

TESINA DE GRADO EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS, FÍSICAS Y NATURALES

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CÓRDOBA

**“Las comunidades de hongos micorrícicos
arbusculares bajo diferentes usos del suelo en bosques
de *Bulnesia sarmientoi*”**



Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal

(IMBIV-CONICET-UNC)

· Tesinista: María Paz Ferrario.

Firma:

· Director: Noelia Cofré.

Firma:

· Codirector: Carlos Urcelay.

Firma:

“Las comunidades de hongos micorrícicos arbusculares
bajo diferentes usos del suelo en bosques de *Bulnesia
sarmientoi*”

Tribunal Examinador

- Nombre y Apellido: Firma:
- Nombre y Apellido: Firma:
- Nombre y Apellido: Firma:

- Calificación:

- Fecha:

RESUMEN

En el presente estudio se determinó la composición de las comunidades de hongos micorrícicos arbusculares (HMA) provenientes de bosques que presentaban distinto grado de intervención antrópica, pertenecientes al rango de distribución de *Bulnesia sarmientoi*, en la eco-región del Chaco seco.

Se seleccionaron bosques degradados (D) y bosques no degradados (ND), ubicados en 3 provincias: Salta, Formosa y Chaco. Se seleccionaron 4 áreas, y en cada una de ellas se delimitaron 2 sitios correspondientes a ND y D. Se caracterizaron físico-químicamente los suelos de dichos bosques, y se evaluó experimentalmente en invernadero el estatus micorrícico de plantines de *B. sarmientoi* inoculados con HMA provenientes del suelo de bosques ND y D.

En noviembre de 2017, se recolectaron cinco muestras de suelo al azar, de los primeros 10 cm de profundidad. Las muestras de suelo (de 500g cada una) fueron analizadas por separado para comparar las comunidades de HMA entre los bosques ND y D. Se determinaron las variables micorrícicas: densidad de esporas, riqueza de morfoespecies, diversidad de Shannon y equitatividad. Ninguna variable mostró diferencias significativas entre los tipos de bosque. A excepción de la equitatividad, el resto de las variables analizadas presentaron diferencias significativas entre áreas. Se identificaron 52 morfo-especies en base a caracteres morfológicos, de las cuales 40 se atribuyeron a morfo-especies descritas distribuidas en 10 familias. En términos generales, la región del Chaco seco se comportó de manera homogénea, siendo sus bosques, suelos y comunidad de HMA uniformes a escala de paisaje.

Para el ensayo experimental con plantines de *B. sarmientoi*, las cinco muestras colectadas en cada sitio se mezclaron para constituir una mezcla compuesta. Los plantines de *B. sarmientoi* no presentaron ninguna de las estructuras típicas que forman los HMA en las raíces de las plantas: arbuscúlos, hifas ni vesículas en sus raíces, por lo que en condiciones de invernadero, la especie no fue colonizada por los HMA.

Los resultados de este estudio indican que la degradación de los bosques de *B. sarmientoi* no tendría importantes efectos mediados por los HMA sobre el crecimiento de esta especie arbórea.

PALABRAS CLAVES: Palo Santo, Glomeromycotina, degradación de bosque.

INTRODUCCIÓN

Los bosques son proveedores de recursos económicos y servicios ambientales indispensables para el hombre, como la regulación del clima a escala regional y global (MEA, 2005; IPCC, 2007). La biodiversidad que albergan dichos ecosistemas, es el sostén de la mayor parte de los bienes y servicios provistos. En particular, los bosques neotropicales, amparan elevados niveles de biodiversidad (Thompson et al., 2011), y su pérdida puede tener consecuencias negativas considerables (Thompson et al., 2009; Bridgeland et al., 2010; Cardinale et al., 2011). La principal amenaza para la biodiversidad de esos bosques está asociada principalmente a los cambios de usos de suelo (Sala et al., 2000). A escala local la conversión y degradación de hábitats ha promovido la pérdida de alrededor del 8% y del 10 % de la riqueza y abundancia de especies (Newbold et al., 2015).

La diversidad de especies está íntimamente relacionada con la diversidad de los ecosistemas. A partir de esta estrecha relación podemos inferir que no es posible conservar la biodiversidad si no se conservan los ecosistemas. Las actividades antropogénicas que se ejercen sobre los bosques se han convertido en un fenómeno ambiental de alcance global y generan una degradación parcial o total de los mismos. Una de las actividades más extendidas es la extracción de árboles para explotación de la madera y el desmonte para la agricultura. La deforestación intensa de especies de mayor talla y valor, conduce a la degradación del bosque natural (Casas & Michelena, 1983). La utilización de maquinaria pesada y métodos de desmonte, promueven la alteración de las propiedades del suelo, incluyendo la redistribución de la materia orgánica y los nutrientes en los horizontes superficiales. Esto tiene a su vez impacto en las propiedades biológicas del mismo, incluyendo la estructura de las comunidades de microorganismos que habitan el suelo (Hassink et al., 1993; Bardgett, 1999).

Entre los microorganismos del suelo afectados por las actividades antropogénicas de los bosques se encuentran los hongos micorrícicos arbusculares (HMA). En la actualidad, los HMA son los simbioses de plantas más ampliamente distribuidos y tienen diversos roles en ecosistemas naturales y agrícolas (van der Heijder et al., 2008). Estos hongos forman un tipo de asociación simbiótica obligada con aproximadamente el 71% de las familias de plantas terrestres conocidas como micorrizas arbusculares (Brundrett & Tedersoo, 2018), y se agrupan dentro de Glomeromycotina (Spatafora et al., 2016), aunque existe mucha controversia en cuanto a su ubicación taxonómica. A cambio de carbono proveniente de la fotosíntesis, los HMA proveen a la plantas de acceso a nutrientes, principalmente el fósforo. Mientras que una parte del micelio penetra en las raíces de las plantas donde intercambian nutrientes (micelio intrarradical), la otra parte (micelio extrarradical) explora el volumen de suelo donde están esos nutrientes y produce

las esporas, que funcionan como estructuras de reserva, y los propágulos para la colonización de las raíces de las plantas (Smith & Read, 2008).

Diferentes estudios en Argentina y particularmente en el bosque Chaqueño, revelan que las actividades antropogénicas como la fragmentación de bosques, el fuego y el pastoreo, cambian la estructura del ecosistema, y afectan de manera directa o indirecta las comunidades de esporas de HMA. La pérdida de hábitat generada por la fragmentación de bosques genera cambios en la dinámica de las comunidades. En particular, la disminución del área afecta negativamente la diversidad y abundancia de esporas de HMA. A su vez, dichas variables fúngicas se relacionan negativamente con la disponibilidad de nutrientes (Grilli et al., 2014). Los incendios a través de cambios en la vegetación y efectos físicos sobre el suelo afectan negativamente a la diversidad, la riqueza y la equitatividad de esporas de HMA en el Chaco Serrano (Aguilar Fernández et al., 2009; Longo et al., 2014). Mientras que las prácticas agrícolas también afectan a los HMA, ya sea en las raíces de las plantas (McGonigle & Miller, 2000), la comunidad de esporas (Oehl et al., 2010; Cofré et al., 2017), el micelio extrarradical (Boddington & Dodd, 2000) y los fosfolípidos fúngicos en el suelo (Grigera et al., 2007). Por ejemplo, el monocultivo de soja afecta negativamente la riqueza de esporas en comparación con la rotación de cultivos y pastizales naturales (Cofré et al., 2017). Por estos motivos, la diversidad de HMA ha sido sugerida como indicador biológico de la calidad del suelo (Jansa et al., 2009).

La región del Chaco Semiárido ha sido y es sometida a intensas actividades antropogénicas y su paisaje ha sido muy modificado. Dentro de esta región, las familias de plantas más importantes a nivel forestal son Fabaceae, Bignoniaceae, y Zygophyllaceae (Demaio et al., 2002). Todas son típicamente micorrícicas excepto Zygophyllaceae que es considerada una familia cuyos integrantes pueden presentar simbiosis micorrícica arbuscular en algunos casos y ser no micorrícicas en otros (Brundrett, 2017), aunque algunos autores la consideran en su totalidad como no micorrícica (Sieverding, 1991; Varma, 1999). En otras regiones del mundo se han reportado ejemplos de algunos géneros que sí presentan colonización mientras que otros no (Khan, 1974; Staffeldt & Vogt, 1974; Pond et al., 1984). En un trabajo realizado en las regiones áridas y semiáridas de Argentina sobre la especie arbustiva *Larrea tridentata* se encontró que presenta altos niveles de colonización micorrícica (Lugo et al., 2005). Por otro lado, *Bulnesia retama*, nativa de la misma región, no presentó colonización micorrícica en las raíces (Lugo et al., 2015).

Una especie clave de importancia ambiental, económica, social y cultural, dentro de esta región, es *Bulnesia sarmientoi* Lorentz ex Griseb, perteneciente a la familia Zygophyllaceae; conocida vulgarmente como “palo santo”. Esta especie es utilizada para diferentes fines comerciales por los pobladores locales, tanto en nuestro país (Filipov, 1994; Scarpa, 2000;

Martínez, 2011) como en Bolivia y Paraguay, (Arispe & Rumiz, 2002; Benítez et al., 2008; Quiroga et al., 2009). Los bosques de palo santo han sufrido una creciente y desmesurada deforestación desde el año 2000 debido a la falta de protección legal y control por parte del Gobierno (Fundación biodiversidad, 2010). No existen a la fecha, registro de acciones y/o legislaciones propuestas a fin de preservar dichos bosques nativos. La madera del palo santo es una de las más densas del mundo, y es utilizada para distintos fines. Por un lado, en la construcción, como especie medicinal, repelente de insectos, para la elaboración de objetos del hogar, artesanías y herramientas fabricadas por comunidades originarias (Mereles & Pérez de Molas, 2008), siendo todos estos usos no relevantes significativamente en el impacto negativo sobre la especie. Por el otro, en cambio, la explotación forestal para producir carbón, placas para pisos, extracción de esencia de “guayacol” y rollo para la exportación, producen un gran impacto en la estructura de esos bosques (SAyDS, 2007; Mereles & Pérez de Molas, 2008; Waller et al., 2012). No se ha estimado el impacto de la degradación de los bosques dominados por dicha especie, sobre los microorganismos del suelo en general y de las comunidades de HMA en particular, como tampoco sobre las propiedades físico-químicas del suelo en la región. Hasta el momento se desconoce el estatus micorrícico de *B. sarmientoi*.

En este trabajo se propone estudiar las comunidades de HMA provenientes de suelos de bosques con diferentes grados de intervención antrópica (no degradado / degradado) en distintas áreas dentro del rango de distribución *Bulnesia sarmientoi*. Asimismo, se examinará el estado micorrícico de esta especie, a partir de plantines cultivados en condiciones de invernadero en suelos provenientes de las situaciones anteriormente descriptas.

Objetivos

Objetivo general

Analizar la composición de las comunidades de hongos micorrícicos arbusculares de suelos provenientes de bosques con diferente grado de intervención antrópica, ubicados en áreas de distribución de *Bulnesia sarmientoi* en la eco-región del Chaco seco.

Objetivos específicos

1. Caracterizar la comunidad de HMA en suelos provenientes de bosques No degradados (ND) y Degradados (D) mediante el estudio de sus esporas (morfo-especies).
2. Caracterizar físico-químicamente los suelos de dichos bosques.
3. Evaluar experimentalmente en invernadero el estatus micorrícico de plantines de *B. sarmientoi* inoculados con HMA provenientes de los suelos de bosques ND y D.

Hipótesis y predicción:

La intervención antrópica en los bosques de palo santo degrada las comunidades vegetales e impacta sobre las propiedades físico-químicas del suelo, y como consecuencia, afecta a las comunidades de HMA que en sus suelos habitan.

Se predice que la riqueza y la abundancia de HMA será menor en aquellos sitios con bosques degradados en comparación con los no degradados.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El estudio se realizó dentro de la eco-región del Chaco seco, Argentina, que se extiende entre los 17°32'26" y 33°52'7" S y 67°43'12" y 57°59'26" O, cubriendo aproximadamente unos 800.000 km². La temperatura anual tiene un gradiente norte-sur de 21°C a 18°C con una gran amplitud térmica diaria asociada a la variación estacional, la lluvia disminuye de este a oeste de 1000 a 500 mm/año, con una fuerte estacionalidad (Clark et al., 2010). Las precipitaciones marcadamente monzónicas llegan a concentrar el 80% de las lluvias, entre octubre y marzo (Morello et al., 2012).

En cuanto al suelo, el 38% de la eco-región está dominado por los Molisoles y le siguen en porcentaje de ocupación los Entisoles 28% y en menor medida los Alfisoles 16,5% (Morello et al., 2012). Sus bosques xerófilos, estacionales y abiertos de tres estratos, son dominados por: *Aspidosperma quebracho blanco* (quebracho blanco) y *Prosopis* sp. (algarrobos). El estrato arbustivo alto es dominado por leguminosas y zigofiláceas como *Bulnesia sarmientoi*, y el estrato herbáceo por gramíneas megatérmicas. La región se caracteriza por presentar un estrato arbóreo con emergentes dispersos y un estrato arbustivo continuo (Cabido et al., 1993; Morello et al., 2012).

En estos ecosistemas se desarrollan especies perennifolias y caducifolias, al igual que en otros ecosistemas neotropicales secos estacionales. Esta región también se caracteriza, aunque no es exclusiva de ella, por un proceso generalizado de conversión de cobertura vegetal: la arbustificación de pastizales y sabanas, y la invasión de cactáceas arborescentes (Morello et al., 2009).

A escala de paisaje, se seleccionaron 4 áreas ubicadas en 3 provincias pertenecientes a esta ecorregión: Ruta Provincial 41 (RP41, Salta), Laguna Yema Norte (LYN, Formosa), Laguna Yema Sur (LYS, Formosa), e Impenetrable (IMP, Chaco) (Figura 1). En cada área se ubicaron

los bosques donde se encuentra *Bulnesia sarmientoi*, y dentro de cada una de ellas se delimitaron sitios con distinto grado de intervención antrópica: bosques degradados y bosques no degradados. Para ello se caracterizó la geometría y las propiedades espaciales de un parche (una entidad espacialmente homogénea) o un mosaico de parches en un tiempo determinado, y se utilizaron las métricas de clase que se emplean en ecología de paisaje (Leitao & Ahern, 2002). En cada sitio, mediante el uso de estas métricas se determinaron dos situaciones contrastantes de intervención antrópica en el bosque: No Degradado (ND) y degradado (D).



Figura 1. A) Argentina. B) Salta, Formosa y Chaco. C) Localización de los 8 sitios (apareados) de estudio, en color azul bosque ND y color rosa bosque D (1- RP41 ND y 2- RP41 D, Salta), (3- LYN ND y 4- LYN D, Formosa), (5- LYS ND y 6- LYS D, Formosa), (7-IMP ND e 8-IMP D, Chaco).

Para la determinación de las situaciones contrastantes se utilizaron imágenes Sentinel 2, de los meses de septiembre y octubre de 2017, libre de nubes. Se realizaron las correcciones pertinentes para eliminar ruidos causados por la señal que llega al satélite luego de haber atravesado la atmósfera y posteriormente se llevaron a valores de reflectancia. Se delimitó el área y se realizó una clasificación supervisada mediante el algoritmo de distancias mínimas, utilizando las bandas 2, 3, 4, y 8, con una resolución espacial de 10 metros. La delimitación de la cobertura vegetal para dicha clasificación se basó en la interpretación visual del área con imágenes de Google earth y el cálculo de las métricas de paisajes utilizando Fragstats. El área delimitada tuvo una superficie de 12.6 ha (radio de 200 m.) y el radio de búsqueda utilizado para las métricas de agregación fue de 40 m.

A priori, se determinaron los bosques ND y D, utilizando las siguientes métricas de paisajes calculadas para cada sitio:

- CB (Cobertura de bosque expresado en ha): se le asignó bosque ND a aquellos cuyos valores de $CB > 10,5$ y bosque D a los que poseían un valor de $CB < 10$, con un P -valor = 0,0195 (Tabla 2).

- MESH (Tamaño efectivo de malla): es un índice que mide el grado de agregación de los parches, calculando la probabilidad de que dos puntos elegidos al azar estén ubicados dentro del mismo parche. Se utilizó el MESH para el suelo desnudo, determinando ND a los bosques que poseían valores de $MESH_{sd} < 0,11$ y D para aquellos cuyos valores fueron $MESH_{sd} > 0,19$ (Tabla 2). El *P*-valor para dicha métrica no fue significativo pero gráficamente se demuestra una tendencia positiva hacia la separación de los sitios por tratamiento (Figura 2).

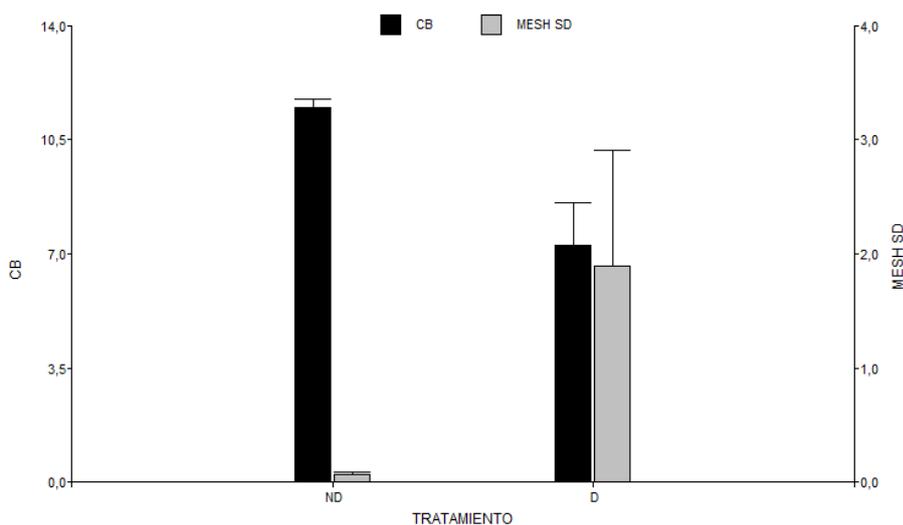


Figura 2: Métricas utilizadas para la selección a priori de los tipos de bosque: CB Y MESH SD. ND: bosque no degradado; D: bosque degradado.

Es decir, se caracterizó a priori los sitios ND y D en función de la cobertura boscosa y fragmentación de los parches. Luego se corroboró visualmente a campo que correspondieran a situaciones contrastantes de degradación de bosque.

Recolección de las muestras de suelo

En noviembre de 2017, dentro de cada sitio, se recolectaron (16/11/2017: RP41 ND y D; 17/11/2017: LYS ND y D, y LYN ND y D; 19/11/2017: IMP ND y D), cinco muestras de suelo al azar, de los primeros 10 cm. de profundidad (preferentemente en las proximidades de un ejemplar de *B. sarmientoi*). Las muestras de suelo (de 500g cada una) fueron colocadas en bolsas de polietileno, etiquetadas, y conservadas en heladera a 4 °C, para su posterior análisis en el laboratorio. Esas muestras de suelo fueron analizadas por separado para comparar las comunidades de HMA entre los bosques ND y D. Para evaluar experimentalmente en invernadero el estatus micorrícico de *B. sarmientoi*, las cinco muestras colectadas en cada sitio se mezclaron para constituir una mezcla compuesta. Sobre estas muestras se realizaron también los análisis físico-químicos de suelo.

Procesado de las muestras de suelo

Comunidad de HMA

De cada muestra de suelo, se separaron dos porciones de 50g cada una. Una muestra de 50g fue colocada en estufa durante 72 hs, hasta alcanzar un peso seco constante, para obtener la diferencia entre peso seco y peso fresco, ya que los datos finales de esporas se expresaron en valores de peso seco de suelo (densidad de esporas/100g de peso seco de suelo).

La otra muestra de 50g se disolvió en 2 litros de H₂O, se mezcló y se vertió en tamices de 850µm (para eliminar elementos de gran tamaño), 125µm y 38µm (Gerdemann & Nicolson, 1963). Los materiales retenidos en los tamices de 125µm y 38µm fueron transferidos a tubos de centrífuga de 50ml y centrifugados en sacarosa al 80%, durante 4 min a 3.000 rpm (Furlan et al., 1980). Se extrajo la interface y se lavó con H₂O sobre el tamiz de 38µm. El material recuperado se analizó bajo lupa estereoscópica.

Mediante la utilización de Lupa estereoscópica Nikon (SMZ745T) con un aumento de 7.5X y una pinza, se procedió a la captura de las esporas y esporocarpos de HMA en condiciones saludables, y luego se las montó en portaobjetos utilizando como medios de montaje Polivinil-alcohol (PVA) y, PVA + Melzer (Omar, 1979; Morton et al., 1988). Una vez obtenidos los preparados, se secaron en estufa durante 72 hs y las esporas fueron cuantificadas e identificadas a nivel de morfoespecies bajo microscopio óptico (Nikon Eclipse E200).

Las esporas fueron identificadas y comparadas con las descripciones de las especies originales y aislamientos de referencia descritos en el INVAM (<http://invam.caf.wvu.edu/fungi/taxonomy/speciesID.htm>), Blaszkowski (<http://www.zor.zut.edu.pl/Glomeromycota/index.html>), y Schuessler (http://www.amf-phylogeny.com/amphylo_species.html).

De las muestras de suelo se determinaron las variables de la comunidad de esporas de HMA: (1) densidad de esporas (número total de esporas en 100g de peso seco de suelo); (2) riqueza de morfoespecies (número total de morfo-especies diferentes en 100g de peso seco de suelo); (3) la equitatividad; y (4) el índice de diversidad (H) -Shannon-Wiener- fue calculado como una medida de la diversidad de especies de HMA, combinando los dos componentes de diversidad, la riqueza de especies (S) y la equitatividad (E) (Magurran, 1988).

Para estimar el número de especies observadas en relación al esfuerzo de muestreo realizado en cada punto se construyeron las curvas de rarefacción de Coleman, que representan la probabilidad estadística del número de especies observado al re muestrear en el total de unidades de muestreo de cada sitio con esfuerzos crecientes (Gotelli & Colwell, 2001). Se utilizaron datos de presencia/ausencia de todas las morfo-especies identificadas en cada muestra, incluidas, las especies que solo aparecen un sola vez (especies raras). Se compararon los valores

de riqueza de especies observadas con respecto a la esperada por medio del estimador no paramétrico Chao2.

Ensayo experimental

*Preparación de las semillas de *Bulnesia sarmientoi**

A partir de las muestras de suelo originales se realizó un ensayo en invernadero. El mismo contó con 420 semillas que se colocaron en una solución de hipoclorito de sodio al 5% durante 1 minuto para esterilizarlas. Se germinaron en almácigo, con una mezcla de suelo nativo y arena gruesa estéril, en proporción 1:2 respectivamente; con muy buen drenaje para evitar la pudrición de las semillas. Estas se ubicaron en posición vertical dejando la parte del embrión hacia abajo e introduciendo 3/4 parte de la misma en la mezcla de suelo y arena (Viveros Cabaña, 2005). Se regaron periódicamente con una pizeta para favorecer la germinación. Sólo se obtuvieron 40 plantines que contaban con un (1) par de hojas verdaderas además de sus cotiledones para trasplantar a macetas de 500 cm³. Esto fue debido al bajo poder germinativo que presentaron las semillas utilizadas (Figura 3).



Figura 3. A) Fruto de *Bulnesia sarmientoi*. B) Separación de las semillas de *B. sarmientoi*. C) Semillas germinadas en almácigo. D) Almácigos con las semillas de *B. sarmientoi*.

Armado de las macetas

De cada sitio, se realizó una mezcla con las 5 muestras de suelo originales colectadas a campo. Luego, ese suelo se combinó con arena gruesa en una proporción 1:2 respectivamente (150 g de suelo con 300 g de arena gruesa), y se colocó en las macetas. La mezcla se esterilizó en autoclave durante 1 hs a 1 atm y se colocó en las macetas. Cada maceta recibió su respectivo tratamiento al azar (MI, MO, EST):

* MI: sustrato estéril + 50 g de suelo nativo proveniente de cada situación (inóculo que incluye HMA y otros microorganismos del suelo) + 50 ml de agua.

* MO: sustrato estéril + 50 g de suelo nativo esterilizado + 50 ml de una solución de suelo nativo (50 gr/L) previamente filtrada por el tamiz de 38 μm para excluir el inóculo

micorrízico (esporas, hifas del micelio extra-radical y fragmentos de raíces) e incluir el resto de la microbiota nativa (otros hongos, virus, etc.) (Koide & Li, 1989; Pérez & Urcelay, 2009).

* EST: sustrato estéril + 50 g de suelo nativo esterilizado + 50 ml de agua.

El n=2 para cada tratamiento. El experimento se mantuvo en invernadero durante 140 días a 22°C durante el día y a 19°C durante la noche, con un fotoperiodo de 16/8 hs día/noche y las plantas fueron regadas por aspersión durante 2 minutos 3 veces al día. Cada 15 días las macetas se rotaron para evitar un posible efecto de localización. Las plantas fueron removidas de sus macetas, sus raíces lavadas y llevadas al laboratorio. Posteriormente, se cortaron por encima del sistema radical, y se dividieron en dos partes (raíz y parte aérea). Los sistemas radicales completos de los plantines se lavaron y las raíces se separaron cuidadosamente. Ambas partes fueron llevadas a la estufa a 70°C durante 72 hs y luego se pesaron para obtener el peso seco de raíz y tallo.

Colonización micorrízica arbuscular

Las raíces fueron clarificadas con hidróxido de potasio (KOH 10%) durante 10 minutos a 90°C. Después, se lavaron con H₂O y se acidificaron en ácido clorhídrico (HCL 0.1M) por 2 min para posteriormente ser teñidas con azul de anilina al 0,025% durante 10 min a 90°C (Grace & Stribley, 1991; Brundrett et al., 1996). Las raíces teñidas se examinaron bajo lupa estereoscópica Nikon SMZ745T y microscopio óptico (Nikon Eclipse E200) utilizando el método de intersección de gradilla.

Análisis edáficos

Se realizaron análisis físico-químicos de las muestras de suelo originales de los diferentes sitios de estudio. Se determinó la textura (porcentaje de arcilla, limo y arena), conductividad eléctrica, Fósforo (P) extractable mediante el método Bray-Kurtz (Jackson, 1964), pH por potenciometría, contenido de materia orgánica por oxidación con dicromato de potasio (Nelson & Sommers, 1982), Nitrógeno total (N) mediante el método de Kjeldhal, Carbono Orgánico (CO) y, relación C/N.

Análisis de los datos

Se utilizó ANOVA para analizar las diferencias de la riqueza y abundancia de esporas de HMA entre el factor “tipo de bosque” (2 niveles: no degradado y degradado), el factor “área” (4 niveles: Ruta Provincial 41 (RP41), Laguna Yema Norte (LYN), Laguna Yema Sur (LYS), e Impenetrable (IMP)), y la interacción entre ambos factores. Se verificó que se cumplieran los supuestos de Normalidad y Homogeneidad de varianza con la prueba de normalidad de Shapiro-

Wilks (modificado), el *Q-Q plot* normal y el *Level Plot*, respectivamente. A su vez, se realizó un análisis de la varianza multivariado permutacional (PERMANOVA) considerando la abundancia de las morfoespecies de HMA halladas en cada tipo de bosque estudiado. Para detectar tendencias generales en la distribución de las áreas y tipos de bosques en relación a la composición de morfoespecies se realizó un análisis de componentes principales (ACP).

Se realizaron correlaciones lineales de Spearman para examinar posibles asociaciones entre las variables edáficas y las de las comunidades de esporas de HMA, sin discriminar por tipo de bosque. Para todos los análisis se utilizaron los datos de las morfoespecies sin las especies raras.

Los análisis estadísticos se realizaron en Infostat versión 2013 (Di Rienzo et al., 2013), y la curva de acumulación de especies se realizó mediante el programa EstimateS vers. 9.0 (Colwell, 2006).

RESULTADOS

Caracterización físico-química de los suelos

Las propiedades químicas y físicas de los diferentes tipos de bosque dentro de cada área de estudio se detallan en la Tabla 2. De las variables analizadas sólo N-Amonio presentó diferencias significativas entre los tipos de bosque siendo mayor en los bosques D ($F_{N\text{-amonio}}=14,64$ y $P\text{-valor}_{N\text{-amonio}}=0,0314$), mientras que Limo y Arcilla sólo evidenciaron una diferencia significativa marginal entre áreas, $F_{\text{limo}}=5,76$ y $P\text{-valor}_{\text{limo}}=0,0922$; $F_{\text{arcilla}}=6,08$ y $P\text{-valor}_{\text{arcilla}}=0,0862$.

Caracterización de la comunidad de HMA

Se identificaron 52 morfoespecies (Anexo – Figuras 3-10) en base a caracteres morfológicos de las cuales 40 se atribuyeron a morfoespecies descritas y distribuidas en 10 familias: **Acaulosporaceae** Morton & Benny, **Ambisporaceae** Walker, Vestberg & Schüßler, **Archaeosporaceae** Morton & Redecker, **Claroideoglomeraceae** Walker & Schüßler, **Diversisporaceae** Walker & Schüssler, **Entrophosporaceae** Oehl & Sieverd, **Gigasporaceae** Morton & Benny, **Glomeraceae** Piroz & Dalpé, **Pacisporaceae** Walker, Błaszczak, Schüßler & Schwarzott, Morton & Redecker, y **Paraglomeraceae** C. Walker & A. Schuessler. La mayoría de las morfoespecies identificadas pertenecen a las familias: Glomeraceae (23 morfoespecies), Acaulosporaceae (6 morfoespecies), y Pacisporaceae (6 morfoespecies) (Tabla 3).

Tabla 2: Ubicación geográfica, clima, textura y suelo en cada uno de los sitios seleccionados. Propiedades químicas de los suelos según los tratamientos: no degradado (ND), degradado (D). MESH SD: Tamaño efectivo de malla, CB: cobertura de bosque.

	RP41		LYN		LYS		IMP	
	ND	D	ND	D	ND	D	ND	D
Latitud (°S)	24°31'25,6"	24° 31'52,0"	24°02'14,3"	24° 03' 51,1"	24° 30'34,2"	24°28'45,5"	24° 50'54,2"	24° 47' 46,2"
Longitud (°O)	63°11'06,5"	63°13'19,4"	61°02'58,9"	61°04'28,1"	61°22'36,5"	61°21'42,2"	61° 55'24,9"	61°53'25,5"
Elevación (m s.n.m)	455 msnm		153 msnm		153 msnm		133 msnm	
Precipitación anual (mm)	137 mm		111 mm		111 mm		302 mm	
Temperatura media anual (°C)	13.0 °C - 25.1°C		16.5°C - 27.7 °C		16.5°C - 27.7 °C		18.2°C - 19.2 °C	
Profundidad	0-10	0-10	0-10	0-10	0-10	0-10	0-10	0-10
Materia Orgánica (%)	5,7	4,4	5,6	4,7	6,0	5,2	4,3	5,3
Nitrógeno Total (%)	0,25	0,19	0,26	0,24	0,26	0,25	0,21	0,24
Relación C:N	13,2	13,3	12,4	11,5	13,3	12,0	11,9	12,9
N-Nitratos (ppm)	9,1	10,2	10,2	10,2	9,5	9,3	11,7	11,0
N-Amonio (ppm)	4,5	5,1	5,0	6,1	4,2	5,6	6,8	7,2
Fósforo (ppm)	47,3	38,0	43,2	35,2	45,9	31,0	44,6	52,3
pH	6,6	6,9	5,6	6,0	5,3	5,8	6,4	5,3
Cond. Eléctrica dS/m	3,0	0,9	0,69	0,8	0,5	1,0	1,0	1,2
Arena (%)	16,9	21,5	28,3	18,0	22,9	26,6	21,5	21,5
Limo (%)	54,1	53,4	47,5	52,5	59,6	58,0	56,0	55,1
Arcilla (%)	29,0	25,1	24,2	29,5	17,5	15,4	22,5	23,4
Clase Textural	Fr-Arc-Lim	Fr a Fr-Arc-Lim	Fr a Fr-Arc-Lim	Fr-Arc-Lim a Fr	Fr-Lim	Fr-Lim	Fr-Lim	Fr-Lim
CB (ha)	11,6	7,7	11,9	3,59	10,78	9,9	11,7	7,8
MESH SD	0,07	1,45	0,01	4,82	0,11	0,19	0,06	1,12

En la Tabla 3 se muestran las diferentes morfoespecies identificadas en cada tipo de bosque con su frecuencia relativa. Para ambos bosques ND y D, *Claroideoglossum etunicatum*, *Rhizophagus fasciculatum* y *Paraglossum bolivianum* fueron las morfoespecies más frecuentes (Tabla 3). Las siguientes fueron las consideradas especies raras, ya que fueron encontradas una sola vez, por lo que no se tuvieron en cuenta para los análisis estadísticos posteriores: *Acaulospora excavata*, *Diversispora epigea*, *Diversispora pustulata*, *Glomus* sp. 7, *Rhizophagus*

clarus, *Pacispora* sp. 1, *Pacispora* sp. 2, *Scutellospora aurigloba*, *Pacispora* sp. 4 y *Sclerocystis clavispora*. El resto de las morfoespecies aparecieron en más de un sitio (Tabla 3).

De las morfoespecies encontradas solo *Archaeospora undulata* presentó diferencias significativas entre los tipos de bosque, encontrándose solo en los bosques D de LYS e IMP ($F_{A.undulata}= 4,95$ y un $P\text{-valor}_{A.undulata}= 0,0326$). *Acaulospora delicata*, *Claroideoglomus luteum*, *Septoglomus constrictum*, *Glomus* sp. 1, *Glomus* sp. 3, *Glomus* sp. 4, *Glomus* sp. 5, *Glomus* sp. 6, *Rhizoglomus microaggregatum*, *Rhizophagus fasciculatum* solo presentaron diferencias significativas marginales entre áreas y no entre los tipos de bosque.

Ambos tipos de bosque compartieron las mismas familias predominantes aunque se presentaron en distintos porcentajes, en el bosque ND: Glomeraceae (65%), Claroideoglomeraceae (26%), Paraglomeraceae (0,49%), y Acaulosporaceae (0,13%), en cambio en el bosque D: Glomeraceae (49,9%), Claroideoglomeraceae (29,8%), Acaulosporaceae (0,93%), y Paraglomeraceae (0,23%). Para el caso del bosque ND también se encontró a la familia Ambisporaceae con una proporción del 0,02%, familia que no aparece en el tratamiento de bosque D (Tabla 3 y Figura 4).

Tabla 3. Lista de especies identificadas en los diferentes bosques: ND (no degradado) y D (degradado). Los valores corresponden a la media de las frecuencias observadas (\pm E.E.), correspondiente a cada morfoespecie identificada. Los datos corresponden a todas las especies encontradas sin excluir las especies raras.

Morfoespecies	RP41 ND	RP41 D	LYN ND	LYN D	LYS ND	LYS D	IMP ND	IMP D
Acaulosporaceae								
<i>Acaulospora brasiliensis</i>	1,26 \pm 2,77	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0	0,41 \pm 0,92	0 \pm 0	0,41 \pm 0,93	0,43 \pm 0,95
<i>A. delicata</i>	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0	2,86 \pm 6,40	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0	9,36 \pm 11,13
<i>A. excavata</i>	0 \pm 0	13,22 \pm 29,57						
<i>A. mellea</i>	0 \pm 0	0 \pm 0	0,42 \pm 0,95	12,50 \pm 21,23	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0	0,83 \pm 1,86
<i>A. rehmi</i>	0 \pm 0	0,41 \pm 1,91	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0	0,40 \pm 0,90	0 \pm 0	1,70 \pm 2,78
<i>A. scrobiculata</i>	0 \pm 0	3,75 \pm 8,38	1,28 \pm 2,86					
Ambisporaceae								
<i>Ambispora leptoticha</i>	0,84 \pm 1,89	0 \pm 0	0,41 \pm 0,93	0 \pm 0				
Archaeosporaceae								
<i>Archaeospora trappei</i>	0 \pm 0	0 \pm 0	0,42 \pm 0,95	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0	0,43 \pm 0,95
<i>A. undulata</i>	0 \pm 0	3,64 \pm 7,06	0 \pm 0	6,29 \pm 6,44				
Claroideoglomeraceae								
<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	36,56 \pm 28,62	28,72 \pm 10,82	25,87 \pm 16,96	43,58 \pm 19,10	18,37 \pm 21,95	30,53 \pm 25,81	38,22 \pm 31,50	28,30 \pm 24,39
<i>C. lamellosum</i>	1,27 \pm 2,85	0 \pm 0	0,85 \pm 1,91					
<i>C. luteum</i>	1,66 \pm 3,70	0 \pm 0	1,28 \pm 2,85	0 \pm 0	0 \pm 0	2,03 \pm 4,54	3,73 \pm 3,40	3,79 \pm 3,46
Diversisporaceae								
<i>Corymbiglomus tortuosum</i>	1,68 \pm 3,76	3,77 \pm 5,68	0 \pm 0	0,41 \pm 0,92	0 \pm 0	3,04 \pm 6,80	1,24 \pm 2,78	0 \pm 0
<i>Diversispora epigea</i>	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0	0,83 \pm 1,86	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0
<i>D. pustulata</i>	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0	2,38 \pm 5,33	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0	0 \pm 0
Entrophosporaceae								

<i>Entrophospora infrequens</i>	0±0	0±0	0±0	1,26±1,88	0±0	0±0	0,42±0,93	0±0
Gigasporaceae								
<i>Dentiscutata heterogama</i>	0±0	0±0	0±0	5,03±7,53	0±0	7,29±14,14	0,42±0,94	0,43±0,95
<i>Racocetra persica</i>	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0,43±0,95
<i>Racocetra</i> sp. 1	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0,42±0,93	0±0
<i>Scutellospora aurigloba</i>	0±0	0±0	0,42±0,95	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0
Glomeraceae								
<i>Dominikia aurea</i>	0±0	2,90±4,49	0±0	0±0	0,85±0,85	0±0	0±0	0±0
<i>Funneliformis geosporus</i>	1,26±2,82	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0,83±1,86	0±0
<i>Glomus hoi</i>	0±0	0±0	0±0	0,48±1,06	0±0	0±0	0,42±0,93	0±0
<i>Glomus</i> sp. 1	88,90±90,14	14,89±16,12	13,97±16,65	14,74±28,36	3,77±8,43	8,09±7,01	16,61±21,01	42,95±40,42
<i>Glomus</i> sp. 2	44,47±37,67	14,19±23,68	0±0	1,43±3,20	0±0	3,97±7,75	1,24±1,24	11,82±18,60
<i>Glomus</i> sp. 3	1,26±2,82	7,78±17,39	1,27±1,88	0±0	0,42±0,93	28,08±32,18	5,40±7,43	2,54±5,67
<i>Glomus</i> sp. 4	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	35,30±44,99	0±0
<i>Glomus</i> sp. 5	0±0	0±0	0±0	12,94±15,37	0,41±0,92	1,86±2,82	0±0	0±0
<i>Glomus</i> sp. 6	0±0	0±0	0±0	9,98±11,30	2,92±3,18	0±0	0±0	0±0
<i>Glomus</i> sp. 7	0±0	0±0	0±0	0±0	0,42±0,94	0,51±1,13	0,85±1,89	2,11±3,66
<i>G. glomerulatum</i>	1,24±2,78	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0
<i>G. macrocarpum</i>	0,87±1,95	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0
<i>Rhizoglomus microaggregatum</i>	6,90±8,88	2,45±4,42	0±0	0,41±0,41	0±0	0,92±1,27	0,42±0,93	0±0
<i>Rhizophagus aggregatus</i>	0±0	0,41±0,91	0±0	0±0	0±0	0±0	0,41±0,93	0±0
<i>R. clarus</i>	0,41±0,93	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0
<i>R. fasciculatum</i>	4,21±6,48	3,28±2,31	9,40±15,80	11,80±13,19	1,26±2,81	2,43±4,40	9,13±14,82	6,36±6,75
<i>R. intraradices</i>	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	10,79±18,66	1,65±1,65
<i>Sclerocystis clavispora</i>	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0,43±0,95
<i>S. sinuosa</i>	2,48±5,55	0±0	0,42±0,95	0,84±1,88	0±0	0±0	0±0	1,68±2,30
<i>S. taiwanensis</i>	0,42±0,94	0±0	0,42±0,95	0,84±1,88	0±0	0±0	0±0	0,41±0,93
<i>S. rubiforme</i>	0±0	0±0	0±0	0,84±1,88	0±0	0±0	0±0	1,69±3,78
<i>Septoglomus constrictum</i>	3,41±3,56	3,27±7,32	3,38±5,29	0,89±1,22	0±0	0,40±0,90	39,02±54,37	6,23±12,79
<i>Tricispora nevadensis</i>	0±0	0±0	0±0	0±0	1,25±1,87	0±0	0±0	1,69±2,76
Pacisporaceae								
<i>Pacispora chimonobambusae</i>	0,44±0,97	0,43±0,95	0±0	0±0	0±0	0,42±0,94	0±0	0±0
<i>P. scitillans</i>	0±0	0,42±0,42	0,42±0,95	0±0	2,92±4,34	0±0	0±0	0±0
<i>Pacispora</i> sp. 1	0±0	1,28±2,86	0,42±0,95	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0
<i>Pacispora</i> sp. 2	0±0	0,43±0,95	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0
<i>Pacispora</i> sp. 3	0±0	0,43±0,95	0±0	0±0	0±0	0±0	0,41±0,93	0±0
<i>Pacispora</i> sp. 4	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0±0	0,42±0,94	0±0
Paraglomeraceae								
<i>Paraglomus bolivianum</i>	13,09±10,11	0,83±1,14	2,97±4,65	0±0	3,72±4,47	0,51±1,13	4,15±5,86	9,67±8,26
Total de morfoespecies por tipo de bosque en cada área	20	17	14	19	12	16	24	26
Total de morfoespecies por tipo de bosque	ND: 40	D: 41						
Porcentaje de cada familia para cada tipo de bosque	ND	D						

Acaulosporaceae	0,13%	0,93%
Ambisporaceae	0,02%	0%
Archaeosporaceae	0,01%	0,22%
Claroideoglomeraceae	26%	29,8%
Diversisporaceae	0,06%	0,22%
Entrophosporaceae	0,01%	0,03%
Gigasporaceae	0,02%	0,28%
Glomeraceae	65%	49,9%
Pacisporaceae	0,10%	0,07%
Paraglomeraceae	0,49%	0,23%

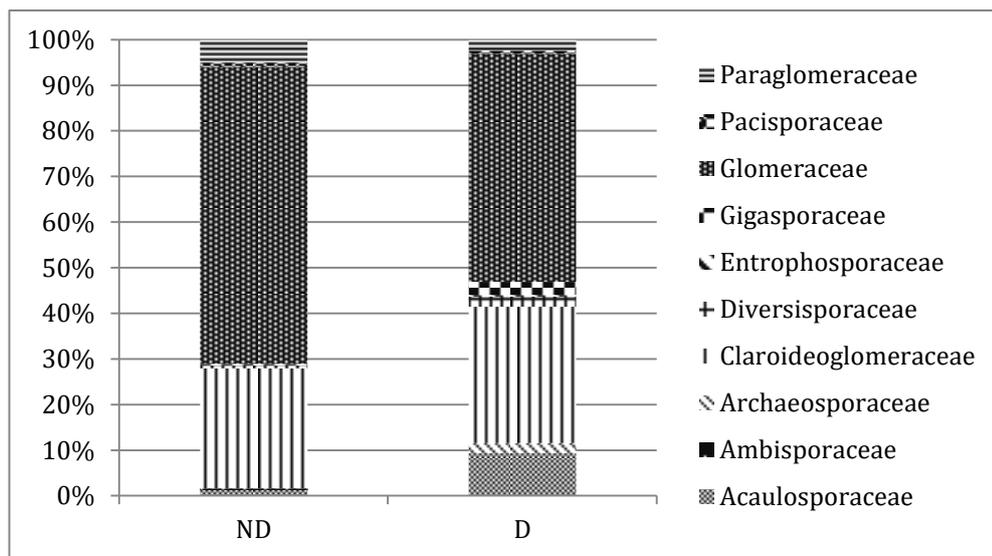


Figura 4. Proporción de las familias encontradas en ambos tratamientos. ND: bosque no degradado; D: bosque degradado. Las familias Ambisporaceae y Entrophosporaceae no se pueden visualizar en el grafico debido a su baja proporción.

Estimación de la riqueza y esfuerzo de muestreo

Los resultados arrojados por las curvas de rarefacción de Coleman indican que se realizó un muestreo adecuado ya que la curva de acumulación de especies se aproxima a la asíntota. El estimador Chao2 arroja una cantidad esperada de 10 morfoespecies más en ND que en D (Figura 5)

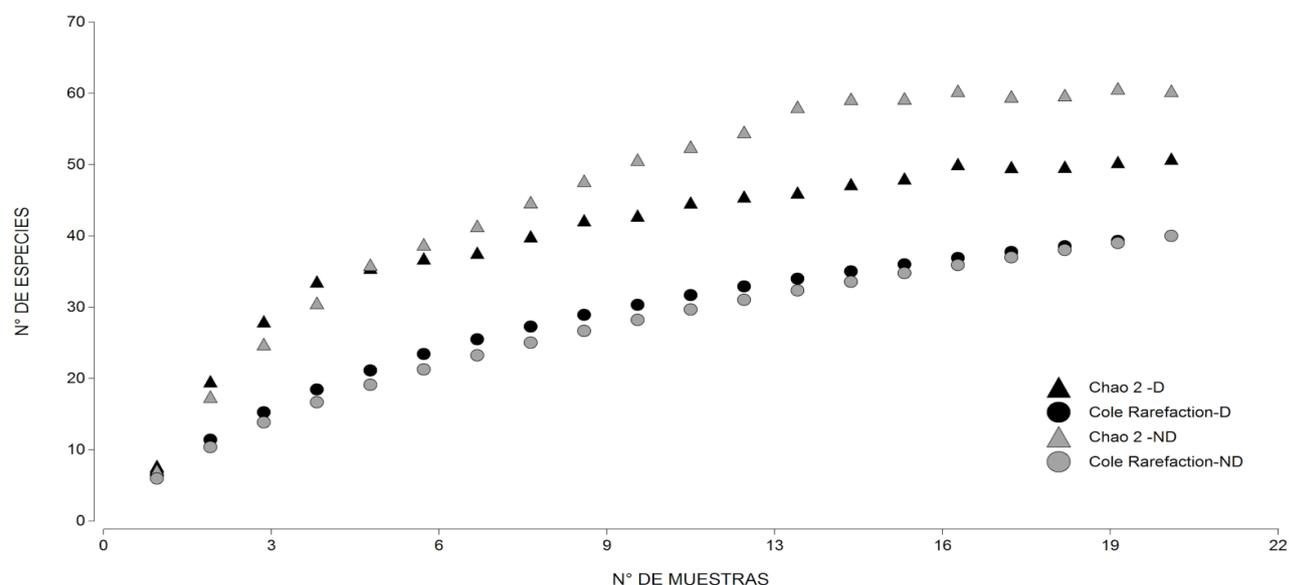


Figura 5. Curvas de rarefacción de Coleman y del estimador de riqueza Chao2 para ambos tipos de bosque: D (degradado) y ND (no degradado).

Variables micorrícicas

De las 4 variables micorrícicas analizadas (densidad de esporas, riqueza de morfoespecies, equitatividad y diversidad de Shannon), ninguna mostró diferencias significativas entre los tipos de bosque. A excepción de la equitatividad, el resto de las variables analizadas presentaron diferencias significativas entre áreas ($F_D = 2,77$ y un $P\text{-valor}_D = 0,0575$, $F_R = 5,54$ y $P\text{-valor}_R = 0,0035$ y $F_H = 3,55$ y $P\text{-valor}_H = 0,0251$). En cuanto a las interacciones del tipo de bosque con el área, calculadas para cada variable micorrícica, no presentaron diferencias significativas ($F_D = 2,26$ y $P\text{-valor}_D = 0,1009$, $F_R = 1,05$ y $P\text{-valor}_R = 0,3848$, $F_H = 1,05$ y $P\text{-valor}_H = 0,3840$, $F_E = 1,03$ y $P\text{-valor}_E = 0,3920$).

En las áreas RP41 e IMP la densidad de esporas fue mayor en los bosques No Degradados, mientras que en LYN y LYS la densidad fue mayor en los bosques Degradados. La riqueza también fue mayor en los bosques Degradados de tres de las áreas, a excepción de RP41; y la diversidad se comportó de la misma manera, siendo mayor en los bosques D. La equitatividad fue mayor en los bosques No Degradados en dos de las áreas: LYN e IMP, invirtiéndose en las áreas restantes (Tabla 4).

Tabla 4. Media (\pm E.E.) de las variables micorrícicas analizadas en las muestras de suelo: densidad (n° de esporas/100 g PS de suelo), riqueza (n° de especies/100 g PS de suelo), diversidad, equitatividad de HMA. ND: bosque no degradado, D: bosque degradado.

Variables micorrícicas	RP41		LYN		LYS		IMP	
	ND	D	ND	D	ND	D	ND	D
Densidad	223,01 \pm 167,44	85,54 \pm 56,08	63,63 \pm 37,41	119,02 \pm 56,05	36,28 \pm 30,85	86,25 \pm 67,20	174,43 \pm 148,98	154,90 \pm 89,87
Riqueza	8,40 \pm 1,67	6,60 \pm 1,52	5,80 \pm 2,68	7,60 \pm 2,70	4,80 \pm 1,48	6,00 \pm 2,12	9,20 \pm 3,96	10,80 \pm 3,49
Diversidad	2,33 \pm 0,25	2,07 \pm 0,41	2,04 \pm 0,60	2,11 \pm 0,61	1,50 \pm 0,78	2,04 \pm 0,43	2,39 \pm 0,44	2,64 \pm 0,42
Equitatividad	0,73 \pm 0,06	0,76 \pm 0,15	0,86 \pm 0,23	0,73 \pm 0,06	0,68 \pm 0,31	0,80 \pm 0,10	0,77 \pm 0,11	0,77 \pm 0,03

Análisis de la varianza multivariado permutacional (PERMANOVA)

Los valores obtenidos en el PERMANOVA no fueron significativos para ningún tipo de bosque (ND - D), ni para ningún área en particular. Las comunidades de HMA pertenecientes a los dos tipos de bosque estudiados no presentaron diferencias significativas en cuanto a su composición (P -valor total =0,1932).

Análisis de correlación entre las variables micorrícicas y las variables edáficas

Las correlaciones entre los datos edáficos y las variables micorrícicas de la comunidad de HMA se muestran en la Tabla 5. La diversidad de Shannon (H) se correlacionó positiva y significativamente con la Conductividad Eléctrica y negativamente con la proporción de arena; la riqueza en cambio, sólo se correlacionó positiva y significativamente con N-Amonio y con la Conductividad Eléctrica. La densidad de esporas también se correlacionó con la Cond. Eléctrica de manera positiva y significativa, y la Equitatividad presentó correlación significativa positiva con el pH y negativa con la proporción de arena (Tabla 5).

Tabla 5. Análisis de Correlación de Spearman entre las variables edáficas y las micorrícicas (diversidad, riqueza de morfoespecies, equitatividad y densidad) de la comunidad de HMA. *, $p < 0.05$; **, $p < 0.01$. Los datos utilizados para construir la tabla son la media resultante de los datos de cada sitio.

	H	RIQUEZA	ABUNDANCIA	EQUITATIVIDAD
Materia Orgánica (%)	-0,29	-0,34	-0,29	-0,40
Carbono Orgánico (%)	-0,25	-0,28	-0,24	-0,40
Nitrógeno Total (%)	-0,40	-0,40	-0,44	-0,57
Relación C:N	-0,48	-0,55	-0,36	-0,31
N-Nitratos (ppm)	0,00	0,47	0,12	0,02
N-Amonio (ppm)	0,40	0,79*	0,48	0,29
Fósforo (ppm)	0,12	0,35	0,33	0,05
pH	0,48	0,01	0,42	0,73*
Cond. Eléctrica dS/m	0,72*	0,72*	0,87**	0,61
Arena (%)	-0,83 *	-0,48	-0,73	-0,90**
Limo (%)	-0,19	-0,05	-0,02	-0,33
Arcilla (%)	0,52	0,16	0,31	0,69
Bosque	-0,17	-0,04	0,02	-0,24
MESH SD	0,17	0,04	-0,02	0,24

Análisis de componentes principales

En la Fig. 6 se presentan los resultados del Análisis de Componentes Principales (ACP) de las variables micorrícicas (densidad de esporas, riqueza de especies, diversidad y equitatividad) y las variables edáficas (Materia Orgánica, Nitrógeno total, Arena, Fósforo, Limo,

N-Amonio, N-Nitratos, pH, Arcilla y Cond. Eléctrica) para los distintos tipos de bosque. El primer componente principal (CP1) explicó el 34 % de la variabilidad total de los datos de ambas variables (micorrícicas y edáficas), mostrando una separación no muy clara de los sitios de acuerdo al tipo de bosque, y estuvo representado principalmente por la Materia Orgánica, N total, pH y Arcilla. El CP2 en cambio, explicó solo un 25% y estuvo representado por la Conductividad Eléctrica y la Arena.

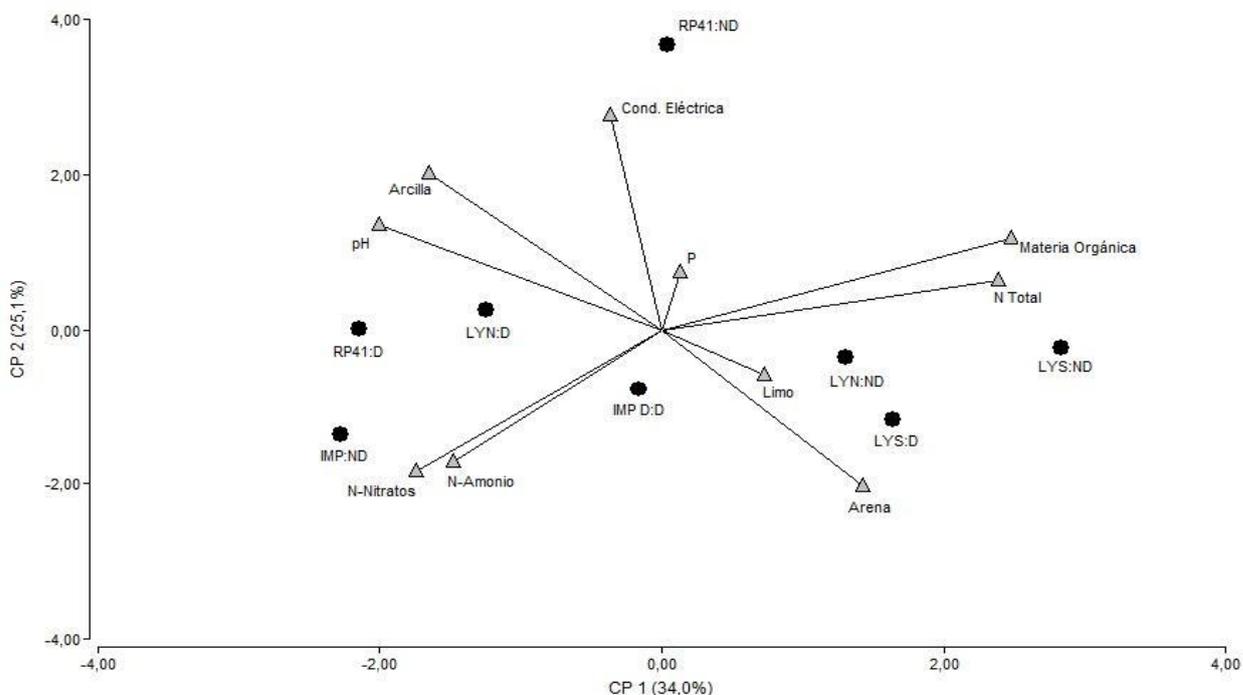


Figura 6. Análisis de componentes principales. RP41 ND y RP41 D, Salta. LYN ND y LYN D, Formosa. LYS ND y LYS D, Formosa. IMP ND e IMP D, Chaco.

Ensayo experimental

*Colonización micorrícica en los plantines de *B. sarmientoi*.*

Los plantines de *B. sarmientoi* no presentaron ninguna de las estructuras típicas que forman los HMA en las raíces de las plantas: arbusculos, hifas ni vesículas en sus raíces, por lo que en condiciones de invernadero la especie en estudio no fue colonizada por los HMA.

DISCUSIÓN

En este trabajo, la composición de las comunidades de hongos micorrícicos arbusculares (HMA) a escala de paisaje, no fue diferente entre tipos de bosque, aunque la riqueza estimada fue mayor en los bosques no degradados.

Por otro lado, *Bulnesia sarmientoi* no presentó colonización micorrícica arbuscular bajo las condiciones de invernadero planteadas. Los resultados de este estudio muestran que el carácter micorrícico de la familia Zygothlyaceae es variable porque incluye especies

micorrícicas y no micorrícicas, tal como fue propuesto previamente (Brundrett, 2017), y el género *Bulnesia* sería no micorrícico.

La riqueza de HMA (52) encontrada en ambos bosques fue alta comparado con los resultados de estudios previos realizados en Argentina, principalmente dentro de la región Chaqueña. Por su parte Grilli et al., (2013), identificaron 12 morfoespecies en un paisaje fragmentado del distrito del Chaco Serrano en la provincia de Córdoba. Más aún, se reportó una riqueza de 26 morfoespecies de HMA en bosques secos de la región pampeana (Irrazabal et al., 2004). En otras partes del mundo se registraron riquezas de 18 morfoespecies en bosques tropicales de México (Aguilar-Fernández et al., 2009), y 28 en bosques de Costa Rica y Nicaragua (Johnson & Wedin, 1997; Picone, 2000). No obstante, la riqueza encontrada en este estudio es similar a la reportada por Zhang et al., (2004) y Stürmer & Siqueira (2011), quienes hallaron riquezas de 44 y 61 morfoespecies de HMA respectivamente, en bosques subtropicales de China y en el Amazonas brasileiro.

A pesar de que la biodiversidad es un concepto que no se puede reducir a un único número (Sarkar, 2002; Magurran, 2004), hay razones que sustentan el uso de la riqueza de especies como un indicador ecológico del estado general de los ecosistemas (Hellmann & Fowler, 1999; Dale & Beyeler, 2001). La cantidad de muestras de suelo en cada tipo de bosque fue suficiente para acercarse a la asíntota en la curva de rarefacción, lo que nos sugiere que el esfuerzo de muestreo fue razonable. No obstante, el estimador no paramétrico Chao2 evidencia que los bosques ND tendrían 10 especies más que los bosques degradados correspondiéndose con lo esperado en la predicción. La estimación de una menor riqueza de esporas de HMA en los bosques degradados sugiere que las actividades antrópicas podrían promover la pérdida de ciertas especies a escala de paisaje. Esto podría implicar, no solo la pérdida de material genético, sino también una menor diversidad funcional de los HMA, lo que podría finalmente impactar en los procesos ecosistémicos en los que estos hongos son relevantes.

Al comparar las variables edáficas entre los tipos de bosque, sólo la concentración de N-Amonio fue mayor en los bosques degradados (D), mientras que N-Nitratos, Limo y Arcilla sólo evidenciaron diferencias entre áreas. El ACP mostró que la distribución de los sitios en base a la composición de las comunidades de HMA, no presentaban una relación clara con el área geográfica ni con los tipos de bosques. En conjunto los resultados muestran que las variaciones en las comunidades de hongos y propiedades físico-químicas del suelo tenían poca relación con la variación geográfica y la degradación de los bosques. Estudios previos en la región, han mostrado que ciertos usos de la tierra (por ej. incendios forestales o fragmentación de los bosques) generan importantes cambios en la estructura de las comunidades vegetales y el paisaje, con importantes efectos sobre las comunidades de HMA (ej. Grilli et al., 2012; Longo et al.,

2014). Sin embargo, cuando los usos no son tan contrastantes suelen no haber diferencias (Hazard et al., 2013; Jansa et al., 2014).

En este estudio se observaron ciertas relaciones significativas entre propiedades del suelo y diversidad de HMA. En general las variables fúngicas se correlacionaron positivamente con la conductividad eléctrica, es decir, con la salinidad del suelo. En el caso de la diversidad y la equitatividad también lo hicieron con el contenido de arena. Mientras que el pH se correlacionó positivamente con la equitatividad y el contenido de amonio lo hizo con la riqueza. En conjunto, los resultados de este estudio sugieren que las comunidades de HMA no se relacionan estrechamente con la distribución geográfica de los sitios ni con el tipo de uso de los bosques, al menos con los niveles de degradación aquí analizados. Las comunidades de HMA más bien se relacionaron con algunas variables edáficas, lo que sugiere la importancia de las características específicas del suelo como factor más influyente de las comunidades al considerar la escala de paisaje (Hazard et al., 2013; Jansa et al., 2014).

CONCLUSIONES

En el presente estudio, la variación de las comunidades de esporas de HMA, no se relacionó con el nivel de degradación de los bosques (medido en función de la cobertura y la fragmentación) ni con la distribución geográfica de los mismos.

Las variables relacionadas con la composición de HMA se correlacionaron significativamente con características edáficas (conductividad eléctrica, pH, contenido de amonio y arena).

En condiciones de invernadero *B. sarmientoi* no estableció simbiosis micorrícica con HMA.

Los resultados de este estudio indican que la degradación de los bosques de *B. sarmientoi* no tendría importantes efectos mediados por los HMA sobre el crecimiento de esta especie arbórea.

REFERENCIAS

- Aguilar-Fernández, M., Jaramillo, V. J., Varela-Fregoso, L., & Gavito, M. E. (2009). Short-term consequences of slash-and-burn practices on the arbuscular mycorrhizal fungi of a tropical dry forest. *Mycorrhiza*, 19(3), 179-186.

- Arispe, R. (2013). Una estimación del uso de los recursos silvestres en la zona del Bosque Chiquitano, Cerrado y Pantanal de Santa Cruz. *Revista Boliviana de Ecología y Conservación Ambiental*, (11).
- Bardgett, R. D., & McAlister, E. (1999). The measurement of soil fungal: bacterial biomass ratios as an indicator of ecosystem self-regulation in temperate meadow grasslands. *Biology and Fertility of Soils*, 29(3), 282-290.
- Benítez, B., Bertoni, S., Gonzalez, F., Céspedes, G. (2008). Uso artesanal de especies vegetales nativas en tobatí, Paraguay. *Aspectos botánicos y socioeconómicos. Rojasiana* 8 (1): 10-25.
- Boddington, C. L., & Dodd, J. C. (2000). The effect of agricultural practices on the development of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi. I. Field studies in an Indonesian ultisol. *Plant and soil*, 218(1-2), 137-144.
- Bridgeland, W. T., Beier, P., Kolb, T., & Whitham, T. G. (2010). A conditional trophic cascade: birds benefit faster growing trees with strong links between predators and plants. *Ecology*, 91(1), 73-84.
- Brundrett, M. C. (2017). Global diversity and importance of mycorrhizal and nonmycorrhizal plants. In *Biogeography of mycorrhizal symbiosis* (pp. 533-556). Springer, Cham.
- Brundrett, M. C., & Tedersoo, L. (2018). Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytologist*, 220(4), 1108-1115.
- Brundrett, M., Abbott, L., & Jasper, D., (1999). Glomalean mycorrhizal fungi from tropical Australia. *Mycorrhiza* 8, 305-314.
- Brundrett, M., Bougher, N., Dell, B., Grove, T., & Malajczuk, N. (1996). *Working with Mycorrhizas in Forestry and Agriculture: Australian Centre for International Agricultural Research*. Canberra, Australia, 344.
- Cardinale, B. J., Matulich, K. L., Hooper, D. U., Byrnes, J. E., Duffy, E., Gamfeldt, L., & Gonzalez, A. (2011). The functional role of producer diversity in ecosystems. *American journal of botany*, 98(3), 572-592.
- Carpenter, F. L., Mayorga, S. P., Quintero, E. G., & Schroeder, M. (2001). Land-use and erosion of a Costa Rican Ultisol affect soil chemistry, mycorrhizal fungi and early regeneration. *Forest Ecology and Management*, 144(1-3), 1-17.
- Casas, R. R., & Michelena, R. O. (1980). La degradación de los suelos y la expansión de la frontera agropecuaria en el Parque chaqueño occidental. *Reunión Nacional para el Estudio de las Regiones Áridas y Semiáridas*. San Luis. AR. 7(11) 25-28.
- Cingolani, A. M., Cabido, M. R., Renison, D., & Solís Neffa, V. (2003). Combined effects of environment and grazing on vegetation structure in Argentine granite grasslands. *Journal of Vegetation Science*, 14(2), 223-232.
- Cofré, N., Urcelay, C., Wall, L. G., Domínguez, L., & Becerra, A. (2018). Arbuscular mycorrhizal colonization potential varies between agricultural practices and the areas of the Pampas region. *Ecología Austral*, 28(03), 581-592.

- Colwell, R. K. (2006). EstimateS: statistical estimation of species richness and shared species from simples, version 8.0.
- Colwell, R. K., & Coddington, J. A. (1994). Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences*, 345(1311), 101-118.
- Dale, V. H., & Beyeler, S. C. (2001). Challenges in the development and use of ecological indicators. *Ecological indicators*, 1(1), 3-10.
- Davison, J., Öpik, M., Zobel, M., Vasar, M., Metsis, M., & Moora, M. (2012). Communities of arbuscular mycorrhizal fungi detected in forest soil are spatially heterogeneous but do not vary throughout the growing season. *PloS One* 7:41938.
- Demaio, P. H., Medina, M., & Karlin, U. O. (2002). Árboles nativos del centro de Argentina.
- Di Rienzo, J. A., Balzarini, M., Casanoves, F., Gonzalez, L., Tablada, M., & Robledo, C. W. (2002). InfoStat profesional. Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina.
- Dumbrell, A. J., Nelson, M., Helgason, T., Dytham, C., & Fitter, A. H. (2010). Relative roles of niche and neutral processes in structuring a soil microbial community. *The ISME journal*, 4(3), 337.
- FAO, (2005). Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.
- Filipov, A. (1994). Medicinal plants of the Pilagá of Central Chaco. *Journal of Ethnopharmacology*, 44(3), 181-193.
- Fundación Biodiversidad (2010). Generación de escenarios locales de cambio climático en parques nacionales para evaluación de impactos.
- Furlan, V., H. Bartschi, and J. A. Fortin. (1980). Media for density gradient extraction of endomycorrhizal spores. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 75: 335–338.
- Gerdemann, J. W., & Nicolson, T. H. (1963). Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Transactions of the British Mycological society*, 46(2), 235-244.
- Giovannetti, M., & Mosse, B. (1980). An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New phytologist*, 489-500.
- Giovannetti, M., Sbrana, C., Avio, L., & Strani, P. (2004). Patterns of below-ground plant interconnections established by means of arbuscular mycorrhizal networks. *New Phytologist*, 164(1), 175-181.
- Gotelli, N. J., & Colwell, R. K. (2001). Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology letters*, 4(4), 379-391.
- Grace, C., & Stribley, D. P. (1991). A safer procedure for routine staining of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Mycological Research*, 95(10), 1160-1162.
- Grigera, M. S., Drijber, R. A., & Wienhold, B. J. (2007). Increased abundance of arbuscular mycorrhizal fungi in soil coincides with the reproductive stages of maize. *Soil Biology and Biochemistry*, 39(7), 1401-1409.

- Grilli, G. (2013). Hongos micorrícicos arbusculares en fragmentos de Bosque Chaqueño: Diversidad y efectos sobre el desarrollo de plantas nativas y exóticas invasoras. Doctorado en Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina, pp. 123.
- Grilli, G., Urcelay, C., Longo, M. S., & Galetto, L. (2014). Mycorrhizal fungi affect plant growth: experimental evidence comparing native and invasive hosts in the context of forest fragmentation. *Plant ecology*, 215(12), 1513-1525.
- Hassink, J., Bouwman, L. A., Zwart, K. B., Bloem, J., & Brussaard, L. (1993). Relationships between soil texture, physical protection of organic matter, soil biota, and C and N mineralization in grassland soils. In *Soil Structure/Soil Biota Interrelationships*. Elsevier, (pp. 105-128).
- Haugen, L. M., & Smith, S. E. (1992). The effect of high temperature and fallow period on infection of mung bean and cashew roots by the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *Plant and Soil*, 145(1), 71-80.
- Hazard, C., Gosling, P., Van Der Gast, C. J., Mitchell, D. T., Doohan, F. M., & Bending, G. D. (2013). The role of local environment and geographical distance in determining community composition of arbuscular mycorrhizal fungi at the landscape scale. *The ISME journal*, 7(3), 498.
- Hellmann, J. J., & Fowler, G. W. (1999). Bias, precision, and accuracy of four measures of species richness. *Ecological applications*, 9(3), 824-834. .
- Hoeksema, J. D., Chaudhary, V. B., Gehring, C. A., Collins Johnson, N., Karst, J., Koide, R. T., Pringle, A., Zabinski, C., Bever, J. D., Moore, J. C., Wilson, G. W. T., Klironomos, J. N., & Umbanhowar, J. (2010). A meta-analysis of context-dependency in plant response to inoculation with mycorrhizal fungi. *Ecology Letters* 13:394–407.
- IPCC (2007). IPCC, Ginebra, Suiza.
- Irrazabal, G., Velázquez, S., & Cabello, M. N. (2004). Infectividad y diversidad de hongos micorrícicos arbusculares de la rizosfera de los talares de Magdalena, provincia de Buenos Aires, Argentina. *Boletín Micológico*, 19:49–57.
- Jackson, M. L., & Beltrán, J. (1964). Análisis químico de suelos. Barcelona: Omega, 631.41 J335 1982.
- Jansa, J., Erb, A., Oberholzer, H. R., Šmilauer, P., & Egli, S. (2014). Soil and geography are more important determinants of indigenous arbuscular mycorrhizal communities than management practices in Swiss agricultural soils. *Molecular Ecology*, 23(8), 2118-2135.
- Jansa, J., Oberholzer, H. R., & Egli, S. (2009). Environmental determinants of the arbuscular mycorrhizal fungal infectivity of Swiss agricultural soils. *European Journal of Soil Biology*, 45(5-6), 400-408.
- Johnson, N. C., & Wedin, D. A. (1997). Soil carbon, nutrients, and mycorrhizae during conversion of dry tropical forest to grassland. *Ecological Applications* 7:171–182.
- Jones, M. D., & Smith, S.E. (2004). Exploring functional definitions of mycorrhizas: Are mycorrhizas always mutualisms? *Canadian Journal of Botany* 82:1089–1109.

- Khan, A. G. (1974). The occurrence of mycorrhizas in halophytes, hydrophytes and xerophytes, and of Endogone spores in adjacent soils. *Microbiology*, 81(1), 7-14.
- Koide, R. T., & Li, M. (1989). Appropriate controls for vesicular–arbuscular mycorrhiza research. *New Phytologist*, 111(1), 35-44.
- Leal, P. L., Siqueira, J. O., & Stürmer, S. L. (2013). Switch of tropical Amazon forest to pasture affects taxonomic composition but not species abundance and diversity of arbuscular mycorrhizal fungal community. *Applied Soil Ecology*, 71, 72-80.
- Leitao, A. B., & Ahern, J. (2002). Applying landscape ecological concepts and metrics in sustainable landscape planning. *Landscape and urban planning*, 59(2), 65-93.
- Longo, S., Nouhra, E., Goto, B. T., Berbara, R. L., & Urcelay, C. (2014). Effects of fire on arbuscular mycorrhizal fungi in the Mountain Chaco Forest. *Forest Ecology and Management*, 315, 86-94.
- Lugo, M. A., & Cabello, M. N. (2002). Native arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) from mountain grassland (Córdoba, Argentina) I. Seasonal variation of fungal spore diversity. *Mycologia*, 94(4), 579-586.
- Lugo, M. A., & Cabello, M. N. (2005). Arbuscular mycorrhizas in the *Larrea divaricata* scrubland of the arid “Chaco”, Central Argentina. *Journal of Agricultural Technology*, 1(1), 163-178.
- Lugo, M. A., Kurt, O. R., Menoyo, E., Crespo, E. M., & Urcelay, C. (2015). Plant functional traits and phylogenetic relatedness explain variation in associations with root fungal endophytes in an extreme arid environment. *Mycorrhiza*, 25, 85–95.
- Magurran, A. (2004). *Measuring Biological Diversity*. Oxford, RU: Blackwell Publishing. “Treefalls and the distribution of. ica de Costa Rica, 9(1), 17.
- Magurran, A. E. (1988). *Ecological diversity and its measurement*. Princeton university press. (pp. 1-5).
- Martínez, G. J. (2011). Uso de plantas medicinales en el tratamiento de afecciones transmitidas por el agua en una comunidad toba (qom) del Impenetrable (Chaco, Argentina): Una perspectiva etnoecológica y sanitaria. *Bonplandia*, 329-352.
- McGonigle, T.P., Miller, M.H., (2000). The inconsistent effect of soil disturbance on colonization of roots by arbuscular mycorrhizal fungi: a test of the inoculum density hypothesis. *Applied Soil Ecology* 14, 147-155.
- MEA (2005). *World Resources Institute*, Washington, DC.
- Mereles, F., & Pérez de Molas, L. (2008). *Bulnesia sarmientoi* Lorentz ex Griseb.(Zygophyllaceae): estudio de base para su inclusión en el Apéndice II de la Convención CITES. *Rev. Soc. Cient. Paraguay Tercera Época*, 13, 107-124.
- Morello, J. H., Rodríguez, A. F., & Silva, M. (2009). Clasificación de ambientes en áreas protegidas de las ecorregiones del Chaco húmedo y Chaco seco. *El Chaco sin bosques: la Pampa o el desierto del futuro*. pp, 53-91.

- Morello, J., Matteucci, S. D., Rodriguez, A. F., & Silva, M. E. (2012). Ecorregiones y complejos Ecosistémicos de Argentina. Orientación Gráfica Editora, Buenos Aires.
- Morton, J. B., Bever, J. D., & Pflieger, F. L. (1997). Taxonomy of *Acaulospora gerdemanni* and *Glomus leptotichum*, synanamorphs of an arbuscular mycorrhizal fungus in Glomales. *Mycological Research*, 101(5), 625-631.
- Nelson, D. W., & Sommers, L. (1982). Total carbon, organic carbon, and organic matter 1. Methods of soil analysis. Part 2. Chemical and microbiological properties, (methodsofsoilan2), 539-579.
- Newbold, T., Hudson, L. N., Hill, S. L., Contu, S., Lysenko, I., Senior, R. A., & Day, J. (2015). Global effects of land use on local terrestrial biodiversity. *Nature*, 520(7545), 45.
- Oehl, F., Laczko, E., Bogenrieder, A., Stahr, K., Bösch, R., van der Heijden, M., & Sieverding, E. (2010). Soil type and land use intensity determine the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Soil Biology and Biochemistry*, 42(5), 724-738.
- Omar, M. B. (1979). A permanent mounting medium for fungi. *Bull Br Mycol Soc*, 13, 31-32.
- Perez, M., & Urcelay, C. (2009). Differential growth response to arbuscular mycorrhizal fungi and plant density in two wild plants belonging to contrasting functional types. *Mycorrhiza*, 19(8), 517-523.
- Picone, C. (2000). Diversity and abundance of arbuscular-mycorrhizal fungus spores in tropical forest and pasture. *Biotropica* 32:734–750.
- Quiroga, R., Arrázola, S., & Tórriz, E. (2009). Diversidad florística medicinal y usos locales en el pueblo Weenhayek de la Provincia Gran Chaco, Tarija-Bolivia. *Revista Boliviana de Ecología y Conservación Ambiental*, 25, 25-39.
- Renison, D., Hensen, I., & Cingolani, A. M. (2004). Anthropogenic soil degradation affects seed viability in *Polylepis australis* mountain forests of central Argentina. *Forest Ecology and Management*, 196(2-3), 327-333.
- Sala, O. E., Chapin, F. S., Armesto, J. J., Berlow, E., Bloomfield, J., Dirzo, R., & Leemans, R. (2000). Global biodiversity scenarios for the year 2100. *science*, 287(5459), 1770-1774.
- Sarkar, S., & Margules, C. (2002). Operationalizing biodiversity for conservation planning. *Journal of biosciences*, 27(4), 299-308.
- SAyDS (2007). Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable de la Nación. Buenos Aires, Argentina.
- Scarpa, G. F. (2000). Plants employed in traditional veterinary medicine by the criollos of the Northwestern Argentine Chaco. *Darwiniana*, 253-265.
- Sieverding, E., (1991). Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit, GTZ No 224. Eschborn.
- Smith, F. A., & Smith, S. E. (2011). What is the significance of the arbuscular mycorrhizal colonisation of many economically important crop plants?. *Plant and Soil*, 348(1-2), 63.
- Smith, S. E., & Read, D. J. (2010). *Mycorrhizal symbiosis*. Academic press. Ltd, London.

- Soterias, F., Grilli, G., Cofré, N., Marro, N., & Becerra, A. (2015). Arbuscular mycorrhizal fungal composition in high montane forests with different disturbance histories in Central Argentina. *Applied Soil Ecology*, 85, 30–37.
- Spatafora, J. W., Chang, Y., Benny, G. L., Lazarus, K., Smith, M. E., Berbee, M. L., & James, T. Y. (2016). A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. *Mycologia*, 108(5), 1028-1046.
- Staffeldt, E.E., & Vogt, K.B. (1974). *Mycorrhizae of Desert*. Biome Research Memo. Utah State University, Logan, UT. USA: 7.
- Stürmer, S. L., & Siqueira, J. O. (2011). Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in Western Brazilian Amazon. *Mycorrhiza*, 21(4), 255-267.
- Thompson, I. D., Okabe, K., Tylianakis, J. M., Kumar, P., Brockerhoff, E. G., Schellhorn, N. A., & Nasi, R. (2011). Forest biodiversity and the delivery of ecosystem goods and services: translating science into policy. *BioScience*, 61(12), 972-981.
- Thompson, I., Mackey, B., McNulty, S., & Mosseler, A. (2009). Forest resilience, biodiversity, and climate change. In Secretariat of the Convention on Biological Diversity, Montreal. Technical Series no. 43. 1-67.
- Turner, W., Leitner, W., & Rosenzweig, M. (2001). WS2M. Software for the measurement and analysis of species diversity (Software and User's Manual).
- Urcelay, C., Longo, S., Geml, J., & Tecco, P. A. (2019). Can arbuscular mycorrhizal fungi from non-invaded montane ecosystems facilitate the growth of alien trees?. *Mycorrhiza*, 29(1), 39-49.
- Van Der Heijden, M. G., Klironomos, J. N., Ursic, M., Moutoglis, P., Streitwolf-Engel, R., Boller, T., & Sanders, I. R. (1998). Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature*, 396(6706), 69.
- Van der Heijden, M.G.A., Bardgett, R.D. & van Straalen, N.M. (2008). The unseen majority: soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. *Ecology Letters*, 11, 296–310.
- Varma, A. (1999). Functions and application of arbuscular mycorrhizal fungi in arid and semi-arid soils. In *Mycorrhiza* (pp. 521-556). Springer, Berlin, Heidelberg.
- Viveros Cabaña, P. D. (2005). Proyecto de gestión de recursos nativos para la forestación, reforestación y enriquecimiento de bosque con Palo Santo (*Bulnesia sarmientoi*), en área de distribución de la especie. Campo Ampú y Quenjaclói Cooperative Agreement-N° 526-00-A-00-00125-00.
- Waller, T., Barros, M., Draque, J., & Micucci, P. (2012). Conservation of the Palo Santo tree, *Bulnesia sarmientoi* Lorentz ex Griseb, in the South America Chaco Region. *Medicinal Plant Conservation*, 15, 4-9.
- Wilson, G. W., & Hartnett, D. C. (1997). Effects of mycorrhizae on plant growth and dynamics in experimental tallgrass prairie microcosms. *American Journal of Botany*, 478-482.

- Zhang, Y., Guo, L.D. & Liu, R.J. (2004). Survey of arbuscular mycorrhizal fungi in deforested and natural forest land in the subtropical region of Dujiangyan, southwest China. *Plant and Soil*, 261, 257–263.

ANEXO



Figura 1. Fotos de los sitios analizados. 1)- RP41 ND. 2) RP41 D. 3) LYN ND. 4) LYN D. 5) LYS ND. 6) LYS D. 7) IMP ND. 8) IMP D.

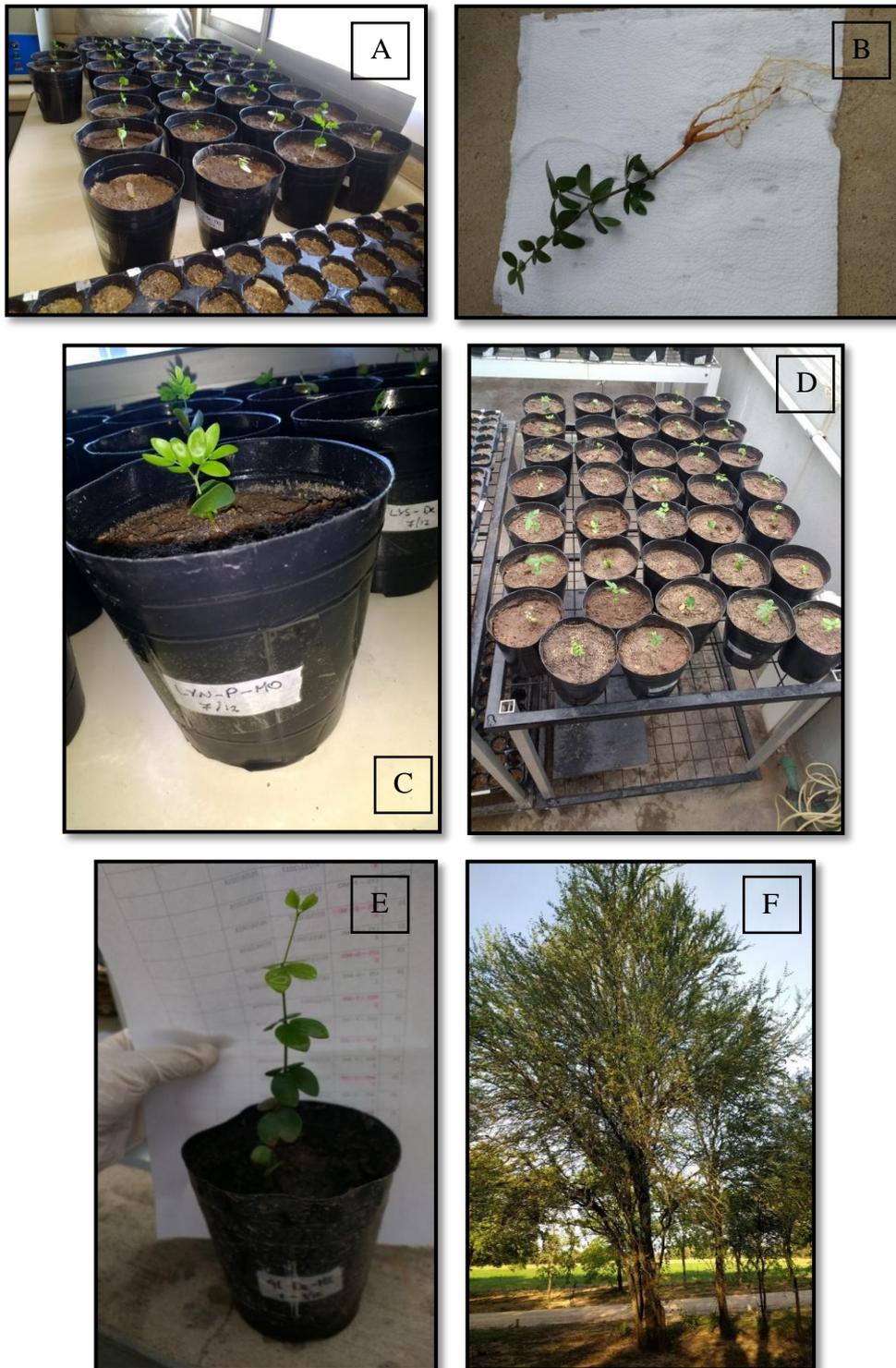


Figura 2. A) Traspaso de plantines a macetas de 500 cm³. B) Plantin de *B. sarmientoi* con la parte aérea y radical. C) Plantin de *B. sarmientoi* de con 2 hojas verdaderas más sus cotiledones. D) Experimento en invernadero. E) Plantin de *B. sarmientoi* de 140 días. F) Árbol de *B. sarmientoi* en su hábitat natural.

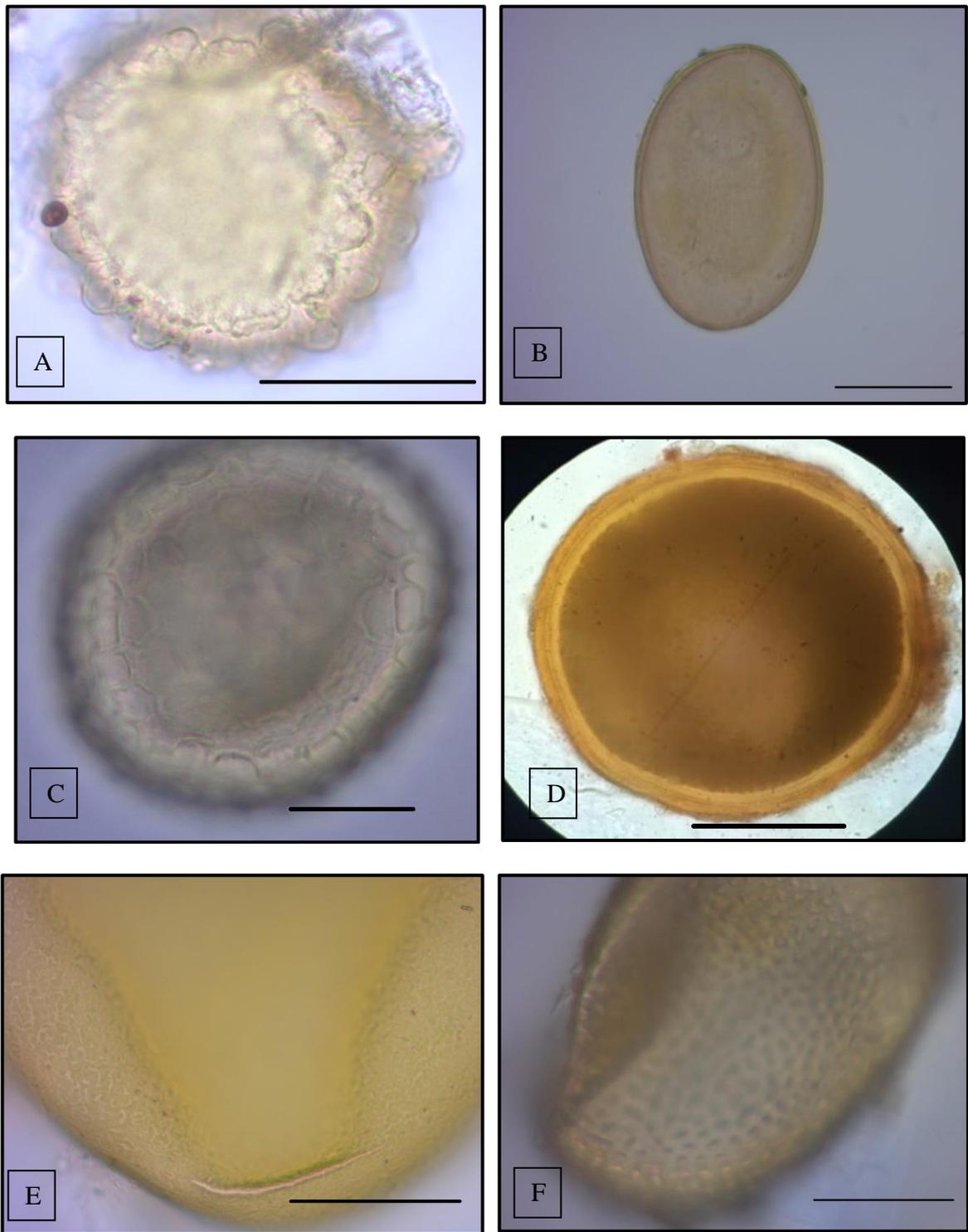


Figura 3: Morfoespecies identificadas en este estudio: A) *Acaulospora brasiliensis*. B) *Acaulospora delicata*. C) *Acaulospora excavata*. D) *Acaulospora mellea*. E) *Acaulospora rehmi*. F) *Acaulospora scrobiculata*. —50 μm .

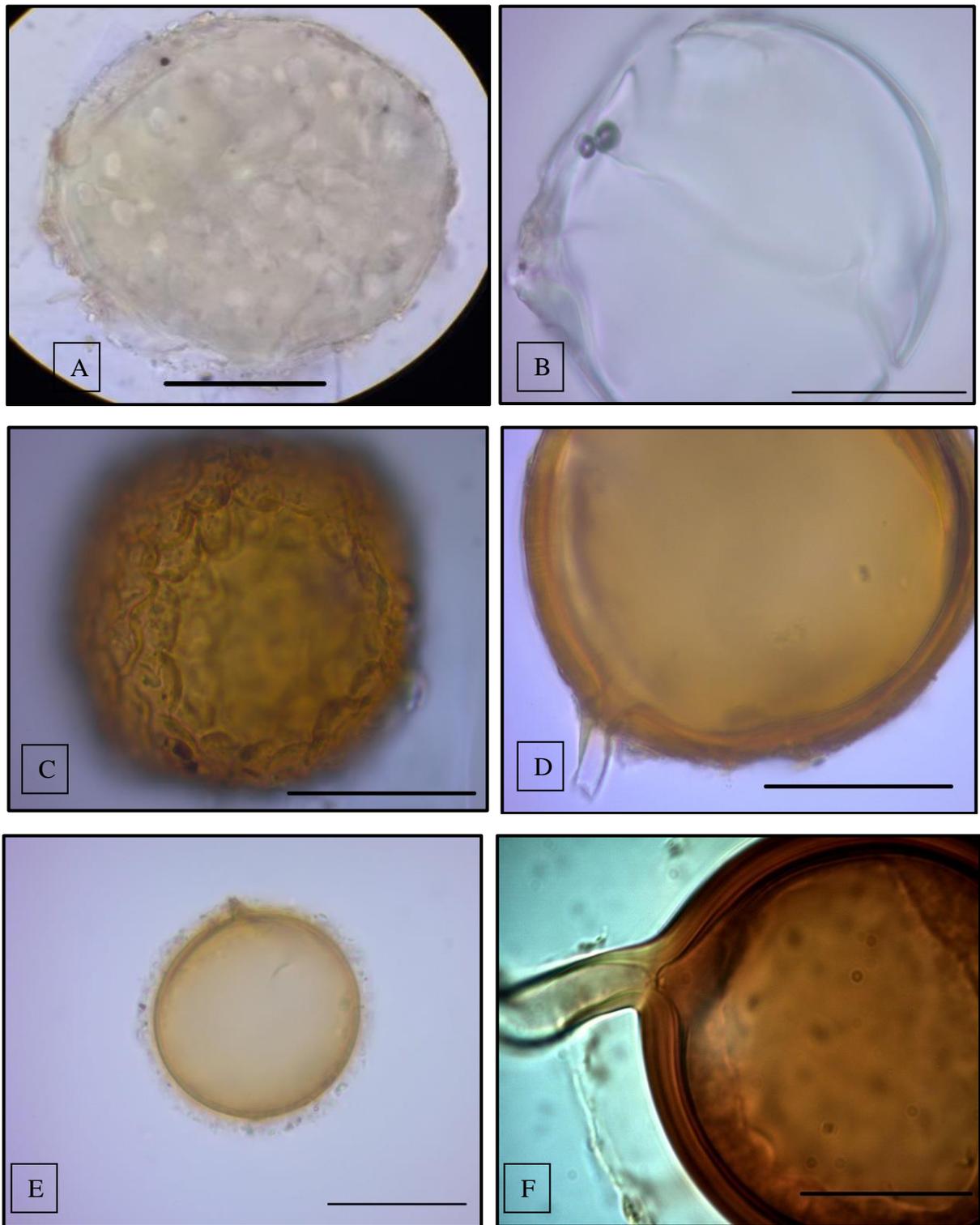


Figura 4: Morfoespecies identificadas en este estudio: A) *Ambispora leptoticha*. B) *Archaeospora trappei*. C) *Archaeospora undulata*. D) *Claroideoglopus etunicatum*. E) *Claroideoglopus lamellosum*. F) *Claroideoglopus luteum*. — 50 μm .

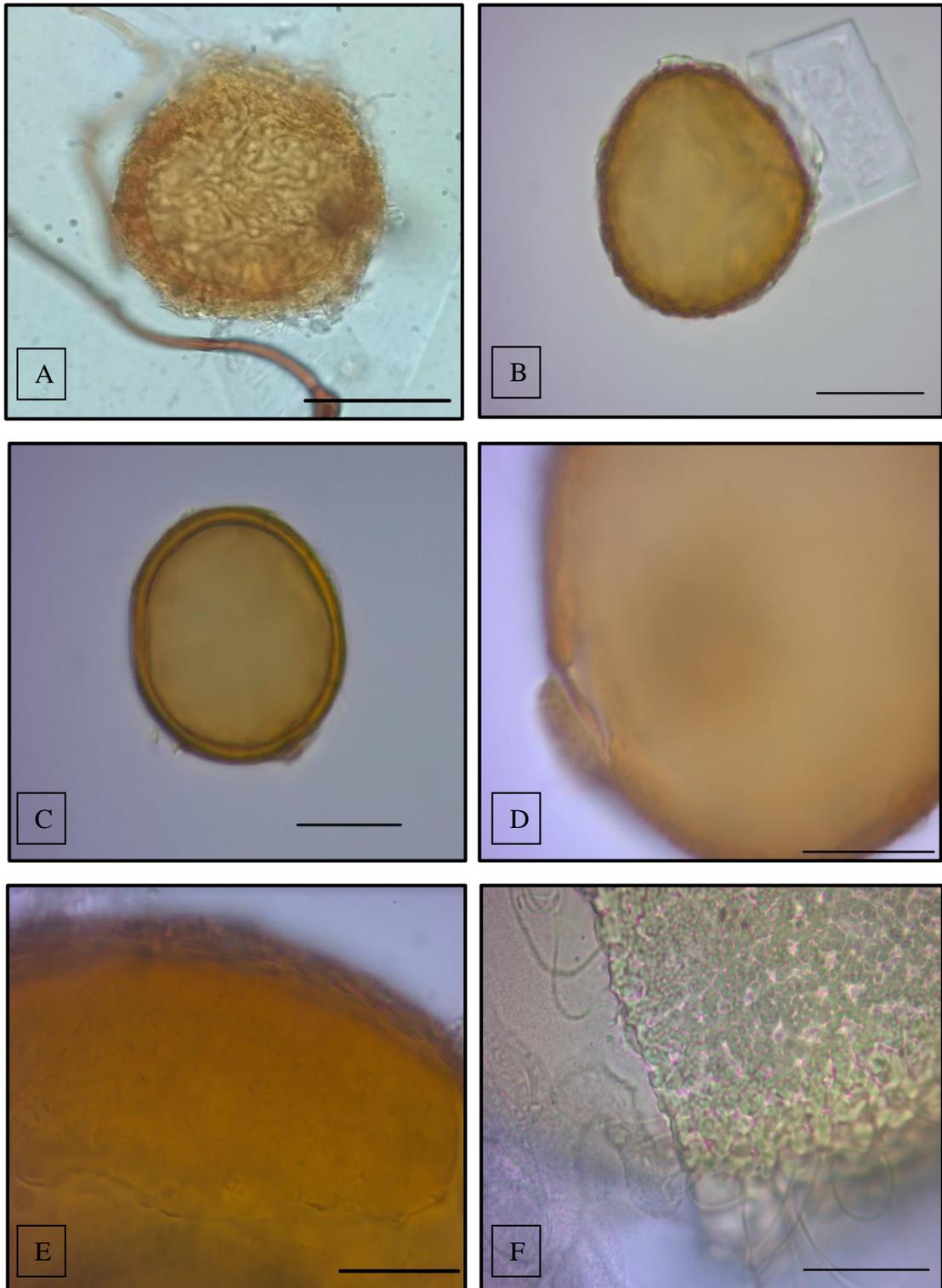


Figura 5: Morfoespecies identificadas en este estudio: A) *Corymbiglomus tortuosum*. B) *Diversispora epigea*. C) *Diversispora pustulata* D) *Entrophospora infrequens*. E) *Dentiscutata heterogama* F) *Racocetra pérsica*. — 50 μm .

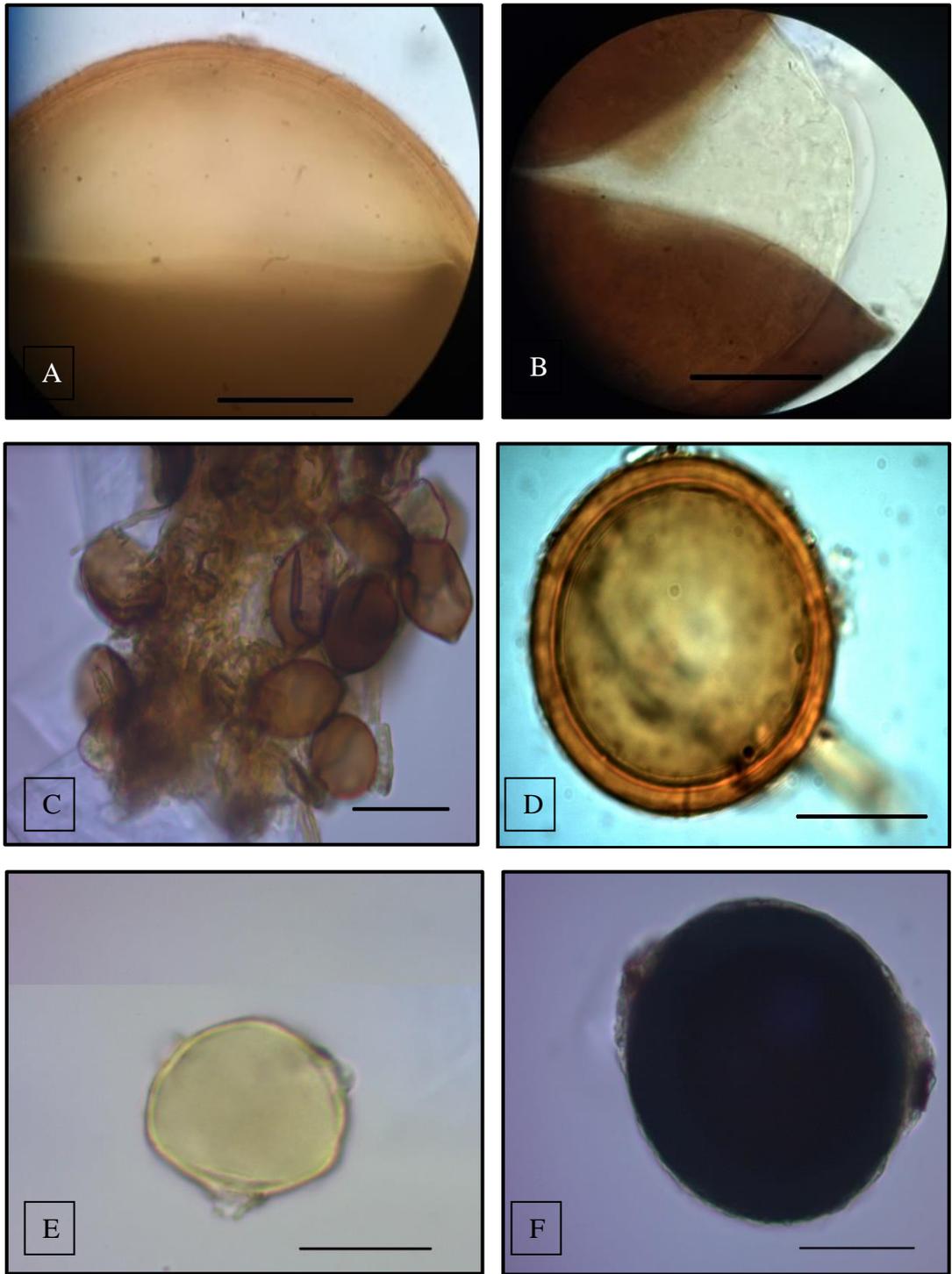


Figura 6: Morfoespecies identificadas en este estudio: A) *Racocetra sp. 1*. B) *Scutellospora aurigloba*. C) *Dominikia aurea*. D) *Funneliformis geosporus*. E) *Glomus hoi*. F) *Glomus sp. 1*. — 50 μm .

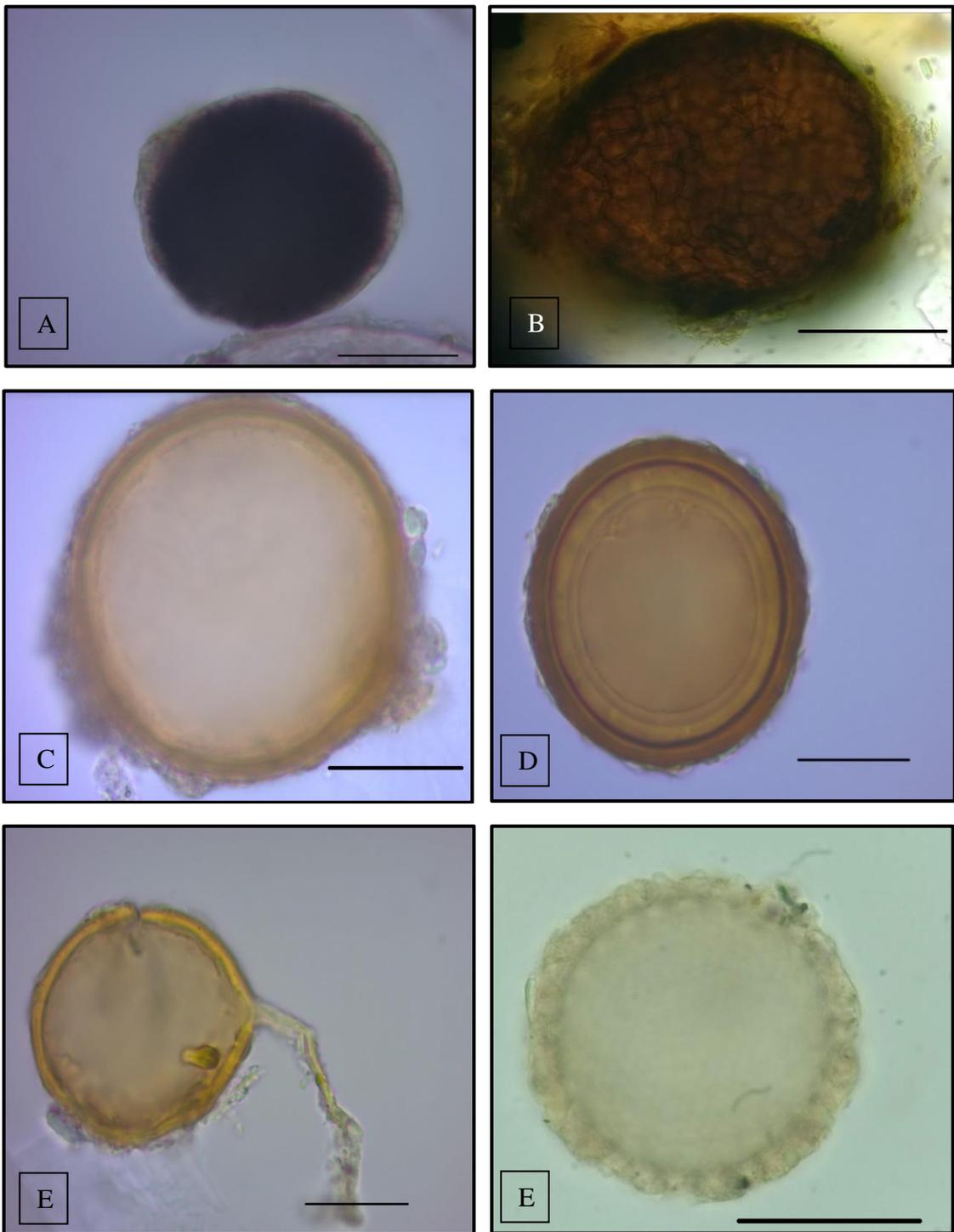


Figura 7: Morfoespecies identificadas en este estudio: A) *Glomus* sp. 2. B) *Glomus* sp. 3. C) *Glomus* sp. 4. D) *Glomus* sp. 5. E) *Glomus* sp. 6. F) *Glomus* sp. 7. — 50 μm .

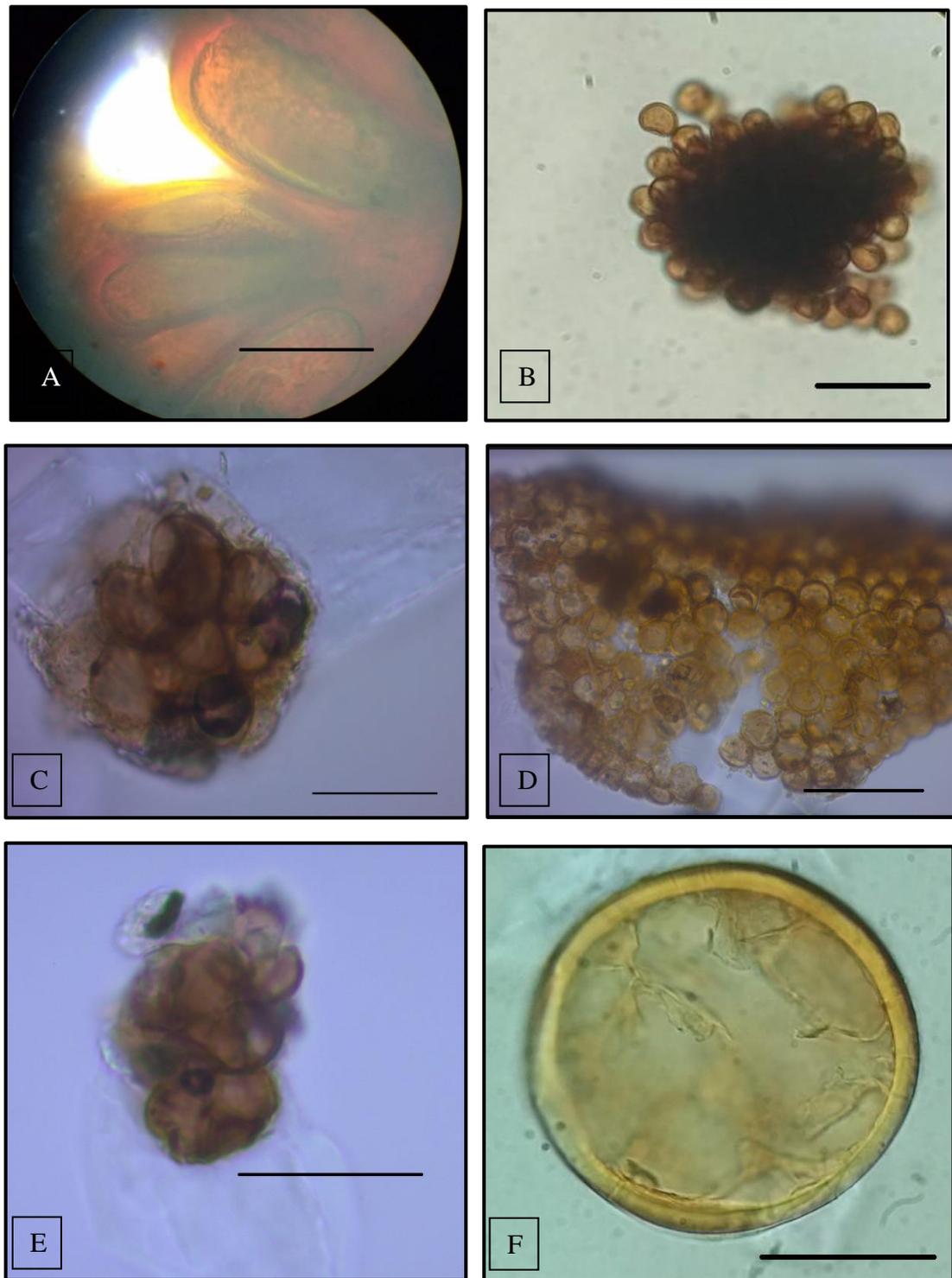


Figura 8: Morfoespecies identificadas en este estudio: A) *Sclerocystis clavispora*. B) *Glomus glomerulatum*. C) *Glomus macrocarpum*. D) *Rhizoglomus microaggregatum*. E) *Rhizophagus aggregatus*. F) *Rhizophagus clarus*. — 50 μ m.

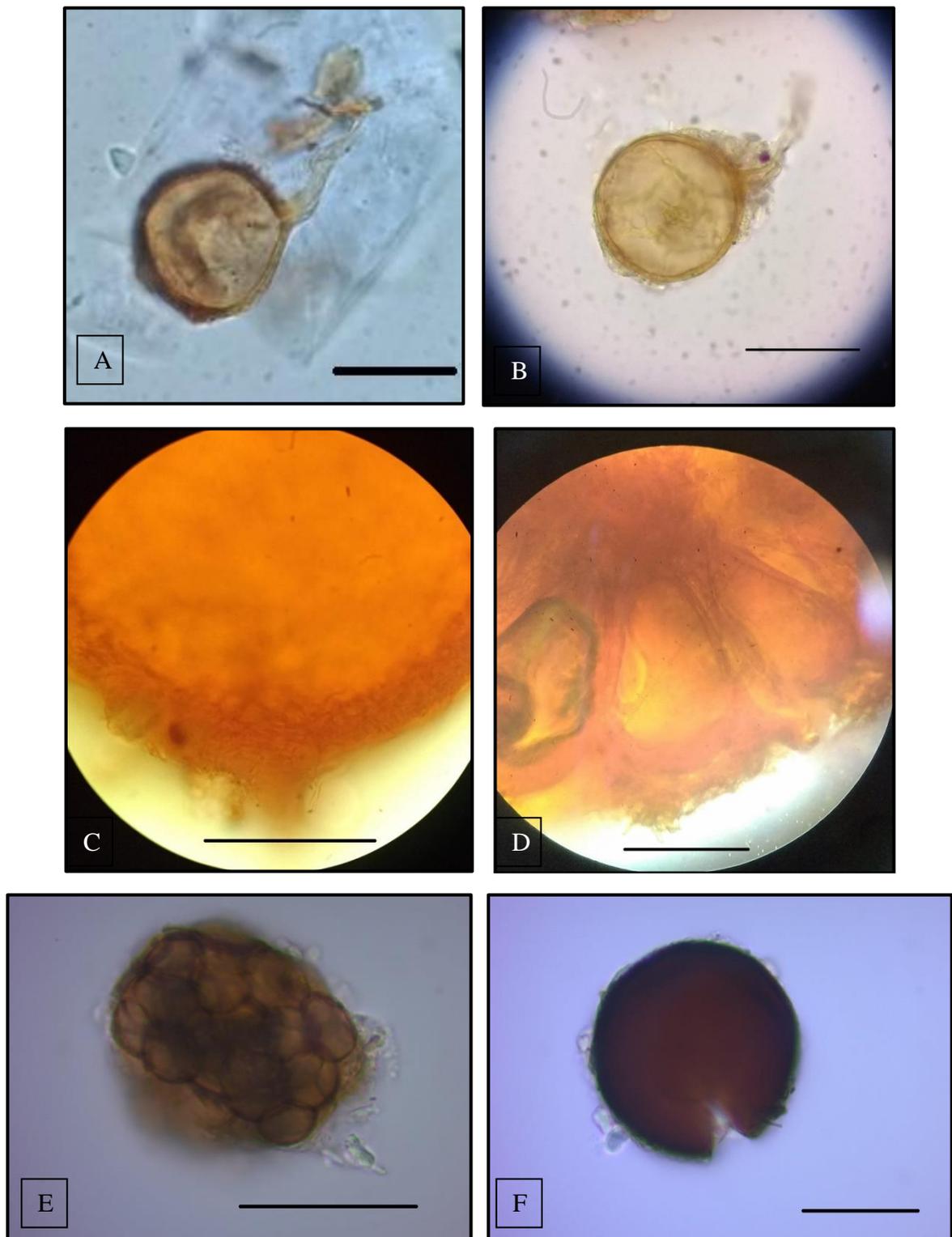


Figura 9: Morfoespecies identificadas en este estudio: A) *Rhizophagus fasciculatum*. B) *Rhizophagus intraradices*. C) *Sclerocystis sinuosa*. D) *Sclerocystis taiwanensis*. E) *Sclerocystis rubiforme*. F) *Septoglomus constrictum*. — 50 μm .

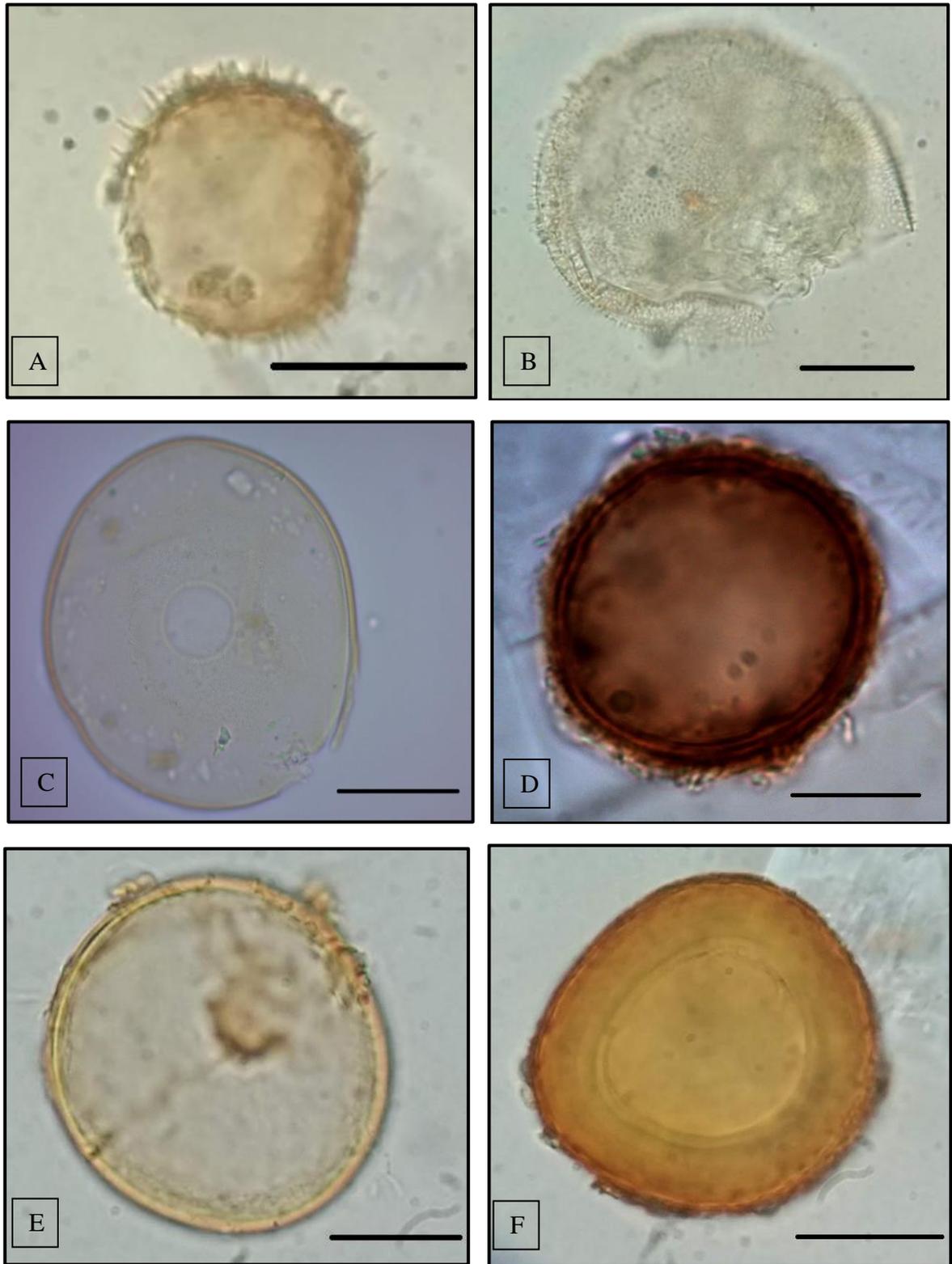


Figura 10: Morfoespecies identificadas en este estudio: A) *Tricispora nevadensis*. B) *Pacispora chimonobambusae*. C) *Pacispora scitillans* D) *Pacispora* sp. 1. E) *Pacispora* sp. 2. F) *Pacispora* sp. 3. — 50 μ m.

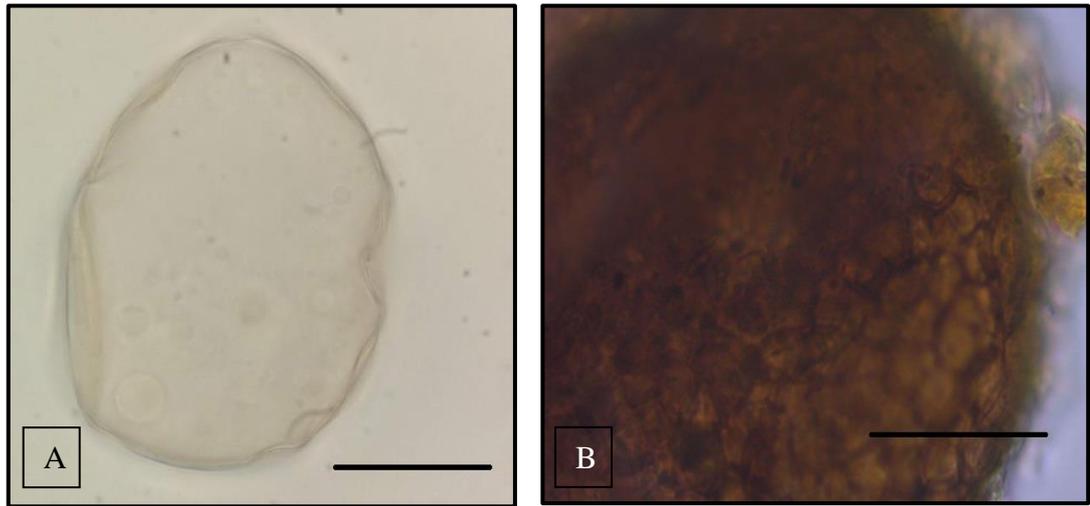


Figura 10: Morfoespecies identificadas en este estudio: A) *Pacispora* sp. 4. B) *Paraglomus bolivianum*. — 50 μ m.