



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO

Centro Universitario UAEM Tenancingo



**MICORRIZA ARBUSCULAR EN *Lilium hybrida* CULTIVADA EN TENANCINGO
Y VILLA GUERRERO, ESTADO DE MÉXICO**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
INGENIERO AGRÓNOMO EN FLORICULTURA**

**QUE PRESENTA
ANA VALERIA LOMELÍ FABIÁN**

DIRECTORES DE TESIS:

M. en C. Grisel Domínguez Arizmendi

Dr. en C. Rómulo García Velasco

Tenancingo, Estado de México

Agosto de 2023

CONTENIDO

.....	i
ÍNDICE DE CUADROS	iv
ÍNDICE DE FIGURAS	v
INDICE DE ANEXOS	ix
RESUMEN	x
1. INTRODUCCIÓN	12
2. REVISIÓN DE LITERATURA	14
2.1 Generalidades de las micorrizas	xiv
2.2 Funciones de las micorrizas	14
2.3 Tipos de micorrizas	15
2.3.1 Ectomicorrizas	17
2.3.2 Ectendomicorrizas	20
2.3.3 Endomicorrizas	23
2.4 Clasificación taxonómica de los HMA	27
2.5 Estructuras de los HMA	29
2.5.1 Hifas.....	29
2.5.2 Arbúsculos	30
2.5.3 Vesículas	31
2.5.4 Esporas.....	32
2.6 Principales líneas de investigación de las micorrizas	34
2.7 Estudios en México sobre diversidad y abundancia de HMA	35
2.7.1 Estudios en plantas de importancia alimenticia	35
2.7.2 Estudios de HMA en plantas de importancia ornamental	36
3. JUSTIFICACIÓN	37
4. HIPÓTESIS	38
5. OBJETIVOS	38

5.1. Objetivo general	38
5.2. Objetivos particulares.....	38
6. MATERIALES Y MÉTODOS.....	39
6.1. Colecta de muestras de suelo.....	39
6.2. Extracción de esporas HMA	41
6.3. Determinación de la presencia y abundancia de HMA	43
6.4. Caracterización morfológica de las esporas de HMA	43
6.5. Colecta de material vegetal	43
6.6. Determinación de la colonización micorrízica.....	43
6.6.1 Análisis estadístico	44
7. RESULTADOS.....	46
7.1. Presencia y abundancia de HMA	46
7.2. Características morfológicas de las esporas de HMA	49
7.3 Estructuras de micorrización presentes en las muestras	55
7.4 Micorrización total en los municipios de colecta	59
8. DISCUSIÓN	62
9. CONCLUSIONES	66
9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	67
10. ANEXOS	72

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Características de morfotipos en raíces ectomicorrizadas (Fuente: DEEMY, 2022).	18
Cuadro 2. Clasificación taxonómica de los HMA (Fuente: Catalogue of Life, 2022).	28
Cuadro 3. Localidades de los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México y sitios de colecta de muestras de suelo y plantas de <i>Lilium hibryda</i> .	40
Cuadro 4. Promedio de esporas de HMA extraídas en 100 cm ³ de suelo y valores de pH y C.E por sitio de colecta de los municipios de Tenancingo (T) y Villa Guerrero (VG), Estado de México.	47
Cuadro 5. Color, tamaño de las esporas y características de la hifa de sostén de HMA, extraídos a partir de muestras de suelo de los municipios de Tenancingo (T) y Villa Guerrero (VG).	52
Cuadro 6. Comparación de medias del porcentaje de micorrización total en plantas de lilis colectadas en Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.	59

ÍNDICE DE FIGURAS

- Figura 1.** Tipos de micorrizas: ectomicorriza, arbuscular, orquideoide, ericoide, arbutoide y monotropoide. Simbología: Ar: arbúsculo; C: enrollamiento hifal; Eh: hifa extra radical; Hn: red de Harting; Fs: manto; P: Protusión; Sc: esclerocio; V: vesícula (Tomado de Agarwal y Sah, 2009). 16
- Figura 2.** Ectomicorriza de *Laccaria trichodermophora* en *Pinus montezumae*. A) Corte longitudinal donde se observa el manto fúngico (m) y la red de Harting (rH). B) Corte transversal de la micorriza mostrando el manto fúngico (m) con micelio hialino (mh), hifas emanantes (he) y red de Harting (rH) (Tomado de Galindo-Flores *et al.*, 2015). 20
- Figura 3.** Micorriza arbutoide en la que se observa el manto fúngico y micelio extraradical (Tomado de Smith y Read, 2008). 21
- Figura 4.** Microscopía óptica de raíces cortas dicotómicas de *Pinus banksiana*- *Wilcoxina*, A) sección longitudinal que muestra la red de Harting (flechas rojas), vaina (* amarillo), hifas intracelulares (flecha azul), B) mayor aumento de un área del eje principal de la raíz vista en (A) (Tomado de Smith y Read, 2008). 22
- Figura 5.** Microscopía óptica de *M. uniflora* micorrizada. A) Sección longitudinal de la punta de una raíz mostrando el meristemo apical (AM), células de la cubierta radicular agrandadas (→). La raíz está rodeada por un manto fúngico delgado alrededor del ápice de la raíz. B) 23

Ampliación de la figura A, (*) Células vacuoladas de la cubierta de la raíz, (M) manto fúngico (Tomado de Massicotte et al., 2005).

Figura 6. Formación de micorriza ericoide por el hongo *R. ericae* en plántulas de *Vaccinium myrtillus* (Tomado de Vohník et al., 2012). 24

Figura 7. Corte transversal de raíz *Bletia purpurata* mostrando el desarrollo de la micorriza orquideoide. Flechas negras señalan la formación de pelotones dentro de las células corticales (Tomado de Carreón, 2016). 26

Figura 8. Ramificación de una hifa próxima a la raíz de una posible planta hospedante, previo a la penetración (Tomado de Nazareno 2011). 30

Figura 9. A) y B) arbuscúlos de *Gigaspora rosea*, C) arbuscúlo de *Paraglomus* sp. (Tomado de Nazareno et al., 2011). 31

Figura 10. Vesículas desarrolladas en raíz de maíz (Tomado de INVAM, 2022). 32

Figura 11. Microfotografías de esporas de HMA; A) *Glomus macrocarpum*; B) *Acaulospora mellea*; y C) *Entrophospora colombiana* (Tomado de Guerrero, 1996). 33

Figura 12. Características morfológicas de esporas de algunas especies de HMA; A) *Diversispora eburnea*, B) *Racocetra persica*, C) *Funneliformis coronatum*, D) *Acaulospora bireticulata*, E) *Cetraspora pellucida*, F) *Dentiscutata erythropha* (Tomado de INVAM, 2022). 33

Figura 13. Ubicación de los municipios en el Estado de México en los cuales se realizó la colecta de las muestras de suelo. 40

Figura 14. Proceso de extracción de esporas de HMA. A) mezcla de suelo, B) agitación durante 5 minutos, C) tamizado (tamiz superior de 45 μm , inferior de 500 μm), D) recuperación de los residuos del tamiz 500 μm , E) los residuos recuperados se incorporan en tubos Falcon®, F) centrifugado a 800 rpm durante cinco minutos, G) vaciado del sobrenadante sin perturbar el precipitado, H) mezcla del precipitado con una solución de sacarosa al 60%, I) centrifugado a 600 rpm durante 1 minuto, J) tamizado del sobrenadante de la solución azucarada sobre el tamiz de 500 μm , K) Tamizado del sobrenadante, y L) recuperación de los residuos del tamiz para su análisis

Figura 15. Secuencia metodológica para la tinción de raíces. A) Raíces secundarias sin suelo adherido, B) clarificación de raíces con KOH al 10 %, C) incubación a 90 °C durante 20 minutos, D) lavado de raíces para quitar los residuos de KOH, E) raíces sumergidas en tinta azul mantenidas a temperatura ambiente durante 15 minutos, F) incubación a 70 °C durante 15 minutos, G) lavado de raíces para quitar el exceso de tinta, H) montaje de segmentos de raíz para su visualización bajo microscopio compuesto.

Figura 16. Promedio de esporas de HMA extraídas en 100 cm^3 de suelo, en los sitios de colecta de los municipios de Tenancingo (T), y Villa Guerrero (VG), Estado de México.

Figura 17. Esporas extraídas en los diez sitios de colecta de los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México. A-D) Esporas transparentes; y E-H) esporas color marrón. hfa indica hifa de sostén acampanada y hfr hifa de sostén recta.

- Figura 18.** Esporas extraídas en los diez sitios de colecta de los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México. I-L) esporas de color amarillo; y M-P) esporas de color café. hfa indica hifa de sostén acampanada y hfr hifa de sostén recta. 51
- Figura 19.** A-D) Visualización microscópica (40x) de arbúsculos presentes en raíces secundarias de plantas de lilis colectadas en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México. 56
- Figura 20.** A-I) Visualización microscópica (40x) de vesículas observadas en raíces secundarias de plantas de lilis colectadas en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México. 57
- Figura 21.** A-I) Visualización microscópica (40x) esporas observadas en raíces secundarias de plantas de lilis colectadas en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México. 58
- Figura 22.** Porcentaje de colonización micorrízica determinada en función de la presencia de arbúsculos, esporas, y vesículas, en raíces secundarias de plantas de lilis, colectadas en cinco sitios del municipio de Tenancingo, Estado de México. 60
- Figura 23.** Porcentaje de colonización micorrízica determinada en función de la presencia de arbúsculos, esporas, y vesículas, en raíces secundarias de plantas de lilis, colectadas en cinco sitios del municipio de Villa Guerrero, Estado de México. 61

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Clasificación Taxonómica de <i>Lilium hybrida</i> , de acuerdo con el Catalogue of Life (2022).	72
Anexo 2. Características botánicas de las plantas de lilis.	73
Anexo 3. Variedades comerciales de lilis.	74
Anexo 4. Importancia del cultivo de lilis en México.	77
Anexo 5. Proceso del establecimiento de la simbiosis micorrízica.	78
Anexo 6. Esporas de HMA extraídas en las tres muestras colectadas por sitio cultivado en el municipio de Tenancingo, Estado de México.	80
Anexo 7. Esporas de HMA extraídas en las tres muestras colectadas por sitio cultivado en el municipio de Villa Guerrero, Estado de México.	81

RESUMEN

Las micorrizas arbusculares son asociaciones simbióticas mutualistas entre especies de hongos del phylum Glomeromycota (HMA) y las raíces de las plantas. Se caracterizan por el desarrollo de arbuscúlos, esporas intra y extra radicales y vesículas, aunque esta última estructura puede no estar presente en algunas especies. Derivado de la simbiosis, en las plantas se incrementa la superficie de absorción de nutrientes (especialmente fósforo y nitrógeno) y agua, además pueden desarrollar resistencia contra fitopatógenos, disminución de estrés causado por factores ambientales, entre otros; mientras que los hongos se benefician con los azúcares, aminoácidos, ácidos grasos y otras sustancias sintetizadas por las plantas. En México existen pocos estudios relacionados con la presencia de micorriza arbuscular en cultivos ornamentales, entre estos el cultivo de *Lilium hybrida*, que es una especie de flor de corte de importancia a nivel mundial, y que en México ocupa el segundo lugar en cuanto a plantas bulbosas se refiere; cabe señalar que se cultiva haciendo uso excesivo de productos químicos lo que puede afectar la presencia y desarrollo de estos organismos. Derivado de lo anterior, el objetivo del presente trabajo de investigación fue determinar la presencia de micorrizas arbusculares nativas en el cultivo de *Lilium hybrida* en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México. Se determinó la presencia de HMA en suelo cultivado con dicha especie, para lo cual se colectaron muestras de suelo de cinco sitios de cultivo por municipio y a partir de estas se llevó a cabo la extracción de esporas de HMA.

Las esporas extraídas se clasificaron de acuerdo con el color, el tamaño y características de la hifa de sostén. La determinación de colonización micorrízica se realizó a través del método que consiste en clarificar y posteriormente teñir las raíces para su observación bajo microscopio compuesto; enseguida, los datos de

porcentaje de micorrización total se sometieron a un análisis de varianza de una vía y comparación de medias Tukey ($P < 0.05$).

Como resultados se registró la presencia de HMA en todos los sitios de muestreo, siendo similar la abundancia de esporas en ambos municipios; de acuerdo con el color se clasificaron como transparentes, marrón, amarillo y café, las cuales estuvieron presentes en todos los sitios de colecta, a excepción de T4 y T5 (ambas de Tenancingo), donde no se observaron las transparentes; la hifa de sostén no fue observada en todas las esporas, pero en las que sí fue posible esta tuvo apariencia recta o acampanada; el tamaño de las esporas fue variable, en términos generales midieron entre 60-240 x 60-140 μm . En lo que respecta a la colonización micorrízica, destaca que en el 100 % de los sitios de colecta se identificaron plantas micorrizadas, lo cual fue evidente debido a la presencia de arbusculos, esporas intra y extra radicales y vesículas. En ambos municipios, las estructuras más frecuentes fueron las esporas, seguido de vesículas y en menor porcentaje los arbusculos.

En cuanto a porcentaje de colonización micorrízica, destaca que existieron diferencias estadísticas ($P < 0.05$), donde la menor micorrización se observó en las muestras colectadas en el municipio de Villa Guerrero; en promedio de este municipio el 68.57 % de las muestras analizadas se encontraron micorrizadas, en contraste con las de Tenancingo donde el promedio fue de 88.57 %.

1. INTRODUCCIÓN

Las micorrizas son asociaciones mutualistas entre diversas especies de hongos y las raíces de las plantas. Existen diferentes tipos de micorrizas que se diferencian entre sí por el hongo y la planta asociados, así como por el grado de penetración en la célula vegetal y las estructuras que se desarrollan; estas son: ectomicorriza, micorriza arbutoide, micorriza monotropoide, micorriza ericoide, micorriza orquideoide y micorriza arbuscular (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) pertenecen al phylum Glomeromycota, que incluye la clase Glomeromycetes, los órdenes Glomerales, Diversisporales, Paraglomerales y Archaeosporales, integrados en 12 familias, 46 géneros y aproximadamente 334 especies (Catálogo of Life, 2022); de las cuales en México se ha reportado alrededor del 50 % (Camargo-Ricalde *et al.*, 2012). Las especies de HMA se desarrollan en el suelo, donde forman asociaciones mutualistas con las raíces de alrededor de 80 % de las plantas terrestres. Gran parte de los estudios dedicados al conocimiento de la simbiosis han demostrado que estos hongos son capaces de mejorar la absorción de nutrientes, en especial del fósforo; además de promover en las plantas mecanismos de resistencia y tolerancia a distintos tipos de estrés de origen biótico y abiótico. Asimismo, se ha reportado la influencia que tienen estos microorganismos sobre la mejora en la producción de plantas de interés agrícola, y más aún se consideran capaces de mejorar la calidad de los alimentos (Aguilera-Gómez *et al.*, 2007).

En México se han realizado diversos estudios relacionados con HMA nativos, en cultivos como agave (*Agave potatorum* Zucc.) en Oaxaca (Hernández *et al.*, 2014); caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en Tabasco (Salgado *et al.*, 2014), en papaya (*Carica papaya* L.) en Veracruz (Quiñones-Aguilar *et al.*, 2012); en el cultivo de café (*Coffea canephora* Pierre ex A. Froehner) en el estado de Chiapas (Bertolini *et al.*, 2017); en nogal pecanero (*Carya illionensis* (Wangenh.) K. Koch) en el

estado de Chihuahua (Muñoz-Márquez *et al.*, 2009); en el cultivo de heliconia (*Heliconia stricta* Huber) en Campeche (Uc-Ku *et al.*, 2019); en el cultivo de lilis (*Lilium hybrida* Tourn. Ex L) en el Estado de México (Cárdenas-Hidalgo *et al.*, 2022); y recientemente en el cultivo de rosa en la región florícola del Estado de México (Ocampo, 2022).

En este sentido, es de suma importancia conocer la diversidad y abundancia de HMA en el suelo; además de determinar la presencia de la asociación micorrízica en plantas, tales como el lilis especie de importancia desde el punto de vista ornamental en la región florícola del Estado de México, la cual es cultivada bajo un sistema de producción convencional que involucra el uso de productos químicos. Por lo que, el presente trabajo tiene por objetivo: determinar la presencia de micorrizas arbusculares nativas en el cultivo de *Lilium hybrida* en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Generalidades de las micorrizas

Las micorrizas son estructuras especializadas que cumplen diversas funciones. Estas se originan al asociarse en forma mutualista diversos grupos de hongos con el sistema radical de las plantas. Es importante hacer énfasis que en muchas ocasiones pueden existir confusiones con esta definición; sobre todo cuando se menciona de manera errónea que la micorriza corresponde a los hongos que se establecen en la raíz de las plantas, cuando lo correcto es que los hongos micorrízicos son aquellos que originan la estructura denominada micorriza (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

Se considera a la asociación micorrízica como uno de los factores promotores de la diversidad vegetal, al favorecer la adaptación de las plantas (supervivencia, crecimiento y reproducción) y facilitar su establecimiento, incluso bajo condiciones de estrés ambiental, lo cual tiene impacto positivo en la diversidad vegetal, tanto a escala poblacional, como de las comunidades vegetales (Finaly, 2008; Van der Heijden *et al.*, 2008).

Adicionalmente, las hifas de los hongos micorrízicos constituyen una parte importante de la biomasa del suelo y son un valioso sumidero de carbono, ya que los hongos micorrízicos asociados a las especies vegetales reciben entre el 57 % y 90 % del carbono de los árboles, y llegan a representar hasta el 50 % de la biomasa microbiana total del suelo (Finaly, 2008).

2.2 Funciones de las micorrizas

En la simbiosis mutualista micorriza-planta, los hongos se benefician con los azúcares, aminoácidos, ácidos grasos y otras sustancias que segregan las raíces sintetizadas por las raíces planta (Aguilera-Gómez *et al.*, 2007). Por su parte, los hongos micorrízicos desempeñan, entre estas, la solubilización de minerales ayudando a que las plantas adquieran nutrientes minerales que se encuentran en

la solución del suelo (entre estos K, P, Ca y Mg). Además, se tiene la idea de que el micelio de los hongos ya sea por sí mismos o en asociación con bacterias u otros hongos, pueden liberar nutrientes de partículas minerales y superficies rocosas a través del proceso de meteorización (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

Por su parte Finlay (2008), menciona que además de mejorar el estado nutricional y el crecimiento vegetal, la simbiosis micorrízica ofrece otros beneficios, entre los que se destacan: la protección ante el ataque de parásitos, como hongos patógenos y nemátodos, ya que influyen en la producción de sustancias defensivas por parte de la misma planta; la limitación de la absorción de metales pesados como el Zn y el Cd, que son almacenados en las hifas de los hongos; y el aumento del área de exploración de la raíz, permitiendo incrementar el flujo de agua del suelo a la planta.

Además, los hongos micorrízicos contribuyen a mejorar las propiedades fisicoquímicas del suelo mediante el enriquecimiento de materia orgánica y la formación de agregados por medio de la adhesión de partículas, debida a una proteína exudada por el micelio (entre estas la glomalina que es propia de hongos pertenecientes al Phylum Glomeromycota), contribuyendo de esta forma a dar estructura y estabilidad al suelo, lo que reduce la erosión y mejora la capacidad de retención de agua (Finlay, 2008; Guadarrama *et al.*, 2004).

2.3 Tipos de micorrizas

En párrafos anteriores se ha mencionado la existencia de diversos hongos que se establecen en el sistema radical y que a partir de este proceso se origina la micorriza (Torres, 2010; Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007). De acuerdo con diversos autores, existen seis tipos de micorrizas, clasificadas dentro de las ectomicorrizas, ectendomicorrizas y endomicorrizas; tal clasificación está en función de las estructuras que producen, el grado de penetración celular, el grupo taxonómico del

hongo, la planta involucrada, y las alteraciones morfológicas que experimentan tanto las plantas como los hongos en el desarrollo de la nueva estructura (Figura 1) (Agarwal y Sah, 2009; Smith y Read, 2008; Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007), estas son: ectomicorriza, micorriza arbutoide (ectendomicorriza), micorriza monotrofoide (ectendomicorriza), micorriza ericoide (endomicorriza), micorriza orquideoide (endomicorriza) y micorriza arbuscular (endomicorriza).

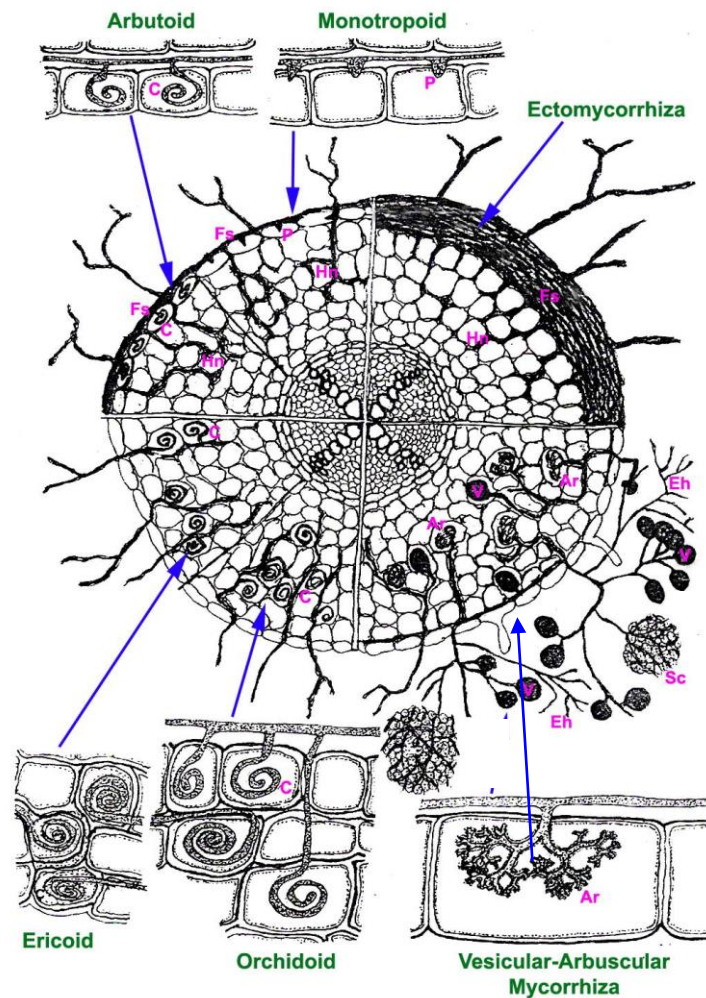


Figura 1. Tipos de micorrizas: ectomicorriza, arbuscular, orquideoide, ericoide, arbutoide y monotrofoide. Simbología: Ar: arbusculo; C: enrollamiento hifal; Eh: hifa extra radical; Hn: red de Harting; Fs: manto; P: Protuberancia; Sc: esclerocio; V: vesícula (Tomado de Agarwal y Sah, 2009).





2.3.1 Ectomicorrizas

Los hongos ectomicorrízicos son un grupo de simbioses obligados que establecen asociación mutualista con las raíces de gimnospermas y angiospermas, principalmente leñosas y, aunque solo alrededor del 3 % de las plantas forma esta asociación, su importancia global se incrementa si se toma en cuenta el valor económico de las especies de plantas involucradas y la proporción de la superficie terrestre que ocupan (Smith y Read, 2008; Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007). En este sentido, las ectomicorrizas tienen gran importancia en las áreas de aprovechamiento forestal, ya que al parecer son importantes en las diferentes etapas fenológicas de la mayoría de los árboles maderables en los bosques fríos, y además proporcionan a la planta cierta protección contra patógenos (Agerer, 2001).





Desde el punto de vista taxonómico, los hongos ectomicorrízicos pertenecen a los Phylum Basidiomycota, Ascomycota y Zygomycota (Alarcón, 2014; Smith y Read, 2008). De éstos destaca el Phylum Basidiomycota, debido a que en éste se encuentra la mayor diversidad de los géneros y especies que forman la asociación (Alarcón, 2014). Por otra parte, las principales familias vegetales que establecen interacción con este tipo de micorriza son: Pinaceae, Fagaceae y Betulaceae, así como a diversas especies de Salicaceae, Tiliaceae, Rosaceae, Leguminosae y Juglandaceae (Agerer, 2001).

En cuanto a las raíces que presentan hongos ectomicorrízicos desarrollan modificaciones en su morfología (morfotipos), por lo que aumentan su tamaño o se ramifican en forma repetida; esto debido a la síntesis de reguladores de crecimiento vegetal por parte del hongo (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007). De esta forma, los morfotipos de las raíces modificadas pueden ser: monopoidal pinnada, monopoidal piramidal, dicotómica, irregularmente pinnada, coraloide, tuberculada y trenzada (Cuadro 1) (DEEMY, 2022).

Cuadro 1. Características de morfotipos en raíces ectomicorrizadas (Fuente: DEEMY, 2022).

Morfotipo	Descripción	Imagen
Ausente	Las puntas de las micorrizas son solitarias, incluso en etapas ontogenéticas más antiguas.	
Monopoidal pinnada	Todas las ramas laterales del sistema radical yacen en un plano y se originan dos filas opuestas.	
Monopoidal piramidal	Las ramas laterales están orientadas en tres o más filas, formando un sistema radical tridimensional de tipo piramidal.	
Dicotómica	Las micorrizas tienen bifurcaciones dicotómicas, con bifurcaciones que crecen aproximadamente hasta la misma longitud.	

Cuadro 1. Continuación.

Morfotipo	Descripción	Imagen
Irregularmente pinnadas, Dicotómicas	Las ramas laterales de las micorrizas, originalmente dicotómicas, crecen a diferentes longitudes oscureciendo así el crecimiento típicamente bifurcado.	
Coraloide	Las ramas laterales son cortas y densamente dispuestas. Las ramificaciones coraloides pueden estar formadas por micorrizas de ramificación dicotómica y por sistemas de micorriza monopodiales-piramidales.	
Tuberculadas	Varias micorrizas están envueltas por una gruesa capa de hifas y dan lugar a una estructura parecida a un tubérculo.	
Trenzada	Las ramas laterales presentan un sistema monopoidal con un eje largo que se encuentra cerca del eje principal y tienen una forma sinuosa o tortuosa.	

Las hifas del hongo ectomicorrízicos penetran a los espacios intercelulares de la corteza radical, formando una red intrincada de células fúngicas conocida como red de Harting, cuya función es el intercambio de nutrientes entre el hongo y la planta hospedera. Alrededor de las raíces se forma una capa esponjosa de micelio llamada “manto fúngico” que actúa como un órgano de almacenamiento de nutrientes (Figura 2), algunas veces la superficie del manto fúngico está cubierta por células estériles diferenciadas llamadas cistidios (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

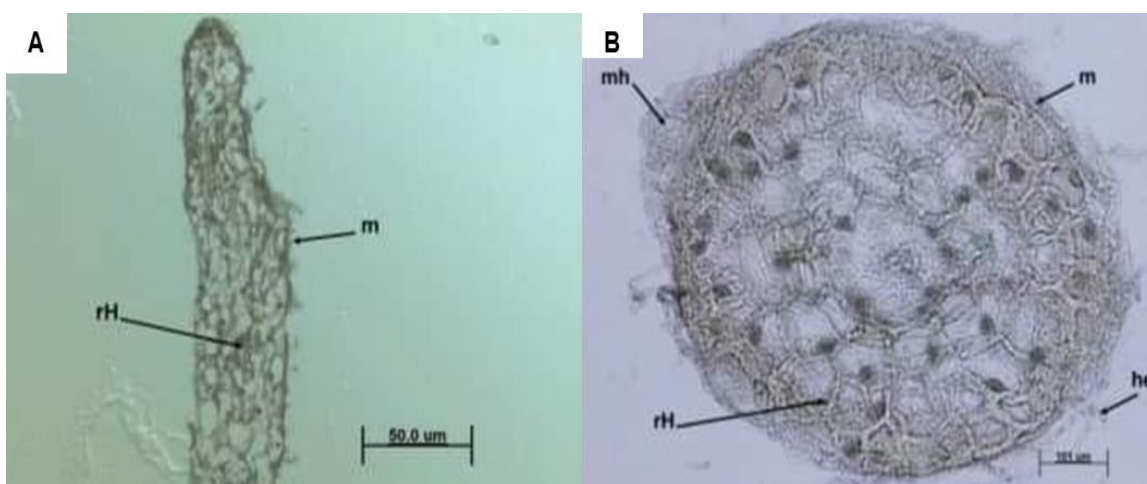


Figura 2. Ectomicorriza de *Lacaria trichodermophora* en *Pinus montezumae*. A) Corte longitudinal donde se observa el manto fúngico (m) y la red de Harting (rH). B) Corte transversal de la micorriza mostrando el manto fúngico (m) con micelio hialino (mh), hifas emanantes (he) y red de Harting (rH) (Tomado de Galindo-Flores *et al.*, 2015).

2.3.2 Ectendomicorrizas

Este tipo de micorriza presenta características similares a las ectomicorrizas y las endomicorrizas, pues presentan manto externo, como las ectomicorrizas, pero también penetran en el interior de las células como las endomicorrizas. Dentro de este grupo se encuentran involucrados hongos pertenecientes al Phylum Basidiomycota y Ascomycota; en lo que respecta a las plantas asociadas, son más

abundantes en angiospermas que en gimnospermas. Dentro de éstas se encuentran las micorrizas arbutoide y monotrofoide (Torres, 2010).

2.3.2.1 Micorriza arbutoide

La micorriza arbutoide se caracteriza por formar manto fúngico, micelio extra radical y red de Harting (fotografía de microscopio electrónico de barrido) (Figura 3). Además, presenta desarrollo intracelular (Figura 4) (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007). Los hongos formadores de esta simbiosis se ubican en el Phylum Basidiomycota, entre las especies se encuentran: *Hebeloma crustuliniforme* (*Hebeloma crustuliniforme* (Bull) Qué.), *Laccaria laccata* (*Laccaria laccata* (Scop.) Cooke), *Lactarius sanguifluus* (*Lactarius sanguifluus* (Paulet) Fr.), *Poria terrestris* var. *subluteus* (*Byssoporia terrestris* (Pers.) M. J. Larsen & Zak) *Piloderma bicolor* (*Piloderma bicolor* (Peck) Jülich) y *Cenococcum geophilum* (*Cenococcum geophilum* Fr.). Las plantas con las que se asocian corresponden a miembros de la subfamilia Arbutoideae, perteneciente a la familia Ericaceae (Smith y Read, 2008).

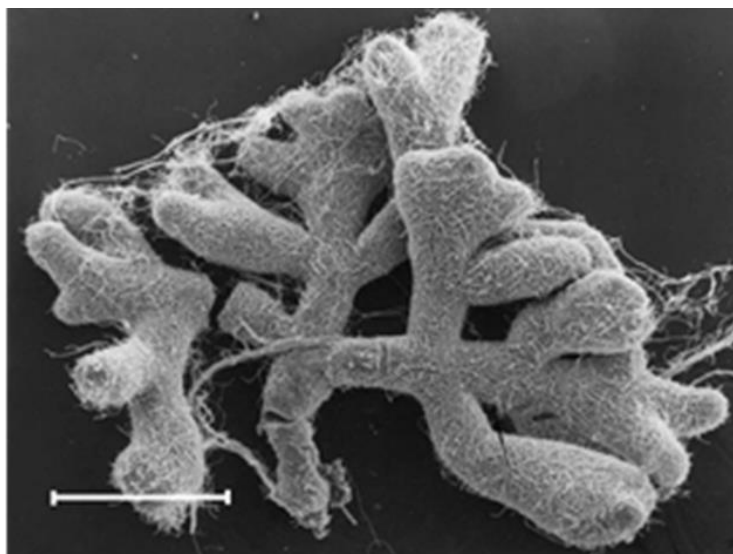


Figura 3. Micorriza arbutoide en la que se observa el manto fúngico y micelio extraradical (Tomado de Smith y Read, 2008).

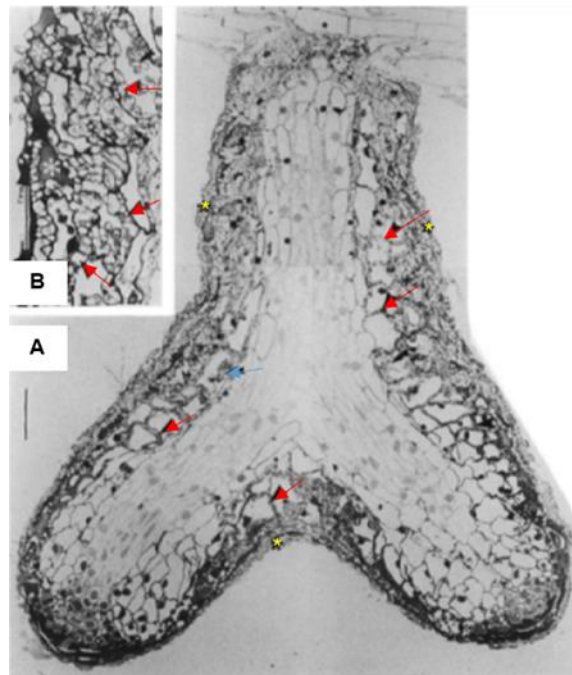


Figura 4. Microscopía óptica de raíces cortas dicotómicas de *Pinus banksiana-Wilcoxina*, A) sección longitudinal que muestra la red de Harting (flechas rojas), vaina (*amarillo), hifas intracelulares (flecha azul), B) mayor aumento de un área del eje principal de la raíz vista en (A) (Tomado de Smith y Read, 2008).

2.3.2.2 Micorriza monotrofoide

Esta micorriza se caracteriza por formar manto fúngico y red de Harting, así como estructuras altamente especializadas llamadas clavos fúngicos que penetran a las células epidérmicas; se encuentra presente en plantas sin clorofila de la familia Monotropaceae, entre la cual se encuentran las especies *Monotropa hypopitys* Crantz, *M. uniflora* L. y *Sarcodes sanguinea* Torr.; en tanto que los hongos con los que se asocian pertenecen al Phylum Basidiomycota, entre estos los géneros *Suillus* y *Rhizopogon* (Figura 5) (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

Una característica importante es que los hongos que forman este tipo de micorriza también desarrollan ectomicorriza en hospederos autotróficos vecinos y se supone

que el carbono orgánico es transferido a la planta monotropa (Smith y Read, 2008), de este modo, es que obtienen el carbono necesario para su desarrollo y supervivencia (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

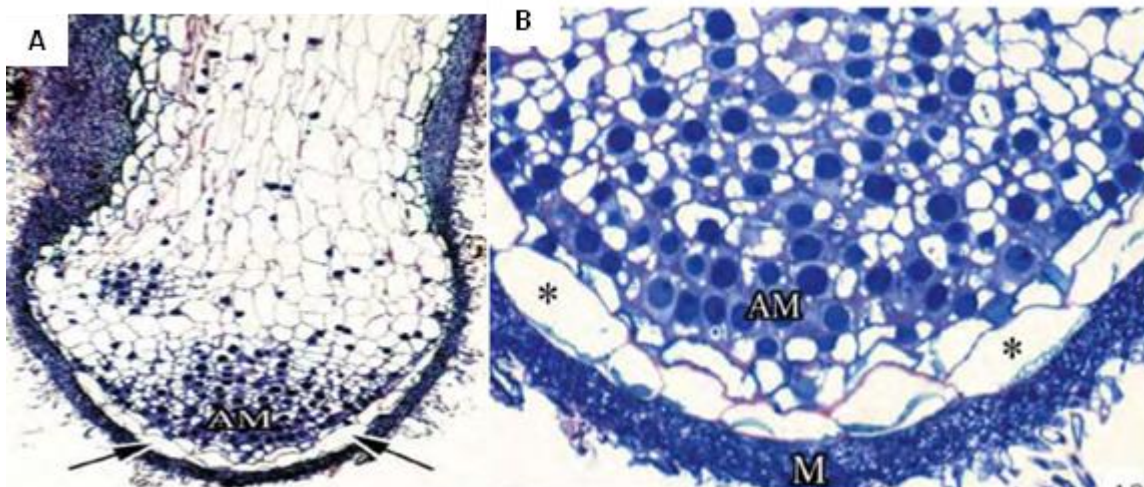


Figura 5. Microscopía óptica de *M. uniflora* micorrizada. A) Sección longitudinal de la punta de una raíz mostrando el meristemo apical (AM), células de la cubierta radicular agrandadas (→). La raíz está rodeada por un manto fúngico delgado alrededor del ápice de la raíz. B) Ampliación de la figura A, (*) Células vacuoladas de la cubierta de la raíz, (M) manto fúngico (Tomado de Massicotte *et al.*, 2005).

2.3.3 Endomicorrizas

En este tipo de micorriza las hifas de los hongos crecen tanto inter como intracelular en las raíces. La presencia de manto hifal alrededor de las raíces no es una característica propia de este tipo de micorriza, aunque algunos subtipos de endomicorrizas suelen tenerlo (Smith y Read, 2008). Dentro de la raíz, el hongo coloniza las células de la corteza, pero no alcanza la endodermis (Schüßler, 2001). Dentro de este tipo se encuentran las micorrizas: ericoide, orquideoide y arbuscular (Ferrera- Cerrato y Alarcón, 2007).

2.3.3.1 Micorriza ericoide

La micorriza ericoide se presenta en varias familias del orden Ericales, entre estas especies de las familias Ericaceae (excepto en algunos géneros como *Arbutus* y *Arctostaphylos*). Es importante mencionar que el establecimiento de la simbiosis está determinado por la nula complejidad anatómica de las raíces de las plantas. Los hongos asociados pertenecen al Phylum Ascomycota, entre estos *Hymenoscyphus ericae*, *Rhizoscyphus ericae* y algunas especies del género *Oidiodendron* (Torres, 2010).

El hongo penetra a las células radicales formando finas raíces laterales que carecen de crecimiento secundario. Cada raíz consiste en un cilindro vascular delgado, con una o dos capas de células corticales y una capa de epidermis. La asociación incluye la colonización de las células de la epidermis por las hifas, seguida de la formación de un complejo de hifas ramificadas (Figura 6) (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

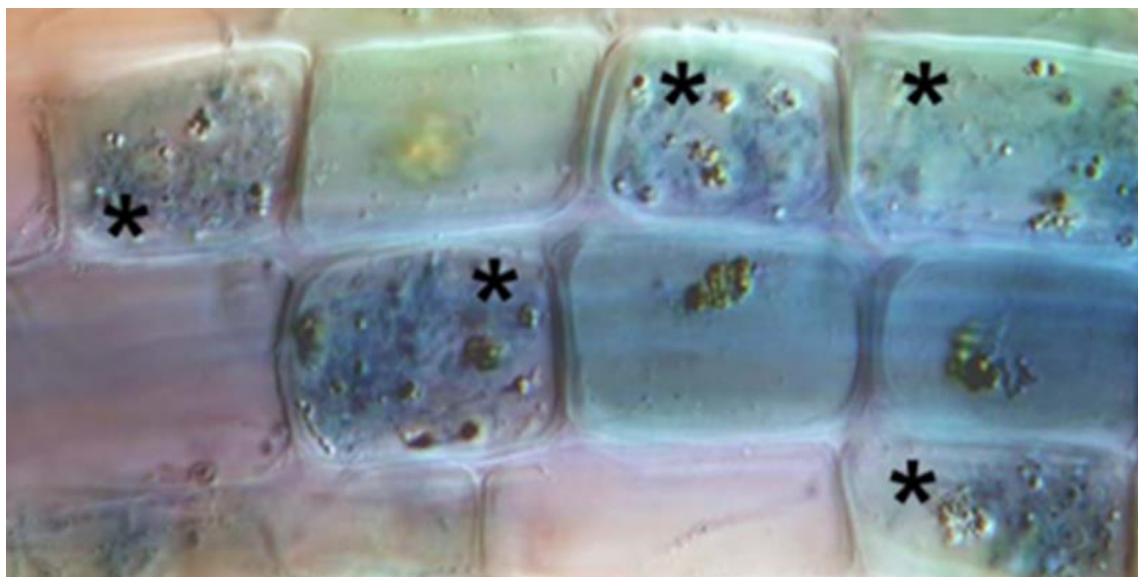


Figura 6. Formación de micorriza ericoide por el hongo *R. ericae* en plántulas de *Vaccinium myrtillus* (Tomado de Vohník *et al.*, 2012).

Bajo condiciones en las que no existe la simbiosis, los hongos tienen capacidad de desarrollarse como saprófitos; mientras que en asociación tienen la capacidad de asimilar diferencialmente formas simples y complejas de nitrógeno, así como el fósforo, lo que propicia mejor aprovechamiento de estos nutrimentos por las plantas (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

2.3.3.2 Micorriza orquideodeide

Este tipo de micorriza solo se desarrolla en plantas de la familia Orchidaceae; las cuales son parcial o completamente aclorófilas en alguna fase de su ciclo vegetativo, por lo que son dependientes del establecimiento de hongos micorrízicos que pertenecen al phylum Basidiomycota; algunos de ellos son saprobios (Montes, 2016), o pueden ser parásitos de otras plantas; pero, en su condición micorrízica con orquídeas transfieren carbono orgánico y nutrimentos minerales a las plantas (Smith y Read, 2008). En algunos casos la asociación es fundamental para la geminación de semillas (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

Entre los hongos asociados se encuentran *Rhizoctonia repens* (Juel) Juel, *R. goodyerae-repentis* (Costantin & L. M. Dufour) R.T. Moore, *R. solani* Kühn, y los géneros *Ceratorhiza*, *Thanatephorus*, *Ceratobasidium*, *Sebactina* y *Tulasnella* (Smith y Read, 2008). Cabe señalar que múltiples hongos micorrízicos pueden colonizar una misma planta (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007). La principal característica de esta micorriza es la formación de pelotones en el tejido cortical de los protocormos, raíces y rizomas, los cuales liberan los nutrientes cuando se degradan (Figura 7) (Montes, 2016).

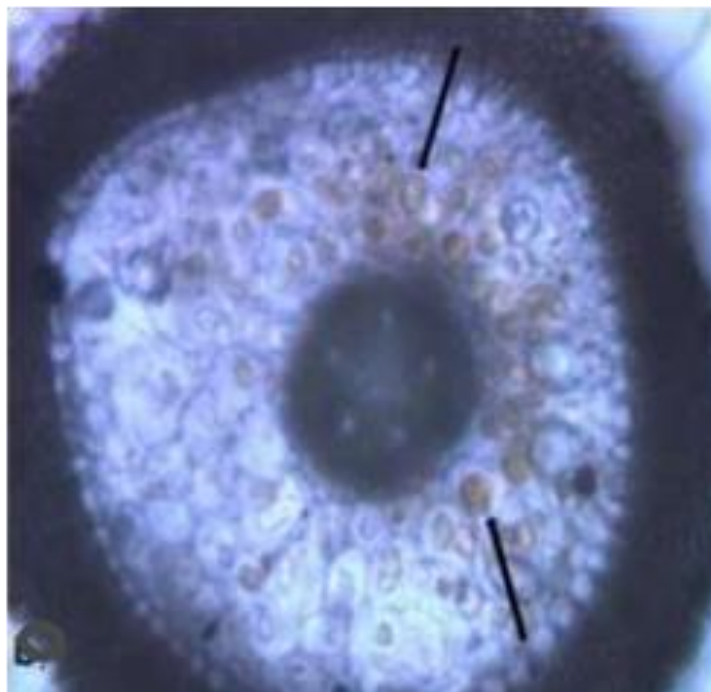


Figura 7. Corte transversal de raíz *Bletia purpurata* mostrando el desarrollo de la micorriza orquideoide. Flechas negras señalan la formación de pelotones dentro de las células corticales (Tomado de Carreón, 2016).

2.3.3.3 Micorriza arbuscular

Este tipo de micorriza es la más estudiada. Su importancia se basa en su relación con procesos evolutivos de las plantas terrestres, ya que los hongos formadores de este tipo de micorriza datan del periodo Silúrico, es decir hace 400 millones de años, coincidiendo con la aparición de las primeras plantas terrestres (musgos, helechos, equisetos, licopodios), por lo que se tiene la hipótesis de que la micorriza arbuscular pudo ser un factor importante en la invasión de la tierra por las plantas, al favorecer la supervivencia de aquellas que presentaban la interacción (Torres, 2010).

Los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) son organismos biotrofos obligados que viven en simbiosis con las raíces de más del 80 % de las plantas vasculares (Smith y Read, 2008). El término arbuscular se deriva de las estructuras situadas al

interior de la raíz denominadas “arbúsculos” los cuales se forman dentro de las células corticales a partir de hifas ramificadas, y (Smith y Read, 2008). Dentro de la raíz, los HMA forman otras estructuras llamadas vesículas que contienen lípidos y se consideran tanto elementos para la reproducción, como una fuente energética de reserva. Cabe señalar que algunos géneros de HMA como *Scutellospora* y *Gigaspora* no producen vesículas (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

Pocas son las familias en las que se excluye la asociación; algunos ejemplos de éstas son: Pinaceae, Betulaceae, Fagaceae, Orchidaceae, Ericaceae, Chenopodiaceae, Fumaraceae, Cyperaceae, Chenopodiaceae, Cyperaceae, Commelinaceae, Urticaceae, Poligonaceae, Amaranthaceae, Capparidaceae, Caryophyllaceae, Cruciferaeae, Gentianaceae, Myrtaceae, y Portulacaceae. Sin embargo, en algunas de ellas la colonización por los hongos puede ser efímera, sin que su efecto sea esencial para la planta, como es el ejemplo de algunas especies del género *Carex*, perteneciente a la familia Cyperaceae (Alarcón, 2014).

2.4 Clasificación taxonómica de los HMA

Inicialmente, los HMA se clasificaron en la familia Endogonaceae dentro del phylum Zygomycota, en conjunto con otros hongos microscópicos que no formaban asociaciones micorrízicas (Salmerum *et al.*, 2015); años después se reevaluó la clasificación de las especies agrupadas en Endogonaceae, debido a su gran variabilidad morfológica. A partir de esta reclasificación se reconocieron y separaron a especies con características morfológicas y fisiológicas distintivas, entre estos a los HMA (Salmerum *et al.*, 2015).

Posteriormente, con base en las características de las capas de las esporas y el descubrimiento del origen polifilético de algunos grupos dentro de los HMA, particularmente del género *Glomus*, se cuestionó su ubicación dentro del Phylum Zygomycota.; derivado de lo cual Schüßler *et al.*, 2001, plantearon una revisión del orden Glomales, a partir de lo cual se separó en el Phylum Glomeromycota

(Salmerum *et al.*, 2015). Actualmente este consta de una clase (Glomeromycetes), cuatro órdenes, 12 familias, 46 géneros y alrededor de 334 especies (Cuadro 2).

Cuadro 2. Clasificación taxonómica de los HMA (Fuente: Catalogue of Life, 2022).

Phylum: Glomeromycota		
Clase: Glomeromycetos		
Orden	Familia	Género
Archaesporales	Ambisporaceae	<i>Ambispora</i>
	Archaeosporaceae	<i>Arqueospora</i>
	Geosiphonaceae	<i>Geosiphon</i>
Diverisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i> <i>Entrophospora</i> <i>Kuklospora</i> <i>Sacculospora</i>
	Diversisporaceae	<i>Corymbiglomus</i> <i>Desertispora</i> <i>Diversispora</i> <i>Entrophospora</i> <i>Intraornatospora</i> <i>Otospora</i> <i>Redeckera</i> <i>Sieverdingia</i>
	Gigasporaceae	<i>Cetraspora</i> <i>Dentiscutata</i> <i>Fascutata</i> <i>Gigaspora</i> <i>Racocetra</i> <i>Scutellospora</i>
	Pacisporaceae	<i>Pacispora</i>
	Scutellosporaceae	<i>Bulbospora</i>

Cuadro 2. Continuación.

Orden	Familia	Género
Glomerales	Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus</i>
	Glomeraceae	<i>Dominikia</i>
		<i>Funneliforme</i>
		<i>Funneliglomus</i>
		<i>Glomus</i>
		<i>Kamienskia</i>
		<i>Microkamienskia</i>
		<i>Oehlia</i>
		<i>Palaeoglomus</i>
		<i>Rhizoglomus</i>
		<i>Rizophagus</i>
<i>Sclerocarpum</i>		
<i>Sclerocystis</i>		
<i>Septoglomus</i>		
Paraglomerales	Paraglomeraceae	<i>Innospora</i>
		<i>Paraglomus</i>
	Pervetustaceae	<i>Pervetustus</i>

2.5 Estructuras de los HMA

Las cuatro estructuras características que desarrolla este tipo de hongos micorrízicos son: hifas, arbuscúlos, vesículas y esporas. Tanto los arbuscúlos como las vesículas se desarrollan de manera intraradical, mientras que las hifas y las esporas se presentan dentro y fuera de la raíz (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007).

2.5.1 Hifas

Una vez que las esporas germinan, las hifas penetran la raíz y forman un apresorio en las capas internas del parénquima cortical. Nunca penetran la endodermis, tejidos vasculares, meristemos clorofílicos, partes viejas de la raíz, o en sistemas especializados de órganos vivos. Cuando la colonización se desarrolla en el interior

de la corteza ocurre un crecimiento exterior (micelio externo) estableciéndose nuevos puntos de entrada y originándose una densa red de hifas externas que avanzan varios centímetros a través del suelo (Figura 8). Una vez que la hifa ramificada entra en contacto con la planta, ésta se encuentra rodeada por la membrana plasmática de las células del parénquima cortical; por lo que el intercambio de nutrientes entre el hongo y la planta se lleva a cabo en el espacio apoplástico que se produce entre la membrana plasmática y el hongo (Rooseveelt, 2013; Roman, 2003).



Figura 8. Ramificación de una hifa próxima a la raíz de una posible planta hospedante, previo a la penetración (Tomado de Nazareno *et al.*, 2011).

2.5.2 Arbúsculos

Son estructuras que se originan a partir de la ramificación dicotómica repetida de una hifa al interior de una célula vegetal. Las ramificaciones de los arbúsculos no entran en contacto con el protoplasma de las células, sino que penetran como dedos en un guante, lo cual se denomina como “invaginaciones de la membrana celular” (Rooseveelt, 2013). De esta forma se produce una extensa superficie de contacto a través de la cual se lleva a cabo el intercambio de nutrientes minerales y carbohidratos entre el hongo y la planta (Figura 9) (Román, 2003).

La formación de los arbusculos aumenta la actividad metabólica de la célula huésped, lo que se debe principalmente a la transferencia en dos direcciones de metabolitos y nutrientes. Los arbusculos son activos entre 4 y 15 días, luego se degeneran y son digeridos por la célula huésped. El proceso de formación y degeneración de los arbusculos ocurre simultáneamente en la raíz, y a menudo se observan en todas las etapas del ciclo (Nazareno *et al.*, 2011).

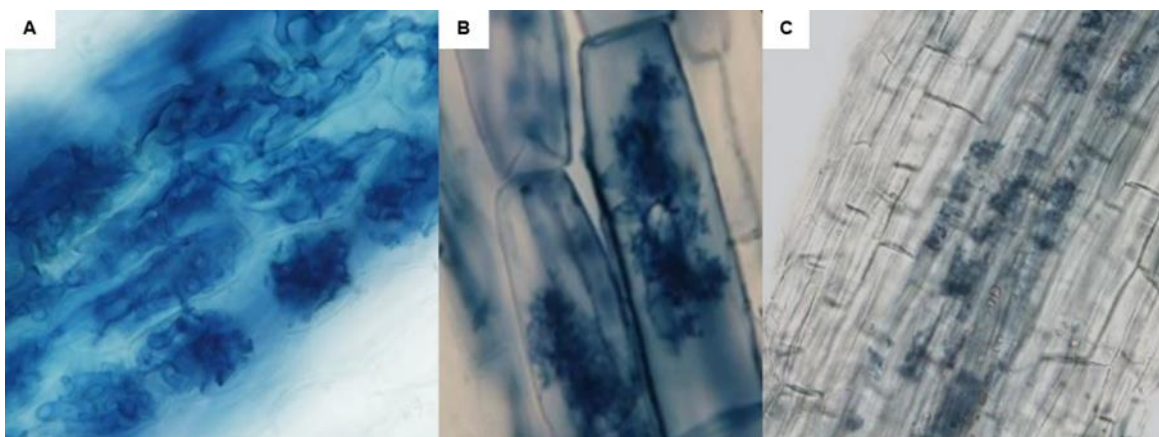


Figura 9. A) y B) arbusculos de *Gigaspora rosea*, C) arbusculo de *Paraglomus* sp. (Tomado de Nazareno *et al.*, 2011).

2.5.3 Vesículas

Las vesículas son estructuras ovoides, que se forman generalmente en los extremos de las hifas del hongo y pueden producirse a lo largo de todo el parénquima cortical colonizado (Figura 10). Suelen aparecer más tarde que los arbusculos y son consideradas órganos de reserva, principalmente de lípidos (Rooseveelt, 2013); su función es el almacenamiento de lípidos, fósforo y otros elementos químicos, pero que también pueden actuar como estructuras de propagación, ya que poseen numerosos núcleos. Las especies que pertenecen a los géneros *Gigaspora* y *Scutellospora* nunca forman vesículas, en su lugar producen células auxiliares en el micelio externo (Nazareno *et al.*, 2011).

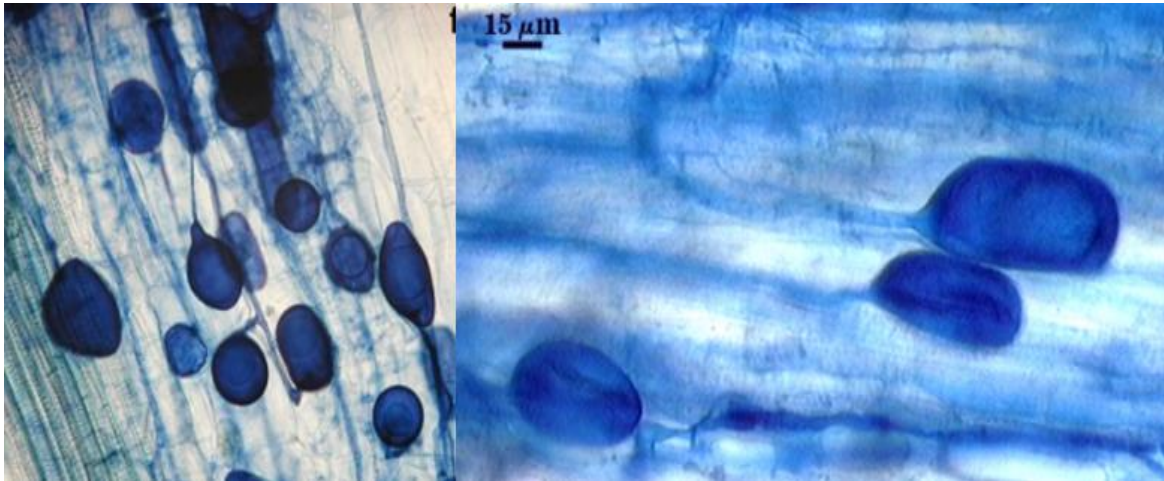


Figura 10. Vesículas desarrolladas en raíz de maíz (Tomado de INVAM, 2022).

2.5.4 Esporas

Las esporas son células únicas producidas a partir de las hifas esporógenas en posición apical o intercalar. El diámetro varía dependiendo de las especies de HMA, y pueden medir de 15 a 800 μm . La formación de esporas puede comenzar de manera rápida entre las primeras tres o cuatro semanas, o demorar hasta los seis meses dependiendo de la especie; la esporulación fúngica es un proceso dinámico, mientras algunas esporas se forman, otras están germinando (Nazareno *et al*, 2011).

Algunas características tomadas en cuenta para la identificación de esporas son el color (anaranjada, amarillas, blancas, café), y tamaño e hifa de sostén, un ejemplo de caracterización es *Entrophospora colombiana* (Spain y N.C. Schenck) Kaonongbua, J.B. Morton y Bever, cuyas esporas son de forma globosa o subglobosa, con un tamaño aproximado de 122 μm de color marrón anaranjado en un estado inmaduro, ya que en un estado maduro las esporas son más oscuras y opacas aunque el color de las esporas no es considerado un parámetro determinante para su clasificación, ya que el color puede variar dependiendo el estado de maduración de la espora (Figura 11 y 12) (INVAM, 2022).

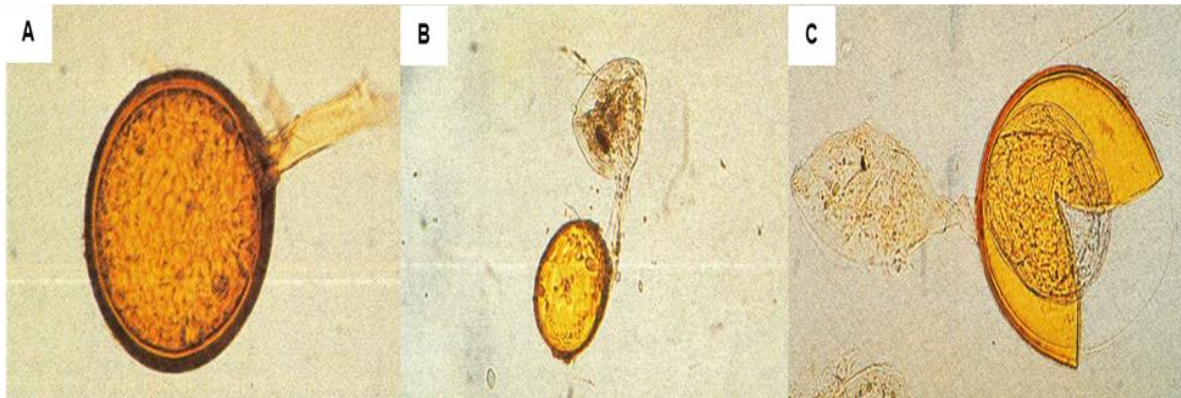


Figura 11. Microfotografías de esporas de HMA; A) *Glomus macrocarpum*; B) *Acaulospora mellea*; y C) *Entrophospora colombiana* (Tomado de Guerrero, 1996).

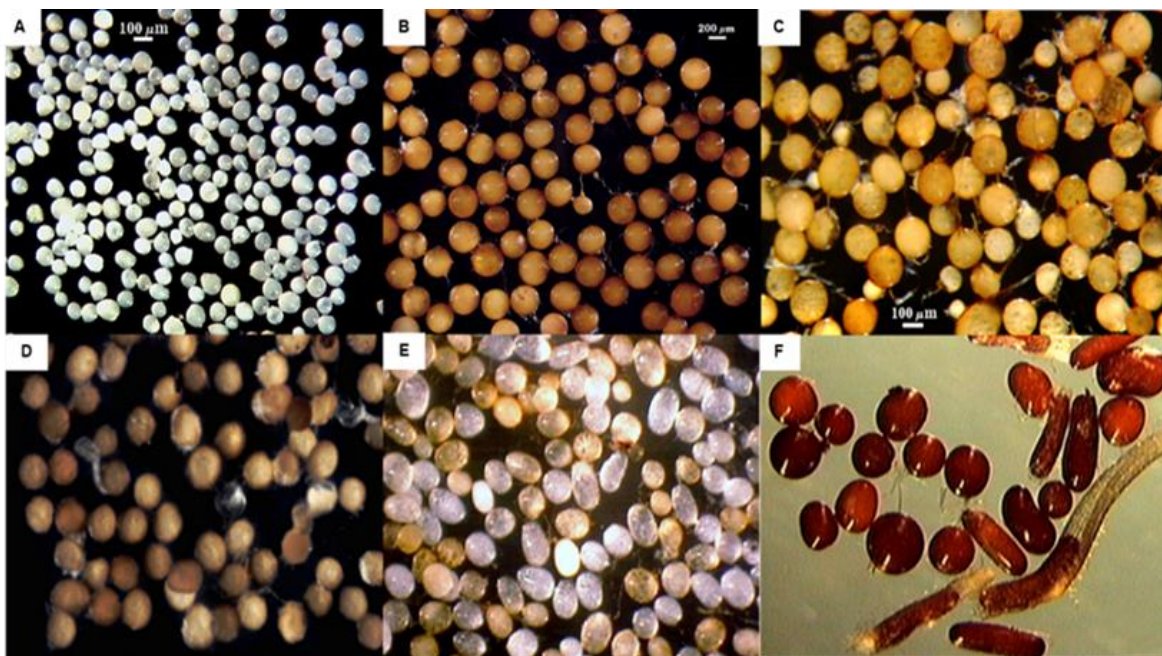


Figura 12. Características morfológicas de esporas de algunas especies de HMA; A) *Diversispora eburnea*, B) *Racocetra persica*, C) *Funneliformis coronatum*, D) *Acaulospora bireticulata*, E) *Cetraspora pellucida*, F) *Dentiscutata erythropha* (Tomado de INVAM, 2022).

2.6 Principales líneas de investigación de las micorrizas

Como se ha hecho referencia en múltiples ocasiones, en la naturaleza las micorrizas desempeñan diversas funciones; por lo que, de acuerdo con la Sociedad Mexicana de la Simbiosis Micorrízica (SOMESIMI, 2012), en México son estudiadas desde los siguientes enfoques:

- a) Agronomía: efecto de la micorrización en plantas de importancia económica, alimentaría y cultural.
- b) Ecología: dinámica de las poblaciones de los hongos micorrízicos (HM) e importancia de la micorriza en el crecimiento de especies silvestres y en la dinámica de las comunidades vegetales y ecosistemas.
- c) Taxonomía y sistemática: inventario de la diversidad de HM en México y determinación de la especificidad con ciertas especies vegetales.
- d) Biología molecular: esta es una herramienta importante para el conocimiento de la sistemática y la ecología de los HM, y de las micorrizas para determinar las relaciones filogenéticas de los HM y las coevolutivas con las plantas.
- e) Biotecnología y ciencias genómicas: manejo genómico de las cepas de los HM en beneficio del ser humano; por ejemplo, en agronomía, en la producción de metabolitos secundarios antineoplásicos y en la restauración de ecosistemas naturales.
- f) Ciencias ambientales: biorremediación, restauración, rehabilitación o reasignación de ecosistemas deteriorados.

Es importante destacar que en México la mayoría de las investigaciones están dirigidas hacia el conocimiento de la micorriza arbuscular, seguido de la ectomicorriza y existe poca información para los demás tipos de asociaciones. Por otro lado, la mayoría de los estudios se han enfocado en evaluar el impacto de la asociación en las plantas de interés agronómico, mientras que los trabajos sobre

plantas de ecosistemas naturales se han realizado en menos del 10 % de las 30,000 especies estimadas para México especies vegetales, en especial de zonas desérticas y de bosques tropicales húmedos (Camargo-Ricalde *et al.*, 2012).

2.7 Estudios en México sobre diversidad y abundancia de HMA

2.7.1 Estudios en plantas de importancia alimenticia

En México se han desarrollado estudios relacionados con la diversidad y abundancia de hongos micorrízicos arbusculares en cultivos de importancia alimenticia como el café (*Coffea canephora* Pierre ex A.Froehner) en el estado de Chiapas cuyo objetivo fue identificar las especies de HMA presentes de manera natural; los investigadores lograron la identificación de alrededor 20 especies de HMA (Bertolini *et al.*, 2017). En un estudio realizado en Oaxaca en el cultivo de agave (*Agave potatorum* Zucc.) se identificó la presencia de los géneros *Glomus* y *Gigaspora* y siete posibles especies ubicadas en las familias Glomeraceae y Gigasporaceae (Hernández *et al.*, 2014).

Por otro lado, en un cultivo de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en el estado de Tabasco, se realizó un estudio con el fin de determinar el estatus micotrófico de los HMA asociados; a partir de lo cual se registró una colonización radical entre 83.2 % y 95.8 % (Salgado *et al.*, 2014). Por otra parte, en el estado de Chihuahua se realizó una investigación con el objetivo de determinar el grado de micorrización natural y la identificación de géneros de HMA nativos asociados a nogal pecanero (*Carya illinoensis* (Wangenh.) K. Koch), obteniendo como resultado que los hongos formadores de micorriza en dicho cultivo pertenecieron al género *Glomus* (Muñoz-Márquez, 2009).

En una investigación llevada a cabo en el cultivo de papaya (*Carica papaya* L.) en el estado de Veracruz, en la que se inoculó una cepa comercial de *Glomus* sp. (Zac-2), se registró mayor crecimiento vegetativo en comparación con las plantas no

inoculadas; lo cual se manifestó en la altura, el diámetro de tallo, el volumen radical, el peso seco radical y el peso seco de follaje (Quiñones *et al.*, 2012).

2.7.2 Estudios de HMA en plantas de importancia ornamental

En la literatura existen escasos estudios sobre HMA en plantas ornamentales; entre estos se encuentra el llevado a cabo en el estado de Campeche con el objetivo de evaluar el efecto de la inoculación de *Rhizophagus intraradices* (N.C. Schenck y G.S. Sm.) C. Walker y A. Schüßler, en el desarrollo de *Heliconia stricta* Huber; entre los resultados destaca que las plantas colonizadas incrementaron su altura y el número de brotes, en comparación con las no inoculadas (Uc-Ku *et al.*, 2019).

Por otro lado, en la zona florícola del Estado de México se llevó a cabo un estudio en el cultivo de *Rosa hybrida*, cuyo objetivo fue determinar la presencia de HMA en suelos cultivados y la presencia de micorriza, entre los resultados destaca que en todos los suelos muestreados se extrajeron esporas de estos organismos y que todas las plantas analizadas se encontraron micorrizadas de manera natural (Ocampo, 2022).

También en el Estado de México, se han realizado estudios con el objetivo de determinar el efecto de *G. fasciculatum* en la absorción de fósforo, desarrollo y calidad de flor; a partir de lo cual se reportan resultados satisfactorios, ya que las plantas inoculadas presentan aumento significativo en el diámetro de tallo, longitud y diámetro de botón, lo que impacta de manera directa en la calidad comercial (Cardenas- Hidalgo *et al.*, 2022; Rubí *et al.*, 2012).

3. JUSTIFICACIÓN

Los microorganismos del suelo desempeñan funciones importantes; ya que, contribuyen al funcionamiento de los ecosistemas terrestres. Para estudiar las comunidades de organismos y ecosistemas se han desarrollado diversas investigaciones; por ejemplo, las dirigidas a los hongos micorrízicos arbusculares, los cuales establecen asociaciones mutualistas con alrededor del 80 % de las plantas vasculares. Una vez que estos organismos se asocian con las plantas, se desarrolla la llamada micorriza arbuscular, a partir de la cual las plantas se benefician debido a que se estimula el crecimiento vegetal, así como mecanismos de resistencia contra patógenos.

En México se han desarrollado diversas investigaciones con el objetivo de determinar la abundancia y diversidad de HMA y su efecto en el crecimiento de cultivos como café, caña de azúcar, agave, tomate y papaya. En el caso de estudios en cultivos ornamentales, la información es escasa; es importante conocer la presencia de estos HMA y su interacción con tales cultivos, los cuales representan gran importancia en la región florícola del Estado de México. Por lo que el presente trabajo de investigación tuvo por objetivo: determinar la presencia de micorrizas arbusculares nativas en el cultivo de *Lilium hybrida* en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.

4. HIPÓTESIS

Los hongos micorrízicos arbusculares son organismos que se encuentran presentes de manera natural en gran diversidad de suelos donde establecen asociaciones mutualistas con especies vegetales; por lo que se encontrarán presentes en suelos con *Lilium hybrida*, cultivada bajo un sistema de producción convencional, que involucra el uso de productos químicos, en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.

5. OBJETIVOS

5.1. Objetivo general

Determinar la presencia de micorrizas arbusculares nativas en el cultivo de *Lilium hybrida* en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.

5.2. Objetivos particulares

Registrar la presencia y abundancia de hongos micorrízicos arbusculares nativos de suelos cultivados con *Lilium hybrida* en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.

Caracterizar morfológicamente las esporas de hongos micorrízicos arbusculares asociados al cultivo de *Lilium hybrida* en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.

Registrar la presencia y el porcentaje de colonización micorrízica arbuscular en plantas de *Lilium hybrida* cultivadas en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

La presente investigación se realizó en el Laboratorio de Fitopatología del Centro Universitario Tenancingo de la Universidad Autónoma del Estado de México (UAEM), ubicado en la carretera Tenancingo-Villa Guerrero Km.1.5, C.P 52400, Tenancingo, Estado de México, México.

6.1. Colecta de muestras de suelo

Se colectaron muestras de suelo de diez cultivos de *L. hybrida* en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México (cinco muestras por municipio) (Figura 13), sin antecedentes de aplicación de productos comerciales de HMA. De cada sitio de colecta se seleccionaron al azar cinco plantas y de la rizosfera de cada una de estas se tomó una submuestra de suelo de aproximadamente 200 g; de esta manera fueron colocadas en una bolsa de polietileno para conformar una muestra compuesta de 1 kg por sitio, aproximadamente.

Cabe señalar que, con la finalidad de obtener datos representativos de cada sitio de colecta, se obtuvieron tres muestras de acuerdo con el procedimiento indicado en el párrafo anterior, y de cada una de estas se realizó la extracción de HMA de manera independiente; es decir, se analizaron tres muestras de suelo por sitio cultivado. El suelo colectado se transportó en frío al Laboratorio de Fitopatología, donde se determinó el pH y se mantuvo en refrigeración a 4°C hasta su procesamiento.

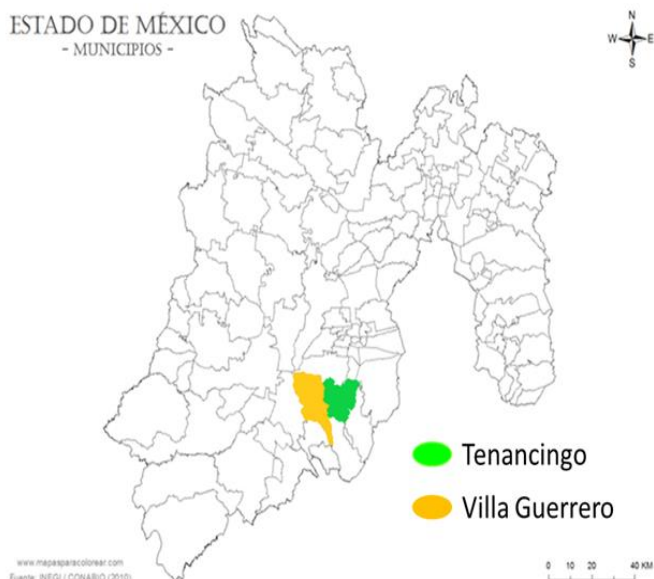


Figura 13. Ubicación de los municipios en el Estado de México en los cuales se realizó la colecta de las muestras de suelo.

Cuadro 3. Localidades de los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México y sitios de colecta de muestras de suelo y plantas de *Lilium hibryda*

Localidad	Sitio de colecta*
Los morales, Tenancingo	T1
Tecomatlan, Tenancingo	T2
Zepayautla, Tenancingo	T3
Santa Ana, Tenancingo	T4
Chalchihuapan, Tenancingo	T5
San Mateo Coapexco, Villa Guerrero	VG1
El Islote, Villa Guerrero	VG2
Santa María Aranzazú, Villa Guerrero	VG3
San José, Villa Guerrero	VG4
Zacango Villa Guerrero	VG5

*T: Tenancingo y VG: Villa Guerrero.

6.2. Extracción de esporas HMA

A partir de cada muestra se realizó la extracción de esporas de HMA por medio de la técnica desarrollada por Merton *et al.* (1987) con modificaciones propuestas por Ocampo (2022). Para lo cual se colocaron 100 cm³ de suelo en un vaso de precipitado que fue aforado a 800 mL con agua destilada; posteriormente la mezcla se mantuvo en agitación manual durante 3 minutos, y se dejó sedimentar el suelo durante 1 minuto. Transcurrido este tiempo, se decantó la suspensión sobre dos tamices de 45 y 500 mallas, empotrados entre sí; el contenido del tamiz de 40 mallas se lavó sobre el de 500 mallas, posteriormente con el apoyo de una pizeta se recuperó el suelo del tamiz de 500 mallas y se colocó en un vaso de precipitado de 150 mL. La suspensión se transfirió a tubos Falcon[®] de 50 mL y se centrifugó (Sorvall[®]) a 800 rpm durante 5 minutos.

El sobrenadante fue desechado cuidadosamente con la finalidad de evitar perturbar al precipitado; posteriormente se adicionó una solución de sacarosa (454 g de sacarosa diluida en 1 L de agua) y se agitó manualmente, enseguida se centrifugó a 600 rpm durante 60 segundos y el sobrenadante se decantó en un tamiz de 500 mallas, sin perturbar el precipitado. Posteriormente se recuperaron los residuos del tamiz en un vaso de precipitado y se mantuvo en obscuridad a 4 °C hasta su análisis (Figura 14).

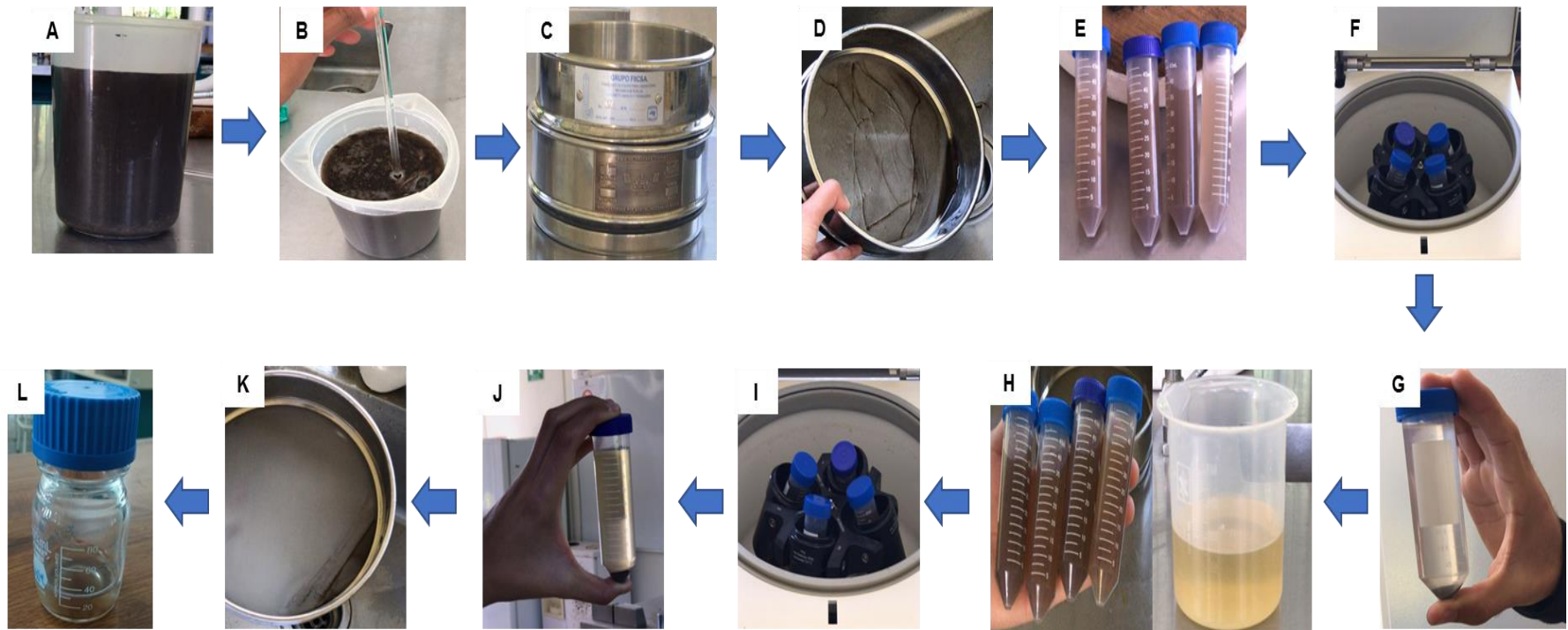


Figura 14. Proceso de extracción de esporas de HMA. A) mezcla de suelo, B) agitación durante 5 minutos, C) tamizado (tamiz superior de 45 μm , inferior de 500 μm), D) recuperación de los residuos del tamiz 500 μm , E) los residuos recuperados se incorporan en tubos Falcon®, F) centrifugado a 800 rpm durante cinco minutos, G) vaciado del sobrenadante sin perturbar el precipitado, H) mezcla del precipitado con una solución de sacarosa al 60%, I) centrifugado a 600 rpm durante 1 minuto, J) tamizado del sobrenadante de la solución azucarada sobre el tamiz de 500 μm , K) Tamizado del sobrenadante, y L) recuperación de los residuos del tamiz para su análisis.

6.3. Determinación de la presencia y abundancia de HMA

La solución obtenida en el proceso del apartado anterior (6.2) fue visualizada bajo microscopio estereoscópico (Carl Zeiss®), esto con la finalidad de determinar la presencia de esporas de HMA. En caso de estar presentes, se registró la abundancia, para lo cual se cuantificaron todas las esporas y se promediaron los resultados de las tres muestras por cada sitio de colecta.

6.4. Caracterización morfológica de las esporas de HMA

La caracterización de las esporas de los HMA se realizó bajo microscopio compuesto (Carl Zeiss®); para esto se tomó una muestra de la solución y se colocó en una caja de Petri para su observación. De cada espora se registró: color y tamaño, así como características de la hifa de sostén; lo cual se realizó tomando como base las descripciones reportadas en la base de datos del International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrizal Fungi (INVAM, 2022).

6.5. Colecta de material vegetal

De los sitios a partir de los cuales se obtuvieron las muestras de suelo, se colectó el material vegetal para determinar la colonización micorrízica; para lo cual se extrajeron raíces de cinco plantas. Las muestras se transportaron en frío al laboratorio, donde se mantuvieron en refrigeración a 4 °C hasta su procesamiento.

6.6. Determinación de la colonización micorrízica

La colonización micorrízica fue determinada a través de la técnica propuesta por Rodríguez *et al.* (2015). Para lo cual, se realizó un lavado de las raíces secundarias con agua corriente con la finalidad de eliminar el suelo adherido; enseguida se colocaron dentro de bolsas de papel de estraza y se mantuvieron en una estufa de secado (Felisa®) a 70 °C para eliminar la humedad, hasta obtener peso constante.

Posteriormente, las raíces se clarificaron sumergiéndolas en hidróxido de potasio al 10 % (m/v) (KOH) e incubándolas durante 20 min en estufa de secado a 90 °C. Transcurrido dicho tiempo, las raíces fueron retiradas de la solución y se lavaron con abundante agua corriente. Una vez libres de residuos, se sumergieron en tubos Eppendorf® de 2 mL los cuales contenían tinta azul (Parker Quink®) y se dejaron reposar durante 15 minutos a temperatura ambiente; al transcurrir este tiempo fueron incubadas en una estufa de secado durante 15 minutos a 70 °C; posteriormente se extrajeron y enjuagaron con agua corriente. Posteriormente, de cada planta se seleccionaron al azar siete segmentos de aproximadamente 1 cm de longitud, los cuales se colocaron en portaobjetos para su observación y registro de la presencia de arbuscúlos, vesículas, y esporas intra y extra radicales (Figura 15). Con base en esta información, se determinó el porcentaje de colonización micorrízica por planta por medio de la siguiente fórmula:

$$\% \text{ CM} = \frac{\text{SC} \times 100}{7}$$

Donde:

% CM: porcentaje de colonización micorrízica

SC: número de segmentos colonizados

6.6.1 Análisis estadístico

Se analizaron de manera independiente las cinco plantas por cada sitio de colecta, considerando como unidad de análisis los siete segmentos de raíz teñidos. El análisis estadístico se realizó con la finalidad de comparar el porcentaje de micorrización entre municipios. Los datos se sometieron a un análisis de varianza de una vía ($P < 0.05$) y comparación de medias Tukey ($P < 0.05$) haciendo uso del programa InfoStat, versión 2020e.

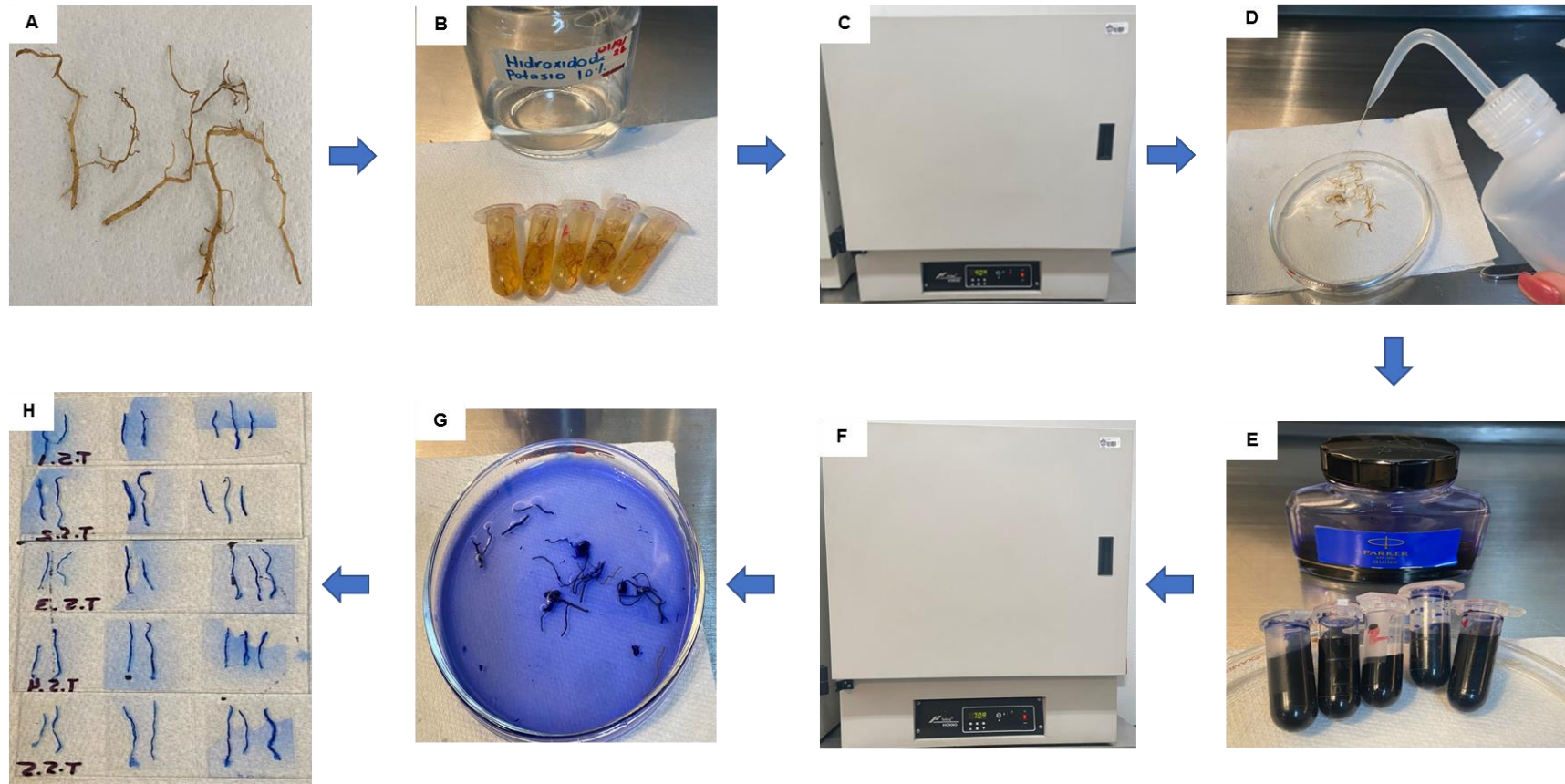


Figura 15. Secuencia metodológica para la tinción de raíces. A) Raíces secundarias sin suelo adherido, B) clarificación de raíces con KOH al 10 %, C) incubación a 90 °C durante 20 minutos, D) lavado de raíces para quitar los residuos de KOH, E) raíces sumergidas en tinta azul mantenidas a temperatura ambiente durante 15 minutos, F) incubación a 70 °C durante 15 minutos, G) lavado de raíces para quitar el exceso de tinta, H) montaje de segmentos de raíz para su visualización bajo microscopio compuesto.

7. RESULTADOS

7.1. Presencia y abundancia de HMA

En los diez sitios de colecta se registró la presencia de hongos micorrízicos arbusculares en el volumen de suelo analizado (100 cm³). En términos generales, la cantidad de esporas extraídas de los sitios de colecta en los municipios de Tenancingo (T) y Villa Guerrero (VG) fueron similares. Sin embargo, la mayor cantidad se registró en el sitio VG2 con un promedio de 11 esporas, seguido de los sitios VG3, VG5, T2, T3 y T5 en donde se obtuvieron en promedio 10 esporas; a estos le siguieron VG 4 y T1 con 9 esporas, T4 con 8 y finalmente VG1 con 5 esporas (Cuadro 3, Figura 16).

Por otro lado, se obtuvieron diferentes valores de pH y C.E en cada sitio de colecta. En el municipio de Villa Guerrero se encontró un pH en intervalo de 5.8 a 6.5, y en Tenancingo entre 6.4 y 6.7. En cuanto a la C. E, en Tenancingo fue entre 0.8 y 1, y para Villa Guerrero el intervalo fue más amplio entre 0.5 y 1. Cabe señalar que los datos obtenidos no son suficientes para relacionar estos parámetros con la presencia de esporas; no obstante, se observa que de manera general el mayor número de esporas se encuentra con pH cercano a neutro (Cuadro 3).

Cuadro 4. Promedio de esporas de HMA, extraídas en 100 cm³ de suelo, y valores de pH y C.E por sitio de colecta de los municipios de Tenancingo (T) y Villa Guerrero (VG), Estado de México.

Sitio de colecta	pH	Promedio esporas*
T1	6.5	9
T2	6.4	10
T3	6.4	10
T4	6.7	8
T5	6.4	10
VG1	5.8	5
VG2	6.4	11
VG3	6.5	10
VG4	6.5	9
VG5	6.3	10

*Corresponde al promedio de las esporas de HMA de las tres muestras por sitio de colecta.

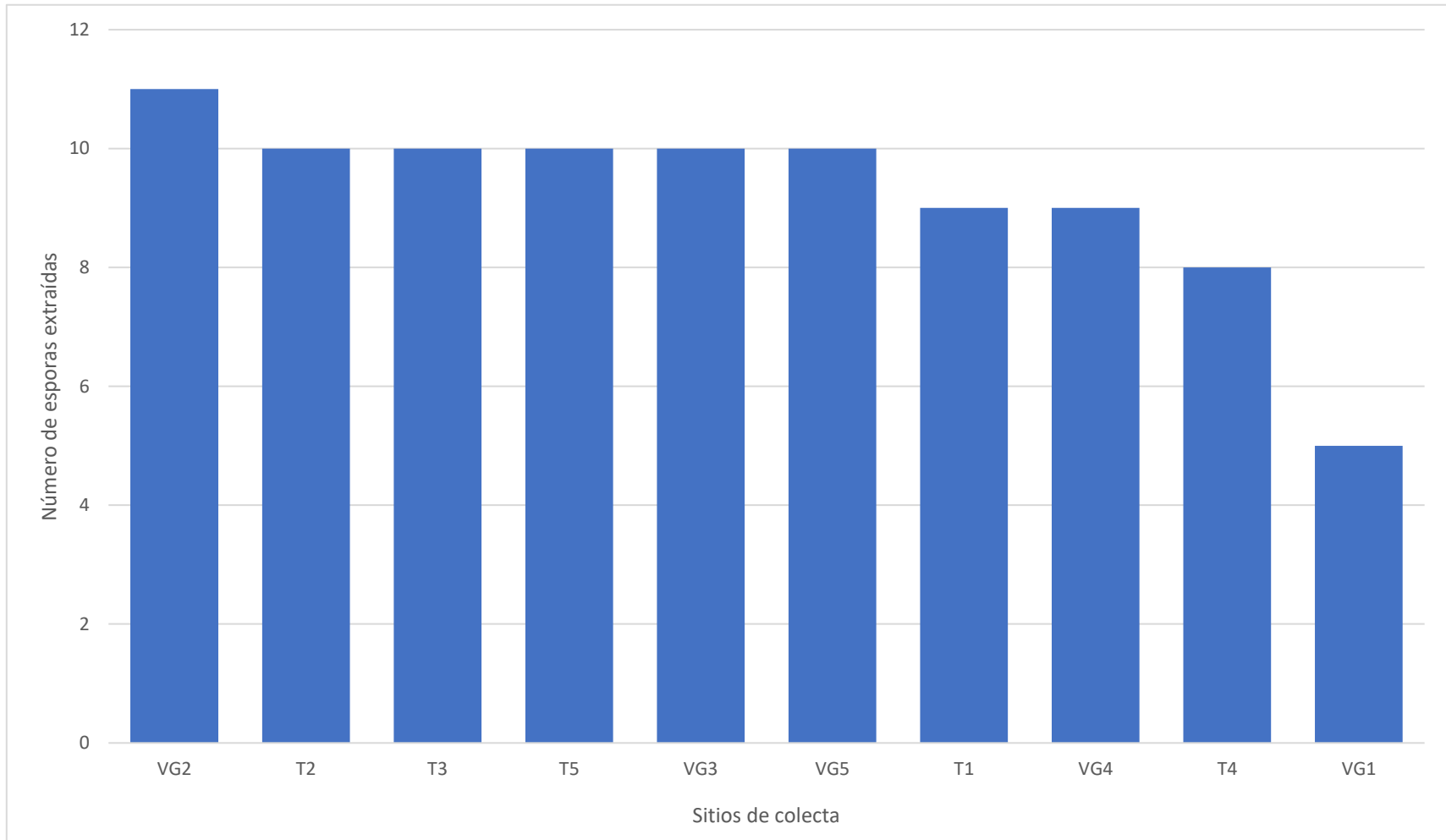


Figura 16. Promedio de esporas de HMA extraídas en 100 cm³ de suelo, en los sitios de colecta de los municipios de Tenancingo (T), y Villa Guerrero (VG), Estado de México.

7.2. Características morfológicas de las esporas de HMA

La coloración de las esporas, visualizadas bajo microscopio estereoscópico se clasificó como transparente, marrón, amarillo y café, las cuales se encontraron en todos los sitios de colecta, a excepción de los sitios T4 y T5 donde no se observaron esporas transparentes. La hifa de sostén no se visualizó en todos los casos; sin embargo, en las que fue posible, las formas identificadas fueron recta y acampanada (Figuras 17 y 18).

El tamaño fue variable, las esporas transparentes que presentaron hifa de sostén recta midieron 120-140 x 100 μm , mientras las que no presentaron esta estructura midieron 75-160 x 60-140 μm . Las esporas de color marrón con hifa de sostén acampanada midieron 80-220 x 60-100 μm , en las esporas color marrón con hifa de sostén recta sus medidas fueron 100-140 x 80 -120 μm , y en las esporas color marrón sin hifa de sostén 80-140 x 60-140 μm (Cuadro 4, Figura 17).

Las esporas color amarillo y con hifa de sostén acampanada midieron 100-240 x 80-120 μm , las amarillas con hifa de sostén recta 80-140 x 60-100 μm , las amarillas sin hifa de sostén 80-140 x 60-120 μm . Las de color café con hifa de sostén acampanada midieron 100-140 x 80 μm , las esporas color café cuya hifa de sostén fue recta 100-240 x 80-120 μm ; mientras que aquellas en las que no se observó esta estructura las medidas variaron entre 60-180 x 60-120 μm (Cuadro 4, Figura 18).

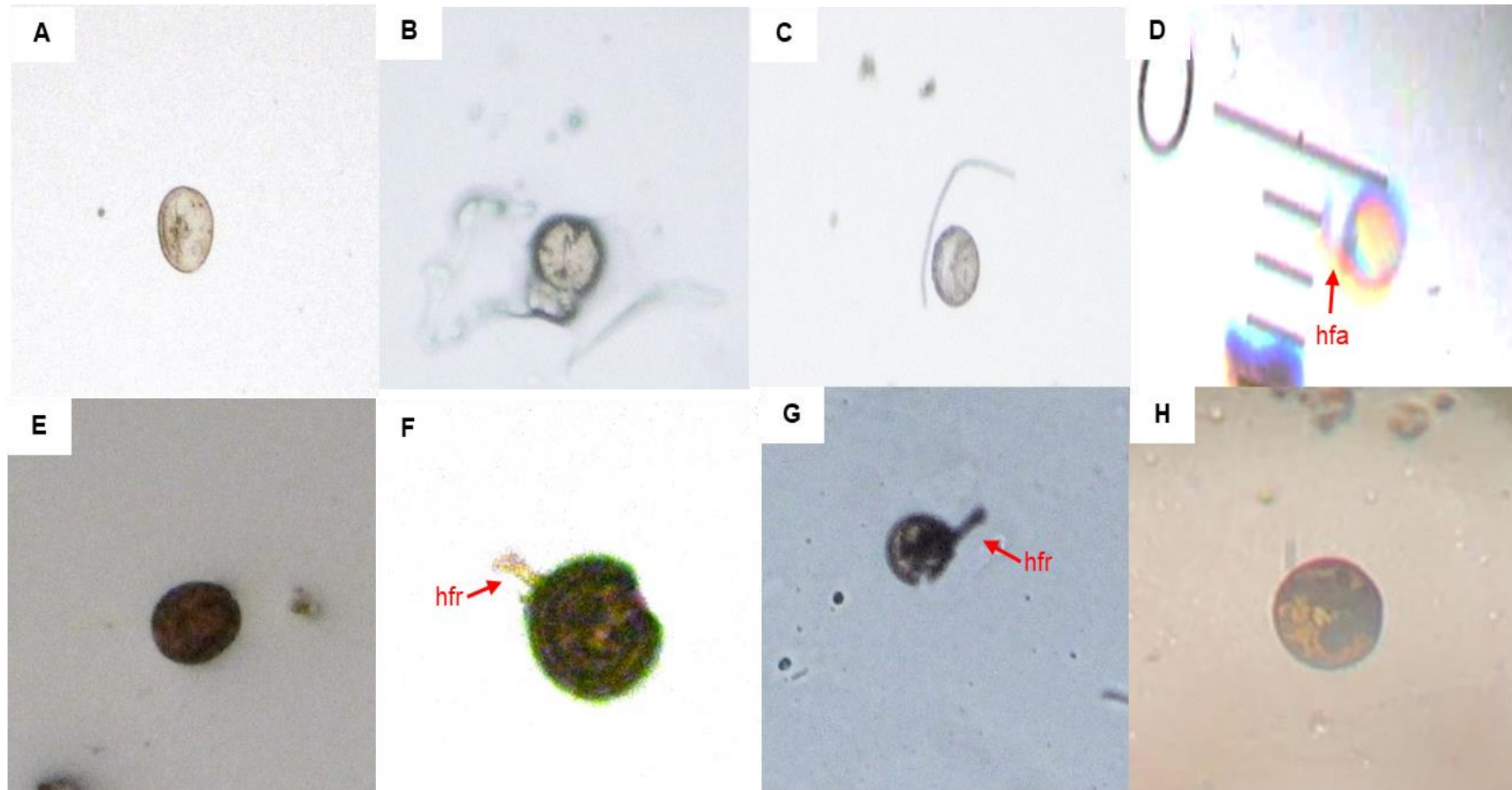


Figura 17. Esporas extraídas en los diez sitios de colecta de los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México. A-D) Esporas transparentes; y E-H) esporas color marrón. hfa indica hifa de sostén acampanada y hfr hifa de sostén recta.

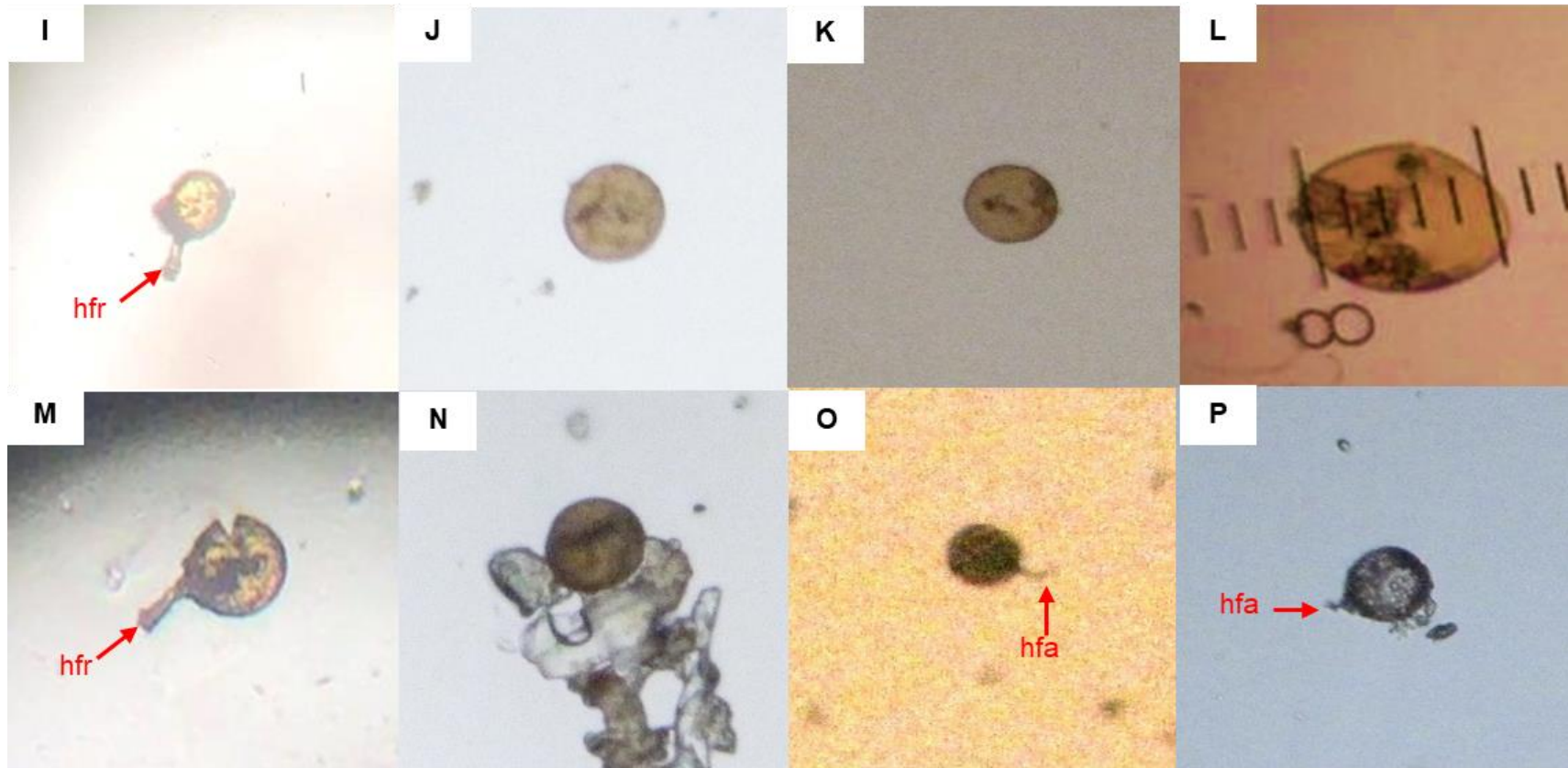


Figura 18. Esporas extraídas en los diez sitios de colecta de los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México. I-L) esporas de color amarillo; y M-P) esporas de color café. hfa indica hifa de sostén acampanada y hfr hifa de sostén recta.

Cuadro 5. Color, tamaño de las esporas y características de la hifa de sostén de HMA, extraídos a partir de muestras de suelo de los municipios de Tenancingo (T) y Villa Guerrero (VG).

Sitio de colecta	Color	Largo (μm)	Ancho (μm)	Características hifa de sostén
T1	Amarillo	100-140 (125)	80-120 (100)	Acampanada
	Amarillo	80-140 (110)	60-120 (90)	No observada
	Amarillo	100- 120 (100)	80- 100 (80)	Recta
	Café	80-120 (106.6)	80-100 (83.3)	No observada
	Café	100	80	Recta
	Marrón	100	80	Acampanada
	Marrón	80-120 (100)	60-80 (75)	No observada
	Marrón	100-140 (120)	80-100 (93.3)	Recta
	Transparente	100	80	No observada
	Transparente	140	100	Recta
T2	Amarillo	100	80	Acampanada
	Amarillo	100-140 (120)	80-120 (100)	No observada
	Amarillo	120	80	Recta
	Café	100	80	Acampanada
	Café	80-140 (97.1)	60-120 (77.1)	No observada
	Café	100-140 (120)	80-120 (100)	Recta
	Marrón	80-120 (104.4)	60-100 (80)	No observada
	Marrón	100	80	Recta
	Transparente	120	100	No observada
	Transparente	120	100	Recta

Cuadro 5. Continuación.

Sitio de colecta	Color	Largo (μm)	Ancho (μm)	Características hifa de sostén
T3	Amarillo	120-240 (180)	100	Acampanada
	Amarillo	100	80	No observada
	Amarillo	100- 140 (120)	80-100 (93.3)	Recta
	Café	80-120 (94.2)	60-80 (71.4)	No observada
	Café	100- 140 (120)	80-100 (90)	Recta
	Marrón	80-120 (104.4)	60- 100 (86.6)	No observada
	Transparente	100-160 (130)	80-140 (110)	No observada
T4	Amarillo	100	80	Acampanada
	Amarillo	100-140 (120)	80-100 (90)	No observada
	Amarillo	120	100	Recta
	Café	100-120 (110)	80-100 (90)	No observada
	Café	120	100	Recta
	Marrón	80-120 (100)	60-80 (70)	Acampanada
	Marrón	80-120 (100)	60-100 (80)	No observada
T5	Marrón	140	120	Recta
	Amarillo	100-120 (113.3)	80-100 (93.3)	Acampanada
	Amarillo	100-140 (115.5)	80-120 (88.8)	No observada
	Amarillo	100-120 (106.6)	80	Recta
	Café	80-120 (97.5)	60-100 (80)	No observada
Marrón	80-120 (95)	60-80 (72.5)	No observada	

Cuadro 5. Continuación.

Sitio de colecta	Color	Largo (µm)	Ancho (µm)	Características hifa de sostén
VG1	Amarillo	140	100	Recta
	Café	100-180 (120)	80-100 (92)	No observada
	Café	120-240 (180)	80-100 (90)	Recta
	Marrón	100	80	Acampanada
	Marrón	120	80	No observada
	Transparente	75-160 (108.7)	65-140 (93.7)	No observada
VG2	Amarillo	140	100-120 (110)	Acampanada
	Amarillo	80-120 (102)	60-100 (86)	No observada
	Amarillo	140	100	Recta
	Café	120	80	Acampanada
	Café	60-100 (73.3)	60-80 (66.6)	No observada
	Marrón	100-220 (160)	80-100 (90)	Acampanada
	Marrón	100-120(116)	80-100 (92)	No observada
	Marrón	120-140 (130)	100	Recta
	Transparente	100	80	Acampanada
	Transparente	80-100 (93.3)	60-80 (73.3)	No observada
VG3	Amarillo	100-140 (120)	80-120 (100)	No observada
	Amarillo	120	80	Recta
	Café	140	80	Acampanada
	Café	100	60-80 (73.3)	No observada
	Marrón	100-120 (110)	80-100 (90)	Acampanada
	Marrón	100-140 (116)	80-140 (100)	No observada
	Transparente	80-100 (90)	80-100 (90)	No observada

Cuadro 5. Continuación.

Sitio de colecta	Color	Largo (μm)	Ancho (μm)	Características hifa de sostén
VG4	Amarillo	100-120 (111.1)	80-100 (91.1)	No observada
	Café	80-140 (108)	60-120 (88)	No observada
	Marrón	100-120 (108.5)	80-100 (88.5)	No observada
	Transparente	80-120 (100.9)	60-100 (82.85)	No observada
VG5	Amarillo	100-120 (110)	80-100 (90)	Acampanada
	Amarillo	80-140 (110)	60-80 (83.3)	No observada
	Amarillo	80-120 (106.6)	60-100 (83.3)	Recta
	Café	80-120 (110)	60-100 (86.6)	No observada
	Marrón	80-120 (93.3)	60-100 (73.3)	No observada
	Transparente	80-120 (96)	60-100 (84)	No observada

7.3 Estructuras de micorrización presentes en las muestras

En los diez sitios de colecta se identificaron las tres principales estructuras de los HMA: arbusculos, vesículas y esporas (Figuras 19, 20 y 21). En el caso de Tenancingo, las estructuras que se identificaron con mayor frecuencia fueron las esporas, seguido de vesículas y en menor cantidad los arbusculos. En términos generales, el porcentaje de muestras en las que se registraron estas estructuras fue variable en función del sitio de colecta; las esporas se identificaron entre el 54.28 % y el 97.14 % de las muestras, en el caso de las vesículas el porcentaje varió entre el 34.28 % y 71.42 %, y en el caso de los arbusculos su presencia fue entre 11.42 % y 22.85 % de las muestras analizadas (Figura 21).

En el caso de las muestras del municipio de Villa Guerrero las estructuras que se identificaron con mayor frecuencia fueron las esporas, seguido de las vesículas y finalmente los arbuscúlos. Se registraron esporas en el 45.71 % y 77.14 % de las muestras, en el caso de las vesículas fue entre 22.85 % y 54.28 %, y los arbuscúlos en el 5.71 % y 20.00 % de las muestras analizadas (Figura 22.)

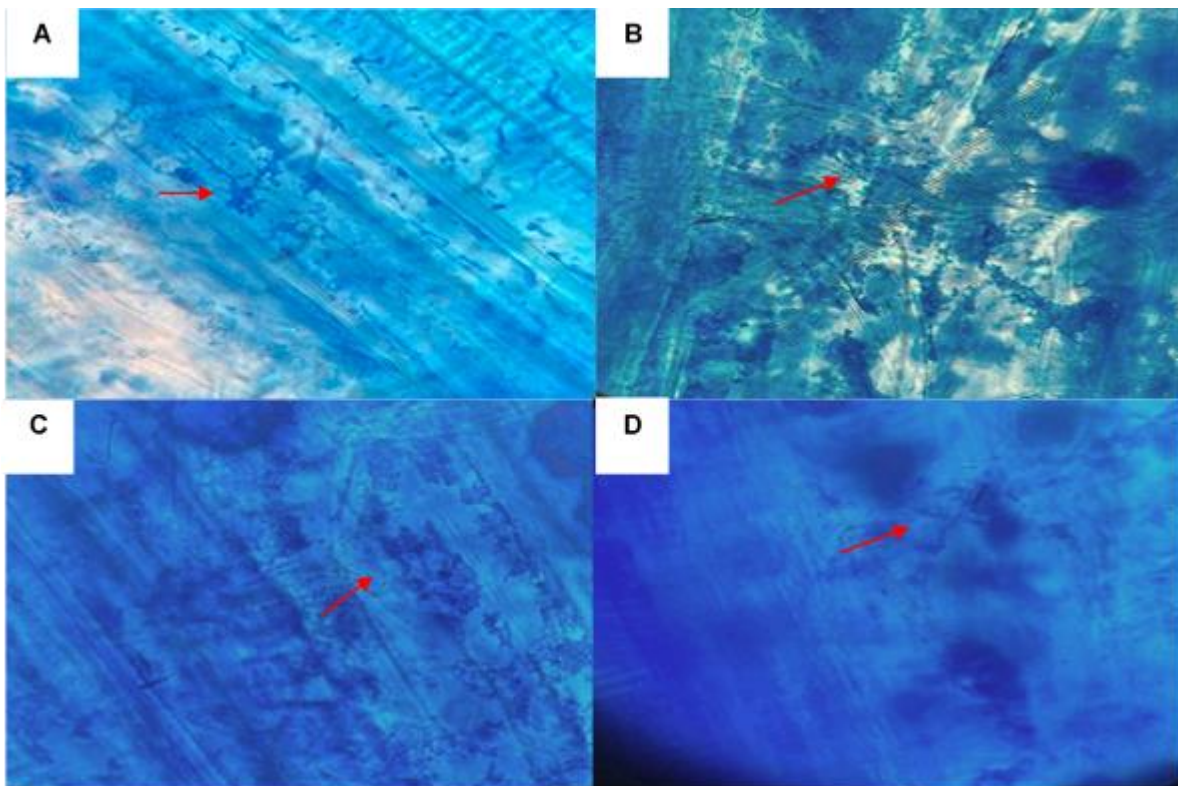


Figura 19. A-D) Visualización microscópica (40x) de arbuscúlos presentes en raíces secundarias de plantas de lilis colectadas en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.

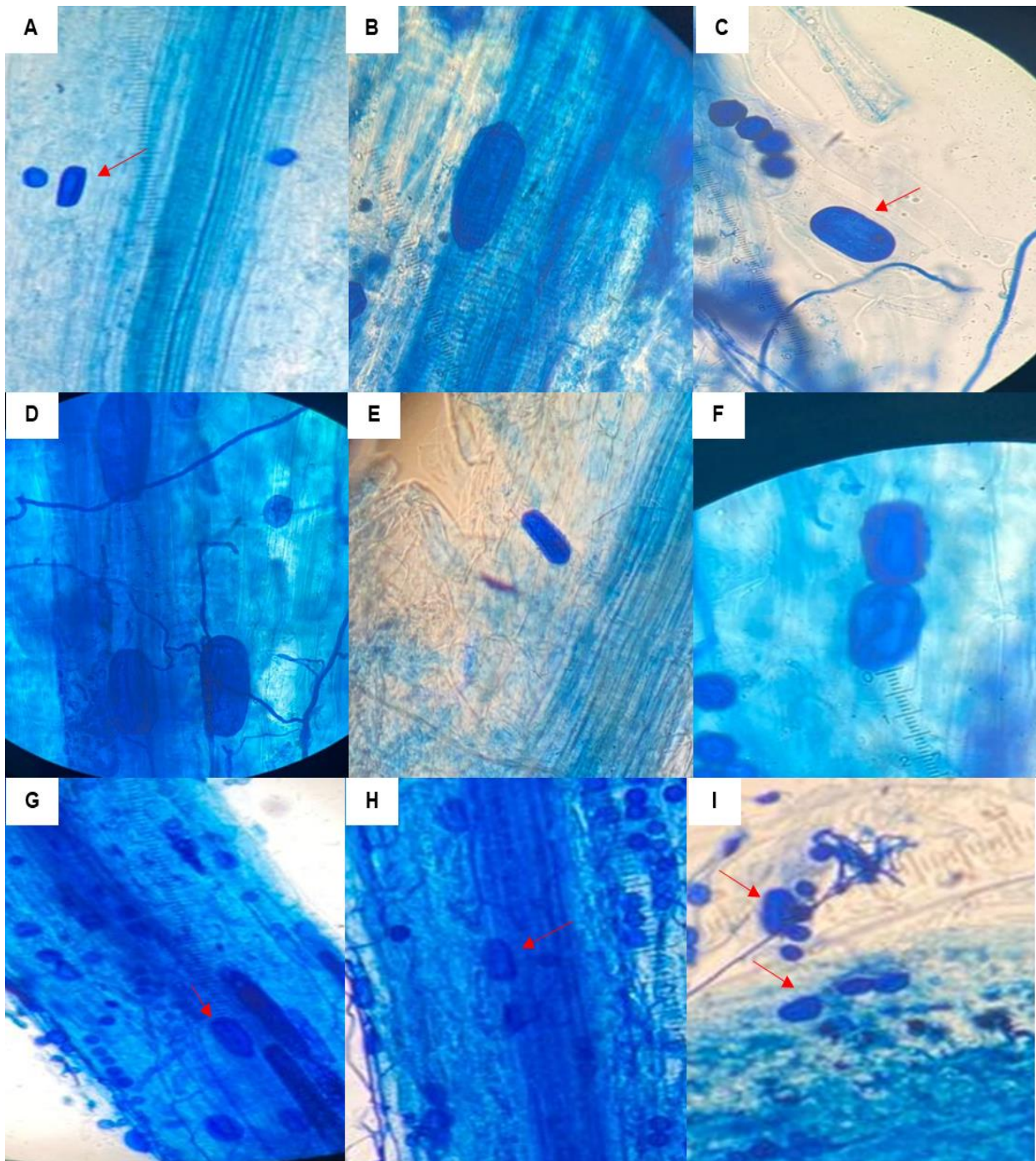


Figura 20. A-I) Visualización microscópica (40x) de vesículas observadas en raíces secundarias de plantas de lilis colectadas en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.

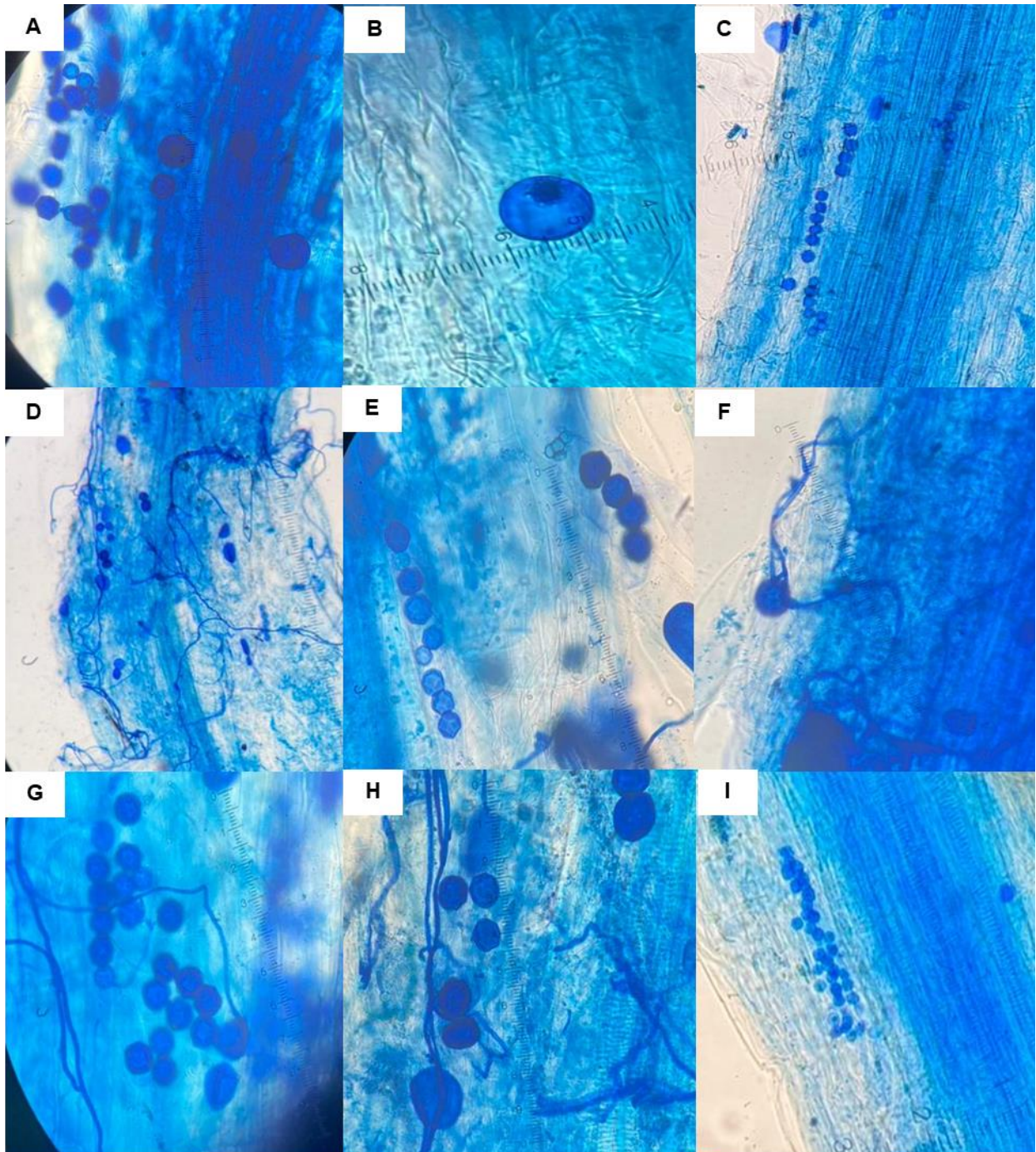


Figura 21. A-I) Visualización microscópica (40x) esporas observadas en raíces secundarias de plantas de lilis colectadas en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.

7.4 Micorrización total en los municipios de colecta

Se detectaron diferencias significativas ($P < 0.05$) en el porcentaje de micorrización entre municipios; donde la menor micorrización estuvo representada por todas las muestras del municipio de Villa Guerrero y por el sitio T5 (Tenancingo). Cabe señalar que el sitio VG2 fue en el que se presentó la menor micorrización con el 48.57 %; mientras que el mayor porcentaje se registró en el sitio T2 con 100 % (Cuadro 5). Las muestras de Tenancingo se encontraron micorrizadas en un intervalo del 57.16 % al 100 % (Cuadro 5, Figura 22); mientras que en las muestras de Villa Guerrero el porcentaje varió entre 48.57 % a 82.86 % (Cuadro 5, Figura 23).

Cuadro 6. Comparación de medias del porcentaje de micorrización total en plantas de lilis colectadas en Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México.

Sitio	Porcentaje de colonización micorrízica
VG2	48.57 ^a
T5	57.16 ^a
VG3	68.57 ^a
VG1	71.43 ^a
VG5	71.43 ^a
VG4	82.86 ^a
T1	94.28 ^b
T3	94.28 ^b
T4	97.14 ^b
T2	100 ^b

Comparación de medias Tukey ($P < 0.05$). Literales diferentes indican diferencias estadísticas significativas.

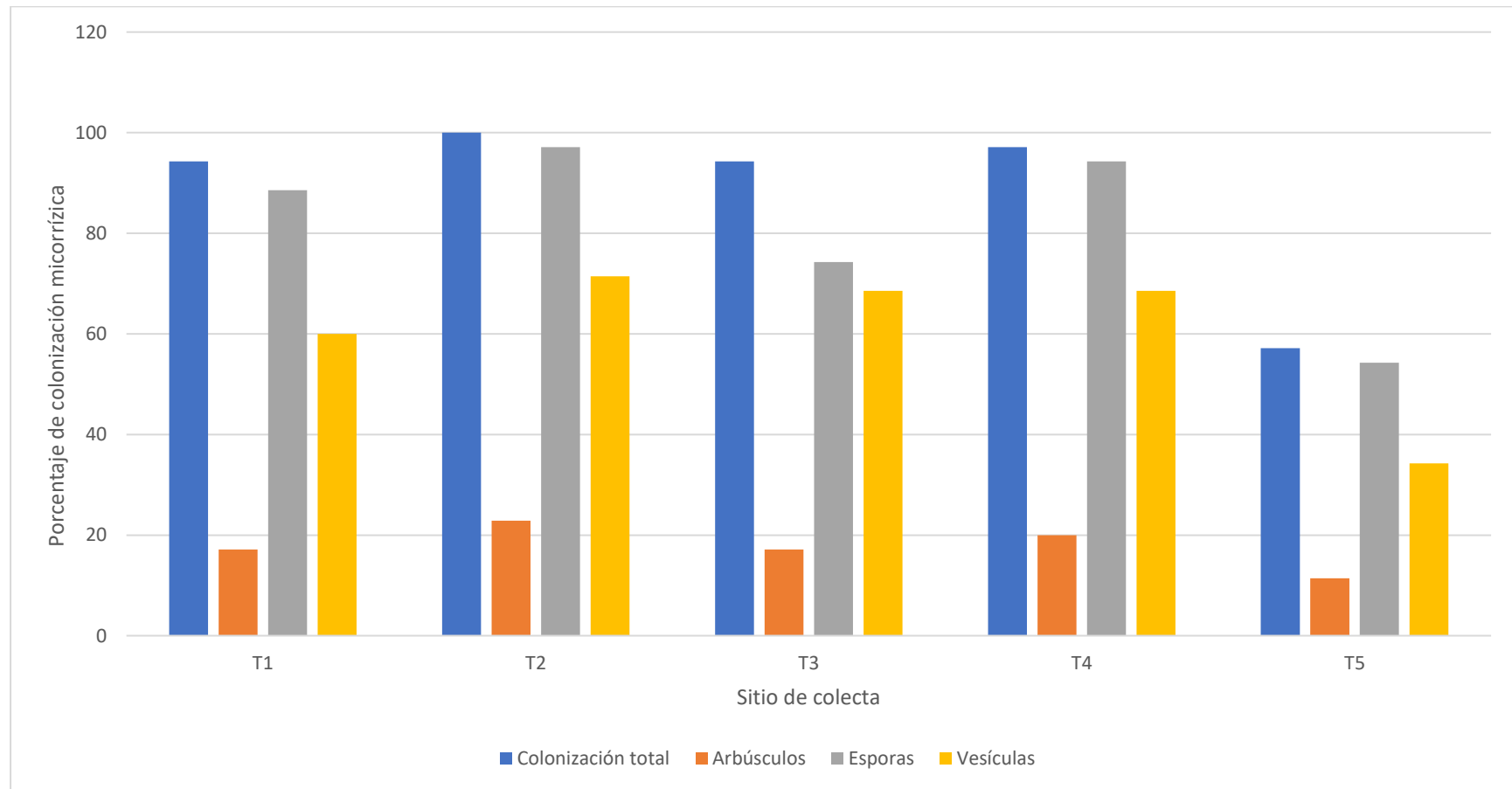


Figura 22. Porcentaje de colonización micorrízica determinada en función de la presencia de arbúsculos, esporas, y vesículas, en raíces secundarias de plantas de lilis, colectadas en cinco sitios del municipio de Tenancingo, Estado de México.

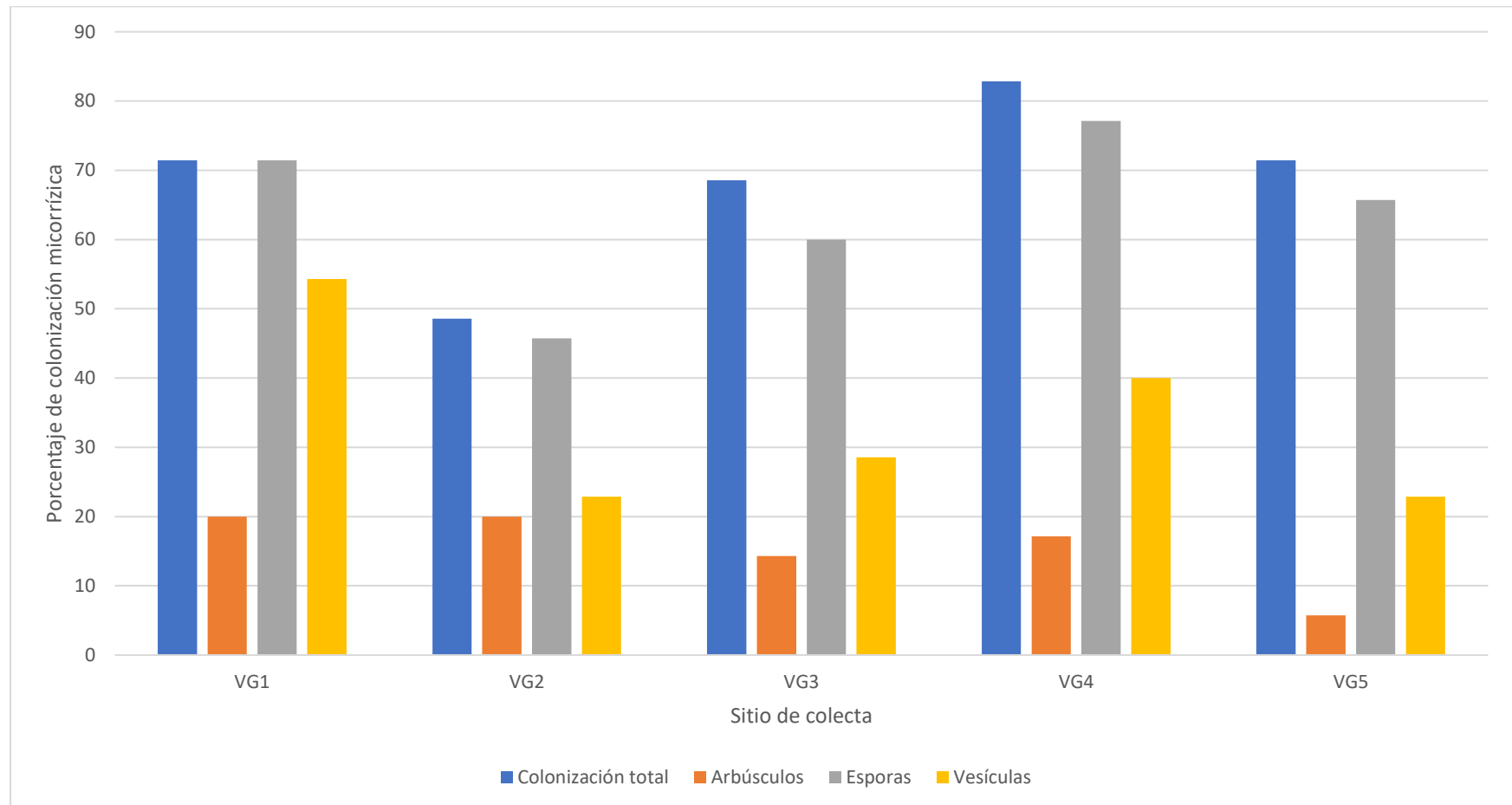


Figura 23. Porcentaje de colonización micorrízica determinada en función de la presencia de arbúsculos, esporas, y vesículas, en raíces secundarias de plantas de lilis, colectadas en cinco sitios del municipio de Villa Guerrero, Estado de México

8. DISCUSIÓN

Partiendo de los resultados obtenidos en el presente trabajo de investigación se reporta la presencia de HMA en suelos cultivados con lilis bajo un sistema de producción convencional que involucra la aplicación de agroquímicos, en los municipios de Tenancingo y Villa Guerrero, Estado de México. Cabe señalar que en ninguno de los sitios de colecta se han realizado aplicaciones de productos comerciales a base de HMA; por lo que las esporas extraídas corresponden a especies nativas. De acuerdo con diversos autores estos organismos se adaptan a diferentes ecosistemas, climas y tipos de suelo (Barrer, 2009; Alarcón, 2014), en lo que respecta a la influencia del pH, se ha reportado que están presentes tanto en suelos ácidos como alcalinos (Alarcón, 2014); por ejemplo, las especies de *Acaulospora*, *A. morrowiae* y *A. scrobiculata* han sido observadas en suelos con pH entre 3.8 y 8.0, mientras que el género *Glomus* se adaptan a cualquier tipo de suelo (Barrer, 2009); no obstante, en algunos géneros este parámetro puede repercutir en la abundancia (Alarcón, 2014).

En la literatura se encuentran escasos estudios relacionados con la presencia de HMA nativos en plantas ornamentales; de manera particular, en la zona florícola del Estado de México, Ocampo (2022) determinó la presencia de HMA en el cultivo de *R. hybrida* en los municipios de Coatepec Harinas y Villa Guerrero, Estado de México; por lo que el presente trabajo contribuye al estudio de estos organismos en la región.

La colecta de muestras de suelo para llevar a cabo la extracción de las esporas se realizó a partir de la rizósfera de las plantas debido a que este es el sitio donde se establecen, cabe señalar que también se ha reportado que la mayor cantidad de estas estructuras de reproducción se encuentra en los primeros 20 cm de suelo (Peña-Venegas *et al.*, 2007).

En lo que respecta a la abundancia, en ambos municipios estudiados se extrajeron en promedio nueve esporas en 100 cm³ (Cuadro 3). De todos los sitios de colecta la menor cantidad se obtuvo en el sitio VG1 en el cual se extrajeron cinco esporas cuyo pH del suelo fue de 5.8, mientras que en los demás sitios se encontraron entre ocho y 11 esporas con pH de 6.3 a 6.7 (Cuadro 3). En el estudio realizado por Ocampo (2022) en el cultivo de rosa, se reporta que la cantidad de esporas extraídas no está influenciada por el pH de los suelos muestreados; ya que, tanto con un pH de 5.1 como de 7.9 se extrajeron 16 esporas en 100 cm³ de suelo. En este orden de ideas, autores como Peña-Venegas *et al.* (2007) indican que la cantidad de esporas obtenidas puede no reflejar fielmente la comunidad de estos hongos, dado que muchos no esporulan o su producción está condicionada por las condiciones edafoclimáticas.

Concretamente, de acuerdo con lo anterior, la cantidad de esporas obtenidas en esta investigación puede atribuirse a diversos factores, uno de ellos es que la extracción se realizó en monocultivos manejados bajo un sistema de producción convencional, en los cuales se ha reportado que se reduce la abundancia de HMA después de años de manejo agrícola (Barrer, 2009); además, intervienen otros aspectos como el manejo del cultivo, la cantidad de materia orgánica, la disponibilidad de nutrientes y otras condiciones edafoclimáticas (Ocampo, 2022). Esto se refuerza a partir de lo reportado por Alarcón (2014), quien indica que la presencia de estos hongos puede ser nula o escasa en suelos con problemas de erosión, suelos con aplicación de plaguicidas en grandes cantidades y perturbados por la actividad mineral; así como también el grado de compactación que repercute en su presencia y supervivencia, ya que afecta su respuesta para colonizar el sistema radical, lo cual se atribuye a la reducción de oxígeno en la atmósfera del suelo, cambio en el tamaño y distribución de los poros y por la producción de etileno derivada de la obstrucción del crecimiento radical. Por lo que en este tipo de estudios es importante considerar el análisis de las características físicas y químicas de los suelos.

Por otro lado, en lo que respecta a la morfología de las esporas se registraron las características de color, tamaño y forma de la hifa de sostén (cuadro 4 y figuras 17 y 18), lo cual en conjunto no es de utilidad para realizar la identificación morfológica a nivel de especie; ya que de acuerdo con el INVAM (2022) el color puede cambiar dependiendo el estado de madurez de la espora. Aunado a esto, existen características importantes que deben ser estudiadas, por ejemplo, el número de capas y láminas que conforman la pared celular y reacción al reactivo Melzer, ornamentación de la hifa de sostén, forma y tamaño de los arbusculos, entre otras (INVAM, 2022; Rodríguez *et al.*, 2015; Ferrera- Cerrato, 2007).

De acuerdo con el análisis del porcentaje de colonización micorrízica, se obtuvo que en todos los sitios de muestreo se encontraron plantas micorrizadas. Las estructuras consideradas para determinar la presencia de esta asociación fueron esporas, vesículas y arbusculos, las cuales son típicas en las micorrizas arbusculares (Barrer, 2009). Las estructuras que se encontraron con mayor frecuencia fueron las esporas intra y extra radicales, que son el principal medio de reproducción (Alarcón, 2014, Nazareno *et al.*, 2011, Pérez *et al.*, 2011) (Figura 21), seguido de las vesículas y arbusculos (Figura 19 y 20). En lo que respecta a las vesículas se ha reportado que no todas las especies las producen (Nazareno *et al.*, 2011); en cuanto a los arbusculos, en este estudio se dificultó su observación, lo cual puede atribuirse a que tienen un ciclo de vida corto de entre cuatro a 15 días, esto se debe a que se desintegran ya que cumplieron con su función de llevar a cabo el intercambio de nutrientes (Arteaga-Cuba *et al.*, 2020).

El porcentaje de colonización micorrízica osciló entre 48.57 hasta el 100 % de las muestras analizadas. El municipio en el que se observó la mayor micorrización fue Tenancingo con 88.6 %; en contraste con Villa Guerrero, donde en promedio se encontraron micorrizadas el 68.6 % de las plantas (Cuadro 5). De manera similar, Ocampo (2022) reporta porcentaje de colonización micorrízica natural de entre 51.4 y 88.6 % en plantas de rosa cultivadas en Tenancingo y Coatepec Harinas, Estado

de México. Por su parte Salgado *et al.* (2014) reporta una micorrización natural de 88.9 % en un cultivo de caña de azúcar en el estado de Tabasco; mientras que otro estudio realizado por Muñoz-Márquez *et al.* (2009) en Chihuahua, árboles de nogal presentaron porcentaje de colonización entre 13 y 32 %.

Es importante hacer énfasis que muchos de los estudios sobre micorrizas arbusculares están centrados en los efectos de esta interacción sobre el crecimiento vegetal a partir de la inoculación de HMA. En el cultivo de lilis se ha observado que a partir de la inoculación del hongo *G. fasciculatum* se estimula de manera significativa el crecimiento, lo cual se manifiesta en el diámetro de tallo, longitud y diámetro de botón, lo que repercute positivamente en la calidad comercial (Cárdenas-Hidalgo *et al.*, 2022). Por otra parte, en el cultivo de heliconia, en Campeche, se ha reportado que la inoculación de *R. intraradices* incrementa la altura de las plantas y el número de brotes, en comparación con las no inoculadas (Uc-Ku *et al.*, 2019).

9. CONCLUSIONES

Con base a los resultados obtenidos se confirma la presencia y asociación de manera natural de hongos micorrízicos en el cultivo de *Lilium hybrida* en suelos donde se hace manejo convencional al cultivo.

Las características de las esporas registradas como color, forma de la hifa de sostén y el tamaño permitieron registrar la presencia de hongos micorrízicos arbusculares en el suelo; pero no fueron suficientes para alcanzar la identificación morfológica a nivel de género y especie.

En el 100 % de las plantas analizadas se observó la presencia de micorriza arbuscular. La mayor micorrización se registró en el municipio de Tenancingo con un promedio de 88.6 %, mientras que en el caso de Villa Guerrero se encontró que el 68.6 % de las plantas se encontraron micorrizadas.

Los resultados encontrados en el presente trabajo, pone en perspectiva proyectos que permitan la identificación a nivel de especie y su posible incremento masivo para contribuir en un manejo sostenible del cultivo de *Lilium hybrida*.

9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Agarwal, P. and Sah, P. (2009). Ecological importance of ectomycorrhizae in word forest ecosystems. *Nature and Science* 7(2), 107-116.
- Agerer, R. (2001) Exploration types of ectomycorrhizae-a proposal to classify ectomycorrhizal mycelial systems according to their patterns of differentiation and putative ecological importance. *Mycorrhiza* 11(2), 107–114.
- Aguilera-Gómez, L. I., V. Olalde-Portugal, M. R. Arriaga y R. Contreras-Alonso. (2007). Micorrizas arbusculares. *Ciencia ergo sum*, 14(3), 300-306.
- Alarcón, A. (2014). Micorriza arbuscular. Pp 90-119. In: Ferrera-Cerrato R. y Alarcón A. (eds). *Microbiología agrícola: hongos, bacterias, micro y macrofauna, control biológico y planta-microorganismo México*. Editorial Trillas. 568 p.
- Arteaga Cuba, M., Tafur, S. S., Pérez, H. G., Pastor, O. S. y Batista, M. A. (2020). Caracterización de la colonización por micorrizas en *Retrophyllum rospigliossi* (Pilger) en el bosque Huamantanga, Perú. *Revista Cubana de Ciencias Forestales*, 8(3), 535-549.
- Barrer, S. (2009). El uso de hongos micorrízicos arbusculares como una alternativa para la agricultura. *Facultad de Ciencias Agropecuarias*, 7(1), 123-132.
- Bertolini, V., Montaña, N., Sánchez, E., Fregoso, L., Ruiz, J. y Vázquez, J. (2017). Abundancia y riqueza de hongos micorrizógenos arbusculares en cafetales de Soconusco, Chiapas, México. *Revista de Biología Tropical*, 66(1), 91-105.
- Camargo-Ricalde, S., Montaña, N., Rosa-Mera, C. y Montaña Arias, S. (2012). Micorrizas: Una gran unión debajo del suelo. *Revista Digital Universitaria*, 13 (7), 1-19
- Cárdenas-Hidalgo, D., Urbina, S. E., Valdez-Aguilar, L., Alejo-Santiago, G., Vázquez-García, L. y Reyes-Alemán, J. (2022). La solución nutritiva, vermicomposta y micorrizas sobre el rendimiento y calidad de *Lilium hybrida* 'Indian Summerset'. *Biotecnia*, 24(3), 5–14. <https://doi.org/10.18633/biotecnia.v24i3.1462>.
- Carreón, A. Y. (2016). Especialidad potencial de hongos micorrízicos en el proceso de germinación y supervivencia *in vitro* de orquídeas terrestres. Tesis de

Maestría. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Morelia, Michoacán, México.

Catalogue of Life. (2022). Descripción. Disponible en línea: <https://www.catalogueoflife.org/>. Fecha de consulta: 24 de mayo 2022.

DEEMY [Characterization and Determination of Ectomycorrhizae]. (2022). Descriptions. Disponible en línea: <http://www.deemy.de/>. Fecha de consulta: 13 de mayo 2022.

Ferrera-Cerrato, R. y Alarcón, A. (2007). Microbiología Agrícola: hongos, bacterias, micro y macrofauna, control biológico y planta-microorganismo. Editorial Trillas, San Diego, USA.

Finlay, R. D. 2008. Ecological aspects of mycorrhizal symbiosis: with special emphasis on the functional diversity of interactions involving the extraradical mycelium. *Journal of Experimental Botany* 59 (5): 1115-1126.

Galindo-Flores, G., Castillo-Guevara, C., Campos-López, A., & Lara, C. (2015). Characterization of ectomycorrhizae formed by *Laccaria trichodermophora* and *Suillus tomentosus* in *Pinus montesumae*. *Botanical Sciences*, 93(4), 855-863. <https://doi.org/10.17129/botsci.200>

Guadarrama, P., Sánchez, I., Álvarez, J. y Ramos, J. (2004). Hongos y plantas: beneficios a diferentes escalas en micorrizas arbusculares., 73, 38-45.

Guerrero, F. E. (1996). Micorriza: Fundamentos biológicos y estado del arte. En F. E. Guerrero (Ed.), *Micorrizas recurso biológico del suelo* (pp. 6-50). Bogotá: Fondo fen Colombia.

Hernández, J. L., López, C. y Palma, F. J. (2014). Caracterización morfológica de micorriza arbuscular asociada a *Agave potatorum* Zucc. con potencial de uso agronómico. *Revista Mexicana de Agroecosistemas*, Vol. 1(2) 83–92.

InfoStat (2020). InfoStat, versión estudiantil 2020. Manual del Usuario. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Editorial Brujas Argentina

INVAM [International culture collection of vesicular Arbuscular Mycorrhizal Fungi]. (2022). Species descriptions. Recuperado de <https://invam.wvu.edu/>. Consultado Julio 19 de 2022.

- Massicotte, H. B., Melville, L. H., y Peterson, R. L. (2005). Structural features of mycorrhizal associations in two members of the Monotropoideae, *Monotropa uniflora* and *Pterospora andromedea*. *Mycorrhiza*, 15(2), 101-110. <https://doi.org/10.1007/s00572-004-0305-6>
- Merton Z. B., Mai W. F. & Harrisom M. B. (1987). Fitonematología: manual de laboratorio. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Turrialba, Costa Rica. 248.
- Montes, N. E. V. (2016) Especificidad potencial de hongos micorrícicos en el proceso de germinación y supervivencia *in vitro* de orquídeas terrestres. Tesis de Maestría. Universidad Michoacana de San Nicolas de Hidalgo. Morelia, Michoacán, México.
- Muñoz-Márquez, E., Macías-López, C., Franco-Ramírez, A., Sánchez-Chávez, E., Jiménez-Castro, J. y Gonzales-García, J. (2009). Identificación y colonización natural de hongos micorrízicos arbusculares en nogal. *Terra Latinoamericana*, 27, 355-361.
- Nazareno, M., Ruscitti, M. y Arango, M. (2011). Micorrizas arbusculares biología y aplicaciones en el sector agro-forestal. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Editorial de la Universidad de La Plata Argentina, 1-135
- Ocampo. J. G. (2022), Micorriza arbuscular en *Rosa hybrida* cultivada en Coatepec Harinas y Tenancingo, Estado de México (Tesis de licenciatura) Centro Universitario UAEM Tenancingo. Tenancingo, Estado de México.
- Peña-Venegas, C. P., Cardona, G. I., Arguelles, J. H., y Arcos, A. L. (2007). Micorrizas arbusculares del sur de la amazonia colombiana y su relación con algunos factores fisicoquímicos y biológicos del suelo. *Acta Amazónica*, 37(3), 327-336. doi: 10.1590/S0044-59672007000300003.
- Pérez, A.; Rojas, J. y Montes, D. (2011). Hongos formadores de micorrizas arbusculares: una alternativa biológica para la sostenibilidad de los agroecosistemas de praderas en el Caribe colombiano. *Revista Colombiana Ciencia Animal*, 3(2), 366–85.

- Quiñones-Aguilar, E. E., Hernández-Acosta, E., Rincón-Enríquez, G. y Ferrera-Cerrato, R. (2012). Interacción de hongos micorrízicos arbusculares y fertilización fosfatada en papaya. *Terra Latinoamericana*, 30(2), 165-176.
- Rodríguez, Y., Arias, I., Medina, A., Mujica, Y., Medina, L., Fernández, K. y Mena, E. (2015). Alternativa de la técnica de tinción para determinar la colonización micorrízica. Ministerio de educación superior. *Cultivos tropicales*, 36(2), 18-21.
- Roman, F. (2003). Concentración de reguladores del desarrollo vegetal inducidas por hongos endomicorrizicos en dos cultivares de chiles (*Camsicum annuum* L.). (Tesis de doctorado). Universidad de Colima. Tecomán, Colima.
- Rooseveelt, A. C. I. (2013). Efecto de la inoculación con hongos micorrizicos arbusculares en plantas de *Phaseolus vulgaris* L. (frijol). Tesis de Licenciatura. Universidad Técnica Estatal de Quevedo Unidad de Estudios a Distancia Escuela de Ingeniería Agropecuaria. Quevedo- Los Ríos, Ecuador.
- Salgado, S., Castelan, M., Jimenez, R., Gomez, J. y Osorio M. (2014). Diversidad de hongos micorrízicos arbusculares en suelos cultivados con caña de azúcar en la región de Chontalpa, Tabasco. *Revista Mexicana de Micología*, 40, 7-16.
- Salmerun, S., Pedraza, M., Mendoza, L. y Chávez. A., (2015). Cronología de la taxonomía y cladística de los Glomeromicetos. *Revista Fitotecnica Mexicana*, 38, 155–161.
- Schüßler, A., D. Schwarzott and C. Walker. (2001). A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research*, 105(12), 1413-1421.
- Smith, S. & Read, D. (2008). *Mycorrhizal symbiosis*. Third Edition. Academic Press. USA. 787 p.
- SOMESIMI [Sociedad Mexicana de la Simbiosis Micorrízica]. (2012). Diversidad y Aplicaciones Agrícolas de Hongos Micorrízicos Arbusculares en México. Recuperado el 9 de septiembre de 2021, de <https://somesimi.org/index.php/publicaciones#revistas>.

Torres, A. (2010). Micorrizas antigua interacción entre plantas y hongos. Veracruz Ciencia Academia Mexicana de Ciencias, 84-90.

Uc-Ku, A., Arreola, J., Carrillo, E., Osnaya, M., Alarcón, A., Ferrera-Cerrato, R. y Landeros, C., (2019). Inoculación de hongos micorrízicos arbusculares en el cultivo de *Heliconia stricta*. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, 10(5), 1057-1069. Epub 03 de marzo de 2020. <https://doi.org/10.29312/remexca.v10i5.1608>.

Van der Heijden, M.G.A., Bardgett, R.D. and van Straalen, N.M., 2008. The unseen majority: soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. Ecology Letters 11:296-310.

Vohník, M., Sadowsky, J. J., Kohout, P., Lhotáková, Z., Nestby, R., & Kolařík, M. (2012). Novel root-fungus symbiosis in Ericaceae: sheathed ericoid mycorrhiza formed by a hitherto undescribed basidiomycete with affinities to Trechisporales. PLOS ONE 7(6): e39524. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0039524>

10. ANEXOS

Anexo 1. Clasificación taxonómica *Lilium hybrida*, de acuerdo con Catalogue of Life (2022):

Reino: Plantae

Filo: Tracheophyta

Clase: Liliopsida

Orden: Liliales

Familia: Liliaceas





Género: *Lilium*

Especies: Aproximadamente 125
especies

Anexo 2. Características botánicas de las plantas de lilis

Los bulbos de lilis son de tipo escamoso, teniendo un plato basal donde se insertan las escamas que son hojas modificadas que contienen agua y sustancia de reserva. Las escamas son sensibles a periodos largos de sequias. Los bulbos se clasifican por la medida de su perímetro, en general para la flor de corte el mínimo debe de ser de 10 cm; la mayoría de los bulbos forman raíces de tallo (raíces secundarias), que salen por encima del bulbo y juegan un papel importante en la absorción de agua y nutrientes para la planta. Las flores suelen ser erguidas y colgantes tienen forma de estrella, o trompeta (Herrerros, 1983).

Anexo 3. Variedades comerciales de lilis

Variedad	Color	Imagen
Santander (oriental)	Blanco	
Albuferira (asiático)	Rosa	
Pavia (asiático)	Amarillo	
Marlon (oriental)	Rosa	

Concador (oriental)

Amarillo



El divo (asiático)

Amarillo



Corvara (oriental)

Rosa



Tresor (asiático)

Naranja



Amateras (asiático)

Rojo



Nova zembla (oriental)

Blanco



Navona (asiático)

Blanco



(Tomado de Martínez, 2018).

Anexo 4. Importancia del cultivo de lilis en México

El cultivo de lilis es uno de los géneros de bulbo de flor de corte más importantes en el mundo. Ocupa el décimo primer lugar en cuanto a demanda; y el segundo lugar en plantas bulbosas en México. A nivel internacional, Holanda produce cada año decenas de millones de bulbos de lilis para sus diferentes usos, entre estos flor cortada, planta en maceta o en jardinería (Gómez- Gómez, 2010; García y Companion, 2018)

En México la superficie sembrada para el año 2020 fue de 238.68 ha para producción de corte; a partir de lo cual se registró una producción de 636,562.20 gruesas. La mayor producción se encuentra en el Estado de México, donde el municipio de Villa Guerrero constituye el principal productor con 172.17 ha y 432,656.62 gruesas, a este le sigue, Coatepec Harinas con 41.74 ha y 131,882.43 gruesas, Tenancingo con 23.76 ha y 68,823.15 gruesas, y Texcoco con 1.01 ha y 3,200.00 gruesas (SIAP, 2022).

A pesar de que México es un productor importante de lilis, la producción se lleva a cabo a partir de bulbos importados; los cuales son mantenidos o almacenados en cadena de frío hasta su siembra en campo. Aspecto que favorece la aparición de enfermedades fungosas y bacterias, que en muchos casos no son detectadas al momento de ser adquiridas por el productor. Por tanto, el productor de *Lilium* debe comprar nuevamente bulbos para poder mantener sus programas de siembra durante todo el año. Aspectos que incrementan los costos de producción y disminuye la rentabilidad del cultivo (García y Companion 2018)

Anexo 5. Proceso de establecimiento de simbiosis micorrízica

El desarrollo de la micorriza comienza con la formación de esporas. Cuando estas germinan utilizan sus reservas de lípidos para la formación de hifas, siempre y cuando existan señales moleculares por parte de la raíz que le permita estimular la ramificación de las hifas, lo que da lugar a la etapa pre simbiótica (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007). El proceso de colonización inicia cuando la hifa penetra y se desarrolla en la zona intersticial de las células corticales de la raíz (colonización tipo arum), donde dará paso a la formación de arbusculos, vesículas e hifas intraradicales, y cuando se desarrolla en el espacio intracelular (colonización tipo parís) dará lugar a la formación de hifas y colis mientras que al exterior de la raíz se desarrollará micelio extra-radical y esporas (Figura 1) (Urcelay *et al.*, 2005).

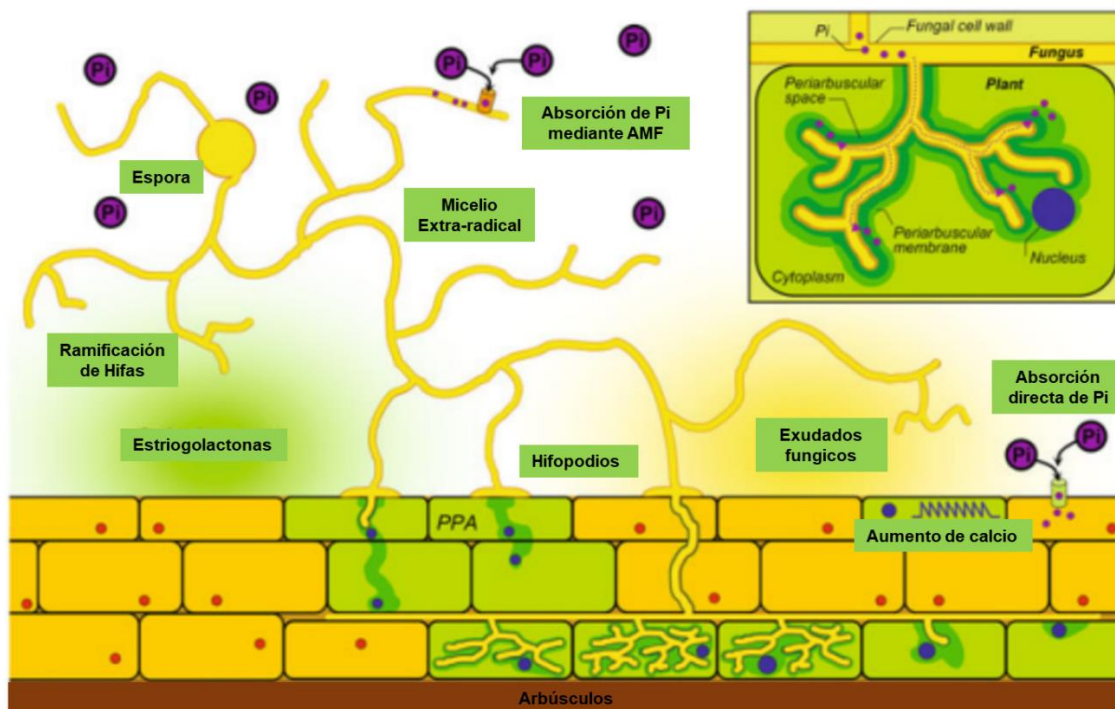


Figura 1. Etapas en el proceso de establecimiento de la simbiosis entre HMA y raíces vegetales y las principales vías de transferencia de fósforo de suelo a las células vegetales (Tomado de Bonfante y Desiré, 2015).

Es importante detallar que el establecimiento, desarrollo y funcionamiento de la simbiosis entre plantas y HMA es un proceso coordinado por mecanismos fisiológicos, bioquímicos y de regulación genética. Como se mencionó en el párrafo anterior, este proceso inicia después de la germinación de las esporas cuando el micelio comienza a explorar el suelo. La percepción de estrigolactonas (fitohormonas), presentes en los exudados de raíces (por parte del hongo) induce la ramificación de las hifas. Mientras tanto, los exudados de las plantas inducen la producción de moléculas de señalización del hongo, las cuales activan la vía de señalización de simbiosis y desencadenan el aumento del calcio en las células rizodérmicas (Bonfante y Desiré, 2015).

El contacto entre la raíz y el hongo se produce después de la formación del hifopodio (también llamado apresorio) en la superficie de la raíz; esto induce la agregación de citoplasma, y la formación del aparato de pre-penetración (por sus siglas en inglés PPA) en la célula rizodérmica encontrada y la célula cortical externa subyacente. Así el hongo inicia la invasión intracelular de la raíz, siguiendo la ruta trazada por el PPA desde la superficie hasta las células corticales internas, donde las hifas se ramifican para formar arbusculos (Bonfante y Desiré, 2015).

Anexo 6. Esporas de HMA extraídas en las tres muestras colectadas por sitio cultivado en el municipio de Tenancingo, Estado de México.

Sitio de colecta	Número de muestra	Número de esporas	Promedio de esporas*
T1	1	11	9
	2	7	
	3	9	
T2	1	12	10
	2	10	
	3	8	
T3	1	13	10
	2	9	
	3	7	
T4	1	6	7
	2	9	
	3	8	
T5	1	10	10
	2	9	
	3	12	

Anexo 7. Esporas de HMA extraídas en las tres muestras colectadas por sitio cultivado en el municipio de Villa Guerrero, Estado de México.

Sitio de colecta	Número de muestra	Número de esporas	Promedio de esporas*
VG1	1	5	5
	2	3	
	3	6	
VG2	1	7	11
	2	11	
	3	14	
VG3	1	8	10
	2	9	
	3	13	
VG4	1	11	9
	2	11	
	3	6	
VG5	1	10	10
	2	7	
	3	12	

*Esporas reportadas en el análisis de resultados

Referencias bibliográficas

Bonfante, P. y Desiro, A. (2015). Arbuscular mycorrhizas: the lives of beneficial fungi and their plant hosts. In: Lugtenberg, B. (Ed.). Principles of plant-microbe interactions. Switzerland, Springer. 235-245 pp.

Catalogue of Life. (2022). Descripción. Disponible en línea: <https://www.catalogueoflife.org/>. Fecha de consulta: 24 de mayo 2022.

Ferrera-Cerrato, R. y Alarcón, A., (2007). Microbiología Agrícola: hongos, bacterias, micro y macrofauna, control biológico y planta-micoorganismo. Editorial Trillas, San Diego, USA.

García, R. y Companion, B. (2018). "Lilium: situación actual en México", Revista TECSISTECATL: Revista de economía y sociedad de México. ISSN: 1886-8452., n.23 (diciembre, 2018). En línea: <https://www.eumed.net/rev/tecsistecat/n23/lilium.html>

Gómez-Gómez, A. A. (2010). La situación de las flores de corte mexicanas dentro de la política comercial internacional de México. TECSISTECATL: Revista de economía y sociedad de México 2: 9.

Herreros, D. L. (1983). Cultivo de *Lilium* (*Azucena* hybrida). Recuperado el 22 de Diciembre de 2022, de https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/hojas/hd_1983_10.pdf

Martinez. H. P. (2018), Proyecto de inversión para la producción de lilis (*Lilium sp.*) bajo ambientes controlados en San Pedro Cholula municipio de Ocoyoacac, México (Tesis de licenciatura) Campus Universitario "El Cerrillo", el Cerrillo piedras blancas, Municipio de Toluca, México

SIAP [Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera]. (2022). Producción agrícola. Recuperado el 18 de noviembre de 2022, de <https://www.gob.mx/siap/acciones-y-programas/produccion-agricola-33119>

Urcelay, C., Tecco, P. A., y Franco, C., (2005). Micorrizas arbusculares del tipo 'Arum' y 'Paris' y endófitos radicales septados oscuros en *Miconia ioneura* y *Tibouchina paratropica* (Melastomataceae). Boletín de la Sociedad Argentina

de *Botánica*, 40(3-4), 151-155. Recuperado en 11 de mayo de 2022, de http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1851-23722005000200002&lng=es&tlng=es.