



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza

Carrera de Biología

**Diversidad de hongos micorrizógenos
arbusculares en pastizales de *Bouteloua gracilis*
en la zona arqueológica de Teotihuacán, México**

T E S I S

Que para obtener el título de:

Biólogo

Presenta:

Enríquez Ríos Grecia Isabel

Director de tesis:

Dr. Arcadio Monroy Ata

Unidad de Investigación en Ecología Vegetal

Ciudad de México, Diciembre del 2022.





Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Contenido

1. Resumen	1
2. Introducción.....	2
3. Marco teórico.....	3
3.1 Micorrizas.....	3
3.2 Tipos de micorrizas	4
3.3 Micorrizas en zonas áridas y semiáridas	5
3.4 Hongos micorrizógenos arbusculares	6
3.4.1 Estructuras intrarradicales	7
3.4.2 Estructuras extrarradicales	7
3.5 Clasificación taxonómica de la micorriza arbuscular	8
3.6 Interacción entre la comunidad vegetal y la comunidad de hongos formadores de micorrizas arbusculares	9
3.7 <i>Bouteloua gracilis</i> (Willd. ex Kunth) Lag. ex Griffiths.....	11
4. Justificación.....	12
5. Problemática	12
6. Hipótesis.....	13
7. Objetivos	13
7.1 Objetivo general	13
7.2 Objetivos específicos	13
8. Método	14
8.1 Zona de estudio	14
8.2 Muestreo de suelo.....	16
8.3 Propiedades físicas y químicas del suelo	16
8.4 Perfil vertical y cobertura vegetal	19
8.5 Índice de valor de importancia	20
8.6 Extracción y montaje de esporas	21
8.7 Determinación taxonómica de HMA.....	22
8.8 Porcentaje de colonización micorrízica	22
8.9 Riqueza de especies (S)	23
8.10 Abundancia	23

8.11 Índice de diversidad	23
8.13 Análisis estadístico.....	23
9. Resultados	24
Estructura vegetal	24
Riqueza, abundancia y diversidad de esporas de HMA.....	28
Relación planta-HMA-suelo	33
10. Conclusiones.....	38
11. Referencias	38
12. Anexos	48

Índice de figuras

Figura 1. Esquema de los diferentes tipos de colonización producidos por los hongos micorrizógenos.....	4
Figura 2. Clasificación taxonómica de hongos formadores de micorriza arbuscular.....	8
Figura 3a, b. Retroalimentación positiva y negativa.	10
Figura 4. Ubicación de las parcelas de experimentación en la zona arqueológica de Teotihuacán.	14
Figura 5. Parcelas experimentales de la zona arqueológica de Teotihuacán	15
Figura 6. Muestreo de suelo en cuadros de 30x30 cm.....	16
Figura 7. a, b. Perfil vertical y cobertura vegetal de <i>Oxalis</i> sp.....	19
Figura 8. Esporas de hongos micorrizógenos arbusculares presentes en el suelo de la zona arqueológica de Teotihuacán.....	21
Figura 9. Planta depredada por insectos en las parcelas de experimentación.....	24
Figura 10. Abundancia de las especies vegetales presentes en las parcelas de experimentación de la zona arqueológica de Teotihuacán	25
Figura 11. Perfil estructural vertical de la vegetación.....	25
Figura 12. Perfil estructural horizontal de la vegetación.....	26

Figura 13. a) <i>Acaulospora aff. capsicula</i> , b) <i>Acaulospora aff. mellea</i> , c) <i>Acaulospora laevis</i> , d) <i>Acaulospora scrobiculata</i> , e) <i>Acaulospora sp. 1</i> , f) <i>Acaulospora sp. 2</i> , g) <i>Claroideoglosum etunicatum</i> , h) <i>Dentiscutata aff. erythropha</i> , i) <i>Entrophospora infrequens</i> , j) <i>Funneliformis geosporus</i> , k) <i>Funneliformis mosseae</i> , l) <i>Glomus aff. coronatum</i> , m) <i>Glomus aff. verruculosum</i> , n) <i>Glomus aff. tenebrosus</i> , o) <i>Glomus rubiforme</i> , p) <i>Glomus sp. 1</i> , q) <i>Glomus sp. 2</i> , r) <i>Glomus sp. 3</i> , s) <i>Rhizophagus aggregatus</i> , t) <i>Sclerocystis sinuosum</i> , u) <i>Septoglosum constrictum</i>	29
Figura 14. Abundancia relativa de las familias de HMA presentes en las parcelas de experimentación de la zona arqueológica de Teotihuacán.....	30
Figura 15. Riqueza de las morfoespecies de HMA presentes en las parcelas de experimentación de la zona arqueológica de Teotihuacán	31
Figura 16 a) Hifas, b) vesículas y c) esporas presentes en raíz de <i>T. tubiformis</i>	34
Figura 17. Distribución de la Abundancia Relativa entre morfoespecies de HMA y la vegetación de las parcelas experimentales de la zona arqueológica de Teotihuacán.....	36

Índice de cuadros

Cuadro 1. Estructura vegetal y valores de importancia.....	27
Cuadro 2. Índice de Shannon-Wiener para cada especie vegetal.....	28
Cuadro 3. Índice de Shannon-Wiener para cada morfoespecie de HMA.....	32
Cuadro 4. Porcentaje de colonización micorrízica por hifas, vesículas, arbusculos y total en diferentes plantas.....	33
Cuadro 5. Caracterización del suelo de las parcelas de experimentación en la zona arqueológica de Teotihuacán.....	35

Índice de anexos

Anexo 1. Características de las especies vegetales identificadas.....	48
Anexo 2. Características fenotípicas de las especies vegetación.....	49
Anexo 3. Perfil vertical de la vegetación.....	49
Anexo 4. Descripción de las morfoespecies de HMA presentes en la zona ..	50
Anexo 5. Promedio de riqueza y abundancia relativa de HMA.....	63
Anexo 6. Cálculo de χ^2	63

1. Resumen

La zona arqueológica de Teotihuacán es una región de interés social, cultural y ecológico, sin embargo, no hay estudios de la riqueza y diversidad de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) en esta localidad. Por ello, el presente trabajo tuvo como objetivo determinar la riqueza y diversidad de HMA, así como su relación con la vegetación presente en la zona. Para esto, se tomaron muestras de suelo de la rizosfera del zacate navajita (*Bouteloua gracilis*), en un pastizal dominado por esta gramínea, para la extracción de esporas de HMA y para un análisis fisicoquímico; asimismo, se realizaron transectos para caracterizar la estructura y composición de la vegetación. La determinación taxonómica de las especies de HMA, se realizó con base en criterios morfológicos, mediante claves y reportes de la página electrónica del INVAM (International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi; <https://invam.wvu.edu>), donde se consultaron trabajos de sistemática de los profesores Janusz Blazkoski, Arthur Schüßler y Christopher Walker sobre el *phylum* Glomeromycota.

En los resultados se registraron 21 morfoespecies de HMA, distribuidas en cuatro familias y nueve géneros. El 89.8% de las especies de HMA encontradas corresponde a dos familias: Acaulosporaceae (51.6%) y Glomeraceae (38.2%), mientras que el 10.2% restante pertenece a Cladeideoglomeraceae (5.3%), Gigasporaceae (0.1%) y otras (4.8%) familias, relacionadas con las especies no identificadas. En cuanto a la vegetación, se elaboró un mapa de la cobertura vegetal y del perfil vertical; respecto a la riqueza, se encontraron diez especies y las que tuvieron mayor índice de valor de importancia fueron: *B. gracilis*, *Tithonia tubiformis*, *Sphaeralcea angustifolia* y *Solanum elaeagnifolium*. Asimismo, el índice de diversidad de Shannon-Wiener tuvo valores bajos tanto para la vegetación como para los HMA, con 1.424 y 1.683, respectivamente, los cuales son característicos de las zonas áridas y semiáridas. También, se realizaron las curvas de la Distribución de Abundancias Relativas de la vegetación y de los HMA asociados, para posteriormente comparar ambas curvas mediante una prueba de *chi* cuadrada (χ^2), lo que mostró un ajuste estadísticamente significativo en la distribución de abundancias de ambos grupos, los cuales presentaron curvas similares. Se concluye que hay un mismo tipo de dominancia en la vegetación y en las morfoespecies de HMA, con *Bouteloua gracilis* en la comunidad vegetal y con el género *Acaulospora* en los HMA, como dominantes. Esto muestra la estrecha relación del conjunto de plantas que coexisten en un hábitat con el consorcio de HMA presente en el subsuelo, ya que presentan un mismo patrón de abundancias.

2. Introducción

Los hongos son el segundo grupo de seres vivos con mayor número de especies, ya que se estima que hay aproximadamente 1.5 millones de especies, de las cuales sólo se han descrito cerca de 72,000. Los hongos son uno de los reinos biológicos menos conocido. Existen grupos funcionales de hongos con papeles fundamentales en las comunidades vegetales como son los hongos endófitos y los hongos micorrizógenos arbusculares (Montaño, 2007).

Las micorrizas arbusculares (MA), son una asociación simbiótica entre hongos del *phylum* Glomeromycota y raíces de plantas terrestres. Estos hongos ayudan a la nutrición del hospedante con el cual se asocian y éste a su vez proporciona azúcares al hongo (Montilla *et al.*, 2018).

El tipo de asociación hongo-raíz más extendido en la naturaleza tal vez sea la llamada micorriza arbuscular, formada por hongos del *phylum* Glomeromycota, los cuales no desarrollan red de Hartig y colonizan intracelularmente la corteza de la raíz por medio de estructuras especializadas denominadas arbuscúlos, que actúan como órganos de intercambio de nutrientes entre la célula vegetal y el hongo (Gómez *et al.*, 2007).

En sistemas naturales, los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) representan parte del estatus nutricional de la mayoría de las especies vegetales, pero cuando el sistema ha sido degradado por alguna causa, existe un deterioro del suelo y una disminución en la fertilidad del mismo, afectando a dichos hongos (Jasper *et al.*, 1991). Asimismo, los HMA juegan un papel muy importante en el mantenimiento del equilibrio de los ecosistemas y en los procesos de sucesión (Allen, 1991; Allen y Allen, 1984).

Asimismo, en las estrategias de restauración de suelos degradados, es determinante el uso de la microbiota del suelo (Haselwandter, 1997; Requena *et al.*, 2001; Álvarez, 2009), en especial de hongos formadores de micorrizas, ya que éstos previenen la erosión del suelo al ser un factor en la formación de agregados y en la acumulación de materia orgánica. De esta manera, le dan estructura al suelo y reducen o evitan el efecto de la erosión tanto hídrica como eólica, así como la consecuente pérdida de nutrientes. Además, la asociación micorrízica otorga ventajas para el establecimiento de las plantas ante condiciones estresantes, como la habilidad de la planta hospedera para resistir a las condiciones de sequía mediante el suministro hídrico a través de las hifas del hongo (Haselwandter, 1997; Álvarez, 2009).

Debido a esto, el presente trabajo tiene como objetivo identificar la diversidad de HMA presentes en un área de pastizal, dominado por el zacate navajita (*Bouteloua gracilis*), en la zona arqueológica de Teotihuacán y determinar la relación que tienen con las plantas presentes.

3. Marco teórico

3.1 Micorrizas

En 1885, se propuso el término micorriza para describir la asociación mutualista entre plantas y hongos, en el cual los hongos se establecen en la raíz de la planta, dándole inicialmente el nombre de “raíz fungosa” (Harley y Smith, 1983; Guadarrama-Chávez *et al.*, 2004).

La micorriza es una asociación constituida por un conjunto de hifas fúngicas (micelio) que, al entrar en contacto con las raíces de las plantas, las pueden envolver formando un manto y penetrarlas intercelularmente a través de las células del córtex, como en el caso de la ectomicorriza o, como en el caso de la micorriza arbuscular, penetran la raíz, pero no se forma ningún manto. Al mismo tiempo, las hifas se ramifican en el suelo, formando una extensa red de hifas capaz de interconectar, subterráneamente, a las raíces de plantas de la misma o de diferentes especies. Esta red de micelio permite, bajo ciertas condiciones, un libre flujo de nutrimentos hacia las plantas hospederas y entre las raíces de las plantas interconectadas, lo que sugiere que la micorriza establece una gran unión bajo el suelo entre plantas que, a simple vista, podrían parecer lejanas y sin ninguna relación. Así, la micorriza ofrece a la planta hospedera y al ecosistema, diferentes beneficios en términos de supervivencia y funcionamiento (Camargo *et al.*, 2012).

El papel de la asociación micorrízica en la absorción de nutrimentos cobra cada día mayor relevancia, ya que existen evidencias de que la hifa externa de las micorrizas tiene la capacidad para absorber y translocar nutrimentos como N, K, Ca, Mg, Si, Cu, Zn, B y Fe, debido a que se encuentran concentraciones más altas de estos elementos en las plantas micorrizadas (Nakano *et al.*, 2001).

En la relación planta-hongo las plantas obtienen frecuentemente un mejor desarrollo, incremento en la altura, vigor, área foliar, mayor número de hojas, aumentan la supervivencia, el uso eficiente del agua, el coeficiente de raíz/vástago, el potencial hídrico caulinar y la tasa de crecimiento relativa. A su vez, el hongo recibe compuestos de carbono derivados de la fotosíntesis (Luna, 2005; Peña, 2002).

Las especies vegetales que forman micorrizas presentan una fisiología y una ecología diferentes de aquéllas que no forman esta asociación y se considera a la simbiosis micorrízica como uno de los factores promotores de la diversidad vegetal, al aumentar la adecuación de las plantas (supervivencia, crecimiento y reproducción) y facilitar su establecimiento, incluso bajo condiciones de estrés ambiental, lo cual tiene un impacto positivo en la diversidad de plantas, tanto a una escala poblacional como de las comunidades vegetales (Van der Heijden, 2002).

3.2 Tipos de micorrizas

La clasificación de las micorrizas es morfológica y molecular; actualmente también está basada en el sitio que ocupa el micelio fúngico en su asociación con la raíz de la planta. En 1983, Harley y Smith dividieron a las micorrizas en tres grandes grupos: ectomicorrizas, ectendomicoriza y endomicorriza.

Posteriormente, los mismos autores subdividieron a la ectendomicorriza en arbutoide y monotropoide y a la endomicorriza en ericoide, orquideoide y arbuscular (Fig. 1) (Cuevas *et al.*, 2003).

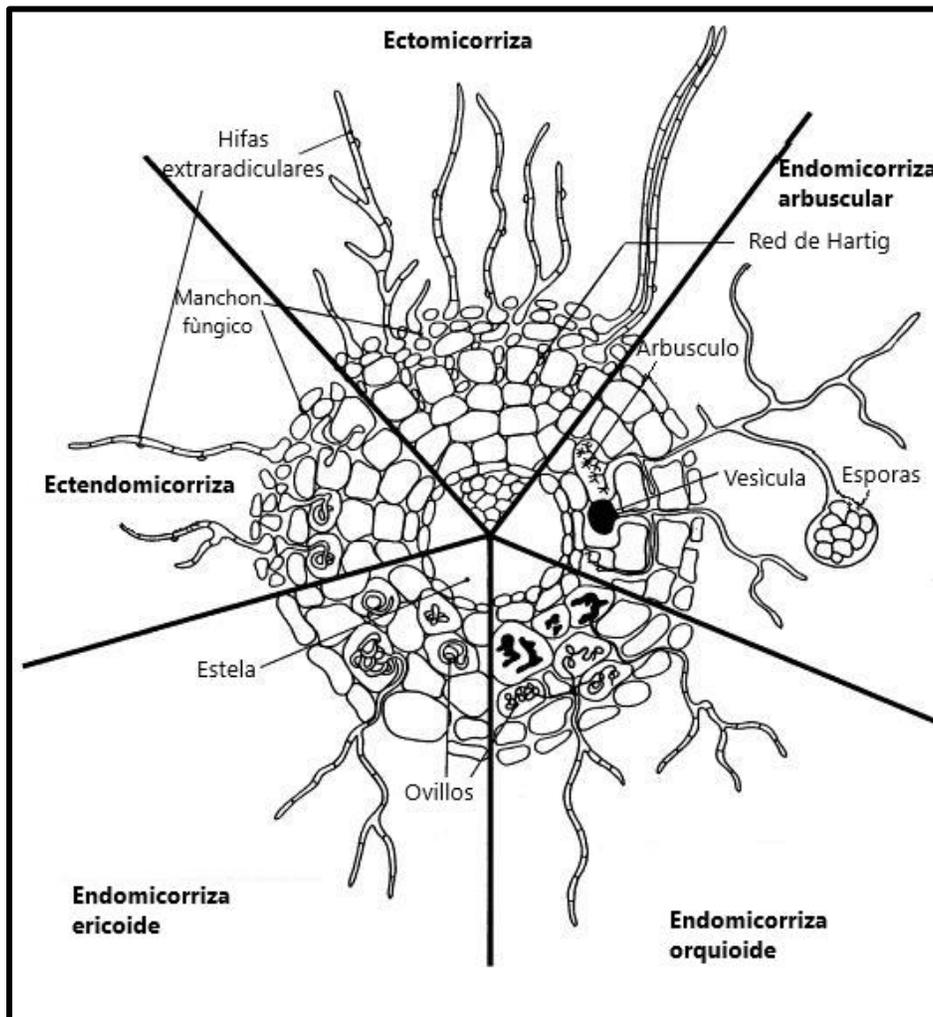


Figura 1. Esquema de los diferentes tipos de colonización producidos por los hongos micorrizógenos. Fuente: Selosse y Le tacon, 1998.

- 1) Ectomicorriza: presenta un manto fúngico denso que cubre exteriormente a la raíz, intercelularmente penetran las hifas y dan lugar a la red de Hartig (Cuevas *et al.*, 2003). Se encuentran entre raíces de gimnospermas y angiospermas y los hongos involucrados son Basidiomicetes, Ascomicetes y Zigomicetos.

- 2) Ectendomicorriza: presenta un manto fúngico laxo, red de Hartig y penetración intracelular escasa.
 - a) Arbutoide: el hongo forma un manto, hifas intercelulares e intracelulares, llamadas pelotones. Los hongos pertenecen a los Basidiomicetes y las plantas hospederas pertenecen a los géneros *Arbutus*, *Artostaphilos* y *Pyrola*.
 - b) Monotropoide: el hongo forma un manto fúngico, hifas intercelulares e intracelulares -llamadas estacas- y haustorios. Estos hongos pertenecen a los Basidiomicetes y colonizan al género *Monotropa*.
 - c) Ectendomicorriza: el hongo forma en algunos casos un manto, presenta hifas intercelulares e intracelulares, llamadas estas últimas, pelotones fúngicos. Pertenecen a los Basidiomicetes y colonizan gimnospermas y angiospermas.
- 3) Endomicorrizas o endotróficas: presentan hifas externas que exploran el suelo y penetración de hifas intracelular e intercelularmente, no hay un manto fúngico ni red de Hartig. Existen tres tipos característicos: orquideoides, ericoides y arbusculares, siendo las últimas las más importantes, por su mayor distribución geográfica, predominando en praderas, sistemas agrícolas, ambientes áridos y semiáridos y frecuentemente en selvas tropicales, además de ser muy abundantes en la naturaleza (80-90% de las especies vegetales).
 - a) Orquideoide: el hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma enrollamientos hifales llamados ovillos. Los hongos pertenecen a los Basidiomicetes y Deuteromicetes y colonizan a la familia Orchidaceae.
 - b) Ericoide: el hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma enrollamientos hifales llamados pelotones y ovillos. Estos hongos pertenecen a Ascomicetes y Basidiomicetes y las plantas hospederas pertenecen al orden Ericales.
 - c) Arbuscular: el hongo penetra intracelular e intercelularmente y forma arbuscúlos. Los hongos involucrados son Glomeromicetes y las plantas hospederas son briofitas, pterofitas, gimnospermas y angiospermas.

3.3 Micorrizas en zonas áridas y semiáridas

En las zonas áridas y semiáridas, las plantas están sometidas a condiciones de estrés hídrico; muchos de sus suelos presentan epipedones ócricos, porque su superficie es masiva y dura cuando se moja, lo cual propicia la formación de costras que reducen la velocidad de filtración de agua, decreciendo con ello la disponibilidad de nutrimentos que son absorbidos en solución por las plantas, principalmente elementos de baja movilidad como el fósforo, que disminuye su disponibilidad cuando el potencial hídrico del suelo decrece; para enfrentar esto las plantas han

desarrollado características fisiológicas y morfológicas especializadas (Gupta y Kumar, 2000).

Asimismo, es frecuente que las plantas vivan en condiciones de perturbación ambiental en las zonas áridas y semiáridas, por lo que en estos ecosistemas la asociación micorrízica es fundamental (Montaño, 2000).

La mayoría de las especies de plantas vasculares en el suelo establecen simbiosis mutualista con los hongos micorrizógenos, particularmente en zonas áridas y semiáridas donde la disponibilidad de agua en el suelo es clave para el desarrollo y productividad óptima de los ecosistemas naturales (Monroy *et al.*, 2016).

La vegetación de los ecosistemas áridos y semiáridos soporta condiciones adversas como largos periodos de sequía, intensas temperaturas y evaporación, suelos con altos contenidos de sales, suelos arenosos con alto grado de erosión, suelos con bajos niveles de nutrientes y de agua, entre los factores principales: Esto lleva a plantear que los hongos micorrízicos son un factor que permite a las plantas resistir algunas condiciones adversas, ya que -por ejemplo- las hifas de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) son fisiológicamente más efectivas para la absorción de agua y nutrientes que las raíces mismas (Montaño *et al.*, 2007).

3.4 Hongos micorrizógenos arbusculares

El tipo de asociación hongo-raíz más extendido en la naturaleza tal vez sea la llamada endomicorriza o micorriza arbuscular (MA), formada por ciertos Glomeromicetes, los cuales no desarrollan red de Hartig y colonizan intracelularmente la corteza de la raíz por medio de estructuras especializadas denominadas arbusculos, que actúan como órganos de intercambio de nutrientes entre la célula vegetal y el huésped. Algunos géneros de estos hongos forman también otro tipo de estructuras llamadas vesículas, compuestas principalmente por lípidos. Estas vesículas están presentes intercelularmente en la corteza de la raíz y se consideran reservorios de nutrientes para el hongo. La presencia tanto de arbusculos como de vesículas dio lugar a que la simbiosis se conociera originalmente como vesículo-arbuscular, sin embargo, no todas las especies de hongos forman vesículas, por lo que en la actualidad la asociación se conoce como micorriza arbuscular (MA) (Gómez *et al.*, 2007).

Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), han coevolucionado junto a las plantas terrestres desde el período Ordovícico (desde hace 460 millones de años); esta simbiosis se presenta en más del 70% de las familias de plantas vasculares. Se les puede hallar tanto en bosques boreales, como en desiertos; desde las altas montañas, hasta en llanuras inundables, así como en dunas costeras y humedales. A menudo, en pocos gramos de suelo se puede encontrar desde cientos a miles de esporas y varios kilómetros de hifas o de micelio de hongos (MH). En suelos poco

conservados, como los agrícolas, llegan a alcanzar aproximadamente la mitad de la biomasa total de los microorganismos (Fernández, 2008).

3.4.1 Estructuras intrarradicales

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

- 1) Arbuscúlos: ramificaciones sucesivas de la hifa dentro de las células vegetales, mediante las cuales se establece un contacto íntimo entre el plasma de ambos mutualistas. Estos son sitios de intercambio de nutrientes. Los arbuscúlos viven en promedio 14 días, después de esto la célula vegetal se reestablece y el hongo se degrada.
- 2) Ovillos: enrollamiento de las hifas a los cuales se les ha adjuntado también un papel de intercambio de nutrimentos, características de la micorriza tipo Paris (Hernández-Cuevas *et al.*, 2003)
- 3) Vesículas: engrosamiento de hifas donde se almacenan lípidos y son formadas en los géneros *Glomus*, *Sclerosystis*, *Acaulospora* y *Entrophospora*.

3.4.2 Estructuras extrarradicales

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

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

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

3.5 Clasificación taxonómica de la micorriza arbuscular

Actualmente el *phylum* Glomeromycota engloba alrededor de 343 especies descritas válidamente (Arthur Schüßler y Christopher Walker, 2021), las cuales se han agrupado de acuerdo con la conjunción de la observación de características morfológicas y genéticas de cada uno de los individuos hasta ahora descritos. Sin embargo, las especies nombradas por el INVAM, representan solamente el 44% este grupo de microorganismos, ya que su colección también contiene una serie de especies no descritas o no identificables.

La clasificación más reciente de Glomeromycota (Fig. 2) se basa en un consenso de regiones que abarcan genes de ARN ribosomal: 18S (SSU), ITS1-5.8S-ITS2 (ITS) y/o 28S (LSU). La reconstrucción filogenética que subyace a esta clasificación se analiza y resume en Redecker y colaboradores (2013).

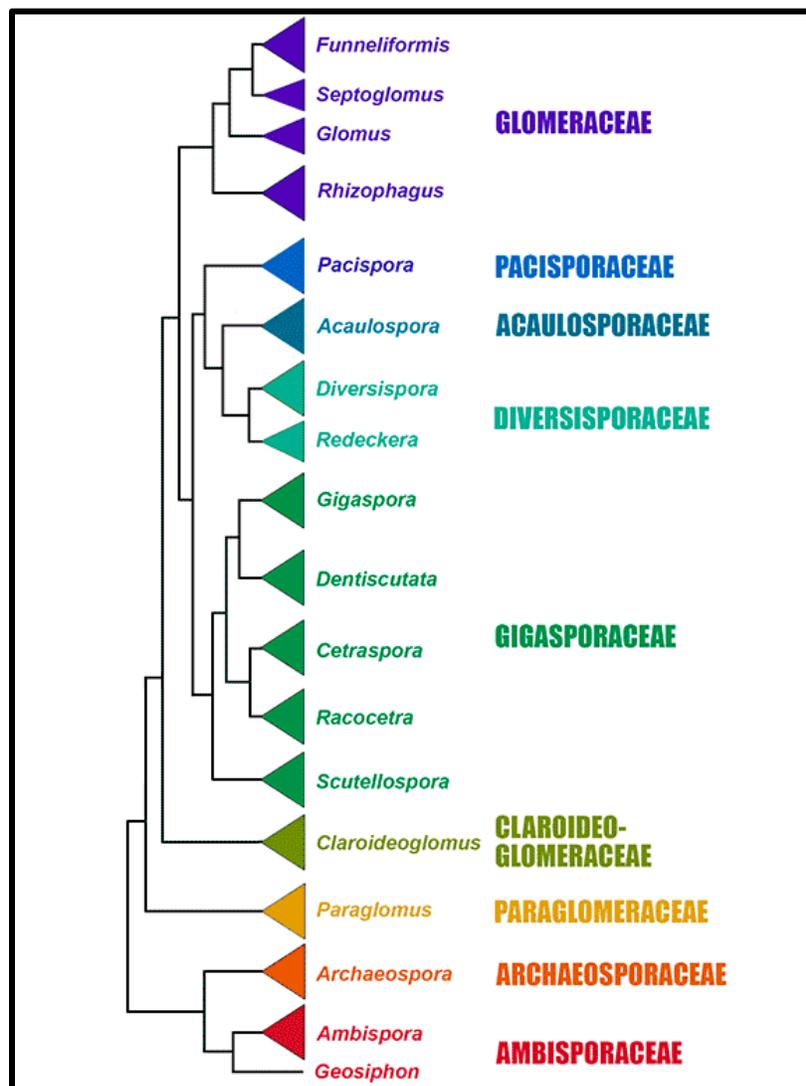


Figura 2. Clasificación taxonómica de los hongos formadores de micorriza arbuscular.
Fuente: INVAM, 2022.

3.6 Interacción entre la comunidad vegetal y la comunidad de hongos formadores de micorrizas arbusculares

Los HMA juegan un papel fundamental en la estructura, diversidad y funcionamiento de las comunidades vegetales, (Allen y Allen 1984; Van der Heijden *et al.*, 1998; Hartnett y Wilson 1999; Hart *et al.*, 2003). Asimismo, se ha mostrado experimentalmente que la presencia y abundancia de HMA puede, en algunos casos, aumentar la riqueza de especies vegetales (Grime *et al.*, 1987; Gange *et al.*, 1993; Van der Heijden *et al.*, 1998), mientras que en otros puede disminuirla (Hartnett y Wilson 1999; Klironomos *et al.*, 2000; O'Connor *et al.*, 2002).

En este sentido, Bever (1999) estableció un modelo basado en la dinámica generada entre la comunidad vegetal y la de HMA. Partiendo del supuesto de que las plantas que componen la comunidad vegetal son dependientes de las micorrizas y de que la respuesta tanto de las plantas como de los hongos a la simbiosis varía en función de las especies que interaccionen, se establecen retroalimentaciones positivas o negativas entre las comunidades de HMA y de plantas.

En la retroalimentación positiva existe una relación simétrica en el beneficio que reciben tanto la planta como el hongo. Cuando el beneficio es máximo entre una determinada combinación de planta y HMA, la abundancia de ambos aumenta y desplazan al resto de las especies vegetales y de HMA. Se producirá, por tanto, una pérdida de diversidad en el ecosistema. En la Figura 3a se observa cuando la especie de hojas verdes se asocia a los HMA de esporas rojas, ambas especies obtienen el máximo beneficio y desplazan a las otras especies vegetales y de HMA. Lo mismo sucede cuando la especie de hojas naranjas se asocia a los HMA de esporas azules.

Por el contrario, en la retroalimentación negativa la relación de beneficio entre el hongo y la planta es asimétrica. Puede haber un HMA que aporte el máximo beneficio a una especie vegetal A, pero que se desarrolle mejor cuando establece simbiosis con otra especie distinta B. Tan pronto como aumenta la abundancia de la especie A debido a la interacción con un HMA que le aporta el máximo beneficio, empieza a aumentar la abundancia de una segunda especie de HMA que, a su vez, se ve favorecido por la especie vegetal B. Este segundo HMA aportará el máximo beneficio a una segunda especie vegetal A, incentivando su crecimiento y así se producirá un ciclo que mantendrá la diversidad del ecosistema. En esta situación, la riqueza de especies tanto de la comunidad de HMA como de la comunidad vegetal se mantiene constante. Esto se muestra en la Figura 3b, la abundancia inicial de especies de hoja verde provoca un incremento de los HMA de esporas rojas. Sin embargo, en este caso, las especies de hojas naranjas se

desarrollan mucho mejor cuando se asocian a los HMA de esporas rojas, por lo que aumenta su presencia en la comunidad. A su vez, la especie de hojas naranjas incentiva el crecimiento de los HMA de esporas azules por lo que varía la comunidad de hongos, aumentando la abundancia de HMA de esporas azules que a su vez, provocan que vuelva a incrementar la presencia de las plantas verdes. En esta situación la diversidad de especies se mantiene constante (Bever et al. 2002).

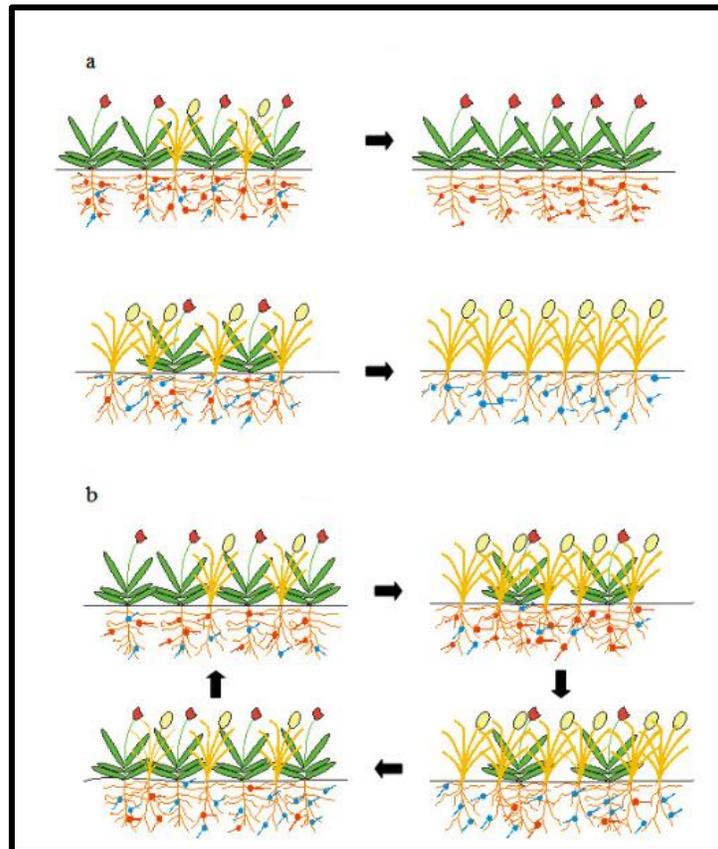


Figura 3 a. Retroalimentación positiva. B. Retroalimentación negativa. Fuente: Martínez y Pugnaire, 2009.

Sin embargo, no todas las plantas que componen la comunidad vegetal dependen en igual medida de los HMA para su crecimiento. Urcelay y Diaz (2003), proponen un modelo en el que en función del grado de dependencia micorrízica de la planta dominante y de la abundancia de HMA, la diversidad de la comunidad vegetal tenderá a aumentar o a disminuir. Por ejemplo, si la planta dominante es muy dependiente de la micorrización, una disminución en el potencial de inoculación micorrízica del suelo perjudicará su desarrollo y favorecerá el crecimiento de las especies de plantas subordinadas, aumentando así la diversidad vegetal. Por el contrario, si la especie dominante no tiene gran dependencia de los HMA, una disminución de la abundancia de HMA afectará negativamente el crecimiento de las plantas subordinadas reforzando la abundancia de la especie dominante o facilitando el establecimiento de la especie dominante.

3.7 *Bouteloua gracilis* (Willd. ex Kunth) Lag. ex Griffiths

Clasificación taxonómica (Rzedowski, 2001):

Reino	Plantae
Subreino	Tracheobionta
Superdivisión	Spermatophyta
División	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida-Monocotiledónea
Subclase	Commelinodae
Orden	Poales
Familia	Poaceae
Género	<i>Bouteloua</i>
Especie	<i>Bouteloua gracilis</i>

Esta especie presenta raíz con ramificaciones profundas y crecimiento fibroso; hojas de 25.16 cm de largo y 0.32 de ancho, color verde oscuro, forma circular; la longevidad de las hojas es de 46 días; hábito de crecimiento erecto; tallos color verde oscuro, forma cilíndrica con grosor de 0.20 cm de longitud de 61.4 cm. La planta alcanza una altura, hasta la base de la inflorescencia, de 50.3 cm; el tamaño de la envoltura de la semilla es de 4.2 mm, de color morado; la semilla es de forma alargada, color pardo oscuro. Es una especie perenne con metabolismo C₄. Sus inflorescencias son racimos compuestos de 1 a 3 (raramente 6) espigas persistentes, en forma de peines, compuestas de 40 a 100 espiguillas, el eje de cada espiga termina en una espiguilla y nunca presenta sobre su superficie pelos de base engrosada (a veces presenta pelillos diminutos); en la madurez las espiguillas se desprenden por arriba de las glumas; las glumas superiores frecuentemente con pelos largos de base engrosada ubicados sobre su vena central; la arista central de las lemas está flanqueada por 2 lóbulos membranosos (Beltrán-López *et al*, 2010).

B. gracilis muestra alta funcionalidad ya que se encuentra adaptada a fuertes presiones ambientales como sequías frecuentes, pastoreos, la quema y la salinidad, sin embargo, es poco resistente al frío y heladas, y no soporta la acidez ni las inundaciones (Arredondo *et al.*, 2005). Asimismo, tiene la capacidad de producir nuevas raíces en el nivel de la superficie del suelo cuando se encuentra expuesta a la precipitación (Monroy *et al.*, 2000; Rzedowski, 1978).

El zacate navajita [*Bouteloua gracilis* (Kunth) Lag. ex Griffiths], es una de las gramíneas dominantes o codominante en el estrato herbáceo más importante en los agostaderos de las zonas semisecas de Norteamérica (Sur de los Estados Unidos y Norte de México) (Arredondo *et al.*, 2005); es nativa de México, teniendo registro en diversos estados como Baja California, Chihuahua, Coahuila, Ciudad de México, Durango, Guanajuato, Hidalgo, Estado de México, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca,

Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Sinaloa, Sonora, Tamaulipas, Tlaxcala, Veracruz, Zacatecas; distribuida prácticamente en todo el desierto Chihuahuense, es una especie con gran potencial forrajero en las zonas áridas y semiáridas de México. Su distribución es común en valles, lomeríos y faldas de sierras, se adapta bien a suelos de arenosos a arcillosos y ligeramente alcalinos (Morales *et al.*, 2009).

B. gracilis es un componente muy importante de los pastizales del norte de México y del centro de E.U.A. y Canadá. Entre su trascendencia, destaca su ayuda a la retención del suelo y en las grandes planicies del centro-sur de E.U.A. puede contribuir con 75-90% a la producción de biomasa (Anderson, 2003).

4. Justificación

Es importante conocer la riqueza de especies de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), ya que es un componente biótico importante para los ecosistemas debido a que determinan la productividad vegetal y ésta puede variar dependiendo la composición de las especies de HMA (Van Der Heijden *et al.*, 1998). Así mismo, la influencia de los HMA sobre las plantas es recíproca, ya que también se ha reportado que la composición vegetal e identidad de la planta hospedera (Alguacil *et al.*, 2011) determinan la riqueza y la composición de las especies de HMA asociados (Chimal *et al.*, 2015).

Por lo anterior, este estudio se llevó a cabo con el fin de determinar la diversidad de la comunidad de plantas de un pastizal dominado por *B. gracilis*, así como la riqueza y diversidad de morfoespecies de HMA. Esto tiene relevancia ecológica, ya que es necesario conocer si las plantas presentes están vinculadas específicamente a un grupo de HMA, ya que esta simbiosis proporciona un mejor desarrollo en la comunidad vegetal, lo cual sería de utilidad en programas de restauración ecológica.

5. Problemática

Las actividades antropogénicas (deforestación, sobrepastoreo, fuego, expansión de áreas agrícolas, sobreexplotación de la vegetación para uso doméstico, etc.), las condiciones climáticas, así como la escasez de agua, han generado una degradación del suelo en ambientes áridos y semiáridos (Cervantes, 2002).

Esta degradación se ve presente en los terrenos de la zona arqueológica de Teotihuacán, ya que en siglos anteriores se utilizaban para actividades de agricultura y pastoreo, eliminando la vegetación nativa de matorral xerófilo.

Para el presente estudio se plantea responder las siguientes preguntas:

1. ¿Qué morfoespecies de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) se encuentran en parcelas de pastizal dominadas por *B. gracilis* en la zona arqueológica de Teotihuacán?
2. ¿Existe una relación respecto al tipo de dominancia entre los consorcios de HMA y la comunidad vegetal presente en las parcelas?

6. Hipótesis

Los hongos micorrizógenos arbusculares son microorganismos del suelo que contribuyen al establecimiento, crecimiento, productividad y supervivencia de comunidades vegetales.

En parcelas dentro de la zona arqueológica de Teotihuacán, las cuales son pastizales semiáridos caracterizados por una precipitación baja e irregular a lo largo del año, con periodos de sequía recurrentes, se espera que las comunidades vegetales establezcan interacciones de similitud con las estructuras de los consorcios de HMA, en cuanto al tipo de dominancia, para una captación más eficiente de nutrimentos y agua, ayudando a las plantas a superar las condiciones adversas de escasez hídrica.

7. Objetivos

7.1 Objetivo general

Determinar la riqueza y diversidad de morfoespecies de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), en parcelas dominadas por *B. gracilis* en la zona arqueológica de Teotihuacán y relacionarlo con la estructura de la vegetación presente.

7.2 Objetivos específicos

- a) Identificar la riqueza, abundancia y composición taxonómica de morfoespecies de hongos micorrizógenos arbusculares asociados a la vegetación de parcelas experimentales de la zona arqueológica de Teotihuacán.
- b) Caracterizar la vegetación que se encuentra en las parcelas experimentales.
- c) Determinar el tipo de vegetación dominante que conforman el pastizal como del consorcio de hongos micorrizógenos arbusculares en el mismo hábitat.
- d) Comparar estadísticamente la curva de Distribución de Abundancias Relativas de la comunidad vegetal con la del consorcio de hongos micorrizógenos arbusculares del subsuelo.
- e) Caracterizar el suelo de las parcelas experimentales de la zona arqueológica de Teotihuacán.

8. Método

8.1 Zona de estudio

La zona arqueológica de Teotihuacán, se ubica geográficamente en el valle del mismo nombre en el Estado de México, a 51 km al noreste de la Ciudad de México, entre los meridianos $98^{\circ} 49'$ y $98^{\circ} 56'$ longitud oeste y entre los paralelos $19^{\circ} 38'$ y $19^{\circ} 45'$ latitud norte, a una altitud promedio de 2294 m sobre el nivel del mar; comprende un área de 200 hectáreas y tiene diversas vías de comunicación siendo la autopista, México-Pirámides la más transitada (Marquina, 1964) (Fig. 4).

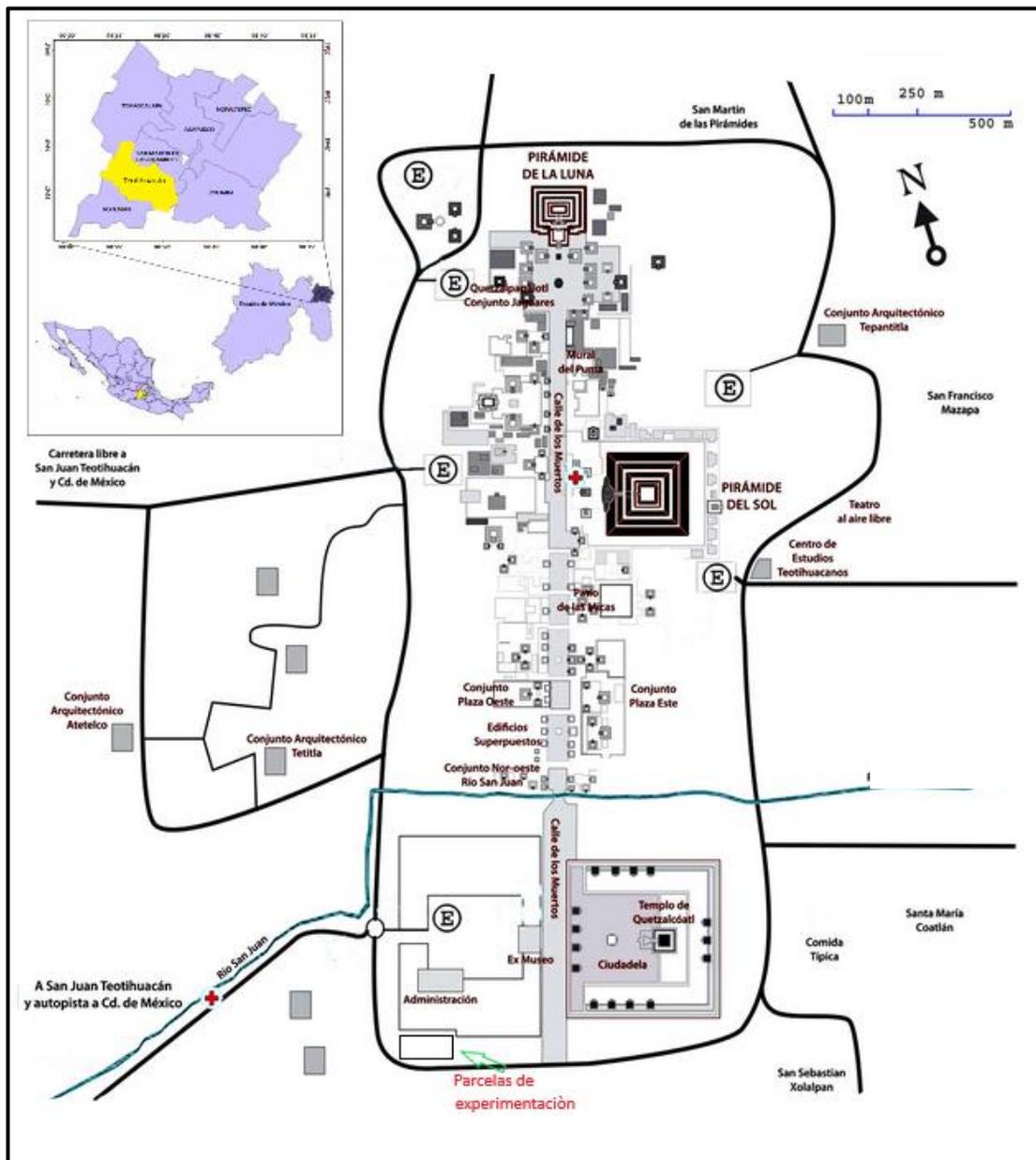


Figura 4. Ubicación de las parcelas de experimentación en la zona arqueológica de Teotihuacán.
Fuente: Modificado de mediateca.inah.gob.mx

La ciudad prehispánica fue construida sobre un terreno plano, compuesto de tobas amarillas o blanquecinas dispuestas en capas gruesas e intercaladas con lechos de arenas o aluviones de aspecto terroso denominado tepetate (Marquina, 1964).

El clima es seco o árido (BS₁), con promedios anuales de 559.6 mm de precipitación pluvial y una temperatura de 14.8°C. En el área se registran épocas bien marcadas, de secas y lluvias, que comprenden seis de cada una. Los vientos dominantes provienen del NE, aunque en épocas de secas son frecuentes también los que soplan del NW (Mateos, 2009).

La zona de estudio fue la periferia de las cuatro parcelas del área experimental del INAH-UNAM, donde se encuentran mosaicos formados por *Prosopis laevigata* (mezquite) y *Opuntia streptacantha* (nopal de tuna roja); dicha zona se localiza en la zona arqueológica de Teotihuacán, ubicadas al poniente del templo de Quetzalcóatl, con coordenadas 19° 40.890´ latitud norte y 98° 51.186´ longitud oeste (Fig.5).



Figura 5. Parcelas experimentales de la zona arqueológica de Teotihuacán.

Hoy en día, la zona arqueológica de Teotihuacán, no sólo es uno de los sitios arqueológico más visitado de México, sino que se ha consolidado como un centro de atracción turística internacional, incorporándose desde 1987 a la lista de sitios considerados como patrimonio mundial de la humanidad por la UNESCO (Delgado, 2010).

8.2 Muestreo de suelo

Se recolectaron siete muestras de suelo en época seca en las parcelas; éstas fueron etiquetadas y almacenadas en bolsas de plástico, las cuales se analizaron de forma independiente.

Para garantizar la presencia de esporas de HMA, las muestras se recolectaron en cuadros de 30 cm por 30 cm con una profundidad de 20 cm (Fig. 6), asegurando así que cada muestra contuviera las raíces presentes en el suelo.



Figura 6. Muestreo de suelo en cuadros de 30x30 cm.

8.3 Propiedades físicas y químicas del suelo

Para el análisis de las propiedades físicas y químicas del suelo, se elaboró una muestra compuesta, a partir de las muestras recolectadas en campo. Se tomaron siete submuestras (de aproximadamente 286 g cada una), teniendo así, una muestra representativa de dos kg. A esta muestra se le realizaron las pruebas que se detallan a continuación.

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

La textura se evaluó por el método del hidrómetro de Bouyoucos (Bouyoucos, 1962), para esta determinación se emplearon 60 gramos de suelo. Este método consiste

en dos fases, la primera es la destrucción de la estructura del suelo mediante la oxidación de la materia orgánica con H₂O₂ y eliminación de los cationes floculantes a través de la adición de los agentes dispersantes oxalato de sodio y metafosfato de sodio; la segunda consiste en la separación de las partículas por agitación mecánica.

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

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

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

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

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

donde:

T₀: Temperatura que tiene registrada el hidrómetro de Boyoucos

T₁: Medición de la temperatura de la muestra a los 40 segundos

T₂: Medición de la temperatura de la muestra a las 2 horas

P₁: Medición de la densidad de la muestra a los 40 segundos

P₂: Medición de la densidad de la muestra a las 2 horas

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

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

$$\text{Densidad aparente} = \frac{\text{peso de la probeta con suelo (g)} - \text{peso de la probeta (g)}}{\text{Volumen total}}$$

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

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

donde:

A: peso del picnómetro

B: peso del picnómetro más agua

C: peso del picnómetro más suelo

D: peso del picnómetro más suelo más agua

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

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

La materia orgánica (M.O.) se evaluó por el método de Walckley-Black (1934) vía húmeda (AS-07 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000), se emplearon 0.05 g de suelo. El método se basa en la reducción del Cr: $K_2Cr_2O_7 + H_2SO_4 \rightarrow K_2SO_4 + Cr(SO_4)_3 + 4H_2O + 3/2O_2$; una reacción parcial con un agente oxidante, considerando que la M.O. se comporta como un hidrato de carbono, se tiene: $C_6H_{12}O_6 + 6O_2 \rightarrow 6CO_2 + 6H_2O$ y por último la valoración del exceso de oxidante con una sal ferrosa.

En base a la esto se calculó el porcentaje de M.O. de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$\% C \text{ orgánico} = \left(\frac{B - T}{g} \right) (N)(0.39)m c f$$

donde:

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

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

N = Normalidad exacta del sulfato ferroso (valorar por separado al momento de analizar las muestras).

g = Peso de la muestra empleada (g).

mcf = factor de corrección de humedad.

$$\% \text{ Materia orgánica} = \% C \text{ Orgánico} \times 1.72$$

8.4 Perfil vertical y cobertura vegetal

Para representar la cobertura y perfil vertical de la comunidad vegetal del pastizal, se realizaron nueve transectos de 10 m², donde se recolectaron datos del diámetro menor, diámetro mayor y altura de las especies presentes.

El perfil vertical se refiere a la disposición de las plantas de acuerdo a sus formas de vida en los diferentes estratos de la comunidad vegetal (Mostacedo y Fredericksen, 2000). Para la visualización de un perfil vertical en la zona de muestreo fue necesaria la realización de diagramas gráficos de la vegetación, tomando como parámetro principal la altura y la forma de la silueta de la vegetación (Fig. 7a).

En cuanto a la estructura horizontal, está es la proyección de las coberturas del estrato vegetal sobre el suelo (Mostacedo y Fredericksen, 2000). Para su elaboración se recolectaron datos como el diámetro mayor y diámetro menor (Fig. 7b).

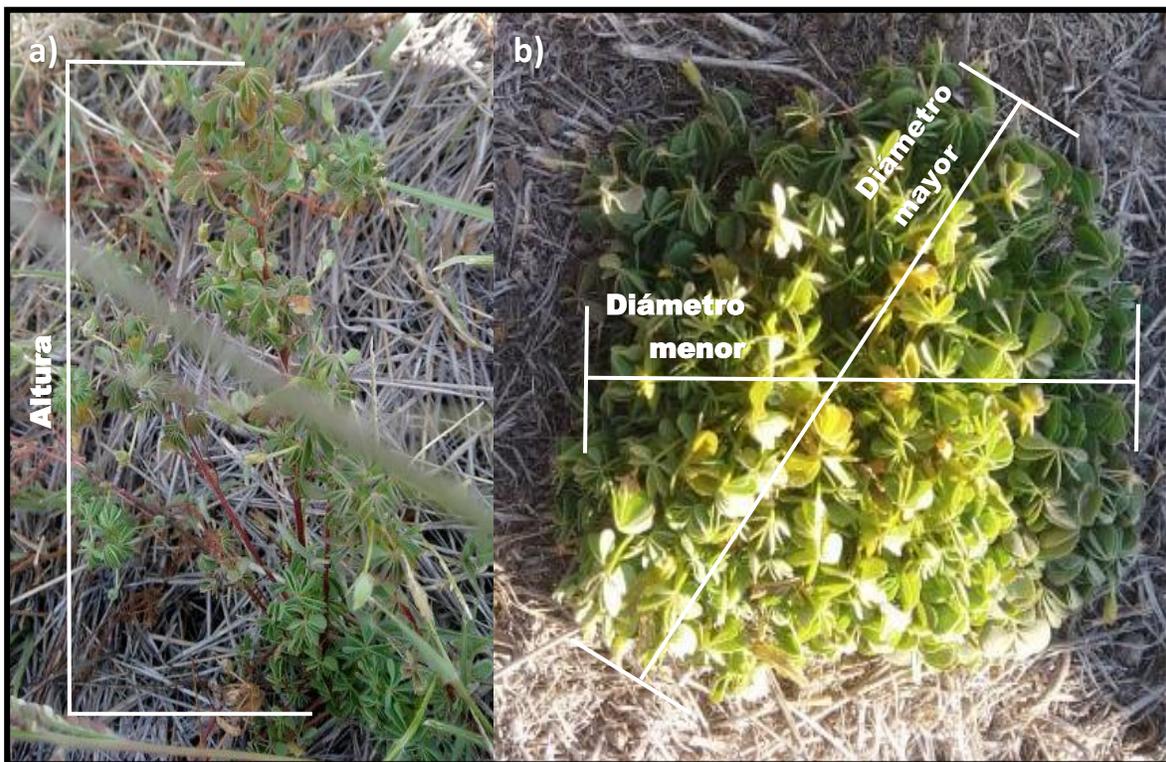


Figura 7 a, b. Perfil vertical y cobertura vegetal de *Oxalis* sp.

8.5 Índice de valor de importancia

Para calcular el Índice de Valor de Importancia (I.V.I.) de la vegetación se consideraron el diámetro mayor, diámetro menor y número de especies presentes en los transectos de 10 m².

El I.V.I es el parámetro que se utilizó para la medición de la presencia se calculó en base a la fórmula definida por Muller-Dombois y Ellenberg (1974):

$$IVI = \text{Dominancia relativa} + \text{Densidad relativa} + \text{Frecuencia Relativa}$$

Donde la dominancia relativa se calculó de la siguiente manera:

$$\text{Dominancia relativa} = \frac{\text{Dominancia absoluta por especie}}{\text{Dominancia absoluta de todas las especies}} \times 100$$

donde:

$$\text{Dominancia absoluta} = \frac{\text{Área basal de una especie}}{\text{Área muestreada}}$$

La densidad relativa se calculó de la siguiente manera:

$$\text{Densidad relativa} = \frac{\text{Densidad absoluta por especie}}{\text{Dominancia absoluta de todas las especies}} \times 100$$

donde:

$$\text{Densidad absoluta} = \frac{\text{Número de individuos de una especie}}{\text{Área muestreada}}$$

La frecuencia relativa se calculó de la siguiente manera:

$$\text{Frecuencia relativa} = \frac{\text{Frecuencia absoluta por especie}}{\text{Frecuencia absoluta de todas las especies}} \times 100$$

donde:

$$\text{Frecuencia absoluta} = \frac{\text{Número de cuadros en los que se presenta cada especie}}{\text{Número total de cuadros muestrados}}$$

8.6 Extracción y montaje de esporas

La extracción de esporas se realizó mediante el método propuesto por Gerdemann y Nicholson (1963), modificado por Walker y Vestberg (1994); para ello se utilizaron 100 g de suelo de cada muestra, las cuales se llevaron a una agitación mecánica con agua; ésta se decantó y se centrifugó a 2000 rpm durante 5 minutos, se retiró el sobrenadante y el botón se resuspendió con sacarosa al 50%, posteriormente se centrifugó de nuevo a 1000 rpm durante tres minutos. A continuación, las esporas se recolectaron en un tamiz de 44 μm .

Seguidamente, las esporas retenidas en el tamiz se colocaron en una caja Petri y se observaron con ayuda de un estereoscopio (Fig. 8), contándolas y agrupándolas de acuerdo con sus características morfológicas como color, forma, tamaño y presencia/ausencia de hifas.

Finalmente, con el objetivo de fijar y poder observar las características morfológicas de las esporas, se montaron preparaciones permanentes, colocando en portaobjetos esporas con características similares y se agregó una gota de solución de alcohol polivinílico, ácido láctico y glicerol (PVLG). más reactivo de Melzer para su determinación taxonómica.

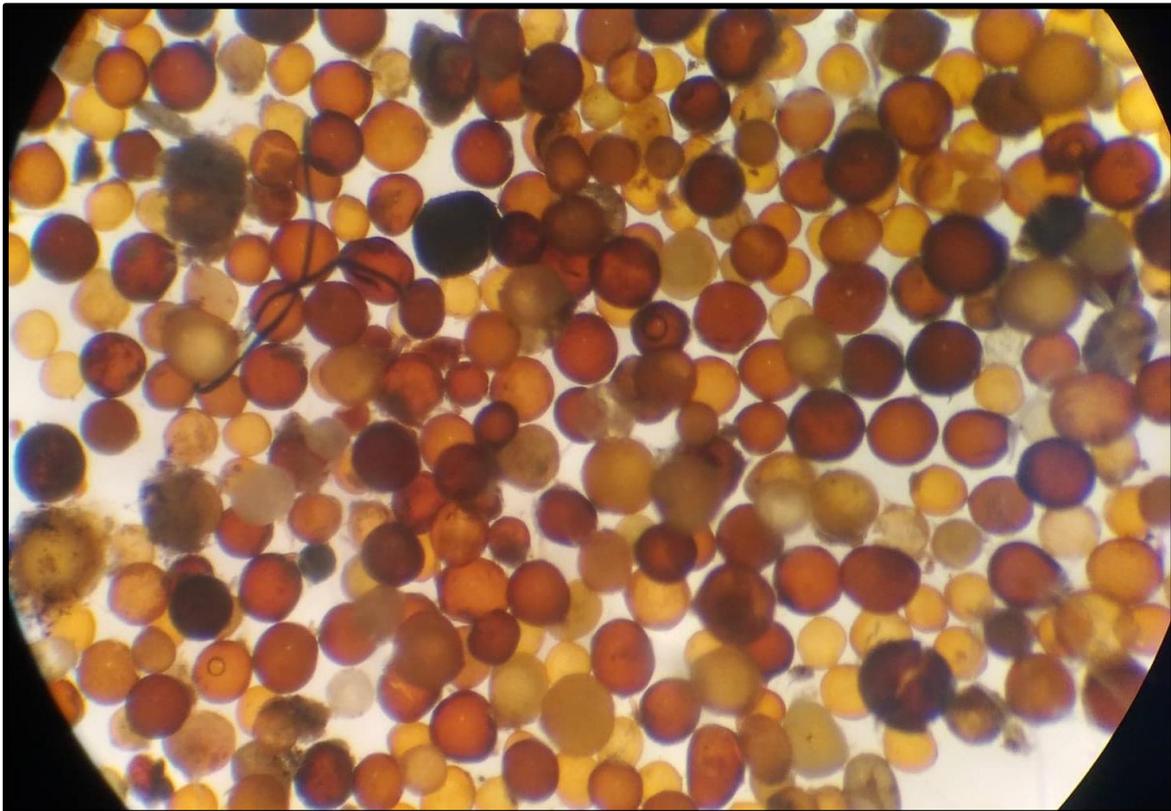


Figura 8. Esporas de hongos micorrizógenos arbusculares presentes en el suelo de la zona arqueológica de Teotihuacán.

8.7 Determinación taxonómica de HMA

La determinación se llevó a cabo tomando características de la espora como es; el diámetro, el color, presencia o ausencia de hifas, el número de paredes, el número de capas y si presentó reacción al reactivo Melzer.

La identificación a nivel de morfoespecie de las esporas se realizó con base en los reportes encontrados en las plataformas web del International Collection of Vesicular and Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM) (<http://fungi.invam.wvu.edu/the-fungi/species-descriptions.html>), la cual es la página electrónica del Profesor Janusz Blazzkoski (<http://www.zor.zut.edu.pl/Glomeromycota/Taxonomy.html>) y la recopilación de trabajos en la identificación de HMA por parte de los profesores Arthur Schüßler y Christopher Walker (<http://www.amf-phylogeny.com/index.html>).

8.8 Porcentaje de colonización micorrízica

Se extrajeron muestras de raíces finas de *B. gracilis* las cuales se tiñeron mediante el método modificado de Phillips y Hayman (1970). Las raíces fueron colocadas en tubos de ensaye y se les agregó KOH al 10%. Esto se colocó a baño María, el tiempo de calentamiento y los cambios de KOH variaron dependiendo de la pigmentación de las raíces de 5 a 15 minutos y de 3 a 5 cambios de KOH.

Las raíces aclaradas se lavaron y se les agregó HCl al 1% durante 5 minutos, seguidamente, se les retiró el exceso del ácido y sin enjuagarlo se agregó solución de azul de tripano al 0.05% durante 24 horas. Posteriormente, se retiró el exceso de azul de tripano y se conservaron en lactoglicerol.

La cuantificación de la colonización se llevó a cabo mediante el método modificado de McGonigle y colaboradores (1990). Las raíces de la planta se montaron en un portaobjetos en el cual se colocaron 30 segmentos de raíz, cada uno de 2 cm de longitud aproximadamente; a éstos se les agregó una gota de lactoglicerol y se les colocó un cubreobjetos. Se presionaron uniformemente y con fuerza para aplastar las raíces; se realizaron diez repeticiones del montaje.

Posteriormente se observaron a 40x en el microscopio y se cuantificó el número de campos en los que se observaron estructuras como hifas, vesículas y arbusculos.

Se calcularon los porcentajes de colonización micorrízica de acuerdo a las siguientes formulas:

$$\% \text{ de colonización por hifas} = \frac{\text{No. de campos con hifas}}{\text{No. total de campos}} \times 100$$

$$\% \text{ de colonización por vesículas} = \frac{\text{No. de campos con vesículas}}{\text{No. total de campos}} \times 100$$

$$\% \text{ de colonización por arbusculos} = \frac{\text{No. de campos con arbusculos}}{\text{No. total de campos}} \times 100$$

$$\% \text{ de colonización micorrízica} = \frac{\text{No. de campos con estructuras}}{\text{No. total de campos}} \times 100$$

8.9 Riqueza de especies (S)

Este parámetro es la forma más sencilla de medir la biodiversidad, ya que se basa únicamente en el número de especies presentes sin tomar en cuenta el valor de importancia de las mismas (Moreno y Halffer, 2001). Es una expresión mediante la cual se obtiene una idea rápida y sencilla de la diversidad (Gastón, 1996).

8.10 Abundancia

La abundancia relativa ($A_i\%$) es la relación porcentual del número de individuos (A_i) de la especie con respecto al total de individuos de la parcela (A_t).

$$A_i\% = \frac{A_i}{A_t} \times 100$$

8.11 Índice de diversidad

Para el calcular la diversidad de los HMA, se utilizó el índice de Shannon-Wiener, dado que es uno de los indicadores más utilizados para determinar la diversidad de especies de todo tipo de un determinado hábitat. Este índice se estimó mediante la siguiente fórmula:

$$H' = - \sum_{i=1}^s p_i \ln p_i$$

donde:

H' = Índice de Shannon-Wiener

p_i = Abundancia relativa

S = Total de especies

8.13 Análisis estadístico

Por medio de la frecuencia relativa de especies vegetales en la comunidad y la abundancia relativa de HMA, se realizaron sus curvas de Distribución de Abundancia Relativa (RAD por sus siglas en inglés), posteriormente se compararon ambas curvas mediante una prueba de bondad de ajuste o *chi* cuadrada (X_i^2).

9. Resultados

Estructura vegetal

En las parcelas de experimentación de la zona arqueológica de Teotihuacán se cuantificaron un total de 809 individuos vegetales, las cuales pertenecen a diez especies vegetales, logrando identificar taxonómicamente cuatro a nivel de especie: *Bouteloua gracilis*, *Tithonia tubiformis*, *Sphaeralcea angustifolia* y *Solanum elaeagnifolium*; y una a nivel de género: *Oxalis* sp. Sin embargo, la mitad de las especies no se pudieron identificar debido a las estructuras incompletas o ausentes de la planta (Fig. 9)



Figura 9. Planta depredada por insectos en las parcelas de experimentación. De acuerdo a Soria (2001), en la zona arqueológica, la flora fanerogámica de los monumentos y del entorno adjunto representado por grandes llanos y montículos, está representada por un total de 250 especies de plantas vasculares, de las cuales 123 especies son oportunistas de las actividades efectuadas en sitios como patios, plataformas y andadores. El presente trabajo abarcó un área estimada de 630 m², encontrándose en esta superficie, aproximadamente el 8% de las especies vegetales presentes en la zona.

B. gracilis fue la especie con mayor número de individuos (Fig. 10) y por lo tanto con mayor dominancia. Esta planta alcanzó una altura y un diámetro promedio de 62 cm y 65 cm respectivamente (Fig. 11 y Fig. 12). Rzedowski y Rzedowski (2001) y Wipff (2003), reportan un tamaño de hasta 70 cm de alto para esta especie, menor al registrado en las parcelas, ya que se encontraron ejemplares de esta especie con hasta 80 cm de altura.

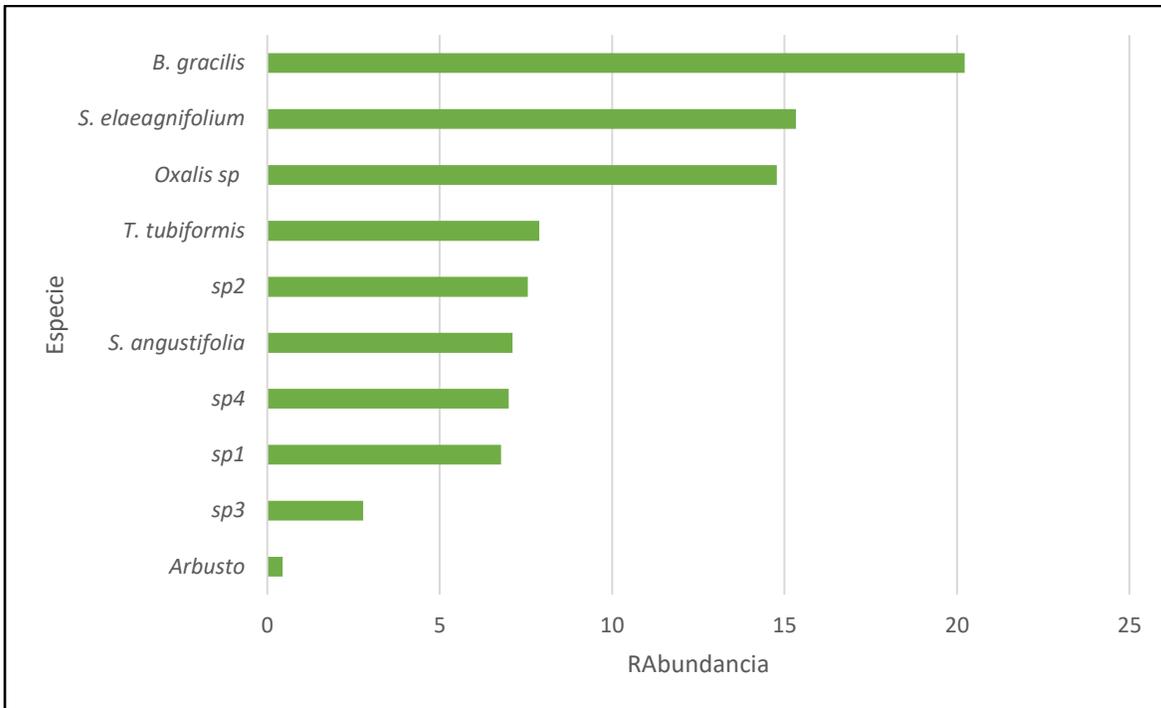


Figura 10. Abundancia de las especies vegetales presentes en las parcelas de experimentación de la zona arqueológica de Teotihuacán.

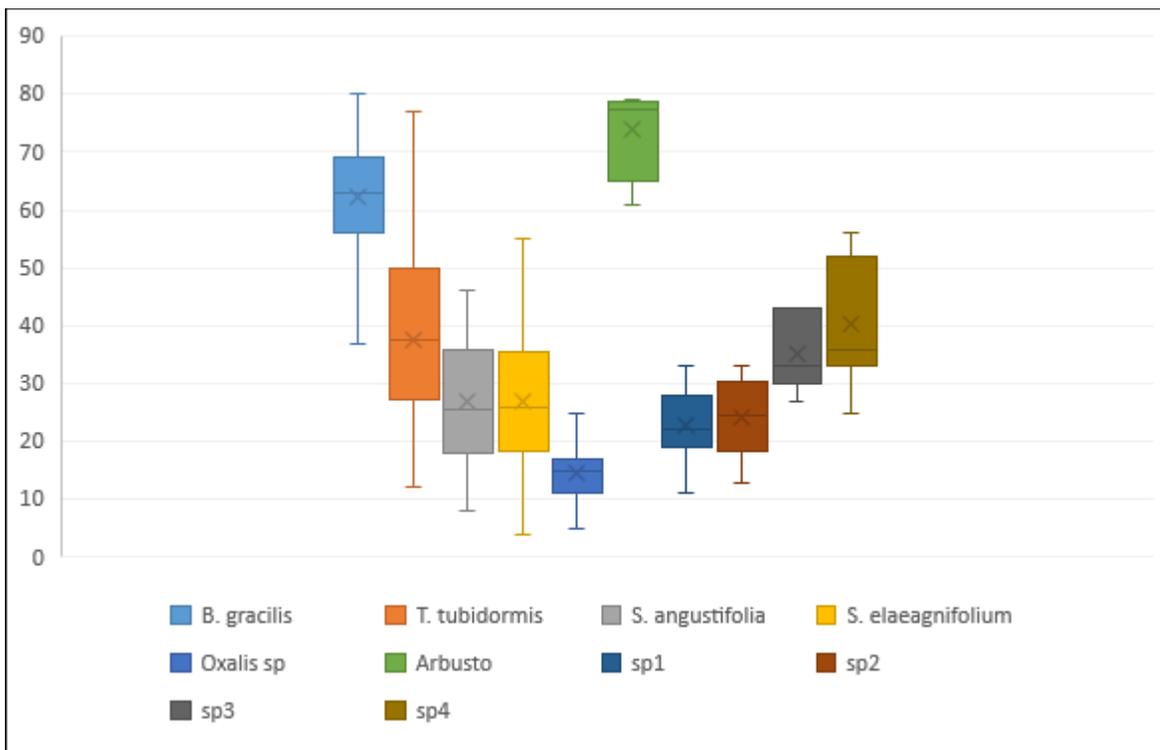


Figura 11. Perfil estructural vertical de la vegetación.

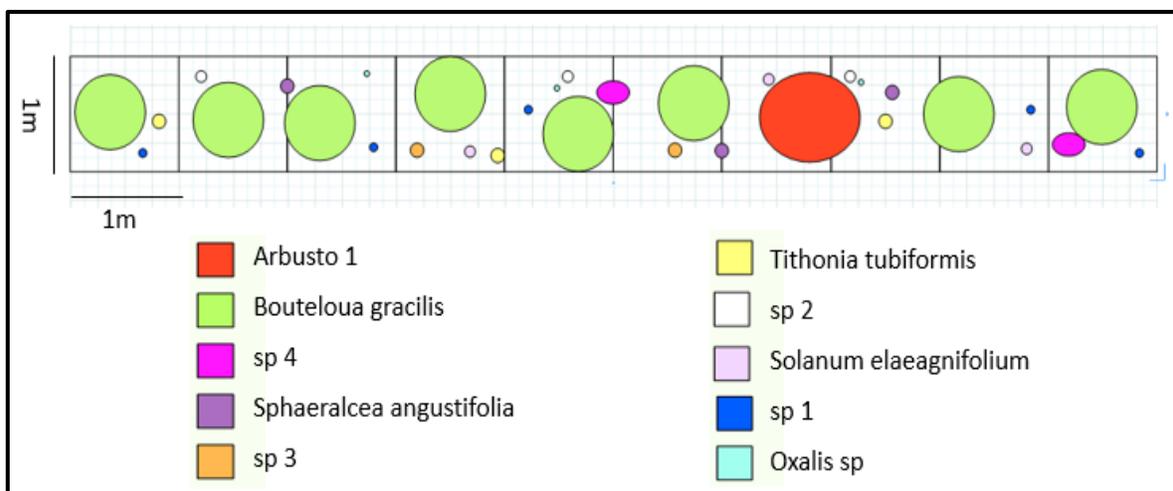


Figura 12. Perfil estructural horizontal de la vegetación.

En cuanto a *T. tubiformis*, esta planta presentó una altura máxima de 77 cm, valor por debajo de los reportados por Rzedowski y Rzedowski (2001) de hasta 4 m de alto. Esta planta crece como maleza en terrenos de cultivo y en áreas perturbadas por lo que es considerado desecho (Villaseñor y Espinosa, 1998), sin embargo, su importancia radica en su uso como forraje para animales domésticos, para fines ceremoniales y religiosos; en los lugares donde crece endémicamente la emplean para uso medicinal (Gheno-Heredia *et al.*, 2011), así como también ha mostrado ser una opción para la conservación de humedad (Ruiz *et al.*, 2001).

S. angustifolia tuvo una altura promedio de 27 cm y el ejemplar registrado con mayor altura fue de 46 cm, menor a los 1.5 m registrados como altura máxima para esta especie por Rzedowski y Rzedowski (2001). Dicha planta, crece en áreas de disturbio, como cultivos abandonados, orillas de caminos, entre otros, y puede cultivarse como ornamental (Fryxell, 1992; Mc Vaugh, 2001). De acuerdo a Pérez y colaboradores la importancia del uso de esta planta radica en su potencial medicinal como antiinflamatorio usado por la población indígena de E.U.A. Rzedowski y Rzedowski (2001), también mencionan su utilización contra la disentería, como forraje, pesticida y de uso doméstico.

S. elaeagnifolium se caracteriza por ser una maleza debido a que compite con los cultivos, exuda inhibidores de plantas, interfiere con las prácticas de crías de animales y cosecha; también actúa como hospedero alternativo para los insectos fitófagos y enfermedades de plantas (Mellado, 2008). Esta planta puede alcanzar una altura de hasta 1 m (Rzedowski y Rzedowski, 2001), sin embargo, el espécimen con mayor altura encontrado en las parcelas fue de 55 cm.

El índice de Valor de Importancia (IVI), se calculó para cada una de las especies, descritas en el Cuadro 1. En él se observa que la especie que tuvo un mayor índice

de valor fue *B. gracilis* con 40.96%, seguido de un arbusto con 9.57%, que aunque tuvo los valores más bajos de densidad y frecuencia, obtuvo la dominancia más alta después de *B. gracilis*, esto debido a las dimensiones de la especie, como se puede observar en la figura 11. Asimismo, la especie tres es la que presentó un menor I.V.I., con apenas un 3.05%; las demás especies se encuentran entre el 4.25% y el 8.12%. Estos datos indican que *B. gracilis* es la especie dominante en las parcelas y aporta casi la mitad de la biomasa vegetal y, por lo tanto, juega un papel muy importante en la dinámica ecológica del ecosistema. De acuerdo a Anderson (2003), esta planta puede contribuir con el 75-90% a la producción de biomasa, así como también puede ser utilizada para la recuperación de sitios degradados y para el control de erosión.

En un estudio similar realizado en el Estado de México sobre *B. gracilis* realizado por Álvarez-Lopezelleo y colaboradores, muestra a *B. gracilis* como un pasto alto con dimensiones de 30-50 cm de longitud, y una densidad relativa, frecuencia relativa y dominancia de 5.33%, 4.14% y 4.67% respectivamente. Campo y Duval (2014) mencionan que aquellas especies que presentan un valor mayor son aquellos que poseen un patrón regular, mientras que aquellas con valor bajo son características de un patrón agregado, irregular y disperso.

Cuadro 1. Estructura vegetal y valores de importancia.

Especie	Dominancia		Densidad		Frecuencia		IVI	
	Abs.*	Rel.*	Abs.	Rel.	Abs.	Rel.	Abs.	Rel.
<i>B. gracilis</i>	0.03	59.30	2.2	26.74	0.82	36.84	122.88	40.96
<i>T. tubaeformis</i>	0.0007	1.82	0.72	11.14	0.22	10.73	23.69	7.90
<i>S. angustifolia</i>	0.0007	1.32	0.76	11.51	0.18	8.45	21.28	7.09
<i>S. elaeagnifolium</i>	0.0005	0.80	1.36	12.44	0.27	11.12	24.37	8.12
<i>Oxalis</i> sp.	0.0001	0.17	1.48	13.34	0.19	8.13	21.64	7.21
Arbusto 1	0.02	26.38	0.04	0.47	0.04	1.86	28.70	9.57
sp.1	0.0001	0.36	0.62	8.52	0.18	7.86	16.73	5.58
sp. 2	0.0003	0.92	0.76	6.41	0.13	5.40	12.74	4.25
sp. 3	0.0008	2.42	0.28	2.97	0.08	3.77	9.16	3.05
sp. 4	0.006	6.51	0.7	6.46	0.13	5.84	18.81	6.27
TOTAL	0.0627	100	8.91	100	2.24	100	300	100

*Abs=Absoluto; Rel=Relativo

En el cuadro 2, se muestra la diversidad para la vegetación en las parcelas de experimentación de Teotihuacán. El valor obtenido con el índice de Shannon-Wiener para este estudio corresponde a 1.424, valor bajo de acuerdo con la clasificación de Margalef (1972). Este valor de diversidad no es muy elevado debido a la alta dominancia de *B. gracilis*, en comparación con el resto de las especies.

En el estudio realizado por Quiñónez Martínez y colaboradores (2018) en un matorral de Chihuahua, donde se registraron 2734 individuos, obtuvo un índice de diversidad (H') de 1.78, dominado principalmente por *Larrea tridentata*. Huerta y García (2004), en sus estudios realizados en cuatro distintos tipos de matorrales xerófilos, registraron valores de H' de 1.07 a 2.17. También, Alanís-Rodríguez *et al.* (2015), reportaron valores entre 0.36 y 1.36 para matorrales rosetófilos en el noreste de México. Por otro lado, Mata *et al.* (2014) evaluaron comunidades maduras de tres matorrales del noreste de México (matorral desértico micrófilo, matorral desértico rosetófilo y matorral submontano) y obtuvieron valores de 1.90, 1.89 y 1.88 respectivamente, por lo que los valores de H' obtenidos en el presente trabajo están dentro de un rango similar en el índice de diversidad.

Cuadro 2. Índice de Shannon Wiener para cada especie vegetal

ESPECIE	ÍNDICE DE SHANNON-WIENER
<i>B. gracilis</i>	-0.308
<i>T. tubiformis</i>	-0.167
<i>S. angustifolia</i>	-0.160
<i>S. elaeagnifolium</i>	-0.216
<i>Oxalis</i> sp.	-0.165
<i>Arbusto</i>	-0.021
sp. 1	-0.104
sp. 2	-0.119
sp. 3	-0.069
sp. 4	-0.095
TOTAL	1.424

Riqueza, abundancia y diversidad de esporas de HMA

En promedio se registró una abundancia de 907.2 esporas de HMA en 100 g de suelo seco de las parcelas de experimentación de la zona arqueológica de Teotihuacán. Se encontraron 21 morfo-tipos de HMA, de los cuales, 16 se determinaron a nivel de especie y cinco a nivel de género. Las cuales se describen a continuación:

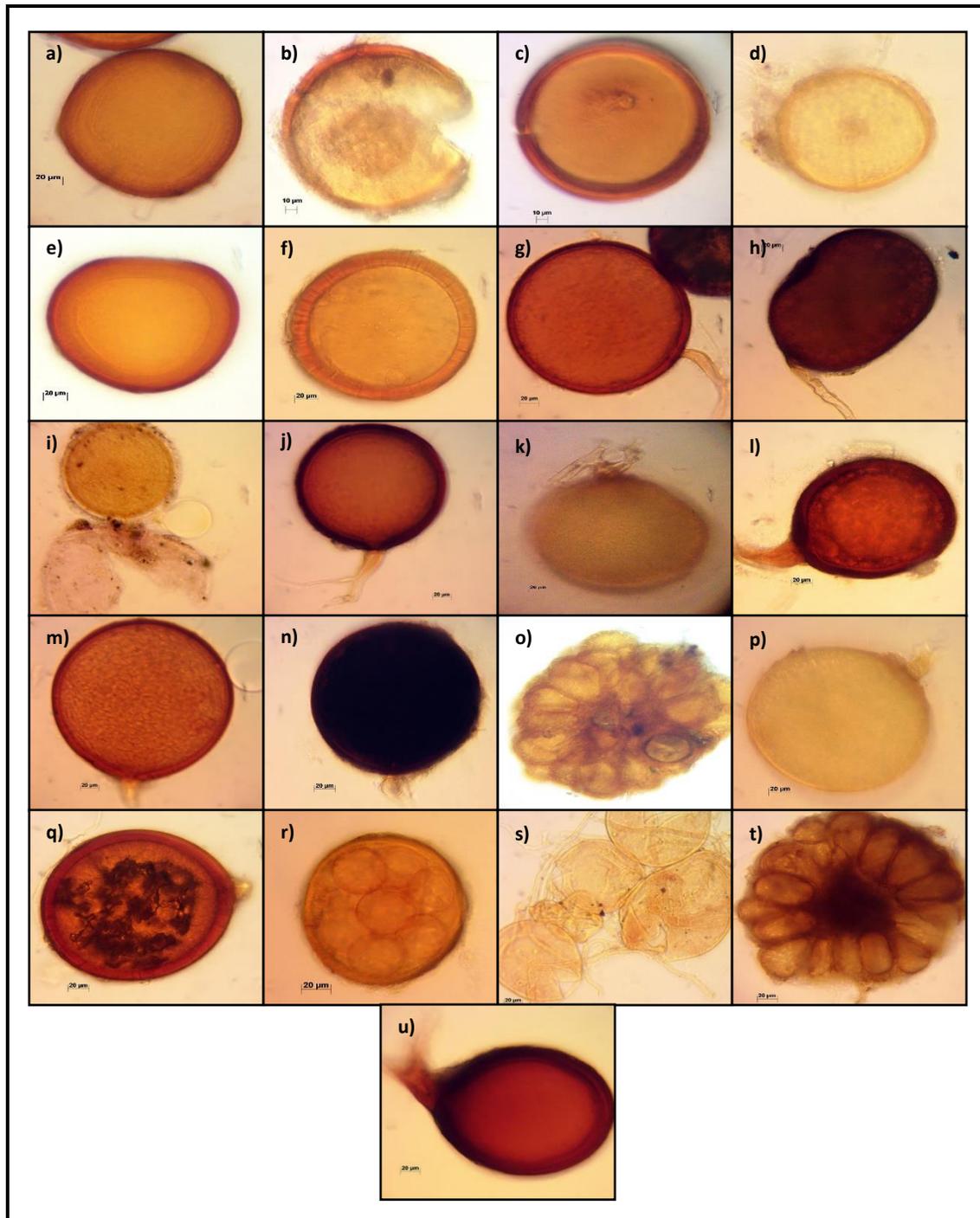


Figura 13. a) *Acaulospora* aff. *capsicula*, b) *Acaulospora* aff. *mellea*, c) *Acaulospora* *laevis*, d) *Acaulospora* *scrobiculata*, e) *Acaulospora* sp. 1, f) *Acaulospora* sp. 2, g) *Claroideoglomus* *etunicatum*, h) *Dentiscutata* aff. *erythropha*, i) *Entrophospora* *infrequens*, j) *Funneliformis* *geosporus*, k) *Funneliformis* *mosseae*, l) *Glomus* aff. *coronatum*, m) *Glomus* aff. *verruculosum*, n) *Glomus* aff. *tenebrosum*, o) *Glomus* *rubiforme*, p) *Glomus* sp. 1, q) *Glomus* sp. 2, r) *Glomus* sp. 3, s) *Rhizophagus* *aggregatus*, t) *Sclerocystis* *sinuosum*, u) *Septoglomus* *constrictum*

Las especies de HMA se distribuyeron en cuatro familias y nueve géneros. El 89.8% de las especies de HMA son miembros de Acaulosporaceae (51.6%) y Glomeraceae (38.2%); mientras que el 10.2% restante pertenece a Claroideoglomeraceae (5.3%), Gigasporaceae (0.1%) y otras (4.8%) familias relacionadas con las especies no identificadas (Fig. 14). El morfo-tipo con mayor riqueza de especies de HMA corresponde a *Acaulospora* sp. 1 con 417 esporas de HMA en 100 g de suelo, seguido de *S. constrictum* con 203 representantes y posteriormente *F. geosporum* (50), *C. etunicatum* (49) y *S. sinuosum* (38). El resto de las especies tuvieron valores menores a 17 (Fig. 15).

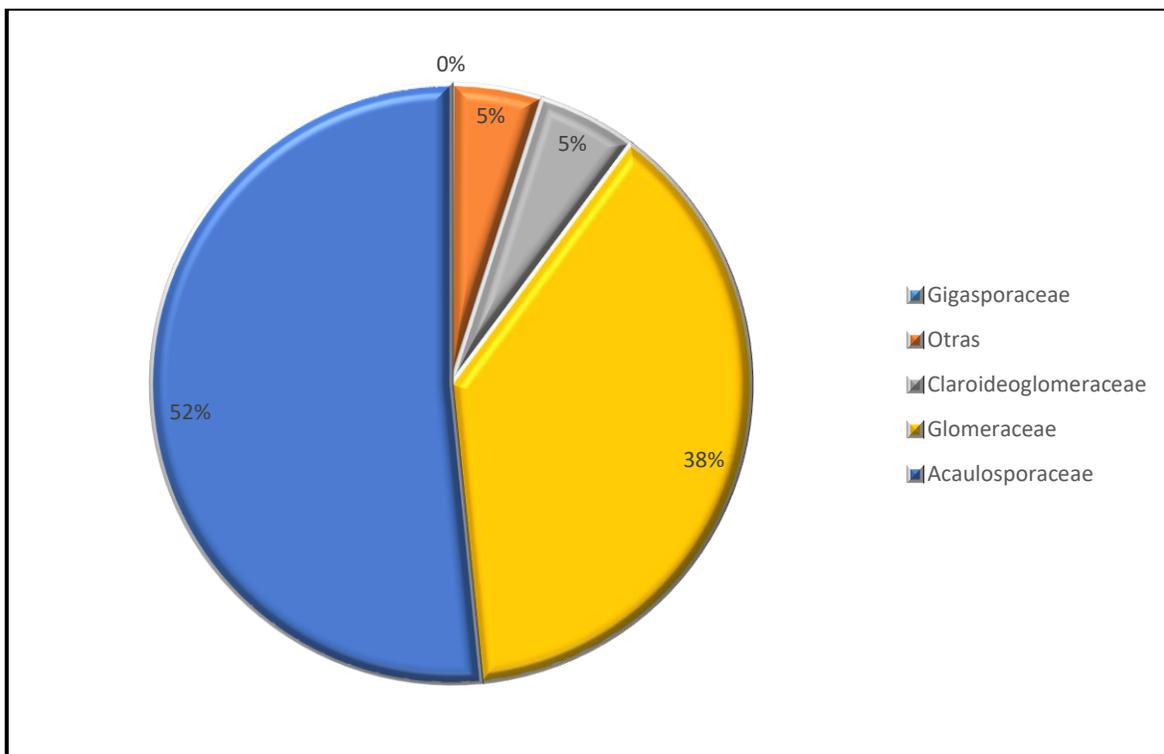


Figura 14. Abundancia relativa de las familias de HMA presentes en las parcelas de experimentación de la zona arqueológica de Teotihuacán.

Diversos autores describen a *Acaulospora* y *Glomus* como los géneros con mayor número de especies presentes en ambientes áridos y semiáridos en todo el mundo (Menezes *et al.*, 2016; Kamalvanshi *et al.*, 2012; Dandan y Zhiwei, 2007; Picone, 2000).

En suelos perturbados hay un aumento de las esporas más pequeñas, generalmente del género *Acaulospora* y la familia Glomeraceae (Allen *et al.*, 2003) ya que parecen ser más tolerantes a las perturbaciones del suelo, en comparación de esporas de gran tamaño de la familia Gigasporaceae (Boddington y Dodd, 2000).

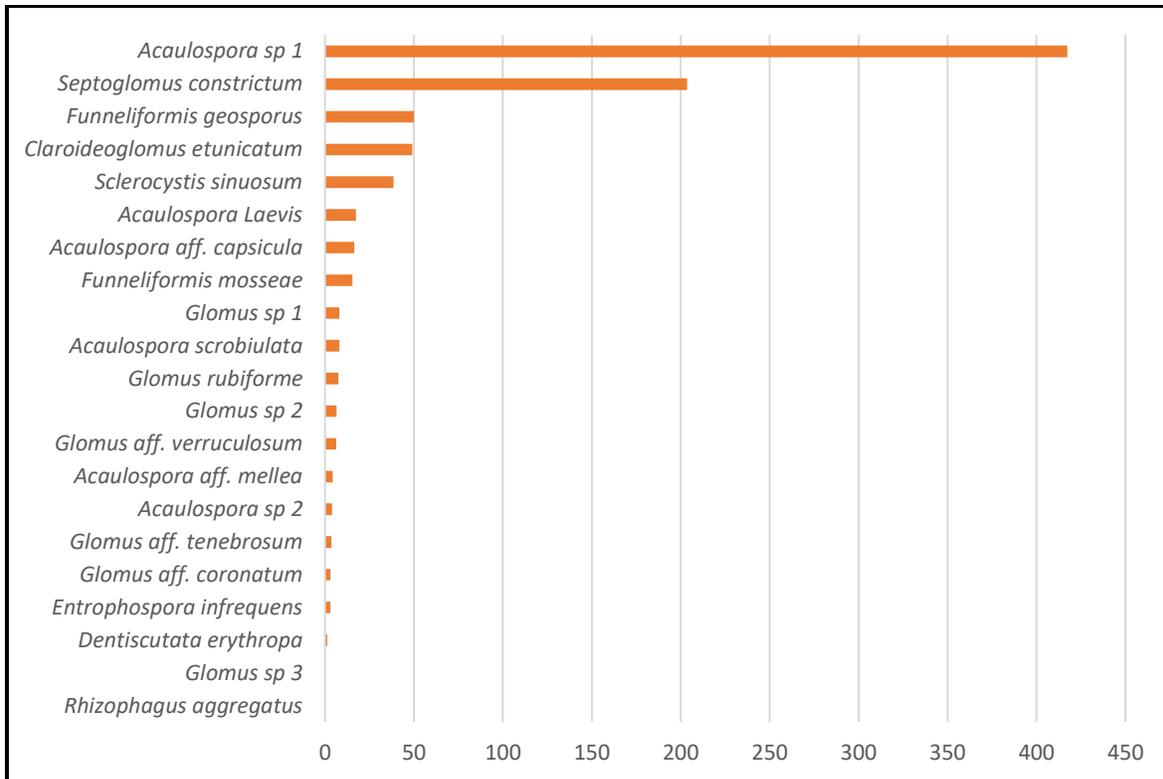


Figura 15. Riqueza de las morfoespecies de HMA presentes en las parcelas de experimentación de la zona arqueológica de Teotihuacán.

En cuanto a la diversidad de hongos micorrizógenos arbusculares, el valor obtenido con el índice de Shannon-Wiener para este estudio fue bajo (1.683) (cuadro 3) de acuerdo con la clasificación de Margalef (1972).

De acuerdo a Monroy y Ramírez (2018), en la zona semiárida del municipio de Santiago de Anaya del estado de Hidalgo, obtuvieron valores entre 2.05 y 1.49 de la diversidad de HMA; Muñoz (2013) realizó un estudio de un matorral xerófilo, donde evaluó el índice de diversidad de Shannon-Wiener para los consorcios de esporas y obtuvo un valor de 1.29.

Determinar la riqueza y diversidad de los HMA en función de las esporas, resulta ser un método práctico que se ha empleado con éxito en distintos ecosistemas (Violi *et al.*, 2013; Stürmer y Siqueira, 2011; González-Cortés *et al.*, 2012; Carballar-Hernández *et al.*, 2013), como la aproximación al conocimiento de la integración y funcionalidad de las comunidades de HMA. Lo anterior es gracias a que las esporas son las unidades fundamentales de dispersión y persistencia de estos hongos y, en algunos géneros, son los únicos propágulos a partir de los cuales se puede establecer o restablecer la simbiosis micorrízica con los fitobiontes (Gazey *et al.*, 1993).

En las parcelas de experimentación, en promedio, la abundancia de esporas de HMA, fue superior a las reportadas para otras regiones áridas y semiáridas de México. Camargo-Ricalde y Dhillion (2003) registraron en promedio 196 esporas de HMA en matorrales espinosos de la reserva de la biosfera Tehuacán-Cuicatlán; Pezzani y colaboradores (2006) encontraron 202 esporas al estudiar las asociaciones de HMA con gramíneas en la Reserva de la Biosfera Mapimí; Carballar-Hernández y colaboradores (2013) de 20 a 192 esporas en poblaciones silvestres de *Agave potatarum* Zucc. en la zona semiárida de Oaxaca; Chimal-Sánchez y colaboradores (2015) reportan 216 esporas de HMA en los matorrales del Valle del Mezquital.

Cuadro 3. Índice de Shannon Wiener para cada morfoespecie de HMA

ESPECIE	ÍNDICE DE SHANNON- WIENER
<i>Acaulospora aff. capsicula</i>	-0.072
<i>Acaulospora aff. mellea</i>	-0.024
<i>Acaulospora laevis</i>	-0.080
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	-0.043
<i>Acaulospora sp 1</i>	-0.350
<i>Acaulospora sp 2</i>	-0.028
<i>Claroideoglosum etunicatum</i>	-0.161
<i>Dentiscutata erythropha</i>	-0.008
<i>Entrophospora infrequens</i>	-0.022
<i>Funneliformis geosporus</i>	-0.163
<i>Funneliformis mosseae</i>	-0.073
<i>Glomus aff. coronatum</i>	-0.018
<i>Glomus aff. tenebrosum</i>	-0.020
<i>Glomus aff. verruculosum</i>	-0.030
<i>Glomus rubiforme</i>	-0.034
<i>Glomus sp. 1</i>	-0.043
<i>Glomus sp. 2</i>	-0.036
<i>Glomus sp. 3</i>	-0.0009
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	-0.001
<i>Sclerocystis sinuosum</i>	-0.134
<i>Septoglosum constrictum</i>	-0.340
TOTAL	1.683

Los resultados de esta investigación se restringieron a una temporada del año y proceden de pocas especies vegetales, sin embargo, existe una gran riqueza de especies de HMA asociada a la vegetación de pastizales de la zona arqueológica

de Teotihuacán, riqueza que puede incrementar al explorar toda la zona con distinta composición de plantas en varias temporadas del año.

A pesar que los resultados de esta investigación son puntuales, muestran que la zona de estudio mantiene aproximadamente el 9.13% (21 especies de 230) de la riqueza de especies Glomeromycota descritas mundialmente (Oehl *et al.*, 2011) y el 19.4% (21 especies de 108) del país, de acuerdo con las especies de HMA presentes en distintos ecosistemas de México (Estrada-Torres *et al.*, 1992; Sigüenza *et al.*, 1996; Ramírez-Gerardo *et al.*, 1997; Chamizo *et al.*, 1998; Guadarrama y Álvarez-Sánchez, 1999; Pimienta-Barrios *et al.*, 2002; Hernández-Cuevas *et al.*, 2003; Allen *et al.*, 2005; Pezzani *et al.*, 2006; Bárcenas *et al.*, 2007; Bashan *et al.*, 2007; Franco-Ramírez *et al.*, 2007; Guadarrama-Chávez *et al.*, 2007; Ortega-Larrocea *et al.*, 2007; Aguilera-Gómez *et al.*, 2008; García-Sánchez *et al.*, 2008; Gavito *et al.*, 2008; Varela *et al.*, 2008; Violi *et al.*, 2008; Vieyra-Hernández *et al.*, 2010; Olivera-Morales *et al.*, 2011; Trejo *et al.*, 2011; Arias *et al.*, 2012; González-Cortés *et al.*, 2012; Méndez-Cortés *et al.*, 2012; Carballar-Hernández *et al.*, 2013).

Relación planta-HMA-suelo

En el cuadro 4 se muestra el porcentaje de colonización micorrízica de hifas vesículas y arbusculos (Fig. 16) de las raíces de *B. gracilis*, *S. elaeagnifolium* y *T. tubiformis*. Se observa que la planta con mayor micorrización radical tuvo un promedio de 83.3% correspondiente a *B. gracilis*, sin embargo, a pesar del alto valor de colonización, en ninguna de las tres especies hubo presencia de arbusculos; la ausencia éstos, puede deberse a que presentan periodos de vida cortos de 14 días aproximadamente, después de los cuales el arbusculo se degrada.

Los porcentajes obtenidos, son más altos que los reportados en otras especies vegetales (herbáceas, perennes y anuales) en ecosistemas áridos y semiáridos de México; Carrillo-García *et al.* (1999) reportaron un porcentaje de colonización de 64%; por otra parte, Pezzani y colaboradores (2006) en un estudio realizado en el desierto de Chihuahua, encontraron una colonización de 10-40%; por su parte, Carballar-Hernández (2009) realizó un estudio en el estado de Oaxaca, donde su porcentaje de colonización encontrado varió entre 30 a 78%; por otro lado Monroy-Ata y Ramírez-Saldívar (2018), en su estudio realizado en el Valle del Mezquital, reportan una colonización de la raíz de entre 67 y 86%.

Cuadro 4. Porcentaje de colonización micorrízica por hifas, vesículas, arbusculos y total en diferentes plantas.

	%CH	%CV	%CA	%CT
<i>Bouteloua gracilis</i>	83.333	8	0	83.333
<i>Solanum elaeagnifolium</i>	64.667	2	0	64.667
<i>Tithonia tubiformis</i>	72.667	0	0	72.667

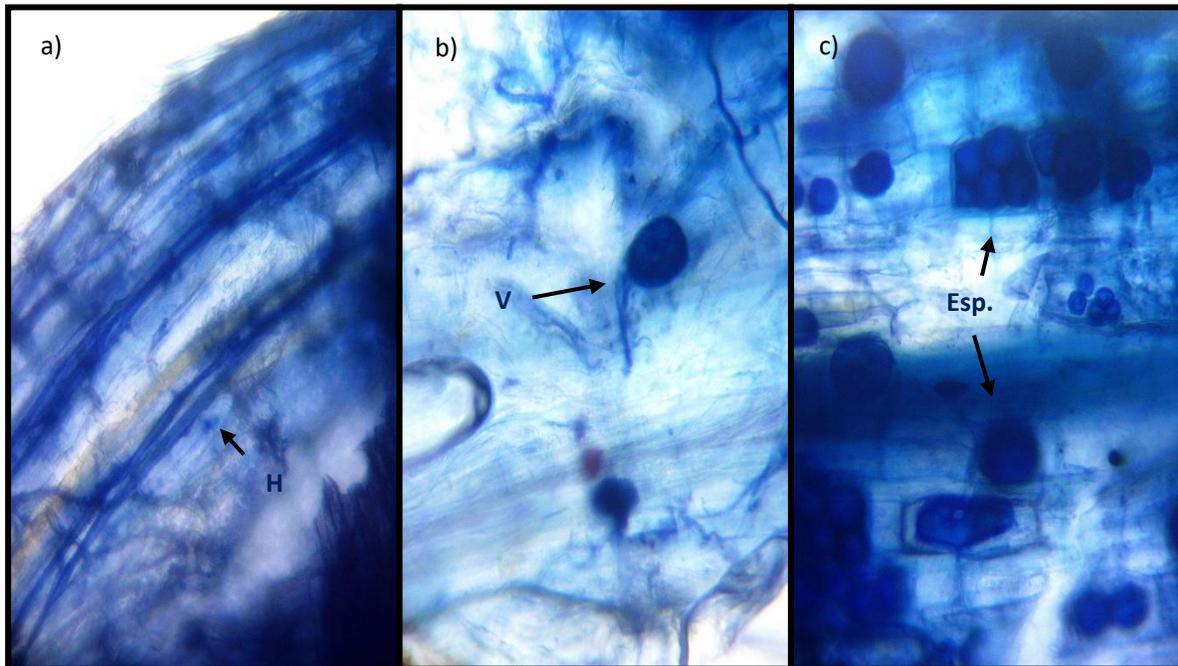


Figura 16 a) Hifas, b) vesículas y c) esporas presentes en raíz de *T. tubiformis*.

Se conoce que la mayoría de los pastos forman simbiosis con los HMA (Newman y Reddel, 1987), pero son pocas las investigaciones realizadas sobre micorrización en esas especies; no obstante, un estudio similar fue realizado por Rivas-Saavedra (2012), con inóculo del Parque Ecológico Cubitos, localizado en Pachuca estado de Hidalgo, donde reporta que encontró en la rizósfera de *B. gracilis* un promedio de 236 esporas en 100 g de suelo seco y 10 especies de HMA.

El grado de colonización micorrízica puede depender de diversos factores tales como la humedad, temperatura, el pH del suelo, la luminosidad, el nivel de oxígeno en la rizósfera, de la especie de HMA y de la planta hospedera, aunado a que los ciclos biológicos de los HMA se sincronizan con los ciclos fenológicos y características particulares de la especie de planta a la que se asocia aumentando la diversidad de las interacciones HMA-planta (Rodríguez, 2002; García *et al.*, 2008).

El haber obtenido mayores niveles de colonización con respecto a estudios previos hechos en otras especies en sistemas semiáridos, puede deberse a los atributos intrínsecos de la planta, tales como la morfología e la raíz, tal como lo muestran Collier *et al.* (2003), quienes encontraron claras diferencias entre la morfología de la raíz y el grado de micorrización, es decir, las especies anuales con raíces finas presentaron bajos niveles de micorrización, caso contrario a las especies perennes como *Bouteloua gracilis*, que presenta raíces gruesas con altos niveles de micorrización. Las raíces de las especies perennes presentan poca superficie de

contacto, debido a que por lo general no están ramificadas, tienen pocos pelos radicales y por consiguiente están poco adaptadas a la adquisición de nutrientes (Van der Heiden, 2002; Collier, 2007). Las especies perennes con raíces gruesas que presentan altos porcentajes de micorrización, por lo general se encuentran asociadas con especies que tienen una alta dependencia a la asociación micorrízica (Pezzani *et al.*, 2006). Esto sugiere que *B. gracilis* necesita de la asociación con los HMA para obtener suficientes recursos hídricos y nutrientes que le permitan desarrollarse; además, seguramente participa en el establecimiento de las especies vegetales con las que se asocia y por lo tanto influye de manera importante en el funcionamiento del ecosistema.

Asimismo, para conocer el papel ecológico de la micorriza arbuscular, es necesario entender el efecto de las condiciones ambientales sobre los HMA y su interacción con las plantas hospederas. A no ser que estos efectos sean bien comprendidos no será posible desarrollar métodos prácticos para la utilización de las micorrizas en la agricultura, silvicultura, preservación y restauración de los hábitats naturales (Bohrer *et al.*, 2001)

La acidez del suelo es un factor importante que regula la germinación de las esporas y puede en parte explicar la distribución de los diferentes HMA en los suelos (Giovannetti, 2000; Grupta y Mukerji, 2000). Panwar y Tarafdar (2006) encontraron que el pH del suelo afecta positivamente la densidad de las esporas.

Cuadro 5. Caracterización del suelo de las parcelas de experimentación en la zona Arqueológica de Teotihuacán.

pH	6.78
% Arcilla	7.2
% Limo	7.8
% Arena	85
Textura	Arenoso franco
Densidad aparente	0.72 kg/m ³
Densidad real	1.8 kg/m ³
% Espacio poroso	60
% C orgánico	3.54
% Materia orgánica	6.09

El pH presente en el suelo de las parcelas de experimentación fue ligeramente ácido (6.78), el cual es idóneo para *Glomus* y *Acaulospora*, que por lo general crecen en rangos de pH que van de 5.5 a 7 y se ha observado que valores por arriba de 8, disminuyen significativamente el porcentaje de germinación de las esporas (Giovannetti, 2000; Grupta y Mukerji, 2000). Por su parte *B. gracilis*, crece en una amplia variedad de suelos y forma macollos bien desarrollados cuando crece en

suelos francos, con pH ligeramente ácido, así como en suelos arenosos poco profundos nivelados o con pendientes suaves (García y Monroy 2005), características que concuerdan con la zona de estudio (Cuadro 5).

Respecto a la textura se observaron suelos areno-franco, lo cual de acuerdo con Andrade y Martínez (2014), indica que retiene poca humedad y posee baja fertilidad en el suelo, requiriendo mayores aportes de elementos orgánicos e inorgánicos, probablemente proporcionados por los HMA.

La relación con la materia orgánica y el estado de agregación del suelo, se asocia a que tanto las raíces con hifas atan los microagregados del suelo para formar macroagregados, los cuales son estabilizados por polisacáridos extracelulares que se ubican en la superficie de las mismas y para luego adicionarse al suelo (Tisdall, 1994). También, la FAO (1996 y 2018) reportó que cuando en un suelo disminuye la vegetación, también disminuye el aporte de la materia orgánica, la actividad microbiana y la densidad de las raíces con las cuales se asocia el hongo y que ayudan a sujetar del suelo; esto ocurre en regiones tanto cálidas como con suelos arenosos.

La pérdida del carbono además de la erosión y la salinización conforman las amenazas más importantes para los suelos de América Latina y el Caribe (FAO, 2015). Esta afectación conlleva a una pérdida en la porosidad y en la estructura del suelo, la cual se relaciona estrechamente con la textura y el contenido de materia orgánica; esta pérdida conlleva a la erosión de los suelos en las zonas desnudas, áridas, semiáridas y agrícolas (Chaudhari *et al.*, 2013).

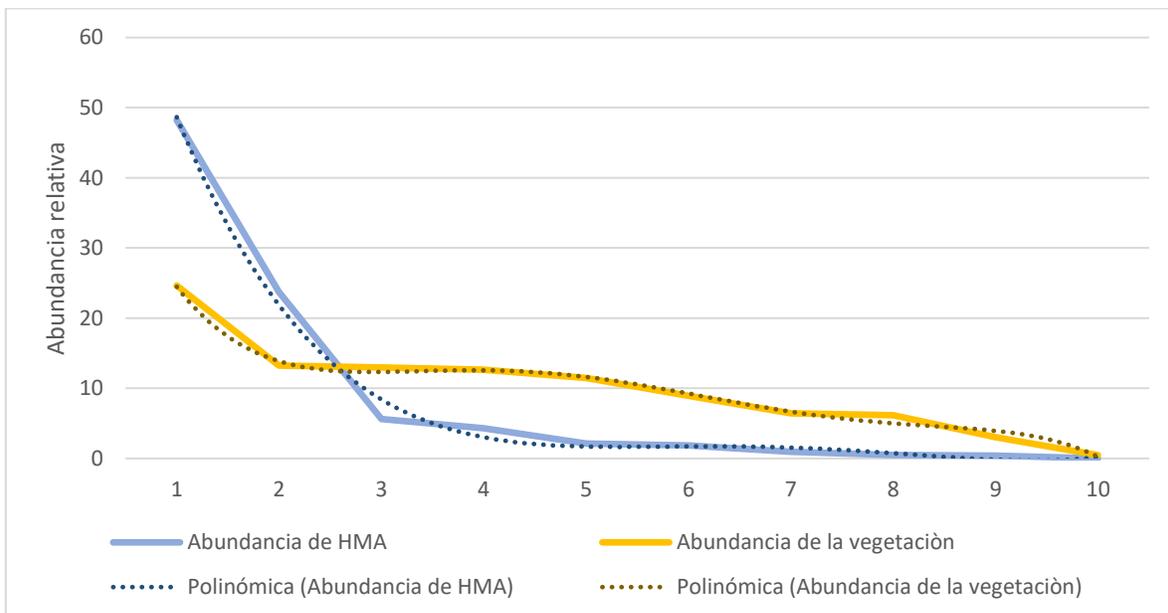


Figura 17. Distribución de la Abundancia Relativa entre morfoespecies de HMA y la vegetación de las parcelas experimentales de la zona arqueológica de Teotihuacán.

Asimismo, para determinar si existe una correspondencia entre la distribución de abundancias relativas (RAD por sus siglas en inglés) entre la vegetación y los HMA, se realizó una prueba de *chi* cuadrada (χ^2), también llamada de bondad de ajuste, con $\alpha=0.05$. En esta prueba se obtuvo un valor de $\chi^2 = 3.468$ y 12.5 grados de libertad; al comparar estos valores en tablas se encontró un ajuste estadísticamente significativo ($p < 0.01$) entre las dos curvas, es decir, que tanto la vegetación como los HMA tienen una distribución de abundancias relativas similar. Esto significa que hay una estrecha relación en la distribución de la composición de especies entre la vegetación y el consorcio de HMA del subsuelo. En ambos grupos hay una especie dominante (una de ellas es abundante sobre las otras). De esta manera se mostró cuantitativamente que hay una dominancia de *Bouteloua gracilis* en la vegetación y del género *Acaulospora* en los HMA, en las parcelas experimentales analizadas en la zona arqueológica de Teotihuacán.

Por otra parte, la gran diversidad genética de HMA está asociada a una elevada diversidad funcional provocando efectos en el crecimiento y desarrollo de las plantas. Diversos estudios (Helgason et al. 2002; van der Heijden et al. 2003; Moora et al. 2004) muestran que la micorrización, la captación de nutrientes y la productividad vegetal varían en función de las especies de plantas y hongos que interaccionen.

En los ecosistemas terrestres existe una estrecha relación entre la comunidad de plantas y la de HMA. Un cambio en una de ellas repercutirá directamente en la otra. La abundancia y diversidad de HMA, determina la estructura de la comunidad vegetal, y a su vez, el grado de dependencia de las plantas a los HMA determina la dirección de las interacciones que se establecen entre ambas comunidades. Además, numerosos factores, bióticos y abióticos regulan esta coexistencia, influyendo en la distribución de las comunidades de HMA tanto espacial como temporalmente. Cualquier variación del medio en el que se establecen las comunidades de HMA y de plantas provocará, en mayor o menor medida, una variación en el equilibrio de sus interacciones. Así, para entender el funcionamiento del ecosistema, es necesario conocer los patrones de interacción entre estas dos comunidades.

10. Conclusiones

- Se demostró que existe una relación entre la comunidad vegetal estableciendo interacciones de similitud con las estructuras de los consorcios de HMA, en cuanto al tipo de dominancia, por lo que la hipótesis planteada en dicho trabajo de investigación se aprueba.
- En el caso de los HMA, en 100 g de suelo seco se obtuvieron en promedio 907 esporas, sin embargo, presentaron un índice de diversidad bajo, debido a la dominancia *Acaulospora* sp. 1, familia y género que se encuentra en zonas perturbadas.
- *B. gracilis* resultó ser la especie con mayor abundancia en la estructura vegetal, además, de presentar un alto porcentaje de colonización micorrízica de la raíz (83%). La mayoría de las especies encontradas en las parcelas, son especies vegetales que crecen en áreas perturbadas y son catalogadas como malezas.
- Se caracterizó las parcelas de experimentación de la zona arqueológica de Teotihuacán a través un perfil vertical y mapas de cobertura de la vegetación, además de las propiedades físicas y químicas del suelo.
- La comparación de la riqueza y abundancia de géneros de HMA de la zona de estudio con otras zonas áridas y semiáridas, muestra mayor o igual riqueza de HMA.
- Tanto los factores bióticos como los abióticos influyen en la distribución de las comunidades de HMA y de las plantas, de tal manera que la vegetación es un reflejo de la distribución de abundancias de los consorcios de HMA del subsuelo, ya que ambos simbioses presentan un mismo patrón de dominancia.

11. Referencias

- Aguilera-Gómez, L.I., I.V. Rivas-Manzano, O. Ocampo-Jiménez, V. Olalde-Portugal. (2008). Los Glomales de las planicies del Desierto de Sonora. In: Montaña, N.M., S.L. Camargo-Ricalde, R. García-Sánchez, A. Monroy-Ata (eds.), Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos. Mundi-Prensa, Instituto Nacional de Ecología-SEMARNAT, Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, UNAM. México, D.F. pp. 85-95.
- Alguacil, M., Roldán, A., Torres, M. (2011). Assessing the diversity of AM fungi in and arid gypsophilous plant communities. *Environmental Microbiology* 11, 2649-2659.
- Allen, M. (1991). *The ecology of mycorrhizae*. Cambridge University Press. Cambridge, 184 pp.

- Allen, E. B., Allen, M. F. (1984). Competition between plants of different successional stages: mycorrhizae as regulators. *Canadian Journal of Botany*, 62(12), 2625-2629.
- Allen, E. B., Allen, M. F., Egerton-Warburton, L., Corkidi, L., Gómez-Pompa, A. (2003). Impacts of early-and late-seral mycorrhizae during restoration in seasonal tropical forest, Mexico. *Ecological Applications*, 13(6), 1701-1717.
- Allen, F.M., E.B. Allen, A. Gómez-Pompa. (2005). Effects of mycorrhizae and non-target organisms on restoration of a seasonal tropical forest in Quintana Roo, Mexico: Factors limiting tree establishment. *Restoration Ecology* 13: 325-333.
- Álvarez-Sánchez, J. F. (2009). Ecología de micorrizas arbusculares y restauración de ecosistemas. Ciudad de México: Facultad de Ciencias, UNAM, 361.
- Anderson, D. (2003). *Bouteloua gracilis*. In: In: Fire Effects Information System, [Online]. U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station, Fire Sciences Laboratory (Producer). Available: [https://www.fs.fed.us /database/feis/plants/graminoid/bougra/all.html](https://www.fs.fed.us/database/feis/plants/graminoid/bougra/all.html) [2020, marzo 20].
- Andrades, M., Martínez, M. E. (2014). *Fertilidad del suelo y parámetros que la definen*. Universidad de la Rioja.
- Arias, R.M., G. Heredia-Abarca, V.L. Sosa, L.E. Fuentes-Ramírez. (2012). Diversity and abundance of arbuscular mycorrhizal fungi spores under different coffee production systems and in a tropical montane cloud forest patch in Veracruz, Mexico. *Agroforestry Systems* 85: 179-193.
- Arredondo, M., Smith, W., Moore, T., Christen, M. 2005. Comparative water relations and photosynthesis of mycorrhizal and non-mycorrhizal *Bouteloua gracilis* H.B.K. *Lag ex Steud. The New Phytologist* 88: 683-693.
- AS-07 Diario Oficial de la Federación-NOM-021-SEMARNAT-2000
- Bago, B., Azcón-Aguilar, C., Piché. (1988a). Architecture and development dynamics of the external mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* grown under monoxenic conditions. *Mycologia* 90:52-62.
- Bago, B., Azcón-Aguilar, C., Piché. (1988b). Branched absorbing structures (BAS): a feature of the extraradical mycelium of symbiotic arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytoll.* 139:375.388.
- Bárcenas, A., C. Almaraz, L. Reyes, L. Varela, B. Lara, A. Guillén, Y. Carreón, S. Aguirre, A. Chávez. (2007). Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in avocado orchards from Michoacán. *Proceedings VI World Avocado Congress*. Viña del Mar, Chile.
- Bashan, Y., T. Khaosaad, B.G. Salazar, J.A. Ocampo, A. Wiemken, F. Oehl, H. Vierheilig. (2007). Mycorrhizal characterization of the boojum tree, *Fouquieria columnaris*, an endemic ancient tree from the Baja California Peninsula, Mexico. *Trees Structure and Function* 21: 329-335
- Beltrán-López., García-Díaz C.A., Hernández-Alatorre J. A., Loredó-Osti C., Urrutia-Morales J., González-Eguiarte L. A., Gámez-Vázquez H. G. (2010). "Navajita Cecilia" *Bouteloua gracilis* HBK (Lag.): Nueva variedad de pasto para zonas áridas y semiárida. *Revista mexicana de ciencias pecuarias*. Vol. 1 (2), pp. 127-130.
- Berch, S. M., Fortin, J. A. (1983). Lectotypification of *Glomus macrocarpum* and proposal of new combinations: *Glomus australe*, *Glomus versiforme*, and

- Glomus tenebrosum* (Endogonaceae). *Canadian Journal of Botany*, 61(10), 2608-2617.
- Bever, J.D., Pringle, A., Schultz, P.A. (2002). Dynamics within the plant - Arbuscular mycorrhizal fungal mutualism: Testing the nature of community feedback. *Mycorrhizal Ecology* 157:267-292.
- Boddington, C. L., Dodd, J. C. (2000). The effect of agricultural practices on the development of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi. I. Field studies in an Indonesian ultisol. *Plant and soil*, 218(1-2), 137-144.
- Bohrer, G., Kagan-Zur, V., Roth-Bejerano, N., Ward, D. (2001). Effects of environmental variables on vesicular-arbuscular mycorrhizal abundance in wild populations of *Vangueria infausta*. *Journal of Vegetation Science*, 12(2), 279-288.
- Bouyoucos, G. J. (1962). Hydrometer method improved for making particle size analyses of soils 1. *Agronomy journal*, 54(5), 464-465
- Camargo, R., Arias, N., Mera., Arias, S. (2012). Micorrizas: Una gran unión debajo del suelo. 3-9.
- Camargo-Ricalde, S.L., S.S. Dhillion. (2003). Endemic *Mimosa* species can serve as mycorrhizal "resource islands" within semiarid communities of the Tehuacán-Cuicatlán Valley, Mexico. *Mycorrhiza* 13: 129-136.
- Camargo-Ricalde, S.L., S.S. Dhillion, C. Jiménez-González. (2003). Mycorrhizal perennials of the "matorral xerófilo" and the "selva baja caducifolia" communities in the semiarid Tehuacán-Cuicatlán Valley, Mexico. *Mycorrhiza* 13: 77-83.
- Campo, A. M., Duval, V. S. (2014). Diversidad y valor de importancia para la conservación de la vegetación natural: Parque Nacional Lihué Calel (Argentina). *Anales de geografía*, 34, 25-42 pp.
- Carballar Hernández, S. (2009). Variación temporal de la diversidad de hongos de micorriza arbuscular y el potencial micorrízico en especies silvestres de *Agave* en Oaxaca. Tesis de maestría. Centro Interdisciplinario de Investigación para el desarrollo integral regional Unidad Oaxaca. Instituto Politécnico Nacional. 80.
- Carballar-Hernández, S., F.J. Palma-Cruz, L.V. Hernández-Cuevas, C. Robles. (2013). Arbuscular mycorrhizal potential and mycorrhizal fungi diversity associated with *Agave potatorum* Zucc. in Oaxaca, Mexico. *Ecological Research* 28: 217-226.
- Chamizo, A., R. Ferrera-Cerrato, L. Varela. (1998). Identificación de especies de un consorcio del género *Glomus*. *Revista Mexicana de Micología* 14: 37-40.
- Chimal-Sánchez, E., Araiza-Jacinto, M. L., Román-Cárdenas, V. J. (2015). El efecto del fuego en la riqueza de especies de hongos micorrizógenos arbusculares asociada a plantas de matorral xerófilo en el Parque Ecológico "Cubitos". *TIP. Revista especializada en ciencias químico-biológicas*, 18(2), 107-115.
- Chimal-Sánchez, E., García-Sánchez, R., Hernández-Cuevas, L. V. (2015). Gran riqueza de hongos micorrizógenos arbusculares en el Valle del Mezquital, Hidalgo, México. *Revista mexicana de micología*, 41, 14-26.
- Cuevas, L., Castillo, S., Guadarrama, P., Martínez, Y., Romero, A., Sánchez, I. (2003). Hongos micorrizógenos arbusculares del Pedregal de San Ángel. Unam.

- Dandan, Z., Zhiwei, Z. (2007). Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the hot-dry valley of the Jinsha River, southwest China. *Applied Soil Ecology*, 37(1-2), 118-128.
- Delgado, R. (2010). Institución y sociedad: el caso de Teotihuacán. *Cultura y representaciones sociales*, 5(9), 198-221.
- Estrada-Torres, A., L. Varela, L. Hernández-Cuevas, M.E. Gavito. (1992). Algunos hongos micorrízicos arbusculares del Estado de Tlaxcala, México. *Revista Mexicana de Micología* 8: 85-110.
- Fernández, R. (2008). Las micorrizas: desenterrando un tesoro. *Agricultura Orgánica*, 14(1), 22-25.
- Franco-Ramírez, A., R. Ferrera, L. Varela, J. Pérez-Moreno, A. Alarcón. (2007). Arbuscular mycorrhizal fungi in chronically petroleum-contaminated soils in Mexico and the effects of petroleum hydrocarbons on spore germination. *Journal of Basic Microbiology* 47: 378-383.
- Friese, C., Allen, M. (1991). The spread of VA Mycorrhizal fungal hyphae in the soil: inoculum types and external hyphal architecture. *Mycologia* 83: 409-418.
- Fryxell, P. A. (1992). Malvaceae. Flora de Veracruz. *Instituto de Ecología, A. C, Xalapa, Ver. México y University of California, Riverside CA., USA*, 68, 147-227.
- Gange, A.C., Brown, V.K., Sinclair, G.S. (1993). Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi - a determinant of plant community structure in early succession. *Functional Ecology* 7:616-622.
- García-Sánchez, R., Monroy-Ata, A. (2005). Micrositios del pasto navajita (*Bouteloua gracilis*) en comunidades de pastizal y de matorral del Altiplano Mexicano. *TIP. Revista especializada en ciencias químico-biológicas*, 8(2), 61-70.
- García-Sánchez, R., A. Monroy-Ata, E. Chimal-Sánchez. (2008). Hongos micorrizógenos arbusculares asociados a diferentes plantas y matorrales del Valle del Mezquital, Hidalgo, México. In: Montaña, N.M., S.L. Camargo-Ricalde, R. García-Sánchez, A. Monroy-Ata (eds.), *Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos*. Mundi-Prensa, Instituto Nacional de Ecología - SEMARNAT, Universidad Autónoma Metropolitana - Iztapalapa, Facultad de Estudios Superiores-Zaragoza, UNAM, México, D.F. pp. 123-136.
- Gaston, K. J., Biodiversity, A. (1996). *A biology of numbers and difference*. London, UK.
- Gavito, M., D. Pérez-Castillo, C.F. González-Monterrubio, T. VieyraHernández, M. Martínez-Trujillo. (2008). High compatibility between arbuscular mycorrhizal fungal communities and seedlings of different land use types in a tropical dry ecosystem. *Mycorrhiza* 19: 47-60.
- Gazey, C., L.K. Abbott, A.D. Robson. (1993). VA mycorrhizal spores from three species of *Acaulospora*: germination, longevity and hyphal growth. *Mycological Research* 97: 785-790.
- Gerdemann, J. W., Nicolson, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological society*, 46(2), 235-244.
- Gheno-Heredia, Y.A., Nava-Bernal, G., Martínez-Campos, R.A., Sánchez-Vera, E. (2011). Las plantas medicinales de la organización de parteras y médicos

- indígenas tradicionales de Ixhuatlancillo, Veracruz, México y su significado cultural. *Polibotánica* 31: 199-251
- Giovannetti, M. (2000). Spore germination and pre-symbiotic mycelial growth. In *Arbuscular mycorrhizas: physiology and function* (pp. 47-68). Springer, Dordrecht.
- Gómez, L., Portugal, V., Arriaga, M., Alonso, R. (2007). Micorrizas arbusculares. *CIENCIA ergo-sum*, Revista Científica Multidisciplinaria de Prospectiva, 14(3), 300-306.
- González-Cortés, J.C., M. Vega-Fraga, L. Varela, M. Martínez-Trujillo, Y. Carreón-Abud, M.E. Gavito. (2012). Arbuscular mycorrhizal fungal (AMF) communities and land use change: the conversion of temperate forests to avocado plantations and maize fields in central Mexico. *Fungal Ecology* 5: 16-23.
- González, D., Jorge, R., Garza, C., Héctor, M. (1979). *Evaluación de ecotipos de zacate navajita azul (Bouteloua gracilis (HBK) Lag. y su posible utilización en el desarrollo de variedades mejoradas* (No. Folleto 1680).
- Grime, J.P., Mackey, J.M.L., Hillier, S.H., Read, D.J. (1987). Floristic diversity in a model system using experimental microcosms. *Nature* 328:420-422
- Gupta, R., Mukerji, K. G. (2000). The growth of VAM fungi under stress conditions. In *Mycorrhizal Biology* (pp. 57-65). Springer, Boston, MA.
- Guadarrama-Chávez, P., S.L. Camargo-Ricalde, L. Hernández-Cuevas, S. Castillo-Argüero. (2007). Los hongos micorrizógenos arbusculares de la región de Nizanda, Oaxaca, México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 81: 131-137.
- Guadarrama, P., F.J. Álvarez-Sánchez. (1999). Abundance of arbuscular mycorrhizal fungi spores in different environments in a tropical rain forest, Veracruz, Mexico. *Mycorrhiza* 8: 267-270.
- Guadarrama, P., Sánchez-Gallén, I., Álvarez-Sánchez, J., Ramos-Zapata, J. (2004). Hongos y plantas, beneficios a diferentes escalas en micorrizas arbusculares. *Ciencias*, 73, 38-45.
- Gupta, R. B., Kumar, P., (2000). Mycorrhizal plants in response to adverse environmental conditions. *Plant University of Agriculture and Technology*. Patnagar, India. 67-76.
- Harley, J., Smith, S. (1983). *Mycorrhizal symbiosis*. Academic Press Inc., London, UK. 483 pp.
- Harris, S. (2008). Branching of fungal hyphae: regulation, mechanisms and comparison with other branching systems. *Mycologia*. 100:823-32.
- Hart, M.M., Reader, R.J., Klironomos, J.N. (2003). Plant coexistence mediated by arbuscular mycorrhizal fungi. *Trends in Ecology and Evolution* 18:418-423.
- Hartnett, D.C., Wilson, G.W.T. (1999). Mycorrhizae influence plant community structure and diversity in tallgrass prairie. *Ecology* 80:1187-1195.
- Haselwandter, K., Von Pflanzenstandorten, N. (1997). Soil micro-organisms, mycorrhiza and restoration ecology. *Restoration ecology and sustainable development*. University Press, Cambridge, 65-80.
- Hernández-Cuevas, L., Castillo, A., Guadarrama, C., Martínez, O., Romero, R., Sánchez, G. (2003). Hongos micorrizógenos arbusculares del Pedregal de San Ángel. Facultad de Ciencias UNAM. México.

- Jackson, M. L. (1970). Análisis químicos de suelos. Editorial Omega. *Barcelona, España*.
- Jasper, D. A., Abbott, L. K., Robson, A. D. (1991). The effect of soil disturbance on vesicular—arbuscular mycorrhizal fungi in soils from different vegetation types. *New Phytologist*, 118(3), 471-476.
- Johnson, L. J. (1979). *Introductory soil science: a study guide and laboratory manual* (No. 04; S593, J6.).
- Kamalvanshi, M., Kumar, A., Jha, A., Dhyani, S. K. (2012). Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in rhizosphere of *Jatropha curcas* L. in arid and semi arid regions of India. *Indian journal of microbiology*, 52(3), 492-494.
- Klironomos, J.N., McCune, J., Hart, M., Neville, J. (2000). The influence of arbuscular mycorrhizae on the relationship between plant diversity and productivity. *Ecology Letters* 3:137-141
- Luna, C. (2005). Influencia de hongos micorrizogenos arbusculares (HMA) sobre el desarrollo de *Agave salmiana* (Agavaceae) y *Opuntia streptacabtha* (Cactaceae) en condiciones de invernadero. Tesis de licenciatura. FES Zaragoza. UNAM. 92.
- Margalef, R. (1972). Homage to Evelyn Hutchinson, or why is there an upper limit to diversity. *Transaction of the Connecticut Academy of Arts and Sciences*. 44: 211-235.
- Marquina, I. (1964). *Arquitectura prehispánica*. SEP. México. 1055 pp.
- Martínez, L. B., Pugnaire, F. I. (2009). Interacciones entre las comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares y de plantas. Algunos ejemplos en los ecosistemas semiáridos. *Revista Ecosistemas*, 18(2).
- McGonigle, T. P., Miller, M. H., Evans, D. G., Fairchild, G. L., Swan, J. A. (1990). A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular—arbuscular mycorrhizal fungi. *New phytologist*, 115(3), 495-501.
- McVaugh, R. (1984). A descriptive account of the vascular plants of Western México. *Flora Novo-Galiciana*, 12
- Mellado, M., García, J.E., Arévalo, J.R. & Pittroff, W. 2008. Replacement value of *Solanum elaeagnifolium* for alfalfa hay offered to growing goats. *Journal of Arid Environments*, 72(11), 2034-2039.
- Méndez-Cortés, H., J.G. Marmolejo-Monsivais, V. Olalde-Portugal, C.M. Cantú-Ayala, L. Varela-Fregoso. (2012). Nuevos registros de hongos micorrizógenos arbusculares para México. *Revista Mexicana de Micología* 36: 49-56.
- Menezes, K. M., Silva, D. K., Queiroz, M. A., Félix, W. P., Yano-Melo, A. M. (2016). Arbuscular mycorrhizal fungal communities in buffelgrass pasture under intercropping and shading systems in Brazilian semiarid conditions. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 230, 55-67.
- Monroy, A. A., García-Sánchez, R., Escalante-García, L., Orozco-Almanza, M.S. 2000. Establecimiento del zacate navajita (*Bouteloua gracilis*) en una zona semiárida del Valle del Mezquital, Estado de Hidalgo. UNAM. México. II Simposium internacional sobre la utilización y aprovechamiento de la flora silvestre de Zonas Áridas.
- Monroy, A.A., Peña, B.J.C., García, D.M. (2016). Mycorrhizal symbiosis organization of dominant tree *Prosopis laevigata* (mesquite) in a xeric shrub of central

- México Recent Advances on Mycorrhizal Fungi Part of the series Fungal Biology, 9-20.
- Montaño, A. (2000). Potencial de los hongos micorrizógenos arbusculares de las islas de fertilidad de mezquite (*Prosopis leavigata*) de dos agostaderos semiáridos del Valle de Actopan, México central, un enfoque ecológico para recuperar la vegetación. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM FES Zaragoza, México.
- Montaño, A., Camargo, R., García, R., Monroy, A. (2007). Micorrizas arbusculares en ecosistemas áridos y semiáridos (Arbuscular mycorrhizae in arid and semiarid ecosystems). Instituto Nacional de Ecología. SEMARNAT.
- Montilla, M., Peraza, R. A. H., Morales, S., Gómez, E. F. F., Monasterio, M. (2018). Distribución vertical de las micorrizas y pelos radicales en dos páramos andinos funcionalmente contrastantes/Vertical distribution of mycorrhizas and root hairs in two contrasted functionally andean paramus. *Acta Botánica Cubana*, 217(3), 205-211.
- Morales N. C., Madrid P. L., Melgoza C. A., Martínez S. M., Arévalo G. S., Rascón C. Q., Jurado G.P. (2009) Análisis morfológico de la diversidad del pasto navajita [*Bouteloua gracilis* (Willd. ex Kunth) Lag. ex Steud], en Chihuahua, México. Técnica pecuaria en México. México. 47 (3). Pp 245-256.
- Moreno, C. E., Halffter, G. (2001). On the measure of sampling effort used in species accumulation curves. *Journal of Applied Ecology*, 38(2), 487-490.
- Mostacedo, B., Fredericksen, T.S. (2000). Manual de métodos básicos de muestreo y análisis en ecología vegetal. El país. Bolivia. 92 pp.
- Mueller-Dombois, D., & Ellenberg, H. (1974). *Aims and methods of vegetation ecology*. Jhon Woller and Sons, Nueva York. 547 pp.
- Mundi-Prensa SA de CV, UAM Iztapalapa, FES Zaragoza, UNAM. Distrito federal, México. 460 pp.
- Nakano, A., Takahashi, K., Kimura, M. (2001). Effect of host shoot clipping on carbon and nitrogen sources for arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, 10(6), 287-293.
- Newman, E. I., Reddell, P. (1987). The distribution of mycorrhizas among families of vascular plants. *New Phytologist*, 106(4), 745-751.
- O'Connor, P.J., Smith, S.E., Smith, F.A. (2002). Arbuscular mycorrhizas influence plant diversity and community structure in a semiarid herbland. *New Phytologist* 154:209-218.
- Oehl, F., Silva, G. A. D., Goto, B. T., Sieverding, E. (2011). Glomeromycota: three new genera and glomoid species reorganized. *Mycotaxon*, 116(1), 75-120.
- Olivera-Morales, D., S. Castillo-Argüero, P. Guadarrama, J. RamosZapata, J. Álvarez-Sánchez, L. Hernández-Cuevas. (2011). Establecimiento de plántulas de *Quercus rugosa* Neé inoculadas con hongos micorrizógenos arbusculares en un bosque templado de México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 89: 115-121.
- Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. FAO. (1996). *Ecología y enseñanza rural. Nociones ambientales básicas para profesores rurales y extensionistas.*
- Ortega-Larrocea, M.P., C. Siebe, A. Estrada, R. Webster. (2007). Mycorrhizal inoculum potential of arbuscular mycorrhizal fungi in soils irrigated with

- wastewater for various lengths of time, as affected by heavy metals and available P. *Applied Soil Ecology* 37: 129-138.
- Panwar, J., Tarafdar, J. C. (2006). Arbuscular mycorrhizal fungal dynamics under *Mitragyna parvifolia* (Roxb.) Korth. in Thar Desert. *Applied Soil Ecology*, 34(2-3), 200-208.
- Peña, J. (2002). Influencia de los hongos micorrizogenos arbusculares (HMA) en el establecimiento de *Mimosa biucifera* Benth. Bajo condiciones de sequía en un invernadero. Tesis de licenciatura. FES Zaragoza. UNAM. 64 pp.
- Pérez-Hernández, J., González-Cortazar, M., Marquina, S., Herrera-Ruiz, M., Meckes-Fischer, M., Tortoriello, J., del Pilar Nicasio-Torres, M. (2014). Sphaeralcic acid and tomentin, anti-inflammatory compounds produced in cell suspension cultures of *Sphaeralcea angustifolia*. *Planta medica*, 80(02/03), 209-214.
- Pezzani, F., C. Montaña, R. Guevara. (2006). Associations between arbuscular mycorrhizal fungi and grasses in the successional context of a two-phase mosaic in the Chihuahuan Desert. *Mycorrhiza* 16: 285-295.
- Phillips, J. M., Hayman, D. S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British mycological Society*, 55(1), 158-188.
- Picone, C. (2000). Diversity and Abundance of Arbuscular–Mycorrhizal Fungus Spores in Tropical Forest and Pasture 1. *Biotropica*, 32(4a), 734-750.
- Pimienta-Barrios, E., E. Pimienta-Barrios, M.E. Salas-Galván, J. Zañudo-Hernández, P.S. Nobel. (2002). Growth and reproductive characteristics of the columnar cactus *Stenocereus queretaroensis* and their relationships with environmental factors and colonization by arbuscular mycorrhizae. *Tree Physiology* 22: 667-674.
- Quiñónez Martínez, M., Enríquez Anchondo, I. D., Flores Margez, J. P., Palacios Ramirez, K. Y., Olivas Sánchez, M. P., Garza Ocañas, F., Nájera Medellín, J. A. (2018). Comunidades vegetales en suelo de ecosistema semiárido y su relación con hongos micorrízicos. *Terra Latinoamericana*, 36(4), 381-391.
- Ramírez-Gerardo, M., J. Álvarez-Sánchez, P. Guadarrama-Chávez, I. Sánchez-Gallén. (1997). Estudio de hongos micorrizógenos arbusculares bajo árboles remanentes en un pastizal tropical. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 61: 15-20.
- Redecker, D., Schüßler, A., Stockinger H., Stürmer S., Morton J., y Walker C. (2013). An evidence-based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*). *Mycorrhiza* doi:10.1007/s00572-013-0486-y.
- Requena, N., Perez-Solis, E., Azcón-Aguilar, C., Jeffries, P., Barea, J. M. (2001). Management of indigenous plant-microbe symbioses aids restoration of desertified ecosystems. *Applied Environmental Microbiology*. 67(2), 495-498.
- Rivas-Saavedra, M. (2012). Translocación de fósforo u nitrógeno en dos leguminosas con hongos micorrizógenos arbusculares (HMA), bajo condiciones de invernadero. Tesis de licenciatura. FES Zaragoza. UNAM. 76.
- Ruiz, J., Bravo, M., Loaeza, G. (2001). Cubiertas vegetales y barreras vivas: tecnologías con potencial para reducir la erosión en Oaxaca, México. *Terra Latinoamericana*, 19(1), 89-95.

- Rzedowski, J. (1968). Las principales zonas áridas de México. *Bios1*: 4-24.
- Rzedowski, J. (1978). Vegetación de México. Limusa. México 219-226 pp.
- Rzedowski, J. (2001). Flora fanerogámica del Valle de México. Limusa, México, D.F. 140 pp.
- Rzedowski, C., Rzedowski, J. (2001). Flora fanerogámica del Valle de México. 2a ed. Instituto de Ecología y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Pátzcuaro, Michoacán, México.
- Salmerón-Santiago, I. A., Pedraza-Santos, M. E., Mendoza-Oviedo, L. S., Chávez-Bárceñas, A. T. (2015). Cronología de la taxonomía y cladística de los glomeromicetos. *Revista fitotecnia mexicana*, 38(2), 153-163.
- Sigüenza, C., I. Espejel, E.B. Allen. (1996). Seasonality of mycorrhizae in coastal sand dunes of Baja California. *Mycorrhiza* 6: 151-157.
- Soria, P. T. (2001). Flora fanerogámica de la zona arqueológica de Teotihuacán, Estado de México. *Polibotánica*, (12), 57-83.
- Stürmer, S.L., J.O. Siqueira. (2011). Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in Western Brazilian Amazon. *Mycorrhiza* 21: 255-267.
- Tisdall, J. M. (1994). Possible role of soil microorganisms in aggregation in soils. *Plant and soil*, 159(1), 115-121.
- Trejo, D., R. Ferrera-Cerrato, R. García, L. Varela, L. Lara, A. Alarcón. (2011). Efectividad de siete consorcios nativos de hongos micorrízicos arbusculares en plantas de café en condiciones de invernadero y campo. *Revista Chilena de Historia Natural* 84: 23-31.
- Van der Heijden M.G.A. (2002). Arbuscular mycorrhizal fungi as a determinant of plant diversity: in search of underlying mechanisms and general principles. *Ecological Studies*, 157: 243-265.
- Van der Heijden, M.G.A., Boller, T., Wiemken, A., Sanders, I.R. (1998). Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. *Ecology* 79:2082-2091.
- Van der Heijden M.G.A., Klironomos, N., Ursic, M., Moutoglis, P., Streitwolf, E., Boller, T., Wienken, A., Sanders, R. (1998). Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature* 369. 69-72
- Varela, L., A. Estrada-Torres, I. Sánchez-Gallén, F.J. Álvarez-Sánchez. (2008). Catálogo ilustrado de hongos micorrizógenos arbusculares de la Reserva de la Biósfera de Los Tuxtlas. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Ciencias. Instituto Nacional de Ecología. México, D.F. CD-ROM.
- Villaseñor, R. J., Espinosa, G. F. (1998). Catálogo de malezas de México. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F. 1-52
- Vieyra-Hernández, M.T., M.E. Gavito-Pardo, M. Martínez-Trujillo. (2010). Caracterización de las comunidades de los hongos micorrízicos arbusculares de un bosque tropical seco caducifolio. *Ciencia Nicolaita Núm. Especial*: 1-7.
- Violi, A.H., A.F. Barrientos-Priego, S.F. Wright, E. Escamilla-Prado, J.B. Morton, J.A. Menge, C.J. Lovatt. (2008). Disturbance changes arbuscular mycorrhizal fungal phenology and soil glomalin concentrations but not fungal spore

- composition in montane rainforests in Veracruz and Chiapas, México. *Forest Ecology and Management* 254: 276-290.
- Walkley, A., Black, I. A. (1934). An examination of the Degtjareff method for determining soil organic matter, and a proposed modification of the chromic acid titration method. *Soil science*, 37(1), 29-38.
- Wipff, J. K. (2003). *Bouteloua*. Flora of North America Editorial Committee (eds.). Flora of North America. North of Mexico. Vol. 25. Oxford University Press. New York, New York.

12. Anexos

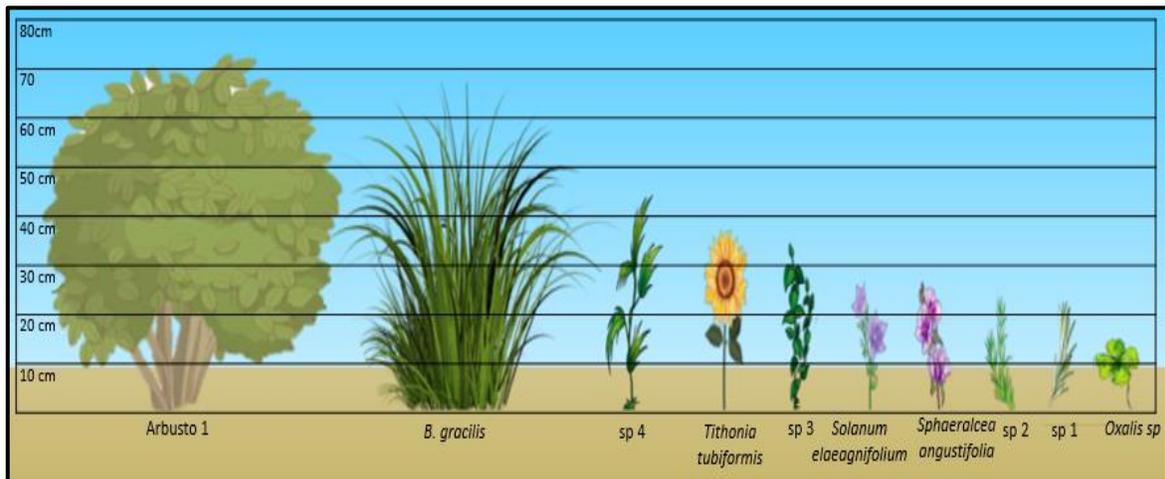
Anexo 1. Características de las especies vegetales identificadas

Especie	Nombre común	Distribución	Estatus migratorio en México	Foto
<i>Bouteloua gracilis</i> (Willd. ex Kunth) Lag. ex Griffiths	Navajita azul, Grama, zacate cepillo.	Del suroeste de Canadá a Oaxaca.	Nativa	
<i>Tithonia tubaeformis</i> (Jacq.) Cass	Gigantón, acahual, andàn, andani, palocote, girasol.	Desde México a Honduras y El Salvador	Nativa	
<i>Sphaeralcea angustifolia</i> (Cav.) G. Don	Hierba del negro, vara de San José, hierba del golpe, cardòn, malvòn.	Centro-sur de Estados Unidos a México	Nativa	
<i>Solanum elaeagnifolium</i> Cav.	Trompillo, buena mujer, pera.	Del centro de Estados Unidos al centro de México y también Sudamérica.	Probablemente nativa	

Anexo 2. Características fenotípicas de la vegetación

Especie	Riqueza (S)	Abundancia (Ai%)	Diámetro mayor (cm)	Diámetro menor (cm)	Altura (cm)
<i>B. gracilis</i>	182	24.64	125	27	37-80
<i>S. elaeagnifolium</i>	138	13.24	32	3	4-55
<i>S. angustifolia</i>	64	11.45	27	5	46-8
<i>T. tubiformis</i>	71	12.64	32	3	12-77
<i>Oxalis sp</i>	133	12.98	12	2	5-25
Arbusto	4	0.047	108	48	61-79
sp1	61	8.92	10	2	11-33
sp 2	68	6.17	22	5	13-33
sp 3	25	3.04	35	5	27-43
sp 4	63	6.43	91	5	25-56

Anexo 3. Perfil vertical de la vegetación



Anexo 4. Descripción de las morfoespecies de HMA presentes en la zona

-Acaulospora aff. capsicula: Esporas solitarias de forma globosa y subglobosa, presenta colores marrón anaranjado a marrón rojo oscuro, de 180-380 μm de longitud. Presenta tres paredes (L1, L2, L3) la externa continua con la pared del sáculo esporífero original y las dos internas sintetizadas a medida que la espora crece:

L1: Hialino, liso, 1.6-3.2 μm de grosor, esta capa se degrada o se desprende a medida que la espora se desprende del sáculo.

L2: Compuesta de capas muy finas, de color naranja a naranja-marrón, de 2-5 μm de espesor.

L3: Compuesta capas de color amarillo amarronado.

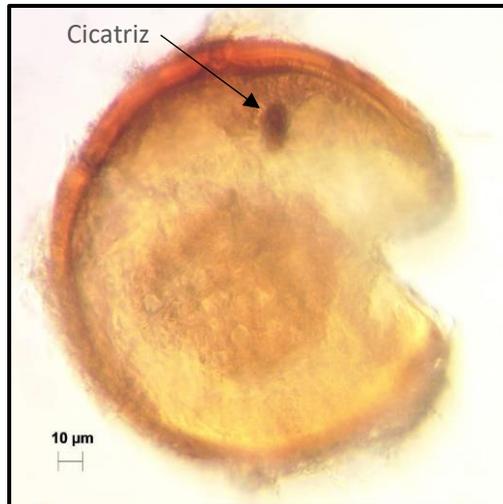


-Acaulospora aff. mellea: Se encontraron como esporas solitarias de forma globosa y subglobosa, de color amarillo pálido, de 90-140 μm de longitud. Presenta tres paredes (L1, L2, L3) la externa continua con la pared del sáculo esporífero original y la última sintetizadas a medida que la espora crece:

L1: Hialino, <0.5 μm de grosor, membranosa, cuando no se desprende, produce numerosos pliegues en la superficie de la espora.

L2: Compuesta de capas muy finas, de color amarillo anaranjado pálido, de 3-5 μm de espesor, superficie lisa.

L3: De color amarillo pálido-marrón, compuesto de capas.

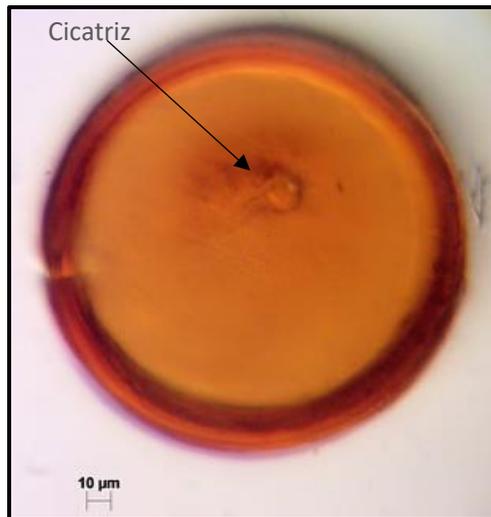


-Acaulospora laevis: Espora de color naranja-marrón pálido y de forma globosa y subglobosa, presenta una longitud de 90-140 µm. Exhibe tres paredes (L1, L2, L3) la externa continua con la pared del sáculo esporífero original y la última sintetizadas a medida que la espora crece:

L1: Hialino, liso, 1-2 µm, desaparece a medida que la espora se deslinda de sáculo.

L2: Compuesta de láminas de color naranja pálido a marrón oscuro, espesor de 1.6-2.8 µm.

L3: de color amarillo-marrón, consiste en capas finas adherentes.



-Acaulospora scrobiculata: Espora solitaria de forma globosa y subglobosa y de color amarillo, con 90-140 µm de longitud. Exhibe tres paredes (L1, L2, L3) la externa continua con la pared del sáculo esporífero original y la última sintetizadas a medida que la espora crece:



L1: Hialino, 1-2 μm de espesor, desaparece a medida que la espora se deslinda de sáculo.

L2: capa espesa de color amarillo pálido a tostado con depresiones cóncavas ovoides en la superficie.

L3: tiene límites bien definidos, ornamentada.

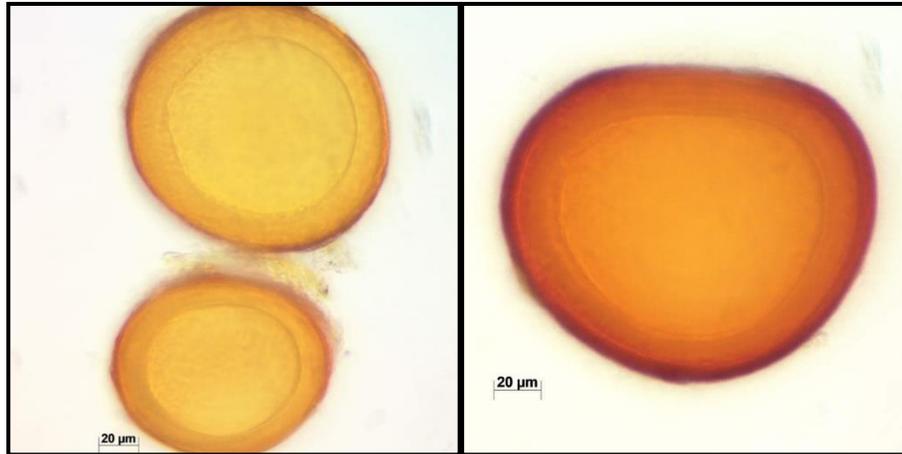
-*Acaulospora sp 1*: Espora solitaria de forma globosa y subglobosa, longitud de 80-200 μm de longitud, aparentemente en etapa temprana de color amarillo y en etapa madura naranja-marrón. Se observan tres paredes (L1, L2, L3) la externa una pared evanescente y el resto se sintetiza a medida que crece la espora:

L1: Hialino, 1-3 μm de espesor, desaparece a medida que la espora se deslinda de sáculo

L2: Compuesta de capas delgadas y adherentes, de color naranja oscuro-marrón oscuro.

L3: compuesta de delgadas capas, ornamentada, no reacciona al reactivo de Melzer.

A pesar de ser la especie más abundante en el sitio, sus características no concordaron con las de las claves taxonómicas revisadas, por lo que podría tratarse de una nueva especie.



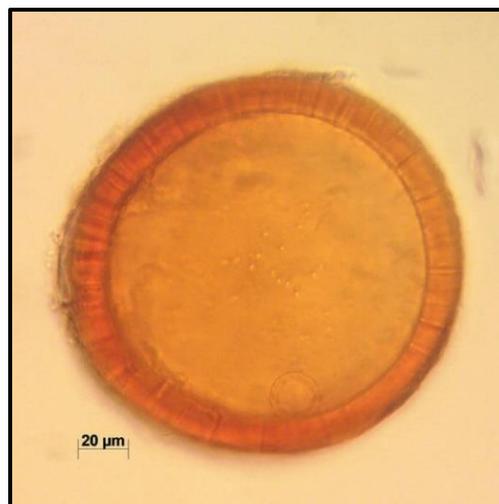
-*Acaulospora sp 2*: Espora de forma globosa y subglobosa, color naranja-marrón, de 150-160 µm de longitud. Se observan tres paredes (L1, L2, L3):

L1: Hialino, 1-2 µm de espesor, evanescente.

L2: 1-3 µm, de color naranja.

L3: compuesta delgadas capas, ornamentada.

Debido a los pocos ejemplares en buen estado de esta especie, no se logró identificar a nivel de especie.

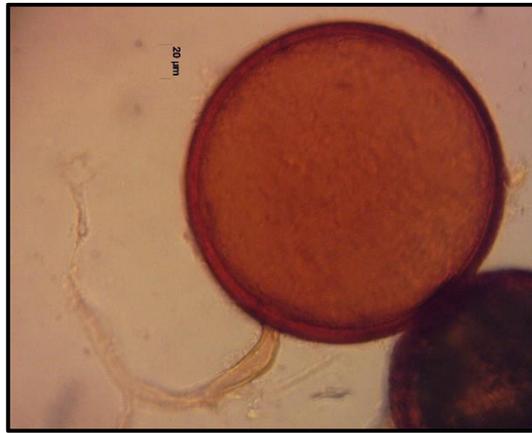


-*Claroideoglomus etunicatum*: Espora de forma globosa y subglobosa, color naranja a rojo marrón, de 60-160 µm de longitud. Consta de dos paredes (L1, L2) que se diferencian a medida que se desarrolla la espóra:

L1: De coloración rosa a rojizo en el reactivo Melzer, de 0.6-2.8 de espesor.

L2: Esta capa se compone de láminas delgadas, de color marrón anaranjado claro a marrón rojo, 4-6 μm de espesor.

Tiene una hifa cilíndrica a ligeramente acampanada de 5-10 μm de ancho.



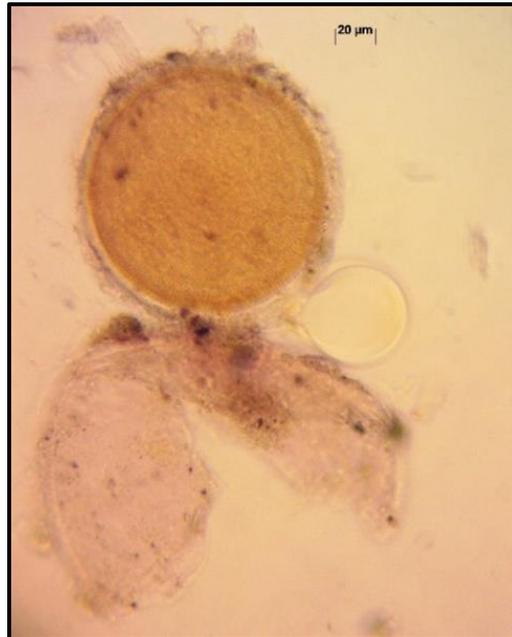
-*Dentiscutata aff. erythroa*: Espora de forma oblonga de color rojo- marrón a rojo oscuro-marrón, posee un diámetro de 160-320 μm . estructurado por dos capas (L1 y L2) que son adherentes y que en las esporas juveniles son del mismo grosor.

L1: Capa rígida permanente con la superficie lisa, marrón rojizo oscuro, espesor de 0.8-1.2 μm .

L2: compuesta por láminas, color naranja oscuro a rojo marrón, 3-7 μm de espesor.



-*Entrophospora infrequens*: Espora color amarillo dorado a naranja pardo, de forma globosa, algo subglobosa, de 100-160 μm de longitud.



Presenta cuatro paredes (L1, L2, L3, L4) que se diferencian a medida que se desarrolla la espora:

L1: Evanescente, hialina, 1.5-4.5 μm de grosor, continua con la pared del saco esporífero, ausente en esporas maduras.

L2: Semipermanente, lisa, 2-6 μm de espesor, se degrada lentamente con la edad.

L3: Amarillo dorado a naranja parduzco, 1-4 μm de grosor.

L4: Lisa, amarillo dorado a naranja pardo, 0.5 μm de espesor.

Presenta dos cicatrices circulares a ovoides que indican la región de contacto entre la espora y el sáculo.

-*Funneliformis geosporus*: Espora de forma globosa a subglobosa, color amarillo-marrón a naranja oscuro, de 120-240 μm de diámetro. Consta de tres paredes (L1, L2, L3) que se diferencian a medida que se desarrollan la espora:

L1: Pared hialina, evanescente, menor de 1 μm de grosor.

L2: Está capa se compone de láminas adherentes, de color amarillo-marrón a naranja-marrón, 6-14 μm de espesor.

L3: Capa de 1-2.5 μm de grosor, semirrígida, amarillo pálido a naranja, formando un septo recurvo a la hifa subyacente.

Presenta hifas amarillas a naranjas, recta o recurvada, en forma de embudo a casi cilíndrico.



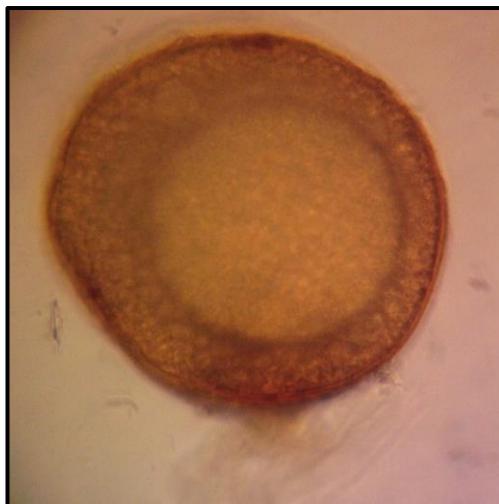
-*Funneliformis mosseae*: Espora de color amarillo pálido a amarillo dorado, de forma globosa a subglobosa, a veces irregular, de 100-260 μm de diámetro. Consta de tres capas (L1, L2, L3) que se diferencian a medida que se desarrollan la espora:

L1: mucilaginosa, hialina, menor de 1-3 μm de grosor, generalmente presente solo en las esporas más juveniles.

L2: lisa, hialina, 0.8-1.6 μm de espesor, generalmente visible en forma de fragmentos altamente descompuestos.

L3: amarillo pálido a amarillo dorado, de 3-6 μm de grosor, con láminas.

Su hifa tiene forma de embudo, es de color amarillo pálido a amarillo dorado. El poro del septo se encuentra cerrado.



-*Glomus aff. coronatum*: espora de color naranja pardo, de forma globosa a subglobosa a veces irregular, 130-150 μm de diámetro. Consta de una pared con dos capas:

L1: evanescente, hialina 1 μm de grosor.

L2: laminada, de color naranja parduzco, con 6 μm de espesor

Su hifa presenta un color naranja en forma de embudo.



-*Glomus aff. verruculosum*: Esporas de forma globosa a subglobosa de 170-280 μm de diámetro, color amarillo intenso a marrón. Presenta una pared constituida por tres capas:

L1: lisa, hialina con un espesor de 0.5 μm , muy adherida a la capa 2, generalmente ausente en esporas maduras.

L2: Color amarillo a naranja, de 5-10 μm de espesor.

L3: de color naranja a marrón, adornado con verrugas distribuidas uniformemente.

Presenta una hifa de color amarillo a naranja, recta en forma de embudo a casi cilíndrico.

Glomus multiformum, presenta las mismas características en tamaño, forma, color, hifa y la ornamentación formada por verrugas.



-*Glomus aff. tenebrosum (Thaxter) Berch*: Espora de color rojo oscuro a negro, de forma globosa, de 150-270 μm de diámetro. Consta de tres capas (L1, L2, L3):

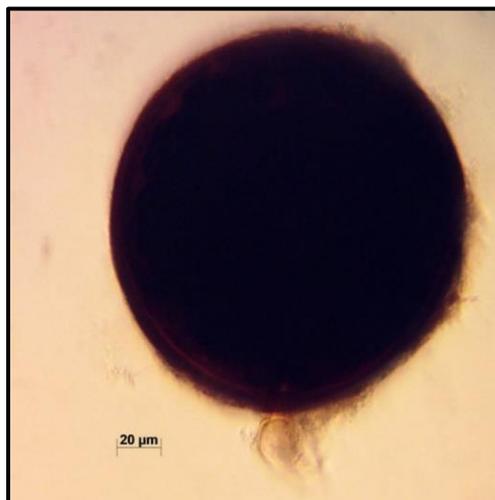
L1: Hialina, menor de 1 μm de grosor, evanescente.

L2: Delgada de 1-2 μm de espesor, negra.

L3: rojo oscuro a casi negro, de 1-2 μm de grosor, con láminas.

Hifa en forma de bulbo, de color amarillo pálido.

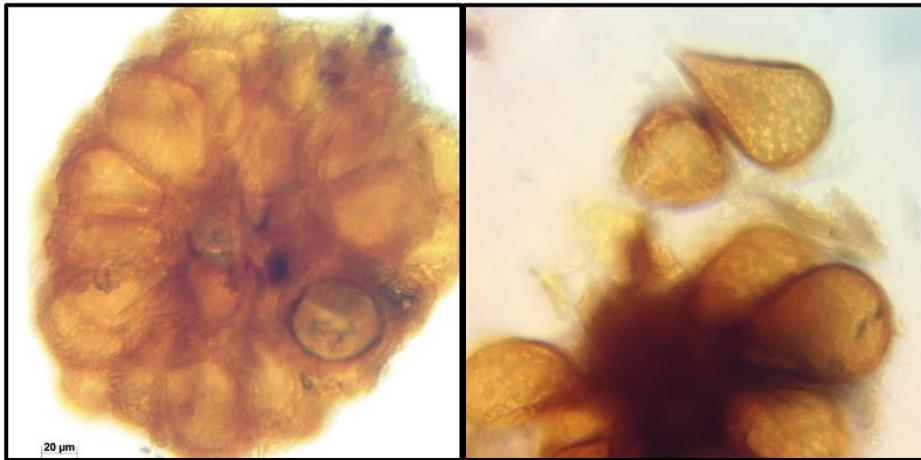
Estas esporas presentan características similares con *Dentiscutata nigra*, como el color las características de las capas L2 y L3, sin embargo, el tamaño es diferente ya que *D. nigra*, posee un diámetro de 240-520 μm , y no presenta la capa L1, además las esporas inmaduras son de color crema a amarillo pálido-marrón y la hifa presenta un color marrón rojizo oscuro.



-*Glomus rubiforme*: Esporocarpio de color amarillo pálido a marrón claro, de forma globosa, de 200-280 μm de diámetro. Sin peridio, con 3 a 18 esporas. Esporas color amarillo pálido a marrón claro, globosas a subglobosas, 40-70 μm , ovoide polar, con una sola hifa de paredes gruesas, dispuestas radialmente.

Compuesta de una pared que contiene dos capas.

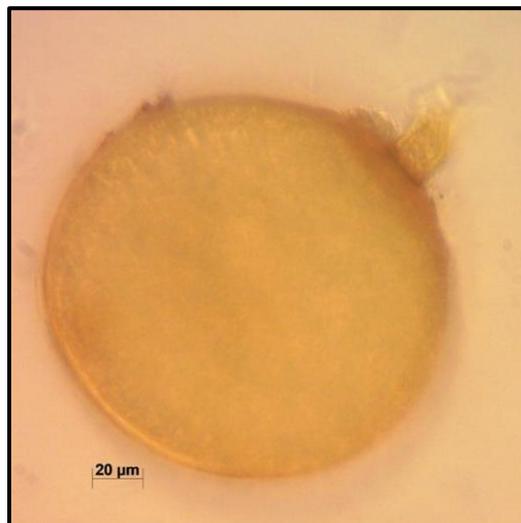
Las esporas de *rubiforme* se componen de dos capas: una capa externa hialina delgada y desprendible y una capa interna laminada más gruesa y coloreada. Su hifa usualmente tiene forma de embudo.



-*Glomus sp. 1*: Espora de forma globosa a subglobosa de 140-150 μm de diámetro, hialina a amarillo pálido, la hifa de sostén presenta un color amarillo pálido a hialino, costa de dos capas:

L1: amarilla de 0.8-2 μm de espesor.

L2: hialina a amarillo pálido, 1-2 μm de grosor.



-Glomus sp. 2: está espóra presenta dimensiones de 160- 180 μm , de color naranja a marrón, conformada por 3 capas:

L1: evanescente, hialina con un espesor menor a 1 μm .

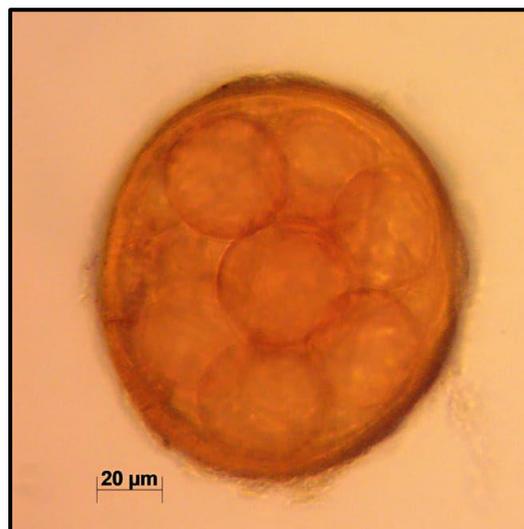
L2: 5-8 μm , naranja a marrón, compuesta de finas láminas, se engrosa conforme se acerca a la hifa de sostén.

L3: color naranja, 1-2 μm de grosor.

La hifa de sostén de color amarillo pálido en forma de embudo.



-Glomus sp 3: Esporocarpos de forma globosa a subglobosa de 120-140 μm de diámetro, color naranja a marrón, presenta de 4 a 8 esporas (30-60 μm) encerradas en un manto hifal común.



-*Rhizophagus aggregatus*: Esporocarpos en racimos sueltos sin peridio, se forman tanto dentro como fuera de las raíces. Sus esporas son globosas, avadas, de forma irregular, con un diámetro de 40-120 μm , de color hialino a amarillo pálido. Las esporas se encuentran individualmente, en agregados o formando esporocarpos en el suelo o en las raíces. Compuesta de 1- 2 capas, de grosor de 1-3 μm (más ancha en la hifa subyacente) y de color amarillo pálido a marrón amarillento.

Las hifas subyacentes generalmente son simples, pero ocasionalmente dobles, rectas o ensanchadas, a veces recurvadas en el punto de unión. Es de color amarillo pálido a marrón, y de 4-10 μm de ancho en la base de la espora.



-*Sclerocystis sinuosum*: Esporocarpos de color naranja cuando es inmaduro y posteriormente en una edad madura, de color marrón anaranjado a marrón oscuro. Presentan forma globosa y subglobosa, su superficie es irregular debido a las esporas sobresalientes cubiertas por un denso peridium. Estos esporocarpos tienen un tamaño de 200-360 μm de diámetro.

El peridium es una fuerte capa de hifas entrelazadas, de 9-19 μm de grosor, que cubre todas las esporas para mantenerlas apretadas. Para ver las esporas con claridad, este peridium debe cortarse, las hifas tienen 2.5-7 μm de diámetro con paredes de 0.5-1 μm de espesor.

El peridium parece desarrollarse a partir de un “tallo monohifal” (Wu, 1993) y es una red de hifas muy compacta incluso en esporocarpos inmaduros.

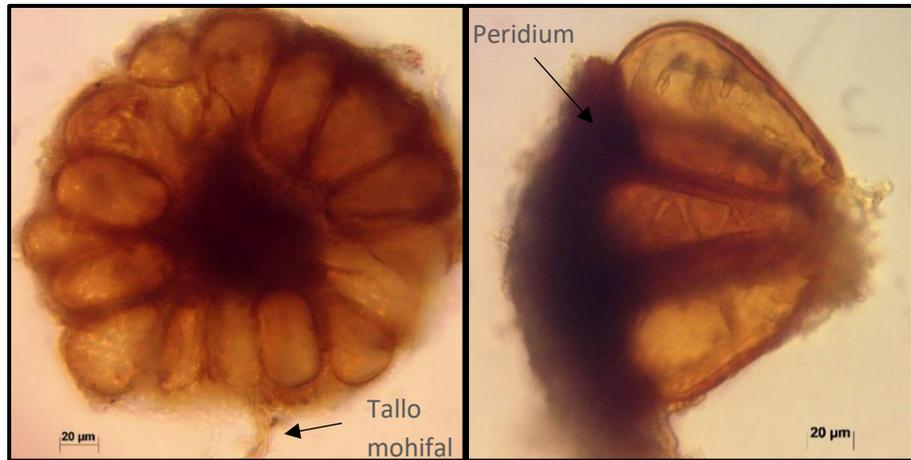


Figura 32. Esporocarpio y esporas de *Sclerocystis sinuosum*.

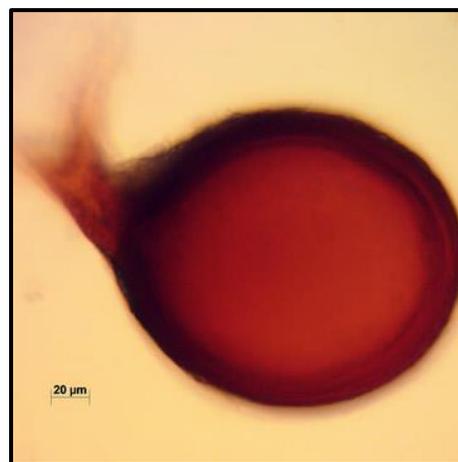
Las esporas generalmente son en forma de gota, pero a veces son obovadas a elípticas, de color naranja-marrón y con un diámetro de 28-63x50-95 µm. La hifa de sostén es cilíndrica a ligeramente acampanada. Presenta una sola pared rodeada por densas hifas peridiales, compuesta por láminas, de color naranja-marrón pálido.

-*Septoglo mus constrictum*: Estas esporas poseen una gama bastante amplia de colores, que van desde rojo marrón hasta casi negro, presentan una forma globosa a subglobosa con un diámetro de 100-220 µm de diámetro, a veces ovoide o irregular. Está formada por una pared que contiene dos capas (L1, L2):

L1: capa hialina de 2-4 µm de espesor, en las esporas maduras esta capa está ausente, excepto quizá en la base de la región de la hifa subyacente.

L2: capa laminada color naranja-marrón a rojo oscuro-negro, de 5-9 µm de espesor.

La hifa presenta forma cilíndrica a contraída, ocasionalmente ligeramente acampanada a forma de embudo. Presenta coloración naranja marronado a marrón oscuro.



Anexo 5. Promedio de riqueza y abundancia relativa de HMA

Especie	Riqueza (S)	Abundancia (Ai%)
<i>Acaulospora sp 1</i>	2922	48.23
<i>Acaulospora Laevis</i>	17.28	2.11
<i>Acaulospora aff. capsicula</i>	16.43	1.83
<i>Acaulospora aff. mellea</i>	4.28	0.50
<i>Acaulospora scrobiulata</i>	8.14	0.94
<i>Claroideoglossum etunicatum</i>	49.14	5.61
<i>Entrophospora infrequens</i>	3	0.46
<i>Funneliformis mosseae</i>	15.43	1.87
<i>Funneliformis geosporus</i>	50	5.77
<i>Glomus aff. tenebrosum</i>	3.57	0.39
<i>Septoglossum constrictum</i>	203.57	23.70
<i>Sclerocystis sinuosum</i>	38.57	4.29
<i>Glomus rubiforme</i>	7.57	0.77
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	0.14	0.02
<i>Acaulospora sp 2</i>	4	0.63
<i>Glomus sp 1</i>	8.14	0.94
<i>Glomus sp 2</i>	6.43	0.77
<i>Dentiscutata erythropha</i>	1.28	0.14
<i>Glomus aff. verruculosum</i>	6.28	0.64
<i>Glomus aff. coronatum</i>	3	0.34
<i>Glomus sp 3</i>	0.14	0.01

Anexo 5. Calculo de la χ^2

O_i	E_i	(O_i-E_i)²/2	
61	55.87	0.471	
71	65.58	0.448	
82	83.91	0.043	
114	116.66	0.061	
120	118.85	0.011	
114	122.05	0.531	3.468 χ^2 calculada
157	150.19	0.309	
490	502.30	0.301	12.592 gl
584	589.42	0.050	
756	754.09	0.005	
1064	1047.45	0.261	
1083	1068.15	0.206	
1110	1096.95	0.155	
1321	1349.81	0.615	