



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

CARRERA DE BIOLOGÍA

Densidad de hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) asociados a cinco especies de plantas del género *Salvia* en el parque ecológico “el Huixteco”, Taxco, Guerrero.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

BIÓLOGA

P R E S E N T A:

ERIKA LIZETTE GUERRERO MENDOZA

JURADO DE EXAMEN

DIRECTORA: DRA. ROSALVA GARCÍA SÁNCHEZ

ASESOR: M. EN C. EDUARDO CHIMAL SÁNCHEZ

ASESOR: DR. ARCADIO MONROY ATA

SINODAL: M. EN C. BALBINA VÁZQUEZ BENÍTEZ

SINODAL: M. EN C. MARÍA MAGDALENA AYALA HERNÁNDEZ



Proyecto apoyado por DGAPA PAPIME-PE 214419

CIUDAD DE MÉXICO

AGOSTO 2022



Universidad Nacional  
Autónoma de México



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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

## **Agradecimientos**

A la Universidad Nacional Autónoma de México que me abrió las puertas de su casa desde la Escuela Nacional Preparatoria N°3 “Justo Sierra” y a la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, por brindarme un segundo hogar; por otorgarme las herramientas necesarias para mí desarrollo académico y darme la oportunidad de conocer a personas maravillosas.

A mi tutora principal, la Dra. Rosalva García Sánchez por aceptarme en su laboratorio, por los incontables consejos, la gran paciencia que me ha tenido a lo largo de este proyecto y la confianza otorgada. Gracias por el gran apoyo y motivación ofrecidos.

A mis asesores, M. en C. Eduardo Chimal Sánchez por su apoyo en la identificación de las especies de HMA, los consejos para mejorar las técnicas de laboratorio y los comentarios que hicieron de este un mejor proyecto de tesis. Por la motivación para creer en mis capacidades. Al Dr. Arcadio Monroy Ata por su tiempo brindado para la revisión corrección y enriquecimiento de este trabajo. Por su ayuda en los momentos de duda en el laboratorio.

A mis sinodales, M. en C. Balbina Vázquez Benítez por sus comentarios y observaciones que contribuyeron de manera significativa en este escrito. Por el gran compromiso que demuestra con sus alumnos. A M. en C. María Magdalena Ayala Hernández por su amabilidad, apoyo y tiempo que me ha brindado para la mejoría de este proyecto. Por la gran pasión que tiene al enseñar y transmitir conocimientos a los alumnos.

A la Dra. Martha Juana Martínez Gordillo por su ayuda en la determinación botánica de las especies de *Salvia* recolectadas en campo.

A mis padres Erika y Enrique por el gran amor y apoyo incondicional que siempre me han brindado, por creer en mi aunque yo no lo haga y demostrarme de todo lo que soy capaz. Gracias por tanta paciencia y comprensión. No hay palabras para describir lo eternamente agradecida que estoy; son mi más grande motor y mi ejemplo a seguir. Los amo con todo el corazón. Agradezco a mi hermano Kike por estar siempre para mí.

A mi tío Roy por el apoyo y amor que siempre me ha dado, por la educación que recibí en inglés, por consentirme tanto. A mis abuelitos por apoyarme y preocuparse por mi bienestar. Quisiera poder mencionar y agradecer a cada integrante de mi familia, tanto materna como paterna porque siempre me han brindado palabras de motivación para no rendirme, me han abierto las puertas de sus casas y me han hecho sentir querida por todos ustedes. Los quiero.

A Aaron por motivarme siempre a cumplir mis metas, por amarme tanto. Eres una persona muy importante en mi vida, gracias por tantas enseñanzas y aventuras, te amo mucho.

Quiero agradecer a mis amigas Jari, Abi, Ana e Itzel, por tanto apoyo a lo largo de la carrera, gracias por tantas risas, experiencias y pláticas. A mis amigos de la preparatoria por los buenos momentos, por seguir acompañándome a pesar del tiempo.

<b>ÍNDICE</b>	<b>PÁGINA</b>
<b>1. RESUMEN</b>	<b>1</b>
<b>2. INTRODUCCIÓN</b>	<b>2</b>
<b>3. MARCO TEÓRICO</b>	<b>4</b>
3.1 Familia Lamiaceae y género <i>Salvia</i>	4
3.2 Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)	5
3.3 Suelo	6
<b>4. ANTECEDENTES</b>	<b>7</b>
<b>5. HIPÓTESIS</b>	<b>9</b>
<b>6. OBJETIVOS</b>	<b>9</b>
6.1 General	9
6.2 Particulares	9
<b>7. MATERIAL Y MÉTODOS</b>	<b>10</b>
7.1 Zona de estudio	10
7.2 Identificación de ejemplares del género <i>Salvia</i>	11
7.3 Colonización radical micorrízica arbuscular	12
7.4 Extracción de esporas de HMA	13
7.5 Análisis físicos y químicos del suelo	14
<b>8. RESULTADOS</b>	<b>18</b>
8.1 Identificación de especies botánicas	18
8.2 Colonización radical micorrízica arbuscular	21
8.3 Densidad de esporas	24
8.4 Riqueza de especies de HMA	25
8.4.1 Descripción de especies	26
8.5 Análisis físicos y químicos del suelo rizosférico	35
<b>9. DISCUSIÓN</b>	<b>40</b>
<b>10. CONCLUSIONES</b>	<b>46</b>
<b>11. LITERATURA CITADA</b>	<b>46</b>
<b>12. ANEXOS</b>	<b>56</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

## PÁGINA

- Figura 1.** Localización del parque ecológico “el Huixteco”, Taxco de Alarcón, Guerrero. **10**
- Figura 2.** Estructuras de colonización de HMA: *S. mexicana*: 1) Vesículas (V) e hifas (H). *S. lavanduloides*: 2) vesículas e hifas a 40x. *S. tiliifolia*: 3) Estructuras de vesículas e hifas vistas al microscopio a 40x. *S. scaposa*: 4) Arbúsculos (A) e hifas (H) observadas al microscopio a 100x, 5) Vesículas (V) de HMA a 40x. *S. longispicata*: 6) Arbúsculos e hifas con el objetivo 100x; 7) Hifas y vesículas vistas al microscopio a 40x. **22**
- Figura 3.** Porcentajes de colonización radical fraccionada en cinco especies de *Salvia*. **23**
- Figura 4.** Porcentaje de colonización micorrízica radical total en cinco especies de *Salvia*. **24**
- Figura 5.** Densidad de esporas de HMA en 100 gramos de suelo seco. **24**
- Figura 6.** . Distribución de las familias de HMA con mayor riqueza. **26**
- Figura 7.** Esporas de HMA: *Acaulospora alpina*: A) Espora en PVLG, se observa la ornamentación en forma de perforación de fondo cónico en la sw2. *Acaulospora laevis*: B) Capas germinales uno y dos. *Acaulospora spinosa*: C) Capas germinales en PVLG, D) Proyecciones de espinas en la sw2. *Ambispora appendicula*: E) Capas germinales con ornamentación, F) Parte inferior de la capa germinal uno con ornamentación. **29**
- Figura 8.** Esporas de HMA: *Ambispora fennica*: A) Pared de la espora degradada. *Claroideoglo mus etunicatum*: B) Se observa el cambio de color entre la espora y la hifa. *Entrophospora infrequens*: C) Espora joven con su sáculo, D) Espora madura, se observa la ornamentación en la sw3. *Funneliformis mosseae*: E) Espora en PVLG, F) Hifa con forma acampanada. **31**
- Figura 9.** Esporas de HMA: *Gigaspora decipiens*: A) Hifa con forma de bulbo. *Glomus* sp2: B) Espora en PVLG. *Glomus tortuosum*: C) Espora madura con peridio. *Rhizophagus* sp1: D) Esporocarpo. *Septoglo mus constrictum*: E) Espora en PVLG. **34**

<b>Figura 10.</b> pH de los suelos rizosféricos de las especies de <i>Salvia</i> .	<b>35</b>
<b>Figura 11.</b> Conductividad eléctrica en los suelos asociados a <i>Salvia</i> .	<b>36</b>
<b>Figura 12.</b> Densidad aparente registrada en el suelo rizosférico donde se establecen cinco especies de <i>Salvia</i> .	<b>37</b>
<b>Figura 13.</b> Densidad real de los suelos rizosféricos donde se establecen las especies de <i>Salvia</i> .	<b>37</b>
<b>Figura 14.</b> Porcentaje de carbono orgánico en los suelos de <i>Salvia</i> .	<b>38</b>
<b>Figura 15.</b> Porcentaje de materia orgánica en los suelos de <i>Salvia</i> .	<b>39</b>
<b>Figura 16.</b> Concentración de fósforo extractable de los suelos rizosféricos en las cinco especies.	<b>39</b>
<b>Figura 17.</b> Concentración de nitrógeno total de los suelos rizosféricos en las cinco especies.	<b>40</b>
<b>ÍNDICE DE CUADROS</b>	<b>PÁGINA</b>
<b>Cuadro 1.</b> Descripción de las especies de <i>Salvia</i> estudiadas.	<b>19</b>
<b>Cuadro 2.</b> Géneros de HMA presentes en las especies de <i>Salvia</i> .	<b>25</b>

## 1. RESUMEN

Los bosques templados tienen importancia biológica, ecológica y económica, ya que albergan especies fundamentales para su dinámica; sin embargo, la interacción que existe entre las plantas herbáceas y los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) de manera silvestre ha sido poco estudiada; estos hongos y las plantas forman una simbiosis mutualista. En este trabajo, se determinó la presencia de hongos micorrizógenos arbusculares asociados a cinco especies de *Salvia* que habitan en el parque ecológico “el Huixteco”, Taxco, Guerrero; se recolectaron ejemplares botánicos de cinco especies correspondientes a *Salvia*, además se extrajeron raíces que se fijaron en alcohol al 50% y 150 gramos de suelo rizosférico. Se determinó el porcentaje de colonización radical, la densidad de esporas y riqueza de HMA; se evaluaron propiedades físicas y químicas del suelo. Las cinco especies de *Salvia* crecen en zonas perturbadas del bosque, se encontraron porcentajes de colonización en un intervalo de 52.3% en *S. lavanduloides* a 76% para *S. scaposa*. La densidad de esporas fue de: 1430 esporas /100 g suelo seco para *S. scaposa* a 531 esporas en *S. lavanduloides*. Se identificaron 16 morfoespecies distribuidas en 10 géneros de HMA, entre los que destacan *Acaulospora* y *Glomus*; la familia Glomeraceae fue la mejor representada con 37.5% de la riqueza total. En los análisis fisicoquímicos los porcentajes de carbono orgánico (2.51% a 1.06%), materia orgánica (4.33% a 2.12%), fósforo (0.51 mg/Kg a 0.88 mg/Kg) y nitrógeno (0.05% a 0.16%) se encontraron en baja proporción. Se observó que a mayor disponibilidad de fósforo menor fue la colonización por vesículas, la baja concentración de fósforo en el parque “el Huixteco” sugiere una constante demanda de fósforo por parte de las plantas, impidiendo que se formen estas estructuras de almacenamiento, y favoreciendo una mayor colonización por hifas. Asimismo, la alta densidad de esporas en las cinco especies de *Salvia* sugiere que el suelo rizosférico es un reservorio de la diversidad de HMA en el bosque de pino-encino del parque ecológico estudiado donde la micorriza arbuscular se complementa con ectomicorrizas. Este es el primer reporte sobre la riqueza de especies de HMA asociados a la rizosfera de *Salvia* en estado silvestre del bosque de pino-encino donde se ubica el Parque “el Huixteco” Taxco, Guerrero.

**Palabras clave:** Bosque templado, *Salvia*, micorriza arbuscular, propiedades del suelo.

## 2. INTRODUCCIÓN

Los bosques templados son comunidades vegetales dominadas por árboles acompañados por otras especies, caracterizado por habitar en áreas de clima templado y semihúmedo; los bosques de *Quercus* junto con los pinares constituyen la mayor parte de la cubierta vegetal de estos bosques (CONABIO, 2010; Rzedowski, 2006). Se estima que los bosques templados contienen cerca de 7 000 especies de plantas (Rzedowski, 1991); México contiene el 50% de especies de pinos del mundo con 50 especies y cerca de 33% de encinos, equivalente a 200 especies (CONABIO, 2010). En México, los bosques templados representan 16.7% (32 millones de hectáreas) de la superficie continental del país (SEMARNAT, 2018).y se distribuyen en mayor grado en las zonas altas, a lo largo de las Sierras Madre Occidental y Oriental, en la Fanja Neovolcánica Transmexicana, la Sierra Norte de Oaxaca y en el sur de Chiapas, en altitudes que van desde los 2 000 a 3 400 metros (CONABIO, 2010).

Un componente estructural fundamental de los ecosistemas forestales es el sotobosque, es importante ya que dentro de sus funciones está la contribución al flujo de energía, el ciclo de nutrientes, tiene alta capacidad de regeneración, evita la erosión de suelo, genera microambientes adecuados para otras especies y está constituido por una gran biodiversidad (Gilliam, 2007; Simonson *et al.*, 2014) a diferencia del estrato arbóreo que sólo está dominado por una o dos especies de plantas. Además el sotobosque es capaz de responder rápidamente a perturbaciones naturales y antropogénicas (Lencinas *et al.*, 2011).

El bosque templado ubicado en el parque Ecológico “el Huixteco” Taxco, Guerrero alberga una gran diversidad de herbáceas como la familia Lamiaceae (Guzmán, 2018); la cual tiene distribución cosmopolita y se encuentran en casi todos los ecosistemas terrestres, aunque son más abundantes en bosques de clima templado, en zonas montañosas (Martínez-Gordillo *et al.*, 2017). Sin embargo, al ser un parque, ofrece diferentes servicios culturales, entre ellos: acampar, observar flora y fauna silvestre, realizar paseos, practicar deportes y efectuar eventos deportivos; además existen senderos y caminos para ciclismo y motociclismo de montaña. Estas actividades causan

en el bosque un gran impacto sobre todo en la degradación del suelo y pérdida de especies botánicas.

La conservación del bosque es importante ya que provee de servicios ambientales a los habitantes de Taxco, un ejemplo es el hongo azul *Lactarius indigo*, que se utiliza como alimento y los jumiles (*Edessa cordifera*) símbolo de identidad de Taxco y motivo de festividad popular; un servicio ambiental no maderable notable son las plantas medicinales silvestres. Además cabe destacar la importancia ecológica del parque como pulmón de aire, estabilizador del clima y cumple con la función hidrológica para el área urbana (Guzmán, 2018).

De igual manera, los microorganismos asociados a la rizósfera son de gran importancia ya que ayudan a las plantas a resistir el estrés biótico y abiótico. Los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) son simbioses obligados que no pueden crecer sin una planta hospedera viva; los HMA forman asociaciones mutualistas con las raíces del 80% al 90% de las especies de plantas terrestres y pueden constituir hasta el 50% de la biomasa microbiana total del suelo (Prasad *et al.*, 2017).

Las múltiples actividades benéficas de los HMA y las bacterias asociadas a las plantas destacan las complejas redes de interacciones que tienen lugar en la rizósfera, funcionales para el crecimiento, la nutrición y la salud de las plantas (Eisenhauer *et al.*, 2010). La esporulación y el establecimiento de poblaciones de HMA en el campo se ven afectados por diferentes factores como el pH del suelo, el contenido de nutrientes, la temperatura y las bacterias del suelo (Giovanini *et al.*, 2020).

En consideración a la importancia que tienen los HMA en el establecimiento, desarrollo y crecimiento saludable de las plantas; es fundamental estudiar el entorno y las especies de HMA relacionadas a especies botánicas albergadas en el sotobosque del parque Ecológico “el Huixteco” en Taxco Guerrero para preservarlas.

### 3. MARCO TEÓRICO

#### 3.1 Familia Lamiaceae y género *Salvia*

La familia Lamiaceae está compuesta alrededor de 236 géneros y 6 900 especies con distribución cosmopolita (Tamokou *et al.*, 2017); se encuentra en el sexto lugar por su riqueza a nivel mundial y es también una de las de mayor riqueza en México (Harley *et al.*, 2004). La familia está representada en México por 32 géneros, algunos nativos y otros naturalizados, por lo que es común encontrarlos de manera silvestre y ampliamente distribuidos, representando 13.55% de los géneros y 8.23% de las especies del mundo, presentando un endemismo de 65.82% (Martínez-Gordillo *et al.*, 2013).

Lamiaceae presenta metabolitos secundarios benéficos para el ser humano, destaca la importancia en la medicina tradicional, pues el uso de especies locales con propiedades curativas es una práctica ampliamente distribuida en las culturas de todo el mundo (Harley *et al.*, 2004). Se han registrado para la familia 56 especies con propiedades antioxidantes, antimicrobianas y antiinflamatorias (Carović-Stanko *et al.*, 2016).

*Salvia* es el género más diverso dentro de la familia Lamiaceae, abarca cerca de 1 000 especies (Walker *et al.*, 2004). Para la República Mexicana se considera el segundo género con más diversidad con alrededor de 300 especies y endemismos de cerca del 85% (Villaseñor, 2004). Sus formas de crecimiento incluyen arbustos o hierbas anuales y perennes, a menudo aromáticos, las flores presentan cáliz y corola bilabiados, el ovario se divide en cuatro lóculos y el estilo es ginobásico (Ramamoorthy, 2001). Se trata de un género fácil de reconocer por el androceo compuesto de dos estambres, por lo general monotecos, debido a la pérdida de una de las tecas y por el conectivo alargado modificado en una estructura especializada, llamada balancín, para la polinización principalmente de abejas y/o colibríes (Martínez-Gordillo *et al.*, 2013).

La gran variedad de metabolitos secundarios con efectos antioxidantes, antimicrobianos y antiinflamatorios que se encuentran en las especies del género *Salvia*, confiere al género importancia económica, principalmente para la industria farmacéutica. Algunas de sus especies han sido utilizadas desde hace siglos en la medicina tradicional,

y en la actualidad son estudiadas por su potencial químico, entre ellas están: *Salvia divinorum*, *S. elegans*, *S. hispanica*, *S. miltiorrhiza*, *S. sclarea*, *S. tomentosa* y *S. fruticosa* (Fragoso-Martínez, 2011; Carović-Stanko *et al.*, 2016).

### **3.2 Hongos micorrizógenos arbusculares (HMA)**

El establecimiento de las plantas en condiciones edáficas desfavorables depende muchas veces de la relación simbiótica con organismos asociados a la rizósfera, tal es el caso de la micorriza arbuscular. La forma más frecuente de simbiosis son los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA); esta categoría representa 72% de todas las asociaciones micorrícicas (Brundrett & Tedersoo, 2018). Los HMA están ubicados en el *Phylum* Mucoromycota (Spatafora *et al.*, 2016; Bonfante & Venice., 2020) y casi el 90% de las plantas terrestres, incluidas las briofitas, los helechos y mayoritariamente las angiospermas pueden desarrollar simbiosis interdependientes con los HMA (Zhu *et al.*, 2010; Ahanger *et al.*, 2014). Los HMA forman tres estructuras de colonización micorrizica: vesículas, arbuscúlos e hifas que penetran sin dañar en la corteza de la raíz; externamente en el suelo, se desarrollan esporas que funcionan como estructuras de reproducción y una red de hifas que se extiende y ramifica en la rizosfera. La red hifal externa (micelio) actúa como un sistema radical complementario que mejora significativamente el acceso de las raíces a un gran volumen del suelo y nutrientes. La planta le brinda al ficobionte hasta el 20% de carbono orgánico fijado fotosintéticamente mientras que el hongo solubiliza y transporta nutrientes del suelo a la planta (Smith & Read, 2008; Bowles *et al.*, 2016; Roth & Paszkowski, 2017).

La función más importante de las micorrizas es solubilizar los nutrientes del suelo relativamente inmóviles como lo son fósforo, zinc (Noda, 2009), nitrógeno, azufre (Sieh *et al.*, 2013), potasio y calcio (Begum *et al.*, 2019) para ponerlos a disposición de la planta durante su crecimiento. Los HMA se destacan por su función ecológica, pueden tener una alta incidencia en la estabilidad de los ecosistemas donde las condiciones edáficas son extremas, ya que otorgan resistencia a las plantas y las protegen contra patógenos. Asimismo, los HMA juegan un papel importante en la estructura del suelo y formación de agregados estables a través de diferentes mecanismos como la exploración micelial y la glomalina (Morell *et al.*, 2006; Jiménez, 2018). La glomalina es una sustancia proteica,

insoluble en agua, que actúa como pegamento en su estado nativo y es producida por las hifas de los hongos micorrizógenos arbusculares, la cual se libera en el suelo mediante el proceso de descomposición de las hifas fúngicas, actuando como agente cementante uniendo las partículas finas del suelo formando microagregados (Rillig & Steinberg, 2003).

### **3.3 Suelo**

Los nutrientes del suelo son importantes para el crecimiento y desarrollo saludable de las plantas, sin embargo se considera que alrededor del 98% de los nutrientes esenciales están inmovilizados en los minerales y materia orgánica del suelo, el 1.8% está adherido a los coloides y sólo un 0.2% se encuentra en la solución para la toma directa (Valagro, 2004).

Los macronutrientes potasio fósforo, nitrógeno y azufre son necesarios en grandes cantidades (Viscarra, 2011) pero no siempre están disponibles en cantidad y forma química asimilable para las plantas, es por ello que dependen de la descomposición de la materia orgánica, del ciclo de nutrientes y la fertilización del suelo realizados por los microorganismos asociados al suelo, principalmente bacterias y hongos (Jacoby *et al.*, 2017).

Existen algunos parámetros que afectan a los HMA, por ejemplo, el pH altamente alcalino afecta negativamente a la densidad de esporas (Parihar *et al.*, 2019), la textura del suelo, ya que se ha observado una disminución de riqueza de hongos en áreas con alto contenido de arcilla (Vieira *et al.*, 2020); la concentración de nutrientes del suelo entre ellos el aumento de fósforo tiene una influencia negativa en la esporulación de HMA (Melo *et al.*, 2017), mientras que la concentración alta de nitrógeno está relacionada a la baja abundancia de esporas (Porras-Alfaro *et al.*, 2007); otras características importantes incluyen la porosidad, el contenido de humedad y la temperatura del suelo (Melo *et al.*, 2019). Dadas estas importantes características del suelo que influyen en los microorganismos del suelo, las alteraciones como la tala que afectan estas y otras características del ecosistema podrían tener una influencia directa en la composición, actividad y funcionalidad de la comunidad microbiana (Martin, 2018).

#### 4. ANTECEDENTES

Los estudios de los HMA en bosques templados de México son pocos; Varela-Fregoso *et al.*, (2017) realizaron un estudio enfocado en evaluar la diversidad de hongos micorrizógenos arbusculares en dos ecosistemas templados en México ubicados en Chapa de Mota, Estado de México y en Taxco de Alarcón, Guerrero; registraron por primera vez dos especies de HMA (*Acaulospora alpina* y *Ambispora fennica*) que aumentan a 110 especies la riqueza de Mucoromycota reconocidos en los ecosistemas de México.

Chávez (2019) evaluó las comunidades de HMA asociadas a diez plantas medicinales en el bosque templado Agua Escondida Taxco, Guerrero: *Salvia lavanduloides*, *Adiantum capillus-veneris*, *Baccharis conferta*, *Gnaphalium viscosum*, *Loeselia mexicana*, *Plantago major*, *Sedum oxypetalum*, *Selaginella lepidophylla*, *Senecio salignus* y *Senecio stoechadiformis*. Además inventarió 30 especies de HMA distribuidas en siete familias y diez géneros; el 76.66% de la riqueza total correspondieron a las familias Acaulosporaceae, Glomeraceae y Gigasporaceae. Por último evaluó los parámetros físicos y químicos del suelo pH, materia orgánica, nitrógeno y fósforo, e indicó que estas propiedades influyen en la densidad y riqueza de las comunidades de HMA.

Andrade (2019) realizó la propagación de hongos micorrizógenos arbusculares provenientes del suelo asociado a plantas medicinales del bosque templado Agua Escondida y la Granja Ecológica “Dos puertas” en el municipio de Taxco de Alarcón, Guerrero. El método consistió en dos fases, pre-propagación y post-propagación en donde obtuvo 2163 esporas en 100 g de suelo seco y 2998 esporas / 100 g suelo seco respectivamente. La riqueza de especies en la fase de pre-propagación fue de 17 morfotipos, mientras que en la post-propagación registró 36 morfotipos, en total el 60% de la riqueza correspondió a las familias Glomeraceae y Acaulosporaceae.

En lo que respecta a investigaciones relacionadas a la asociación de HMA y especies del género *Salvia*; Tarraf *et al.*, (2017) estudiaron la influencia de dos inóculos

de HMA (*Symbivit* y *Septoglomus viscosum*) en el crecimiento, producción de aceites esenciales y la absorción de fósforo en *Salvia officinalis*; ambos tratamientos registraron un aumento en el contenido de fósforo en las hojas, además de observar un cambio en la composición de los aceites esenciales, estos resultados sugieren que los HMA promueven el crecimiento de las plantas y mejoran la absorción de P en suelos con baja fertilidad.

Yang *et al.*, (2017) investigaron los efectos de los HMA en el crecimiento y los compuestos fitoactivos en plántulas de *Salvia miltiorrhiza*, a las que inocularon con: *Glomus mosseae*, *G. aggregatum*, *G. versiforme* y *G. intraradices*. Las plántulas incrementaron su altura además de mejorar la absorción de N, P y K, en los tratamientos con *Glomus versiforme* y *Glomus intraradices* las plántulas registraron un mayor crecimiento, mientras que en los que se utilizaron *Glomus mosseae* y *Glomus intraradices* los compuestos fitoactivos de las plantas aumentaron.

Albrecht *et al.*, (2018) determinaron la presencia de hongos micorrizógenos en plantaciones de *Salvia hispánica* en dos localidades de Paraguay; en promedio se registró un 63% de colonización por arbusculos e hifas y 0.75% de vesículas. Los cultivos pueden absorber naturalmente el fósforo gracias a la asociación con los HMA. Se concluyó que los HMA pueden constituirse como un servicio ecosistémico de provisión de alta relevancia en cultivos de chía en Paraguay.

Cruz *et al.*, (2019) evaluaron el crecimiento y contenido de aceite esencial de *Salvia officinalis* inoculada con dos especies de HMA: *Rhizophagus clarus* y *Claroideoglomus etunicatum* analizando diferentes niveles de fósforo. La inoculación de *Rhizophagus clarus* y adición de P en la siembra resultó en un aumento de la concentración de aceites esenciales, además de un mayor crecimiento en las plántulas de *Salvia*.

## **5. HIPÓTESIS**

Las plantas terrestres presentan micorrizas, y éstas las ayudan a establecerse en suelos perturbados o poco fértiles; el bosque templado ubicado en el Parque “el Huixteco” ha sido perturbado por actividades deportivas y turísticas, uno de los géneros de plantas que sobrevive en este tipo de espacios es *Salvia*, por lo anterior, se espera encontrar asociaciones entre estas plantas y hongos micorrizógenos arbusculares, además de una riqueza, densidad y porcentajes de colonización micorrícica similares en las diferentes especies estudiadas, así como mismas condiciones edáficas.

## **6. OBJETIVOS**

### **6.1 General**

- Evaluar la presencia de hongos micorrizógenos arbusculares asociados a cinco especies de *Salvia* del cerro “el Huixteco”, Taxco, Guerrero.

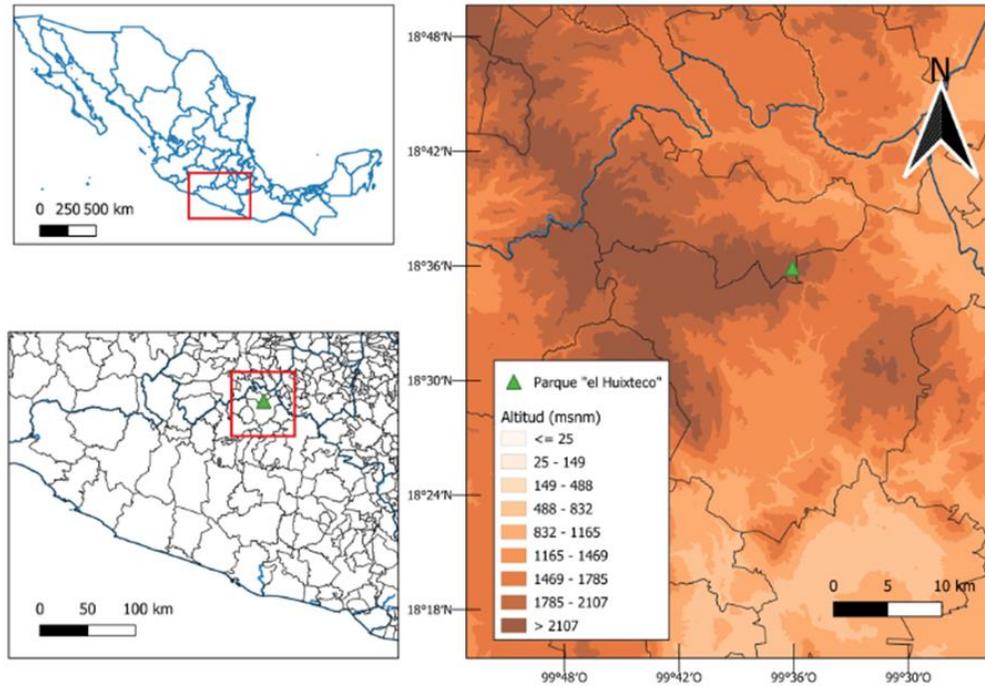
### **6.2 Particulares**

- Determinar el porcentaje de colonización micorrízica radical fraccionada y total en cinco especies del género *Salvia*.
- Evaluar la densidad y riqueza de esporas de los hongos micorrizógenos arbusculares asociados a cinco especies de *Salvia* del cerro “el Huixteco”, Taxco, Guerrero.
- Identificar los géneros de HMA presentes en el suelo rizosférico de las cinco especies de *Salvia*.
- Evaluar las propiedades edáficas del suelo rizosférico asociado a las cinco especies botánicas.

## 7. MATERIAL Y MÉTODOS

### 7.1 Zona de estudio

El parque ecológico “el Huixteco” se localiza al Norte del municipio Taxco de Alarcón en el estado de Guerrero en las coordenadas: latitud N: 18°36'21.0" longitud O: 99°36'42.6" (figura 1).



**Figura 1.** Localización del parque ecológico “el Huixteco”, Taxco de Alarcón, Guerrero.

Taxco de Alarcón colinda al norte con los municipios de Tetipac, Pilcaya y el estado de Morelos, al este con Buenavista de Cuéllar, hacia el sur con Iguala de la independencia, Teloloapan e Ixcateopan de Cuauhtémoc, y al oeste con Ixcateopan de Cuauhtémoc y Pedro Ascencio Alquisiras. Taxco se ubica en la región hidrológica No. 18 Balsas, dentro de la cuenca Río Balsas-Mezcala (77.73%) y Río Grande Amacuzac (22.27%) en la subcuenca del Río Cocula o Iguala (77.23%) y Río Alto Amacuzac (22.27%). El clima del sitio es el clima templado subhúmedo con lluvias en verano, su rango de temperatura es de 14-20 °C, con una precipitación de 1 200 mm.

La vegetación que abarca la mayor superficie es el bosque de *Quercus*, con regularidad asociado a especies de los géneros *Juniperus* y *Pinus* formando bosques

mixtos, además estos bosques están en ecotonía con bosques mesófilos de montaña o con bosques de coníferas; el estrato herbáceo es abundante y se desarrolla en sitios perturbados (Martínez-Gordillo *et al.*, 2004). En la zona de estudio del parque ecológico “el Huixteco” prevalece el bosque de pino-encino. La mayor parte de suelo es Luvisol (33.46%) y Leptosol (30.71%), caracterizados por tener arcillas y ser suelos jóvenes respectivamente. El uso de suelo es forestal, en algunas zonas se pagan servicios ecosistémicos y algunos sitios planos son utilizados para la agricultura (31.03%), la zona urbana ocupa apenas un 2.72%, aunque existen sitios de interés minero de metales como plata, mercurio y plomo (INEGI, 2010).

## **7.2 Identificación de ejemplares del género *Salvia***

Se realizó una búsqueda bibliográfica en el texto “Flora vascular de la porción guerrerense de la Sierra de Taxco, Guerrero, México” (Martínez-Gordillo *et al.*, 2004) para corroborar la presencia de *Salvia* en el parque ecológico “el Huixteco”. Con base en las características morfológicas del género *Salvia* como: presencia de olor, tallo cuadrado, hojas pubescentes, flores bilabiadas, flor color violeta, y material fotográfico del libro “La flora vascular del Parque Estatal El Faro, Tlalmanalco de Velázquez, Estado de México” (Chimal *et al.*, 2013) se realizó una búsqueda visual de estas plantas en el sotobosque del bosque. Una vez ubicadas las plantas, se eligieron cinco ejemplares de cada especie, las cuales fueron recolectadas y etiquetadas para generar ejemplares botánicos de cada especie distinguida morfológicamente. Los ejemplares se recolectaron a una distancia de al menos cinco metros entre sí, y sin otras herbáceas a su alrededor para que las raíces, suelo y esporas recolectadas correspondieran a ese ejemplar; después se colocaron en una prensa botánica.

Con las claves de la Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán fascículo Lamiaceae (Martínez-Gordillo *et al.*, 2019) y en *Salvia semiscaposa* (Lamiaceae) a new species from Nanchititla Mexico (Fragoso-Martínez *et al.*, 2015), se llevó a cabo la identificación de las cinco especies de *Salvia*. Se realizó una visita al Herbario Nacional de la Facultad de Ciencias de la UNAM; para corroborar la determinación taxonómica de las especies recolectadas.

### 7.3 Colonización radical micorrízica arbuscular

Se evaluó la colonización total en raíz por medio de la técnica de tinción con azul de tripano, propuesta por Phillips y Hayman (1970). Para ello se colectó la raíz de cada ejemplar, se lavó para quitar el excedente de suelo y se depositó en frascos con alcohol al 50% para su posterior procesamiento en laboratorio. Se tomó una fracción de raíz de cada individuo de cada especie del género *Salvia*, se lavó con agua corriente para eliminar el alcohol; se colocó la raíz de cada planta en un recipiente con hidróxido de potasio (KOH) al 10% durante 24 horas a temperatura ambiente, posteriormente se lavó con agua para eliminar el KOH, se le adicionó peróxido de hidrógeno (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) al 10% para aclarar la raíz durante 3 minutos, se enjuagaron con agua y cubrieron con ácido clorhídrico (HCl) al 10% durante 5 minutos, después se eliminó el ácido y sin enjuagar se le agregó azul de tripano al 0.05% hasta cubrir las, se dejó toda la noche para su tinción para después eliminar el exceso de colorante. Las raíces teñidas se colocaron en una caja de Petri, donde se cortaron en aproximadamente 1.5 cm de longitud y se tomaron 20 segmentos al azar, adicionando unas gotas de polivinil-alcohol-lactoglicerina (PVLG), se montaron en forma paralela en un portaobjetos al que se le puso un cubreobjetos, por último se presionó ligeramente y se dejó secar.

Las preparaciones fueron observadas en un microscopio óptico en donde se ubicaron las estructuras internas de los HMA hifas, vesículas y arbusculos. El porcentaje de colonización total y fraccionada se calculó mediante las siguientes fórmulas:

$$\% \text{ colonización por hifas} = \frac{\# \text{ de segmentos colonizados por hifas}}{\# \text{ de segmentos totales observados}} \times 100$$

$$\% \text{ colonización por vesículas} = \frac{\# \text{ de segmentos colonizados por vesículas}}{\# \text{ de segmentos totales observados}} \times 100$$

$$\% \text{ colonización por arbusculos} = \frac{\# \text{ de segmentos colonizados por arbusculos}}{\# \text{ de segmentos totales observados}} \times 100$$

$$\% \text{ colonización total} = \frac{\# \text{ de segmentos colonizados}}{\# \text{ de segmentos totales observados}} \times 100$$

#### **7.4 Extracción de esporas de HMA**

Se tomaron muestras de suelo rizosférico de cada ejemplar vegetal, a una profundidad de 10 cm aproximadamente, se colocaron en bolsas plásticas etiquetadas con los datos de identidad botánica, número de recolecta, fecha y lugar, se colocaron en una hielera para su traslado al laboratorio.

Para cuantificar la densidad de esporas se utilizó la técnica de decantación y tamizado en húmedo de Gerdemann & Nicolson (1963), seguido de una centrifugación con sacarosa al 60%. Se pesaron 100 g de suelo seco y se colocó en un vaso con agua, se realizó una agitación mecánica durante 5 minutos para romper los agregados del suelo, posteriormente se decantó el sobrenadante con tamices de diferentes aperturas (18  $\mu\text{m}$ , 105  $\mu\text{m}$  y 44  $\mu\text{m}$ ); la muestra obtenida se colocó en tubos de 50 mL, los cuales se llevaron a centrifugación con agua a 2000 rpm por 5 minutos, después se eliminó el sobrenadante (esporas muertas y restos de materia orgánica) de cada tubo y se adicionó una solución de sacarosa al 60%, se centrifugó nuevamente a 1000 rpm durante 3 minutos; por diferencia en la densidad las esporas viables quedan en el sobrenadante, el cual se decantó en un tamiz de 44  $\mu\text{m}$  para recuperar las esporas de HMA. Cada muestra se lavó con agua para eliminar el exceso de azúcar y se colocó en una caja Petri con agua destilada para evitar su desecación; con la ayuda de un estereoscopio se realizó el conteo y selección de esporas de HMA agrupándolas de acuerdo a su morfología como forma, color y tamaño.

Las esporas agrupadas se montaron en portaobjetos para elaborar laminillas permanentes; cada laminilla consta de un portaobjetos dividido en 2 partes, a la primera mitad se les aplicó una gota de PVLG para fijarlas y observarlas sin cambios en sus características morfológicas, a la otra parte se le agregaron PVLG y reactivo de Melzer con la finalidad de observar la reacción de las capas de la pared de las esporas al reactivo. Con ayuda de un microscopio óptico, se realizó la determinación taxonómica, se observaron el número de capas de la pared y los escudos de germinación. La determinación taxonómica se realizó mediante las descripciones de International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM, 2020) y las descripciones en la página web del investigador Janusz Błaszowski (2020).

## 7.5 Análisis físicos y químicos del suelo

Se tomaron muestras de suelo rizosférico de cada ejemplar vegetal, a 10 cm de profundidad aproximadamente, se colocaron en bolsas plásticas etiquetadas con los datos de identidad botánica, número de recolecta, fecha y lugar; se colocaron en una hielera para su traslado al laboratorio. Las determinaciones de los parámetros pH, conductividad eléctrica, densidad aparente y real se realizaron de acuerdo con los métodos de evaluación y diagnóstico para agua y suelo (Guerra & Cruz, 2014). Para materia orgánica, fósforo extractable y nitrógeno total se prepararon 100 gramos de suelo seco de cada muestra, posteriormente se enviaron al Laboratorio de Física de Suelos, Área de Edafología en el Colegio de Postgraduados para su análisis; estos parámetros se evaluaron aplicando los métodos mencionados en la SEMARNAT (2002).

**Potencial hídrico (pH).** Se pesaron 10 gramos de suelo por cada muestra y se depositaron cada una en vasos de precipitado, se añadieron 20 mL de agua destilada (relación suelo/agua 1:2). Se agitó manualmente la solución con un agitador de vidrio durante un minuto, se dejó reposar por diez minutos y se repitió la agitación dos veces. Se calibró el potenciómetro con los buffer 4 y 7, se midió el pH de cada una de las muestras introduciendo el electrodo en la suspensión del suelo para tomar la lectura correspondiente.

**Conductividad eléctrica (CE).** Se colocaron diez gramos de suelo en un vaso de precipitado de 100 mL, se añadieron 50 mL de agua destilada, se agitó manualmente la solución por un minuto y se dejó reposar por 24 horas. Posteriormente se midió la conductividad eléctrica del sobrenadante y la temperatura de las muestras. Las lecturas se corrigieron por un factor de temperatura. Se calculó la CE con la siguiente fórmula:

$$CE = \frac{(C_{prob}) (K) (Ft)}{1000}$$

Donde:

CE= conductividad eléctrica, dS/m a temperatura ambiente

Si mmho/cm = dS/m

$C_{prob}$  = conductividad de la muestra problema en  $\mu$ mho

K= 1.4118

Ft= Factor de corrección de temperatura tabulada

1000= Factor para convertir de  $\mu\text{mho}$  a  $\text{mmho}$  por lo tanto a  $\text{dS/m}$

**Densidad aparente.** Este análisis se realizó a partir del método de la probeta. Para ello se pesó una probeta de 100 mL en una balanza, se agregó suelo seco hasta alcanzar el volumen de 40 mL. Se golpeó la probeta sobre una franela 10 veces para compactar el suelo. Posteriormente, se agregó más suelo hasta alcanzar nuevamente los 40 mL. Se pesó la probeta llena de suelo. La densidad aparente se calculó con la fórmula:

$$DA = \frac{\text{Peso de la probeta y suelo} - \text{peso de la probeta}}{\text{Volumen}}$$

**Densidad real.** Se utilizó el método del picnómetro. En una balanza se pesó un matraz aforado de 25 mL vacío, enseguida se le agregaron 5 g de suelo previamente secado en la estufa a  $105^{\circ}\text{C}$  durante una hora; se adicionaron 20 mL de agua destilada, se desalojó con movimientos de rotación el aire de la suspensión hasta que no se observaran burbujas y se dejó reposar durante 15 minutos. Pasado el tiempo de reposo se llenó con agua destilada hasta aforarlo, hecho esto se pesó nuevamente. Se desechó el contenido del matraz y se limpió, luego se llenó el matraz solamente con agua y se pesó en la balanza. La densidad real se calculó con la siguiente fórmula:

$$DR = \frac{s}{s + a - [S + A]}$$

Donde:

S= peso del suelo en gramos

a= peso del matraz con agua solamente

[S+A]= peso del matraz con suelo y agua

**Carbono orgánico y materia orgánica.** Método AS-07 de Walkley & Black (1934). Se tamizaron 10 gramos de suelo en una malla de 2 mm, se tomaron 0.5 g y se depositaron en un matraz Erlenmeyer de 250 mL, se añadieron 5 mL de  $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$  (1N) y se agitó la solución. Se añadieron lentamente 10 mL de  $\text{H}_2\text{SO}_4$ , se agitó 1 minuto en movimientos circulares y se dejó reposar aproximadamente 30 minutos para dejar enfriar.

Se adicionaron 100 mL de agua destilada, 5 mL de H<sub>3</sub>PO<sub>4</sub> concentrado, 0.05 g de NaF y 10 gotas de difenilamina. Se tituló con FeSO<sub>4</sub> (0.5 N) de gota en gota hasta que viró a color verde claro. Para calcular el CO se utilizó la fórmula:

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

Donde:

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

T= Volumen del sulfato ferroso gastado para valorar la muestra (mL)

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

g= peso de la muestra empleada (g)

mcf= factor de corrección de humedad

Para calcular el porcentaje de materia orgánica se utilizó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Materia orgánica} = \% \text{ Carbono Orgánico} \times 1.724$$

**Fósforo.** La determinación del fósforo extraíble en suelos neutros y ácidos se realizó a través del método AS-11, por el procedimiento de Bray & Kurtz 1 (1945). Se pesaron 0.5 g de suelo tamizado y se colocó en un matraz Erlenmeyer de 250 mL, se adicionaron 10 mL de solución extractora de Bray-1 y se tapó el matraz con un corcho. Después, se agitó a 180 rpm durante 5 minutos. El extracto se filtró en tubos de ensayo. Para el desarrollo de color se tomaron 0.5 mL de la solución extractora, se añadieron 10.5 mL de agua destilada, 4 mL de ácido ascórbico y 10 mL de agua destilada, se dejó reposar durante 10 minutos, posteriormente se leyó a 882 nm en el espectrofotómetro. Se realizó una curva de calibración. Para calcular el fósforo extraíble se utilizó la siguiente fórmula:

$$P(\text{mg Kg}^{-1} \text{ de suelo}) = CC \times \frac{V_f}{A} \times \frac{V_i}{p}$$

Donde:

CC= mg L<sup>-1</sup> de P en la solución. Se obtiene graficando la curva de calibración (absorbancia contra mg L<sup>-1</sup>) e interpolando en la misma los valores de absorbancia de

las muestras analizadas a las cuales previamente se les ha restado el valor promedio de los blancos o por medio de una gran regresión simple.

Vf= volumen final de la solución colorimétrica, mL

A= alícuota del extracto usado colorimetría, mL

Vi= volumen de la solución empleada para hacer el extracto, mL.

P= peso de la muestra seca al aire.

**Nitrógeno total.** Se colocó la muestra de suelo en un matraz micro-Kjeldahl, se adicionó 1.1g de catalizador  $K_2SO_4$ , 3 mL de ácido sulfúrico concentrado, se calentó en un digestor a temperatura media alta hasta que el digestado se tornó claro, enseguida se puso la muestra en estado de ebullición por una hora. La temperatura se reguló de modo que los vapores de ácido sulfúrico se condensaron en el tercio inferior del cuello del tubo de digestión. Se dejó enfriar el frasco y se agregó agua para colocar en suspensión mediante agitación el digestado; se decantaron las partículas de sílice evitando la precipitación de cristales de sulfato de amonio. Se transfirió el líquido a la cámara de destilación del aparato, se lavó el matraz de digestión con pequeñas porciones de agua; se colocó en el tubo de salida del aparato de digestión un matraz Erlenmeyer de 125 mL con 10 mL de la solución  $H_3BO_3$  + indicadores. Se adicionaron 10 mL de NaOH 10N de modo que la sosa quedara depositada en el fondo de la cámara de destilación; se conectó el flujo de vapor para iniciar la destilación. Se destiló hasta alcanzar 75 mL en el matraz Erlenmeyer. Por último, se determinó el nitrógeno amoniacal presente en el destilado, para ello se tituló con ácido sulfúrico a 0.01 N; se utilizó una microbureta de 10 mL con graduaciones de 0.01 mL, se prepararon blancos, el cambio de color fue de verde a rosa fuerte. El porcentaje de Nitrógeno total se calculó con la siguiente fórmula:

$$\%N \text{ total} = (Vm - Vb) \times N \times 14 / p \times 10$$

Donde:

Vm= Volumen de ácido sulfúrico empleado en titular la muestra

Vb= Volumen de ácido sulfúrico empleado en titular el blanco

N= Normalidad exacta del ácido sulfúrico

14= Peso equivalente del nitrógeno

10= Factor de conversión a porcentaje

P= Peso de la muestra de suelo en gramos

### **7.6 Análisis estadístico y correlación de Pearson**

Los datos correspondientes a porcentaje de colonización fraccionada y total, densidad de esporas, y las propiedades fisicoquímicas del suelo se sometieron a un análisis de correlación para evaluar el grado de asociación entre los HMA y el suelo; además se realizó un análisis de varianza (ANOVA) para determinar las diferencias significativas entre variables, en el programa InfoStat (2020), las pruebas cuyos valores son considerados como diferencias estadísticas significativas se analizaron mediante una prueba de Tukey con un  $\alpha = 0.05$  (Anexo).

## **8. RESULTADOS**

### **8.1 Identificación de especies botánicas**

Se identificaron cinco especies de *Salvia*: *S. mexicana*, *S. lavanduloides*, *S. scaposa*, *S. longispicata* y *S. tiliifolia* (cuadro 1).

**Cuadro 1.** Descripción de las especies de *Salvia* estudiadas.

*Salvia mexicana* var. *minor* Benth



Hierba perenne o arbustiva de hasta tres metros de altura. Tallo cuadrangular con pubescencia hojas opuestas, simples, lámina, ovadas hasta 20 cm de largo por 12 cm de ancho.

Inflorescencia con brácteas acuminadas pubescentes, flores hermafroditas, zigomorfas, simpétalas, bilabiadas, color azul-morado de hasta cuatro centímetros de largo. Fruto esquizocarpo, semillas obovadas con manchas.

Florece de marzo a noviembre, crece en bosques de pino encino y áreas perturbadas.

Uso: con potencial ornamental, se utilizan las semillas como chía en bebidas, las flores para la apicultura y las plantas enteras como forraje silvestre.

(Chimal *et al.*, 2013).

*Salvia lavanduloides* Kunth



Hierba perenne, hasta un metro de alto. Tallo cuadrangular con pubescencia, hojas simples opuestas pubescentes, margen aserrado.

Inflorescencia en espiga, flores hermafroditas, zigomorfas, simpétalas, bilabiadas, verticiladas pubescentes. Cáliz con tonos púrpuras, corola azul hasta un centímetro de largo, ovario súpero, fruto esquizocarpo, semillas obovadas con manchas.

Florecen de marzo a diciembre crece en bosques de encino y pino así como claros adyacentes

Uso: con potencial ornamental y medicinal

(Chimal *et al.*, 2013)

*Salvia scaposa* Epling



Hierba de 0.2 a 0.4 m de altura; con tallos procumbentes o hábito escamoso, la superficie de las hojas escasamente cubiertas de tricomas cortos, hojas distales poco desarrolladas en los tallos, basales obovadas u ovadas.

Inflorescencia con 2 a 6 flores en cada verticilo, cáliz color púrpura, corola lila.  
(Fragoso-Martínez *et al.*, 2015)

*Salvia longispicata* M.Martens & Galeotti



Hierba perenne, hasta un metro de alto, tallo cuadrangular, hojas deltoideo-ovadas con base cuneada.

Inflorescencia de 12-16 centímetros en espirales apretados de flores, cáliz de 6 mm de largo, brácteas ovado-acuminadas, corola azul morado de 6-7 mm de longitud.

Florece de junio a enero en bosques de pino-encino cerca de cuerpos de agua o en lugares perturbados.

Es usada en la medicina popular para tratar problemas respiratorios.

(López, 2020)

*Salvia tiliifolia* Vahl



Hierba anual, hasta 1.5 m de altura. Tallo cuadrangular, espaciadamente con tricomas largos y tiesos. Hojas opuestas, simples, pecioladas de 1 a 5 cm de largo y ancho, borde aserrado, ápice acuminado.

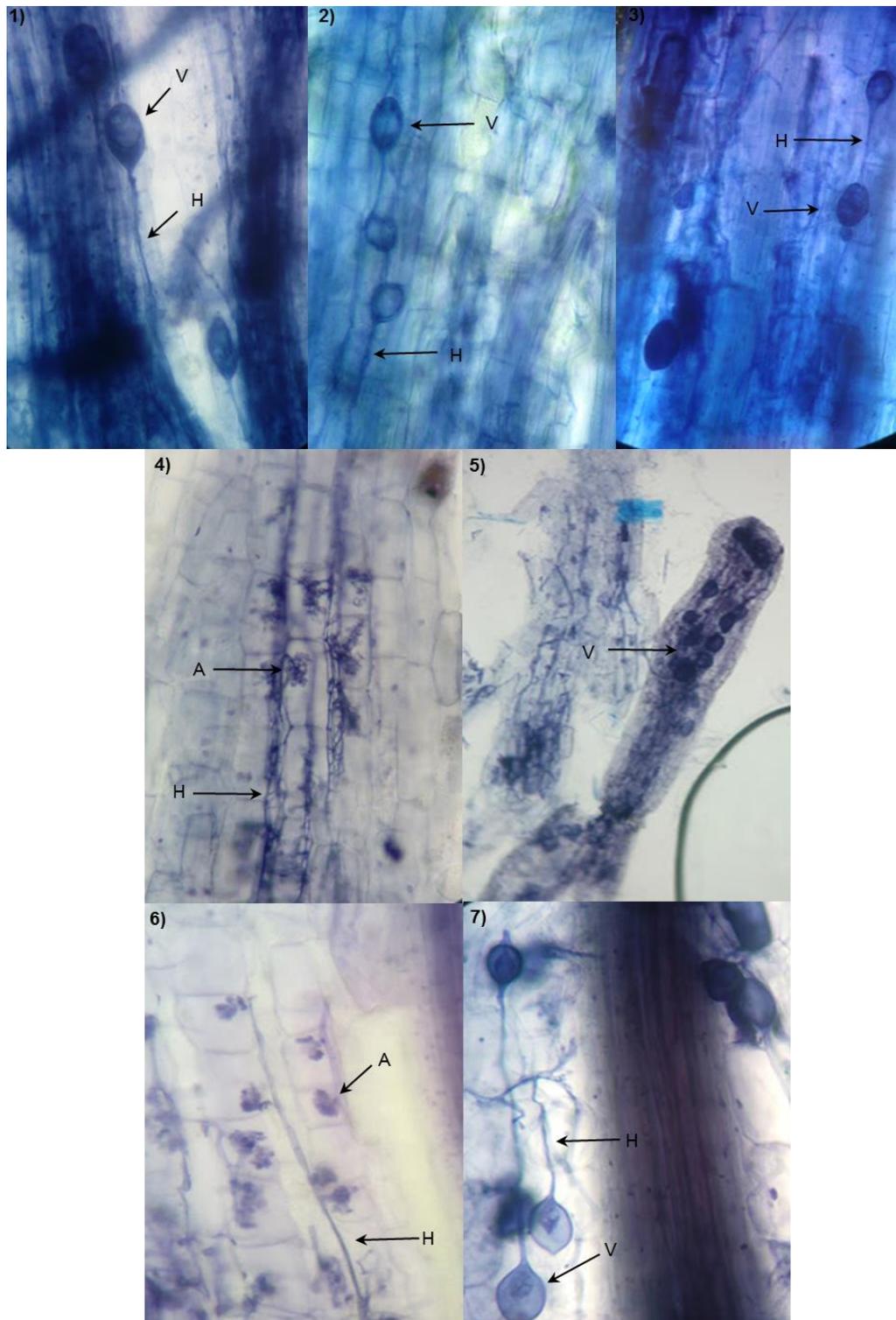
Flores hermafroditas, zigomorfas, simpétalas, en racimos terminales y axilares, cáliz de 5 mm de largo, lóbulos mucronados, corola bilabiada de color azulado, ovario súpero. Fruto esquizocarpo, con semillas obovadas con manchas.

Florece de agosto a noviembre, crece en bosque de pino-encino, en áreas abiertas como maleza.

Es usada en la medicina popular para aliviar el dolor de estómago y aliviar dolores antes y después del parto.  
(Chimal *et al.*, 2013)

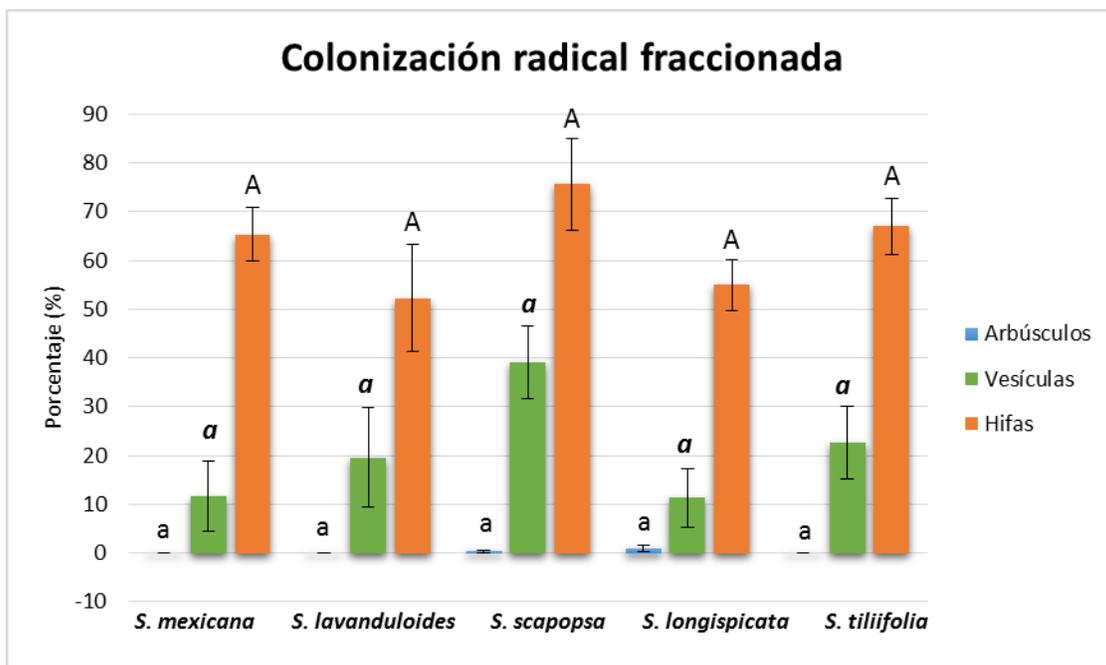
## 8.2 Colonización radical micorrízica arbuscular

Las cinco especies de *Salvia* presentaron colonización radical por hongos micorrízicos arbusculares. La estructura encontrada en mayor porcentaje fueron las hifas, seguidas de las vesículas, con poca presencia de arbusculos (figura 2).

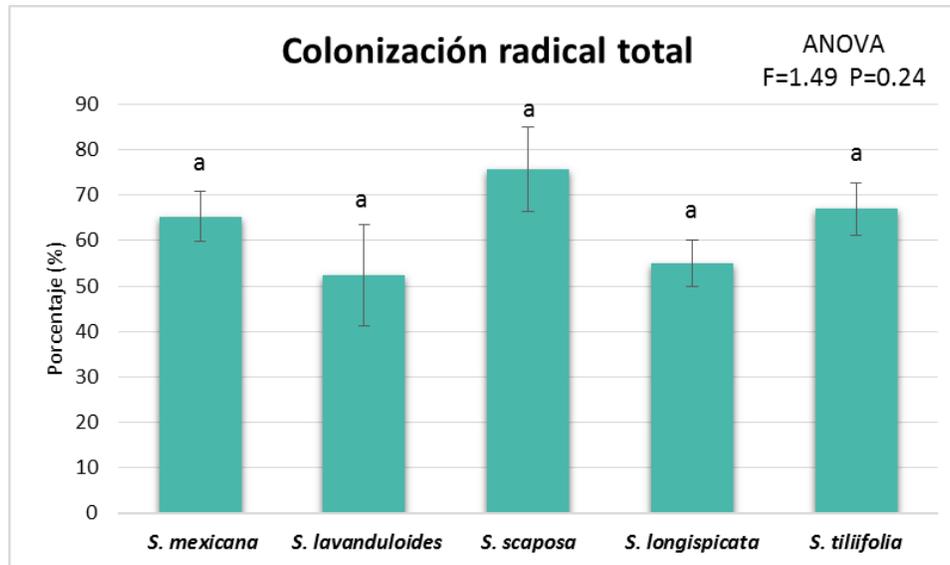


**Figura 2.** Estructuras de colonización de HMA: *S. mexicana*: 1) Vesículas (V) e hifas (H). *S. lavanduloides*: 2) vesículas e hifas a 40x. *S. tiliifolia*: 3) Estructuras de vesículas e hifas vistas al microscopio a 40x. *S. scaposa*: 4) Arbusculos (A) e hifas (H) observadas al microscopio a 100x, 5) Vesículas (V) de HMA a 40x. *S. longispicata*: 6) Arbusculos e hifas con el objetivo 100x; 7) Hifas y vesículas vistas al microscopio a 40x.

*Salvia mexicana* no presentó arbuscúlos, sin embargo, se observaron 11.65% por vesículas, y 65.3% de hifas; para *S. lavanduloides* se registró 19.6% de colonización en vesículas y 52.31% en hifas; en *S. scaposa* se obtuvo un 0.32% de arbuscúlos, 36.33% en vesículas y 75.66% colonización de hifas, para *S. longispicata* se registró 0.6% en arbuscúlos, 11.32% de colonización en vesículas y 55% en hifas, finalmente *S. tiliifolia* presentó una colonización de 22.62% por vesículas y 67.64% de hifas. Los porcentajes de colonización total en raíces fueron 65.3% en *S. mexicana*, 52.31% en *S. lavanduloides*, 75.66% para *S. scaposa*, *S. longispicata* 55% y *S. tiliifolia* con 68.3 % considerados altos para las especies silvestres (figuras 3 y 4). El análisis ANOVA no presentó diferencias significativas con una  $F=1.49$  y  $p=0.24$ .



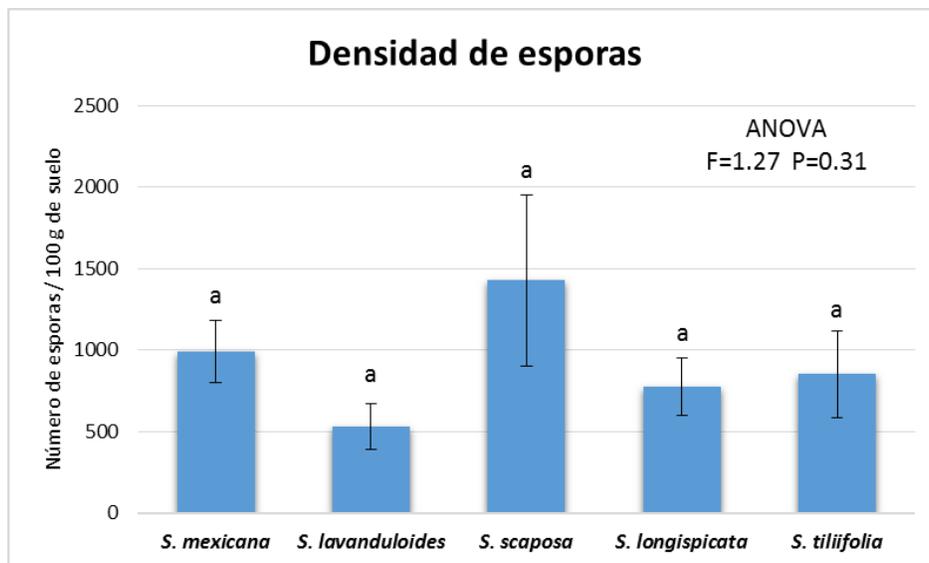
**Figura 3.** Porcentajes de colonización radical fraccionada en cinco especies de *Salvia*. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p \geq 0.05$ )



**Figura 4.** Porcentaje de colonización micorrízica radical total en cinco especies de *Salvia*. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p \geq 0.05$ ).

### 8.3 Densidad de esporas

La densidad de esporas en 100 g de suelo seco para *Salvia mexicana* fue de 988 esporas; *S. lavanduloides* registró 531; en *S. scaposa* se encontraron 1410, en *S. longispicata* fue 796 esporas y *S. tiliifolia* presentó 850 (figura 5). El análisis de varianza no mostró diferencias significativas entre las especies de *Salvia* con una  $F=1.27$  y  $p=0.31$ .



**Figura 5.** Densidad de esporas de HMA en 100 gramos de suelo seco. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p \geq 0.05$ )

#### 8.4 Riqueza de especies de HMA

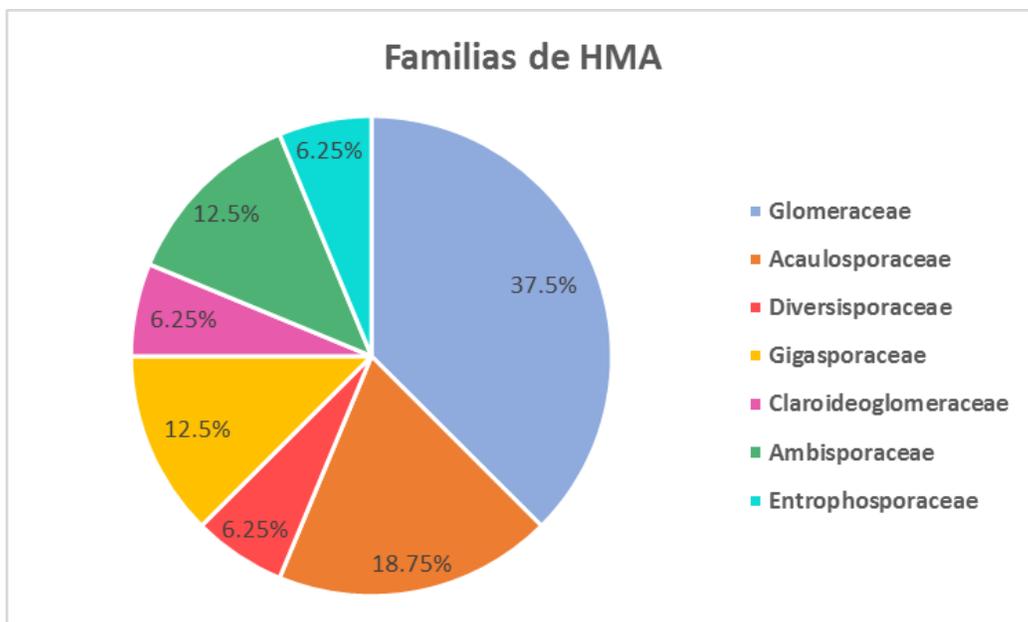
Se identificaron 16 morfoespecies distribuidas en 10 géneros de HMA, entre los que destacan *Acaulospora* y *Glomus* con tres morfoespecies cada una. *Acaulospora spinosa* fue la única morfoespecie que se encontró en común a las tres salvias; *Claroideoglomus etunicatum*, *Funneliformis mosseae*, *Glomus* sp.1 y *Septoglomus constrictum* están asociadas a dos especies de *Salvia*, en *S. tiliifolia* se encontraron siete morfoespecies asociadas únicamente a ella, mientras que *S. scaposa* y *S. longispicata* presentan solo dos especies de HMA asociados exclusivos a ellas (cuadro 2).

La riqueza de HMA en las tres especies de *Salvia* que pudieron evaluarse reflejan variabilidad, en *S. scaposa* se encontraron cuatro especies y en *S. tiliifolia* fue tres veces más riqueza de HMA, sin embargo, en *S. mexicana* y *S. lavanduloides* no fue posible registrar los géneros de HMA debido a la suspensión de actividades por la pandemia.

**Cuadro 2.** Géneros de HMA presentes en las especies de *Salvia*.

1	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora alpina</i>			
2		<i>Acaulospora laevis</i>			
3		<i>Acaulospora spinosa</i>			
4	Ambisporaceae	<i>Ambispora fennica</i>			
5		<i>Ambispora appendicula</i>			
6	Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus etunicatum</i>			
7	Diversisporaceae	<i>Diversispora sp1</i>			
8	Entrophosporaceae	<i>Entrophospora infrequens</i>			
9	Gigasporaceae	<i>Gigaspora sp1</i>			
10		<i>Gigaspora decipiens</i>			
11	Glomeraceae	<i>Funneliformis mosseae</i>			
12		<i>Glomus sp1</i>			
13		<i>Glomus sp2</i>			
14		<i>Glomus tortuosum</i>			
15		<i>Rhizophagus sp1</i>			
16		<i>Septoglomus constrictum</i>			
Total			4	6	12
			<i>S. scaposa</i>	<i>S. longispicata</i>	<i>S. tiliifolia</i>

Se registraron siete familias de HMA, Glomeraceae y Acaulosporaceae tienen en conjunto más del 50% de la riqueza total; Gigasporaceae y Ambisporaceae contienen el 12.5%, mientras que Diversisporaceae, Claroideoglomeraceae y Entrophosporaceae poseen el 6.25% de la riqueza total cada una (figura 6).



**Figura 6.** Distribución de las familias de HMA con mayor riqueza.

#### 8.4.1 Descripción de especies

El registro de las características de las especies de HMA asociados al género *Salvia* muestra el predominio del género *Acaulospora* y *Glomus* con tres especies cada una, los géneros *Gigaspora* y *Ambispora* con dos especies y los seis géneros restantes solo presentaron una especie. Del total de las 16 especies descritas cinco se quedaron a nivel de género, sin embargo, los rasgos morfológicos sugieren especies diferentes.

#### ***Acaulospora alpina*** Oehl, Sýkorova & Sievered

Esporas solitarias, amarillo pálidas a naranja intenso, globosas, formadas lateralmente sobre el cuello de la hifa del sáculo esporífero, al madurar se desprenden y presentan una cicatriz. Esporas constituidas por una pared externa (SW), pared intermedia (MW) y una interna (IW). La pared externa cuenta con tres capas (sw1, sw2, sw3). Sw1 hialina ausente en esporas maduras; sw2 es de color amarillo a naranja, laminada, tiene ornamentación conformada por perforaciones de fondo cónico; la sw3 es difícil de observar ya que se encuentra adherida al interior de sw2. La pared intermedia es hialina compuesta por dos capas adheridas; la pared interna hialina compuesta por tres capas. Ninguna de las capas reacciona con el reactivo Melzer (figura 7).

### ***Acaulospora laevis* Gerd & Trappe**

Esporas solitarias, naranja marrón globosas. La estructura consta de una pared externa y dos paredes internas de germinación. La pared externa presenta tres capas (sw1, sw2, sw3); sw1 hialina, lisa, continúa con la pared de cuello del sáculo, se puede degradar o desprender a medida que la espora sale del cuello del sáculo. La sw2 consta de subcapas finas de color anaranjado marrón, con superficie lisa y sin reacción al Melzer. sw3 amarillo marrón con subcapas finas y adheridas que no reaccionan al Melzer. Las paredes germinales hialinas y flexibles (gw1, gw2). La primera pared germinal está conformada por dos capas hialinas estrechamente adheridas; la segunda pared germinal tiene dos capas hialinas, adheridas casi por completo, no se tiñen con reactivo de Melzer (figura 7).

### ***Acaulospora spinosa* C. Walker & Trappe**

Esporas solitarias, amarillo claro, globosas. Consta de una pared externa y dos capas internas de germinación. La pared externa presenta tres capas:sw1, sw2, sw3; la primera se degrada a edad temprana y está ausente incluso antes de que las espinas en sw2 estén formadas, la sw2 es una capa gruesa inicialmente por la formación de subcapas (o láminas) de color amarillo pálido seguidas por la síntesis de espinas redondeadas estrechamente empaquetadas, la sw3 es hialina y está adherida a sw2 es fácil observar con reactivo Melzer (figura 7).

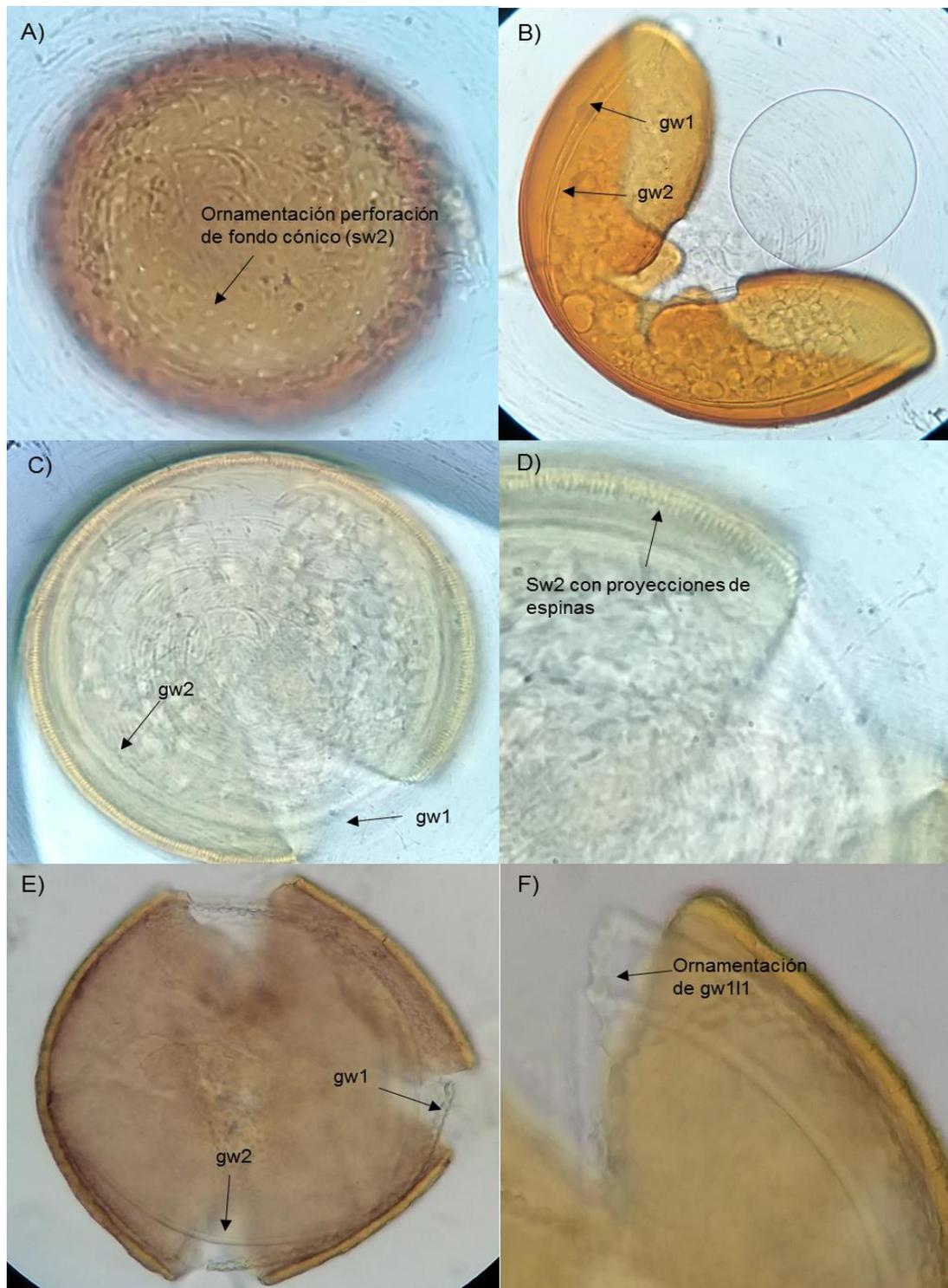
### ***Ambispora appendicula* C. Walker**

Esporas de color amarillo pálido- marrón; globosa, consta de una pared externa (SW) y dos paredes germinales internas (gw1, gw2). La pared externa con tres capas (sw1, sw2, sw3); la primera capa es hialina y difícil de observar por lo general muy degradada o completamente desprendida incluso en las esporas jóvenes., la sw2 amarilla y gruesa, se tiñe de naranja a rojo en el reactivo Melzer. Gw1 conformada por dos capas (gw111 y gw112) ornamentadas hialinas rígidas, se separan entre sí en esporas trituradas; la primera capa de la gw1 con la parte inferior ornamentada en forma de nudo; la segunda capa su superficie ornamentada con agujeros que se ajustan en tamaño, forma y

distribución a los nudos de la gw111. La gw2 compuesta por tres capas fuertemente adheridas (figura 7).

***Ambispora fennica*** C. Walker, Vestberg & Schuessler

Esporas solitarias, amarillas pálido, globosas. Presentan una pared externa (SW) un poco degradada y con restos de suelo, también dos paredes de germinación internas (gw1, gw2). La pared externa contiene tres capas (sw1, sw2, sw3); la sw1 es evanescente, hialina, amarillenta que cambia a rojo con el reactivo Melzer; la sw2 es laminada, semirígida y hialina; mientras que la sw3 flexible, hialina está adherida a la parte inferior de la sw2, difícil de observar. Las capas sw1 y sw3 reaccionan al Melzer tiñéndose de rojo. La primera pared germinal presenta dos capas frágiles y lisas difíciles de distinguir. La segunda cuanta con tres capas lisas y hialinas (figura 8).



**Figura 7.** Esporas de HMA: *Acaulospora alpina*: A) Espora en PVLG, se observa la ornamentación en forma de perforación de fondo cónico en la sw2. *Acaulospora laevis*: B) Capas germinales uno y dos. *Acaulospora spinosa*: C) Capas germinales en PVLG, D) Proyecciones de espinas en la sw2. *Ambispora appendicula*: E) Capas germinales con ornamentación, F) Parte inferior de la capa germinal uno con ornamentación.

***Claroideoglopus etunicatum*** C. Walker & Schuessler

Esporas solitarias, amarillentas, globosas y con una hifa recta transparente. El color entre la hifa y la espora cambia. Consta de una pared con dos capas (sw1, sw2). La sw1 hialina y ausente en las esporas maduras y en reactivo Melzer se tiñe de color rojizo; la sw2 lisa y amarilla (figura 8).

***Diversispora* sp1**

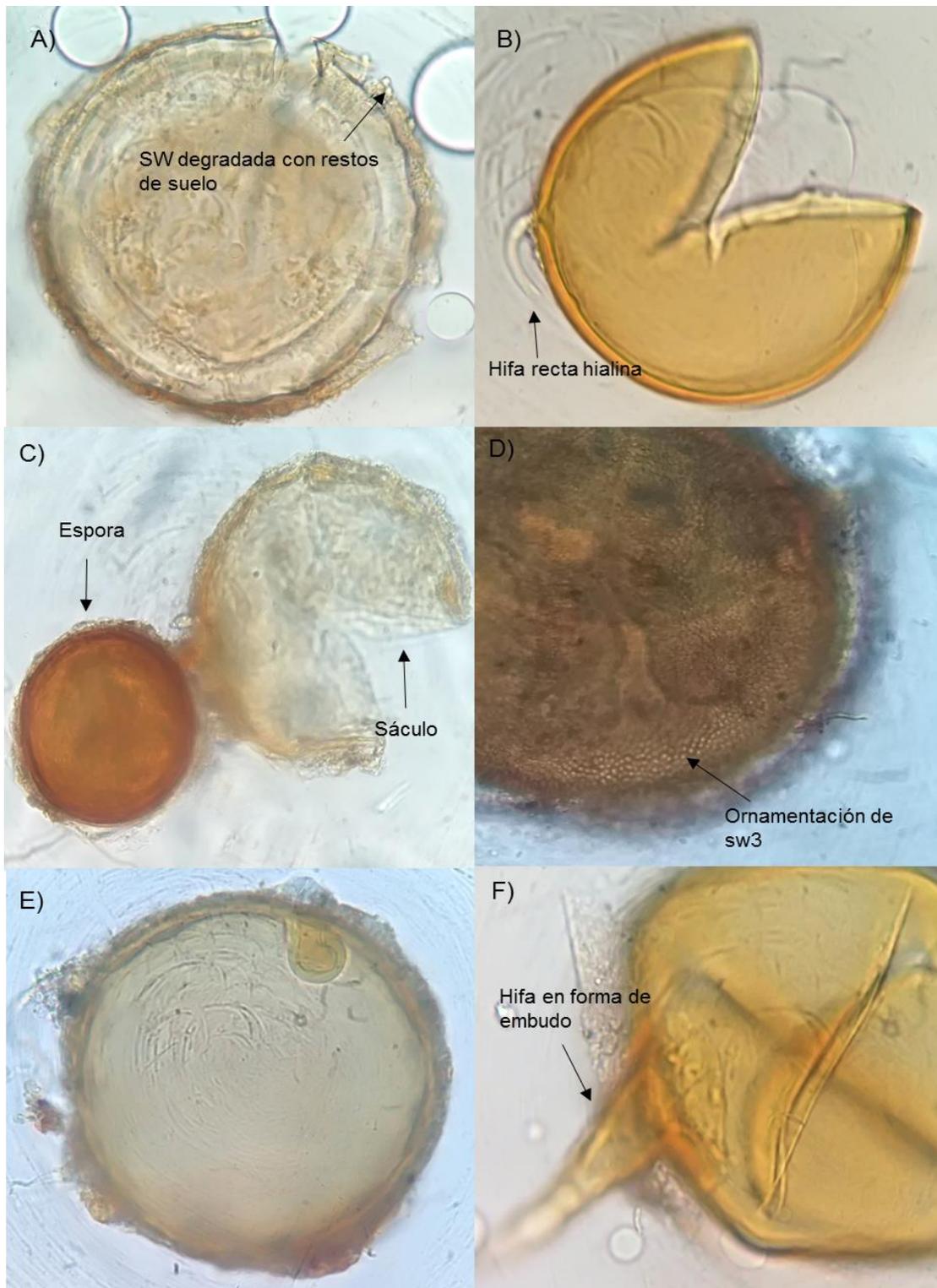
Esporas solitarias, transparentes globosas. Formada por una pared granulosa, ligeramente amarilla, tienetres capas hialinas. La capa laminada no es rígida sino que tiende a aplanarse un poco bajo presión. Hifa hialina infundibuliforme.

***Entrophospora infrequens*** R.N. Ames & R. W. Schneid

Esporas solitarias, ornamentadas, producidas en una hifa de sostén que se ensancha en su ápice formando un sáculo globoso, amarillo dorado a naranja pardo y globosas. La estructura subcelular está compuesta por una pared externa y una pared germinal. La pared externa cuenta con cuatro capas (sw1, sw2, sw3, sw4); la sw1 evanescente y hialina, se degrada y desprende conforme la espora envejece; sw2 lisa y semipermanente con hendiduras en la parte inferior de la capa, se degrada eventualmente; la sw3 amarillenta tiene proyecciones en forma de espinas; sw4 difícil de observar. La pared germinal hialina y semiflexible, está formada por tres capas delgadas y adheridas (figura 8).

***Funneliformis mosseae*** C.Walker y A.Schüßler

Esporas amarillas a pardas, globosas, hifa infundibuliforme. Consta de una pared externa con tres capas (sw1, sw2, sw3). La sw1 hialina, mucilaginoso, se tiñe de un rojo-rosado con el reactivo Melzer, se degrada para formar una capa granular que se desprende en esporas maduras; sw2 es hialina, rígida se desprenden fragmentos similares a astillas, la sw3 consta de láminas de color pardo-amarillenta (figura 8).



**Figura 8.** Esporas de HMA: *Ambispora fennica*: A) Pared de la espóra degradada. *Claroideogloinus etunicatum*: B) Se observa el cambio de color entre la espóra y la hifa. *Entrophospora infrequens*: C) Espóra joven con su sáculo, D) Espóra madura, se observa la ornamentación en la sw3. *Funneliformis mosseae*: E) Espóra en PVLG, F) Hifa con forma acampanada.

### ***Gigaspora sp1***

Esporas solitarias anaranjadas, globosas. Todas las especies conocidas producen esporas sin ornamentaciones. Las esporas consisten solo en una pared de esporas de dos capas. Los tubos germinales surgen de una delgada capa verrugosa que surge de la superficie interna de la capa laminada.

### ***Gigaspora decipiens*** I. R. Hall & L. K. Abbott

Esporas solitarias, blanquecinas, beige, volviéndose pardo-amarillentas, globosas. Constan de una pared con tres capas (sw1, sw2, sw3). La sw1 lisa adherida a sw2, inconspicua; sw2 laminada amarilla pálido que reacciona al reactivo Melzer tornándose a rojo oscuro; la sw3 adherente a sw2, se forman verrugas o papilas en la parte interna de la capa, concentradas en las regiones donde se forman los tubos germinales (figura 9).

### ***Glomus sp1.***

Esporas solitarias, amarillas a naranjas, globosas. Presencia de hifa cilíndrica hialina; una pared externa gruesa, con tres capas de diferente color cada una, la última hialina delgada.

### ***Glomus sp2***

Esporas solitarias, pardo-naranjas, globosas con hifa cilíndrica hialina; se percibe el tubo germinativo y septum. Tres paredes externas, con dos capas naranjas (figura 9).

### ***Glomus tortuosum*** N. C. Schenck & G. S. Smith

Esporas solitarias o en esporocarpos, amarillentas pálidas, globosas; con una hifa subyacente; la mayoría de las esporas maduras están rodeadas por un peridio. La estructura subcelular consta de una pared uniestratificada (sw1). Capa laminada de color amarillo pálido, sus láminas frecuentemente se separan unas de otras en esporas trituradas, no cambia de color con Melzer (figura 9).

***Rhizophagus* sp1.**

Esporocarpio con cuatro esporas, amarillentas pálidas, globosa. Hifa cilíndrica hialina, consta de una pared externa gruesa. Con dos capas de germinación (figura 9).

***Septoglomus constrictum* Trappe**

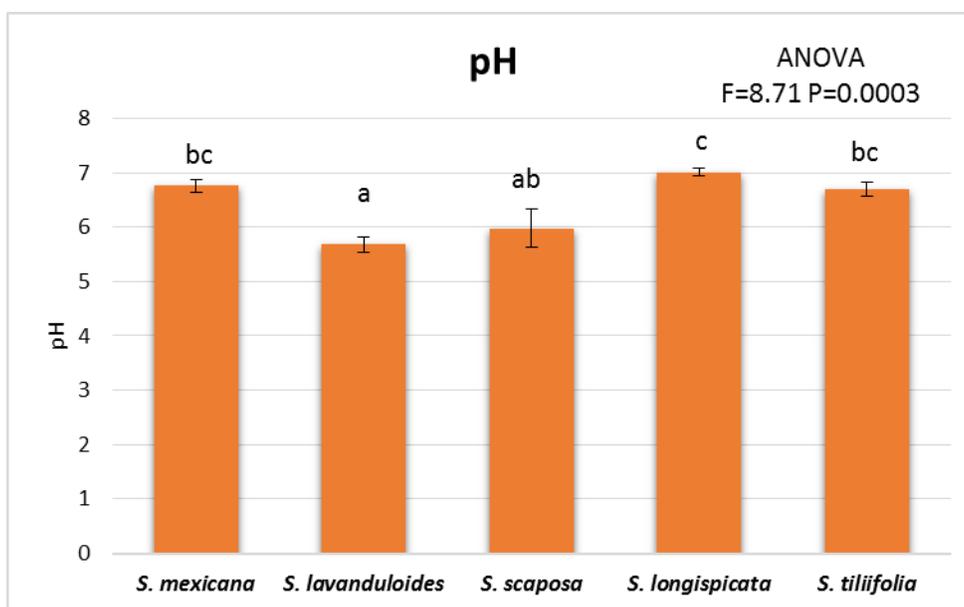
Esporas rojizas a pardas negro, globosas a subglobosas. Consta de una pared con dos capas (sw1, sw2). La sw1 hialina que no se tiñe con el reactivo Melzer; la sw2 laminada, anaranjada a pardas a rojizas-negruczas, continúa con la capa de la hifa cilíndrica ligeramente campaniforme (figura 9).



**Figura 9.** Esporas de HMA: *Gigaspora decipiens*: A) Hifa con forma de bulbo. *Glomus* sp2: B) Espora en PVLG. *Glomus tortuosum*: C) Espora madura con peridio. *Rhizophagus* sp1: D) Esporocarpio. *Septoglomus constrictum*: E) Espora en PVLG.

## 8.5 Análisis físicos y químicos del suelo rizosférico pH

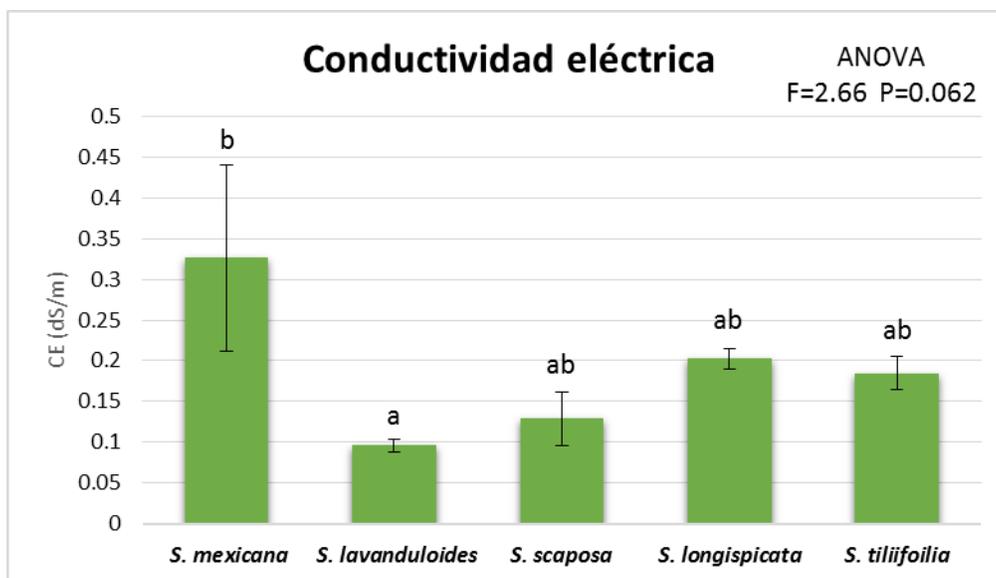
El pH promedio de los suelos rizosféricos de *Salvia lavanduloides*, *S. scaposa* son 5.68 y 5.98 respectivamente, los cuales de acuerdo a la SEMARNAT (2002) se clasifican como moderadamente ácidos; *S. tiliifolia* registró 6.7, *S. mexicana* 6.76 y *S. longispicata* 7.01, de acuerdo al valor del pH la SEMARNAT (2002) los clasifica como suelos neutros. El ANOVA indicó que las medidas de pH entre los suelos de las especies de *Salvia* si son significativamente diferentes con una  $F=8.71$  y  $p=0.0003$ , en el cual *S. lavanduloides* es diferente de *S. mexicana*, *S. tiliifolia* y *S. longispicata*; mientras que *S. scaposa* es diferente a *S. longispicata* (figura 10).



**Figura 10.** pH de los suelos rizosféricos de las especies de *Salvia*. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p \leq 0.05$ ).

### Conductividad eléctrica

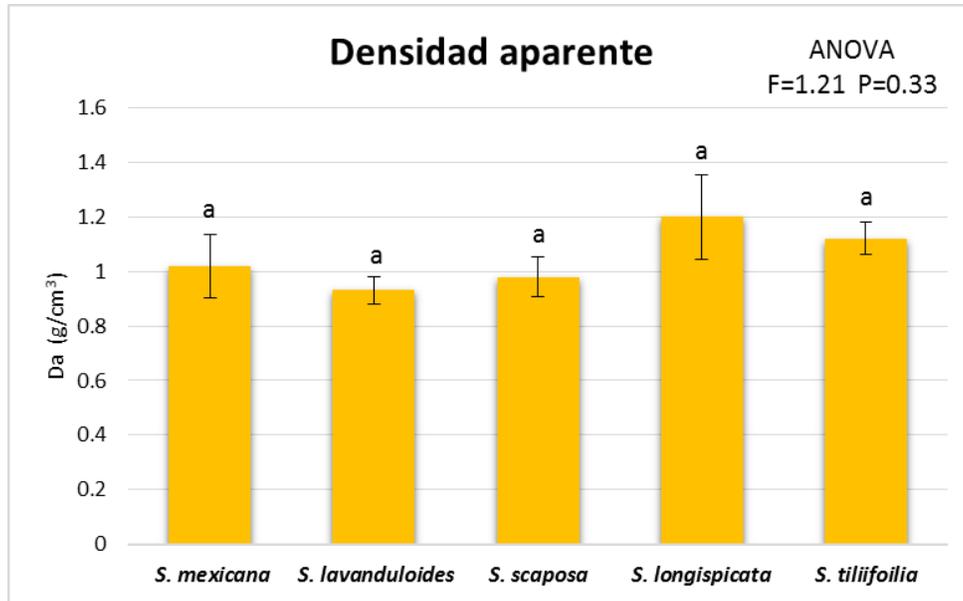
La CE de las cinco especies de *Salvia* tuvieron valores menor a uno, varió de 0.096 dS/m en *S. lavanduloides* hasta 0.326 dS/m en *S. mexicana*, las cinco especies se clasificaron con efectos despreciables de la salinidad según la SEMARNAT (2002). El ANOVA presentó diferencias estadísticamente significativas entre *S. mexicana* y *S. lavanduloides* con una  $F=2.66$  y  $p=0.062$  (figura 11).



**Figura 11.** Conductividad eléctrica en los suelos asociados a *Salvia*. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p \leq 0.05$ ).

### Densidad aparente

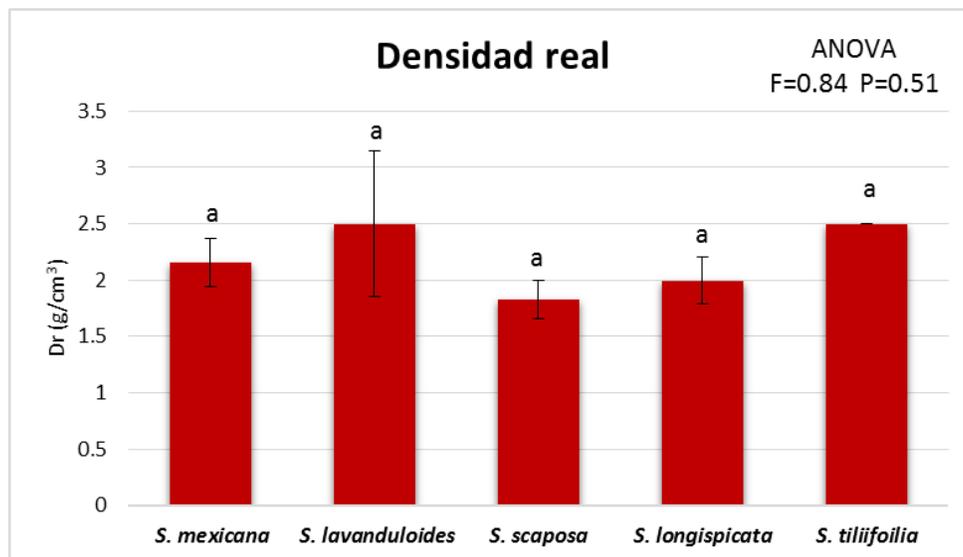
Los promedios de la densidad aparente de los suelos rizosféricos de *Salvia* mostraron suelos clasificados como orgánicos y volcánicos a *S. lavanduloides* con  $0.95 \text{ g/cm}^3$  y *S. scaposa* con  $0.98 \text{ g/cm}^3$ , a *S. mexicana* y *S. tiliifolia* como suelos arcillosos con 1 y  $1.12 \text{ g/cm}^3$  respectivamente, mientras que *S. longispicata* presentó suelo francoso con  $1.20 \text{ g/cm}^3$  de acuerdo con SEMARNAT (2002). El ANOVA no presentó diferencias significativas con una  $F=1.21$  y  $p=0.33$  (figura 12).



**Figura 12.** Densidad aparente registrada en el suelo rizosférico donde se establecen cinco especies de *Salvia*. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p \geq 0.05$ ).

### Densidad real

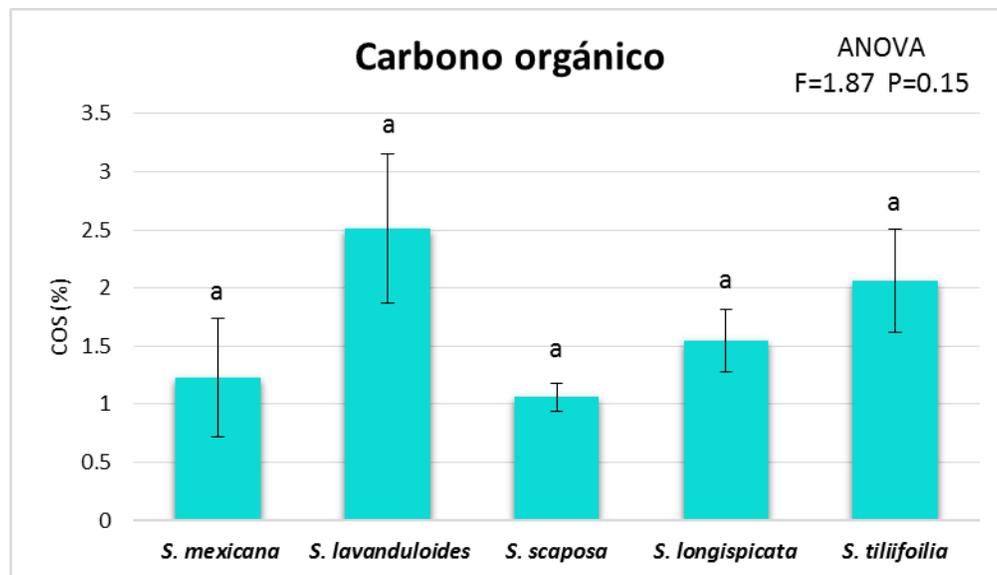
La densidad real en *S. mexicana* fue de 2.15 g/cm<sup>3</sup>, *S. lavanduloides* registró 2.5 g/cm<sup>3</sup>, *S. scaposa* 1.83 g/cm<sup>3</sup>, *S. longispicata* 2 g/cm<sup>3</sup> y *S. tiliifolia* 2.5 g/cm<sup>3</sup>. El ANOVA no presentó diferencias estadísticamente significativas con una F=0.84 y p=0.51 (figura 13).



**Figura 13.** Densidad real de los suelos rizosféricos donde se establecen las especies de *Salvia*. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p \geq 0.05$ ).

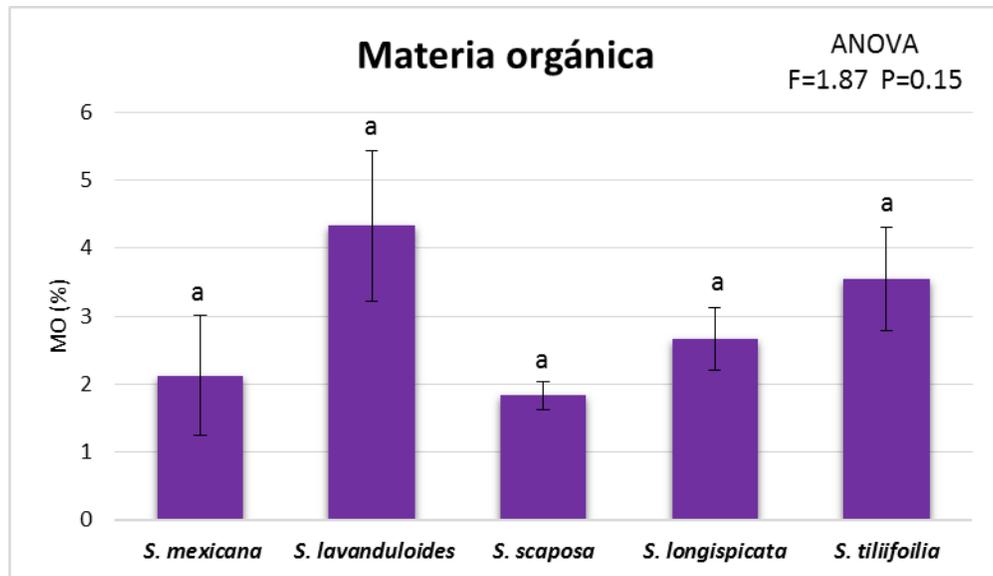
### Carbono orgánico del suelo y materia orgánica

El porcentaje de carbono orgánico del suelo (COS) en *Salvia mexicana* fue de 1.23%, *S. lavanduloides* presentó 2.51%, *S. scaposa* 1.06%, *S. longispicata* 1.54% y *S. tiliifolia* 2.05. De acuerdo con el análisis de varianza no hay diferencias significativas entre las especies de *Salvia* con una  $F=1.87$  y  $p=0.15$  (figura 14).



**Figura 14.** Porcentaje de carbono orgánico en los suelos de *Salvia* Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p \geq 0.05$ ).

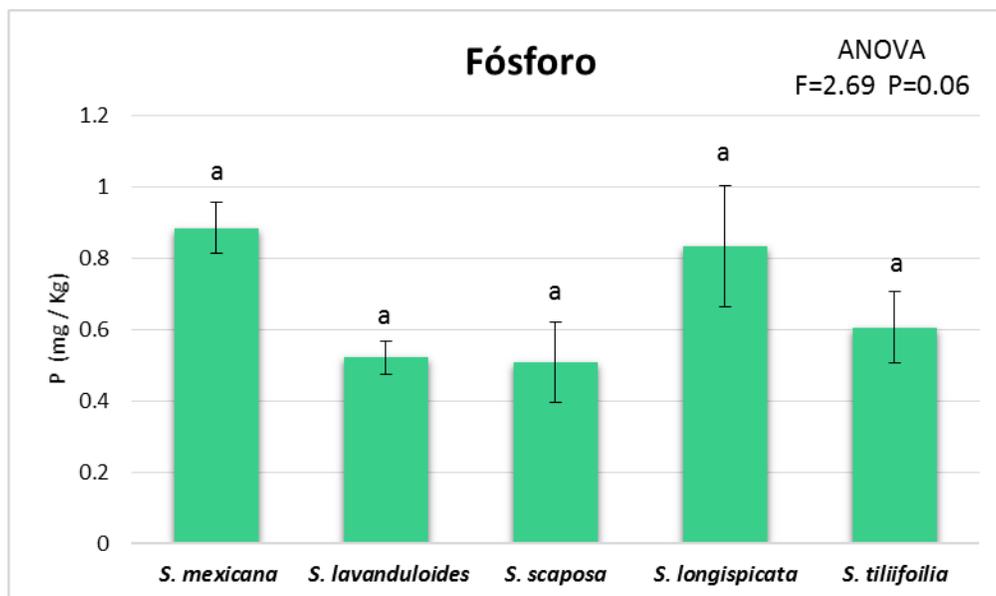
El porcentaje de materia orgánica con base en la SEMARNAT (2002) clasificó como suelos con bajo contenido a todas las especies estudiadas, los valores obtenidos en *Salvia mexicana* fueron de 2.12%, *S. scaposa* 1.83%, *S. longispicata* 2.66% y *S. tiliifolia* 3.55%; por último, *S. lavanduloides* con 4.33%. El análisis de varianza no mostró diferencias significativas entre las salvias estudiadas con una  $F=1.87$  y  $p=0.15$  (figura 15).



**Figura 15.** Porcentaje de materia orgánica en los suelos de *Salvia*. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p \geq 0.05$ ).

### Fósforo extraíble

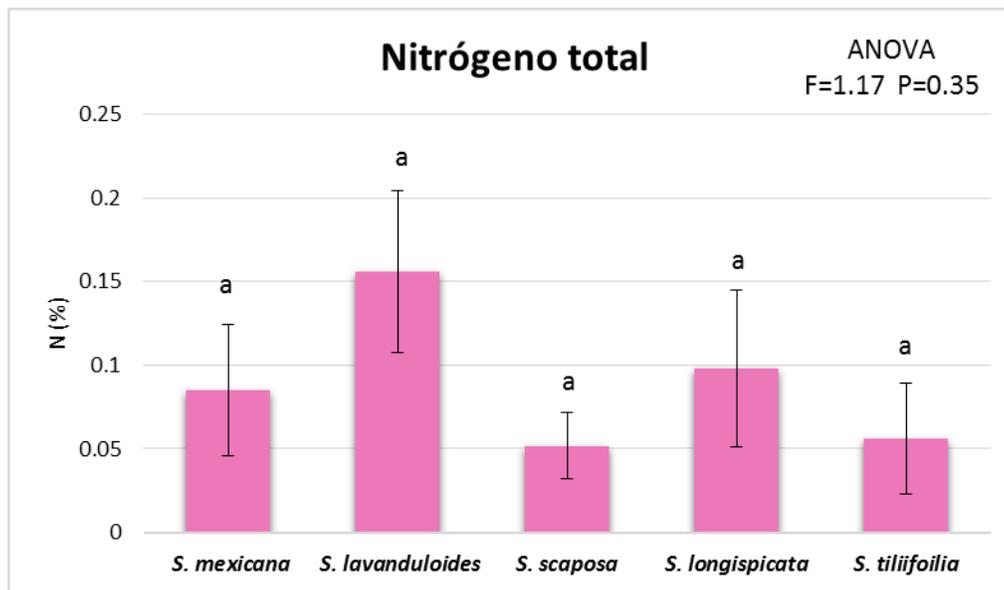
El análisis de fósforo disponible para las plantas varió de 0.51 mg/Kg de suelo en *S. scaposa* a 0.88 en *S. mexicana*, de acuerdo a la SEMARNAT (2002) para suelos neutros a ácidos, todos los suelos de *Salvia* son clasificados con bajo contenido de fósforo. El ANOVA no mostró diferencias significativas entre las especies de *Salvia* con una  $F=2.69$  y  $p=0.06$  (figura 16).



**Figura 16.** Concentración de fósforo extraíble de los suelos rizosféricos en las cinco especies. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p \geq 0.05$ ).

## Nitrógeno total

Los valores obtenidos de Nitrógeno total ubican a todas las especies en suelos con un bajo contenido de este elemento (SEMARNAT, 2002), *Salvia scaposa* presentó 0.05% de N, a la el suelo tiene; *S. mexicana* 0.08%, *S. lavanduloides* 0.16%, *S. longispicata* 0.1% y *S. tiliifolia* 0.06%. El análisis de varianza no mostró diferencias significativas entre las especies de *Salvia* con una  $F=1.17$  y  $p=0.35$  (figura 17).



**Figura 17.** Concentración de nitrógeno total de los suelos rizosféricos en las cinco especies. Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p \geq 0.05$ ).

## 9. DISCUSIÓN

El género *Salvia* se encuentra ampliamente distribuido en bosques templados (Domínguez-Vázquez *et al.*, 2002; Martínez-Gordillo *et al.*, 2017; Olvera-Mendoza *et al.*, 2017); en este estudio las cinco especies de *Salvia* se encontraron creciendo en el bosque de pino-encino y fueron recolectadas en áreas perturbadas del bosque. Se ha observado que el género *Salvia* prospera en ambientes perturbados así como en vegetación secundaria derivada de estos bosques, incluso hay especies que se encuentran preferentemente en hábitats perturbados, como *S. longispicata*, *S. reptans* y *S. tiliifolia* (Cornejo-Tenorio & Ibarra-Manríquez, 2011). Esto concuerda con los hábitats en los que las plantas de este estudio fueron recolectadas, además se registró que *S.*

*mexicana*, *S. lavanduloides*, *S. longispicata* y *S. tiliifolia* se establecen en claros como lo orillas de camino mientras que *S. scaposa* se observó en lugares rocosos con poco suelo y donde la vegetación es escasa, por lo que pueden ser consideradas como especies ruderales y colonizadoras de los ambientes perturbados.

La colonización radical registrada en las cinco especies de *Salvia* indica el primer registro de estas plantas como fitobiontes de los HMA en estado silvestre. La colonización por arbuscúlos presentó un bajo porcentaje en las cinco especies de *Salvia*, la ausencia de dichas estructuras en *S. mexicana*, *S. lavanduloides* y *S. tiliifolia*, así como la poca presencia en *S. scaposa* y *S. longispicata* puede deberse a que el intercambio de nutrientes no se efectuó en esa etapa del ciclo de vida de la planta (floración). Los arbuscúlos son las estructuras en donde se lleva a cabo el intercambio de nutrientes, la literatura sugiere que son más activos durante el crecimiento vegetativo de la planta, además de ser efímeros ya que viven entre cuatro a cinco días luego se degeneran y son digeridos por la célula huésped (Bonfante & Genre, 2010; Nazareno-Saparrat *et al.*, 2020).

De acuerdo con la escala de correlación de Cohen (1988), el pH y fósforo han mostrado una correlación moderada negativa contra las estructuras de colonización radical llamadas vesículas; los valores de pH en los rangos de 5.98 (*S. scaposa*) y 7.01 (*S. longispicata*) favorecen la disponibilidad de fósforo que se encuentra en rangos de pH neutro como lo señala Penn y Camberato (2019), a pesar que los resultados muestran que las concentraciones de fósforo fueron bajas, aunque el rango fue de 0.51 mg/Kg en *S. scaposa* y 0.83 mg/Kg en *S. longispicata* y sin diferencias estadísticas, en los valores absolutos se observa que a mayor disponibilidad de fósforo menor fue la colonización por vesículas. Las vesículas funcionan como fuente del almacenamiento de nutrientes, principalmente fósforo y lípidos que se pueden trasladar a las células vegetales (Olsson *et al.*, 2011); la baja concentración de fósforo en el suelo del parque “el Huixteco” sugiere una constante demanda de fósforo por parte de las salvias, el cual es aportado por el hongo, impidiendo que se formen estas estructuras de almacenamiento, y favoreciendo la presencia de la mayor colonización por hifas.

El grado de colonización total se considera: bajo (0- 20%), medio (20,1- 50%) y alta (> 50%) (Nicolson & Schenck, 1979); asimismo, Bago *et al.*, (2000) señala que los HMA que colonizan la raíz más del 50 % se consideran altamente infectivos; de acuerdo con esta escala la colonización radical en las cinco especies de *Salvia* es alta, en los estudios de plantas silvestres es poco frecuente que se tengan porcentajes mayores al 60% en la colonización radical. Por ejemplo, Pérez (2013) registró una colonización del 49.12% en *Salvia elegans* ubicada en la zona de transición (zona de cultivo-bosque de pino) del Parque Nacional Izta-Popo; mientras que Tarraf *et al.*, (2017) evaluó en *Salvia officinalis* el crecimiento, producción de aceites esenciales y la absorción de fósforo bajo un ambiente controlado la influencia de HMA inoculados con Symbivit, en el cual reportó una colonización del 88%. Algunas propiedades físicas y químicas del suelo afectan la colonización micorrícica, el análisis de fósforo disponible para las cinco especies de *Salvia* se considera muy bajo, Zhu *et al.*, (2005), explican que los niveles más bajos de fósforo aumentan la colonización de las raíces. La densidad aparente baja indica que el suelo tiene una menor resistencia y mayor porosidad, esto implica un buen desarrollo de raíces y elongación, en consecuencia, los HMA tienen mayor extensión de raíces para colonizar; esto podría explicar el alto porcentaje de colonización en las cinco especies de *Salvia*. El nitrógeno suele ser un nutriente limitante en los suelos de bosques, lo que concuerda con el bajo contenido de nitrógeno rizósferico obtenido en esta investigación, la micorriza arbuscular también favorece la absorción de nitrógeno.

La densidad de esporas en las cinco especies superó las 500 esporas. El muestreo se llevó a cabo en época de lluvias; la temporada de lluvias y secas es un factor que influye en la densidad de esporas, en donde los meses con mayor precipitación pluvial muestra una relación positiva en el aumento de la abundancia de esporas de HMA mientras que en temporada seca decrece (Bautista *et al.*, 2014; Lovera & Cuenca, 2007; Yang *et al.*, 2011). Sin embargo, cuando estas herbáceas florecen, el hongo simbiote también esporula para sobrevivir hasta encontrar otras raíces para colonizar, en este caso se colectó a las plantas en floración, a fin de ratificar su identidad taxonómica, en sus raíces predominó la presencia de hifas y vesículas con un alto porcentaje de colonización lo que sugiere que la esporulación de los HMA aún no ocurriese de forma

masiva en el suelo rizosférico, además, al ser plantas que cumplen su ciclo de vida dentro de un periodo anual, generalmente acoplado con la época de lluvia, sus micobiontes también suelen sincronizar sus ciclos de vida con sus hospederos, a pesar de ello, en este caso la densidad de esporas fue alta.

Chávez (2019) reportó para el bosque de encino de “Agua Escondida” una densidad de 80 esporas por cada 100 gramos de suelo seco en *Salvia lavanduloides*, esto representa una sexta parte de las 531 esporas que se registraron en 100 gramos de suelo del bosque pino-encino “El Huixteco”. Algunos de los factores que afectan la abundancia, diversidad y funcionalidad de los HMA son las perturbaciones antropogénicas, la degradación, compactación y uso de suelo, entre otros (Cuenca *et al.*, 1990; Trejo *et al.*, 2016). La zona de estudio es un lugar perturbado debido a que es un lugar donde se llevan a cabo diferentes actividades antropogénicas, Moreira *et al.*, (2006) sugiere que el alto número de esporas en áreas de impacto antrópico puede ser una respuesta de los HMA a la alteración fisiológica que sufren las plantas, como reacción ante una situación de estrés y posiblemente también para garantizar tasas de supervivencia más altas. Probablemente, las plantas muestreadas por Chávez (2019) se encontraban en un lugar no perturbado; la estacionalidad también puede ser un factor determinante en la densidad de esporas.

Las 16 morfoespecies de HMA encontradas en el suelo rizosférico del parque “el Huixteco” representan el 6.1% de la riqueza internacional y el 10.8% de la riqueza total en México. A nivel mundial se han descrito entre 240 y 260 morfoespecies de HMA (Schüßler y Walker 2010; Eun-Hwa *et al.*, 2013), mientras que en México se han registrado 148 especies de HMA (Chávez, 2019). Este valor de riqueza está por debajo de lo reportado en otros trabajos, sin embargo sólo se registraron las morfoespecies de HMA en tres de las cinco especies de *Salvia*; Vega-Fraga (2011) registró 23 morfoespecies en un bosque de pino perturbado ubicado en Zacán, Michoacán donde *Acaulospora* y *Glomus* fueron los géneros mejor representados con 11 y 5 especies de HMA respectivamente; Chávez (2019) registró 30 especies en donde *Acaulospora* fue el género con mayor diversidad, mientras que Ruiz (2020) identificó 15 morfoespecies de

HMA en un bosque secundario de encino (10 a 20 años sin actividades de tala) donde Glomeraceae y Acaulosporaceae fueron las familias mejor representadas. La predominancia de estos dos géneros y familias concuerdan con los de este trabajo, ya que en suelos expuestos a estrés abiótico la diversidad de HMA es generalmente menor que en suelos no alterados, donde Glomeraceae suele ser la familia predominante (Lenoir *et al.*, 2016). En algunos estudios (Bainard *et al.*, 2014; Yang *et al.*, 2015) se ha descrito que la conductividad eléctrica influye en la estructura de la comunidad de HMA, sin embargo, los dos géneros con mayor representatividad son *Glomus* y *Acaulospora*; esto puede deberse a características del suelo como la acidez, materia orgánica y los efectos despreciables de salinidad que se registró tanto en este estudio como el de los autores mencionados.

Varela-Fregoso (2000) y Hernández-Cuevas (2018) señalan que existe un efecto del pH del suelo sobre la presencia de algunos géneros de HMA, ellas sugieren que el *Acaulospora* se establece principalmente en pH ácidos del suelo, los cuales son frecuentes en bosques templados, en este trabajo se identificaron tres especies de HMA pertenecientes al género *Acaulospora*, seguido por el género *Glomus* que suele ser muy generalista y encontrarse en todo tipo de hábitats. Estos resultados apoyan investigaciones recientes (Pérez-Luna *et al.*, 2018; Ruiz, 2020) que sugieren que en los bosques templados a pesar de que predomina la ectomicorriza formada por hongos macroscópicos con las gimnospermas, también se encuentra la micorriza arbuscular formada por HMA, presentes en este caso, en los sitios perturbados asociados a especies herbáceas como las salvias que pueden emplearse para favorecer la formación de cubierta vegetal y la protección de los suelos de forma complementaria.

Chávez (2019) encontró 30 especies de HMA asociadas a diez especies de plantas medicinales en el bosque templado Agua Escondida Taxco; en donde *Acaulospora alpina*, *A. laevis*, *A. spionsa*, *Ambispora appendicula*, *A. fennica*, *Claroideoglomus etunicatum*, *Entrophospora infrequens* y *Gigaspora decipiens* coinciden con las especies de esporas registradas en este estudio mientras que *Funneliformis mosseae* y *Septoglomus constrictum* únicamente se presentaron en el parque “El

Huixteco”. Ambos sitios se encuentran en Taxco, sin embargo, la composición de especies de HMA puede ser diferente debido a las condiciones edáficas presentes en cada zona, ya que los factores ambientales tienen impacto en la diversidad de los HMA (Melo *et al.*, 2019), además de que la composición vegetal en la zona es encino mientras que en el parque “el Huixteco” es pino-encino.

Las propiedades de los suelos rizosféricos fueron estadísticamente similares, y en general son suelos pobres con bajos contenidos de nutrientes, resultado de la perturbación. Méndez (2021) realizó un estudio comparativo de carbono orgánico almacenado en dos sitios de bosque del cerro “el Huixteco” y registró las propiedades edáficas de la parte conservada del bosque en épocas de lluvias, sus resultados contrastan con los registrados en este estudio. Méndez (2021) reportó densidad aparente de  $1.29 \text{ g/cm}^3$  mientras que en los suelos rizosféricos de *Salvia* en promedio fueron menores o igual a 1.0, la densidad real que registró Méndez (2021) fue de  $1.23 \text{ g/cm}^3$  comparado con  $2.19 \text{ g/cm}^3$  obtenida aquí, el pH del suelo fue de 5.87 contrastando con tres valores cercanos a 7.0 en *Salvia*, para la materia orgánica reportó más del doble que en este estudio, siendo 6.87% de MO y 2.89% respectivamente, el COS fue de 3.95% contra 2.51% en los suelos de *Salvia*; en los resultados de fósforo disponible se observa un amplio margen de diferencia entre suelos; 28.76 mg/Kg equiparado a 0.88 mg/Kg, por último, el porcentaje de nitrógeno total fue de 0.28 y 0.16%. Esta comparación muestra diferencias entre el suelo asociado a los sitios de bosque de *Pinus pringley* con suelos perturbados por su cercanía a los caminos cubiertos por herbáceas como las salvias, las cuales enfrentan estas condiciones formando micorrizas con los HMA.

## 10. CONCLUSIONES

Este es el primer reporte de la riqueza de especies de HMA asociados a la rizosfera del género *Salvia* en estado silvestre del bosque de pino-encino donde se ubica el Parque “el Huixteco” Taxco, Guerrero.

Todas las especies de *Salvia* formaron micorrizas, en intervalos de 52.3% en *S. lavanduloides* a 76% para *S. scaposa*, posiblemente una colonización alta es una respuesta a ser plantas que crecen a orilla de camino y a las condiciones edáficas desfavorables a las que se enfrentan.

La densidad de esporas fue alta para las cinco especies esto sugiere que el suelo rizosférico de las plantas del género *Salvia* son un reservorio de la diversidad de HMA, en el bosque de pino-encino del parque “el Huixteco”

Los géneros de HMA que registraron mayor número de especies fueron *Acaulospora* y *Glomus* con 3 especies cada uno; *Acaulospora alpina*, *A. laevis* y *A. spinosa*, *Glomus sp1*, *Glomus sp2* y *Glomus tortuosum*, esto se puede atribuir a los diferentes parámetros químicos del suelo que afectan a las comunidades de hongos.

Las propiedades de los suelos rizosféricos fueron estadísticamente similares, y en general son suelos pobres con bajos contenidos de nutrientes, resultado de la perturbación.

## 11. LITERATURA CITADA

1. Ahange M. A., Tyagi S. R., Wani M. R., Ahmad, P. (2014). “Drought tolerance: role of organic osmolytes, growth regulators, and mineral nutrients,” in *Physiological mechanisms and adaptation strategies in plants under changing environment*, vol. 1. Eds. Ahmad, P., Wani, MR (New York, NY: Springer), 25–55.
2. Albrecht A., Insfran A. and Faggioli V. (2018). *Determination of the presence of mycorrhizal fungi in chia (Salvia Hispanica L.) in two localities of Paraguay*. Int. J. of Adv. Res. 6 (2), 899–902

3. Andrade J. (2019) *Propagación de hongos micorrízicos arbusculares provenientes de suelo asociado a plantas medicinales del Bosque Templado “Agua Escondida” y la Granja Ecológica “Dos Puertas” en el municipio de Taxco de Alarcón, Guerrero*. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 103 pp.
4. Bago B., P.E. Pfeffer, Y. Schachar–Hill, (2000). *Carbon metabolism and transport in Arbuscular mycorrhizal*. Plant Physiology 124, 949–58.
5. Bainard L.D., Bainard J.D., Hamel C., Gan Y., (2014). *Spatial and temporal structuring of arbuscular mycorrhizal communities is differentially influenced by abiotic factors and host crop in a semi-arid prairie agroecosystem*. FEMS Microbiology Ecology 88 (2), 333–344.
6. Bautista C.A., Montaña N., Camargo R.S. y Pacheco L. (2014). *Hongos Micorrizógenos Arbusculares y Nutrimientos del Suelo Asociados A Cuatro Especies De Helechos En Dos Ecosistemas De Oaxaca, México*. Revista Chapingo Ciencias Forestales y del Ambiente. 20 (3), 199–212.
7. Begum N., Qin C., Ahanger M. A., Raza S., Khan M. I., Ashraf M., Nadeem A., & Zhang L. (2019). *Role of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Plant Growth Regulation: Implications in Abiotic Stress Tolerance*. *Frontiers in Plant Science*, 10, 1068.
8. Blaszkowski J. (2020). Disponible en: <http://www.zor.zut.edu.pl/Glomeromycota/> [recuperado el: 23/05/2020]
9. Bonfante P. & Genre A. (2010). *Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis*. , 1(4), 1–11.
10. Bonfante P. & Venice F. (2020). *Mucoromycota: going to the roots of plant-interacting fungi*. *Fungal Biology Reviews*. doi:10.1016/j.fbr.2019.12.003
11. Bowles T.M., Barrios-Masias F.H., Carlisle, E.A., Cavagnaro T.R., Jackson L.E. (2016). *Effects of arbuscular mycorrhizae on tomato yield, nutrient uptake, water relations, and soil carbon dynamics under deficit irrigation in field conditions*. *Sci. Total Environ*. 566, 1223–1234.
12. Bray R. & Kurtz L. (1945). *Determination of total, organic, and available phosphorus in soil*. *SoilSci* 59, 39–45

13. Brundrett M.C. & Tedersoo L., (2018). *Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity*. *New Phytologist*, 220 (4), 1108–1115.
14. Carović-Stanko K., Petek M., Grdiša M., Pintar J., Bedeković D., Herak Ćustić M., & Satovic Z. (2016). *Medicinal plants of the family Lamiaceae as functional foods a review*. *Czech Journal of Food Sciences*, 34(5), 377–390.
15. Chávez C. (2019). *Comunidades de hongos micorrizógenos arbusculares asociados a plantas medicinales del Bosque Templado de Agua Escondida Taxco, Guerrero*. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 99 pp.
16. Chimal H.A., González I.M. y Hernández D.C. (2013). *La flora vascular del Parque Estatal "El Faro", Tlalmanalco de Velázquez, Estado de México*. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco.
17. Cohen J. (1988). *Statistical power analysis for the behavioral sciences*. 2nd ed. Hillsdale, N.J: L. Erlbaum Associates. 567 p.
18. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. (2010). *Bosques Templados* Disponible en web: <https://www.biodiversidad.gob.mx/ecosistemas/bosqueTemplado.html> [recuperado el: 15/01/2022]
19. Cornejo-Tenorio G. & Ibarra-Manríquez G. (2011). *Diversidad y distribución del género Salvia (Lamiaceae) en Michoacán, México*. *Revista mexicana de biodiversidad*, 82(4), 1279-1296
20. Cruz R.M.S., Cruz G.L.S., Dragunski D.C., Gonçalves-Junior A.C., Alberton O., Souza, 336 S.G.H., (2019). *Inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi alters content and composition 337 of essential oil of Sage (Salvia officinalis) under different phosphorous levels*. *Aust. J. Crop Sci.* 13, 1617–1624.
21. Cuenca G, Herrera R, Meneses E. (1990). *Effects of VA mycorrhiza on the growth of cacao seedlings under nursery conditions in Venezuela*. *Plant Soil* 26, 71–78.
22. Domínguez-Vázquez G., B. Berlin, R. A. E. Castro y E. J. I. Estrada-Lugo. (2002). *Revisión de la diversidad y patrones de distribución de Labiatae en Chiapas*. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Botánica* 73, 39–80.

23. Eisenhauer, N., H. Beßler, C. Engels, G. Gleixner, M. Habekost, A. Milcu, S. Patsch, A. C. W. Sabais, C. Scherber, S. Steinbeiss, A. Weigelt, W. W. Weisser, and S. Scheu. (2010). *Plant diversity effects on soil microorganisms support the singular hypothesis*. *Ecology* 91: 485–496.
24. Eun-Hwa L, Ju-Kyeong E, Kang-Hyeon K, Ahn-Heum E (2013) *Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Their Roles in Ecosystems*. *Mycobiology* 41(3), 121–125.
25. Fragoso-Martínez I. (2011). *Revisión taxonómica de la sección Membranaceae del género Salvia en México*. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 168 pp
26. Fragoso-Martínez I., Martínez-Gordillo M., De la Luna E. (2015) *Salvia semiscaposa (Lamiaceae) a new species from Nanchititla, Mexico*. *Phytotaxa* 219 (1), 58–68.
27. Gerdemann J. W. & T. H. Nicolson. (1963). *Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting*. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 46, 235–244.
28. Gilliam F.S. (2007) *The ecological significance of the herbaceous layer in temperate forest ecosystems*. *Bioscience* 57, 845–858
29. Giovannini L., Palla M., Agnolucci M., Avio L., Sbrana C., Turrini A., & Giovannetti M. (2020). *Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Associated Microbiota as Plant Biostimulants: Research Strategies for the Selection of the Best Performing Inocula*. *Agronomy*, 10(1), 106.
30. Guerra H.E.A. & Cruz F.G. Eds. (2014). *Métodos de Evaluación y Diagnóstico para Agua y Suelo*. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. Proyecto PAPIME PE 205510. México.
31. Guzmán A. (2018). *Propuesta de gestión para el desarrollo de un área natural protegida en el Parque el Huixteco*. Tesis de maestría. Universidad Autónoma De Guerrero. Acapulco, Guerrero, México.
32. Harley R.M., Atkins S., Budantsev A.L., Cantino P.D., Conn B.J., Grayer R., Harley M.M., de Kok R., Krestovskaya T., Morales R., Paton A.J., Ryding O., & Upson T. (2004). *Labiatae*. In: Kubitzki JW, ed. *The Families and Genera of Vascular Plants*

7. *Flowering Plants. Dicotyledons. Lamiales (Except Acanthaceae including Avicenniaceae)*. 167–275.
33. Hernández-Cuevas L. (2018). *Morfología de algunas especies de Acaulospora*. Tesis Doctoral. Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad de México, México.
34. INEGI. (2010). *Compendio de información geográfica municipal Taxco de Alarcón, Guerrero*. Disponible en web: [https://www.inegi.org.mx/contenidos/app/mexicocifras/datos\\_geograficos/12/12055.pdf](https://www.inegi.org.mx/contenidos/app/mexicocifras/datos_geograficos/12/12055.pdf) [recuperado el: 16/01/2022]
35. INVAM. (2020). “International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular Mycorrhizal Fungi.” Disponible en: <http://fungi.invam.wvu.edu/> [recuperado el: 24/05/2020]
36. Jacoby R., Peukert M., Succurro A., Koprivova A., & Kopriva S. (2017). *The Role of Soil Microorganisms in Plant Mineral Nutrition—Current Knowledge and Future Directions*. *Frontiers in Plant Science*, 8.
37. Jiménez A. (2018). *Formación de agregados de suelo en la interacción suelo-raíz-microorganismos endófitos: micromorfología y análisis de imágenes*. Tesis Doctoral. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México.
38. Lencinas M.V., Martínez Pastur G., Gallo E., Cellini J.M. (2011) *Alternative silvicultural practices with variable retention to improve understory plant diversity conservation in southern Patagonian forests*. *For Ecol Manage*; 262, 1236–1250.
39. Lenoir I., Fontaine J., & Lounès-Hadj Sahraoui A. (2016). *Arbuscular mycorrhizal fungal responses to abiotic stresses: A review*. *Phytochemistry*, 123, 4–15.
40. López M. (2020). *Aislamiento y determinación estructural de los metabolitos secundarios presentes en las hojas de Salvia longispicata*. Tesis de licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad de México
41. Lovera M. & Cuenca G. (2007). *Diversidad de Hongos Micorrizicos Arbusculares (HMA) y Potencial Micorrízico del Suelo de una Sabana Natural y una Sabana Perturbada de la Gran Sabana, Venezuela*. *Interciencia*, 32(2), 108–114
42. Martin K. (2018). *Reference Module in Earth Systems and Environmental Sciences || Influence of Forest Harvest on Soil Microbial Communities*. 10671-2

43. Martínez-Gordillo M., Bedolla-García B., Cornejo-Tenorio G., Fragoso-Martínez I., García-Peña M., González-Gallegos J., Lara-Cabrera S., & Zamudio S. (2017). Lamiaceae de México. *Botanical Sciences*, 95(4), 780–806.
44. Martínez-Gordillo M., Cruz-Duran R., Castrejón-Reyna J.F., Valencia-Ávalos S., Jiménez-Ramírez J. y Ruíz-Jiménez C.A. (2004). *Flora vascular de la porción guerrerense de la Sierra de Taxco, Guerrero, México*. Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México 75,105–189
45. Martínez-Gordillo M., Fragoso-Martínez I., García-Peña M., & Montiel O. (2013). *Géneros de Lamiaceae de México, diversidad y endemismo*. *Revista mexicana de biodiversidad*, 84(1), 30–86.
46. Martínez-Gordillo M, E. Martínez-Ambriz, M.R. García Peña, E.A. Cantú-Morón e I. Fragoso-Martínez (2019). *Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán Lamiaceae*. Instituto de Biología. Disponible en: [http://www.ibiologia.unam.mx/Flora/pdf/FV\\_Lamiaceae%20.pdf](http://www.ibiologia.unam.mx/Flora/pdf/FV_Lamiaceae%20.pdf)
47. Melo C.D., Krüger L. S., Walker C., Mendonça Duarte C., Fonseca H., M.A.C.; Jaizme-Vega M., da Câmara Machado A. (2017). *Arbuscular mycorrhizal fungal community composition associated with Juniperus brevifolia in native Azorean forest*. *Acta Oecologica*, 79, 48–61.
48. Melo C.D., Walker C., Krüger C. (2019). *Environmental factors driving arbuscular mycorrhizal fungal communities associated with endemic woody plant Picconia azorica on native forest of Azores*. *Ann Microbiol* 69, 1309–1327
49. Méndez R. (2021). *Comparación De Carbono Orgánico Almacenado En Dos Sitios De Bosque (Conservado Y Perturbado) Del Cerro El Huixteco Taxco Guerrero*. Tesis de licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad de México.
50. Moreira M., Baretta D., Tsai S.M. & Cardoso Elke J.B. (2006). *Densidad de esporas y colonización de raíces por hongos micorrícicos arbusculares en Araucaria angustifolia preservada o perturbada (Bert.) O. Ktze*. *ecosistemas Scientia Agricola*, 63(4), 380–385.
51. Morell F., Hernández A., Fernández F. & Toledo Y. (2006). *Caracterización agrobiológica de los suelos Ferralíticos Rojos Lixiviados de la región de San José*

- de las Lajas, en relación con el cambio en el manejo agrícola. *Cultivos Tropicales*, 27(4), 13–18.
52. Nazareno-Saparrat M.C., Fabiana Ruscitti M., Arango M.C. (2020) *Micorrizas arbusculares: biología y aplicaciones en el sector agro-forestal*. Primera ed. La Plata: EDULP.
53. Nicolson T. & Schenck N. (1979). *Endogonaceous Mycorrhizal Endophytes in Florida*. *Mycologia*, 71(1), 178–198.
54. Noda Y. (2009). Las Micorrizas: *Una alternativa de fertilización ecológica en los pastos*. *Pastos y Forrajes*, 32(2), 1.
55. Olsson Pål A., Hammer E., Pallon J., van Aarle I., Wallander H. (2011). *Elemental composition in vesicles of an arbuscular mycorrhizal fungus, as revealed by PIXE analysis.* , 115(7), 0–648.
56. Olvera Mendoza E.I., Bedolla García B.Y. y Lara Cabrera S.I. (2017). *Revisión taxonómica de Salvia subgénero Calosphace sección Scorodoniae (Lamiaceae), endémica de México*. *Acta Botanica Mexicana* 118, 7–39
57. Parihar M., Rakshi A., Harikesh Bahadur S., Kiran R.(2019). *Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in alkaline soils of hot sub humid eco-region of Middle Gangetic Plains of India*. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section B — Soil & Plant Science*, 69(5), 386-397
58. Penn C.J. & Camberato, J.J. (2019). *A Critical Review on Soil Chemical Processes that Control How Soil pH Affects Phosphorus Availability to Plants*. *Agriculture*, 9(6), 120–138.
59. Pérez-Luna Y. C., Álvarez-Gutiérrez P. E., González Mendoza D. & Méndez-Trujillo V. (2019). *Evaluación de la presencia de hongos micorrízico arbusculares en un bosque de pino-encino en Chiapas, México*. *Idesia (Arica)*, 37(1), 67–73.
60. Pérez P. (2013). *Diversidad de Hongos Micorrízicos Arbusculares en un gradiente altitudinal en el Parque Nacional Izta-Popo*. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México, México.
61. Phillips J. & Hayman D. (1970). *Improved procedures for cleaning roots and stainings parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection*. *Trans. Br Mycol. Soc.* 55,158–161

62. Porras-Alfaro A., Herrera J., Natvig D., Sinsabaugh R. (2007). *Effect of long-term nitrogen fertilization on mycorrhizal fungi associated with a dominant grass in a semiarid grassland.* , 296(1-2), 65–75.
63. Prasad R., Bholá D., Akdi, K., Cruz C., Sairam K.V.S.S., Tuteja N., Varma A., (2017). *Introduction to mycorrhiza: historical development.* In: Varma, A., Prasad, R., Tuteja, N. (Eds.), *Mycorrhiza.* Springer International Publishing, 1–7.
64. Ramamoorthy T.P. (2001). *Salvia L.* In *Flora fanerogámica del Valle de México,* G. Calderón de Rzedowski y J. Rzedowski (eds.). Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Instituto de Ecología, Pátzcuaro, Michoacán. 632–644.
65. Rillig M. & Steinberg P. (2003). *Differential decomposition of arbuscular mycorrhizal fungal hyphae and glomalin.* *Soil Biology and Biochemistry.* 35(1), 191–194.
66. Roth R. & Paszkowski U. (2017). *Plant carbon nourishment of arbuscular mycorrhizal fungi.* *Current Opinion in Plant Biology,* 39, 50–56
67. Ruiz N. (2020). *Diversidad de hongos micorrízicos en diferentes estados de conservación de un bosque de encino.* Tesis de maestría. Universidad Veracruzana Centro De Investigaciones Tropicales. Jalapa, Veracruz. México. 67pp.
68. Rzedowski, J. 1991. *Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México.* *Acta Bot. Mex.* 14: 3–21.
69. Rzedowski, J. 2006: *Vegetación de México.* Primera ed. digital: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México, 504pp.
70. Schüßler A., Walker C. (2010) *The Glomeromycota: A Species List with New Families and New Genera.* Disponible en: <http://www.amf-phylogeny.com/>.
71. SEMARNAT. (2018). *Informe de la Situación del Medio Ambiente en México. Compendio de Estadísticas Ambientales. Indicadores Clave, de Desempeño Ambiental y de Crecimiento Verde.* SEMARNAT. México.
72. SEMARNAT. (2002), *Norma Oficial Mexicana NOM-021-RECNAT-2000, que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos.*

*Estudios, muestreo y análisis, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Diario Oficial de la Federación, Segunda Sección, México.*

73. Sieh D., Watanabe M., Devers E. A., Brueckner F., Hoefgen R., and Krajinski F. (2013). The arbuscular mycorrhizal symbiosis influences sulfur starvation responses of *Medicago truncatula*. *New Phytol.* 197, 606–616.
74. Simonson W.D., Allen H.D., Coomes D.A. (2014) *Overstorey and topographic effects on understories: evidence for linkage from cork oak (Quercus suber) forests in southern Spain*. *For Ecol Manage*; 328, 35–44.
75. Smith S.E., & Read D. (2008). *Mycorrhizas in achlorophyllous plants (mycoheterotrophs)*. *Mycorrhizal Symbiosis*, 458–XV.
76. Spatafora J.W., Chang Y., Benny G. L., Lazarus K., Smith M. E., Berbee, M. L., Stajich, J. E. (2016). *A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data*. *Mycologia*, 108(5), 1028–1046.
77. Tamokou J.D.D., Mbaveng A.T., & Kuete V. (2017). Antimicrobial Activities of African Medicinal Spices and Vegetables. *Medicinal Spices and Vegetables from Africa*, 207–237.
78. Tarraf W., Ruta C., Tagarelli A., De Cillis F., & De Mastro G. (2017). *Influence of arbuscular mycorrhizae on plant growth, essential oil production and phosphorus uptake of Salvia officinalis L.* *Industrial Crops and Products*, 102, 144–153.
79. Trejo D., Barois I., Sangabriel-Conde W., (2016). *Disturbance and land use effect on functional diversity of the arbuscular mycorrhizal fungi*. *Agrofor. Syst.* 90, 265–279.
80. Valagro S.p.A. (2004). *Los microelementos en la nutrición vegetal*. Roma, Italia, Instituto Experimental para la Nutrición de las Plantas.
81. Varela-Fregoso L., Mora-Velázquez A., Chávez-Hernández C., Martínez-Bernal A., García-Sánchez R., Chimal-Sánchez E., & Manuel Montaña N. (2017). *Acaulospora alpina y Ambispora fennica, dos registros nuevos de hongos micorrizógenos arbusculares para México. Acaulospora alpina y Ambispora fennica, dos nuevos registros de hongos micorrícicos arbusculares para México*. *Revista Mexicana De Biodiversidad*, 88(3), 496–501.

82. Varela Fregoso L. (2000). *Estudio de la micorriza y hongos micorrizógenos en un matorral secundario establecido en el cerro Tepeticpac, Tlaxcala, México*. Tesis Doctoral. Instituto Politécnico Nacional. Ciudad de México, México.
83. Vega Fraga M. (2011). *Diversidad de hongos micorrizógenos arbusculares y potencial micorrícico de dos agroecosistemas y una zona natural del Estado de Michoacán*. Tesis de maestría. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. México, Michoacán. 117pp.
84. Vieira L.C., Silva D.K.A.D., Escobar I.E.C., Silva J.M.D., Moura I.A., Oehl F., Silva G.A.D. (2020). *Changes in an Arbuscular Mycorrhizal Fungi Community Along an Environmental Gradient*. *Plants (Basel, Switzerland)*, 9(1), 52–69.
85. Villaseñor J. L. (2004). *Los géneros de plantas vasculares de la flora de México*. *Boletín de la Sociedad Botánica de México*, 75, 105–135.
86. Viscarra R.R.A. (2011). *[Advances in Agronomy] Volume 113 || Proximal Soil Sensing: An Effective Approach for Soil Measurements in Space and Time*. 243–291.
87. Walker J.B., K.J. Sytsma, J. Treutlein y M. Wink. (2004). *Salvia (Lamiaceae) is not monophyletic: implications for the systematics, radiation, and ecological specializations of Salvia and tribe Mentheae*. *American Journal of Botany*, 91(7), 1115–1125.
88. Walkley A. & Black I.A. (1934). *An examination of Degtjareff method for determining soil organic matter and a proposed modification of the chromic acid method*. *Soil Science*. 37; 29–37
89. Yang H., Yuan Y., Zhang Q., Tang J., Liu Y. y Chen X. (2011). *Changes in Soil Organic Carbon, Total Nitrogen and Abundance of Arbuscular Mycorrhizal Fungi Along a Large-Scale Aridity Gradient*. *Catena*. 87, 70–77.
90. Yang Y., Song Y., Scheller H. V., Ghosh A., Ban Y., Chen H., & Tang M. (2015). *Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi associated with Robinia pseudoacacia in uncontaminated and heavy metal contaminated soils*. *Soil Biology and Biochemistry*, 86, 146–158.

91. Yang Y, Ou X, Yang G, Xia Y, Chen M, Guo L, Liu D. (2017) *Arbuscular Mycorrhizal Fungi Regulate the Growth and Phyto-Active Compound of Salvia miltiorrhiza Seedlings*. *Applied Sciences*, 7(1), 68–82.
92. Zhu J., Kaeppeler S. M., & Lynch J. P. (2005). *Topsoil foraging and phosphorus acquisition efficiency in maize (Zea mays)*. *Functional Plant Biology*, 32(8), 749.
93. Zhu X. C., Song F. B., Xu H. W. (2010). *Arbuscular mycorrhizae improve low temperature stress in maize via alterations in host water status and photosynthesis*. *Plant Soil*. 331, 129–137.

## 12. ANEXOS

### Análisis de Varianza colonización radical por arbusculos

#### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Arbusculos	25	0.26	0.11	280.22

#### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	3.75	4	0.94	1.72	0.185
Especie	3.75	4	0.94	<b>1.72</b>	<b>0.185</b>
Error	10.91	20	0.55		
Total	14.67	24			

#### Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=1.39795

Error: 0.5456 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.
lav	0	5	0.33 A
tilii	0	5	0.33 A
mex	0	5	0.33 A
scap	0.32	5	0.33 A
long	1	5	0.33 A

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

### Análisis de Varianza colonización radical por vesículas

#### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
Vesículas	25	0.3	0.16	83.63

#### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	2567.37	4	641.84	2.11	0.1175
Especie	2567.37	4	641.84	<b>2.11</b>	<b>0.1175</b>
Error	6086.75	20	304.34		
Total	8654.12	24			

**Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=33.01594**

Error: 304.3375 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.
long	11.32	5	7.8 A
mex	11.65	5	7.8 A
lav	19.6	5	7.8 A
tilii	22.62	5	7.8 A
scap	39.11	5	7.8 A

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

**Análisis de Varianza colonización radical por hifas y total**

**Análisis de la varianza**

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV	
Hifas		25	0.23	0.08	27.55

**Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)**

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1798.4	4	449.6	1.49	0.2428
Especie	1798.4	4	449.6	<b>1.49</b>	<b>0.2428</b>
Error	6034.58	20	301.73		
Total	7832.98	24			

**Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=32.87414**

Error: 301.7289 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.
lav	52.32	5	7.77 A
long	55	5	7.77 A
mex	65.3	5	7.77 A
tilii	66.98	5	7.77 A
scap	75.67	5	7.77 A

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

**Análisis de Varianza densidad de esporas**

**Análisis de la varianza**

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV	
Den esp		25	0.2	0.04	71.9

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	2206310.4	4	551577.6	1.27	0.3132
Especie	2206310.4	4	551577.6	<b>1.27</b>	<b>0.3132</b>
Error	8659145.6	20	432957.28		
Total	10865456	24			

### Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=1245.28418

Error: 432957.2800 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.	
lav	530.8	5	294.26	A
long	775.6	5	294.26	A
tilii	851.6	5	294.26	A
mex	988.4	5	294.26	A
scap	1429.6	5	294.26	A

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

### Análisis de Varianza pH

#### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
pH	25	0.64	0.56	6.68

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	6.42	4	1.61	8.71	0.0003
Especie	6.42	4	1.61	<b>8.71</b>	<b>0.0003</b>
Error	3.68	20	0.18		
Total	10.11	24			

### Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.81231

Error: 0.1842 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.			
lav	5.68	5	0.19	A		
scap	5.98	5	0.19	A	B	
tilii	6.7	5	0.19		B	C
mex	6.76	5	0.19		B	C
long	7.01	5	0.19			C

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

### Análisis de Varianza Conductividad eléctrica

#### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
CE	25	0.35	0.22	64.53

**Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)**

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.16	4	0.04	2.66	0.0625
Especie	0.16	4	0.04	<b>2.66</b>	<b>0.0625</b>
Error	0.29	20	0.01		
Total	0.45	24			

**Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.22909**

Error: 0.0147 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.	
lav	0.1	5	0.05	A
scap	0.13	5	0.05	B
tilii	0.18	5	0.05	B
long	0.2	5	0.05	B
mex	0.33	5	0.05	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0.05$ )**Análisis de Varianza Densidad aparente****Análisis de la varianza**

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
DA	25	0.19	0.03	21.14

**Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)**

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.24	4	0.06	1.21	0.3387
Especie	0.24	4	0.06	<b>1.21</b>	<b>0.3387</b>
Error	0.99	20	0.05		
Total	1.22	24			

**Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.42016**

Error: 0.0493 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.	
lav	0.93	5	0.1	A
scap	0.98	5	0.1	A
mex	1.02	5	0.1	A
tilii	1.12	5	0.1	A
long	1.2	5	0.1	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0.05$ )**Análisis de Varianza Densidad real****Análisis de la varianza**

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
----------	---	----------------	-------------------	----

DR 25 0.14 0 33.31

**Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)**

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1.8	4	0.45	0.84	0.5152
Especie	1.8	4	0.45	<b>0.84</b>	<b>0.5152</b>
Error	10.69	20	0.53		
Total	12.49	24			

**Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=1.38350**

Error: 0.5344 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.
scap	1.83	5	0.33 A
long	2	5	0.33 A
mex	2.15	5	0.33 A
lav	2.5	5	0.33 A
tilii	2.5	5	0.33 A

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

**Análisis de Varianza Carbono orgánico**

**Análisis de la varianza**

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
COS	25	0.27	0.13	58.3

**Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)**

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	7.2	4	1.8	1.87	0.1547
Especie	7.2	4	1.8	<b>1.87</b>	<b>0.1547</b>
Error	19.22	20	0.96		
Total	26.41	24			

**Test:Tukey Alfa=0.05 DMS=1.85505**

Error: 0.9608 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.
scap	1.06	5	0.44 A
mex	1.23	5	0.44 A
long	1.54	5	0.44 A
tilii	2.06	5	0.44 A
lav	2.51	5	0.44 A

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

## Análisis de Varianza Materia orgánica

### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV	
MO		25	0.27	0.13	58.3

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	21.39	4	5.35	1.87	0.1547
Especie	21.39	4	5.35	<b>1.87</b>	<b>0.1547</b>
Error	57.11	20	2.86		
Total	78.5	24			

### Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=3.19810

Error: 2.8556 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.
scap	1.83	5	0.76 A
mex	2.12	5	0.76 A
long	2.66	5	0.76 A
tilii	3.55	5	0.76 A
lav	4.33	5	0.76 A

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

## Análisis de Varianza Fósforo

### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV	
P		25	0.35	0.22	36.01

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.63	4	0.16	2.69	0.0605
Especie	0.63	4	0.16	<b>2.69</b>	<b>0.0605</b>
Error	1.17	20	0.06		
Total	1.8	24			

### Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.45710

Error: 0.0583 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.
scap	0.51	5	0.11 A
lav	0.52	5	0.11 A
tilii	0.61	5	0.11 A
long	0.83	5	0.11 A
mex	0.88	5	0.11 A

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

## Análisis de Varianza Nitrógeno

### Análisis de la varianza

Variable	N	R <sup>2</sup>	R <sup>2</sup> Aj	CV
N	25	0.19	0.03	97.03

### Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0.04	4	0.01	1.17	0.3522
Especie	0.04	4	0.01	<b>1.17</b>	<b>0.3522</b>
Error	0.15	20	0.01		
Total	0.19	24			

### Test: Tukey Alfa=0.05 DMS=0.16421

Error: 0.0075 gl: 20

Especie	Medias	n	E.E.
scap	0.05	5	0.04 A
tilii	0.06	5	0.04 A
mex	0.09	5	0.04 A
long	0.1	5	0.04 A
lav	0.16	5	0.04 A

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

### Coefficiente de correlación de Pearson

#### Rango de valores de r Interpretación

De 0 a 0.10	Correlación nula
De 0.10 a 0.30	Correlación débil
De 0.30 a 0.50	Correlación moderada
De 0.50 a 1.00	Correlación fuerte

	Arbúsculos	Vesículas	Hifas	Total	DenEsp
<b>pH</b>	0.26	<b>-0.31</b>	0.11	0.11	-0.22
<b>CE</b>	0.05	-0.27	-0.13	-0.13	-0.14
<b>DA</b>	-0.04	-0.25	-0.08	-0.08	-0.03
<b>DR</b>	-0.16	-0.15	0.15	0.15	-0.29
<b>COS</b>	-0.28	-0.24	-0.27	-0.27	-0.07
<b>MO</b>	-0.28	-0.24	-0.27	-0.27	-0.07
<b>P</b>	-0.29	<b>-0.32</b>	-0.13	-0.13	0.05
<b>N</b>	-0.3	-0.2	<b>-0.32</b>	-0.32	-0.04

Valores negativos indican correlación negativa, valores positivos indican correlación positiva