

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**

**ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL SEDE**

**JAÉN**



**HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EN CAMBIO DE USO  
DE SUELO EN EL BOSQUE DE HUAMANTANGA PROVINCIA DE  
JAÉN-PERÚ**

**TESIS**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERO  
FORESTAL**

**PRESENTADO POR EL BACHILLER:**

**JHONATAN ARNALDO RIVERA MUNDACA**

**Asesora:**

**Blga. Mtblga.M.C. MARCELA N. ARTEAGA CUBA**

**JAÉN -PERÚ**


**2024**



## CONSTANCIA DE INFORME DE ORIGINALIDAD

1. Investigador:  
Jhonatan Arnaldo Rivera Mundaca  
DNI: 46415186  
Escuela Profesional/Unidad UNC:  
Ingeniería Forestal
2. Asesor:  
Blga. Mtblga. M.C. Marcela Nancy Arteaga Cuba.  
Facultad/Unidad UNC:  
Ingeniería Forestal
3. Grado académico o título profesional  
 Bachiller     Título profesional     Segunda especialidad  
 Maestro     Doctor
4. Tipo de Investigación:  
 Tesis     Trabajo de investigación     Trabajo de suficiencia profesional  
 Trabajo académico
5. Título de Trabajo de Investigación:  
HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EN CAMBIO DE USO DE SUELO  
EN EL BOSQUE DE HUAMANTANGA PROVINCIA DE JAÉN - PERÚ
6. Fecha de evaluación: 13/07/2024
7. Software antiplagio:  TURNITIN     URKUND (ORIGINAL) (\*)
8. Porcentaje de Informe de Similitud: 16 %
9. Código Documento: oid: 3117:366064680
10. Resultado de la Evaluación de Similitud:  
 APROBADO     PARA LEVANTAMIENTO DE OBSERVACIONES O DESAPROBADO

Fecha Emisión: 09/10/2024

<i>Firma y/o Sello Emisor Constancia</i>
 Blga. Mtblga. M.C. Marcela Nancy Arteaga Cuba. DNI N° 27671665



## ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

En la ciudad de Jaén, el día **cuatro** del mes de **marzo** del año dos mil veinticuatro, se reunieron en el **Ambiente de la Sala de Docentes de Ingeniería Forestal- Filial Jaén**, los miembros del Jurado designados por el Consejo de Facultad de Ciencias Agrarias, según Resolución de Consejo de Facultad N°010- 2024-FCA-UNC , de fecha 15 de enero del 2024, con el objeto, de evaluar la sustentación del trabajo de Tesis titulado: "**HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EN CAMBIO DE USO DE SUELO EN EL BOSQUE DE HUAMANTANGA PROVINCIA DE JAÉN-PERÚ**", ejecutado por el Bachiller en Ciencias Forestales, **Don JHONATAN ARNALDO RIVERA MUNDACA**, para optar el Título Profesional de **INGENIERO FORESTAL**.

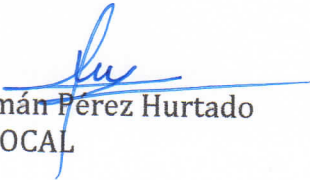
A las **ocho** horas y **cero** minutos, de acuerdo a lo estipulado en el Reglamento respectivo, el Presidente del Jurado dio por iniciado el evento, invitando al sustentante a exponer su trabajo de Tesis y, luego de concluida la exposición, el jurado procedió a la formulación de preguntas. Concluido el acto de sustentación, el Jurado procedió a deliberar, para asignarle la calificación. Acto seguido, el Presidente del Jurado anunció la **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD** con el calificativo de **quince (15)**; por tanto, el Bachiller queda expedito para el inicio de los trámites, para que se le otorgue el Título Profesional de Ingeniero Forestal.

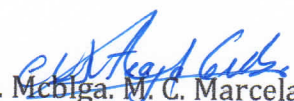
A las **nueve** horas y **treinta** minutos del mismo día, el Presidente del Jurado dio por concluido el acto.

Jaén, 04 de marzo de 2024.

  
Dr. Segundo Primitivo Vaca Marquina  
PRESIDENTE

  
Ing. M. Sc. Francisco Fernando Aguirre de los Ríos  
SECRETARIO

  
Ing. M. Sc. Germán Pérez Hurtado  
VOCAL

  
Blga. M. C. Marcela N. Arteaga Cuba  
ASESOR

## **DEDICATORIA**

A Dios todopoderoso, por darme la vida y darme la fortaleza necesaria para seguir siempre adelante.

A mis padres, por brindarme todo su apoyo y por ser un ejemplo a seguir, los amo.

A mi sobrina Valentina, por ser una gran motivación, gracias por tu comprensión y por tu tiempo.

## **AGRADECIMIENTO**

A mis padres Dora Mundaca Gonzales que, con el amor incondicional de madre, has sabido guiar mis pasos hacia caminos de bien y Segundo Rivera Nevado, siempre me brindaste tu apoyo y me animas a seguir adelante.

A mi asesora Bióloga Marcela Arteaga Cuba, por su gran ayuda y excelente profesionalismo.

A mi hermano James Rivera Mundaca por su gran apoyo brindado en todo el proceso y cada momento.

A mis amigos Alex Vergara y Jean Toro que me han brindado todo su apoyo y animado en todo momento.

## ÍNDICE DE CONTENIDO

DEDICATORIA .....	2
AGRADECIMIENTO .....	3
ÍNDICE DE TABLAS .....	6
ÍNDICE DE FIGURAS.....	7
RESUMEN.....	8
ABSTRACT.....	9
CAPÍTULO I: INTRODUCCION .....	10
CAPÍTULO II: REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	13
2.1. <i>Antecedentes de la investigación</i> .....	13
2.2. <i>Bases teóricas</i> .....	16
2.3. <i>Conceptos básicos</i> .....	26
CAPÍTULO III: MARCO METODOLÓGICO .....	27
3.1. <i>Localización</i> .....	27
3.2. <i>Tipo y diseño de la investigación</i> .....	28
3.2.1. <i>Matriz de operacionalización de variables</i> .....	28
3.2.2. <i>Población, muestra y unidad de análisis</i> .....	28
3.2.3. <i>Fuentes, técnicas e instrumentos de recolección de datos</i> .....	29
3.2.4. <i>Técnicas de procesamiento y análisis de datos (indicar tipo de análisis y software/programa estadístico a usar)</i> .....	29
3.3. <i>Materiales y procedimiento</i> .....	29

CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	34
4.1. Resultados .....	34
4.1.1. Análisis de suelo.....	34
4.1.2. Densidad de esporas .....	35
4.1.2. Colonización de hifas en el suelo de los cultivos evaluados.....	37
4.1.3. Identificación de géneros y especies de micorrizas en el suelo de las coberturas evaluadas.....	39
4.2. Discusión.....	45
CAPÍTULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....	49
5.1. Conclusiones .....	49
5.2. Recomendaciones .....	49
CAPÍTULO VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	51

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Análisis del suelo evaluado según cada cobertura .....	34
Tabla 2 Numero de esporas en 1g de suelo.....	35
Tabla 3 Análisis de varianza de la densidad de esporas en los puntos de muestreo .....	36
Tabla 4 Colonización de hifas, vesículas y arbusculos .....	37
Tabla 5 Identificación de micorrizas en el suelo de las coberturas evaluadas .....	39



## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Estructuras intra-radicales y extra-radicales formadas por los hongos micorrízicos arbusculares.....	19
Figura 2. <i>Clasificación filogenética del phylum Glomeromycota</i> .....	23
Figura 3. <i>Ubicación del área de estudio</i> . ....	27
Figura 3 <i>Parámetros de suelo evaluados</i> .....	34
Figura 5 <i>Promedio de esporas por 1g en el suelo de cada cobertura evaluada</i> .....	36
Figura 6 <i>Colonización de hifas, vesículas y arbusculos</i> .....	37
Figura 7 <i>Vesículas e hifas vistas a microscopio</i> . ....	38
Figura 8 <i>Identificación morfológica de micorrizas en el suelo de bosque</i> .....	40
Figura 9 <i>Identificación morfológica de micorrizas en el suelo de pastos</i> .....	42
Figura 10 <i>Identificación morfológica de micorrizas en el suelo de cultivo</i> .....	44

## RESUMEN

El cambio de uso de los suelos es algo que en los últimos años se ha incrementado debido a los nuevos requerimientos que tiene el ser humano para el desarrollo de sus actividades, esto hace que con el tiempo se degrade el suelo y se pierda microbiota; por lo que el objetivo fue evaluar los hongos micorrízicos arbusculares en el cambio de uso de suelo en el bosque Huamantanga provincia de Jaén región Cajamarca. La metodología fue selección tres tipos de cobertura dentro del ámbito de estudio (Bosque, pastos y cultivos), se colectaron muestras de suelo de 1 kg en cada uno de ellos, estas muestras fueron procesadas en el laboratorio para separar las esporas del suelo, luego se evaluó la morfología de las esporas y se determinó el porcentaje de colonización en hifas, para esto se empleó la técnica de Gerdemann & Nicolson (1962) y Walker (1967). Los resultados obtenidos indican que en 100 g de suelo de bosque se encontró 8852 esporas, en suelo de cultivo 5656 esporas y en suelo de pasto 7432 esporas; además, los morfotipos identificados en el suelo de bosque pertenecen al género *Entrophospora* y *Glomus*, en el suelo de pasto al género *Glomus* y en el suelo de cultivo a los géneros *Entrophospora* y *Glomus*. En cuanto a la colonización en suelos de bosque se obtuvo 42.32 %, en suelo de cultivo 35.96 % y en suelo de pasto 38.94 %. La colonización por vesículas, en suelo de bosque se obtuvo 33.28 %, en suelo de cultivo 29.2 % y el suelo de pasto 31.89 %; y la colonización por arbusculos, en suelo de bosque obtuvo 0.906 %, el suelo de cultivo 0.612 % y el suelo de pasto 0.742 %. Se concluye que los suelos de bosque y pastos presentan mayor cantidad de hongos micorrízicos en comparación con el suelo de cultivo.

Palabras clave: Hongos micorrízicos, Uso de suelos, Bosque, Cultivo, Pasto.

## ABSTRACT

In this investigation, mycorrhizal fungi were evaluated in change of land use in the Huamantanga forest, Jaén province, Cajamarca region, for which three types of coverage were located within the conservation areas, which were Forest, pastures and crops. , in these types of coverage, 1 kg soil samples and soil roots were collected, the samples were taken to the laboratory to separate the spores from the soil, then the morphology of the spores was evaluated and the percentage of colonization was determined. The results obtained indicate that in 100 g of soil the forest cover on average was found 8852, the crop cover 5656 spores were found and in the grass cover 7432 spores were found; In addition, 6 morphotypes belonging to the Entrophospora and Glomus genera were identified in the forest floor, 6 morphotypes of the Glomus genus were found in the pasture soil, and 6 morphotypes of the Entrophospora and Glomus genera were identified in the cultivated soil; In addition, the colonization by hyphae in the forest floor obtained 42.32 % colonization, the cultivation soil had 35.96 % and the pasture soil had 38.94 %; On the other hand, in terms of vesicles, the forest floor obtained 33.28 % colonization, the cultivation soil had 29.2 % and the grass soil had 31.89 %; Regarding arbuscules, the forest soil obtained 0.906 %, the cultivated soil had 0.612 % and the grass soil had 0.742 %.

Keywords: Mycorrhizal fungi, Spores, Forest, Crop, Pasture.

## **CAPÍTULO I.**

### **INTRODUCCIÓN**

El suelo es uno de los ambientes más diversos en lo que respecta a la diversidad de organismos, a su vez es una matriz que puede actuar como un almacén de nutrientes para su recicle y posterior aprovechamiento por organismos productores (plantas), no obstante este ambiente es comúnmente afectado por diversos tipos de contaminantes entre los cuales, cabe resaltar los derrames de hidrocarburos, estos por el tipo de carga orgánica que presentan así como las alteraciones fisicoquímicas que producen en las propiedades de todos los suelos. (Aguilar, 2020, p.17).

En el suelo, la microbiota tiene diferentes funciones importantes con las cuales mantiene la productividad, diversidad y estructura de las comunidades vegetales en el planeta, ya que actúa como una proveedora de nutrientes que son absorbidos por las plantas. Entre los organismos que habitan en el suelo se pueden destacar por su función ecológica los hongos formadores de micorrizas, los cuales pueden tener una alta incidencia en la estabilidad de ecosistemas donde las condiciones edáficas son extremas (Garzón, 2015, p.24). Las micorrizas son asociaciones simbióticas que se dan entre plantas y hongos de suelo. Probablemente se trata del tipo de simbiosis más extendido en la biósfera, ya que entorno al 90% de las plantas terrestres son capaces de establecer algún tipo de micorrizas (Garzón, 2015, p.15; Sáenz & Nicoya, 2017, p.21). La interacción micorrízica arbuscular es el tipo más extendido y frecuente en la naturaleza. Entre los beneficios que esta interacción proporciona a las plantas se destacan el aumento en la disponibilidad de nutrientes, especialmente fósforo, y de agua, así como la protección contra microorganismos patógenos (García et al., 2019, p.19).

Dentro de otros efectos positivos que generan las micorrizas son la disminución de los efectos negativos de la compactación del suelo, promueven la formación y la estabilidad de agregados, mejoran el ambiente, la capacidad invasora y la formación de comunidades vegetales en áreas degradadas. No obstante, el establecimiento de la asociación micorrízica en condiciones naturales está influenciada por diferentes causas, tales como factores climáticos, características físico – químicas del suelo, y el manejo agronómico (Santillana & Toro, 2018, p.15). Lozano et al. (2015, p.6) mencionan que los suelos con manejo agroecológico brindan características adecuadas para sustentar una mayor densidad de esporas de micorrizas arbusculares.

Las micorrizas se encuentran en todos los suelos donde se desarrollan todo tipo de plantas sin importar su especie, éstas aportan muchos de los beneficios mencionados anteriormente, es así que en suelos dedicados a pastizales se ha demostrado que estos hongos cuando se asocian con distintas especies de gramíneas favorecen la absorción, translocación y transferencia de los nutrientes y agua por la planta y que el principal nutriente implicado es el fósforo. Dichos hongos estimulan el crecimiento, desarrollo y nutrición de las plantas, especialmente en suelos de baja y moderada fertilidad. También ha sido comprobado que los hongos micorrízicos arbusculares mejoran la producción, la calidad nutricional e incrementan la tolerancia de las especies de pastos al pisoteo, debido al suministro de nutrientes hacia la planta, los cuales estimulan al rebrote continuo y a la recuperación rápida después de la defoliación hecha por los animales herbívoros (Pérez et al., 2016, p.12).

En cuanto a los suelos de bosques, se tiene evidencia reciente con respecto al papel de los microorganismos en los ecosistemas tropicales, donde se denota que los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) juegan un papel importante en el mantenimiento de estos ecosistemas. Pero, se desconoce si las diferencias en la diversidad, abundancia y colonización de HMA pueden afectar la estabilidad y dinámica de las sábanas y los bosques tropicales bajo un mismo paisaje (Álvarez, 2019, p.9).

El suelo contiene diversos tipos de cobertura sobre su manto terrestre, muchas de estas coberturas han sido transformadas por el uso que le da el hombre dependiendo de sus necesidades, ocasionando así que haya un cambio en la cobertura y uso del suelo, este cambio en general produce impactos en la comunidad microbiana presente en el suelo, especialmente por el uso excesivo de agroquímicos (Ulloa y Orrico, 2019, p.15); además, estos cambios conllevan a otros efectos negativos a nivel social, ambiental, económico y sobre la salud humana, reflejados en la acelerada acción de procesos erosivos debido a la deforestación y deterioro de grandes zonas (Lozano et al., 2015, p.18).

Teniendo en cuenta lo anteriormente mencionado la presente investigación tiene como objetivo general evaluar los hongos micorrízicos arbusculares en cambio de uso de suelo en el bosque de Huamantanga provincia de Jaén región Cajamarca y como objetivos específicos: a) Determinar la densidad (esporas/100 g suelo) de hongos micorrízicos, presentes en la rizosfera de suelo de cultivo, suelo de pastos y suelo de bosque, b) Identificar los tipos de hongos micorrízicos en el suelo de cultivo, suelo de pastos y suelo de bosque y c) Determinar

el nivel de colonización en raíces por hongos micorrízicos en el suelo de cultivo, suelo de pastos y suelo de bosque.

## CAPÍTULO II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

### *2.1. Antecedentes de la investigación*

Arévalo, (2018, p.8) en su investigación, evaluó la población de hongos micorrízicos arbusculares en bosque secundario (S1), bosque primario (S2), pasto degradado (S3), pasto mejorado (S4) y asociación agroforestal (S5); respecto a su distribución según temporada, profundidad y sistema vegetal. Además, se evaluó la diversidad de morfotipos presentes en los sistemas evaluados. Los resultados obtenidos muestran que el efecto de la temporada de muestreo sobre el número de esporas de hongos micorrízicos arbusculares varía entre sistemas encontrándose más esporas durante la temporada húmeda en los sistemas S2 y S4 con valores máximos de 0.42 y 3.76 esporas por gramo respectivamente y durante la temporada seca en los sistemas S1, S3 y S5 con valores máximos de 0.54, 2.42 y 1.16 esporas por gramo respectivamente. Por otro lado, se determinó que la abundancia de esporas en la capa de 0-15 cm es mayor que en la capa de 15--30 cm con valores que oscilan entre 0.18 y 2.42 esporas por gramo de suelo para la capa de 0-15 cm y 0.07 y 1.19 esporas por gramo para la capa de 15-30 cm. Del mismo modo, la abundancia de esporas de hongos micorrízicos arbusculares según el sistema del que se aislaron puede ser ordenada como S4>S3>S5>S1/S2. Finalmente, se determinó que la diversidad de morfotipos de esporas de hongos micorrízicos arbusculares para los sistemas S1, S2, S3, S4 y S5 fueron de 16, 17, 40, 17 y 26 morfotipos diferentes respectivamente

Piñón (2009, p.10) en su estudio analizó el efecto de las prácticas de manejo del suelo, en dos municipios de la Sierra Norte de Oaxaca, sobre el potencial de inóculo de los hongos micorrizógenos arbusculares (HMA) y ectomicorrizógenos (HE) y su relación con la diversidad y riqueza específica de sus respectivas comunidades. En el otoño de 2005, 2006 y 2007 se recolectaron muestras de suelo rizosférico, de los cuatro usos de suelo, con el fin de estimar el número de propágulos a través de la técnica del número más probable y el porcentaje de colonización de cada uso, además se determinó la presencia de estructuras micorrizógenas arbusculares y ectomicorrizógenas para estimar la riqueza y diversidad de los dos grupos de hongos. Se encontraron los dos tipos de hongos micorrizógenos en los cuatro usos de suelo, la riqueza de morfotipos de HMA fue similar y alta en todos los usos de suelo; se encontraron más esporas de HMA en milpas y en cafetales; asimismo, todos los usos de suelo resultaron altos en densidad de propágulos, pero los pinares y las milpas fueron los que tuvieron los más

elevados, en cuanto a los porcentajes totales de colonización, los valores mayores correspondieron a la vegetación secundaria y al cafetal y, de todas las estructuras, las hifas fueron las que contribuyeron más al porcentaje. Con respecto a los HE, la mayoría de los hongos macroscópicos recolectados estuvieron incluidos en la clasificación de hongos ectomicorrizógenos, y resultaron ser más vulnerables a las prácticas agrícolas que los HMA. Alrededor del 88% de los morfotipos identificados presentaron menos de 10 esporomas, independientemente del uso de suelo. Cabe destacar que estos datos señalan que el cambio de uso puede ser un factor muy importante para disminuir el potencial de inóculo y que este hecho está relacionado con el cambio en la diversidad y riqueza de los hongos.

Gómez et al. (2019, p.10) realizaron un estudio en el municipio de Pasto, Nariño, donde evaluó el porcentaje de colonización de HMA en tres usos del suelo: Bosque Secundario (BS), Pastura Tradicional (PT) y Sistema Silvopastoril (SSP), en dos profundidades de 0-10 cm y de 10-20 cm, mediante un diseño experimental BCA, con un arreglo factorial de 3x2, con seis tratamientos y tres repeticiones. Los resultados obtenidos, mostraron diferencias significativas en el uso de suelo BS y PT, en donde la mayor colonización de las estructuras evaluadas, se presentó en el sistema de uso de BS con 66,67 % de hifas, 52,38 % de arbusculos y 42,86 % de esporas. En cuanto a la variable de profundidad, la mayor colonización de HMA, se presentó de 10-20 cm. Los hongos formadores de micorriza, estuvieron presentes en los tres usos de suelo evaluados, pero su población y actividad dependen de las condiciones ambientales donde se desarrollan

Investigaciones realizadas por Mendoza et al. (2002, p.10) sobre el sobrepastoreo ovino en pastizales de suelos ácidos de Tierra del Fuego ha determinado una disminución de la cobertura de gramíneas de interés forrajero y un aumento de la cobertura de un arbusto postrado poco apetecible (murtilla, *Empetrum rubrum*). Se seleccionaron suelos sometidos a distinta modalidad de pastoreo que tenían características y vegetaciones particulares. Se midió la cantidad total y la diversidad de esporas de hongos micorrízicos arbusculares en los cuatro suelos y en la rizosfera de tres de las gramíneas más frecuentes (*Festuca gracillima*, *Deschampsia flexuosa* y *Poa rigidifolia*) en los pastizales de la estepa fueguina. En el suelo rizosférico se determinó la cantidad y la diversidad de esporas de hongos micorrízicos arbusculares, y en las plantas el contenido de P, N y el porcentaje y morfología de la colonización micorrízica en raíces. Se identificaron las esporas de las tres especies de hongos micorrízicos arbusculares más abundantes. *Glomus fasciculatum* fue la especie de mayor



frecuencia. La cantidad total de esporas y la colonización en raíz dependieron del suelo, de la especie hospedante y de la interacción entre ambas variables. *Poa rigidifolia* presentó el mayor número total de esporas en su rizósfera y la mayor colonización en raíz. Para todos los suelos y plantas estudiadas no hubo relación entre la cantidad total de esporas y el porcentaje colonizado de la raíz, ni tampoco entre este porcentaje y las concentraciones de N y P en planta. La cantidad total de esporas se correlacionó positivamente con las medidas de N, P, Ca, K y pH del suelo. Sin embargo, al analizar el suelo y las plantas de manera separada, tanto la existencia de relación entre la cantidad de esporas y el porcentaje colonizado como la dirección y el sentido de la misma dependieron de la combinación suelo-hospedante.

Gómez et al., (2019, p.12) en su investigación evaluaron el porcentaje de colonización de HMA en tres usos del suelo: Bosque Secundario (BS), Pastura Tradicional (PT) y Sistema Silvopastoril (SSP), en dos profundidades de 0-10 cm y de 10-20 cm, mediante un diseño experimental BCA, con un arreglo factorial de 3x2, con seis tratamientos y tres repeticiones. Los resultados obtenidos, mostraron diferencias significativas en el uso de suelo BS y PT, en donde la mayor colonización de las estructuras evaluadas, se presentó en el sistema de uso de BS con 66,67 % de hifas, 52,38 % de arbuscúlos y 42,86 % de esporas. En cuanto a la variable de profundidad, la mayor colonización de HMA, se presentó de 10-20 cm. Los hongos formadores de micorriza, estuvieron presentes en los tres usos de suelo evaluados, pero su población y actividad dependen de las condiciones ambientales donde se desarrollan.

En un estudio realizado por Parodi y Pezzani (2011, p.12), se enfocaron en las interacciones entre dos gramíneas nativas (*Nassella neesiana*, C3, de ciclo invernal, y *Coelorhachis selloana*, C4, estival) y Hongos Micorríticos Arbusculares nativos que colonizan sus raíces, para estudiar la dinámica estacional de la micorrización bajo regímenes contrastantes de pastoreo. Los resultados muestran que los porcentajes de micorrización observados en *C. selloana* fueron mayores en relación a *N. neesiana*, lo cual concuerda con estudios en otras partes del mundo en donde las especies C4 muestran mayor presencia micorrízica que las C3. En segundo lugar, se observó que la colonización micorrícica en función de la estación del año fue congruente con el ciclo de *C. selloana*, que mostró un incremento en la colonización en verano, esperable para una gramínea estival. Para la especie invernal, *N. neesiana*, la presencia de estructuras de HMA fue muy escasa. Finalmente, aunque no se encontró una relación significativa entre la micorrización y el tratamiento, exclusión al

pastoreo y pastoreo, *C. selloana* mostró una tendencia a una mayor colonización por HMA bajo pastoreo

Investigaciones realizadas por Pérez (2012, p.15) en México, tuvo como objetivo conocer la densidad, abundancia y diversidad de especies de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) asociadas al cultivo de maíz (*Zea mays* L.) en parcelas que han sido manejadas con bajos ingresos de insumos externos y evaluar su respuesta a la aplicación de abono verde/cultivo de cobertura (AVCC) y biofertilizantes. El trabajo se realizó en siete parcelas de productores de maíz, de las cuales tres han sido manejadas con frijol mucuna (*Mucuna deeringiana* Merr.) como AVCC y cuatro sin dicho antecedente de manejo. En cada una de las parcelas se establecieron cuatro tratamientos de biofertilización: 1) inoculación con micorriza arbuscular, 2) aplicación de fertilizante orgánico foliar, 3) inoculación con micorriza + fertilizante orgánico foliar, y 4) testigo, los cuales se ordenaron bajo un diseño de bloques completos al azar con siete repeticiones. En total se identificaron 23 morfoespecies, de las cuales 14 se llevaron a nivel de especie, siendo *Glomus* y *Acaulospora* los géneros predominantes. El número de especies con AVCC superó en 50% al obtenido sin AVCC. En las parcelas con AVCC se encontró el 91,3% de morfoespecies de HMA, mientras que en las parcelas sin AVCC el 60,9%. El porcentaje de colonización micorrízica no varió significativamente ( $p=0,7630$ ) entre parcelas con y sin AVCC, sin embargo, el nivel de colonización fue más alto con inoculación de micorrizas (86,6%) que en el testigo (71%). Se concluye que el AVCC y la inoculación con micorrizas tuvieron un efecto positivo en la diversidad de especies de HMA y en la colonización de la raíz, respectivamente.

## **2.2. Bases teóricas**

### **2.2.1. Suelo**

El suelo está compuesto por minerales, materia orgánica, diminutos organismos vegetales y animales, aire y agua. Es en esencia la cuna de todos los recursos naturales y elementos de la biodiversidad. Sin el suelo no puede haber fauna, flora, agua; sin mencionar la relación que existe en la producción de alimentos, energías, soporte para infraestructuras, prácticas sociales y en general todos los actos humanos realizados sobre el suelo que pisamos a diario (TECPA, 2016). Es una capa delgada que se ha formado muy lentamente, a través de los siglos, con la desintegración de las rocas superficiales por la acción del agua, los cambios de temperatura y el viento. Las plantas y animales que crecen y mueren dentro y sobre el suelo

son descompuestos por los microorganismos, transformados en materia orgánica y mezclados con el suelo (Sánchez, 2016, p.14)

### **2.2.2. *Potencial micorrízico en el suelo***

En los últimos años, la micorriza arbuscular (AM) ha sido profundamente estudiada, y actualmente es indiscutible su influencia en la nutrición mineral de las plantas, especialmente en la absorción de elementos de baja movilidad en el suelo (como P, Cu y Zn, y suelo) en el proceso de prevención de patógenos. Aunque se cree que alrededor del 80 % de las plantas pertenecen a una familia capaz de formar MA. Dado que la morfología de la colonización micorrízica que se produce en las raíces de las plantas tiene poco valor taxonómico, la 11 clasificación de los HMA se basa básicamente en la morfología de sus esporas: utilizando su densidad, la forma, color, tamaño, grosor, tipo y naturaleza de sus paredes, conexión micelial, decoración, etc. Esporas de HMA (número de esporas / 100g Suelo) para medir el suelo (Lovera y Cuenca, 2007, p. 52).

### **2.2.3. *Cobertura del suelo***

La cobertura del suelo, es la cobertura biofísica que se observa sobre la superficie de la Tierra. Cuando nos remitimos pura y estrictamente a la cobertura de la tierra, debería estar restringido a la descripción de la vegetación y elementos antrópicos. Consiguientemente, áreas donde la superficie terrestre consiste en afloramientos rocosos o suelo desnudo están describiendo la tierra propiamente y no la cobertura de la tierra. Así mismo, es discutible si debiésemos considerar realmente a los cuerpos de agua como cobertura de la tierra. Sin embargo, en la práctica, la comunidad científica usualmente incluye a estos elementos dentro el término cobertura del suelo (Rojas, 2017, p.16). La cobertura del suelo hace referencia al espacio que ocupa la vegetación dentro de un área territorial, en la cual se cumplen diversas funciones ecosistémicas como refugio para la fauna, se evita la erosión del suelo, reductor de la contaminación, entre otras funciones esenciales para mantener un equilibrio ecológico (Vera, 2018, p.19)

### **2.2.4. *Cambio en la cobertura y uso de suelo***

Los cambios ocurridos en las coberturas del suelo, pueden ser interpretados como la dinámica general de la cobertura del suelo. El cambio de coberturas y uso del suelo, consiste en la transición de una categoría por otra, como es el caso la deforestación, la expansión

agrícola o el cambio en la extensión urbana, y está en función: de la presión (población de usuarios de los recursos), oportunidades (precios de mercado, costos de producción, costos de transporte y tecnología), políticas (subsidios, impuestos, derecho de propiedad, infraestructura), vulnerabilidad (exposición a las perturbaciones externas, sensibilidad y capacidad de resistencia), y la organización social (acceso a los recursos, distribución del ingreso, características de los hogares, y las interacciones urbanorurales); estas funciones tienen una fuerte interacción que causan el cambio de uso de la cobertura del suelo. Asimismo, la conversión de los bosques para agricultura o pastos, pueden reducir los caudales de los ríos en estaciones secas y se intensifican en estaciones de invierno; estos cambios de uso de cobertura y uso del suelo agravan los problemas relacionados con la escasez del agua en periodos de sequía y la erosión de las laderas en estaciones lluviosas, de modo que la conversión de la superficie forestal para cultivos o pastizales, incrementan la escorrentía superficial anual (11 % o 59 %) y provocan fuertes inundaciones (Witting, 2019, p.18)

Los estudios de cambio del uso de suelo, valoran la velocidad en la que la zona en estudio se deforesta, establecen la extensión geográfica y deduce las causas sociales, económicas y/o físicas que provocan los cambios. Algunos autores mencionan que existe pérdida de bosques debido al aumento de la actividad agrícola en zonas que anteriormente no fueron agrícolas, la tala de árboles y la expansión de la actividad ganadera (Fernández, 2019, p.16).

A los cambios de cobertura y uso del suelo se realiza un análisis en cualquier territorio para comprender como interactúan los diversos factores socioeconómicos y biofísicos que en él se encuentran. Los estudios de cambios de cobertura y uso de suelo son el referente para conocer las trayectorias de los distintos procesos de cambio que existen en determinada zona (Pichazaca, 2021, p.24).

#### **2.2.5. Micorrizas**

Las micorrizas (del griego myces, hongo y rhiza, raíz) representan la asociación entre algunos hongos (micobiontes) y las raíces de las plantas (fitobiontes). El término “micorriza” fue acuñado por Frank, patólogo forestal alemán, en 1877, al estudiar las raíces de algunos árboles forestales. Para 1900, el botánico francés Bernard resaltó su importancia al estudiar las orquídeas. Trappe (1994, p.18) define a las micorrizas en términos funcionales y estructurales, como “órganos de absorción dobles que se forman cuando los hongos simbiotes

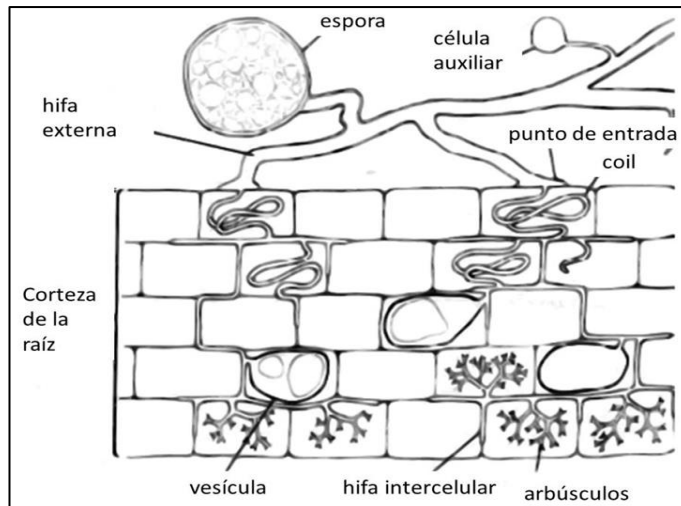
viven dentro de los órganos de absorción sanos (raíces, rizomas o tallos) de las plantas terrestres, acuáticas o epífitas”. En esta asociación, la planta le proporciona al hongo carbohidratos (azúcares, producto de su fotosíntesis) y un microhábitat para completar su ciclo de vida; mientras que el hongo, a su vez, le permite a la planta una mejor captación de agua y nutrimentos minerales con baja disponibilidad en el suelo (principalmente fósforo), así como defensas contra patógenos. Ambos, hongo y planta, salen mutuamente beneficiados, por lo que la asociación se considera como un “mutualismo”. Evidencias fósiles y estudios moleculares sugieren que la asociación micorrízica se originó hace 462-353 millones de años y, desde entonces, su formación es indispensable para el éxito ecológico de la mayoría de las plantas sobre la Tierra.

Es resultado de la unión hongo raíz, mediante una asociación simbiótica en la que ambos organismos resultan beneficiados, al relacionarse ambos: la planta le proporciona al hongo carbohidratos, proteínas y lípidos, necesarios para su desarrollo como organismo multicelular iniciando así su ciclo de vida, a su vez el hongo le permite a la planta mejor captación de nutrientes, minerales y agua que se encuentran en baja proporción en el suelo que habitan (Meza, 2016, p.24).

Las micorrizas son asociaciones simbióticas que se establecen entre ciertos hongos del suelo y las raíces de las plantas. En la naturaleza existe una gran diversidad de asociaciones de este tipo, que involucran a diferentes grupos taxonómicos de plantas y hongos, denominados hongos micorrízicos. Estas interacciones están involucradas principalmente en la absorción de nutrientes y agua del suelo que el hongo le provee a la planta a cambio de compuestos carbonados (Abarca, 2021, p.32).

**Figura 1.**

*Estructuras intra-radicales y extra-radicales formadas por los hongos micorrízicos arbusculares.*



Fuente: Abarca (2021)

### 2.2.6. Hongos micorríticos

Según Pronamachs (1998), los hongos micorrizales o micorríticos colonizan las raíces de las plantas, formando extensos hilos fungosos en forma de raíz, llamados hifas. Estas, penetran el suelo, incrementando el área de la superficie de absorción.

#### A) *Función de los hongos micorrízicos*

El micelio de los hongos que se encuentra en las raíces micorrizadas desempeña un papel importante en la nutrición. Se explica que este micelio, al ocupar un mayor volumen del suelo permite a las raíces micorrizadas competir con mayor ventaja por los nutrientes del suelo en relación a los otros microorganismos. Se ha comprobado que los hongos micorrízicos producen un antibiótico antibacteriano natural llamado "diatreynadepoliacetileno" el cuál actúa como un controlador biológico en combinación con sustratos óptimos y con pH ligeramente ácido para el caso de los hongos que producen la enfermedad conocida como Damping off' o Chupadera fungosa en almácigos y en plantas repicadas.

#### B) *Beneficios de los hongos micorrízicos (idem-1999, p.324)*

Mejoramiento de la absorción iónica y acumulación más eficiente y selectiva, especialmente en el caso del fósforo.

Solubilización de minerales que se encuentran en el suelo, facilitando su absorción por las raíces de las plantas.

Incremento de la vida útil de las raíces absorbentes; las raíces micorrizadas persisten durante mayor tiempo que las raíces no micorrizadas.

Resistencia de raíces a infecciones causadas por hongos patógenos, tales como *Phytophthora* spp., *Pythium* spp., *Fusarium* spp. y *Rhizoctonia*, especialmente en coníferas en época de lluvia.

Incremento de la tolerancia del árbol a las toxinas del suelo (orgánicas e inorgánicas), con valores extremos de acidez del suelo y mayor resistencia a las sequías. Incremento notable en la superficie de absorción de los pelos radiculares más la que se produce por la cobertura producida por el hongo.

### **2.2.7. Diversidad de los hongos micorrízicos arbusculares**

Las familias del phylum Glomeromycota en un inicio se clasificaron e identificadas teniendo en cuenta características morfológicas como la forma de la pared y la forma en la que se forman sobre la hifa (Morton, 1988, p.18). En la actualidad las nuevas técnicas moleculares hacen que la clasificación sea más adecuada a la posición filogenética de los HMAs.

Los científicos Schübler et al. (2001, p.21), mediante análisis moleculares determinaron que el phylum Glomeromycota se puede dividir en cuatro órdenes, ocho familias y 10 géneros (Figura 2). Por su parte, Redecker & Raab (2006), reportan 10 géneros en el phylum Glomeromycota, estos son:

**Glomus:** contiene cerca de 85 especies. Se caracteriza porque las esporas so producidas sobre una hifa de sostén, pueden ser solitarias, en agregados laxos o en esporocarpos. Las esporas son glomoides, tienen una pared con varias capas, originadas a partir de la hifa esporogénica, la que usualmente queda unida a la espora madura. Se encuentran en la parte superficial o cerca de la superficie del suelo (Arévalo, 2018, p.24).

**Gigaspora:** Este género tiene cinco especies. Las esporas son formadas en una célula esporógena bulbosa; germinan a través de la pared de la espora, después de la formación de una capa papilada, en la parte interna de la pared de la espora. No forman vesículas, el micelio intraradical usualmente es enrollado y el micelio extraradical posee células auxiliares (Arévalo, 2018, p.26).

**Scutellospora:** El número de especies en Scutellospora es de 30. La formación de las esporas y las hifas son muy similares a las de Gigaspora. Sin embargo, este género se caracteriza porque las paredes internas de las esporas son flexibles y se mantienen así en las esporas maduras (Arévalo, 2018, p.24).

**Acaulospora:** El género Acaulospora tiene alrededor de 31 especies. Se caracteriza por la posición del sáculo esporífero producido lateralmente. Las esporas se caracterizan porque tienen paredes internas flexibles y se forman en un sáculo esporífero, que deja una cicatriz en la superficie de la espora. Durante la germinación de las esporas se produce una estructura membranacea en la parte interior de las paredes de la espora conocida como orbe germinativo (Redecker y Raab, 2006, p.15; Bagyaraj y Stürmer, 2012, p.24). Las vesículas difieren en forma, algunas con protuberancias y otras con concavidades. Las hifas intraradicales son rectas o enrolladas cerca de los puntos de entrada. La micorriza se tiñe débilmente (Arévalo, 2018, p.16).

**Entrophospora:** El género Entrophospora está formado por cinco especies. Es morfológicamente muy similar a Acaulospora. Se caracteriza porque el sáculo esporífero está formado dentro de la hifa subtendida y porque las esporas poseen dos cicatrices en la superficie de la pared.

**Pacispora:** Se encuentran siete especies. En este género las esporas son formadas de la misma manera que Glomus. Su pared externa y germinal están formadas por tres capas, la segunda capa de la pared germinal reacciona al reactivo de Melzer, la pared germinal tiene paredes internas flexibles. Además, Pacispora forma orbe de germinación (Arévalo, 2018).

**Glomus-Grupo C:** Este género se creó basado en los análisis filogenéticos de ADN ribosomal, que indican que Glomus-Grupo C está más emparentado con la familia Acaulosporaceae, que con la familia Glomeraceae. En este género se encuentran especies como Diversispora spurca (Arévalo, 2018, p.24).

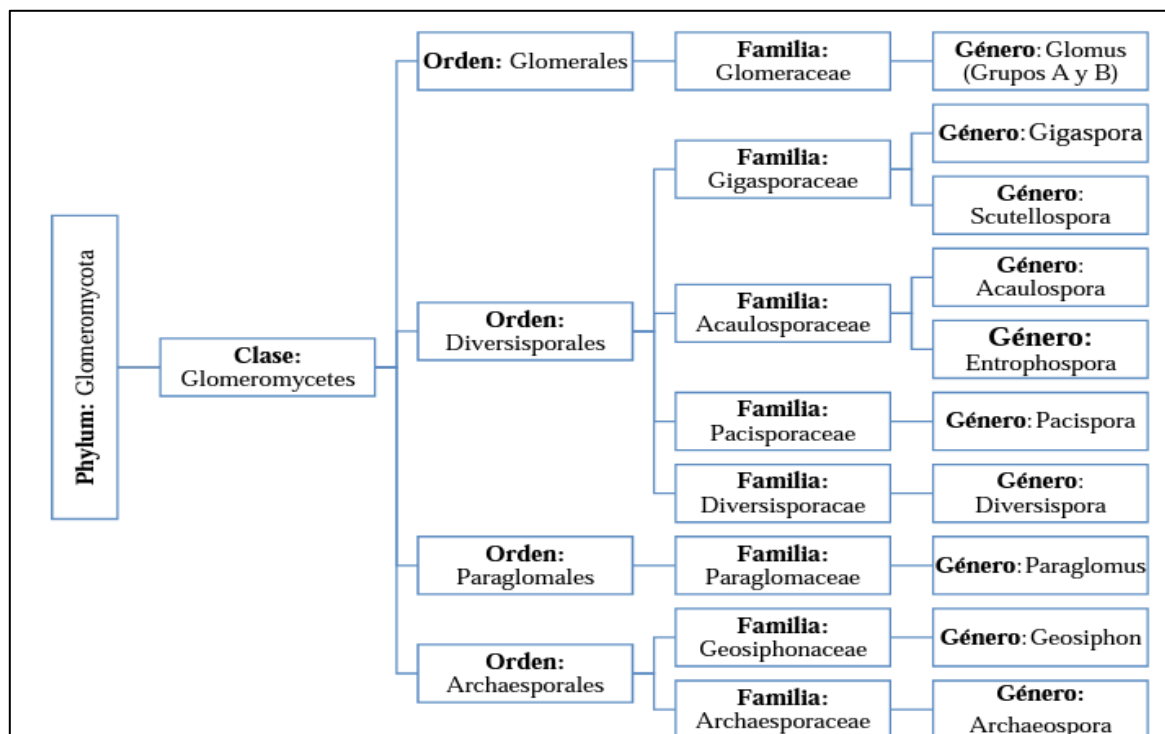
**Archaeospora:** El género Archaeospora, forma esporas terminales sobre una hifa de sostén o como una ramificación similar a la estructura de un sáculo esporífero. Son dimórficas, tomando formas acaulosporoides o glomoides. Los arbusculos e hifas intraradicales se tiñen débilmente. Las vesículas y células auxiliares no están diferenciadas. La pared de la espora está formada por tres o cuatro capas y no se forma una verdadera bicapa germinal (Arévalo, 2018, p.24).



**Geosiphon:** Este género está formado por un único miembro llamado *Geosiphon pyriformis*. Además, este hongo forma una simbiosis muy particular, pues es el único que se asocia con una cianobacteria (Arévalo, 2018, p.24).

**Paraglomus:** En el género *Paraglomus* existen dos especies conocidas como *Paraglomus occultum* y *Paraglomus baccatum*. Las esporas se forman de manera similar a las del género *Glomus*; son pequeñas y hialinas, y bajo un microscopio óptico no se pueden diferenciar de las esporas de *Glomus*. Sin embargo, *Paraglomus* a diferencia de *Glomus* se caracteriza por que las estructuras intraradicales, al ser sometidas a procesos de tinción usando colorantes ácidos no se tiñen o se tiñen débilmente. Schüßler y Walker (2010, p.22), reclasificaron el phylum *Glomeromycota* adicionando tres nuevas familias, *Claroideoglomeraceae*, *Entrophosporaceae* y *Ambisporaceae*; ocho nuevos géneros, *Funneliformis*, *Scleroscystis*, *Rhizophagus*, *Claroideoglomus*, *Racocetra*, *Otospora*, *Redeckera* y *Ambispora*; y varias especies de posición incierta dentro de las familias y los géneros (Arévalo, 2018, p.25).

**Figura 2.**  
*Clasificación filogenética del phylum Glomeromycota*



Fuente: Schubler et al. (2001)

### **2.2.8. *La cobertura vegetal***

Cobertura vegetal, es la medida de la superficie cubierta por una planta o un tipo de vegetación; la vegetación se define como el tapiz vegetal de un país o de una región geográfica. La predominancia de formas biológicas tales como árboles, arbustos o hierbas, sin tomar en consideración su posición taxonómica, conduce a distinguir diferentes tipos de vegetación, como bosque, matorral y pradera (Escandón Calderón et al., 2018, p.24).

La cobertura vegetal puede ser definida como la capa de vegetación natural que cubre la superficie terrestre, comprendiendo una amplia gama de biomásas con diferentes características fisonómicas y ambientales que van desde pastizales hasta las áreas cubiertas por bosques naturales. También se incluyen las coberturas vegetales inducidas que son el resultado de la acción humana como serían las áreas de cultivos (Rosero, 2017, p.18).

La tierra no debe ser considerada simplemente como el suelo y la superficie topográfica, sino que abarca muchos otros elementos como los depósitos superficiales, los recursos de agua y clima y también las comunidades animales y vegetales que se han desarrollado como resultado de la interacción de esas condiciones físicas. Los resultados de las actividades humanas, reflejadas en cambios en la cobertura vegetativa o en las estructuras, también son vistas como características de la tierra. Cambiando uno de los factores tal como el uso de la tierra, tendrá un impacto sobre otros factores como la flora y la fauna, los suelos, la distribución superficial del agua y el clima. Los cambios en esos factores se pueden fácilmente explicar en razón de la ecodinámica del sistema y la importancia de sus relaciones en la planificación y el manejo de los recursos de la tierra es evidente (UNEP, 2000, p.22).

### **2.2.9. *Cambio de cobertura vegetal***

En el transcurso de la historia, el suelo ligado a la productividad agropecuaria, además del cambio de cobertura del suelo, se han constituido en factores importantes para el crecimiento y desarrollo de todas las culturas. En los últimos 20 años, ha resurgido la importancia verdadera y real que tiene la conservación de los recursos naturales, y como componente de éstos el recurso suelo como fuente de producción de alimento para la humanidad (Dalence et al., 1999, p.21).

La mayor parte de los cambios que ocurren en los ecosistemas terrestres se deben a la conversión en la cobertura del terreno, degradación de la tierra e intensificación en el uso del

suelo. Los cambios en el uso del terreno (CUT) son resultado de una compleja interacción entre el ser humano y el medio biofísico. Y actúan sobre un amplio rango de escalas espaciales y temporales. Entender las transformaciones en el uso de la tierra, y las fuerzas sociales que los manejan es de crucial importancia para comprender, modelar y predecir el cambio del ambiente a nivel local, regional, así como para manejar y responder a este cambio (Briceño et al., 2019, p.15).

#### ***2.2.10. Bosques de neblina en el norte del Perú: Importancia y biodiversidad***

Según el artículo publicado por Torres (2013, p.21), la mayoría de bosques nublados de montaña del trópico son considerados ecosistemas muy frágiles porque juegan un papel hidrológico y ecológico estratégico, pero se están convirtiendo en uno de los ecosistemas más amenazados por la rápida colonización en su relativamente escasa extensión forestal. Muchas instituciones y órganos de decisión todavía no tienen conciencia de las graves consecuencias de la desaparición de estos bosques, cuya deforestación puede desencadenar procesos erosivos realmente catastróficos. Los bosques relictos de la vertiente occidental de los Andes en el norte de Perú y del sur de Ecuador, son hábitats con alta fitodiversidad y con un índice de endemismo muy elevado (Weigend et al. 2006, p.18). Los bosques de neblina del norte peruano, distribuidos en torno a la zona de la Deflexión Huancabamba (Piura, Cajamarca y Amazonas), de acuerdo a los estudios de Sagástegui et al. (1999 y 2003, p.19), han sido ampliamente reconocidos como una fuente de diversidad primaria en muchos grupos de plantas. En la zona de la Deflexión se cuenta con no menos de 715 especies endémicas, que representan cerca del 10% del endemismo para todo el país, pero en menos de un 8% de superficie. A su vez, en Ayabaca y Huancabamba se concentran 126 especies endémicas. El estado actual de este tipo de investigación, especialmente en el norte del país, es promisorio, por el activo interés en articular el conocimiento tradicional con el conocimiento científico, y relevar su valor a través de sus usos concretos. Investigaciones enfocadas en la utilidad de especies para determinadas funciones nutricionales (Bussman et al. 2009, p.22), afecciones o disfunciones, uso de plantas medicinales por comunidades étnicas como las Ashaninkas (Luziatelli 2010, p.20), estudios regionales de especies medicinales como las de Cajamarca (Sánchez, 2011, p.19), estudios de las sabidurías botánicas tradicionales de maestros y maestras de Cajamarca hasta estudios de especies medicinales con potencial agroindustrial a nivel del norte peruano en el que sobre 130 especies se enfatiza el esfuerzo de verificar la efectividad de la referencia etnográfica de la propiedad de la planta mediante análisis fitoquímico e interpretación de su acción

farmacológica. En general, el enfoque de estos estudios se concentra en el proceso científico, sin explicitar metodológicamente el rol de las comunidades portadoras de los conocimientos tradicionales sobre los ecosistemas de los que se sirven

### **2.3. Conceptos básicos**

**Colonización:** La colonización indica el nivel de interacción de la micorriza. Entre mayor sea el porcentaje de colonización fúngica mayor influencia tendría en el crecimiento y desarrollo de una planta (Chavez, 2020, p.24).

**Bosque:** Un ecosistema arbóreo, primario o secundario regenerado por sucesión natural, que se caracteriza por la presencia de árboles de diferentes especies nativas, edades y portes variados, con uno o más estratos (Lino, 2017, p.32).

**Hifa:** Las hifas micorrízicas son el componente mayor de los hongos del suelo donde se desarrollan plantas, en particular cuando son micorrízicas (Gonzales-Chávez et al., 2004, p.31).

**Hongos micorrízicos:** Los hongos micorrízicos, son miembros especializados de una gran cantidad de microorganismos del suelo, que colonizan las raíces de las plantas y facilitan la toma de agua y nutrientes. Esta función se debe al tamaño de las hifas de los hongos, que son más o menos 10 veces de menor diámetro que las raíces de la planta y al crecimiento acelerado de las hifas; esto les permite alcanzar poros inaccesibles y zonas alejadas de la zona de agotamiento creadas por la raíz de la planta en el suelo (Arévalo, 2018, p.32).

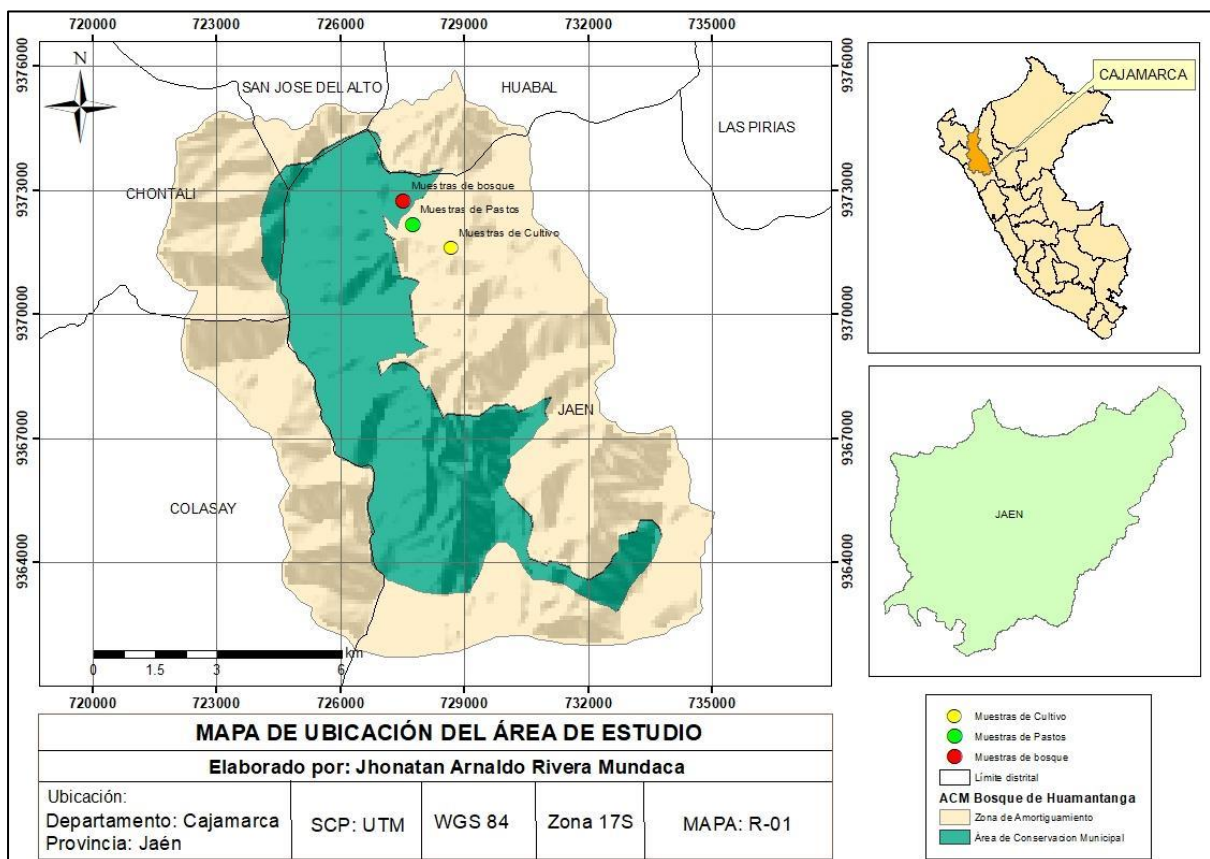
## CAPÍTULO III. MARCO METODOLÓGICO

### 3.1. Localización

El trabajo de investigación se desarrolló en el Área de Conservación Municipal “Bosque de Huamantanga”, que se ubica en la provincia de Jaén, departamento de Cajamarca, el área de intervención comprende una superficie total de 12 255,82 hectáreas, que contempla el área del ACM y su zona de amortiguamiento denominado “Bosque de Huamantanga”, en donde se localizan los sectores La Virginia, San José de la Alianza, Nuevo Jerusalén, Rinconada Lajeña y San Luis del Nuevo Retiro (Figura 3). Está a una altura que oscila entre los 1900 y 3200 metros sobre el nivel del mar, dentro de un ramal interno de la cordillera occidental andina. (Plan Maestro Área de Conservación Bosque de Huamantanga, 2007).

**Figura 3.**

*Ubicación del área de estudio.*



### 3.2. Tipo y diseño de la investigación

Esta investigación por su naturaleza es de tipo descriptivo, de diseño no experimental, transeccionales o transversales con características de recolección de datos en un único momento.

#### 3.2.1. Matriz de operacionalización de variables

Variable	Definición operacional	Dimensión	Indicador	Escala de medición
Cambio de uso de suelo	El cambio de coberturas y uso del suelo, consiste en la transición de una categoría por otra, como es el caso la deforestación, la expansión agrícola o el cambio en la extensión urbana.	Morfotipos Raíces colonizadas	Vesículas Hifas Esporas	Razón

#### 3.2.2. Población, muestra y unidad de análisis

##### **Población**

Para esta investigación la población estuvo constituida por suelos con cambio de uso en el bosque de Huamantanga provincia de Jaén región Cajamarca.

##### **Muestra**

La muestra fue obtenida según la metodología propuesta de Gómez et al., (2019, p.54) quien indica la recolección al azar de 10 muestras de 250 g de suelo en el área de estudio a una profundidad de 20 cm.

##### **Unidad de análisis**

La unidad de análisis estuvo conformada por muestras de suelo de 1 kg recolectadas tanto en el suelo con cambio de uso y en el suelo sin cambio de uso.

### **3.2.3. Fuentes, técnicas e instrumentos de recolección de datos**

#### ***Fuente de los datos:***

La fuente de datos empleada en esta investigación es primaria ya que se han obtenido a partir del análisis realizado en campo y laboratorio por parte del tesista.

#### ***Técnicas e instrumentos de recolección de datos:***

En la presente investigación se empleó como técnica la observación directa con presencia del investigador y se empleó como instrumento la ficha de recolección de datos para el registro de datos en campo y en laboratorio (Anexo 1 y 2).

### **3.2.4. Técnicas de procesamiento y análisis de datos (indicar tipo de análisis y software/programa estadístico a usar)**

Los datos generados en esta investigación fueron procesados y analizados mediante estadística básica, en el software SPSS v. 26 y el paquete Excel del software Microsoft office 2022 mediante los cuales se presentaron los datos en tablas y gráficos visuales.

## **3.3. Materiales y procedimiento**

### **3.3.1. Materiales**

#### ***Material biológico***

Muestras de suelo y raíces que se encuentran en el suelo de pastos, bosque y cultivos del ACM Bosque de Huamantanga.

#### ***Material de campo***

Botas, libreta de campo, lápiz y lapicero

#### ***Materiales de laboratorio***

Solución de sacarosa al 70%, balde de plástico, jeringa, vaso de precipitados, laminillas porta y cubre objetos, cajas Petri, Agujas de disección, gotero, esmalte transparente, tubos para centrifuga de 20 ml, agua destilada o desionizada.

### ***Herramientas***

Pala, Pico, Barreta, Machete, tijera telescópica.

### ***Equipos***

Cámara fotográfica, GPS, juego de tamices n° (63  $\mu\text{m}$ , 125  $\mu\text{m}$ , 250  $\mu\text{m}$ , 500  $\mu\text{m}$ , 4000  $\mu\text{m}$ ), estereoscopio, centrifuga, jeringa para sacarosa, microscopio, refrigeradora, balanza analítica.

### **3.3.2. Procedimiento**

#### ***a. Trabajo de campo***

##### ***Ubicación de los lugares de muestreo.***

Para ubicar los lugares de intervención se empleó un mapa de cobertura y uso de suelo del ACM Bosque de Huamantanga, donde se identificaron las áreas donde se podía encontrar cultivos agrícolas, pasturas y áreas de bosques.

##### ***Selección de áreas a muestrear***

La fase de campo consistió en ubicar un área de bosque natural del ACM Bosque de Huamantanga donde no haya tenido intervención humana, un área donde anteriormente haya sido zona boscosa y actualmente se desarrolle el pastoreo de ganado y finalmente un área de cultivo agrícola.

##### ***Muestreo de suelos***

De las áreas seleccionadas se recolectaron muestras del suelo de los cuatro vértices de la parcela y una muestra de la parte central, el material recolectado se mezcló de los 5 puntos de cada parcela y se seleccionó 1 kg para procesarlo en laboratorio.

##### ***Recolección de suelo en los puntos de muestreo***

El suelo fue recolectado con una pala esterilizada se hizo un corte de 15 cm de profundidad, 20 cm de ancho y 20 cm de largo, recolectando de este bloque una muestra 1kg de suelo, además se separó 100 g como contra muestra de contingencia para un posterior uso. Por cada tipo de cobertura se tomó 1 muestra de 1 kg, las muestras de suelo fueron guardadas



en bolsas plásticas y se guardaron en contenedores plásticos, para su traslado a los laboratorios de la UNC - Filial Jaén, para la evaluación de Micorrizas existentes en las zonas de cambio de uso del suelo a estudiar.

#### ***b. Trabajo de laboratorio***

Para obtener las esporas de los hongos micorrízicos se utilizó la técnica de Gerdemann & Nicolson, (1962) como tamizado húmedo y decantación para la separación de esporas del suelo, en combinación con la técnica de Walker (1967) conocida como flotación en azúcar, para lo cual se procedió de la siguiente manera:

- Se pesó 100 g de suelo y dejamos en remojo en agua durante 30 minutos, luego se agitó fuertemente y luego se filtró a través de un juego tamices de 4 000, 500, 250, 125 y 63  $\mu\text{m}$  (ordenados verticalmente en forma descendente), este procedimiento se repitió dos veces.
- El contenido del tamiz de 63  $\mu\text{m}$  se vertió en una placa Petri que luego se puso a secar a temperatura ambiente (28 a 30 °C).
- De la muestra de suelo tamizado y seco, se pesó 1 g que fue depositado en tubos de centrífuga, adicionando 15 ml de solución de sacarosa al 70 %.
- Luego se centrifugó a 2 500 rpm durante 10 minutos y se procedió a retirar los tubos de la centrifuga, cuidando de no romper la interfase agua –sacarosa.
- Con la ayuda de una pipeta de 30 cm, se recorrió toda la superficie de la interfase, la cual se filtró en papel Watman N° 4 con ayuda de un embudo, se lavó con agua destilada para eliminar la sacarosa y se observaron las esporas en el papel de filtro
- El papel filtro con las esporas se colocó en el microscopio compuesto, se hizo un recorrido en forma de zigzag contando las esporas utilizando los objetivos de 10X y 40X.

#### ***Evaluación morfológica de las esporas***

La evaluación morfológica de las esporas consistió en lo indicado por Schenck y Pérez (1990), Tapia-Goné et al. (2007), Hernández-Morales et al. (2014), quienes indican que se debe colocar las esporas en un portaobjetos y un cubreobjetos, luego aplicar una ligera presión sobre cada uno de los cubreobjetos para romper levemente las esporas y posteriormente observar la

estructura de la pared, para identificarlas inicialmente a nivel de género, el procedimiento se realizó de la siguiente manera:

- En un microscopio compuesto se observó las estructuras encontradas con el fin de determinar los morfotipos. Los morfotipos se clasificaron por color, tamaño y forma de accesorios. A cada morfotipo se le asignó un número y se registró sus principales características.
- La evaluación de todas estas características se realizó de acuerdo a los parámetros usados en el catálogo ilustrado Micorrizas Arbusculares de la Amazonia Colombiana.

#### ***Tinción de raíces (Philips & Hayman 1970)***

- Las raíces frescas contenidas en el suelo de cada uno de los lugares de evaluación se lavaron con abundante agua.
- Se cubrieron las raíces con solución KOH al 10%
- Las raíces que estaban en la solución de KOH al 10 % se colocaron en baño de María (90°C) durante un tiempo de 10 a 15 minutos.
- Luego se lavó con agua corriente las raíces, y se utilizó un tamiz adecuado para evitar pérdidas durante el enjuague
- La solución fresca de KOH al 10% y H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 10% mezclamos en proporción 1:1 (V/V). Dependiendo el tipo de raíz, se dejó de 5 a 10 minutos.
- Lavamos las raíces con agua corriente.
- Acidificamos con una solución de HCl al 1N durante 10 minutos para corregir el pH, decantamos el HCl sin lavar y agregamos el Azul de Tripano al 0.05 % y colocamos las raíces a baño maría por 10 minutos, a una temperatura de 90 °C.
- Retiramos el colorante y guardamos en un recipiente.
- Lavamos las raíces en agua destilada y dejamos en reposo por 12 horas para eliminar el exceso de colorante.

- Luego de la tinción fueron cortadas en trozos de 1 cm para obtener en total 5 fragmentos que fueron colocados en láminas portaobjetos y observadas en microscopio compuesto con aumento de los objetivos a 100X.

#### *Determinación del porcentaje de colonización*

- Montaje en portaobjetos: Se colocaron las raíces aclaradas y teñidas en cajas de Petri con suficiente lactoglicerol. En un portaobjetos y con agujas de disección, se colocaron 5 segmentos de aproximadamente 1 cm, en forma paralela. Sobre las raíces, adicionamos gotas de lactoglicerol colocando los cubreobjetos, eliminamos las burbujas y cada laminilla sellamos con esmalte.

- Para realizar la evaluación se observamos en el microscopio con el aumento de 100X, efectuamos tres partes equidistantes por laminilla.

- Al revisar un campo óptico donde se encontró un segmento que contiene hifas, vesículas y/o arbusculos, independientemente de la intensidad de la micorrización se dio el valor de 1 para la evaluación total y por su estructura.

- El porcentaje de colonización endomicorrítica por estructuras y total, se obtuvieron mediante las siguiente formula:

$$\text{Porcentaje de colonización total} = \frac{\# \text{ de segmentos colonizados}}{\# \text{ de segmentos totales}} * 100$$

## CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1. Resultados

#### 4.1.1. Análisis de suelo

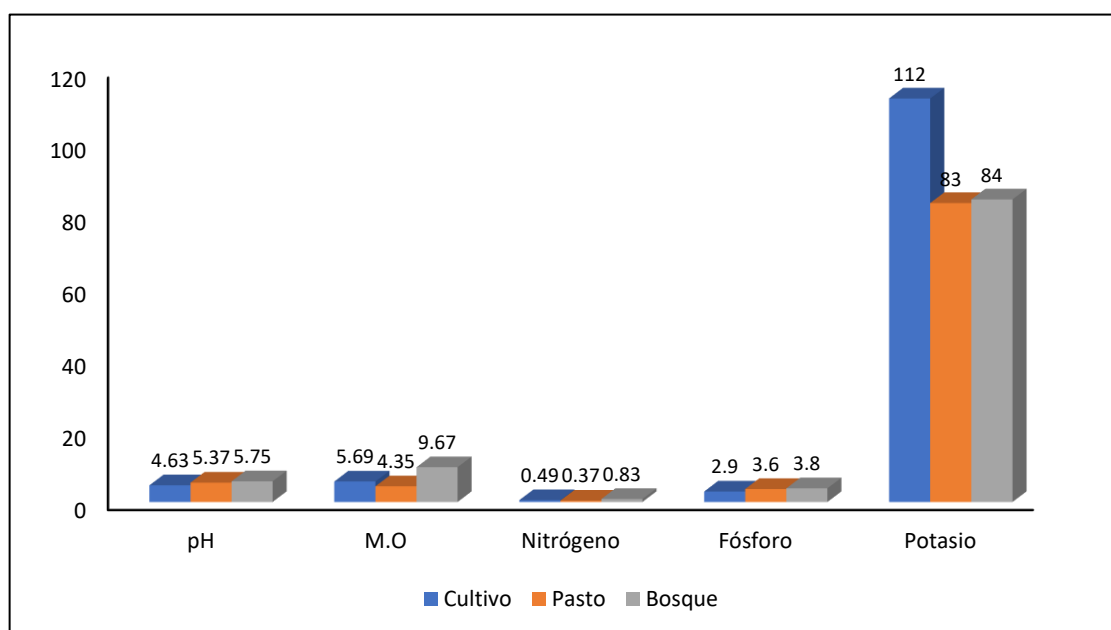
**Tabla 1**

Análisis del suelo evaluado según cada cobertura

Parámetro	Método	Unidades	Cultivo	Pasto	Bosque
pH	Potenciometría	Unidades de pH	4.63	5.37	5.75
M.O	Walkley black	% M. O	5.69	4.35	9.67
Nitrógeno	Kjendall	%N	0.49	0.37	0.83
Fósforo	Bray	mgP/L	2.90	3.60	3.80
Potasio	Espectrofotometría de llama	mgK/L	112.0	83.0	84.0

**Figura 4**

Parámetros de suelo evaluados



En la tabla 1 se presenta el resultado del análisis químico del suelo de cada una de las coberturas evaluadas en este estudio, donde se puede apreciar que en cuanto a pH el valor más alto lo tuvo el suelo de bosque con 5.75 y el más bajo el suelo de cultivo con 4.63; por otro lado, en cuanto a materia orgánica (M.O) el suelo de bosque los valores más altos 9.67 % y el suelo de pasto el menor valor con 4.35 %, en cuanto a Nitrógeno y Fósforo el suelo de bosque presentó el mayor valor con 0.83 %N y 3.80 mgP/L y en cuanto a potasio, el suelo de cultivo el mayor valor con 112 mgK/L.

#### 4.1.2. Densidad de esporas

**Tabla 2**

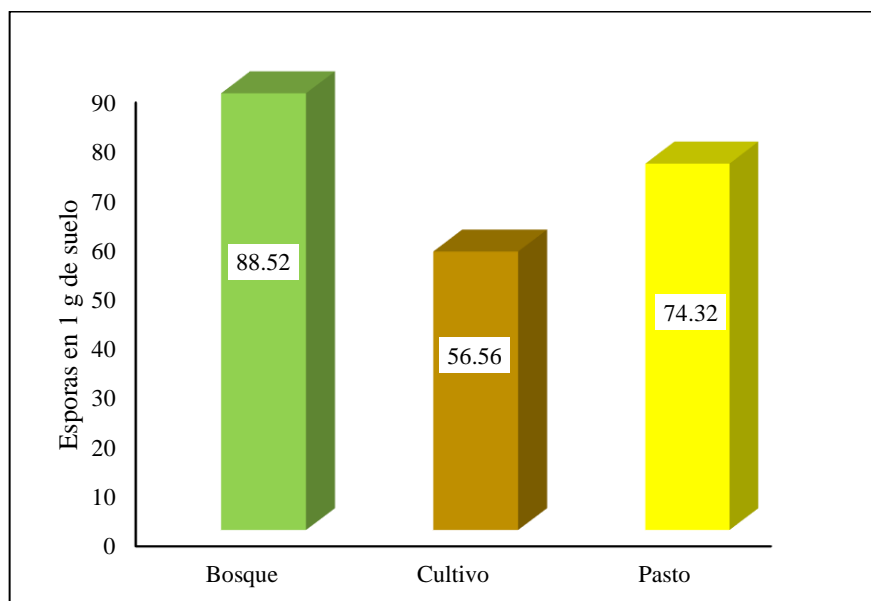
*Numero de esporas en 1g de suelo*

Lugar de Muestreo	Muestra	Recuento de esporas en 1g de suelo					Total de esporas en 1g de suelo	Promedio de esporas en 1 g de suelo	Total de esporas en 100 g de suelo	Promedio total de esporas en 100 g de suelo
		1	2	3	4	5				
Bosque	M-1	101	76	78	100	82	87.40		8,740.00	8852.00
	M-2	85	72	74	95	93	83.80		8,380.00	
	M-3	80	82	97	85	92	87.20	88.52	8,720.00	
	M-4	97	101	89	80	91	91.60		9,160.00	
	M-5	95	102	67	101	98	92.60		9,260.00	
Cultivo	M-1	98	55	48	64	67	66.40		6,640.00	5656.00
	M-2	30	65	46	54	58	50.60		5,060.00	
	M-3	40	70	45	70	70	59.00	56.56	5,900.00	
	M-4	35	70	45	72	45	53.40		5,340.00	
	M-5	45	60	56	45	61	53.40		5,340.00	
Pasto	M-1	72	74	64	71	82	72.60		7,260.00	7432.00
	M-2	60	53	76	89	86	72.80		7,280.00	
	M-3	90	70	56	91	90	79.40	74.32	7,940.00	
	M-4	93	52	65	78	82	74.00		7,400.00	
	M-5	70	75	45	86	88	72.80		7,280.00	

En la tabla 2 se presenta el conteo de esporas de en los suelos de bosque, cultivo y pastos, el conteo promedio de esporas en 1 g de suelo recolectados en las 5 muestras donde se aprecia que el mayor número de esporas encontrados en el suelo de bosque fue obtenida en la muestra M-5 con 92.60 esporas por 1 gramo de suelo, en el suelo de cultivo el mayor número de esporas se encontró en la muestra M-1 con 66.40 esporas por 1 gramo de suelo, en el suelo de pastos en la muestra M-3 se encontró la mayor cantidad de esporas con 79.40 esporas por 1 gramo de suelo.

### Figura 5

Promedio de esporas por 1g en el suelo de cada cobertura evaluada



En la figura 5 se muestra el promedio de esporas en el suelo de las coberturas evaluadas en esta investigación, donde se puede apreciar que en el suelo de bosque se encontraron 88.52 esporas en cada 1 gramo de suelo, en suelo de cultivo se encontraron 56.56 esporas en cada 1 gramo de suelo y en suelo de pasto se encontró 74.32 esporas por cada 1 gramo de suelo.

### Tabla 3

Análisis de varianza de la densidad de esporas en los puntos de muestreo

Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F. cal	P valor	F. tab
Entre grupos	2564.16533	2	1,282.08	63.27	0.00000042	3.89
Dentro de los grupos	243.168	12	20.264			
Total	2807.33333	14				

En la tabla 3 se presenta el resultado del análisis de varianza sobre la cantidad de esporas en cada una de las coberturas de suelo evaluadas, donde se puede apreciar que el resultado de la probabilidad es 0.000000042 que es un valor menor a 0.05, entendiéndose así que existe diferencia significativa al evaluar la cantidad de esporas en cualquiera de los suelos de las coberturas evaluadas.

#### 4.1.2. Colonización de hifas en el suelo de los cultivos evaluados

**Tabla 4**

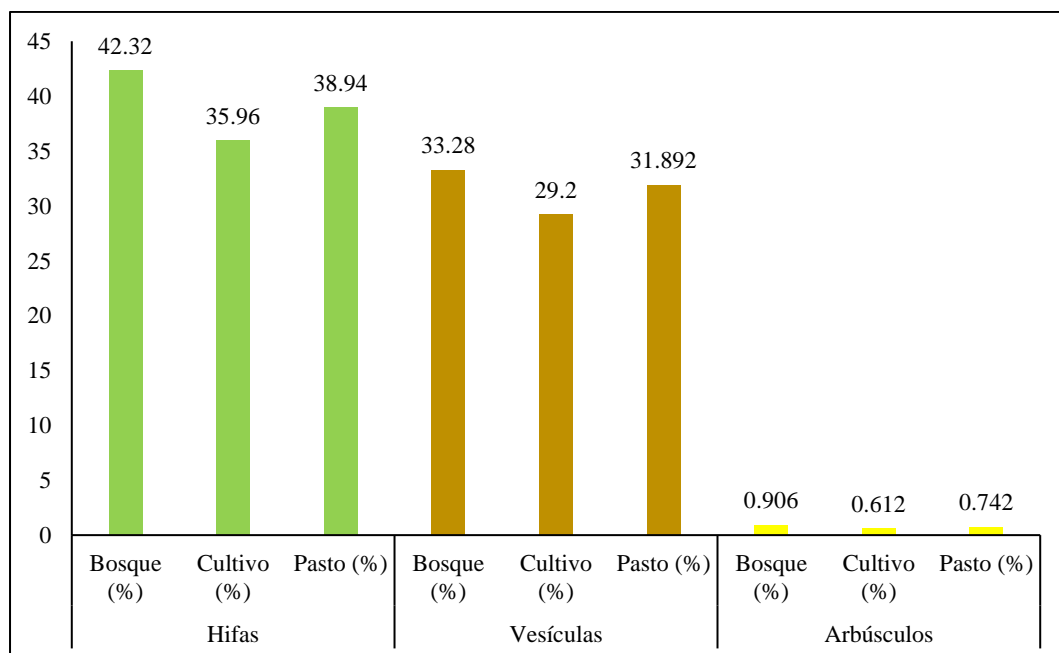
*Colonización de hifas, vesículas y arbusculos*

Muestra	Hifas			Vesículas			Arbusculos		
	Bosque (%)	Cultivo (%)	Pasto (%)	Bosque (%)	Cultivo (%)	Pasto (%)	Bosque (%)	Cultivo (%)	Pasto (%)
M - 1	42.2	32.5	37	33.2	27.6	31.23	1.44	0.92	1.05
M - 2	43.5	33.4	38.5	31.5	28.2	30.2	0.87	0.68	0.78
M - 3	42.4	40.6	41.2	37	31.5	36.2	0.82	0.52	0.65
M - 4	44	41.3	42	36.2	32.4	34.5	0.75	0.42	0.65
M - 5	39.5	32	36	28.5	26.3	27.33	0.65	0.52	0.58
<b>Promedio</b>	<b>42.32</b>	<b>35.96</b>	<b>38.94</b>	<b>33.28</b>	<b>29.2</b>	<b>31.892</b>	<b>0.906</b>	<b>0.612</b>	<b>0.742</b>

En la tabla 4 se muestra el conteo de hifas, vesículas y arbusculos en el suelo de bosque, cultivo y pasto del ACM Bosque de Huamantanga, en donde se aprecia que el suelo de bosque obtuvo en promedio 42.32 % de hifas, 33.28 % de vesículas y 0.906 % de arbusculos; así mismo, el suelo de cultivo obtuvo 35.96 % de hifas, 29.2 % de vesículas y 0.612 % de arbusculos; por su parte el suelo de pastos obtuvo 38.94 % de hifas, 31.892 % de vesículas y 0.742 % de arbusculos.

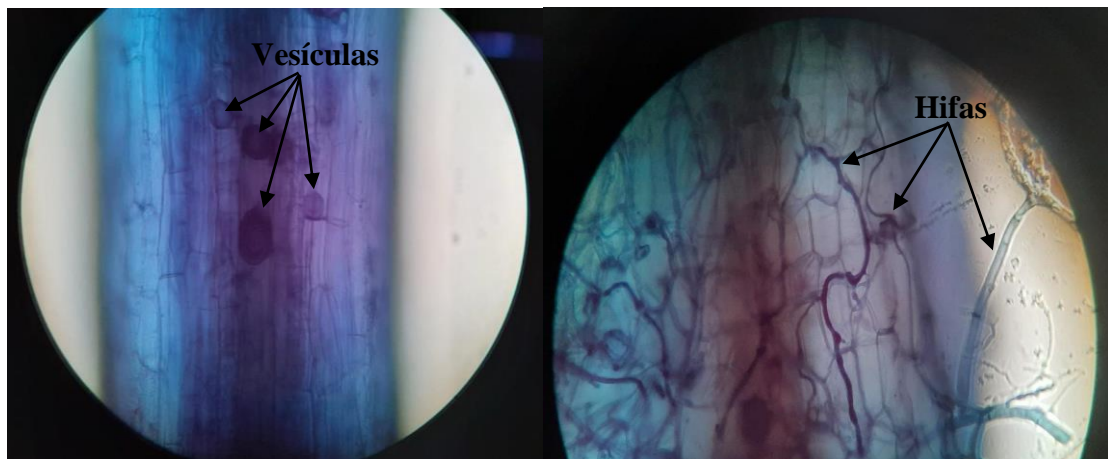
**Figura 6**

*Colonización de hifas, vesículas y arbusculos*



En la figura 6 se observa la comparación de la colonización de hifa, vesículas y arbuscúlos en los suelos de los tres tipos de cobertura evaluados en esta investigación, es así que se puede apreciar que la mayor colonización se presentó en el suelo de bosques y en menor cantidad en el suelo cultivo.

**Figura 7**  
*Vesículas e hifas vistas a microscopio.*





### 4.1.3. Identificación de géneros y especies de micorrizas en el suelo de las coberturas evaluadas

La identificación de los morfotipos de micorrizas se realizó usando un microscopio compuesto haciendo uso de los objetivos 10X y 40X y una lámina porta objetos graduada en milímetros para medir el tamaño de las esporas los resultados se presentan en la siguiente tabla:

**Tabla 5**

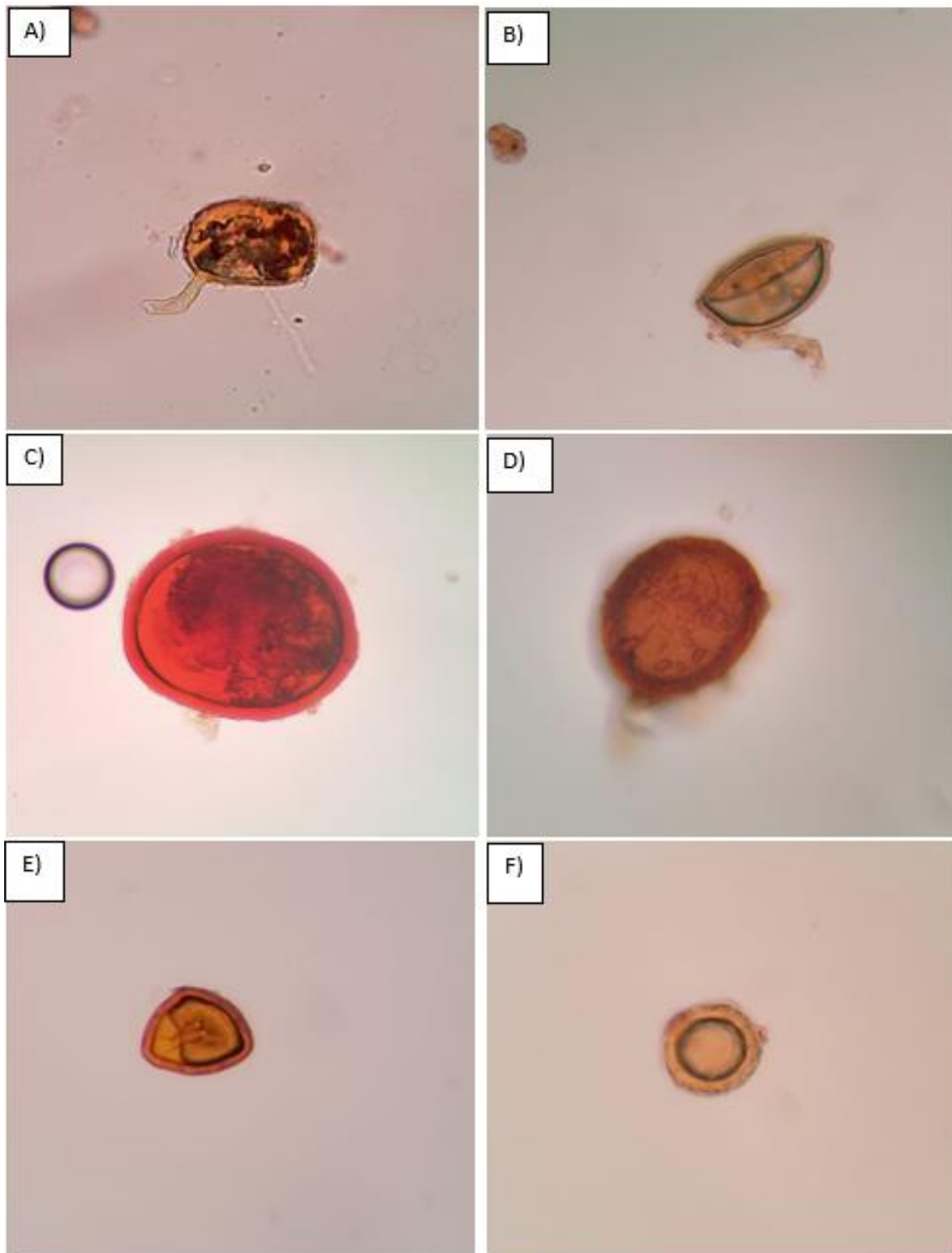
*Identificación de micorrizas en el suelo de las coberturas evaluadas*

<b>Cobertura de suelo</b>	<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Género</b>	<b>Morfotipo</b>
Bosque	Diversisporales	Acaulosporaceae	Entrophospora	<i>Entrophospora</i> sp.1
				<i>Entrophospora</i> sp.2
	Glomerales	Glomaceae	Glomus	<i>Glomus</i> sp. 1
				<i>Glomus</i> sp. 2
				<i>Glomus</i> sp. 3
				<i>Glomus</i> sp. 4
Pasto	Glomerales	Glomaceae	Glomus	<i>Glomus</i> sp. 5
				<i>Glomus</i> sp. 6
				<i>Glomus</i> sp. 7
				<i>Glomus</i> sp. 8
				<i>Glomus</i> sp. 9
				<i>Glomus</i> sp. 10
Cultivo	Glomerales	Glomaceae	Glomus	<i>Glomus</i> sp. 11
				<i>Glomus</i> sp. 12
				<i>Glomus</i> sp. 13
				<i>Glomus</i> sp. 14
	Diversisporales	Acaulosporaceae	Entrophospora	<i>Entrophospora</i> sp.3
				<i>Entrophospora</i> sp.4

En la tabla 5 se observa la identificación de micorrizas encontradas en el suelo de los tres tipos de cobertura evaluadas en esta investigación, es así que en el suelo de bosque se identificaron 6 morfotipos que pertenecen al género *Entrophospora* y al género *Glomus*, en el suelo de pastos se identificaron 6 morfotipos que pertenecen al género *Glomus* y en el suelo de cultivos se identificaron 6 morfotipos que pertenecen al género *Entrophospora* y al género *Glomus*.

## Figura 8

*Identificación morfológica de micorrizas en el suelo de bosque*



En la figura 8, se observa el morfotipo de esporas en el suelo de bosque, A) *Entrophospora* sp.1, B) *Entrophospora* sp.1, C) *Glomus* sp.1, D) *Glomus* sp.2, E) *Glomus* sp.3, F) *Glomus* sp.4.

## Descripción de morfotipos de micorrizas en el suelo de bosque

### - *Glomus* sp.1

Espora de forma generalmente globosa, con un tamaño promedio de 50  $\mu\text{m}$  de color pardo, levemente anaranjado. La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### - *Glomus* sp. 2

Espora de forma semi globosa, con un tamaño promedio de 60  $\mu\text{m}$  de color amarillento levemente anaranjado, presenta doble capa. La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### - *Entrophospora* sp. 1

Espora de forma globosa, con un tamaño promedio de 120  $\mu\text{m}$  de color rojizo, presenta doble capa. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### - *Entrophospora* sp. 2

Espora de forma generalmente globosa, con un tamaño promedio de 120  $\mu\text{m}$  de color pardo rojizo, presenta una capa ligeramente anaranjada. La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### - *Glomus* sp. 3

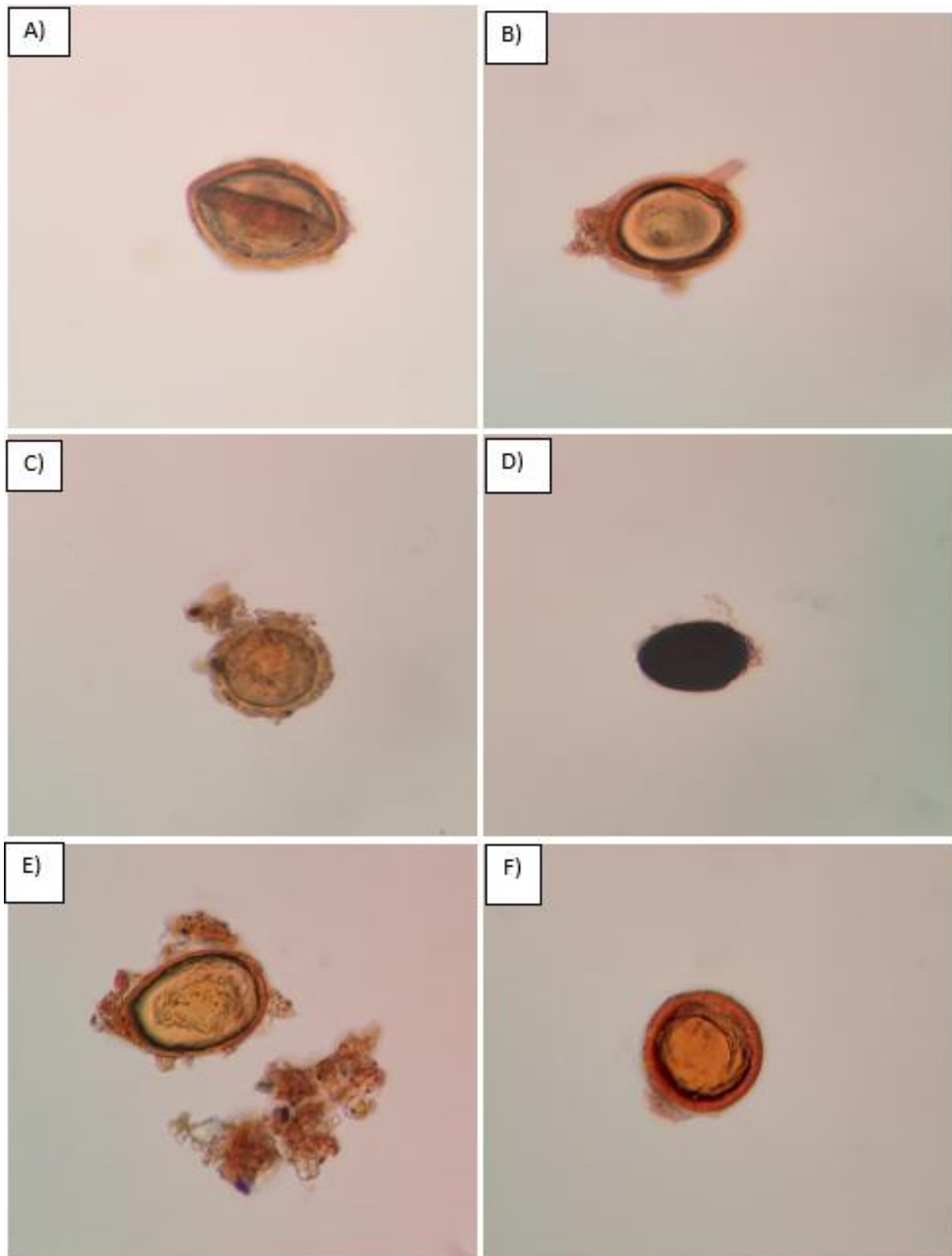
Espora de forma semi globosa, con un tamaño promedio 40  $\mu\text{m}$  de color anaranjado oscuro, presenta doble capa. No presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### - *Glomus* sp. 4

Espora de forma globosa, de color anaranjado, presenta doble capa, con un tamaño de 50  $\mu\text{m}$ . La espora presenta no conexión hifal. Vista al microscopio compuesto (40x).

### Figura 9

Identificación morfológica de micorrizas en el suelo de pastos



En la figura 9, se observa el morfotipo de esporas en el suelo de pasto, A) *Glomus* sp.5, B) *Glomus* sp.6, C) *Glomus* sp.7, D) *Glomus* sp.8, E) *Glomus* sp.9, F) *Glomus* sp.10.

## **Descripción de morfotipos de micorrizas en el suelo de pasto**

### - ***Glomus sp. 5***

Espora de forma globosa, con un tamaño promedio de 80  $\mu\text{m}$  de color pardo, con doble capa. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### - ***Glomus sp. 6***

Espora de forma globosa, con un tamaño promedio de 50  $\mu\text{m}$ , de color anaranjado, con doble capa bien pronunciada. La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### - ***Glomus sp. 7***

Espora de forma subglobosa, con un tamaño promedio de 60  $\mu\text{m}$  de color pardo claro, doble capa bien pronunciada. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### - ***Glomus sp. 8***

Espora de forma globosa, con un tamaño promedio de 50  $\mu\text{m}$  de color negro. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### - ***Glomus sp. 9***

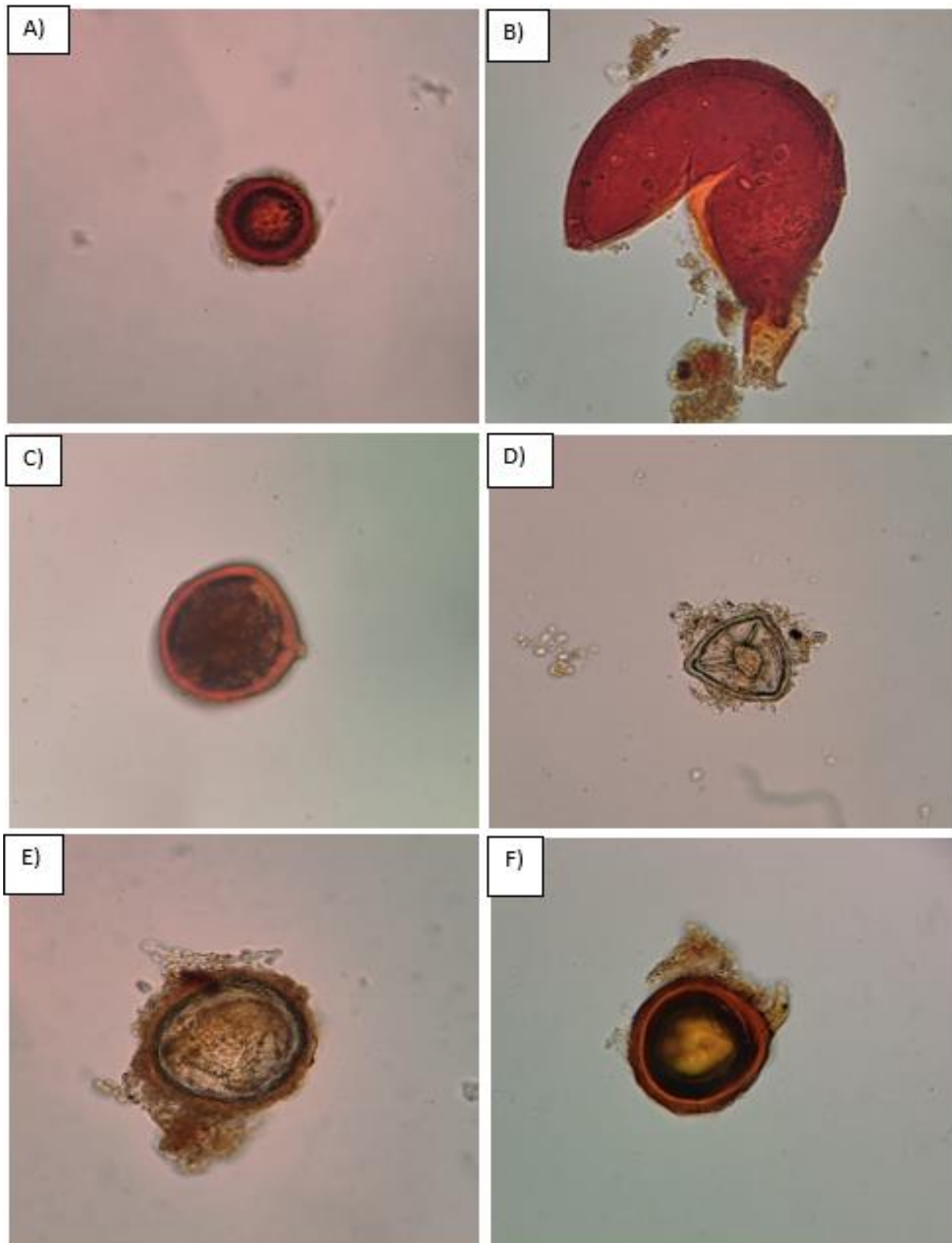
Espora de forma generalmente globosa, con un tamaño promedio de 80  $\mu\text{m}$  de color anaranjado claro, con doble capa bien pronunciada. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### - ***Glomus sp. 10***

Espora de forma globosa, color anaranjado oscuro, presenta una capa (cutícula) pronunciada, con tamaño de 60  $\mu\text{m}$ . La espora no presenta conexión hifal. Vista al microscopio compuesto (40x).

## Figura 10

Identificación morfológica de micorrizas en el suelo de cultivo



En la figura 9, se observa el morfotipo de esporas en el suelo de cultivo, a) *Glomus* sp.11, b) *Entrophospora* sp. 3, c) *Glomus* sp.12, d) *Glomus* sp.13, e) *Entrophospora* sp. 4, f) *Glomus* sp.14.

## **Descripción de morfotipos de micorrizas en suelo de cultivo**

### **- *Glomus* sp. 11**

Espora de forma globosa, color rojo oscuro, con un tamaño de 50  $\mu\text{m}$ . La espora no presenta conexión hifal. Vista al microscopio compuesto (40x).

### **- *Entrophospora* sp. 3**

Espora de forma globosa, de color pardo rojizo, con un tamaño de 150  $\mu\text{m}$ . La espora presenta conexión hifal. Vista al microscopio compuesto (40x).

### **- *Glomus* sp. 12**

Espora de forma subglobosa, con un tamaño promedio de 80  $\mu\text{m}$  de color pardo oscuro, doble capa bien pronunciada de color anaranjado. La espora presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### **- *Glomus* sp. 13**

Espora de forma subglobosa, con un tamaño promedio de 50  $\mu\text{m}$  de color amarillo cristalino. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### **- *Entrophospora* sp. 4**

Espora de forma generalmente globosa, con un tamaño promedio de 90  $\mu\text{m}$  de color plateado y una cutícula que envuelve de color anaranjado, con doble capa bien pronunciada. La espora no presenta conexión hifal, vista al microscopio compuesto (40 x).

### **- *Glomus* sp. 14**

Espora de forma globosa, color pardo rojizo oscuro, presenta una capa (cutícula) pronunciada, con tamaño de 70  $\mu\text{m}$ . La espora presenta conexión hifal. Vista al microscopio compuesto (40x).

## **4.2. Discusión**

En cuanto al análisis de suelo se pudo constatar que en general los suelos evaluados tienen tendencia de ser de pH ácido a neutro, donde el suelo de bosque tiene mayor cantidad

de pH y materia orgánica que los suelos de pasto y cultivo, esta diferencia en el pH se debe al microclima que genera cada tipo de cobertura en el suelo (Tabla 1), esto es corroborado por Valenzuela y Visconti (2018, p.24) quienes mencionan que el pH del suelo está en función del clima, materia orgánica que se almacena sobre la corteza terrestre y el tipo de biomas que se desarrollan; así mismo, los resultados obtenidos por estos autores, son similares a los obtenidos en esta investigación notando así que en los suelos de clima frío el pH del suelo varía entre valores de 4 y 6; así mismo, el pH tiene gran influencia en la cantidad de materia orgánica que contiene el suelo (Capulín et al., 2010, p.52).

Por otra parte, según el análisis realizado al suelo de pasto y cultivos se identificó que tiene valores de nitrógeno de 0.49 y 0.37 % en el suelo, además 112 y 83 mg de fósforo por litro y 2.90 y 3.60 mg potasio por litro los cuales son valores altos lo cual hace que la cantidad de micorrizas en el suelo sea baja, esto lo menciona Pilco (2015,p.65) quien indica que la colonización de micorrizas depende básicamente del pH, la humedad del suelo y la disponibilidad de nutrientes y que además los altos y bajos niveles de fósforo y la fertilización nitrogenada disminuyen el porcentaje de infección de las micorrizas. Por otra parte, en cuanto a la acidez del suelo (pH) los resultados obtenidos fueron que el suelo de bosque obtuvo un valor de pH igual a 5.75, el suelo de pastura fue de 5.37 y el suelo de cultivo fue de 4.63, con lo cual se puede decir que en el área estudiada en esta investigación cuando el suelo es más ácido se tiene menor cantidad de micorrizas, lo cual es corroborado por Rojas et al (2014,p.12) quienes se basan en lo sostenido por Blanco & Salas (1997,p.16) para indicar que en suelos más ácidos se tiene menor cantidad de micorrizas; por su parte, López-Gómez et al. (2015,p.13) mencionan que el hecho de cuantificar el pH es muy importante ya que el efecto de la acidez del suelo sobre el porcentaje de infección de las raíces es más importante que el que se ejerce sobre la sobrevivencia de las esporas del suelo.

Dentro de los resultados obtenidos en función a la densidad de esporas (Tabla 2) en el suelo de bosque se encontró una densidad de 8852 esporas de hongos micorrízicos por cada 100 g de suelo, en menor cantidad se encontró en los suelos de pastos y cultivos identificando así que en 100 g de suelo se puede encontrar 7432 y 5656 esporas de hongos micorrízicos para cada tipo de suelo respectivamente; la diferencia entre cantidad de esporas entre los suelos de las coberturas estudiadas es bastante notoria, y es en los suelos de bosque que se tiene mayor cantidad de esporas, esto es como consecuencia a que hay mayor cantidad de especies arbóreas que en los otros tipos de cultivos lo cual hace que se generen microclimas únicos y las



condiciones edáficas sean más apropiadas para el desarrollo de estos microorganismos (Montenegro et al., 2017, p.24). Estadísticamente los resultados obtenidos (Tabla 3) muestran que la varianza entre la cantidad de esporas por cada tipo de suelo resulta ser diferente significativamente ( $p < 0.05$ ), lo cual expresa los resultados obtenidos donde se obtuvo diferencias notables en cuanto a cantidad de esporas en las muestras de suelo analizadas, obteniendo que el suelo de bosque obtuvo mayor cantidad de esporas que los otros dos tipos de suelo.

Los resultados obtenidos en esta investigación son similares a los obtenidos por otros autores donde también identifican que existe mayor cantidad de esporas en suelos de bosque y menor cantidad de esporas en suelos de cultivos y pasturas, esta variación la explican López-Gómez et al. (2015, p.16) quienes mencionan que la cantidad de esporas es influenciada por factores específicos como pH, temperatura del suelo, fertilidad del suelo y contenido de humedad del suelo, lo cual es corroborado por Macedo (2019, p.22) quien menciona que la principal fuente de variación en la cantidad de esporas que se puede encontrar en muestras de suelo es básicamente el tipo de suelo y el clima. En ese sentido se puede afirmar que debido a que en los suelos de los bosques presentan mayor humedad debido a los microclimas que se generan en estos lugares, además que el contenido de materia orgánica y macronutrientes es mayor por la cantidad y variedad de organismos vegetales que en estas áreas se encuentran. Por otra parte, Lozano Sánchez et al. (2015, p.21) en su investigación pudieron constatar que la cantidad de micorrizas en el suelo de cultivo fue el que obtuvo menor cantidad de micorrizas en el suelo en comparación con el suelo de bosque que fue el que obtuvo mayor cantidad.

Si bien es cierto, en esta investigación se obtuvo como resultados que los suelos de bosque presentan mayor cantidad de micorrizas (8852/100 g de suelo) que los suelos de cultivos (5656/100 g de suelo); sin embargo, existe casos donde la colonización por micorrizas en suelo de bosque puede ser menos que en suelos de cultivos y esto se da cuando los cultivos tienen prácticas de manejo agroecológico como lo mencionan Andrade et al. (2009, p.13) quienes dicen que las prácticas de cero labranza o arado reducido y la aplicación limitada de insumos químicos, entre ellos fungicidas, en las fincas con manejos agroecológicos permiten el fácil establecimiento de altas densidades de esporas de HMA en el suelo.

En cuanto a la colonización de hifas, vesículas y arbuscúlos, se aprecia que el suelo de bosque presenta mayor porcentaje de colonización de los 3 parámetros evaluados, esto se debe a que este tipo de suelo es más rico cantidad de esporas. Por otra parte, en cuanto a géneros se

puede apreciar que tanto el suelo de bosque como el de cultivo presentan dos géneros de micorrizas Entrophoro y Glomus para ambos tipos de suelo, lo contrario ocurre con el suelo de pastos que solo tiene un género que fue Glomus esto se puede explicar debido a que para el desarrollo de cultivos se necesita enriquecer el suelo con diferentes aditivos lo cual hace que la cantidad de micorrizas aumente.

## **CAPÍTULO V.**

### **CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

#### **5.1. Conclusiones**

Se determinó la densidad de esporas de hongos micorrízicos arbusculares en 100 g de suelo de cultivo, pasto y bosque del bosque de Huamantanga de la provincia de Jaén región Cajamarca, donde se pudo determinar que en cada 100 g de suelo de cultivo se tiene 5656.00 esporas, en cada 100 g de suelo de pasto se tiene 7432.00 esporas y en cada 100 g de suelo de bosque se tiene 8852.00 esporas.

Se identificó los tipos de hongos micorrízicos en el suelo de cultivo, suelo de pastos y suelo de bosque, en el bosque de Huamantanga provincia de Jaén región Cajamarca, obteniendo finalmente que en el suelo de bosque se identificaron 6 morfotipos que pertenecen al género *Glomus* y al género *Entrophospora*, en el suelo de pasto se identificaron 6 morfotipos que pertenecen al género *Glomus* y en el suelo de cultivo se identificaron 6 morfotipos que pertenecen al género *Glomus* y al género *Entrophospora*.

Se evaluó el nivel de colonización en raíces por hongos micorrízicos en el suelo de cultivo, suelo de pastos y suelo de bosque en el bosque de Huamantanga provincia de Jaén región Cajamarca, obteniendo que el suelo de bosque obtuvo en promedio 42.32 % de hifas, 33.28 % de vesículas y 0.906 % de arbusculos; así mismo, el suelo de cultivo obtuvo 35.96 % de hifas, 29.2 % de vesículas y 0.612 % de arbusculos; por su parte el suelo de pastos obtuvo 38.94 % de hifas, 31.892 % de vesículas y 0.742 % de arbusculos.

#### **5.2. Recomendaciones**

Se recomienda que se realicen más estudio a nivel taxonómico para poder identificar y tener un inventario claro y preciso sobre los géneros de micorrizas arbusculares que se encuentran en esta área de conservación y así poder aislar estos hongos con fines benéficos apoyando a la agricultura para que obtengan mejores resultados en sus cultivos.

Se recomienda que se capacite a los pobladores que radican en el área de amortiguamiento de esta área de conservación a fin de que hagan un correcto uso del suelo, asegurando así su sostenibilidad y que se degrade en la menor manera posible.

Se recomienda implementar un laboratorio de la UNC-Sede Jaén con equipos tecnológicos que permitan realizar mejores trabajos en la identificación de hongos micorrízicos arbusculares.

Realizar estudios de hongos micorrízicos arbusculares a nivel molecular que permitan determinar con mayor precisión la identificación, para lograr el aislamiento y posterior propagación.

## CAPÍTULO VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abarca, C. (2021). *Comunidades de hongos formadores de micorrizas arbusculares en talares del Partido de Magdalena, Provincia de Buenos Aires: Interacción con la invasión de *Ligustrum lucidum**. Universidad Nacional de La Plata.
- Aguilar, V. E. D. (2020). *Hongos Micorrízicos Arbusculares Asociados A Pastos En Suelos De Campos Petroleros* [Universidad Veracruzana]. <https://cdigital.uv.mx/bitstream/handle/123456789/46427/QuirozCortesMCarmen.pdf?sequence=2&isAllowed=y>
- Álvarez, L. J. (2019). *Las micorrizas arbusculares como moduladoras de la estructura y dinámica de la vegetación leñosa, entre los límites de la selva alta perennifolia y la sabana, en el Bajo Mixe (Oaxaca), México*. Insituto Politécnico Nacional.
- Andrade, S. A. L., Mazzafera, P., Schiavinato, M. A., & Silveira, A. P. D. (2009). Arbuscular mycorrhizal association in coffee. *Journal of Agricultural Science*, 147(2), 105-115. <https://doi.org/10.1017/S0021859608008344>
- Arévalo, A. Y. G. (2018). *Evaluación y Caracterización de Hongos Micorrízicos Arbusculares en Tres Agroecosistemas y Dos Bosques en las Provincias de Alto Amazonas y Lamas* [Universidad Nacional Agraria La Molina]. <http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/2131/L02-C389-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Blanco, F., & Salas, E. (1997). *Micorrizas en la agricultura: Contexto Mundial e Investigación realizada en Costa Rica*. Agronomía Costarricense.
- Briceño, N. B. R., Castillo, E. B., Quintana, J. L. M., Cruz, S. M. O., & López, R. S. (2019). Deforestación en la Amazonía peruana: Índices de cambios de cobertura y uso del suelo basado en SIG. *Boletín de la Asociación de Geógrafos Españoles*, (81).
- Capulín, G. J., Mohedano, C. L., & Razo, Z. R. (2010). Cambios en el suelo y vegetación de un bosque de pino afectado por incendio. *Terra Latinoamericana*, 28(1), 79-87.
- Chavez, R. P. E. (2020). *Relación de Comunidades de Hongos Formadores de Micorrizas*

*Arbúsculares con Diferentes Coberturas Vegetales de la Reserva Forestal Protectora Bosque Oriental de Bogotá.* Universidad Distrital Francisco José de Caldas.

- Dalence Martinic, J. S. (1999). Fuentes de polución difusa y grado de contaminación por nitratos en los suelos agrícolas en el abanico de Punata.
- Escandón Calderón, J., Ordóñez Díaz, J. A. B., Nieto de Pascual Pola, M. C. D. C., & Ordóñez Díaz, M. D. J. (2018). Cambio en la cobertura vegetal y uso del suelo del 2000 al 2009 en Morelos, México. *Revista mexicana de ciencias forestales*, 9(46), 27-53.
- Fernández, F. A. A. (2019). *Evaluación multitemporal del cambio de cobertura y uso del suelo en la cuenca baja del Río Chambo* (Bachelor's thesis, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo).
- García, S., Pezzani, F., Lezama, F., & Paruelo, J. M. (2019). Grazing components differentially affect mycorrhizas in *Paspalum ditatum* Poir. *Ecologia Austral*, 29(2), 164–173. <https://doi.org/10.25260/EA.19.29.2.0.802>
- Garzón, L. P. (2015). Importancia de las micorrizas arbusculares (Ma) Para Un Uso Sostenible Del Suelo En La Amazonia Colombiana. *Luna Azul*, 42, 217–234. <https://doi.org/10.17151/luaz.2016.42.14>
- Gerdemann, J. W., & Nicolson, T. H. (1962). Endogone spores in cultivated soils. *Nature*. <https://doi.org/10.1038/195308b0>
- Gómez, M. A. C., Ordóñez, G. C., Ordoñez, J. H. R., Chávez, J. G. E., & Navia, E. J. F. (2019). Evaluation of arbuscular mycorrhizae (hma) associated with three systems of land use, high Andean zone of Nariño. *Universidad de Nariño*.
- Gómez, U. N., Zhingre, C. L., Quiñonez, C. E., Armijos, L. P., López, P. L., Cordova, M. E., & Mendoza, N. A. (2019). Aislamiento y caracterización morfológica de Hongos Micorrízicos Arbusculares (HMA) de zonas riparias del Sur del Ecuador: un enfoque a la producción de biofertilizantes. Isolation and Morphological Characterization of Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) f. *Revista Del Centro de Estudio y Desarrollo de La Amazonia*, 09(01), 1–7. <file:///C:/Users/VALLEDUPAR/Downloads/Documents/700-Texto del artículo-2104-1-10-20200224.pdf>

- Gonzales-Chávez, M. C., Gutiérrez-Castorena, M., & Wright, S. (2004). Arbuscular Mycorrhizal Fungi on Soil Aggregation and its Stability. *Terra Latinoamericana*, 22(4), 507–514.
- Hernández-Morales, J. L., López-Sánchez, C., & de Jesús Palma-Cruz, F. (2014). Caracterización morfológica de micorriza arbuscular asociada a *Agave potatorum* Zucc. con potencial de uso agronómico. *Revista Mexicana de Agroecosistemas*, 1(2), 82-93.
- Herrera Monroy, S., Castro Brindis, R., Pérez Moreno, J., & Valdés Velarde, E. (2019). Diversidad endomicorrícica en plantas de café (*Coffea arabica* L.) infestadas con roya (*Hemileia vastatrix*). *Nova scientia*, 11(22), 102-123.
- Lambin, E. F., & Strahler, A. H. (1994). Indicators of land-cover change for change-vector analysis in multitemporal space at coarse spatial scales. *International Journal of Remote Sensing*, 15(10), 2099-2119.
- Lino, M. J. J. (2017). *Diseño y analisis de costo de una vivienda popular proyectada de caña guadua y madera* (Bachelor's thesis, JIPIJAPA-UNESUM).
- López-Gómez, B. F., Alarcón, A., Quintero-Lizaola, R., & Lara-Herrera, A. (2015). Selección de cepas de hongos micorrízicos arbusculares en dos sistemas de producción de chile. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*, 6(6), 1203-1214.
- Lovera, M., y Cuenca, G (2007). Diversidad de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) y potencial micorrízico del suelo de una sabana natural y una sabana perturbada de la gran sabana, Venezuela. *Interciencia*, Vol. 32(2), págs. 108-114
- Lozano Sánchez, J. D., Armbrrecht, I., & Montoya Lerma, J. (2015). Hongos formadores de micorrizas arbusculares y su efecto sobre la estructura de los suelos en fincas con manejos agroecológicos e intensivos. *Acta Agronómica*, 64(4), 289-296.
- Macedo Pérez, L. J. (2018). Identificación, nivel de propagación y colonización de hongos micorrízicos arbusculares asociados a *Manilkara bidentata* (quinilla colorada) en un bosque húmedo tropical en la zona de Macuya, Huánuco, Amazonia Peruana.

- Meyer, W. B., Meyer, W. B., & BL Turner, I. I. (Eds.). (1994). *Changes in land use and land cover: a global perspective* (Vol. 4). Cambridge University Press.
- Meza, F. (2016). Hongos micorrízicos de plantaciones de (melina) y su potencial como biofertilizantes en plántulas a nivel de vivero, año 2015. Tesis de postgrado. Universidad Técnica Estatal de Quevedo. Ecuador. 76 p.
- Meza, B. F., Díaz, O. E., Escobar, T. H., Pinargote, C. B., Cachipundo, C. J., Meza, B. G., López, M. F., Meza, B. C., Meza, B. J., Cachipundo, C. J., & Cabrera, V. R. (2017). Identification of arbuscular mycorrhizal fungi in melina (*Gmelina arborea* ROXB) plantations in the ecuadorian humid tropics. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 28(4), 969–975. <https://doi.org/10.15381/rivep.v28i4.13883>
- Montenegro, A. D. C. E., Filella, J. B., & Valdivia, N. A. G. (2017). Estudio comparativo macrofauna del suelo en sistema agroforestal, potrero tradicional y bosque latifoliado en microcuena del trópico seco, Tomabú, Nicaragua. *Revista Científica de FAREM-Esteli*, (22), 39-49.
- Morton, J.B. (1988). Taxonomy of VA mycorrhizal fungi: Classification, nomenclature, and identification. *Mycotaxon* 32: 267-324.
- Oehl F, Sieverding E, Mäder P, Dubois D, Ineichen K, Boller T, Wiemken A. 2004. Impact of long-term conventional and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Ecos. Ecol.* 138(4):574 - 583.
- Pérez, A., Cury, K., & Oviedo, L. (2016). Colonización de micorrizas arbusculares en tres especies de pasturas del departamento de Sucre. *Temas Agrarios*, 21(2), 65–75. <https://doi.org/10.21897/rta.v21i2.902>
- Pilco, P. M. F. (2015). *Estudio de las micorrizas asociadas a Miconia bracteolata Bonpl. en el bosque de ceja andina sector Guangra, parroquia Achupallas, cantón Alausí, provincia de Chimborazo* (Bachelor's thesis, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo).
- Pichazaca, C. J. L. (2021). Análisis multitemporal del cambio de cobertura y uso del suelo en el área de estudio localizada en la microcuena del río Capulí, provincia de Cañar.



- Piñón, P. E. (2009). Potenciales de micorrización en suelos de bosque mesófilo de montaña con diferentes historias de uso. Instituto Politécnico Nacional, México.
- Programa Nacional de Manejo de Cuencas Hidrográficas y Conservación de Suelos (PRONAMACHS). (1998). Aspectos fitosanitarios y micorríticos en viveros forestales en la Sierra Peruana 1996-1997. Proyecto Forestería en Microcuencas Altoandinas del Pronamachs Femap FAO/GCP/033/Net Donación del Gobierno del Reino de los países Bajos Holanda. Perú.
- Rojas, C. F. L. (2017). *Análisis de los cambios de cobertura y uso del suelo en el distrito de Ichocán, provincia de San Marcos-Cajamarca, periodo 1989-2015*.
- Rojas-Mego, K. C., Elizarbe-Melgar, C., Gárate-Díaz, M. H., Ayala-Montejo, D., Pedro, R. C., & Sieverding, E. (2014). Hongos de micorriza arbuscular en tres agroecosistemas de cacao (*Theobroma cacao* L.) en la Amazonía peruana. *Folia Amazónica*, 23(2), 149-156.
- Rosero, M. M. M. (2017). *Análisis Multitemporal del Uso del Suelo y Cobertura Vegetal de la Cuenca del Río Tahuando y Proyección de Cambios al Año 2031, en el Cantón Ibarra, Provincia de Imbabura* [Universidad Técnica del Norte]. <https://mail.ambiente.gob.ec/service/home/~/?auth=co&loc=es&id=12757&part=2>
- Sáenz, H. U. N., & Nicoya, R. I. C. (2017). *Evaluación de la producción de cepas de micorrizas aisladas de la empresa Monte Rosa del departamento de Chinandega, utilizando tres sustratos (*Sorghum bicolor* L, *Zea mays*, *Saccharum officinarum* L) en el período de producción 2016-2017. Trabajo*. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-león.
- Santillana, N., & Toro, M. (2018). Asociación micorrízica arbuscular en pastizales de la comunidad Alto Andina de Ccarhuaccpampa – Ayacucho. *Ecología Aplicada*, 17(2), 165. <https://doi.org/10.21704/rea.v17i2.1236>
- Sánchez, M. C. (2016). 5 de diciembre: Día Internacional del Suelo. Obtenido de Intituto Nacional de Tecnología Agropecuaria: <http://inta.gob.ar/noticias/5-dediciembre-dia-internacional-del-suelo>.

- Schübler A., Schwarzott D., Walker C. (2001). A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycol Res.* 105: 1413-1421.
- Schenck, N.C., Y. Pérez. (1990). Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi. 3th Edition. Synergistic Publications. Gainsville.
- Tapia-Goné, J., Ferrera-Cerrato, R., Varela-Fregoso, L., Rodríguez Ortiz, J. C., Lara Mireles, J., Soria Colunga, J. C., ... & Cisneros Almazán, R. (2008). Caracterización e identificación morfológica de hongos formadores de micorriza arbuscular, en cinco suelos salinos del estado de San Luis Potosí, México. *Revista mexicana de micología*, 26, 1-7.
- Ulloa, R. M. L., & Orrico, C. M. (2019). Caracterización de micorrizas arbustivas en diferentes materiales genéticos de palma aceitera, Concordia-Ecuador. *Ecuador es calidad*, 6(1).
- UNEP, F. (2000). Workshop on sustainable approaches for pest and vector management and opportunities for collaboration in replacing POPs Pesticides, Bangkok, March 6-10, 2000.
- Valenzuela B, I. G., & Visconti M, E. F. (2018). Influence of climate, soil use and soil depth on soil organic carbon content at two Andean altitudinal sites in Norte de Santander, Colombia. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 12(1), 233-243.
- Verburg, P. H., Veldkamp, A., & Fresco, L. O. (1999). Simulation of changes in the spatial pattern of land use in China. *Applied geography*, 19(3), 211-233.
- Vera, A. E. A. (2018). *Evaluación y análisis de los cambios de cobertura vegetal del manglar del Refugio de Vida Silvestre Manglares Estuario Río Esmeraldas* (Doctoral dissertation, Ecuador-PUCESE-Escuela de Gestión Ambiental).
- Witting, C. N. J. (2019). Cambio de cobertura y uso del suelo en diferentes períodos a partir del uso de imágenes satelitales en el distrito de Codo del Pozuzo, Huánuco.





### Anexo 3. Registro fotográfico de colecta de muestras de suelo de bosque



Foto 1. Identificación de área de muestreo



Foto 2. Medición de profundidad para extracción de muestra



Foto 2. Medición de profundidad para extracción de muestra



#### Anexo 4. Registro fotográfico de colecta de muestras de suelo de pasto



Foto 4. Identificación de área de muestreo de suelo de pasto



Foto 5. Georreferenciación de área de muestreo de pasto



Foto 6. Medición de profundidad para extracción de muestra de suelo de pasto

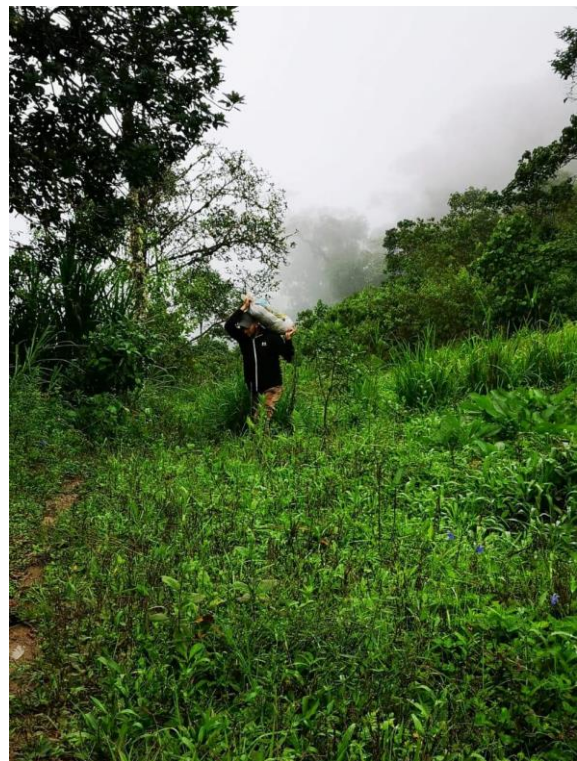


Foto 7. Medición de profundidad para extracción de muestra



## Anexo 5. Registro fotográfico de colecta de muestras de suelo de cultivo

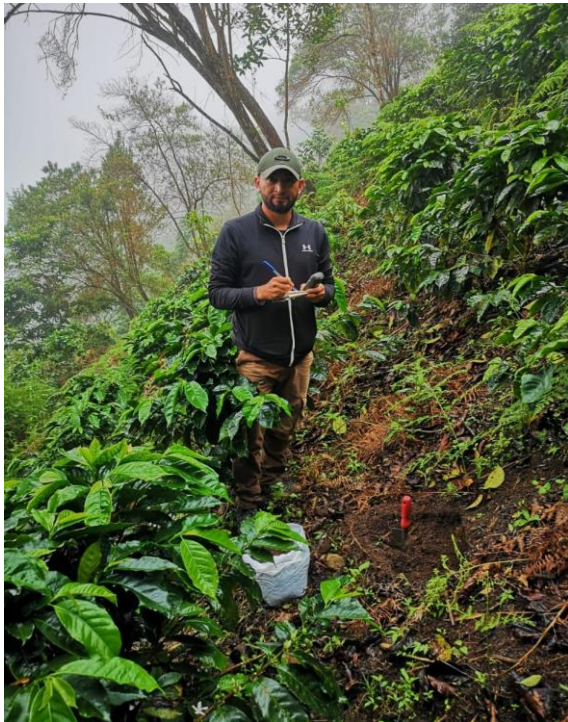


Foto 8. Georreferenciación de área de muestreo



Foto 9. Extracción de muestra de suelo de cultivo

## Anexo 6. Registro fotográfico de colecta de muestras colectadas



Foto 10. Muestras de suelo embolsadas



Foto 10. Evidencia de muestras de suelo



Anexo 7. Registro fotográfico de procesamiento en laboratorio



Foto 11. Peso de 100 g de suelo



Foto 12. Disolución de suelo en agua



Foto 13. Suelo disuelto



Foto 14. Visualización al microscopio



## Anexo 5. Análisis de suelo en laboratorio



### ENSAYO SUELOS OIKOSLAB N°1889-2022

Solicitante : BACH. JHONATAN ARNALDO RIVERA MUNDACA  
 Fecha de recepción : 22-03-22  
 Proyecto : "HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EN CAMBIO DE USO DE  
 Ubicación: : SUELO EN EL BOSQUE DE HUAMANTANGA PROVINCIA DE JAÉN-  
 PERÚ"

#### I.- Ubicación de la muestra

Localidad : Centro Poblado San Luis del Nuevo Retiro  
 Distrito : Huabal  
 Provincia : Jaén  
 Región : Cajamarca  
 Responsable : Bach. Jhonatan Arnaldo Rivera Mundaca

#### II.- Descripción de la muestra

Tipo : Suelo para evaluación de hongos micorrizicos arbusculares  
 Muestra proporcionada por el solicitante

#### III.- Resultados de los ensayos

Parámetro	Método	Unidades	Suelo de cultivo de café	Suelo de pastura	Suelo de bosque
pH	Potenciometría	Unidades de pH	4.63	5.37	5.75
Materia orgánica	Walkley black	%M.O	5.69	4.35	9.67
Nitrogeno	Kjendall	%N	0.49	0.37	0.83
Fósforo	Bray	mgP/L	2.90	3.60	3.80
Potasio	Espectrofotometría de llama	mgK/L	112.0	83.0	84.0

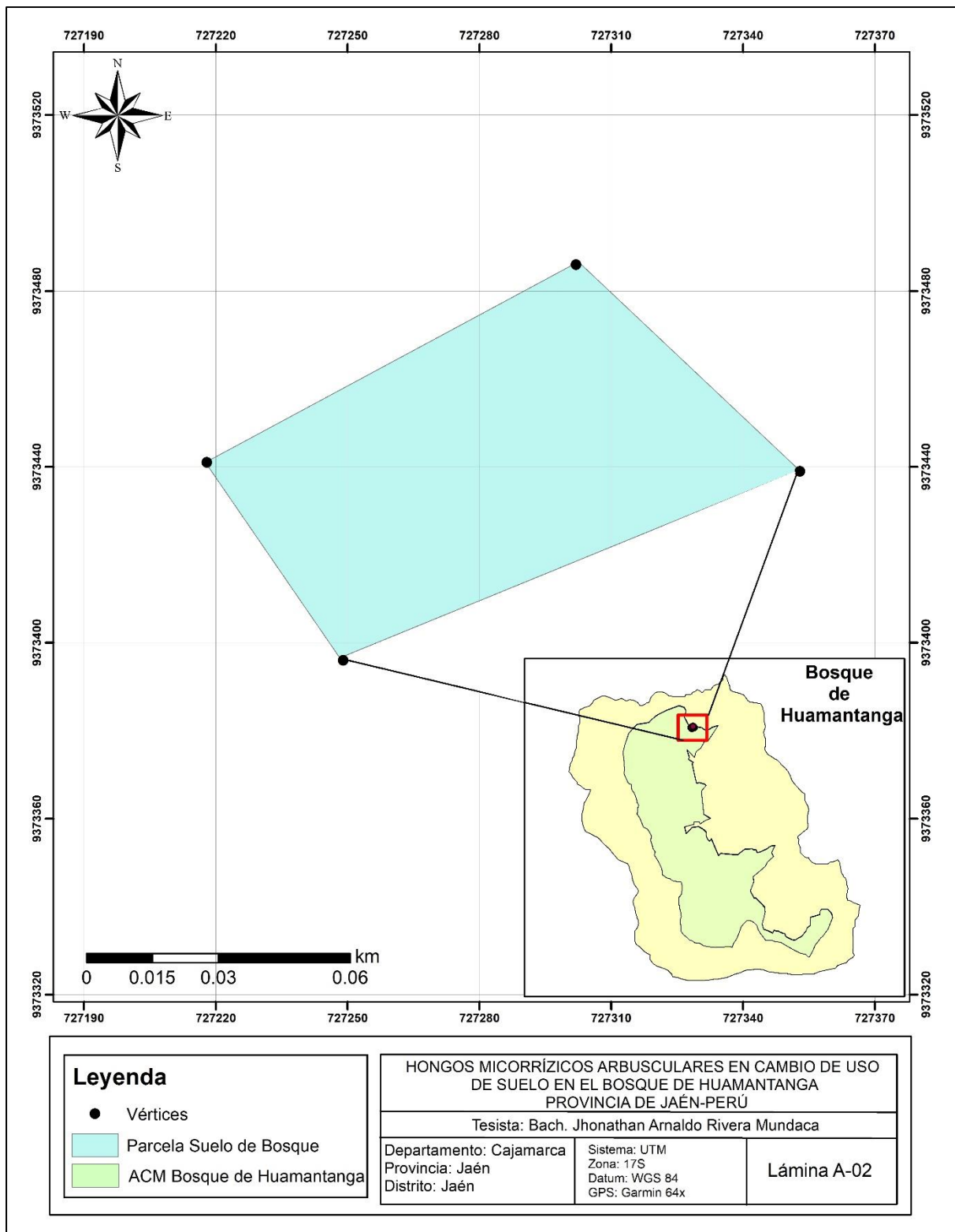
  

**Jorge A. Delgado Soto**  
 ING. RESPONSABLE  
 CIP. 56757
 

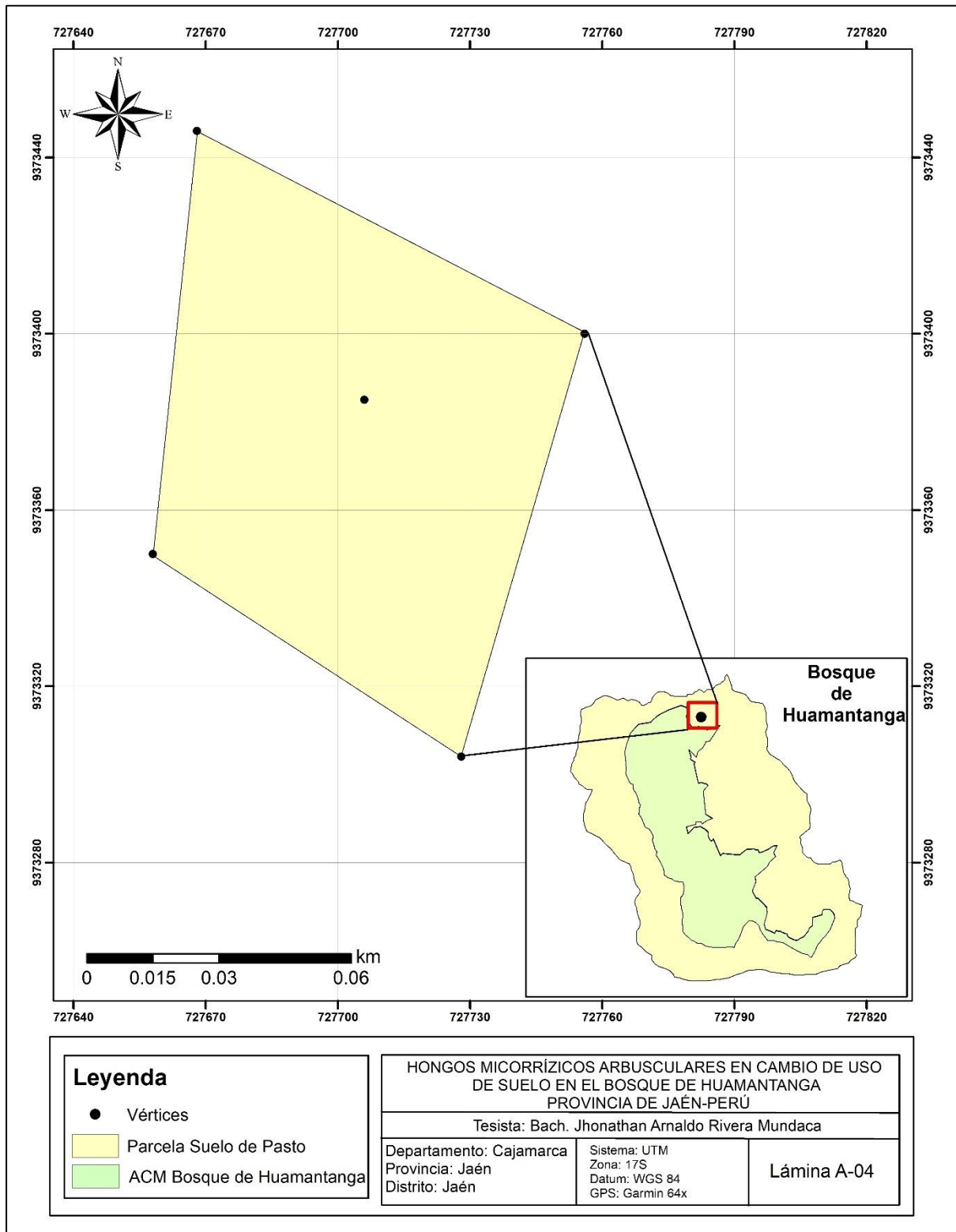


## Anexo 6. Mapas de ubicación de parcelas de evaluación

Mapa 1. Mapa de ubicación de parcela de suelo de bosque



Mapa 2. Mapa de ubicación de parcela de suelo de pasto



Mapa 3. Mapa de ubicación de parcela de suelo de cultivo

