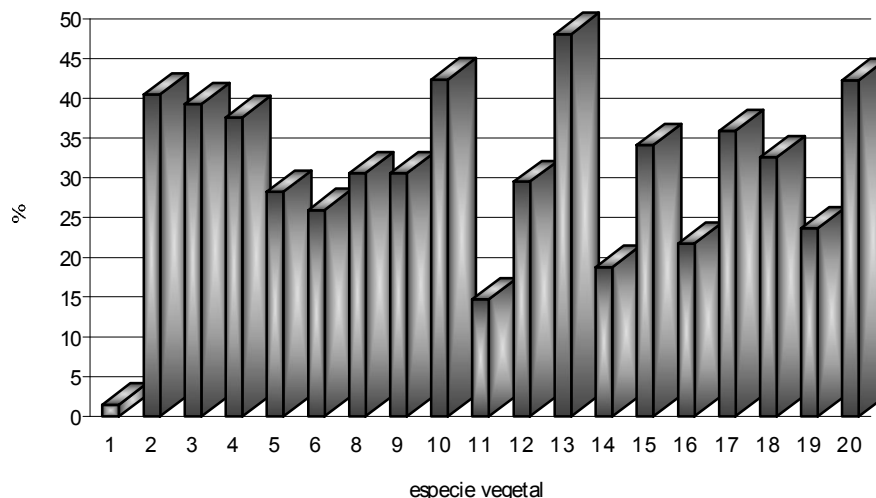


Figura 18. Colonización total de cada especie considerada.

1= *Acacia farnesiana*, 2= *Agave atrovirens*, 3= *A. lechuguilla*, 4= *A. striata*, 5= *Bouteloua curtipendula*, 6= *Condalia mexicana*, 7= *Coryphantha octacantha*, 8= *Cylindropuntia imbricata*, 9= *Ferocactus latispinus*, 10= *Flourensia resinosa*, 11= Gramínea, 12= *Hechtia podantha*, 13= *Jatropha dioica*, 14= *Mammillaria sempervivi*, 15= *Neolloydia conoidea*, 16= *Opuntia cantabrigiensis*, 17= *O. microdasys*, 18= *O. stenopetala*, 19= *O. streptacantha*, 20= *Pithecellobium revolutum*, 21= *Prosopis laevigata*. En las especies *C. octacantha* y *P. laevigata* no se evaluó colonización.

La presencia de los hongos micorrízicos arbusculares se manifiesta de diferentes formas, una de ellas es la colonización micorrízica, la cual fue positiva en todas las especies, aunque en baja proporción (menos del 50%) probablemente por la falta de humedad debido a la época del año en el que se realizó el muestreo y que es la menos favorable para evaluar la colonización de la raíz.

Las diferencias que existen en los porcentajes de colonización se deben a la combinación hongo-hospedero que existe en cada localidad. Además de la posible influencia de algunas propiedades del suelo, por lo que la colonización varía como respuesta a estas condiciones como lo han reportado Bethlenfalvay y Linderman (1992) y Smith y Read (1997).

Tal es el caso de El Palmar, Hermosillo, Julián Villagrán y Santiago de Anaya en donde las concentraciones de fósforo son altas y Cañón del Diablo, Julián Villagrán y Patria Nueva con los porcentajes de nitrógeno elevados. De las cuales la localidad más afectada es Santiago de Anaya con una menor presencia de estos organismos.

La presencia de arbuscúlos fue nula, debido a que la colonización micorrízica y sus estructuras, son menores en época seca por la falta de humedad, altas temperaturas y por la baja proliferación de raíces activas, las cuales promueven un mayor desarrollo de los HMA (Carrillo *et al.*, 2000). Es en este momento cuando encontramos la formación de vesículas (1% a 40%), ya que son estructuras cuya principal función es almacenar lípidos que el hongo utiliza durante situaciones de estrés (Sieverding, 1991).

Dentro de las especies que presentan el mayor porcentaje de colonización encontramos a las arbustivas: *Agave atrovirens*, *A. lechuguilla*, *Flourensia resinosa*, *A. striata* y *Opuntia streptacantha*. Aunque *Jatropha dioica* fue la especie que presentó el mayor porcentaje de colonización, siendo esta una especie herbácea.

6.4 Cuantificación de esporas.

Como se observa en el Cuadro 11 (*op cit.*), las especies vegetales que presentaron mayor número de esporas en su rizósfera fueron *Agave lechuguilla* (273) en Cañón del Diablo, *Cylindropuntia imbricata* (92) en El Palmar, *Jatropha dioica* (102) en González Ortega, *A. atrovirens* (475) en Hermosillo, *A. striata* en Julián Villagrán y Patria Nueva (376 y 500 respectivamente), *Condalia mexicana* (444) en Santiago de Anaya y *O. streptecantha* (612) en Xitzo, esta última especie es la que presentó el mayor número de esporas de las 21 especies muestreadas.

En seis de las ocho localidades se observa que una de las especies tiene marcadamente el mayor número de esporas con respecto a otras especies de la misma localidad; en El Palmar y González Ortega el número de esporas varía entre las especies pero ninguna destaca ampliamente (Figura 19).

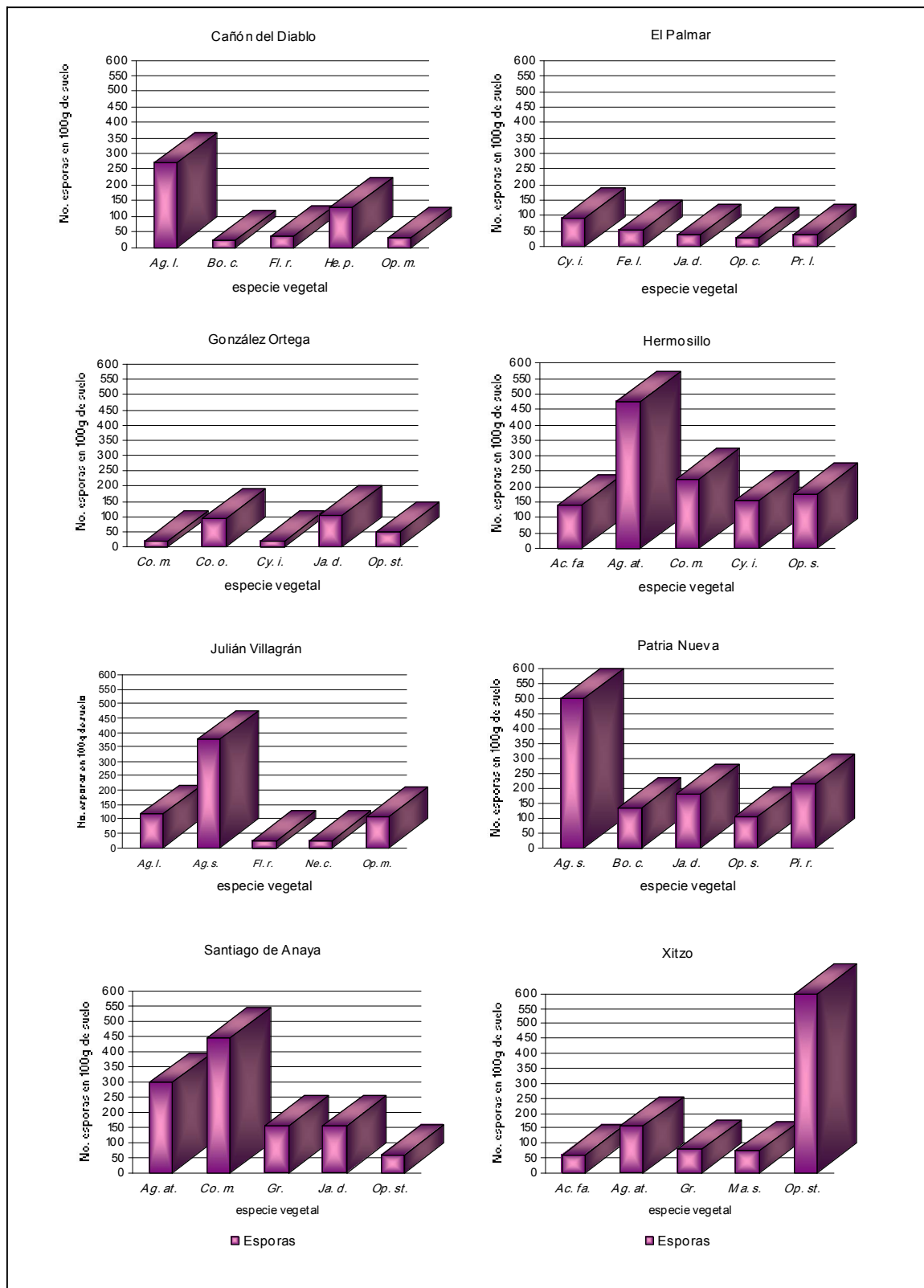


Figura 19. Número de esporas en la rizósfera de cada especie y localidad.

Del total de las especies de todos los sitios son cuatro las especies que destacan por el número de esporas asociadas a su rizosfera, estas especies son: *Agave atrovirens*, *A. striata*, *Condalia mexicana* y *Opuntia streptacantha*. Diez de las 21 especies vegetales presentaron menos de 100 esporas por 100g de suelo seco, seis especies presentaron entre 100 y 200 esporas, tres especies presentaron entre 200 y 300 esporas y dos especies presentaron arriba de 300 esporas (Figura 20).

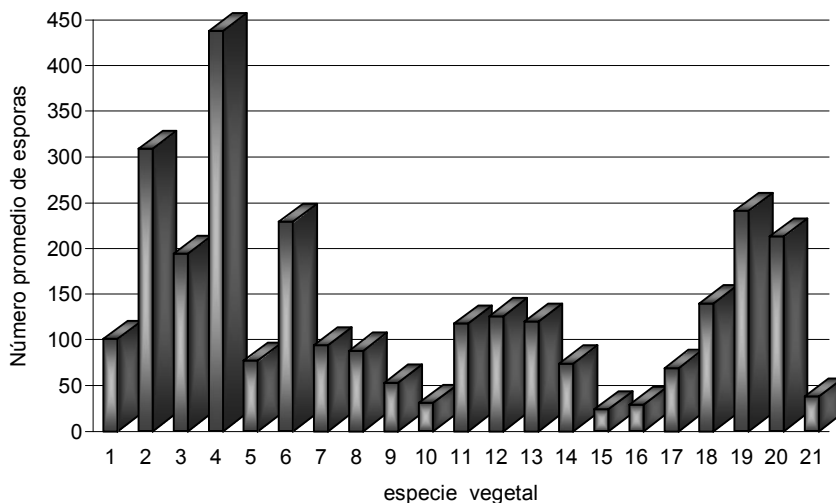


Figura 20. Número de esporas en el suelo asociadas a las especies estudiadas.

1= *Acacia farnesiana*, 2= *Agave atrovirens*, 3= *A. lechuguilla*, 4= *A. striata*, 5= *Bouteloua curtipendula*, 6= *Condalia mexicana*, 7= *Coriphantha octacantha*, 8= *Cylindropuntia imbricata*, 9= *Ferocactus latispinus*, 10= *Flourensia resinosa*, 11= Gramínea, 12= *Hechtia podantha*, 13= *Jatropha dioica*, 14= *Mammillaria sempervivi*, 15= *Neolloydia conoidea*, 16= *Opuntia cantabrigiensis*, 17= *O. microdasys*, 18= *O. stenopetala*, 19= *O. streptacantha*, 20= *Pithecellobium revolutum*, 21= *Prosopis laevigata*.

En la Figura 21 se tienen algunas de las esporas encontradas en suelo rizosférico de Julián Villagrán y Santiago de Anaya, en donde se observa una variabilidad en esporas para ambos casos. En las dos localidades encontramos siete grupos de esporas, en Julián solo un grupo presenta el mayor número de esporas (20 en 100 g de suelo) mientras que en Santiago el número de esporas para cada grupo es variable, destacando dos grupos con más de 50 esporas en 100g de suelo.

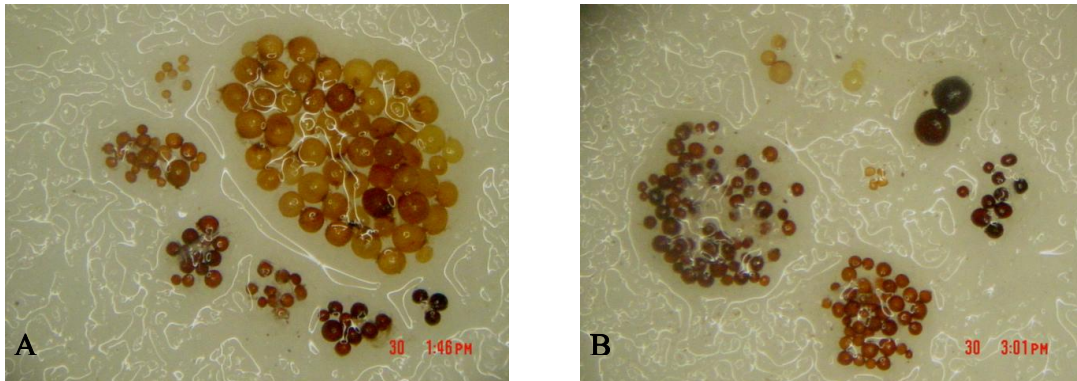


Figura 21. Esporas en suelo rizosférico de: *Agave lechuguilla*, Julián Villagrán (A) y *Jatropha dioica*, Santiago de Anaya (B).

El número de esporas encontradas en las especies vegetales de cada localidad fluctúa entre 18 y 612 por 100g de suelo seco. Como ya se mencionó son sólo cuatro las especies que tienen más de 400 esporas, de las cuales las especies arbustivas son las que tienen el mayor número.

Un mayor número de esporas presente en cada tipo de suelo, haría suponer que se da una mayor infección de la raíz por estos organismos, sin embargo, en este trabajo no se encontró esta correlación entre ambas variables ($r = 0.096$). Aunque estadísticamente no exista correlación entre número de esporas y colonización, hay localidades en donde se encontró mayor número de esporas y mayor porcentaje de colonización por lo que pareciera que este proceso dependiera de la especificidad hongo-hospedero (Alvarado *et al.*, 2004).

En los matorrales de las localidades del Valle del Mezquital se observa que el número de esporas presentes en el suelo está en función del hospedero, pero también dependen de las condiciones físicas y químicas del suelo. Lo cual se encontró en los suelos de El Palmar y González Ortega, donde se presenta el mayor grado de perturbación lo que contribuye a encontrar un reducido número de propágulos micorrízicos.

6.5 Presencia de Hongos Micorrízicos Arbusculares

Un total de 44 morfoespecies de hongos micorrízicos arbusculares fueron encontradas. Ocho de ellas pertenecen al género *Acaulospora*, ocho a *Gigaspora*, 24 a *Glomus* y cuatro a *Scutellospora*. De las cuales seis fueron identificadas a nivel de especie: *Gigaspora* aff. *gigantea*, *Glomus* aff. *manihotis*, *Glomus mosseae*, *Glomus sinuosum*, *Scutellospora* aff. *scutata* y *Scutellospora* aff. *rubra*. Así también se encontraron cuatro formas esporocárpicas del género *Glomus*.

6.5.1 Presencia de los HMA por localidad.

En las ocho localidades hay presencia de tres de los géneros de hongos micorrízicos: *Acaulospora*, *Gigaspora* y *Glomus*. El género *Scutellospora* no estuvo presente en los matorrales de El Palmar y González Ortega, mientras que las formas esporocárpicas no se encontraron en Cañón del Diablo, González y Julián Villagrán, en el resto de las localidades sí se presentaron esporocarpos (Cuadro 12).

Cuadro 12. Número de morfoespecies por género de HMA presentes en cada Localidad.

Géneros	Cañón	El Palmar	González	Hermosillo	Julián	Patria Nueva	Santiago	Xitzo
<i>Acaulospora</i>	2	3	1	3	4	4	4	3
<i>Gigaspora</i>	4	1	4	2	6	4	2	1
<i>Glomus</i>	7	12	14	17	11	13	21	16
<i>Scutellospora</i>	1	0	0	3	2	4	3	1
Total	14	16	19	25	23	25	30	21

Como muestra el Cuadro 13, en todas las localidades estuvo presente por lo menos un tipo de *Acaulospora*, la morfoespecie 2 fue la más común ya que se encontró en todas las localidades. González Ortega sólo presentó la morfoespecie 2, mientras que el resto presentó de 2 a 4 morfoespecies.

Cuadro 13. Morfoespecies por localidad del Género *Acaulospora*

<i>Acaulospora</i>	Cañón	El Palmar	González	Hermosillo	Julián	Patria Nva.	Santiago	Xitzo
1					x			
2	x	x	x	x	x	x	x	x
3				x	x			
4		x					x	x
5		x						
6	x			x	x	x	x	
7						x		
8						x	x	x
Total	2	3	1	3	4	4	4	3

El género *Gigaspora* se encontró en todas las localidades, Julián Villagrán presentó el mayor número de morfoespecies de este género, mientras que El Palmar y Xitzo sólo presentaron una.

Gigaspora gigantea se encontró en seis localidades y las morfoespecies 5 y 7 se presentaron en cinco localidades, el resto en tres o en una (Cuadro 14).

Cuadro 14. Morfoespecies por localidad del Género *Gigaspora*

<i>Gigaspora</i>	Cañon	El Palmar	González	Hermosillo	Julián	Patria Nva.	Santiago	Xitzo
1						x		
2	x			x				
3					x			
4	x		x		x			
5	x		x		x	x		x
6*	x		x	x	x	x	x	
7		x	x		x	x	x	
8					x			
Total	4	1	4	2	6	4	2	1

**Gigaspora gigantea*

El género *Glomus* se encuentra en todas las localidades (Cuadro 15). Santiago de Anaya es la localidad que presenta el mayor número de morfoespecies (21). *Glomus* morfoespecie 10, 18 y 19 se encontraron en las ocho localidades, *Glomus* morfoespecies 3, 8, 12, 14 y 21 estuvieron presentes solo en una localidad. El Cuadro 15 muestra las formas esporocárpicas presentes en cinco de las localidades, Santiago presentó tres tipos de esporocarpos. La forma esporocárpica 4 sólo se encontró en El Palmar, Hermosillo, Santiago y Xitzo.

Cuadro 15. Morfoespecies por localidad del Género *Glomus*

<i>Glomus</i>	Cañon	El Palmar	González	Hermosillo	Julián	Patria Nva.	Santiago	Xitzo
1	x	x				x	x	x
2							x	x
3 ^a							x	
4			x	x	x	x	x	x
5 ^b				x		x		
6				x			x	x
7			x	x			x	x
8					x			
9	x		x	x		x	x	x
10	x	x	x	x	x	x	x	x
11	x		x	x	x	x	x	
12			x					
13						x	x	x
14						x		
15	x	x	x	x	x		x	
16			x		x			x
17		x	x	x	x	x	x	x
18	x	x	x	x	x	x	x	x
19	x	x	x	x	x	x	x	x
20		x	x	x	x		x	x
21					x			
22		x	x	x			x	
23 ^c		x		x			x	x
24		x	x	x		x	x	x
Esporocarpo 1						x	x	
Esporocarpo 2							x	
Esporocarpo 3		x		x				
Esporocarpo 4		x		x			x	x
Total	7	12	14	17	11	13	21	16

^a *Glomus mosseae*, ^b *G. manihotis*, ^c *G. sinuosum*

El género *Scutellospora* se presentó en seis localidades, principalmente en Patria Nueva con 4 morfoespecies. Las morfoespecies 1 y 3 se encontraron en cinco localidades (Cuadro 16).

Cuadro 16. Morfoespecies por localidad del Género *Scutellospora*

<i>Scutellospora</i>	Cañon	El Palmar	González	Hermosillo	Julián	Patria Nva.	Santiago	Xitzo
1 ^{**}	x			x	x	x	x	
2 [*]				x		x	x	
3				x	x	x	x	x
4						x		
Total	1	0	0	3	2	4	3	1

^{**} *Scutellospora scutata*, ^{*} *S. rubra*

Las localidades que presentan mayor número de morfoespecies son: Santiago de Anaya (30), Patria Nueva (25) y Hermosillo (25). En Santiago se encontró la presencia de los géneros *Acaulospora* con cuatro morfoespecies, *Gigaspora* con dos morfoespecies, *Glomus* con 21 morfoespecies (3 esporocárpicas) y *Scutellospora* con tres morfoespecies. En Patria Nueva estuvieron presentes los géneros *Acaulospora*, *Gigaspora* y *Scutellospora* con cuatro morfoespecies cada una y *Glomus* con 13 morfoespecies (una esporocárpica). Finalmente en Hermosillo los géneros presentes fueron *Acaulospora* y *Scutellospora* con tres morfoespecies cada una, *Gigaspora* con dos morfoespecies y *Glomus* con 17 morfoespecies (2 esporocárpicas).

De las ocho morfoespecies de *Acaulospora*, sólo la morfoespecie 2 estuvo presente en todas las localidades. *Gigaspora gigantea* está presente en seis localidades. De *Glomus* sólo la morfoespecie 10, 18 y 19 están presentes en todas las localidades, por último de *Scutellospora* las morfoespecies 1 y 3 están presentes en cinco localidades. El género *Glomus* es el reportado en condiciones de perturbación y en ecosistemas conservados.

Los valores de pH para el suelo de las localidades se encuentran de 6.5 a 7.7, según Watrud (1984) los hongos micorrízicos toleran condiciones de pH en una escala de 5 a 8, lo cual concuerda con nuestros resultados puesto que dentro de este intervalo se encontraron las diferentes morfoespecies de los géneros presentes en las ocho localidades.

6.5.2 Presencia de HMA por especie vegetal.

El género *Acaulospora* estuvo presente en casi todas las especies con excepción de *Hechtia podantha*, *Neolloydia conoidea* y *Opuntia microdasys*. *Gigaspora* no estuvo presente en *Agave atrovirens*, *Ferocactus latispinus* y *Mammillaria sempervivi*. *Glomus* estuvo presente en todas las especies. El género *Scutellospora* no se presentó en: *A. atrovirens*, *Coryphantha octacantha*, *F. latispinus*, *M. sempervivi*, *N. conoidea*, *O. cantabrigiensis*, *O. streptacantha* y *Prosopis laevigata* (Cuadro 17).

Cuadro 17. Géneros presentes en las diferentes especies vegetales

Especies vegetales	<i>Acaulospora</i>	<i>Gigaspora</i>	<i>Glomus</i>	<i>Scutellospora</i>	Total*
<i>Acacia farnesiana</i>	2	1	8	2	13
<i>Agave atrovirens</i>	3	0	5	0	14
<i>A. lechuguilla</i>	3	2	11	1	11
<i>A. striata</i>	3	3	9	3	18
<i>Bouteloua curtipendula</i>	2	1	2	2	7
<i>Condalia mexicana</i>	3	1	19	1	24
<i>Coryphantha octacantha</i>	1	1	3	0	5
<i>Cylindropuntia imbricata</i>	2	2	9	1	14
<i>Ferocactus latispinus</i>	1	0	6	0	7
<i>Flourensia resinosa</i>	1	4	6	1	12
Gramínea	1	2	9	2	14
<i>Hechtia podantha</i>	0	1	3	1	5
<i>Jatropha dioica</i>	1	3	10	1	15
<i>Mammillaria sempervivi</i>	1	0	2	0	3
<i>Neolloydia conoidea</i>	0	2	5	0	7
<i>O. cantabrigiensis</i>	1	1	6	0	8
<i>O. microdasys</i>	0	3	7	2	12
<i>O. stenopetala</i>	2	2	11	2	17
<i>O. streptacantha</i>	2	1	13	0	16
<i>Pithecellobium revolutum</i>	1	1	4	1	7
<i>Prosopis laevigata</i>	1	1	4	0	6

*El valor equivale al número de morfoespecies presentes en cada especie vegetal

Del género *Acaulospora* se encontraron ocho morfoespecies, de ellas la más abundante fue la morfoespecie 2, presente en 15 especies vegetales. Mientras que las morfoespecies 5, 7 y 8 se encontraron en *F. latispinus*, *Agave striata* y *Condalia mexicana* respectivamente, el resto de las morfoespecies estuvieron presentes en por lo menos una especie vegetal (Cuadro 18).

En cuanto a la especie vegetal, cada una presentó por lo menos una morfoespecie, con excepción de *Opuntia microdasys*, *Hechtia podantha* y *Neolloydia conoidea* en las cuales no hubo presencia de este género. Mientras que en *Agave atrovirens*, *A. lechuguilla*, *A. striata* y *Condalia mexicana* se encontraron hasta tres morfoespecies.

Cuadro 18. Morfoespecies del Género *Acaulospora*.

Especies vegetales	1	2	3	4	5	6	7	8	Total
<i>Acacia farnesiana</i>		x				x			2
<i>Agave atrovirens</i>		x		x		x			3
<i>A. lechuguilla</i>	x	x				x			3
<i>A. striata</i>	x	x					x		3
<i>Bouteloua curtipendula</i>		x				x			2
<i>Condalia mexicana</i>		x	x					x	3
<i>Coryphantha octacantha</i>		x							1
<i>Cylindropuntia imbricata</i>		x		x					2
<i>Ferocactus latispinus</i>					x				1
<i>Flourensia resinosa</i>			x						1
Gramínea		x							1
<i>Hechtia podantha</i>									0
<i>Jatropha dioica</i>		x							1
<i>Mammillaria sempervivi</i>				x					1
<i>Neolloydia conoidea</i>									0
<i>O. cantabrigiensis</i>		x							1
<i>O. microdasys</i>									0
<i>O. stenopetala</i>		x							1
<i>O. streptacantha</i>		x							1
<i>Pithecellobium revolutum</i>		x							1
<i>Prosopis laevigata</i>		x							1
Total	2	15	2	3	1	4	1	1	

Del género *Gigaspora* se encontraron ocho morfoespecies, como puede verse en el Cuadro 19. Nueve especies vegetales presentaron por lo menos una morfoespecie del género *Gigaspora*. En las especies *Agave atrovirens*, *Ferocactus latispinus* y *Mammillaria sempervivi* este género estuvo ausente. *Flourensia resinosa* presentó el mayor número de morfoespecies (4). Las morfoespecies 6 y 7 fueron las que se encontraron mejor representadas en diez y ocho especies respectivamente. La morfoespecie 1 se encontró en *A. striata*, las morfoespecies 3 y 8 se encontraron en *F. resinosa*.

Cuadro 19. Morfoespecies del Género *Gigaspora*.

Especies vegetales	1	2	3	4	5	6*	7	8	Total
<i>Acacia farnesiana</i>					x				1
<i>Agave atrovirens</i>									0
<i>A. lechuguilla</i>						x	x		2
<i>A. striata</i>	x					x	x		3
<i>Bouteloua curtipendula</i>					x				1
<i>Condalia mexicana</i>						x			1
<i>Coryphantha octacantha</i>						x			1
<i>Cylindropuntia imbricata</i>					x		x		2
<i>Ferocactus latispinus</i>									0
<i>Flourensia resinosa</i>		x	x			x		x	4
Gramínea						x	x		1
<i>Hechtia podantha</i>				x					1
<i>Jatropha dioica</i>				x	x	x			3
<i>Mammillaria sempervivi</i>									0
<i>Neolloydia conoidea</i>				x		x			2
<i>O. cantabrigiensis</i>							x		1
<i>O. microdasys</i>					x	x	x		3
<i>O. stenopetala</i>		x						x	2
<i>O. streptacantha</i>					x				1
<i>Pithecellobium revolutum</i>						x			1
<i>Prosopis laevigata</i>								x	1
Total	1	2	1	3	6	10	8	1	

* *Gigaspora gigantea*

El género *Glomus* fue el más abundante en morfoespecies, con 24 formas de esporas simples y cuatro formas esporocárpicas. El Cuadro 20 muestra que el género *Glomus* se encontró en todas las especies vegetales, destacando *Condalia mexicana* con 18 morfoespecies. Las morfoespecies 2, 3, 8, 12 y 14 sólo se encontraron en una especie vegetal, mientras que la morfoespecie 10 se encontró en 14 de las 21 especies, ésta fue la morfoespecie más presente.

En cuanto a las formas esporocárpicas de *Glomus*, en 11 especies vegetales estuvieron ausentes. *Condalia mexicana* presentó todas las formas esporocárpicas, mientras que las restantes de dos a una. Las formas esporocárpicas 1 y 4 estuvieron presentes en seis especies, sólo la forma esporocarpica 2 estuvo en *C. mexicana*.

Cuadro 20. Morfoespecies del Género *Glomus* en cada especie vegetal.

Especies vegetales	1	2	3 ^a	4	5 ^b	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23 ^c	24	Esp. 1	Esp. 2	Esp. 3	Esp. 4	Total		
<i>Acacia farnesiana</i>									x	x	x						x	x	x					x						x	8
<i>Agave atrovirens</i>	x	x	x						x	x						x		x		x			x	x							11
<i>A. lechuguilla</i>									x	x						x		x	x												5
<i>A. striata</i>				x					x	x	x			x			x		x					x		x					9
<i>Bouteloua c.</i>										x								x													2
<i>Condalia m.</i>	x			x		x	x		x	x	x				x	x	x	x	x	x		x		x	x	x	x	x	x	x	19
<i>Coryphantha o.</i>											x					x				x											3
<i>Cylindropuntia i.</i>	x			x	x					x		x				x				x			x		x						9
<i>Ferocactus l.</i>									x								x	x	x								x	x			6
<i>Flourensia r.</i>	x									x						x			x	x									x		5
Gramínea	x									x	x					x	x	x	x						x				x		9
<i>Hechtia p.</i>										x	x					x															3
<i>Jatropha d.</i>	x			x					x	x						x				x		x		x		x					10
<i>Mammillaria s.</i>																x							x								2
<i>Neolloydia c.</i>								x			x					x	x					x									5
<i>Opuntia cantabrigiensis</i>	x																	x	x	x				x				x			6
<i>O. microdasys</i>										x	x					x			x	x	x	x									7
<i>O. stenopetala</i>					x	x	x		x				x			x		x	x						x	x					11
<i>O. streptacantha</i>				x		x	x						x			x		x	x			x		x	x	x			x		13
<i>Pithecellobium r.</i>				x						x										x											4
<i>Prosopis l.</i>	x															x							x	x							4
Total	8	1	1	6	2	3	3	1	7	14	8	1	2	1	12	4	10	12	13	6	1	6	4	10	6	1	2	6			

^a *Glomus mosseae*, ^b *G. manihotis*, ^c *G. sinuosum*

Se encontraron cuatro morfoespecies del género *Scutellospora*, la presencia de éste en las especies vegetales no fue alta, solo en 13 especies se encontraron esporas (Cuadro 21). De las cuales, siete presentaron sólo una morfoespecie y solo *Agave striata* presentó tres morfoespecies de *Scutellospora*. En ocho especies vegetales no estuvo presente ninguna.

Cuadro 21. Morfoespecies del Género *Scutellospora*.

Especies vegetales	1**	2*	3	4	Total
<i>Acacia farnesiana</i>	x		x		2
<i>Agave atrovirens</i>					0
<i>A lechuguilla</i>			x		1
<i>A striata</i>	x		x	x	3
<i>Bouteloua curtipendula</i>	x		x		2
<i>Condalia mexicana</i>		x			1
<i>Coryphantha octacantha</i>					0
<i>Cylindropuntia imbricata</i>		x			1
<i>Ferocactus latispinus</i>					0
<i>Flourensia resinosa</i>	x				1
Gramínea	x	x			2
<i>Hechtia podantha</i>	x				1
<i>Jatropha dioica</i>			x		1
<i>Mammillaria sempervivi</i>					0
<i>Neolloydia conoidea</i>					0
<i>O. cantabrigiensis</i>					0
<i>O. microdasys</i>	x		x		2
<i>O. stenopetala</i>	x	x			2
<i>O. streptacantha</i>					0
<i>Pithecellobium revolutum</i>	x				1
<i>Prosopis laevigata</i>					0
Total	9	4	6	1	

** *Scutellospora scutata*, * *Scutellospora rubra*

Como ya se mencionó el pH del suelo rizosférico de las especies vegetales es medianamente alcalino, lo que favorece a algunas especies del género *Glomus* que crecen en estas condiciones (Daniels y Trappe, 1980). En este trabajo fue el género mejor representado, ya que está presente en todas las localidades y especies vegetales; aunque su abundancia y actividad cambian de acuerdo con la especie a la que se asocia. Así al presentar el mayor número de morfoespecies (24 y 4 formas esporocárpicas), el género *Glomus* probablemente sea el más competitivo y generalista por los fitobiontes. Esto probablemente le confiere importancia funcional en la dinámica de los matorrales semiáridos del Valle del Mezquital pues pudiera determinar el establecimiento y crecimiento de las especies vegetales.

De las 21 especies vegetales muestreadas las que presentan el mayor número de morfoespecies de HMA en su rizosfera son: *Agave striata* (18), *Condalia mexicana* (24), y *Opuntia stenopetala* (17). La comunidad de HMA en la rizosfera de *Agave striata*, está conformada por los géneros *Acaulospora*, *Gigaspora* y *Scutellospora* con tres morfoespecies cada uno y *Glomus* con nueve morfoespecies (una esporocárpica). En *Condalia mexicana* la comunidad de HMA está representada por los géneros *Acaulospora* con tres morfoespecies, *Gigaspora* y *Scutellospora* con una morfoespecie cada uno y *Glomus* con 19 (cuatro esporocárpicas). En *O. stenopetala* la comunidad de HMA que se encontró pertenece a los géneros *Acaulospora*, *Scutellospora* y *Gigaspora* con dos morfoespecies cada uno, *Glomus* con 11 (una esporocárpica).

6.6 Descripción de Morfoespecies.

6.6.1 Esporas del género *Acaulospora*.

Morfoespecie 1. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), con un tamaño de 556×549µm (grandes a diferencia de las demás de este género), de color amarillo oscuro (20/20/100/0). La pared estructural de la espора está formada por dos capas (L1 y L2). L1: con ornamentación, 28µm de grosor. L2: hialina (0/0/5/0) (Figura 22 a).

Morfoespecie 2. Esporas de forma globosa (P/E= 1), con un tamaño de 142×141µm, amarillas (0/10/60/0). Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 5µm de grosor. L2: de 1µm de grosor (Figura 22 b).

Morfoespecie 3. Esporas subglobosas (P/E= 1.1), con un tamaño de 475×429µm, de color blanco (0/0/15/0), de aspecto brillante. La pared estructural está formada por dos capas (L1 y L2). L1: 3µm de grosor. L2: flexible, de 1µm de grosor (Figura 22 c).

Morfoespecie 4. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), con un tamaño de 162×160µm, de color amarillo (0/10/80/0). La pared estructural está formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 9µm de grosor. L2: hialina y delgada (Figura 22 d).

Morfoespecie 5. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), con un tamaño de 321×317µm, amarillas (20/20/100/0). Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: presenta ornamentación. L2: de 2µm de grosor, hialina y lisa (Figura 22 e).

Morfoespecie 6. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.09), con un tamaño de 255×234µm, de color paja (0/40/100/0). Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 9µm de grosor, laminada. L2: de 2µm de grosor, hialina (Figura 22 f).

Morfoespecie 7. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), con un tamaño de 185×183µm, amarillas (0/10/80/0). Pared estructural formada por tres capas (L1, L2 y L3). L1 y L2: de 4.2µm de grosor. L3: de 2µm de grosor (Figura 22 g).

Morfoespecie 8. Esporas de forma globosa (P/E= 1), con un tamaño de 148×147µm, de color anaranjado (20/60/100/10). Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 8µm de grosor. L2: de 1µm de grosor, hialina (Figura 22 h).

6.6.2 Esporas del género *Gigaspora*.

Morfoespecie 1. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), con un tamaño de 166×163µm, de color amarillo claro (0/0/40/0). Pared estructural formada por una capa (L1). L1: de 8µm de grosor. Hifa de sostén en forma de bulbo, de 45µm de grosor y de color amarillo oscuro. Se aprecia el contenido lipídico (Figura 23a).

Morfoespecie 2. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.02), con un tamaño de 337×329µm, de color café claro (0/30/80/0). Pared estructural formada por una capa (L1). L1: de 1µm de grosor, lisa. Hifa de sostén en forma de bulbo, de 45µm de grosor, unida a la espора en posición vertical y del mismo color de la espора (Figura 23b).

Morfoespecie 3. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), con un tamaño de 303×300µm, de color naranja (0/40/100/0). Pared estructural formada por una capa (L1). L1: de 10 µm de grosor, laminada. Hifa de sostén en forma de bulbo, de 63µm de grosor, de color café. Se observa el contenido lipídico (Figura 23c).

Morfoespecie 4. Esporas de forma globosa (P/E= 1), con un tamaño de 166×165µm, amarillas (0/10/100/0). Pared estructural formada por una capa (L1). L1: de 2µm de grosor, laminada. Hifa de sostén en forma de bulbo, de 67µm de grosor. Puede observarse el contenido lipídico (Figura 24 d).

Morfoespecie 5. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.04), con un tamaño de 286×273µm, amarillo claro (0/0/80/0). Pared estructural formada por una capa (L1). L1: de 12µm de grosor, laminada. Hifa de sostén en forma de bulbo, de 38µm de grosor y de un color más claro que la espора (Figura 24 e).

Gigaspora aff. *gigantea* (Nicolson y Gerdemann) Gerdemann y Trappe. Esporas de forma globosa (P/E= 1), lisas, con un tamaño de 327×326µm, de color amarillo limón brillante (0/20/80/0). Pared estructural formada por una capa (L1). L1: de 10µm de grosor, oscura y laminada. Hifa de sostén en forma de bulbo, de 52µm de grosor, color amarillo claro. A la espora se le observa el contenido lipídico (Figura 24 f). Las características que esta especie presenta son iguales a las descritas para *Gigaspora gigantea*, solo la ausencia de una segunda capa hace que sea afín.

Morfoespecie 7. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.04), con un tamaño de 415×398µm, de color anaranjado oscuro (40/60/100/10). Pared estructural formada por una capa (L1). L1: con ornamentación al parecer reticulada. Hifa de sostén en forma de bulbo, de color café claro, de 97µm de grosor (Figura 24 g).

Morfoespecie 8. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), con un tamaño de 368×361µm, de color anaranjado claro (20/60/100/10). Pared estructural formada por una capa (L1). L1: de 5µm de grosor, lisa. Hifa de sostén en forma de bulbo, de color café, de 57µm de grosor (Figura 24 h).

6.6.3 Esporas del género *Glomus*.

Morfoespecie 1. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.1), con un tamaño de 201×183µm, de color amarillo claro (0/0/40/0). Pared estructural única, de 2.5µm de grosor. Hifa de sostén recta, de 15µm de ancho (Figura 25 a).

Morfoespecie 2. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.02), con un tamaño de 218×213µm, de color amarillo claro (10/0/40/0). Pared estructural formada por tres capas (L1, L2 y L3). L1: de 4.3µm, L2: de 17µm y L3: de 4.2µm de grosor. Hifa de sostén recta, de 22.4µm de ancho. Contenido lipídico visible (Figura 25 b).

Glomus mosseae (Nicolson y Gerdemann) Gerdemann y Trappe. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.06), con un tamaño de 163×153µm, de color amarillo claro (0/10/60/0). Pared estructural formada por tres capas (L1, L2 y L3). L1: de 2.5µm de grosor. Hifa de sostén en forma de embudo, de 14.6µm de ancho (Figura 25 c). Estas características concuerdan con la descripción original de la especie.

Morfoespecie 4. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.02), con un tamaño de 195×191µm, de color miel (20/40/100/0). Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 12.8µm de grosor, más oscura y laminada. L2: de 1.4µm de grosor. Hifa de sostén en forma de embudo, de 25.15µm de ancho (Figura 25 d).

Glomus aff. *manihotis* R. H. Howeler, Sieverding y N. C. Schenck. Esporas de de forma subglobosa (P/E= 1.03), con un tamaño de 438×422µm, amarillas (0/30/100/0). Pared estructural formada por tres capas (L1, L2 y L3). L1: de 1.1µm, L2: de 0.9µm y L3: de 7µm de grosor. Con una serie de hifas unidas a la pared de la espora (Figura 25 e). Estas características son similares a las descritas para *Glomus manihotis*. Sin embargo, la diferencia entre ambas especies es el grosor de las dos capas internas.

Morfoespecie 6. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.04), con un tamaño de 186×178µm, de color café claro (20/40/80/0). Hifa de sostén recta, de 19µm de ancho. Pared estructural formada por tres capas (L1, L2 y L3). L1: de 1.5µm, L2: de 4.9µm y L3: de 1.2µm de grosor (Figura 25 f).

Morfoespecie 7. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), con un tamaño de 227×224µm, de color miel (40/60/100/10). Hifa de sostén recta de 12.6µm de ancho. Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 3.4µm y L2: de 5.3µm de grosor (Figura 26 a).

Morfoespecie 8. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.07), con un tamaño de 273×254µm, de color amarillo (0/20/80/0). Hifa de sostén recta de 10.4µm de ancho. Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 2.2µm. L2: de 8.3µm de grosor, laminada (Figura 26 b).

Morfoespecie 9. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), con un tamaño de 163×162µm, de color anaranjado (0/30/80/0). Pared estructural formada por una sola capa, de 10.7µm de grosor. No se observa hifa de sostén (Figura 26 c).

Morfoespecie 10. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), con un tamaño de 214×211µm, de color amarillo (0/10/60/0). Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 3.1µm. L2: de 12.2µm de grosor, laminada. Hifa de sostén recta de 15µm de ancho. Se puede observar el contenido lipídico (Figura 26 d).

Morfoespecie 11. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.1), con un tamaño de 182×165µm, de color anaranjado oscuro (20/40/100/10). Pared estructural formada por tres capas (L1, L2 y L3). L1: de 2µm, L2: de 11µm y L3: de 1µm de grosor. Hifa de sostén recta de 18µm de ancho. La base de la pared donde se une a la hifa es más ancha (Figura 26 e).

Morfoespecie 12. Esporas de forma subglobosa a elipsoide (P/E= 1.16), con un tamaño de 429×370µm, de color café claro (0/30/30/10). Pared estructural formada por una sola capa de 1.6µm de grosor. No se le observa la hifa. La espora presenta pliegues (Figura 26 f).

Morfoespecie 13. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.05), con un tamaño de 132×126µm, de color anaranjado (60/80/100/0). Pared estructural formada por tres capas (L1, L2 y L3). L1: de 4µm, L2: de 8µm y L3: de 2µm de grosor. Hifa de sostén recta. Espora parasitada (Figura 26 g).

Morfoespecie 14. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.02), con un tamaño de 137×134µm, de color anaranjado (20/60/100/0). Pared estructural formada por una capa de 11.1µm de grosor. No se observa la hifa (Figura 26 h).

Morfoespecie 15. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.02), con un tamaño de 194×190µm, de color anaranjado (40/60/100/0). Pared estructural formada por una sola capa de 11µm de grosor, laminada, de color más oscuro. Hifa de sostén curvada de 9.3µm de ancho (Figura 26 i).

Morfoespecie 16. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.02), con un tamaño de 168×164µm, de color anaranjado (40/60/100/10). Pared estructural formada por tres capas (L1, L2 y L3). L1: evanescente, de 3µm de grosor, L2: de 2µm de grosor. L3: de 8µm de grosor, laminada. No se observa la hifa (Figura 26 j).

Morfoespecie 17. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.04), con un tamaño de 193×185µm, color café (60/80/100/10). Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 6µm de grosor, laminada. L2: de 6.9µm de grosor. Hifa de sostén curvada, de 8µm de grosor (Figura 26 k).

Morfoespecie 18. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.04), con un tamaño de 186×178µm, de color anaranjado (40/80/100/10). Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 5µm y L2: de 1µm de grosor. Hifa de sostén curvada, de 19µm de grosor (Figura 26 l).

Morfoespecie 19. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.06), con un tamaño de 173×163µm, de color café (60/80/100/0). Pared estructural formada por tres capas (L1, L2 y L3). L1: de 3µm de grosor. L2: de 4µm de grosor, laminada. L3: de 8µm de grosor. Hifa de sostén recta, de 12µm de grosor (Figura 26 m).

Morfoespecie 20. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.03), con un tamaño de 132×128µm, de color café (40/80/100/10). Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 10.5µm, L2: de 2µm de grosor. Hifa de sostén recta, de 8µm de grosor (Figura 26 n).

Morfoespecie 21. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.02), con un tamaño de 171×167µm, de color café (40/80/80/0). Pared estructural formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 3µm de grosor, ornamentada. L2: de 6µm de grosor. Hifa de sostén recta, de 20.9µm de grosor (Figura 26 o).

Morfoespecie 22. Esporocarpos de forma globosa (P/E= 1), con un tamaño de 361×359µm, de color anaranjado (20/60/100/0). Presenta peridio. El plexo central no se observa. Clamidosporas de forma subglobosa (P/E= 1.02), de 47×46µm (Figura 27 a).

Glomus sinuosum (Gerdemann y B. K. Bakshi) R. T. Almeida y N. C. Schenck. Esporocarpos de forma subglobosa (P/E= 1.11), de 430×388µm, color café (0/60/80/0). Esporas envueltas por un peridio, unidas por el plexo central en forma radiada, de forma claviforme con un largo de 40µm y un ancho de 16µm en la parte inferior (unida al plexo) y 23µm en la parte superior. Su pared mide 1.4µm de grosor (Figura 27 b).

Morfoespecie 24. Esporocarpo de forma subglobosa (P/E= 1.03), de 262×254µm, color anaranjado (0/40/100/0). No presenta peridio. Clamidosporas de forma elipsoide (P/E= 1.73), de 76×44µm, unidas por un plexo central, pared de 3.7µm de grosor (Figura 27 c).

Forma esporocarpica 1. Esporocarpo de 355×305µm, de color café (60/80/100/10), encerrado en un peridio. Clamidosporas de forma subglobosa (P/E= 1.04), de 76×73µm, color anaranjado (0/40/80/0), capa de 7µm de grosor (Figura 27 d).

Forma esporocarpica 2. Esporocarpo de 816×605µm, de color café (60/80/100/0). Presenta peridio. Clamidosporas de forma subglobosa (P/E= 1.1), de 171×155µm, color anaranjado (20/80/100/0), presentan una capa de 9µm de grosor (Figura 27 e).

Forma esporocarpica 3. Esporocarpo de 678×588µm, color café claro (40/60/100/0). Presenta peridio. Clamidosporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), de 145×144µm, color amarillo (0/10/60/0). Presentan tres capas (L1, L2 y L3). L1: de 5µm, L2: de 7µm y L3: de 5µm de grosor (Figura 27 f).

Forma esporocarpica 4. Esporocarpo de forma subglobosa (P/E= 1.03), de 382×372µm. Presenta peridio de color café (20/60/100/0). Clamidosporas de forma claviforme con un largo de 100µm y un ancho de 26µm en la parte inferior (unida al plexo) y 47µm en la parte superior, color amarillo (0/20/60/0), con una capa de 3µm de grosor (Figura 27 g).

6.6.4 Esporas del género *Scutellospora*.

Scutellospora aff. *scutata* C. Walker y Diederichs. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.05), de 310×294µm, amarillas (0/30/100/0). Pared compuesta por tres capas (L1, L2 y L3). L3: hialina. Escudo de germinación de 181×177µm, forma oval, color café (20/40/100/10), presenta múltiples lóbulos. Hifa sustentora en forma de bulbo, de 43µm, color café (0/40/100/10), unida lateralmente a la espora (Figura 28 a). Algunas de las características que *Scutellospora scutata* presenta se acercan a las encontradas en esta especie descrita, el escudo de germinación es lo que hace que esta especie sea afin.

Scutellospora aff. *rubra* Stürmer y J. B. Morton. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.02), de 386×379µm, transparentes o hialinas (0/0/5/0). Pared formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 4µm de grosor. Escudo de germinación de forma oval, de 149×140µm, multilobulado, color amarillo muy claro (0/0/15/0), se localiza entre las capas. Hifa sustentora en forma de bulbo, de 53µm, mismo color del escudo, unido verticalmente a la espora (Figura 28 b). Esta especie es afin a *S. rubra* por la forma que presenta el escudo de germinación.

Morfoespecie 3. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.13), de 472×418µm, transparentes (0/010/0), Pared formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 0.8µm de grosor. Hifa sustentora en forma de bulbo 57µm, color amarillo (0/0/40/0), unido verticalmente a la espora (Figura 28 c).

Morfoespecie 4. Esporas de forma subglobosa (P/E= 1.01), de 407×401µm, amarillas (0/10/60/0). Pared formada por dos capas (L1 y L2). L1: de 0.9µm de grosor. L2: hialina (0/0/5/0). Hifa de sostén en forma de bulbo de 80µm, color café (0/40/100/0), unido lateralmente a la espora (Figura 28 d).

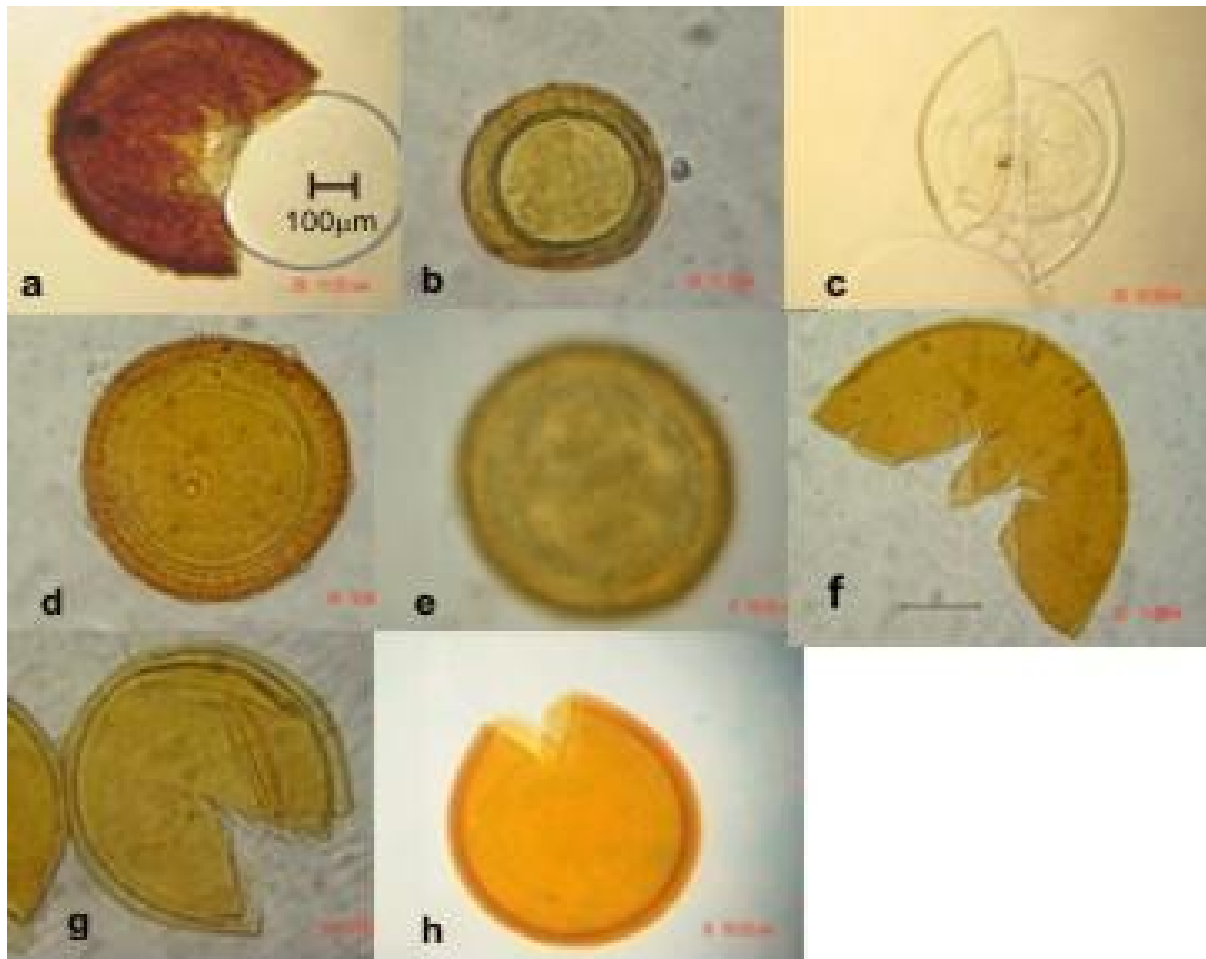


Figura 22. Esporas del género *Acaulospora*, a (10 X), b,c,d,e,f,g,h, (40 X) .

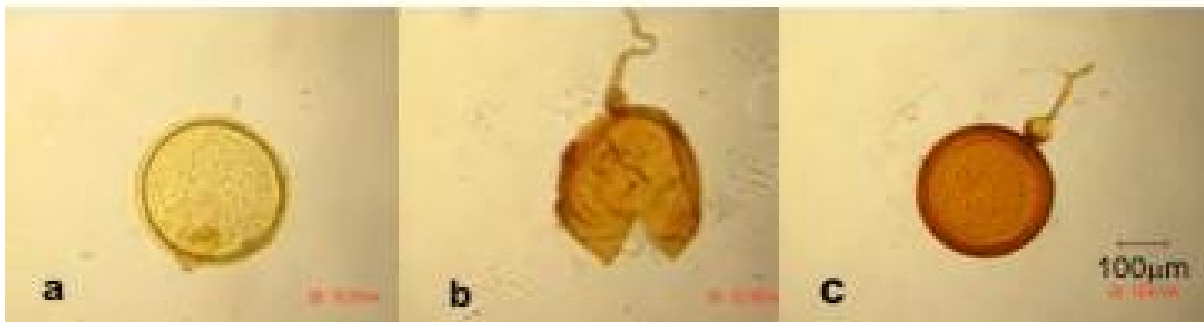


Figura 23. Esporas del género *Gigaspora*, a, b, c (10X).

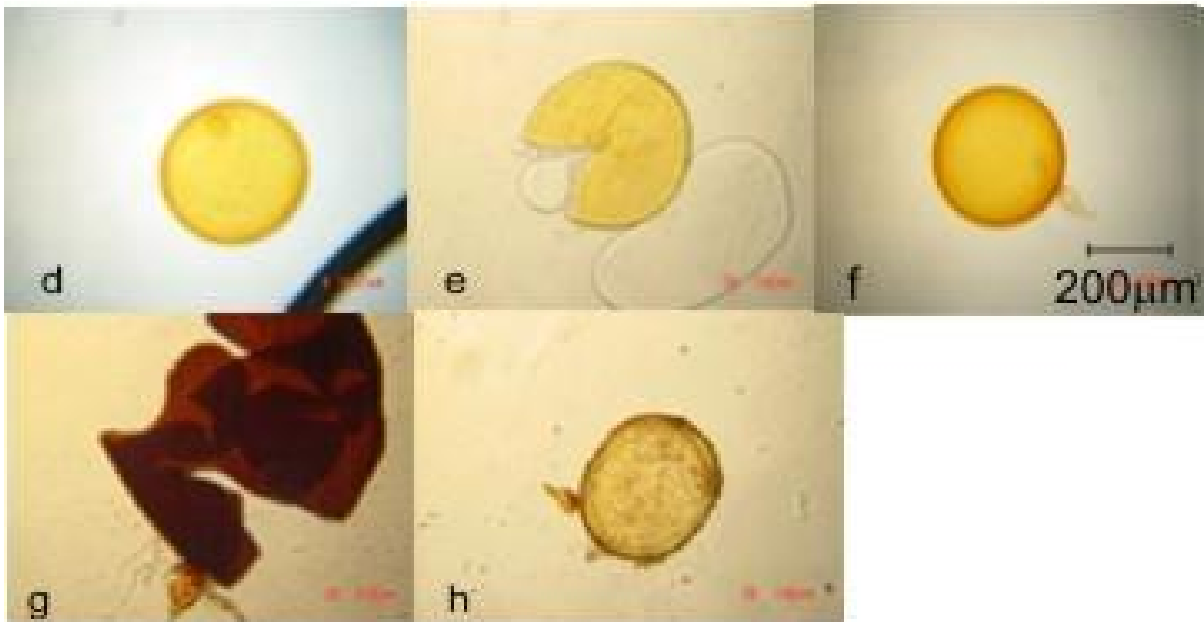


Figura 24. Esporas del género *Gigaspora* (10X).

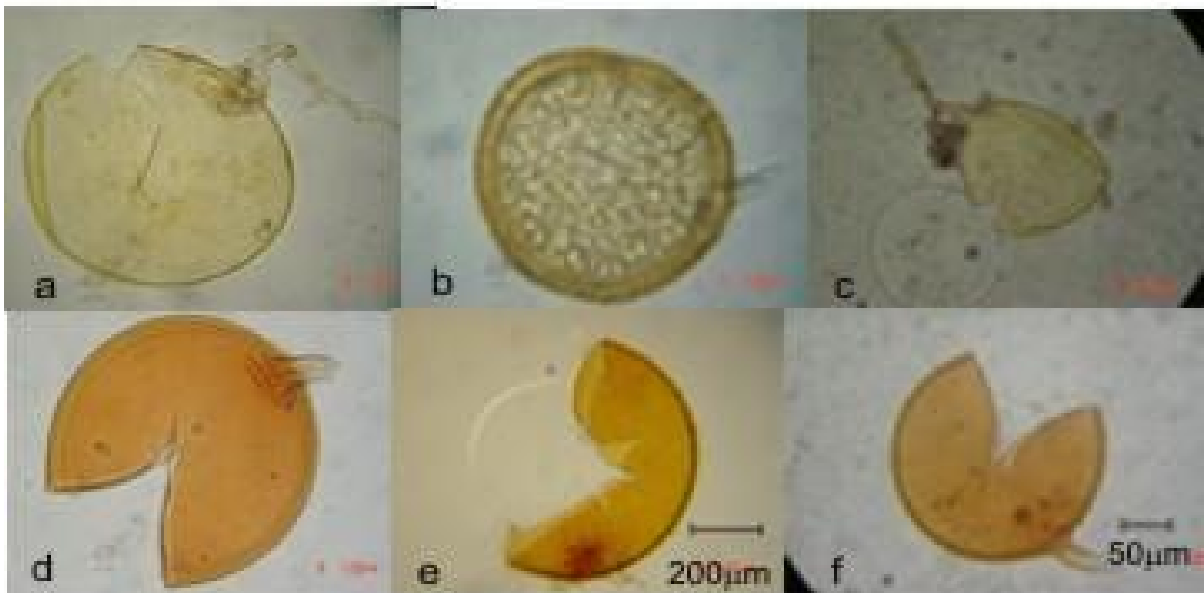


Figura 25. Esporas del género *Glomus*, a, b, c, d, e (40X), f (10X).

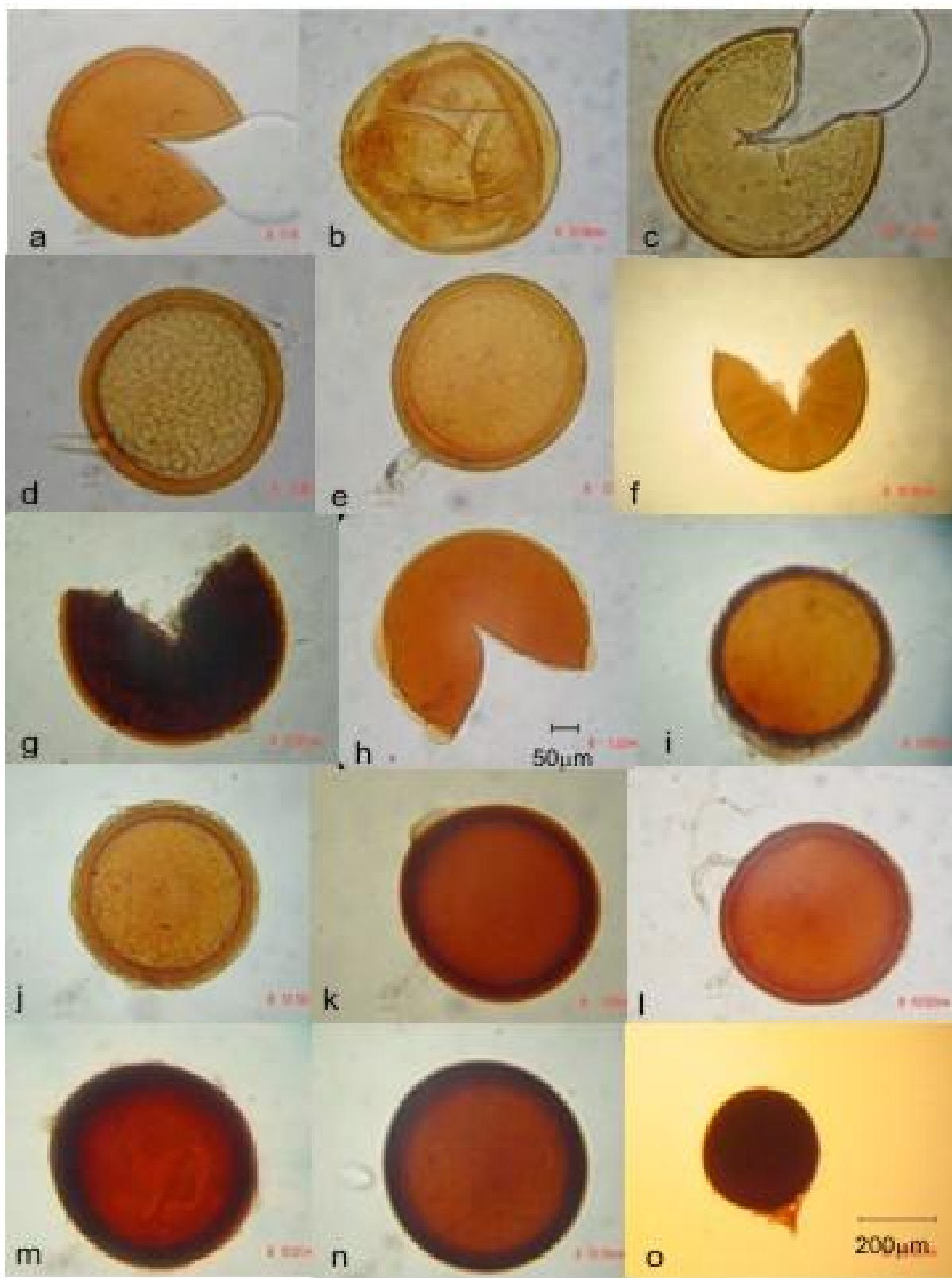


Figura 26. Esporas del género *Glomus* (40X).

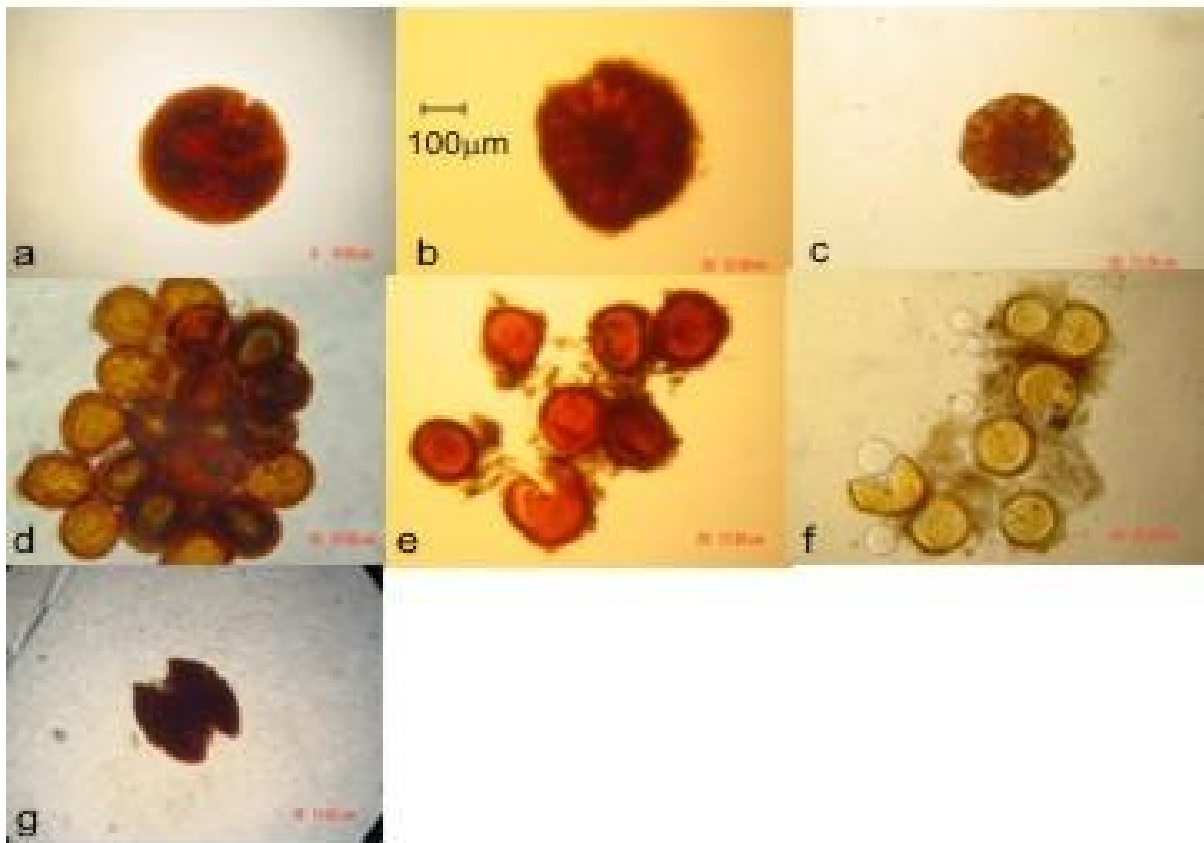


Figura 27. Esporas del género *Glomus* a, b (40X), c (10X). Formas esporocárpicas d (40X), e, f, g (10X).

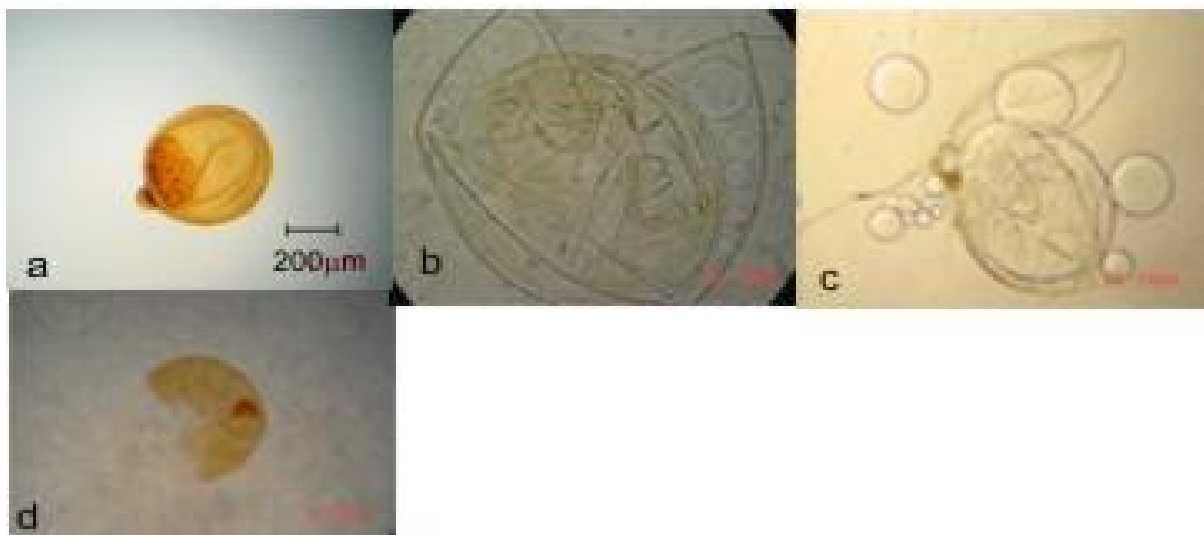


Figura 28. Esporas del género *Scutellospora*, a, c, d (10X), b (40X).

Con respecto a las especies de HMA encontradas en el Valle del Mezquital, se identificaron 48 a nivel de género, lo que constituye aproximadamente el 29% de las especies descritas a nivel mundial. Algunas de ellas se tratan de especies previamente descritas para México, pero otras más parecen pertenecer a taxas aún no descritos.

De las especies encontradas, sólo *Gigaspora* aff. *gigantea*, *Glomus mosseae* y *Glomus sinuosum* se han reportado para diferentes sistemas agrícolas en el país (Varela y Trejo, 2001), lo que constituye nuevos registros para la vegetación de una zona árida. González-Chávez y Ferrera-Cerrato (1989) y Gavito y Varela (1993) aseveran que en casi todos los nuevos ambientes que se exploran, se encuentran esporas de especies desconocidas.

Los HMA no son sólo la solución para recuperar los recursos naturales mexicanos sin embargo entender el papel que desempeñan en las zonas áridas, podría ser un factor importante para su reestablecimiento, conservación y óptimo aprovechamiento.

7. CONCLUSIONES

Las propiedades físicas y químicas del suelo varían ligeramente entre las comunidades vegetales y parecen no ser determinantes en la abundancia de esporas y riqueza de morfoespecies de los HMA.

No existe una relación directa entre el número de esporas presentes en el suelo rizosférico y el porcentaje de colonización del fitobionte, al menos para esta época.

Agave atrovirens, *Flourensia resinosa*, *Jatropha dioica* y *Pithecellobium revolutum* presentaron mayor colonización en raíz.

La localidad de Hermosillo presentó el mayor número de esporas en 500 g de suelo (1172) de HMA.

Agave lechuguilla, *A. striata*, *A. atrovirens*, *Condalia mexicana* y *Opuntia streptacantha* son las especies que presentaron mayor abundancia de esporas.

La localidad de Santiago de Anaya, presentó el mayor número de morfoespecies de HMA con 30 morfoespecies.

Opuntia streptacantha, *O. stenopetala*, *Condalia mexicana* y *A. striata* presentaron el mayor número de morfoespecies en esta época

Las especies *Opuntia streptacantha*, *Condalia mexicana* y *A. striata* presentan mayor número de esporas y de morfoespecies de HMA mientras que los porcentajes de colonización son menores al 40%.

En todas las localidades se encontró variación en la abundancia de esporas y número de morfoespecies de los HMA asociados al suelo rizosférico de las diferentes especies vegetales, lo que sugiere cierta afinidad del micobionte por el fitobionte.

Se encontraron 48 morfoespecies para el Valle del Mezquital, resultado de la suma acumulatoria de los ocho matorrales muestreados.

Se identificaron las especies *Gigaspora* aff. *gigantea*, *Glomus* aff. *manihotis*, *Glomus mosseae*, *Glomus sinuosum*, *Scutellospora* aff. *rubra* y *Scutellospora* aff. *scutata*.

APÉNDICE 1. Determinación de Propiedades físicas y Químicas del suelo (NOM-021-RECNAT 2000)**1.1 Determinación de pH del suelo medido en agua a través del método AS-02.**

Reactivos:

Agua destilada
Soluciones reguladoras de referencia, pH 4, 7 y 10

Material y equipo:

Potenciómetro
Balanza
Fracos de vidrio o plástico
Pipeta volumétrica de 20ml
Varilla de vidrio
Piceta
Cronometro

Procedimiento.

- 1.- Pesar 10 g de suelo en un frasco de vidrio.
- 2.- Adicionar 20 ml de agua destilada.
- 3.- Con varilla de vidrio agitar la mezcla suelo: agua a intervalo de 5 minutos, durante 30 minutos.
- 4.- Dejar reposar durante 15 minutos.
- 5.- Calibrar el medidor de pH con las soluciones reguladoras.
- 6.- Agitar nuevamente la suspensión e introduzca el electrodo en la suspensión.
- 7.- Registrar el pH al momento en que la lectura se haya estabilizado.
- 8.- Dejar reposar la suspensión por 24 horas para determinar conductividad eléctrica.

1.2 Determinación de Conductividad Eléctrica del suelo medido en agua.

Reactivos:

Suspensión utilizada para medir pH
Agua destilada

Material y equipo:

Potenciómetro
Varilla de vidrio
Piceta

Procedimiento.

1. – Dejar reposar la suspensión empleada para medir pH por 24 horas.
2. – Después de este intervalo de tiempo, lavar y llenar la celda de conductividad con la suspensión.
3. – Leer la conductividad eléctrica de la suspensión.

Cálculos.

$$CE = \frac{C \times K \times ft}{1000}$$

Dónde:

1000

C = conductividad eléctrica tomada con el potenciometro.

K = 1.4118.

ft = factor de corrección de temperatura.

1.3 Determinación de la Densidad Aparente (Método de la probeta).

Material y Equipo:

Balanza granataria
Estufa u horno
Probeta de 10 ml
Lienzo de laboratorio

Procedimiento.

- 1.- Pesar la probeta.
- 2.- Agregar suelo seco al horno hasta los 10 ml.
- 3.- Golpear 10 veces sobre el lienzo.
- 4.- Agregar suelo hasta los 10 ml.
- 5.- Pesar la probeta más el suelo.
- 6.- Realizar los cálculos.

Cálculos.

$$DA = \frac{\text{Peso de la probeta con suelo} - \text{Peso de la probeta}}{\text{Volumen total}}$$

$$DA = \text{gcm}^{-3}$$

1.4 Determinación de la Densidad Real con el picnómetro a través del método AS-04.

Material y Equipo:

Picnómetro o matraces aforados de 25 ml
Desecador de vacío
Bomba de vacío
Balanza analítica
Suelo seco tamizado con tamiz de 2mm
Agua destilada y hervida (fría)
Embudo de plástico
Termómetros

Procedimiento.

- 1.- Pesar un matraz o picnómetro limpio y perfectamente seco (1).
- 2.- Colocar en el interior del picnómetro 5g de suelo usando un embudo de plástico.
- 3.- Anotar el peso del matraz con suelo, manteniendo el matraz completamente limpio (evitar humedad y/o grasa en las manos) (2).
- 4.- Adicionar agua destilada hasta la mitad del volumen del matraz; girar éste entre los dedos con mucha suavidad y colocarlo en el desecador de vacío.
- 5.- Hacer vacío durante 15 minutos para eliminar todo el aire retenido en el suelo. La succión de la bomba deberá aumentarse paulatinamente para evitar pérdidas de material por formación de espuma.
- 6.- Dejar reposar dentro del desecador por 30 minutos aproximadamente y eliminar el vacío del desecador paulatinamente, sacar el matraz y llenar hasta aforo con agua destilada, secar perfectamente el exterior y pesar en la balanza analítica (3).
- 7.- Tomar la temperatura de la suspensión.
- 8.- Vaciar el matraz, enjuagarlo perfectamente y llenarlo hasta aforo con agua destilada.
- 9.- Pesar el matraz con agua y tomar la temperatura, anotarla (4).

Cálculos.

Peso de las partículas del suelo (p_s)

$$p_s = (2) - (1)$$

Volumen de las partículas del suelo (v_s)

$$v_s = \frac{(4) - (1)}{\rho_w} - \frac{(3) - (2)}{\rho_w} = \frac{\text{Peso del agua desplazada por partículas del suelo}}{\text{Densidad del agua}}$$

$$\text{Densidad real } \rho_s = \frac{p_s}{v_s} = \text{gcm}^{-3}$$

1.5 Determinación del Contenido de Humedad a través del método AS-05.

Material y Equipo:

Botes de aluminio para humedad

Estufa

Termómetro

Balanza

Desecador

Procedimiento.

1.- lavar y limpiar perfectamente e identificar los botes de aluminio a utilizar.

2.- Introducir los botes con todo y tapa a la estufa durante ocho horas como mínimo a una temperatura de 105 °C, posteriormente registrar el peso y volver introducir los botes a la estufa hasta que se logre un peso constante en las muestras.

3.- Pesar los botes con todo y tapa, este será el peso del bote (PB).

4.- Colocar de 30 a 50 gramos de muestra de suelo en el bote de aluminio.

5.- Pesar el bote con el suelo húmedo, este peso será el peso del bote mas el suelo húmedo (PB+Psh).

6.- Destapar el bote con el suelo húmedo, colocar la tapa en la parte inferior e introducirlo a la estufa a una temperatura de 105 °C.

7.- Después de 24 horas sacar el bote de la estufa, tapanlo y colocarlo en un desecador hasta que se enfríe, posteriormente pesar el bote con la muestra seca, este peso será el peso del bote mas el peso del suelo seco (PB+Pss).

8.- Volver a introducir el bote a la estufa y una hora después sacarlo, enfriar en un desecador y pesarlo; repetir hasta obtener el peso constante.

Cálculos.

Con los datos obtenidos en el procedimiento, aplicar la siguiente ecuación:

$$\theta \text{ g} = \frac{(PB+Psh)-(PB+Pss)}{(PB+Pss)-PB} \times 100$$

Donde:

g = contenido de humedad gravimétrica expresada en porcentaje (%).

PB = peso del bote con tapa (g).

Psh = peso del suelo húmedo (g).

PB+Psh = peso del bote mas peso del suelo húmedo (g).

PB+Pss = peso del bote mas peso del suelo seco (g).

1.6 Determinación de la Materia Orgánica del suelo a través del método AS-07, de Walkley y Black

Reactivos:

Dicromato de potasio 0.166 M o 1N
 Ácido Sulfúrico concentrado (H₂SO₄)
 Ácido fosfórico concentrado (H₃PO₄)
 Indicador de Difenilamina.
 Sulfato Ferroso 1M

Material:

Matraces Erlenmeyer de 500ml
 Bureta para K₂Cr₂O₇ (50 ml)
 Bureta para FeSO₄ · 7 H₂O
 Pipeta volumétrica (10 ml)
 Probeta de vidrio (25 ml)

Procedimiento.

- 1.- Pesar 0.5 g de suelo seco y colocarlo en un matraz Erlenmeyer. Procesar un blanco con reactivos por triplicado.
- 2.- Adicionar 10 ml de K₂Cr₂O₇ girando el matraz cuidadosamente para que entre en contacto con todo el suelo.
- 3.- Agregar 20 ml de H₂SO₄ a la suspensión, girar nuevamente el matraz y agitar durante un minuto.
- 4.- Dejar reposar durante 30 minutos sobre una lamina de asbesto o sobre una mesa de madera.
- 5.- Añadir 200 ml de agua destilada.
- 6.- Añadir 5 ml de H₃PO₄.
- 7.- Adicionar de 5 a 10 gotas de indicador de Difenilamina.
- 8.- Titular con la disolución de Sulfato Ferroso gota a gota hasta un punto final verde claro.

Cálculos.

$$\% \text{ C. Orgánico} = (B-T)/g \times N \times 0.39 \times mcf$$

$$\% \text{ Materia Orgánica} = \% \text{ C. Orgánico} \times 1.724$$

Donde:

B = sulfato ferroso gastado para valorar blanco (ml)
 T = sulfato ferroso gastado para valorar muestra (ml)
 N = normalidad exacta de sulfato ferroso
 g = peso de la muestra empleada (g)
 mcf = factor de corrección de humedad

1.7 Determinación de la textura del suelo por el procedimiento de Bouyoucos a través del método AS-09.

Reactivos:

Agua oxigenada al 30%
 Oxalato de sodio saturado
 Metasilicato de sodio con 36 gL⁻¹ de lectura con el hidrómetro

Probetas de 1000ml

Cilindro de Bouyoucos
 Agitador con motor para dispersión
 Agitador de mano
 Termómetro de -10 a 110 °C

Material y equipo:

Hidrómetro de Bouyoucos escala 0-60

Procedimiento.

- 1.- Pesar 60 g de suelo de textura fina o 120 g de suelo de textura gruesa en un vaso de precipitados.
- 2.- Agregar 40 ml de agua oxigenada y poner a evaporar a sequedad, agregar otros 40 ml y evaporar nuevamente a sequedad. Repetir hasta que no haya efervescencia al agua oxigenada.
- 3.- Pesar 50 g de suelo o 100 g de suelo dependiendo de la textura y colocarlo en un vaso de precipitados de 250ml.
- 4.- Adicionar agua hasta cubrir la superficie con una lámina de 2 cm. Agregar 5 ml de oxalato de sodio y 5 ml de metasilicato de sodio, dejar reposar durante 15 minutos.
- 5.- Pasar las muestras de los vasos de precipitados a las copas del agitador mecánico. Activar los agitadores y dispersar cinco minutos. Al finalizar el tiempo de agitación pasar el contenido a una probeta de 1000 ml o al cilindro de Bouyoucos.

6.- Agregar agua destilada hasta completar un litro con el hidrómetro dentro de la suspensión en el caso de la probeta y si utiliza el cilindro de Bouyoucos llevar a la marca inferior (1113 ml) con el hidrómetro dentro de la suspensión. Sacar el hidrómetro y suspender el suelo con un agitador de mano operando durante un minuto.

7.- Tomar las lecturas del hidrómetro a los 40 segundos (ρ_1) y después de 2 horas (ρ_2) de terminada la dispersión con el agitador manual, además de tomar la temperatura a los 40 segundos (T_1) y a las 2 horas (T_2).

8.- Para hacer una lectura, colocar el hidrómetro dentro de la probeta 20 segundos antes del momento de la determinación, cuidando de alterar lo menos posible la suspensión. Después de hacer la lectura se saca el hidrómetro, se lava, se seca y se toma la temperatura (T_0).

Cálculos.

$$\% \text{ limo} + \% \text{ arcilla} = \frac{\rho_1 + (T_1 - T_0) 0.36 \times 100}{\text{g de muestra}}$$

$$\% \text{ arcilla} = \frac{\rho_2 + (T_2 - T_0) 0.36 \times 100}{\text{g de muestra}}$$

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

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

- Con los porcentajes de limo, arena y arcilla se determina la textura correspondiente con el triangulo de texturas.

1.8 Determinación de Fósforo aprovechable para suelos neutros y alcalinos se realizará a través del método AS-10, por el procedimiento de Olsen y colaboradores

Reactivos:

Hidróxido de sodio 1M

Bicarbonato de sodio (NaHCO_3) 0.5 M

Solución de tartrato de antimonio y potasio al 0.5%

Solución de molibdato de amonio

Solución reductora con ácido ascórbico

Solución patrón de fósforo (200mgL^{-1})

Solución patrón de 5 mg/L de fósforo

Material y Equipo:

Tubos de polietileno de 100ml

Papel Whatman No. 42

Agitador mecánico reciproco, ajustado a 180 oscilaciones por minuto

Balanza analítica

Matraces aforados de 50ml

Bureta de 10ml

Espectrofotómetro para leer a 880 nm

Celdas de vidrio

Procedimiento.

1.- Pesar 2.5 g de suelo y colocarlo en los tubos.

2.- Adicionar 50 ml de la solución extractora y agitar durante 30 minutos.

3.- Filtrar inmediatamente a través de papel filtro Whatman.

4.- Preparar blancos a partir de alícuotas de solución extractora.

5.- Tomar una alícuota de 5 ml del filtrado y colocarla en un matraz aforado.

6.- Agregar 5 ml de la solución reductora, agitar y aforar, leer después de 30 minutos pero antes de una hora a una longitud de onda 882 nm (leer previamente la curva de calibración)

7.- Preparar una curva de calibración con patrones de 0, 0.1, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0 mgL^{-1} de fósforo.

8.- Pipetear 0, 1, 2, 4, 6, 8 y 10 ml de una solución de 5 mgL^{-1} de fósforo en matraces aforados de 50ml.

9.- Adicionar un volumen de solución extractante de NaHCO_3 igual a la alícuota empleada para medir en las muestras desconocidas.

10.- Llevar a aproximadamente 40 ml con agua y adicionar 5 ml de la solución reductora con ácido ascórbico, aforar.

11.- Agitar nuevamente. Leer después de 30 minutos pero antes de una hora a 882 nm, leer las muestras y los patrones al mismo tiempo de reacción.

Cálculos.

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

Donde:

CC = mgL^{-1} de fósforo en la solución. Se obtiene graficando la curva de calibración (absorbancia contra mgL^{-1}) e interpolando en la misma los valores de absorbancia de las muestras analizadas a las cuales previamente se les ha restado el valor de los blancos.

V_i = volumen de la solución extractora adicionada.

p = peso de la muestra de suelo seco al aire.

V_f = volumen final de la solución calorimétrica a leer.

a = alícuota de la muestra empleada para la cuantificación.

1.9 Determinación de la Capacidad de Intercambio Catiónico a través del método AS-12.

Reactivos:

Solución de acetato de amonio 1.0 N

Alcohol etílico (grado industrial)

Solución de cloruro de sodio al 10%

Solución de cloruro de amonio 0.25 N

Indicador mixto (mezclar volúmenes iguales de rojo de metilo al 0.66% y de verde de bromocresol al 0.99%, ambos disueltos en etanol al 95%)

Solución de ácido bórico

Acido clorhídrico diluido valorado

Hidróxido de sodio al 40%

Nitrato de plata 0.1 N

Solución diluida de lantano acidificada

Solución de cloruro de cesio acidificada

Solución de ácido nítrico

Agua destilada o desionizada

Material y Equipo:

Tubos de centrifuga de 50 ml con fondo redondo

Agitador mecánico

Centrífuga con capacidad para 8 o 16 tubos

Matraces aforados de 100 ml

Matraces Erlenmeyer de 125 ml

Aparato de destilación

Aparato de titulación.

Procedimiento.

1.- Pesar 5g de suelo seco secado al aire y tamizado por malla de abertura de 2 mm y transferirlo a un tubo de centrifuga de 50 ml. Agregar 33 ml de solución de acetato de amonio. Tapar y agitar en posición horizontal durante 10 minutos. Luego centrifugar hasta que el líquido sobrenadante esté claro. Decantar el líquido en un matraz de 100 ml y repetir la extracción otras dos veces, aforar con acetato de amonio y guardarlo para la posterior determinación de las bases intercambiables (solución A).

2.- Agregar 30 ml de la solución de cloruro de monio 1N; agitar durante 10 minutos y luego centrifugar hasta que el líquido sobrenadante esté claro y desecharlo. Adicionar 30 ml de la solución de cloruro de amonio 0.25 N, agitar durante 10 minutos, centrifugar y desechar el sobrenadante. Lavar la muestra con porciones de alcohol de 30 ml agitando durante 10 minutos, centrifugar y eliminar el sobrenadante cada vez. El lavado termina cuando la prueba de cloruros en el decantado sea mínima.

3.- Prueba de cloruros. Pipetear 10 ml del sobrenadante alcohólico en un tubo de ensaye y agregar 4 o 5 gotas de nitrato de plata, si se observa un ligero precipitado blanco, la reacción es positiva y se debe continuar el lavado hasta que la prueba de cloruros sea negativa.

4.- Reemplazar el amonio absorbido con tres porciones de 33 ml de sodio al 10%, agitando durante 10 minutos y centrifugando cada vez. Determinar el amonio a partir de una alícuota de 10 ml, la cual se transfiere a un matraz Kjeldahl de 300 ml, se le agregan aproximadamente 8 ml de NaOH al 40% y se conecta al aparato de destilación microkjeldahl. Recoger el producto el producto de la destilación en un matraz Erlenmeyer que contenga 10 ml de la mezcla de indicador y ácido bórico. Determinar por titulación con HCl 0.01N.

Cálculos.

Si se pesan 5g de muestra entonces la capacidad de intercambio catiónico expresado en $\text{Cmol}^+\text{kg}^{-1}$ de suelo (CIC) se calculará de la forma siguiente:

$$\text{CIC} = 200 (V) (N)$$

Donde:

V= Volumen (ml) de HCl empleado al titular lo destilado en la solución borada

N= Normalidad del HCl

$$20 = \frac{100}{\text{Alícuota}} \times \frac{100}{\text{Peso de suelo}}$$

Alícuota= 10 ml

Peso de suelo= 5g

1.10 Obtención del Extracto de Saturación a través del método AS-16, por succión de vacío de la pasta de saturación.

Reactivos:

Agua destilada

Solución de hetamexafosfato de sodio $(\text{NaPO}_3)_6$ al 0.1% (P/V)

Material y Equipo:

Embudo Buchner

Línea de vacío

Bomba de succión

Tapón de hule monohoradado

Papel filtro Whatman No. 42 o su equivalente

Matraz kitazato

Tubo de plástico

Tubos de ensayo

Procedimiento.

- 1.- Colocar un papel filtro Whatman No. 42 en el fondo de un embudo Buchner
- 2.- Ajustar un tapón de hule monohoradado al embudo Buchner
- 3.- Para coleccionar el extracto de saturación colocar un tubo de ensayo en el interior de un matraz kitazato
- 4.- Instalar el embudo con su tapón sobre el matraz kitazato de forma que el vástago del embudo quede alineado con la boca del tubo de ensayo que se encuentra en el interior del matraz
- 5.- Mediante un tubo de plástico conectar el matraz kitazato con una línea de vacío
- 6.- Conectar a la línea de vacío un dispositivo que contenga gel de sílica entre dicha línea y la bomba de succión para prevenir la condensación de humedad en la bomba
- 7.- Transferir la pasta al embudo Buchner y activar la bomba de vacío.

Pretratamiento del extracto de saturación.

Antes de guardar el extracto de saturación se debe agregar una gota de solución de $(\text{NaPO}_3)_6$ por cada 25ml de extracto. Esto sirve para evitar la precipitación de carbonato de calcio (CaCO_3) en el extracto durante el reposo.

Conservación del extracto de saturación.

Si los extractos no se van a analizar inmediatamente se conservarán a 4 °C hasta que sean analizados.

1.11 Determinación de cationes solubles en el extracto de saturación a través del método AS-19.

Reactivos:

Solución de lantano acidificada
 Solución estándar de 1000 mgL⁻¹ de Ca
 Solución estándar de 100 mgL⁻¹ de Mg
 Solución estándar mezclada, 100 mgL⁻¹ de Ca y 10 mgL⁻¹ de Mg
 Solución diluida de lantano acidificada
 Solución de cloruro de cesio acidificada
 Solución estándar de 1000 mgL⁻¹ de K y 400 mgL⁻¹ de Na
 Solución estándar diluida de 100 mgL⁻¹ de K y 40 mgL⁻¹ de Na

Material y Equipo:

Material común de laboratorio
 Espectrofotómetro de absorción atómica
 Espectrofotómetro de emisión atómica (flamómetro)

Procedimiento para determinar Ca y Mg.

- 1.– Preparar series estándar de Ca y Mg. Pipetear 0, 1, 2, 3, 4 y 5 ml, respectivamente de la solución estándar mezclada en seis matraces aforados de 100 ml y agregar 9.5 ml de la solución diluida de lantano y 5 ml de tiourea 0.1 M y aforar con agua. La concentración de las series estándar es de: 0, 0.1, 0.2, 0.3, 0.4 y 0.5 mgL⁻¹ de Mg y 0, 1, 2, 3, 4 y 5 mgL⁻¹ de Ca.
- 2.– Pipetear 2 ml del extracto de saturación en un tubo de ensayo, añadir 2 ml de la solución de lantano y homogeneizar.
- 3.– Medir el Ca y Mg en el aparato de absorción atómica a una longitud de onda de 422.7 y 285.2 nm, respectivamente.

Cálculos.

$$\text{Ca soluble mmolL}^{-1} = \frac{(a-b) \times d}{\text{PE}}$$

$$\text{Mg soluble mmolL}^{-1} = \frac{(a-b) \times d}{\text{PE}}$$

Donde:

a = mgL⁻¹ de Ca o Mg en el extracto diluido.
 b = mgL⁻¹ de Ca o Mg en el blanco.
 d = factor de dilución.
 PE = peso equivalente (Ca = 20 y Mg = 12.15)

Procedimiento para determinar Na y K.

- 1.– Preparar series estándar de Na y K. Pipetear 0, 1, 2, 3, 4 y 5 ml, respectivamente de la solución estándar mezclada en seis matraces aforados de 100ml, respectivamente, añadir un poco de agua, 10 ml de tiourea 0.1M y 9 ml de la solución de cloruro de cesio aforar con agua y mezclar. Esta serie estándar tiene concentraciones de: 0, 1, 2, 3, 4 y 5 mgL⁻¹ de K y 0, 0.4, 0.8, 1.2, 1.6 y 2.0 mgL⁻¹ de Na.
- 2.– Pipetear 2 ml del extracto de saturación en un tubo de ensayo, añadir 2 ml de la solución de cloruro de cesio y homogeneizar.
- 3.– Medir el Na y K en el espectrofotómetro de emisión atómica a una longitud de onda de 589 y 766.5 nm, respectivamente.

Cálculos.

$$\text{Na soluble mmolL}^{-1} = \frac{(a-b) \times d}{\text{PE}}$$

$$\text{K soluble mmolL}^{-1} = \frac{(a-b) \times d}{\text{PE}}$$

Donde:

- a = mgL^{-1} de Na o K en el extracto diluido.
 b = mgL^{-1} de Na o K en el blanco.
 d = factor de dilución.
 PE = peso equivalente (Na = 23 y K = 39.1)

1.12 Determinación de los Aniones Solubles en el extracto de saturación a través del método AS-20.

Reactivos:

- Acido sulfúrico 0.05N
 Disolución de carbonato de sodio 0.05N
 Acido sulfúrico 0.05N valorado
 Fenolftaleina al 1% con etanol al 85%
 Anaranjado de metilo al 0.1% en agua destilada
 Agua destilada
 Cromato de potasio al 5%
 Cloruro de bario Dihidratado
 Solución acondicionadora
 Solución estándar de sulfato de potasio

- Material y Equipo:
 Material común de laboratorio
 Agitador electromagnético
 Aparato de titulación

Determinación de carbonatos, CO_3^{2-} .

- 1.- Tomar 5 ml del extracto de saturación en un matraz Erlenmeyer de 125 ml
- 2.- Agregar 15 ml de agua destilada
- 3.- Añadir 2 a 3 gotas de fenolftaleina
- 4.- Si presenta un color rosado, titular con H_2SO_4 0.05N hasta la desaparición del color, anotar este valor como "Y"

Determinación de bicarbonatos, HCO_3^- .

- 1.- Al matraz procedente de la titulación con H_2SO_4 , añadirle 3 gotas de anaranjado de metilo
- 2.- Seguir la titulación con el H_2SO_4 0.05N, hasta un vire de naranja a canela. Anotar este valor como "Z".

Cálculos

$$\text{m mol } ^{-1}\text{L}^{-1} \text{ de } \text{CO}_3^{2-} = \frac{2Y \times \text{N del } \text{H}_2\text{SO}_4 \times 1000}{\text{ml Alícuota}}$$

$$\text{m mol } ^{-1}\text{L}^{-1} \text{ de } \text{HCO}_3^- = \frac{(Z - "Y") \times \text{N del } \text{H}_2\text{SO}_4 \times 1000}{\text{ml Alícuota}}$$

Alícuota = 5ml

Determinación de cloruros, Cl^- .

- 1.- Tomar 5 ml del extracto de saturación en un matraz Erlenmeyer de 125 ml
- 2.- Agregar 15 ml de agua destilada
- 3.- Adicionar 4 gotas de indicador de cromato de potasio
- 4.- Titular con AgNO_3 0.025 N, hasta un vire de color amarillo a rojo ladrillo.

Cálculos

$$m \text{ mol } ^{-1} \text{ L}^{-1} \text{ de Cl}^{-} = \frac{\text{Ml de AgNO}_3 \times N \text{ AgNO}_3 \times 1000}{\text{ml Alicuota}}$$

Alicuota = 5ml

1.13 Determinación de Nitrógeno total por el método de Kjeldhal.

Reactivos:

Mezcla ácido sulfúrico-salicílico.
 Mezcla catalizadora de sulfatos.
 Hidróxido de sodio al 50 %.
 Ácido bórico al 4 % en solución acuosa.
 Ácido sulfúrico 0.05 N.
 Carbonato de sodio 0.05 N.
 Anaranjado de metilo.
 Hidróxido de sodio 0.1 N.
 Solución 0.1 % de rojo de metilo en alcohol etílico.
 Solución acuosa 0.1 % de bromocresol.
 Mezcla de indicadores verde de bromocresol-rojo de metilo en alcohol etílico.

Material y equipo:

Balanza analítica.
 Matraces microkjeldhal de 30 ml.
 Plancha de arena para digestión.
 Campana con extractor de gases.
 Dispensadores o repipetas de 10 ml.
 Matraces Erlenmeyer de 125 ml.
 Equipo de destilación por arrastre de vapor microkjeldhal.
 Microbureta de 10 ml.

Procedimiento.

- 1.- Colocar 1 g de suelo tamizado en el matraz Kjeldhal.
- 2.- Agregar 4 ml de mezcla ácido sulfúrico-salicílico.
- 3.- Después de 30 minutos adicione 1.1 g de mezcla catalizadora.
- 4.- Calentar a temperatura media alta hasta que el digestado se torne claro.
- 5.- Ebulir la muestra por una hora. A partir de este momento, la temperatura se debe regular para que los vapores del ácido se condensen en el tercio inferior del cuello del matraz.
- 6.- Se deja enfriar, se agrega agua destilada para colocar en suspensión mediante agitación, el digestado.
- 7.- Dejar decantar las partículas de sílice evitando precipitación de cristales de NH_4SO_4 , transferir al equipo de destilación y agregar 15 ml de NaOH 50 %.
- 8.- Se procede a la destilación, se recibe el destilado en 20 ml de ácido bórico al 4 % y 0.2 ml de mezcla de indicador verde de bromocresol-rojo de metilo y llevar hasta un volumen final de 50 ml aproximadamente.
- 9.- Se titula con ácido sulfúrico 0.05 N, hasta un tono levemente rosado de la solución.

Cálculos.

$$\% \text{ N} = (\text{Vm} - \text{Vb}) \times \text{N} \times 14 \times (1/\text{pm}) \times (1/1000) \times 100$$

Dónde:

Vm = ml de ácido sulfúrico gastados en titular la muestra.

Vb = ml de ácido sulfúrico gastados en titular el blanco.

N = normalidad del ácido sulfúrico.

14 = peso equivalente del nitrógeno.

pm = peso de la muestra.

Apéndice 2. Evaluación del porcentaje de colonización micorrizica en raíz

Para evaluar el porcentaje de colonización se emplea la técnica de tinción de raíces de Phillips y Hayman (1970), modificada, que consiste en:

- 1) Tomar una muestra de raíz y eliminar el exceso de sustrato con un poco de agua.
- 2) Se colocan las muestras, por separado, en tubos de ensaye con KOH al 10% y se calientan en baño María por tres minutos.
- 3) Este proceso se repite hasta que el KOH se observe cristalino y se enjuaga con agua destilada.
- 4) Se coloca H₂O₂ al 10% por tres minutos y se enjuaga (blanqueo).
- 5) Se les adiciona HCl al 10% durante tres minutos, retirando el exceso del mismo sin enjuagar (acidificación).
- 6) Las muestras se cubren con solución colorante azul de tripano al 0.05% en lactoglicerol, calentando a baño María por tres minutos (tinción).
- 7) Ya teñidas las raíces se montan en laminillas (20 fracciones de 1 cm aproximadamente, por laminilla) y se cubren con lactoglicerol y un cubreobjetos.

Para realizar la evaluación se observarán al microscopio con el aumento de 40 y 100 X y se contará el número de vesículas y arbusculos presentes por segmento, en cada una de las laminillas.

Apéndice 3. Aislamiento y conteo de esporas del suelo.

La extracción de esporas se realiza por el método de tamizado y decantación en húmedo (Gerdemann y Nicolson, 1963; modificado) el cual consiste en lo siguiente:

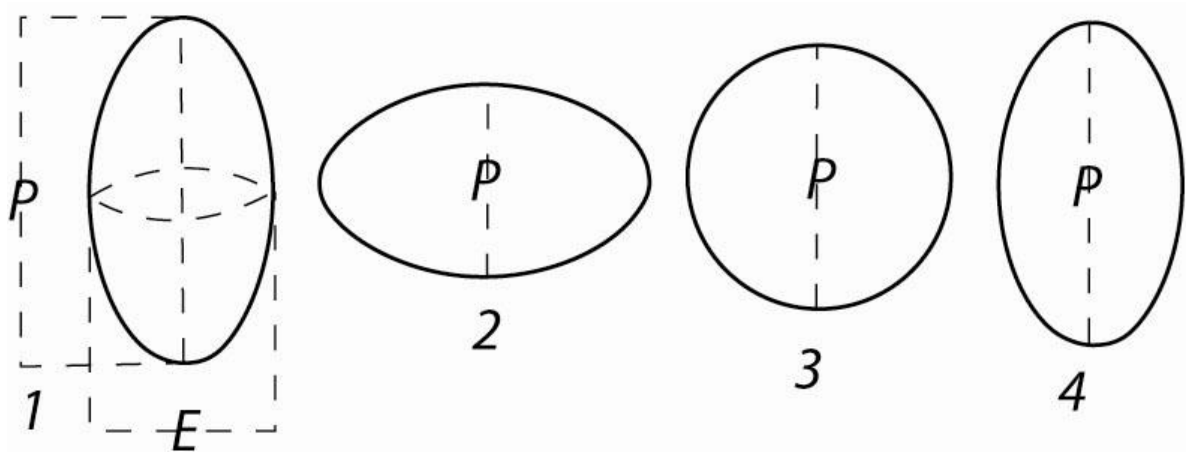
- 1) Se pesan 100 grs. de suelo y se llevan a una suspensión en 2 000 ml de agua.
- 2) Se agita manual y vigorosamente durante un periodo de 5 minutos y se deja decantar por 3 minutos (con la finalidad de eliminar partículas grandes por sedimentación).
- 3) La suspensión se pasa a través de un tamiz de 105 y uno de 44 µm. Reteniendo así en el primero materia orgánica y a las esporas de mayor tamaño, mientras que en el segundo a las de menor tamaño.
- 4) Este procedimiento se repite dos veces más.
- 5) La fracción orgánica obtenida en el tamiz de 105 µm se pasa a una caja Petri, la cual es examinada con ayuda de un estereoscopio para hacer el conteo y la extracción manual de esporas.
- 6) De igual manera la fracción obtenida en el tamiz de 44 µm se pasa a una caja Petri, la cual es examinada con ayuda de un estereoscopio para hacer la extracción y el conteo de esporas.

Apéndice 4. Determinación de tamaño, forma y color de las esporas.

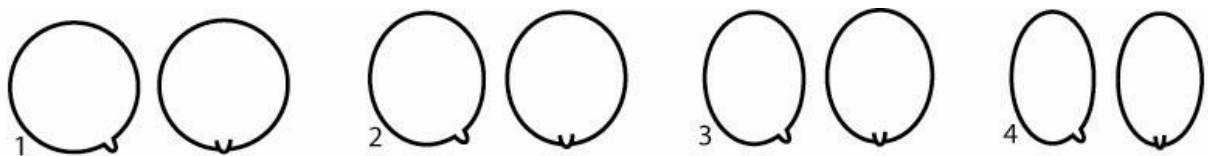
Tamaño y Forma.

El tamaño de las esporas es obtenido mediante la medición por fotografía. Este método consiste en tomar fotografías de la espora en los diferentes aumentos del microscopio, que posteriormente son medidas en el programa Corel Draw versión 12. Las medidas obtenidas en milímetros son convertidas a micras con base al método de calibración espacial o morfométrica (página WEB PALEO). En cada espora se mide el ancho y el largo, también se mide el diámetro de la hifa sustentora, del escudo y el grosor de las capas de la pared de la espora.

La forma se determina de acuerdo a la clasificación de formas de polen propuesta por Erdtman. En esta, el polen radialmente simétrico se considera un elipsoide cuyo eje de rotación es el eje polar. Si el eje polar es dos veces al diámetro ecuatorial, el grano se denomina perprolato, con una serie de etapas intermedias según las magnitudes relativas del eje polar (P=largo) y el diámetro ecuatorial (E=ancho), Figura 1: prolato-esferoidal o subgloboso ($P/E=1.14-1.00$); subprolato o subgloboso a elipsoide ($P/E=1.14-1.33$); prolato o elipsoide ($P/E=2-1.33$) y perprolato ($P/E=2$), Figuras 1 y 2.



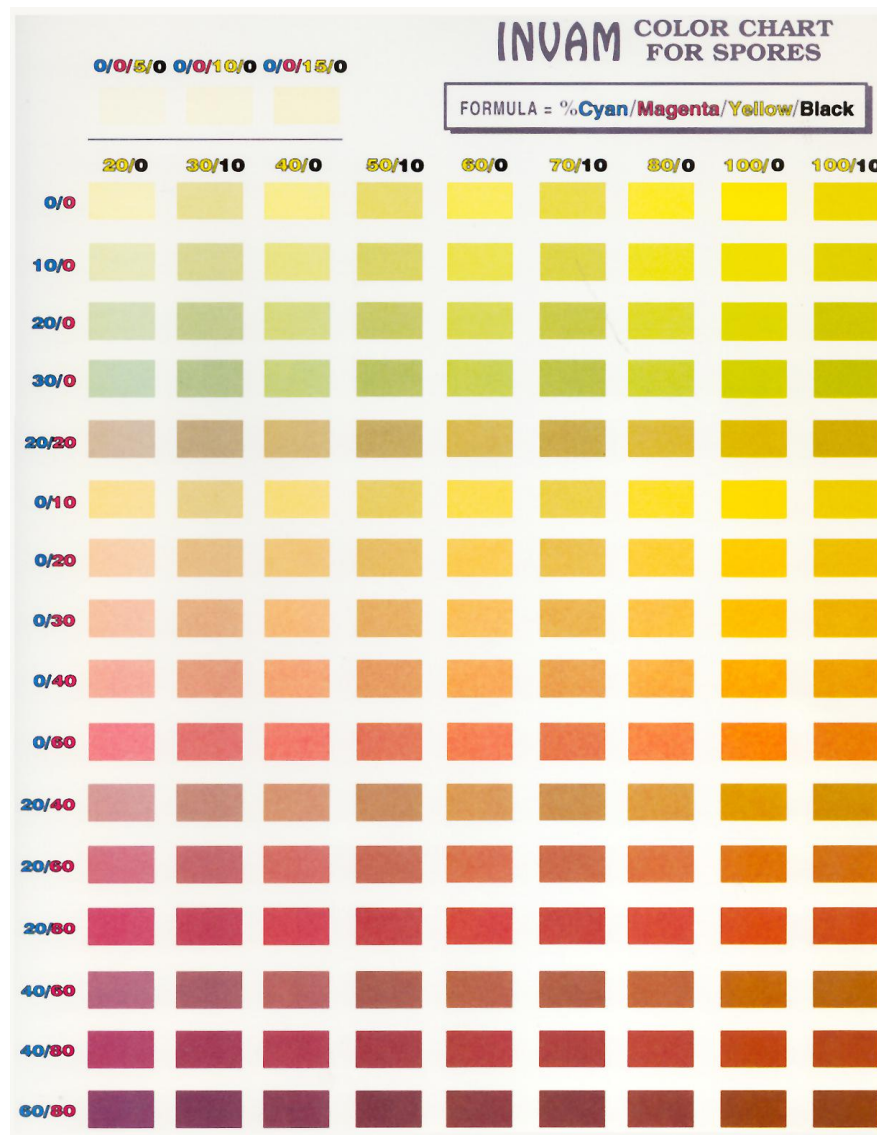
1, esquema de la orientación de un grano de polen en vista meridiana: P, eje polar; E, diámetro ecuatorial que divide al grano en los dos casquetes polares; 2, polen oblato; 3, polen esferoidal; 4, polen prolato.



Esporas, forma general: 1, globosa; 2, subglobosa; 3, ligeramente elipsoide; 4, elipsoide

Color.

El color de la espora se determina utilizando la tabla de colores propuesta por el INVAM, en la cual se utilizan varias combinaciones de los colores azul, magenta, amarillo y negro (CMYK) para dar diversas tonalidades que al compararse con las esporas permite definir su color (debe realizarse en húmedo). El color se expresa con una fórmula que indica la concentración de cada uno de los colores antes mencionados.



8. BIBLIOGRAFIA CITADA

- Allen, M. F. 1982. Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on water movement though *Bouteloua gracilis* (H.B.K.) Lag. ex steud. *New Phytologist* 91: 191-196.
- Allen, M. F. 1991. The ecology of mycorrhizae. Cambridge University Press, Cambridge. England. pp. 184.
- Allen, M. F. 1999. La micorriza y las rehabilitaciones de suelos áridos perturbados: procesos y prácticas. En: Orellana, R.; J. A. Escamilla y A. Larqué- Saavedra (eds). *Ecofisiología Vegetal y conservación de recursos genéticos*. CICY. Yucatán, México. p. 151- 165
- Alvarado, A.; M. Chavarría, R. Guerrero, J. Boniche y J. R. Navarro. 2004. Características edáficas y presencia de micorrizas en plantaciones de Teca (*Tectona grandis* L. f.) en Costa Rica. *Agronomía costarricense* 28 (1): 89-100.
- Azcón, R.; J. M. Barea y D. S. Hayman. 1976. Utilization of rock phosphate in alkaline soils by plant inoculated with mycorrhizal fungi and phosphate-solubilizing bacteria. *Soil. Biol. Biochem.* 8: 135-138.
- Azcón-Aguilar, C. y M. Barea. 1992. Interactions between mycorrhizal fungi and other rhizosphere microorganisms. En: Varela, L. y D. Trejo. 2001. Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. *Acta Zool. Méx. Número especial* 1: 39- 51.
- Bago, B.; C. Azcón-Aguilar, Y. Shachar-Hill y P.E. Pfeffer. 2000. El micelio externo de la micorriza arbuscular como puente simbiótico entre la raíz y su entorno. En: Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato (eds.). 2000. *Ecología, Fisiología y Biotecnología de la Micorriza Arbuscular*. IRENAT Colegio de Postgraduados. Montecillos, México. p. 78-92.
- Barea, J. M. 1998. *Biología de la Rizosfera*. Investigación y Ciencia. p. 79-81.
- Barragán, V. E. A. 2003. Inoculación micorrízica de *Prosopis laevigata* L. (Mezquite) en condiciones de invernadero y su efecto al transplante a condiciones de campo. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM. FES Zaragoza. México.
- Bartolome-Esteban, H. y N. C. Schenck. 1990. En: González, M. C.; R. Ferrera-Cerrato y J. Pérez. 1998. *Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura*. U. A. Tlaxcala y C. P. p. 1-15.
- Becard, G.; L. P. Taylor, D. D. Douds, P. E. Pfeffer y L. W. Doner. 1995. Flavonoids are not necessary plant signal compounds in arbuscular mycorrhizal symbioses. En: Rosenblueth, M.; J. M. Romero y E. M. Romero. 2001. *Ecología química en la rizosfera y en la simbiosis de plantas*. p. 99-136.
- Bethlenfalvay, G. J.; S. Dakessian y R. S. Pacousky. 1984. Mycorrhizae in a southern California desert: ecological implications. En: Guzmán-Plazola, R. A. y R. Ferrera-Cerrato. 1990. *La endomicorriza vesículo-arbuscular en las leguminosas*. Colegio de Postgraduados, Centro de Edafología. México.
- Bethlenfalvay, G. J. y R. G. Linderman. 1992. Mycorrhizae in sustainable agriculture. *ASA Special Publication Number* 54. Madison, Wisconsin, USA. p. 13-17.
- Bethlenfalvay, G. J. y H. Schuepp. 1994. Arbuscular mycorrhizas and agrosystem stability. En: Gianinazzi, S. y H. Schuepp. (eds.). *Impact of Arbuscular Mycorrhizas in Sustainable Agriculture and Natural Ecosystems*. Birkhauser Verlag, Basel. p. 117-131.
- Bianciotto, V.; C. Bandi, D. Minerdi, M. Sironi, H. Volker Tichy y P. Bonfante. 1996. An obligately endosymbiotic mycorrhizal fungus itself harbors obligately intracellular bacteria. En: Rosenblueth, M.; J. M. Romero y E. M. Romero. 2001. *Ecología química en la rizosfera y en la simbiosis de plantas*. p. 99-136.
- Bildusas, I. J.; P. K. Dixon; F. L. Pfeleger y E. L. Stewart. 1986. Growth, nutrition and gas exchange of *Bromus inermis* inoculated with *Glomus fasciculatum*. *New Phytol.* 102: 303-311.
- Blee, K. A. y A. J. Anderson. 1996. Defense related transcript accumulation in *Phaseolus vulgaris* L. colonized by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* Schenck and Smith. En: Rosenblueth, M.; J. M. Romero y E. M. Romero. 2001. *Ecología química en la rizosfera y en la simbiosis de plantas*. p. 99-136.

- Bonfante-Fasolo, P. 1984. Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. En: Bago, B.; C. Azcón-Aguilar; Y. Shachar-Hill y P. E. Pfeffer. 2000. El micelio externo de la micorriza arbuscular como puente simbiótico entre la raíz y su entorno. p.78-92.
- Bowen, G. D. 1980. Mycorrhizal roles in tropical plants and ecosystems. En: Guzmán-Plazola, R. A. y R. Ferrera-Cerrato. 1990. La endomicorriza vesículo-arbuscular en las leguminosas. Colegio de Postgraduados, Centro de Edafología. México.
- Boyer, J. S. 1982. Plant productivity and environment. Science. 218: 443-448.
- Bravo- Hollis, Helia. 1978. Las cactáceas de México. Vol. I. UNAM. México. p. 89-102.
- Bryla, D. R. y J. M. Duniway. 1997. Effects on mycorrhizal infection on drought tolerance and recovery in safflower and wheat. Plant and Soil 197: 95-103.
- Brundett, M. 1990. En: González, Ferrera-Cerrato y Pérez. 1998. Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura. U. A. Tlaxcala y C.P. p. 1-15.
- Camargo-Ricalde, S. L. 2001. Some biological aspects of the Arbuscular Mycorrhizal fungi (AMF). Bol. Soc. Bot. México 67: 15-32.
- Camargo-Ricalde, S. L.; S. D. Shivcham y C. Jiménez-González. 2003. Mycorrhizal perennials of “matorral xerófilo” and the “selva baja caducifolia” communities in the semiarid Tehuacan-Cuicatlan Valley, Mexico. Mycorrhiza 13:17-83.
- Camprubi, A.; V. Estaún, C. Calvet y J. Pera. 1990. Infectivity, effectivity of *Glomus mosseae* mycorrhizae in four different species of medicinal plants. Simbiosis 9: 305-307.
- Carrillo, L.; L. Varela y R. Orellana. 2000. Variación estacional de la densidad de esporas de Hongos Micorrizógenos Arbusculares y en el porcentaje de colonización micorrizica de tres plameras yucatecas. En: Alarcón A. y R. Ferrera-Cerrato (eds.). Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular. IRENAT-Colegio de Postgraduados. Montecillos. Mundi Prensa, México. p. 39-46.
- CONAFOR (http://www.conafor.gob.mx/regiones_conafor/). Fecha de consulta Agosto de 2005.
- Cui M. y P. Nobel. 1992. Nutrient status, water uptake and exchange for three desert succulents infected with mycorrhizal fungi. New Phytol. 122: 643-649.
- Daniels, B. A. y J. M. Trappe. 1980. Factors affecting spore germination of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus epigaeus*. Mycologia 72: 457-471.
- Estaún y Savé. 1990. En: González, Ferrera-Cerrato y Pérez. 1998. Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura. U. A. Tlaxcala y C. P. p. 1-15.
- Ferrera-Cerrato, R. 1983. La micorriza vesículo-arbuscular en los diferentes agroecosistemas. Symposium sobre la sequía y su impacto en la agricultura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México.
- Ferrera-Cerrato, R.; M. C. González y M. N. Rodríguez. 1993. Manual de Agromicrobiología. Trillas. México. p. 53-91.
- Foth, H. D. 1992. Fundamentos de la ciencia del suelo. 3a. ed. CECSA, México. pp. 433.
- Fragoso, I. S. 2001. Generación de un inóculo MA nativo a Santiago de Anaya Hgo. y su potencialidad en la inoculación de *Acacia farnesiana* y *Bouteloua curtipendula*. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM. FES Zaragoza. México.
- Fracchia, S.; A. Menendez, A. Godeas y J. A. Ocampo. 2001. A method to obtain monosporic cultures of arbuscular mycorrhizal fungi. Soil Biology and Biochemistry 33: 1283-1285.
- Franco, R. A. 2002. Estudio taxonómico de hongos micorrizico arbusculares en dos localidades productoras de *Annona muricata* L. (guanábana) de México. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM. FES Zaragoza. México.
- García-Sánchez, R. y A. A. Monroy. Las micorrizas asociadas a los diferentes matorrales del Valle del Mezquital, Hidalgo. En prensa.
- Gavito, M. y Varela, L. 1993. Seasonal dynamics of mycorrhizal associations in maize fields under low input agriculture. En: Estrada-Torres, A. y L. Varela. 1998. Hacia el estudio de la diversidad y la conservación de germoplasma de los hongos micorrizógenos de México. Universidad Veracruzana. p. 1-7.

- Gerdemann, J. W. y T. H. Nicolson. 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. Transactions of the British Mycological Society 46: 235- 244.
- Gianinazzi, S. 1991. Vesicular arbuscular (endo-) mycorrhizas: cellular, biochemical and genetics aspects. En: González, M.C.; R. Ferrera-Cerrato y J. Pérez. 1998. Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura. U. A. Tlaxcala y C. P. p. 1-15.
- Gianinazzi-Pearson, V.; S. E. Smith, S. Gianinazzi y F. A. Smith. 1991. Enzymatic studies on the metabolism of vesicular-arbuscular mycorrhizas. U. IS H⁺-ATPase a component of ATP-hydrolysing enzyme activities in plant-fungus interfaces?. En: Bago, B.; C. Azcón-Aguilar, Y. Shachar-Hill y P. E. Pfeffer. 2000. El micelio externo de la micorriza arbuscular como puente simbiótico entre la raíz y su entorno. p. 78-92.
- González-Chávez, M. C. y R. Ferrera-Cerrato. 1989. Distribución de la endomicorriza (V-A) en el cultivo de maíz (*Zea mays*) en un andosol del Estado de México. En: Estrada-Torres, A. y L. Varela. 1998. Hacia el estudio de la diversidad y la conservación de germoplasma de los hongos micorrizógenos de México. Universidad Veracruzana. p. 1-7.
- González-Chávez, M. C.; R. Ferrera-Cerrato y J. Pérez-Moreno. 1998. Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura. U. A. Tlaxcala y C. P. p. 1-15.
- Griffien y Lietswaart. 1990. En: González-Chávez, M. C.; R. Ferrera-Cerrato y J. Pérez-Moreno. 1998. Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura. U. A. Tlaxcala y C. P. p. 1-15.
- Gupta, R. y K. G. Mukerji. 2000. The growth of VAM fungi under stress conditions. En: Mukerji, K. G.; B. P. Chamola and J. Singh (eds.). Kluwer academyc/Plenum publishers. New York. p. 57-65.
- Guzmán-Plazola, R. A. 1987. Efecto de la doble inoculación con *Rhizobium loti* + endomicorriza (VA) en *Leucaena leucocephala* fertilizada con dos fuentes de fósforo. Tesis de Ingeniero Agrónomo. Univesidad Autonoma Chapingo. México. pp. 210.
- Guzmán-Plazola, R. A.; R. Ferrera-Cerrato y B. J. D Etchevers. 1987. Reducción de la defoliación de *Leucaena leucophala* debido al transplante cuando es inoculada con micorriza V-A. Memorias del XX Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo. Zacatecas, México. p. 172.
- Guzmán-Plazola, R. A.; R. Ferrera-Cerrato y B. J. D. Etchevers. 1988. *Leucaena leucophala* a plant of high mycorrhizal dependence in acid soils. *Leucaena Research Reports* 9: 69-73.
- Haas, J. H. y J. Krikun. 1985. Efficacy of endomycorrhizal fungus isolates and inoculum quantities required for growth response. *New Phytol.* 100: 613-622.
- Hardie, K. 1985. The effect of removal of extraradical hyphae on water uptake by vesicular-arbuscular mycorrhizal plants. *New Phytologist* 101: 677-684.
- Harley, J. L. y S. E. Smith. 1983. Mycorrhizal symbiosis. Academic Press. London. pp. 438.
- Hayman, D. S. 1983. The physiology of vesicular- arbuscular endomycorrhizal symbiosis. *Can. J. Bot.* 61 (3): 944- 963.
- Henderson, J. C. y F. T. Davies Jr. 1990. Drought, acclimation and the morphology of mycorrhizal *Rosa hybrida* L. c. v. "Fredy" is indepent of leaf elemental content. *New Phytol.* 102: 303-311.
- Hetrick, B. A. D. y G. W. T. Wilson. 1989. Supresion of mycorrhizal fungus spore germination in non-sterile soil: relationship to mycorrhizal growth response in big bluestem. *Mycologia* 81: 382-390.
- INEGI. 1980. Carta Edafológica. Hoja Pachuca. Escala 1: 250 000.
- INEGI. 1982. Carta Topográfica. Hoja Pachuca. Escala 1: 250 000.
- INEGI. 1987. Carta Climática. Hoja Pachuca. Escala 1: 250 000.
- INVAM (<http://invam.caf.wvu.edu>). Fecha de consulta Octubre 2005.
- Janerette. 1991. An introduction to mycorrhizae. *The american biology teacher* 53:13-19.
- Janos, D. 1980. Mycorrhizae influence tropical sucesion. *Biotropica* 12:56-64.
- Jehne, W. 1980. Endomycorrhizal roles in tropical plants and ecosystems. En: Guzmán-Plazola, R. A. y R. Ferrera-Cerrato. 1990. La endomicorriza vesículo-arbuscular en las leguminosas. Colegio de Postgraduados, Centro de Edafología. México. pp. 251.
- Knight, W. G. 1991. Chemistry of arid region soils. En: Skujins, J. (ed.). *Semiarid lands and deserts.* Marcel Dekker, Inc. USA. p. 11-171

-
- Le Tacón, F. 1995. Las micorrizas; una cooperación entre plantas y hongos. *Mundo Científico* 49 (5): 776-784.
 - Lévy, J. P. y J. Varela. 2003. *Análisis Multivariable para las Ciencias Sociales*. Pearson Prentice Hall. Madrid, España. p. 329-416.
 - Marks. 1991. En: González, Ferrera-Cerrato y Pérez. 1998. *Biotecnología de la micorriza arbuscular en fruticultura*. U. A. Tlaxcala y C.P. p. 1-15.
 - Márquez, A.; V. Pereda, D. Jiménez y M. Valdés. 2002. Micorrizas: la faceta menos conocida de los hongos. *Conversus* 10:12-17.
 - Marschner, H. y B. Dell. 1994. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. *Plant Soil* 159: 889- 102.
 - Montañón, N. M. 2000. Potencialidad de los hongos micorrizógenos arbusculares de las islas de fertilidad de Mezquite (*Prosopis laevigata*) de dos agostaderos semiáridos del Valle de Actopan, México central, un enfoque ecológico para recuperar la vegetación. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM. FES Zaragoza. México.
 - Morton, J. B. y G. L. Benny. 1990. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae. *Mycotaxon* 37: 471-491.
 - Morton, J. B. y D. Redecker. 2001. Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new Archaeospora and Paraglomus, based on concordant molecular and morphological characters. *Mycologia* 93(1): 181-195.
 - Mosse, B. 1973. Advances in the study of vesicular-arbuscular mycorrhizae. *Rev. Phytopathol.* 11:171-196.
 - Mukerji, K. G. 1996. *Concepts in Mycorrhizal Research*. Klumer Academic Publishers. Netherlands.
 - Nelsen, C. y G. Safir. 1982. Increased drought tolerance of mycorrhizal onion plants caused by improved phosphorus nutrition. En: Roland, B. 1994. Effect of indigenous arbuscular mycorrhizal endophytes on the development of six wild plants colonizing a semiarid area in south-east Spain. *New Phytol.* 127:115-121.
 - NORMA OFICIAL MEXICANA NOM-021-RECNAT-2000. Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis. Norlex Internacional, S. A. de C. V. Edición Electrónica de Leyes. p. 1-71
 - PALEO (http://paleo.ija.csic.es/tele/TUTORIAL%20A.I/calibra/marcos_calibra.htm). Fecha de consulta Enero 2006.
 - Perry, D.; M. Amaranthus, J. Borchers, S. Borchers y R. Brainerd. 1989. Bootstrapping in ecosystem. En: Roland, B. 1994. Effect of indigenous arbuscular mycorrhizal endophytes on the development of six wild plants colonizing a semiarid area in south-east Spain. *New Phytol.* 127:115-121.
 - Phillips, J. M. y D. S. Hayman. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55:158-160.
 - Powell, C. LL. y D. J. Bagyaraj. 1984. *VA Micorriza*. CRC Press. p. 39-51.
 - Primavesi, A. 1984. *Manejo ecológico del suelo*. 5ª edición. Editorial El ateneo. Argentina. p. 234.
 - Read, D. J. 1991. Mycorrhiza in ecosystems. En: Varela, L. y D. Trejo. 2001. Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. *Acta Zool. Méx.* Número especial 1: 39- 51.
 - Reyes-Quintanar, C.K.; R. Ferrera-Cerrato, A. Alarcón y S. Z. Rodríguez 2000. Microbiología de la relación de nodricismo entre leguminosas arbóreas y *Neobuxbaumia tetetzo* en suelos no erosionados y erosionados en Zapotitlán de las Salinas, Puebla. En: Alarcón, A. y R. Ferrera-Cerrato (eds.). *Ecología, fisiología y biotecnología de la micorriza arbuscular*. IRENAT-Colegio de postgraduados. Montecillos. Mundi Prensa, México. p. 56-68.
 - Roland, B. 1994. Effect of indigenous arbuscular mycorrhizal endophytes on the development of six wild plants colonizing a semiarid area in south-east Spain. *New Phytol.* 127:115-121.
-

- Rosenblueth, M.; J. M. Romero y E. M. Romero. 2001. Ecología química en la rizosfera y en la simbiosis de plantas. En: Anaya, A. L.; F. Espinosa-García y R. O. Cruz (coordinadores). 2001. Relaciones químicas entre organismos: aspectos básicos y perspectivas de su aplicación. UNAM, P y V. México. p. 99-136.
- Rzedowski, J. 1994. Vegetación de México. Limusa. México. p. 237-261.
- Sánchez-Colín, Ma. J. 2005. Micorrizas, aspectos generales. FES Zaragoza UNAM. México, D.F. pp. 96
- Saenz, C. R. 1978. Polen y esporas: introducción a la palinología y vocabulario palinológico. H. Blume Ediciones. p. 20-24.
- Sanders y Tinker. 1971. Mechanism of absorption of phosphate from soil by *Endogone* mycorrhizas. En: Varela, L. y A. Estrada-Torres. 1999. El papel de los microorganismos de la rizosfera y de la micorriza en la absorción de nutrientes minerales y agua. p. 137-150.
- Schenck, N. C. y Y. Pérez. 1990. Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi. INVAM, University of Florida, Gainesville, FL. pp. 245.
- SchüBler, A.; D. Schwarzott y C. Walker 2001. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycol. Res.* 105: 1413-1421.
- Schreiner, R. P.; K. L. Mihara, H. Mc Daniel y G. J. Bethlenfalvay. 1997. Mycorrhizal fungi influence plant and soil functions and interactions. *Plant and Soil* 188: 199-209.
- Sieverding, E. 1991. Vesicular-arbuscular micorriza management in tropical agrosystems. En: Arroyo, V. A.; M. G. Martínez y M. J. Sánchez. 1998. Efecto de las micorrizas vesículo-arbusculares (VA) en cultivos de maíz en dos sitios del Estado de México. Universidad veracruzana. p. 201-215.
- Skujins, J. 1991. Semiarid lands and deserts. Marcel Dekker Inc. New York. p. 33.
- Smith, S. E. y V. Gianinazzi-Pearson. 1988. Physiological interactions between symbionts in vesicular-arbuscular mycorrhizal plants. *Ann. Rev. Plant. Mol. Biol.* 39: 221-224.
- Smith, S. E. y Read, D. J. 1997. Mycorrhizal Symbiosis. 2nd ed. Academic Press. Harcourt Brace and Company, Publishers. San Diego. p. 74-79.
- Stribley, D. P. 1990. Mycorrhizal associations and their significance. En: Ravinovich, H. D. y J. L. Brewster (eds.). Onions and allied crops. II. Agronomy, biotic interactions, pathology and crop protection. CRC Press. Boca Raton, Fla. p. 85- 101.
- Trappe, J. M. 1981. Mycorrhizae and productivity of arid and semiarid rangelands. In *Advances in food producing systems for arid and semi arid lands*. Acad. Press, Inc., New York. p. 581-599.
- Van der Heijden, M. G. A.; J. N. Klironomos, M. Ursic, P. Moutoglis, R. Streitwolf-Engel, T. Boller, A. Wiemken y I. R. Sanders. 1998. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature* 396:69-72.
- Varela, L. y A. Estrada-Torres. 1999. El papel de los microorganismos de la rizosfera y de la micorriza en la absorción de nutrientes minerales y agua. En: Orellana, R.; J. A. Escamilla y A. Larqué-Saavedra (eds.). *Ecofisiología vegetal y conservación de recursos genéticos*. CICY, Yucatán, México. p. 137-150.
- Varela, L. y D. Trejo. 2001. Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. *Acta Zool. Mex.* Número especial. 1: 39- 51.
- Varma, A. 1999. Mycorrhiza. 2nd ed. Springer-Verlag. Berlin Heidelberg. p. 521-555.
- Walker, C. y A. SchüBler. 2004. Nomenclatural clarifications and new taxa in the Glomeromycota. *Mycological Research* 108 (9): 979-982.
- Watrud, L. S. 1984. Spore germination and axenic culture of endomycorrhizae. A. Spore germination of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. En: Schenck, S. (ed.). *Methods and principles of mycorrhizal research* American Phytopathological Society, St. Paul. p. 81-83.