

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA



TESIS

**FRECUENCIA DE GÉNEROS DE HONGOS
MICORRÍCICOS ARBUSCULARES EXTRAÍDOS DE LA
RIZOSFERA DE *Physalis peruviana* DEL DISTRITO DE
CURAHUASI, REGIÓN APURÍMAC**

PRESENTADO POR:

Br. INGRID ESTEFANY MORA OVIEDO

Br. BRIAN JOEL CHIHUANTITO QUISPE

**PARA OPTAR AL TÍTULO PROFESIONAL
DE BIÓLOGO**

ASESOR:

Dr. MÁXIMO AMÉRICO CHACÓN
CAMPANA

CUSCO – PERÚ

2026



Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco

INFORME DE SIMILITUD

(Aprobado por Resolución Nro.CU-321-2025-UNSAAC)

El que suscribe, el Asesor MÁXIMO AMÉRICO CHACÓN CAMPANA

..... quien aplica el software de detección de similitud al
trabajo de investigación/tesis titulada: FRECUENCIA DE GÉNEROS DE HONGOS
MICORRIZICOS ARBUSCULARES EXTRAÍDOS DE LA RIZOSFERA DE
Physalis peruviana DEL DISTRITO DE CURAHUASI, REGIÓN APURÍMAC

Presentado por: INGRID ESTEFANY HORA OUIEDO DNI N° 71794039;

presentado por: BRIAN JOEL CHIHUANTITO QUISPE DNI N°: 71734184

Para optar el título Profesional/Grado Académico de BIÓLOGO

Informo que el trabajo de investigación ha sido sometido a revisión por 1 veces, mediante el
Software de Similitud, conforme al Art. 6° del **Reglamento para Uso del Sistema Detección de**
Similitud en la UNSAAC y de la evaluación de originalidad se tiene un porcentaje de 5 %.

Evaluación y acciones del reporte de coincidencia para trabajos de investigación conducentes a grado académico o título profesional, tesis

Porcentaje	Evaluación y Acciones	Marque con una (X)
Del 1 al 10%	No sobrepasa el porcentaje aceptado de similitud.	☒
Del 11 al 30 %	Devolver al usuario para las subsanaciones.	☐
Mayor a 31%	El responsable de la revisión del documento emite un informe al inmediato jerárquico, conforme al reglamento, quien a su vez eleva el informe al Vicerrectorado de Investigación para que tome las acciones correspondientes; Sin perjuicio de las sanciones administrativas que correspondan de acuerdo a Ley.	☐

Por tanto, en mi condición de Asesor, firmo el presente informe en señal de conformidad y **adjunto**
las primeras páginas del reporte del Sistema de Detección de Similitud.

Cusco, 03 de Julio de 2026


Firma

Post firma: MÁXIMO AMÉRICO CHACÓN CAMPANA

Nro. de DNI: 23815848

ORCID del Asesor: 0000-0002-3714-365X

Se adjunta:

1. Reporte generado por el Sistema Antiplagio.
2. Enlace del Reporte Generado por el Sistema de Detección de Similitud: **oid:** 27259:604463576

TESIS FRECUENCIA DE GENEROS DE HONGOS MICORRÍCICOS ARBUSCULARES EXTRAÍDOS DE LA RIZOSFE...

 Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco

Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid:::27259:604463576

Fecha de entrega

3 jul 2026, 11:53 a.m. GMT-5

Fecha de descarga

3 jul 2026, 12:09 p.m. GMT-5

Nombre del archivo

TESIS FRECUENCIA DE GENEROS DE HONGOS MICORRÍCICOS ARBUSCULARES EXTRAÍDOS DE LA R....pdf

Tamaño del archivo

6.7 MB

128 páginas

20.519 palabras

120.560 caracteres

5% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para ca...

Filtrado desde el informe

- Bibliografía
- Texto citado
- Texto mencionado
- Coincidencias menores (menos de 10 palabras)

Exclusiones

- N.º de fuentes excluidas
- N.º de coincidencias excluidas

Fuentes principales

- 5%  Fuentes de Internet
- 1%  Publicaciones
- 3%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alerta de integridad para revisión

-  **Caracteres reemplazados**
41 caracteres sospechosos en N.º de páginas
Las letras son intercambiadas por caracteres similares de otro alfabeto.

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitirían distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.

DEDICATORIA

A mis padres Cirila Oviedo Pacasi y Ciriaco Mora Abal, por su amor incondicional, su apoyo constante, sus sacrificios y por creer siempre en mí. Gracias por ser mi mayor inspiración y por enseñarme que con esfuerzo, perseverancia y dedicación es posible alcanzar los sueños.

A mis hermanos Nancy, Samuel y Daniela, por su cariño, compañía y palabras de aliento a lo largo de este camino. Su apoyo ha sido un impulso invaluable para seguir adelante y no rendirme ante las dificultades.

A mi familia, mi más profundo agradecimiento. Este logro también les pertenece, porque han sido parte fundamental de mi formación y de cada paso que me ha llevado hasta aquí.

Ingrid Mora

A mis padres Hubert Chihuantito Rodríguez y Norma Quispe Abarca, gracias por cada una de sus enseñanzas que contribuyeron a mi formación como persona, por su amor incalculable y apoyo incondicional para lograr este objetivo profesional.

A mis queridos hermanos Steve, Michael y Paul, por su afecto sincero, comprensión y constante aliento, que hicieron más llevadero este recorrido académico y personal.

Brian Chihuantito

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a Dios por brindarnos salud, fortaleza y sabiduría para superar cada etapa que significó realizar el presente trabajo y culminar esta importante etapa de nuestra formación profesional.

A nuestra Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco y a la Facultad de Ciencias Biológicas, por todo el conocimiento impartido en sus aulas que nos ayudaron a formarnos como profesionales.

A nuestro querido asesor Dr. Máximo Américo Chacón Campana, por su valiosa orientación, dedicación, paciencia, conocimientos y todas las facilidades, que contribuyeron significativamente al desarrollo y culminación de esta investigación.

A nuestros familiares, que fueron el pilar fundamental para alcanzar este objetivo, ya que cada palabra significó mucho en nuestra perseverancia para concluir este trabajo.

A todos nuestros amigos por su cálida compañía en todo este recorrido que fue la etapa universitaria.

A todos ustedes, nuestro más profundo agradecimiento.

ÍNDICE

RESUMEN	1
ABSTRACT	2
INTRODUCCIÓN.....	3
PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	5
JUSTIFICACIÓN DEL PROBLEMA	7
OBJETIVOS.....	8
CAPÍTULO I.....	9
MARCO TEÓRICO	9
1.1. Antecedentes	9
1.1.1. Antecedentes Internacionales	9
1.1.2. Antecedentes Nacionales	10
1.1.3. Antecedentes Locales	11
1.2. Conceptos teóricos	12
1.2.1. Micorrizas.....	12
1.2.2. Tipos de micorrizas	12
1.2.3. Hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA).....	13
1.2.4. Partes de los hongos micorrícicos arbusculares	14
1.2.5. Reproducción de hongos formadores de micorrizas arbusculares.....	20
1.2.6. Desarrollo de la simbiosis de HMA	20
1.2.7. Importancia de la simbiosis: Hongo – Planta	22
1.2.8. Importancia de los hongos micorrícicos arbusculares para la agricultura.....	23
1.2.9. Filo Glomeromycota.....	24
1.2.10. Aguaymanto	33
1.2.11. Morfología del aguaymanto.	34
CAPÍTULO II.....	35
MATERIALES Y METODOLOGÍA	35
2.1. Materiales.....	35
2.1.1. Área de procedencia de la muestra.....	35
2.1.2. Área de procesamiento	35
2.1.3. Material biológico	35
2.1.4. Equipos e insumos.....	35
2.2. METODOLOGÍA	38

2.2.1.	Tipo de investigación	38
2.2.2.	Línea de investigación	38
2.2.3.	Descripción del área de estudio	38
2.2.3.1.	Ubicación geográfica:	39
2.2.3.2.	Ubicación política:	39
2.2.3.3.	Límites:	40
2.2.4.	Métodos y fundamentos	40
2.2.4.1.	Determinación de los parámetros físicos y químicos de suelo rizosférico donde desarrollan hongos formadores de micorrizas	40
2.2.4.2.	Aislamiento y cuantificación de esporas de hongos micorrícicos arbusculares	45
2.2.4.2.1.	Aislamiento de esporas de hongos micorrícicos arbusculares	45
2.2.4.2.2.	Cuantificación de esporas de hongos micorrícicos arbusculares	48
2.2.4.3.	Determinación de estructuras intraradicales de hongos micorrícicos arbusculares	48
2.2.4.3.1.	Cultivo de plantas trampa para determinación de estructuras intraradicales de hongos micorrícicos arbusculares.....	48
2.2.4.3.2.	Tinción de raíces de plantas trampa para observación de estructuras intraradicales de hongos micorrícicos arbusculares	50
2.2.4.4.	Identificación de géneros de hongos micorrícicos arbusculares y determinación de su frecuencia en la rizosfera de <i>Physalis peruviana</i>	51
2.2.4.4.1.	Montaje de esporas de HMA	51
2.2.4.4.2.	Identificación de géneros de hongos micorrícicos arbusculares.....	53
2.2.4.4.3.	Determinación de la frecuencia de géneros de hongos micorrícicos arbusculares	53
CAPÍTULO III		54
RESULTADOS		54
3.1.	Determinación de parámetros físicos y químicos del suelo rizosférico de <i>Physalis peruviana</i> donde desarrollan hongos formadores de micorrizas arbusculares	54
3.2.	Aislamiento y cuantificación de esporas de hongos micorrícicos arbusculares en 20g de suelo rizósferico de aguaymanto	55
3.2.1.	Esporas de hongos micorrícicos arbusculares aisladas.....	55
3.2.2.	Cuantificación de esporas de hongos micorrícicos arbusculares por rizosfera de <i>Physalis peruviana</i>	57
3.3.	Determinación de estructuras intraradicales desarrolladas por los hongos formadores de micorrizas arbusculares.	65

3.4. Identificación de géneros de hongos micorrícicos y determinación de su frecuencia en la rizósfera de <i>Physalis peruviana</i>	69
3.4.1. Géneros de hongos micorrícicos arbusculares	69
3.4.2. Frecuencia de géneros de hongos micorrícicos arbusculares presentes en la rizósfera de <i>Physalis peruviana</i>	80
DISCUSIÓN.....	81
CONCLUSIONES.....	84
RECOMENDACIONES	85
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	86
ANEXOS.....	99

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1	<i>Georreferenciación de los puntos de muestreo</i>	41
Tabla 2	<i>Parámetros analizados</i>	44
Tabla 3	<i>Número de repeticiones e inoculación de esporas en plantas trampa</i>	50
Tabla 4	<i>Resultados de parámetros físicos y químicos del suelo rizosférico de aguaymanto</i>	54
Tabla 5	<i>Características de los morfotipos de esporas aisladas</i>	56
Tabla 6	<i>Número de esporas en 20 g de suelo rizosférico de aguaymanto</i>	57
Tabla 7	<i>Estructuras intraradicales desarrolladas por los hongos formadores de micorrizas arbusculares en plantas trampa de lechuga crespa</i>	66
Tabla 8	<i>Géneros de hongos micorrícicos arbusculares en rizósfera de aguaymanto silvestre</i>	78
Tabla 9	<i>Ubicación taxonómica de los HMA encontrados en las rizosferas de aguaymanto silvestre</i>	79
Tabla 10	<i>Frecuencia de géneros de hongos micorrícicos arbusculares</i>	80

INDICE DE FIGURAS

Figura 1	<i>Esporas de hongos micorrícicos arbusculares</i>	15
Figura 2	<i>Hifas intraradicales</i>	16
Figura 3	<i>Hifa extraradical</i>	17
Figura 4	<i>Vesículas dentro de una raíz</i>	18
Figura 5	<i>Arbúsculos dentro de las células de una raíz</i>	19
Figura 6	<i>Células auxiliares</i>	20
Figura 7	<i>Proceso de colonización del HMA a las raíces de las plantas.</i>	22
Figura 8	<i>Taxonomía del Filo Glomeromycota</i>	25
Figura 9	<i>Mapa de Ubicación Geográfica del distrito de Curahuasi - Abancay</i>	39
Figura 10	<i>Ubicación de los puntos de muestreo en el área de estudio</i>	42
Figura 11	<i>Rotulado de muestra</i>	43
Figura 12	<i>Subdivisión del área de muestreo en subáreas A y B</i>	44
Figura 13	<i>Esquema de aislamiento de esporas de HMA</i>	47
Figura 14	<i>Esquema de montaje de esporas para observación al microscopio</i>	52
Figura 15	<i>Esporas aisladas de hongos micorrícicos arbusculares de la rizosfera de Physalis peruviana</i>	55
Figura 16	<i>Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 01 de suelo rizosférico de aguaymanto</i>	58
Figura 17	<i>Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 02 de suelo rizosférico de aguaymanto</i>	59
Figura 18	<i>Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 03 de suelo rizosférico de aguaymanto</i>	59
Figura 19	<i>Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 04 de suelo rizosférico de aguaymanto</i>	60
Figura 20	<i>Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 05 de suelo rizosférico de aguaymanto</i>	61
Figura 21	<i>Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 06 de suelo rizosférico de aguaymanto</i>	61
Figura 22	<i>Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 07 de suelo rizosférico de aguaymanto</i>	62
Figura 23	<i>Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 08 de suelo rizosférico de aguaymanto</i>	62
Figura 24	<i>Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 09 de suelo rizosférico de aguaymanto</i>	63

Figura 25 Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 10 de suelo rizosférico de aguaymanto	64
Figura 26 Porcentaje del total de esporas aisladas por morfotipo	65
Figura 27 Estructuras intraradicales - Vesículas e hifas intraradicales	67
Figura 28 Estructuras intraradicales - Arbúsculos	68
Figura 29 Paraglomus sp (Morfotipo 1)	69
Figura 30 Rhizophagus sp 1 (Morfotipo 2)	70
Figura 31 Rhizophagus sp 2 (Morfotipo 2)	71
Figura 32 Acaulospora sp (morfotipo 2)	72
Figura 33 Claroideoglomus sp 1 (Morfotipo 3)	73
Figura 34 Claroideoglomus sp 2 (Morfotipo 4)	74
Figura 35 Pacispora sp (Morfotipo 5)	75
Figura 36 Gigaspora sp (Morfotipo 6)	76
Figura 37 Sclerosystis sp (Morfotipo 7)	77

RESUMEN

El estudio determinó la frecuencia de géneros de hongos micorrícicos arbusculares extraídos de la rizosfera de *Physalis peruviana* del distrito de Curahuasi. Se tomaron muestras en julio y agosto del 2024, tomándose un total de 1kg de suelo rizosférico por cada uno de los 10 puntos de muestreos determinados por la presencia de aguaymanto silvestre, a una profundidad entre 10 a 20 cm. Con las muestras se formaron 2 muestras compuestas para análisis físicos y químicos, siendo los resultados 7.82 y 12.60% de humedad, 3.8 y 4.6% de materia orgánica, 0.18 y 0.22% de nitrógeno, 7.66 y 9.80 ppm de fósforo, 197.20 y 226.40 ppm de potasio, 8.13 y 8.17 de pH y la textura areno franco y franco arenoso. También se realizó el aislamiento y conteo de esporas de HMA, obteniéndose 7 morfotipos y un promedio de 314.2 esporas/20g de suelo rizosférico. Seguidamente, se inocularon las esporas aisladas en plantas trampa de lechuga crespa (*Lactuca sativa*) para observar estructuras intraradicales, identificándose hifas intraradicales, vesículas y arbusculos. Mediante claves taxonómicas se llegó a identificar 7 géneros de HMA: *Paraglomus*, *Rhizophagus*, *Acaulospora*, *Claroideoglossum*, *Pacispora*, *Gigaspora* y *Sclerosystis*. Conociendo los géneros de HMA es que se determinó su frecuencia, y se obtuvo que los géneros de *Paraglomus*, *Rhizophagus*, *Acaulospora*, *Claroideoglossum* y *Pacispora*, tienen una frecuencia de aislamiento del 100% cada uno. En cuanto a los otros géneros: *Gigaspora* y *Sclerosystis*, tuvieron una frecuencia de aislamiento de 40 y 80% respectivamente.

Palabras claves: Hongos micorrícicos arbusculares (HMA), Aguaymanto, Arbusculos, Esporas

ABSTRACT

The study determined the frequency of arbuscular mycorrhizal fungal genera extracted from the rhizosphere of *Physalis peruviana* in the Curahuasi district. Samples were taken in July and August 2024, with a total of 1 kg of rhizosphere soil collected from each of the 10 sampling points determined by the presence of wild cape gooseberry, at a depth of 10 to 20 cm. Two composite samples were prepared for physical and chemical analysis. The results showed moisture content of 7.82% and 12.60%, organic matter content of 3.8% and 4.6%, nitrogen content of 0.18% and 0.22%, phosphorus content of 7.66% and 9.80 ppm, potassium content of 197.20% and 226.40 ppm, pH values of 8.13 and 8.17, and a sandy loam and sandy loam texture. The isolation and counting of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) spores was also performed, yielding 7 morphotypes and an average of 314.2 spores/20g of rhizosphere soil. Subsequently, the isolated spores were inoculated into trap plants of curly lettuce (*Lactuca sativa*) to observe intraradical structures, identifying intraradical hyphae, vesicles, and arbuscules. Using taxonomic keys, 7 genera of AMF were identified: *Paraglomus*, *Rhizophagus*, *Acaulospora*, *Claroideoglomus*, *Pacispora*, *Gigaspora*, and *Sclerosystis*. Once the genera were identified, their frequency was determined, revealing that the genera *Paraglomus*, *Rhizophagus*, *Acaulospora*, *Claroideoglomus*, and *Pacispora* each had a 100% isolation frequency. Regarding the other genera, *Gigaspora* and *Sclerosystis* had isolation frequencies of 40% and 80%, respectively.

Keywords: *Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF), Cape gooseberry, Arbuscules, Spores*

INTRODUCCIÓN

Con el hallazgo de evidencia fósil del Ordovícico medio de hace aproximadamente 475 millones de años, se demostró que las primeras plantas se pudieron establecer en suelos pobres gracias a su asociación con hongos (Wellman et al., 2003). Actualmente se considera que los hongos micorrícicos fueron cruciales para que las plantas pudieran colonizar el medio terrestre y responder adecuadamente a las condiciones ambientales cambiantes (Smith y Read, 1997).

De acuerdo a diversos estudios, los hongos formadores de micorrizas tienen una funcionalidad muy relevante para que las plantas puedan aprovechar más eficazmente los nutrientes que se encuentra en su entorno, inclusive los hongos micorrícicos por medio de sus micelios expanden el área de aprovechamiento del suelo por parte de la planta.

Cada gramo de suelo se estima que contiene entre 10^9 de microorganismos y de estos 10^4 son diferentes especies. Dentro de los microorganismos del suelo se encuentran los hongos formadores de micorrizas y específicamente las micorrizas arbusculares, quienes representan entre el 5 y el 50% de la biomasa de los microbios del suelo. Además, son esenciales para el incremento de la sostenibilidad de los agrosistemas y también considerados como la simbiosis más importante en los sistemas agroecológicos (Jaizme, 2023).

La formación de las micorrizas es una interacción de mucha importancia en el desarrollo de la mayoría de las plantas, ya que por medio de esta asociación es que las plantas logran obtener varios beneficios. Para el caso de las micorrizas arbusculares, las plantas que formen una asociación simbiótica con este grupo de hongos, adquieren beneficios como: mayor absorción de P, N, micronutrientes y agua (Smith y Read 2008; Hodge y Storer 2014) lo que resulta en un mayor crecimiento de las plantas, resistencia y tolerancia a estreses

abióticos y bióticos, como patógenos transmitidos por el suelo y sequía (Augé 2001; Cavagnaro et al. 2001; Koske y Poison 1984; Rodríguez-Echeverría et al. 2009). Sánchez et al. (2010) indica que más del 80% de las plantas terrestres tienen la capacidad de formar micorrizas. Dentro de este grupo casi en su totalidad forman la denominada micorriza arbuscular que se encuentra presente en la mayoría de los cultivos agrícolas y entre ellos el aguaymanto.

Teniendo en cuenta la importancia de la micorrización arbuscular, es que nace el interés de determinar la frecuencia de géneros de hongos micorrícicos arbusculares (HMA) extraídos de la rizosfera de plantas silvestres de *Physalis peruviana*, con el fin de buscar nuevas alternativas que promuevan una agricultura más sostenible.

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La agricultura es una actividad antropogénica que hace uso de agroquímicos que alteran la composición del suelo, afectando no solo al suelo, sino que también afecta a otros recursos naturales. Hoy en día, se están buscando alternativas para una agricultura libre de agroquímicos. Dentro de estas alternativas se encuentra el uso de hongos formadores de micorrizas arbusculares que tienen un gran valor como biofertilizantes. Entonces, para poder hacer uso de estos microorganismos es necesario conocer sus características morfológicas para clasificarlos taxonómicamente y determinar la frecuencia con las que podemos encontrarlos en el suelo. Esta información resulta muy útil para posteriores investigaciones en las que se pueden evaluar la efectividad de estos microorganismos como biofertilizantes. Es por eso que en el presente trabajo de investigación nos planteamos las siguientes interrogantes:

Problema General

¿Cuál es la frecuencia de los géneros de hongos micorrícicos arbusculares extraídos de la rizosfera de plantas silvestres de *Physalis peruviana* del distrito de Curahuasi, región Apurímac?

Problemas específicos

1. ¿Cuáles serán los parámetros físicos y químicos del suelo de la rizósfera de *Physalis peruviana* en donde desarrollan los hongos formadores de micorrizas arbusculares?
2. ¿Cuál será el número de esporas aisladas de hongos formadores de micorrizas arbusculares en 20g de suelo?
3. ¿Qué estructuras intraradicales desarrollarán los hongos micorrícicos arbusculares extraídos de la rizosfera de plantas silvestres de *Physalis peruviana*?

4. ¿Qué géneros de hongos micorrícicos arbusculares y con qué frecuencia se encontrarán en la rizosfera de *Physalis peruviana*?

JUSTIFICACIÓN DEL PROBLEMA

A pesar de su importancia ecológica y agronómica, el conocimiento sobre la diversidad, frecuencia y composición de géneros de HMA en rizosferas andinas es aún limitado, especialmente en el contexto peruano, donde la mayoría de estudios micorrícicos se concentran en sistemas agrícolas de tierras bajas o en condiciones controladas. Esta brecha de información restringe el aprovechamiento de los HMA como bioinsumos nativos para programas de agricultura sostenible, restauración ecológica y manejo de suelos degradados en zonas altoandinas.

La identificación de los géneros de HMA y la evaluación de su frecuencia en la rizosfera permiten comprender patrones de dominancia, adaptación ecológica y especificidad hospedero-simbionte, información esencial para seleccionar consorcios micorrícicos eficientes y ecológicamente compatibles. Asimismo, estos datos constituyen una línea base para futuros estudios de dinámica microbiana del suelo, impactos del cambio climático y prácticas agrícolas sobre la biodiversidad edáfica.

Desde un enfoque aplicado, este estudio contribuye al desarrollo de estrategias productivas sostenibles, al promover el uso de microorganismos benéficos locales que reduzcan la dependencia de fertilizantes químicos, mejoren la productividad de cultivos andinos y fortalezcan la seguridad alimentaria de comunidades rurales. En este sentido, la investigación se alinea con los principios de la agricultura ecológica y la valorización del conocimiento biológico andino.

En conjunto, la presente investigación se justifica por su aporte al conocimiento científico de la microbiota del suelo andino, su relevancia ambiental y su potencial impacto en la gestión sostenible de los agroecosistemas y ecosistemas naturales de los Andes.

OBJETIVOS

Objetivo General.

Evaluar la frecuencia de géneros de hongos micorrícicos arbusculares extraídos de la rizosfera de plantas silvestres de *Physalis peruviana* del distrito de Curahuasi, región Apurímac.

Objetivos Específicos.

1. Determinar los parámetros físicos y químicos del suelo de la rizósfera de *Physalis peruviana* en donde desarrollan los hongos formadores de micorrizas arbusculares.
2. Aislar y cuantificar el número de esporas en 20 gramos de suelo rizosférico por punto de muestreo.
3. Determinar las estructuras intraradicales que desarrollan los hongos micorrícicos arbusculares.
4. Identificar los géneros de hongos micorrícicos arbusculares y determinar su frecuencia en la rizosfera de *Physalis peruviana*.

Operacionalización de variable

Variable	Definición conceptual	Indicadores	Instrumento de medida
Frecuencia de géneros de hongos formadores de micorrizas arbusculares	La frecuencia se define como la probabilidad de encontrar un atributo (por ejemplo, una especie) en una unidad muestral y se mide en porcentaje. (Lugo et al, 2018)	- Géneros de Hongos formadores de micorrizas arbusculares	- Claves taxonómicas de Nicolson y Schenck en 1979; Hall y Fish en 1979; Morton y Benny en 1990; Oehl et al 2008; Sánchez et al. 2010; y la clave gráfica publicada por la International Culture Collection of Arbuscular Mycorrhizal Fungi

CAPÍTULO I

MARCO TEÓRICO

1.1. Antecedentes

1.1.1. Antecedentes Internacionales

Ramírez (2014) en los andes de Colombia, tuvo como propósito evaluar la diversidad de hongos formadores de micorrizas arbusculares y su relación con la asociación en simbiosis con *Physalis peruviana* en zonas de producción. De 13 muestras compuestas de suelo de plantaciones de Uchuva tomadas en temporadas de seca y lluviosa, entre los 1500 y 3000 msnm. Se analizó la abundancia de esporas y especies e índices de diversidad, cuyos resultados mostraron la presencia de 46 especies en época seca y 31 especies en época de lluvias, situación que refleja la gran diversidad de HFMA en los andes tropicales. Los resultados observados en colonización de raíces permiten sugerir el carácter múltiple de asociación simbiótica, en términos espaciotemporales, con la presencia simultánea de tres especies o líneas intra-específicas, y hasta siete especies colonizando las raíces durante un período de siete meses. Se verificó la capacidad de asociación de *Physalis peruviana* con especies de HFMA y líneas de *Rhizophagus irregularis*, y se pudo determinar la compatibilidad funcional de la uchuva con especies de *Glomus* y *Racocetra*, así como con la línea 1 de *Rhizophagus irregularis*. Sin embargo, no se evidenció preferencia de la uchuva por especies o líneas del hongo FMA.

Hernández (2015) en México, evaluaron y caracterizaron morfológicamente esporas nativas de HMA asociadas a tomatillo. Se llevó a cabo un muestreo de suelo del cual se realizó análisis fisicoquímico (MO, N, P, K, pH y textura), se extrajeron esporas de HMA asociadas en la rizósfera de tomatillo cultivado y silvestre mediante tamizado húmedo y decantación; se realizó agrupación morfológica (forma, color y tamaño), se estableció

cultivo monospórico (trigo), en macetas de 1 L. Se realizó caracterización morfológica de aislados micorrícicos (INVAM, 2014). Se obtuvieron 21 morfotipos (12 de silvestre y 9 de cultivado), de los cuales 9 del sistema silvestre establecieron simbiosis y dos del sistema cultivado. El contenido de N, P, K y MO fue mayor en el suelo del sistema agrícola en comparación al silvestre, ambos suelos son clasificados como alcalinos.

1.1.2. Antecedentes Nacionales

Medina (2017) realizó una investigación en 3 localidades de la región de San Martín, cuyo estudio estuvo enfocado en conocer la biogeografía de los HMA en el cultivo de café variedad caturra. Se determinó la longitud de micelio extraradical, el porcentaje de colonización, el número de esporas y su respectiva identificación a nivel de especie. Los resultados muestran una mayor longitud de micelio extraradical y mayor número de esporas (158 esporas/10 g de suelo seco) en la época seca; mientras el mayor porcentaje de colonización se mostró en la época húmeda. Finalmente se identificaron 16 especies de HMA-N, siendo *Acaulospora* y *Glomus* los más abundantes.

Macedo (2019) en su estudio realizado en el bosque húmedo tropical en la zona de Macuya, Huánuco, Amazonia Peruana, tuvo como objetivos identificar, determinar el nivel de propagación y colonización de hongos micorrícicos arbusculares asociados a las raíces de *Manilkara bidentata* (Quinilla colorada). Las unidades muestrales fueron 15 árboles de la especie; de cada uno se tomó muestras de suelo y raíces respectivamente. El trabajo se desarrolló en dos fases: 1) En campo se georreferenció los árboles, se tomó muestras de suelo en las proyecciones de la copa siguiendo las direcciones de los puntos cardinales, a 20 cm de profundidad y se colectó las raíces más finas en el mismo sitio; 2) En laboratorio: se identificaron, evaluaron las esporas y el nivel de colonización del hongo micorrítico arbuscular. Se identificó 8 géneros y 12 especies de hongo micorrícicos arbuscular presentes

en el suelo entre ellos *Acaulospora lacunoca*, *Acaulospora longula*, *Acaulospora morrowlae*, *Acaulospora scrobiculata*, *Claroideoglossum claroideum*, *Diversispora lutea*, *Diversispora spurca*, *Entrophospora infrequens*, *Glomus ambisporum*, *Paraglossum occutum*, *Redeckera pubescens*, *Rhizoglossum fasciculatum*, con el número de esporas que varió entre 44 – 156 esporas/ 20 g de suelo y el nivel de colonización se encuentra en la escala de zonas pequeñas y escasas (4.2 a 18 %) colonizadas en raíces de *Manilkara bidentata*.

1.1.3. Antecedentes Locales

Cordova (2023), evaluó la diversidad de HMA relacionados con las plantaciones de cacao (*Theobroma cacao L.*) en las regiones de San Martín, Amazonas, Cusco y Ayacucho. En este sentido, después de coleccionar, aislar e identificar morfológicamente los hongos micorrízicos arbusculares de las zonas mencionadas, se observó la presencia de 8 familias, 17 géneros y 67 especies de HMA en las tres regiones del Perú en las localidades de Shunté, Uchiza, Pólvora, Pongo de Caynarachi, San Roque, Pinto Recodo, San Reyes, Saposoa, Piscuyacu, Chungui, Anco, Santa Rosa, Sivia, Canayre, Pichari, Kimbiri, Lobo, Villa Virgen, Imaza, Shugki, Putuyakat, Nueva Unida, Milagro, Cajaruro, Mandingas, Copallin y La Peca. Obteniendo mayor presencia del género *Acaulospora*, con 24 especies, seguidas del género *Glomus* con 10 especies y los demás géneros en rangos menos de 1 a 5. La distribución geográfica evidenció que 22 localidades son semejantes entre sí y 5 localidades difieren o son diferentes que pueden estar influenciadas por los factores físico-químicos del suelo. Se registraron valores entre el 54% y 88% de colonización de HMA en raíces de cacao, siendo Uchiza la localidad que alcanza porcentaje más elevado. En el estudio de diversidad de hongos micorrízicos arbusculares en diferentes ecosistemas de cacao (*Theobroma cacao L.*) se concluyó que las regiones de Amazonas, San Martín, Cusco y Ayacucho no presentaron diferencias significativas en la diversidad de HFMA, sin embargo, al evaluar los

diferentes ecosistemas productivos de cacao, la localidad de Mandingas en Amazonas presentó la mayor riqueza de especies.

1.2. Conceptos teóricos

1.2.1. Micorrizas

A la asociación simbiótica que se establece entre la raíz de una planta y los hongos micorrícicos arbusculares presentes en la rizosfera, se le denomina como micorriza (Saparrat et al., 2020). La mayor parte de las plantas vasculares presentan esta asociación, ya que les ayuda en la captación de minerales y nutrientes del suelo (Rocabado, 2011).

Los HMA incrementan la altura de las plantas (Pérez & Batlle, 2013), diámetro del tallo, peso de la biomasa aérea y radicular, nutrientes, potasio, zinc (Altuntas, Dasgan & Kutsal, 2016), fósforo (Viera et al., 2017) área foliar y biomasa (Beltrano, Ruscitti, Arango & Ronco, 2013)

1.2.2. Tipos de micorrizas

Andrade (2010), indica que la actual clasificación de tipos de micorrizas fue propuesta por Harley y Smith en 1983, y fue ratificada por Smith y Read en 1997. Para esta clasificación se tomaron diversos criterios como las características estructurales de las micorrizas, el grupo taxonómico del hongo y la planta, así como también los cambios morfológicos de las partes involucradas en la simbiosis.

Son siete los tipos de micorrizas que se establecieron los cuales se mencionan a continuación: ectomicorriza, micorriza arbuscular, micorrizas de orquídeas o endomicorriza orquideoide, micorriza ericoide, ectendomicorriza, micorriza arbutoide, micorriza monotropoide.

1.2.3. Hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA)

La definición que Lugo et al. (2018) da con respecto a los hongos micorrícicos arbusculares, indica que son: “organismos del suelo que viven simbióticamente en las raíces de la mayoría de las plantas. Ellos les aportan beneficios, dándoles ventajas con respecto a las plantas no micorrizadas”.

En el suelo existen gran número de microorganismos, dentro de ellos se encuentran de forma latente los HMA. Una vez que las esporas de los HMA establezcan alguna interacción con las raíces de las plantas, estos microorganismos procederán con el inicio de su ciclo biológico. Esta característica de necesitar una planta para completar su ciclo biológico, hace que se les denomine a los hongos formadores de micorrizas arbusculares como simbioses obligados. (Serralde et al. 2023).

La germinación de las esporas multinucleadas de los HMA da inicio a su ciclo de vida, prosiguiendo con la formación de una red de micelio o hifas que alcanzan grandes dimensiones. La simbiosis se establece cuando una de las hifas entra en contacto con la raíz de la planta y empieza una interacción bioquímica entre ambos organismos (Ramírez & Rodríguez, 2010).

El uso de los hongos formadores de micorrizas arbusculares en la agricultura moderna, tiene un impacto positivo en cuanto a la reducción del uso de fertilizantes de origen químico. Dependiendo el cultivo, la inoculación de los HMA puede conllevar a reducir la mitad del uso de fertilizantes químicos (Serralde et al. 2023).

Las micorrizas arbusculares están clasificadas como endomicorriza y también se le llegó a denominar como micorriza vesículo-arbuscular. La principal característica de esta micorriza, es la formación de estructuras llamadas arbuscúlos los cuales se desarrollan dentro de las células radicales (Andrade, 2010) Estos arbuscúlos son estructuras especializadas cuya

función conocida es la del intercambio de nutrientes entre las células de la planta y del hongo (Aguilera et al., 2007). También se puede desarrollar una estructura denominada como vesícula dentro o entre las células de la raíz (Andrade, 2010). Las vesículas sirven de estructuras de reservas de nutrientes para el hongo y están compuestas principalmente de lípidos (Aguilera et al., 2007).

1.2.4. Partes de los hongos micorrícicos arbusculares

Espora

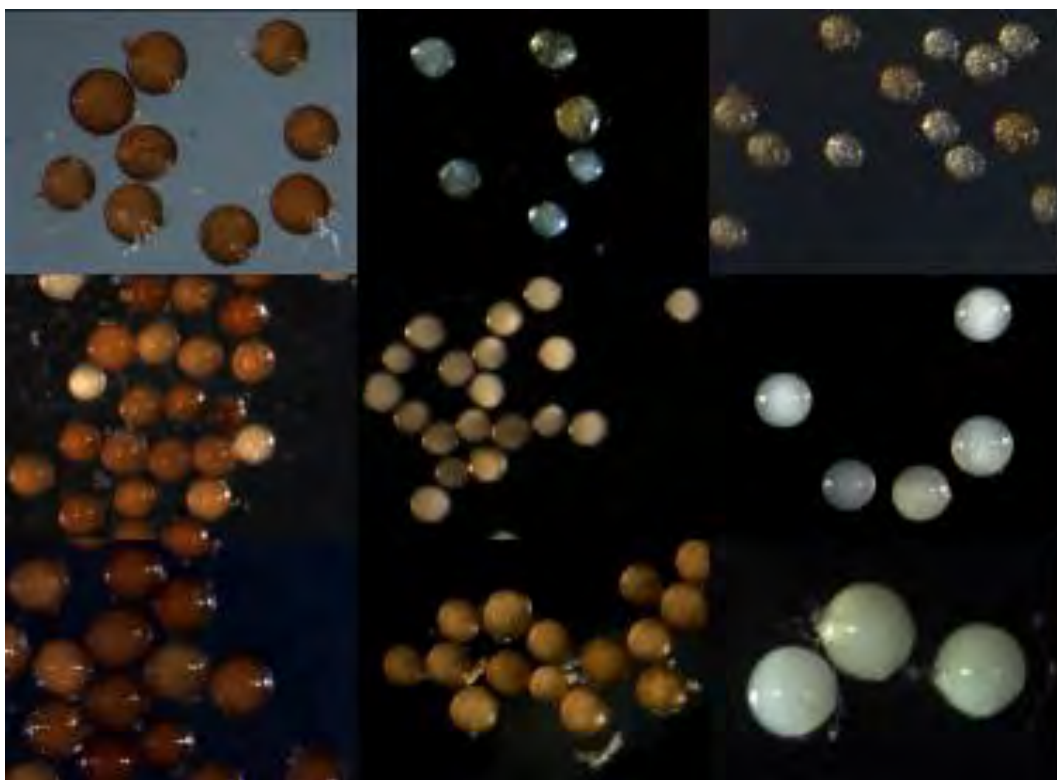
La mayoría de las esporas son estructuras esféricas asexuales, que se pueden originar de hifas extraradicales, hifas intraradicales y también de vesículas. Son la principal estructura de supervivencia de los HMA. Las esporas se pueden encontrar en distintos lugares, como, por ejemplo: en la superficie del suelo, el suelo, dentro de las raíces; y las podemos encontrar de forma individual o en agregados (formando esporocarpos). (Tancredo, 2015) Las esporas de HMA tienen paredes gruesas, son multinucleadas, adquieren diversas formas (globosa, subglobosa, elíptica, oblonga, ovoide, irregular, triangular, nudosa y pulvinata), también presentan varios colores, desde colores hialinos hasta colores oscuros y sus tamaños pueden ser muy variados (de 22 a 1000µm de diámetro) (Dalpé et al. 2005; Souza et al. 2005; Goto y Maia 2006; Oehl et al. 2008; Redecker et al. 2013).

Esporocarpos

Los esporocarpos son estructuras complejas que agrupan esporas, formadas por el micelio fuera de la raíz (extraradical) en el suelo. Es decir, está formado por un conjunto de esporas las cuales están agrupadas de forma ordenada alrededor de un plexo central y envueltas por una capa de hifas conocido como peridio (Tancredo, 2015).

Figura 1

Esporas de hongos micorrícicos arbusculares

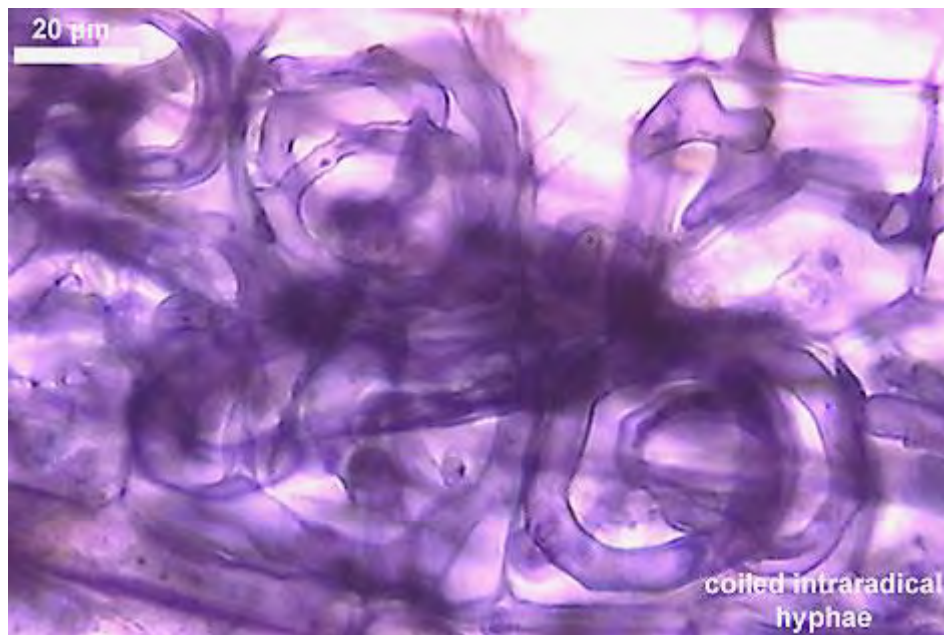


Fuente: The International Bank of the Glomeromycota, 2025

Hifas intraradicales

Son estructuras tubulares que están compuestas de células cenocíticas, pared celular, mitocondria, vacuolas, cristales de ergosterol, ribosomas, núcleo, retículo endoplásmico, cuerpos lipídicos, membrana plasmática, cuerpo espicular y aparato de Golgi (Cruz et al., 2008). Las hifas intraradicales se encargan de la colonización dentro de las raíces de las plantas diferenciándose en otras estructuras como arbuscúlos, vesículas y esporas. También se encargan de transferir nutrientes, metabolitos y agua desde el exterior hacia la corteza radicular. (Tancredo, 2015)

Figura 2
Hifas intraradicales



Fuente: Błaszowski, 2005

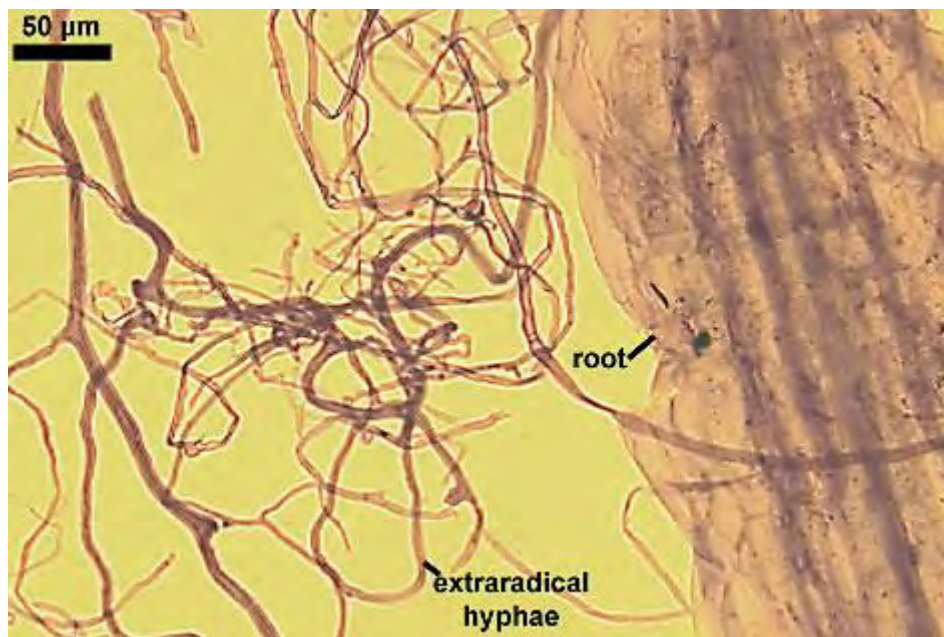
Hifas extraradicales

En cuanto a su composición, las hifas extraradicales solo se diferencian de las hifas intraradicales porque poseen paredes más gruesas, debido a que deben de soportar el estrés provocado por microorganismo del suelo. Estas hifas extraradicales tienen un crecimiento ilimitado pudiendo expandirse más allá de la rizosfera, sin embargo, su crecimiento depende de factores externos como el pH del suelo y la disponibilidad de P. (Tancredo, 2015). Se puede dividir en diferentes tipos de hifas extraradicales, de acuerdo a sus funciones:

- Hifa extraradical infectiva: son aquellos que crecen en dirección a la raíz para formar los apresorios y dar inicio la etapa infectiva (Tancredo, 2015).
- Hifa extraradicales absorbentes: Se originan en las células del apresorio y son capaces de aumentar la absorción de nutrientes y su transporte desde las hifas extraradicales a la planta hospedera a través de las hifas intraradicales (Cruz et al., 2008).

- Hifas extraradicales reproductivas: Son hifas que pueden formar otras estructuras como células auxiliares, esporas individuales, grupales o formando esporocarpos. (Berbara et al., 2006; Schüßler y Walker, 2010; Redecker et al., 2013).

Figura 3
Hifa extraradical



Fuente: Błaszowski, 2005

Vesículas

Son estructuras de forma globular, oblonga, lobulada irregular o rugosa, que tienen origen al final o en el intermedio de una hifa intraradical y presentan una pared muy delgada. En algunos géneros como *Gigaspora* y *Scutellospora*, no se encuentran vesículas. La función que cumplen las vesículas, son de almacenamiento de nutrientes, ya que sus células contienen altos niveles de lípidos y glucógeno. El tiempo de permanencia de las vesículas en las raíces pueden ser de meses o años. (Tancredo, 2015). En ocasiones, las vesículas pueden cumplir un rol reproductivo y formar esporas que sirven como propágulos (Berbara et al., 2006).

Figura 4

Vesículas dentro de una raíz



Fuente: Błaszowski, 2005

Arbúsculos

Son estructuras especializadas que se forman al final de ciertas hifas intraradicales, dentro de las células corticales de las raíces de las plantas, cuya función es la del intercambio de nutrientes. Tienen la forma de árboles o coliflor, que solo se logra ver mediante técnicas de tinción en las raíces. El tiempo de vida de estas estructuras especializadas es de solo unos cuantos días. (Tancredo, 2015).

Figura 5

Arbúsculos dentro de las células de una raíz

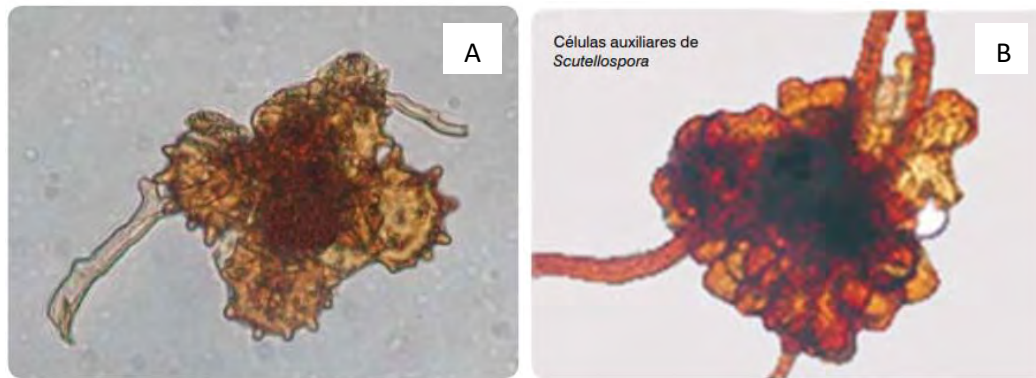


Fuente: Błaszowski, 2005

Células auxiliares

Las células auxiliares solo están presentes en algunas especies del Orden diversisporales y se forman a partir de las hifas extraradicales. Se pueden encontrar solas o formando grupos fuera de las raíces y presentan paredes celulares delgadas. Las células auxiliares pueden presentar ornamentaciones en forma de espinas o nudosas. No hay evidencia científica que las reporte como propágulos, pero de acuerdo con Morton y Benny (1990), las células auxiliares tienen funciones nutricionales y de almacenamiento. (Tancredo, 2015)

Figura 6
Células auxiliares



A) Células auxiliares en género *Gigaspora* y B) Células auxiliares en género *Scutellospora*

Fuente: Sanchez et al., 2010

1.2.5. Reproducción de hongos formadores de micorrizas arbusculares

Debido a su carácter de simbiote obligado, los hongos formadores de micorrizas arbusculares solo se pueden reproducir en asociación con las raíces de las plantas para completar su ciclo de vida. A estas plantas que se utilizan para la reproducción de los hongos formadores de micorrizas se les conoce como planta trampa o también como planta huésped. Las plantas trampa que se recomiendan deben de ser de rápido crecimiento y que desarrollen abundante raíz para que sea rápidamente infectada, un ejemplo de ello es la lechuga (Ramírez, 2020).

1.2.6. Desarrollo de la simbiosis de HMA

El proceso de simbiosis entre los hongos micorrícicos arbusculares y las raíces de las plantas, tienen las siguientes fases:

1. Fase asimbiótica

En esta fase es cuando la espora de HMA germina debido a que encuentra condiciones favorables como niveles adecuados de humedad del suelo o/y pH del suelo. Se inicia el crecimiento del tubo germinativo y con ello el desarrollo de micelio inicial. En caso de que el micelio inicial no encuentre una raíz para colonizar, el hongo micorrízico arbuscular no podrá completar su ciclo de vida y entra a un estado de senescencia hifal. (Tancredo, 2015)

2. Fase pre-simbiótica

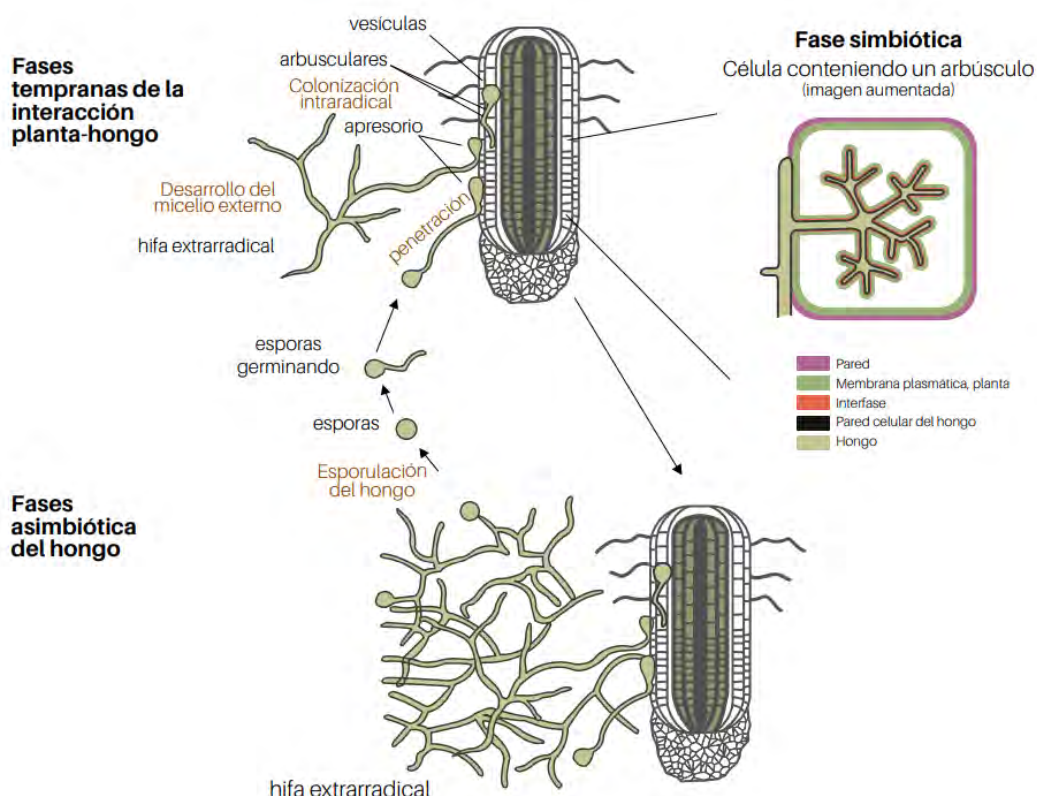
Para dar inicio a esta fase es necesario la presencia de la raíz de una planta, entonces cuando el micelio inicial del hongo nota esta presencia, su crecimiento va en dirección a la raíz de la planta. Esta etapa se produce gracias a que se involucran diversos compuestos químicos que dan lugar a que se genere un quimiotropismo dirigido hacia la raíz de la planta. (Tancredo, 2015)

3. Fase simbiótica

La fase simbiótica empieza con el contacto físico entre la raíz y el micelio inicial del HMA. En esta fase las células del micelio inicial forman una estructura denominada apresorio que se encuentra ubicado entre las células epidérmicas de la raíz y cumple la función de atravesar el tejido epidérmico. Cuando es atravesado el tejido epidérmico, las células del apresorio se diferencian en hifas intraradicales e hifas extraradicales. Las hifas extraradicales se desarrollan más allá de la zona radicular, en cambio las hifas intraradicales cruzan la hipodermis y comienzan a ramificarse en la corteza externa en donde forman estructuras denominadas arbuscúlos dentro de las células de la raíz y con ello se culmina el proceso de simbiosis. (Tancredo, 2015)

Figura 7

Proceso de colonización del HMA a las raíces de las plantas.



Fuente: Los hongos micorrícicos, claves para la fertilidad del suelo (Jaizme, 2022)

1.2.7. Importancia de la simbiosis: Hongo – Planta

Ramos et al. (2011) indica que existe evidencia de las ventajas que poseen las plantas que se encuentran micorrizadas, por ejemplo: mejoran la captación de nutrientes, entre ellos P, N, micronutrientes y agua (Smith y Read 2008; Hodge y Storer 2014), el micelio externo de los HMA puede absorber P que es un elemento de escasa movilidad en el suelo, igualmente absorbe las formas solubles de nitrógeno, los iones nitratos (NO_3^-) y amonio (NH_4^+), además esta simbiosis aporta a la planta cobre, zinc y otros microelementos (Jaizme, 2023). así como también una mejor respuesta ante la salinidad, escasos o exceso de agua; se ha calculado que alrededor de un 20% del agua que consigue una raíz se debe a la actividad del micelio externo de la micorriza que puede explorar exhaustivamente el suelo

en busca de agua y nutrientes, más allá de la zona de influencia de la raíz (Barea et al., 2016). En los últimos tiempos se ha despertado un alto interés sobre el papel que las micorrizas ejercen en las plantas al conferirles una mayor resistencia frente al ataque de patógenos que causan enfermedades a los cultivos. (Jaizme, 2023). Lo cual conlleva a un mayor desarrollo y reproducción de la planta.

1.2.8. Importancia de los hongos micorrícicos arbusculares para la agricultura

Los beneficios que se obtienen al utilizar a los HMA en los sistemas agrícolas, van desde la mejora de la calidad de los suelos hasta mayor productividad de las plantas. En el suelo, los HMA, estimulan la formación de agregados de partículas mediante el exudado de un grupo de glicoproteínas hidrofóbicas, denominadas glomalina. Esto mejora la estructura y estabilidad del suelo, reduciendo su erosión y aumentando su capacidad de retención de agua (Finlay, 2008).

También, la alternativa de utilizar los HMA como biofertilizante permite ahorrar hasta un 50% del volumen de los productos químicos necesarios (especialmente fosfatos), lo que favorece la reducción de los insumos y de los costos, e influye en el ejercicio de una agricultura sostenible y ecológicamente más sana. (Noda, 2009)

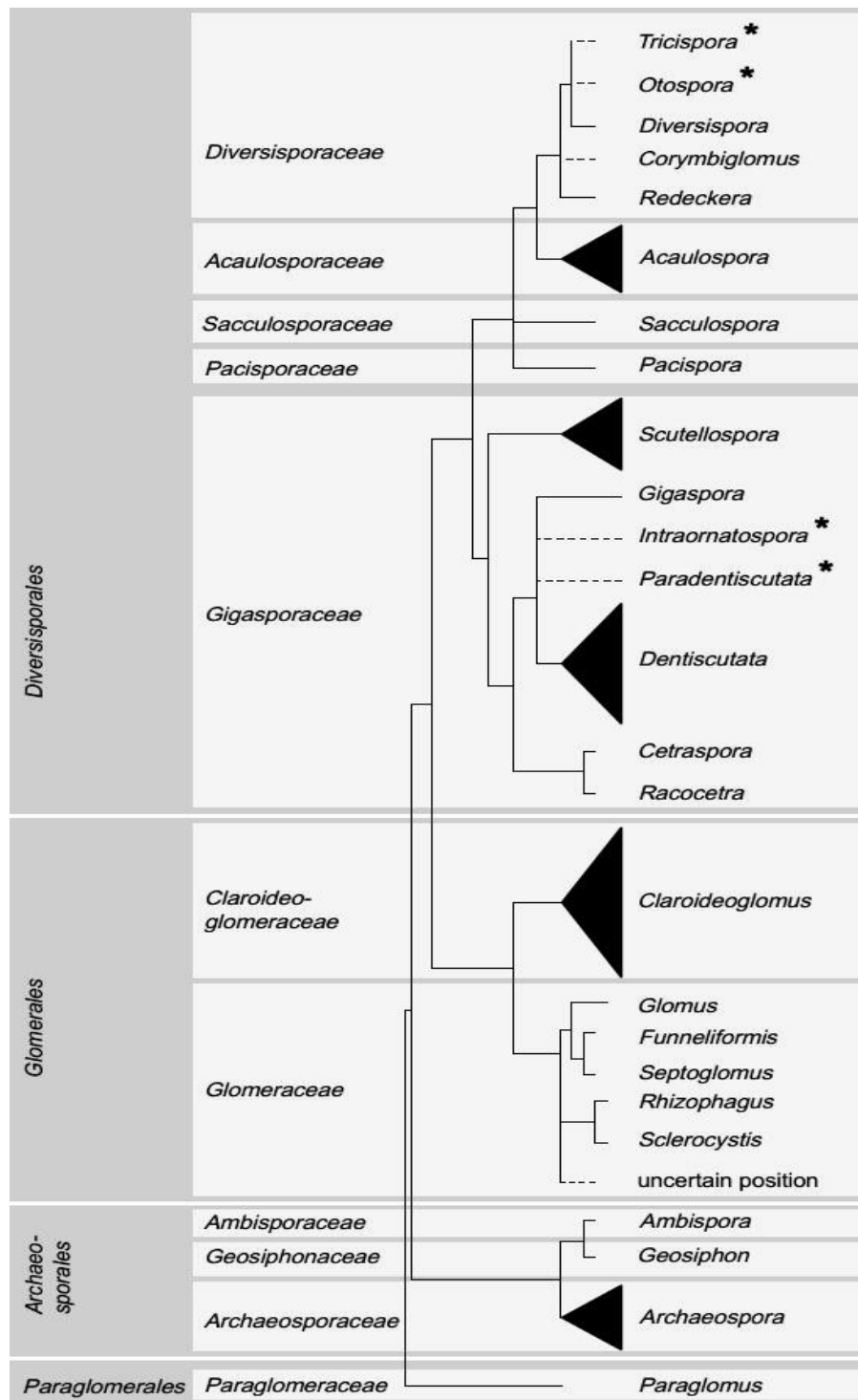
La inoculación de las plantas con HMA incrementa el crecimiento y el establecimiento temprano de los cultivos. Las plantas desarrollan una calidad biológica superior, en cuanto a mayor altura, vigor y área foliar, y se incrementan los rendimientos (entre 15 y 50%). (Noda, 2009)

1.2.9. Filo Glomeromycota

Los hongos formadores de micorrizas arbusculares, anteriormente estaban clasificados dentro del filo Zygomycota (Tancredo, 2015), y luego de muchas modificaciones en su clasificación, hoy en día se encuentran dentro del Filo Glomeromycota, el cual contiene: cuatro órdenes, once familias, veinticinco géneros y más de doscientas especies. (Redecker et al. 2013)

Los hongos micorrícicos arbusculares pertenecen a los Glomeromycota. Anteriormente se los clasificaba en los Zygomycota (Thaxter, 1922; Gerdemann y Trappe, 1974), pero los análisis moleculares sugieren que deberían tener su propio filo (Schüßler et al., 2001). La afinidad con los Zygomycota se basaba en la interpretación de las esporas como azigosporas, que son zigosporas con un solo gametangio. Posteriormente, se consideró que las esporas eran un esporangio en el que las esporas no se desarrollan, o un merosporangio con una sola espora. Nunca se ha establecido la homología de las esporas con otras estructuras fúngicas conocidas, y estudios recientes sugieren que los Zygomycota son polifiléticos. Actualmente, los Glomeromycota no presentan una afinidad evidente con otros grupos filogenéticos importantes del reino Fungi (James et al., 2006). La interpretación de las homologías entre las esporas de Glomeromycota y otras estructuras fúngicas se complica aún más por el hecho de que las esporas de Glomeromycota pueden representar, entre sí, diferentes estructuras morfológicas y funcionales. En algunas especies de *Glomus*, como *G. intraradices*, la estructura de la pared de la espora es simple, mientras que las esporas de *Scutellospora spp.* pueden tener varias paredes membranosas internas y desarrollar complejos escudos de germinación. El hallazgo de especies dimórficas con morfos tanto de *Glomus* como de *Acaulospora* sugiere además que no todas las esporas de los Glomeromycota representan estructuras homólogas (Morton y Redecker, 2001).

Figura 8
Taxonomía del Filo Glomeromycota



* Evidencia insuficiente, pero no se tomaron medidas formales
Clasificación taxonómica de HMA según: Schüßler, A., Schwarzott, D., & Walker, C. (2001).

Fuente: Tancredo (2015)

Orden Archaeosporales

Todas las especies de este orden son hipogeas. Sus esporas carecen de pigmentación o reacción al reactivo de Melzer. Este orden tiene como característica principal la producción de propágulos dimórficos (morfotipos acaulosporoides y glomoides) (Morton y Redecker 2001). Los morfotipos acaulosporoides se forman a partir de un pedicelo en el cuello de un sáculo esporífero, y los morfotipos glomoides se forman individualmente o en racimos sueltos sobre o en el suelo, las esporas complejas acaulosporoides se forman individualmente en el suelo. Se desconocen los racimos densos de esporas. Archaeosporales se divide actualmente en tres familias: Ambisporaceae, Archaeosporaceae y Geosiphonaceae (Redecker et al. 2013).

Orden Diversisporales

Las especies de HMA de este orden son hipogeas o parcialmente hipogeas. Forman micorrizas arbusculares con arbúsculos, a menudo carentes de vesículas y células auxiliares (Schüßler, 2002). Sus esporas pueden producirse:

- Dentro de un sáculo esporífero (morfotipo acaulosporoide) (Kaonongbua et al. 2010)
- De una base bulbosa sobre la hifa esporífera (morfotipo gigasporoide) (Gerdemann y Trappe 1974)
- De una hifa subyacente (morfotipo glomoide) (Schüßler y Walker 2010).

Diversisporales actualmente se divide en cinco familias: Acaulosporaceae, Diversisporaceae, Gigasporaceae, Pacisporaceae y Sacculosporaceae (Redecker et al. 2013).

Familia Acaulosporaceae

Todas las especies de esta familia forman esporas sobre o dentro de una hifa cilíndrica o con forma de embudo que termina en un sáculo esporífero; son sésiles después de desprenderse del cuello del sáculo. Tanto los sáculos esporíferos como las esporas se encuentran de forma individual, pero ocasionalmente pueden formar agregados (Kaonongbua et al. 2010).

Las esporas tienen una pared exterior de dos capas y dos paredes internas flexibles hialinas de dos capas sobre las que siempre se desarrolla el orbe de germinación después de que la espora haya completado todas las etapas. La germinación de la espora ocurre con un tubo germinativo que emerge del orbe de germinación entre la pared de germinación 1 y pared de germinación 2. El material de la pared de la espora parece sellar la abertura hacia el cuello del sáculo esporífero (Tancredo, 2015).

Género Acaulospora

Todas las especies de este género producen un sáculo esporífero que se desarrolla blásticamente a partir de la punta de una hifa. Después de que el sáculo se ha expandido completamente, una espora comienza a desarrollarse lateralmente en el cuello del sáculo esporífero. Las esporas se forman individualmente en el suelo; generalmente muestran forma globosa o subglobosa; con contenidos oleosos. A medida que la espora madura, el sáculo pierde su contenido y finalmente se desprende de modo que a menudo no está adherido a esporas completamente maduras (= sésiles) (Gerdemann y Trappe 1974). Esporas con paredes continuas excepto por un pequeño poro ocluido. Tubos germinativos producidos directamente a través de las paredes cerca de la base de la espora. Sus especies pueden formar micorrizas con vesículas lobuladas y arbuscúlos (Kaonongbua et al. 2010). La distinción entre Acaulospora y otras familias de Diversisporales, radica exclusivamente en sus

estructuras micorrízicas. Frecuentemente no se encuentra el sáculo, pero su forma redondeada y la tinción de la pared interna con Melzer distinguen al género. Las especies dentro del género se distinguen por la ornamentación de la pared (Sánchez et al. 2010).

Familia Gigasporaceae

Las especies de esta familia producen esporas individuales en el suelo (raramente en las raíces), que se forman en células esporógenas bulbosas que surgen de hifas subyacentes (esporóforo) que se diferencian de las hifas micelias en el suelo y generalmente tienen más de 200 μm de diámetro. El contenido de las esporas está separado de la célula esporógena bulbosa por un tapón (raramente por un tabique) (Morton y Benny 1990).

Las esporas presentan una pared externa de tres capas (L1, L2 y L3): una unitaria, semipersistente a persistente (L1), una capa intermedia laminada (L2) y una capa germinal interna delgada (L3). L3 tiene múltiples verrugas germinativas organizadas aleatoria o regularmente. De una o a veces varias de las verrugas germinativas surge un tubo germinativo durante la germinación, penetra directamente en la pared de la espora y generalmente se ramifica a poca distancia de la espora. Las células auxiliares se forman en el micelio hifal con elevaciones espinosas, pero no redondeadas y lisas (Morton y Benny 1990).

Género Gigaspora

Las especies de este género producen esporas individuales en el suelo; muy grandes ($>200\mu\text{m}$); de forma variable (generalmente globosas o subglobosas, pero a menudo ovoideas, obovoides, piriformes o irregulares, especialmente cuando están restringidas durante la formación); soportadas en una célula esporógena bulbosa, generalmente con una

hifa estrecha que se extiende desde una o más proyecciones en forma de clavija hacia la espora (Gerdemann y Trappe 1974).

Estructura de la pared de la espora compuesta únicamente por la pared externa; carece de paredes internas flexibles (membranosas, amorfas o coriáceas). Uno o más tubos germinativos se producen directamente a través de la pared externa cerca de la base. Las células auxiliares se forman individualmente o en grupos; de paredes delgadas; equinuladas o finamente papiladas; se encuentran en el suelo, sobre hifas rectas o enrolladas (Bentivenga y Morton 1995).

Familia Pacisporaceae

La familia Pacisporaceae se diferencia de otras familias de Diversisporales por la posesión de esporas glomoides con una combinación de componentes de pared interna amiloide y germinación por medio de un escudo de germinación, junto con la formación de micorrizas vesículo-arbusculares y por la posesión de la firma de secuencia del gen SSU rRNA TTATCGGTTRAATC, correspondiente a la posición homóloga 650 de la secuencia SSU rRNA de *S. cerevisiae* , y ACTGAGTTMATYT, correspondiente a la posición homóloga 1481 de la secuencia SSU rRNA de *S. cerevisiae* (Walker et al. 2004).

Género Pacispora

Las especies de este género forman esporas individuales en forma terminal sobre hifas en el suelo; sus esporas son generalmente globosas, subglobosas a elipsoides, y suelen tener una pared exterior de tres capas y una pared interior que suele ser de tres capas (Walker et al. 2004). La hifa de unión es cilíndrica o, a menudo, ligeramente estrecha en la base de la espora. La pared de la hifa subyacente es confluyente con la L1 y la L2 de la pared exterior. El poro de la hifa de unión suele estar cerrado por un tabique que surge de la L2. La germinación de las esporas se produce desde la pared interior directamente a través de la

pared exterior. Rara vez se ve un orbe de germinación, incluso durante el proceso de germinación. Se forman uno o varios tubos germinativos (Oehl y Sieverding 2004).

Orden Glomerales

Las especies de HMA de este orden son hipogeas, a veces epígeas. Forman micorrizas arbusculares o simbiosis similares a las micorrizas con esporas, vesículas y/o arbusculos en las plantas. Producen esporas en la terminal o intercaladas en las hifas. (=morfotipo glomoide) o dentro de los cuellos de los sáculos esporíferos (=morfotipo entrofosporoide); las esporas pueden formarse en el suelo (o a veces en las raíces) individualmente o también en grupos de esporas o en esporocarpos sueltos a compactos multiesporificados (cuando son glomoides); cuando están en esporocarpos compactos (con o sin peridio), las esporas se distribuyen aleatoriamente u organizan alrededor de un plexo hifal central (Schüßler, 2002).

Los propágulos glomoides presentan una pared exterior de una o varias capas; la pared de las hifas subyacentes es visiblemente continua con la pared exterior; tiene forma de embudo, cilíndrica o constreñida; y es del mismo color que la espora.

Propágulos entrofosporoides con dos paredes: pared externa y pared interna. Las capas de la pared externa son discontinuas con respecto a la pared hifal distal al sáculo esporífero (Walker y Schüßler 2004). Glomerales se divide actualmente en dos familias: Claroideoglomeraceae y Glomeraceae (Redecker et al. 2013).

Familia Glomeraceae

Las especies de Glomeraceae producen esporas en la parte terminal o intercaladas de las hifas, en el suelo y, a veces, en las raíces. Pueden formarse de forma individual, en grupos o en esporocarpos (con o sin peridio). Esporas con una pared externa mono o multicapa. Inicialmente esta familia incluía a todas las especies de *Glomus* lato sensu que presentaban

esporas puramente glomoides, pero con relaciones filogenéticas desconocidas. Actualmente algunas especies de la familia Glomeraceae fueron reclasificadas como la familia Claroideoglomeraceae, además de este cambio se crearon nuevos géneros basados en evidencia morfológica, filogenética y molecular. La familia actual Glomeraceae tiene como especie tipo a *Glomus macrocarpum* (Schüßler y Walker, 2010).

Género Sclerocystis

Descrito por Berkeley y Broome (1875), este género se caracteriza principalmente por sus esporocarpos formados por numerosas esporas glomoides y rígidas con peridio a su alrededor. Las esporas son generalmente claviformes (a veces obovadas a elípticas) y están organizadas en una sola capa a partir de un plexo central de hifas (Gerdemann y Bakshi 1976).

Género Rhizophagus

Las especies de este género producen propágulos glomoides blancos (100–260µm de diámetro) dentro de las plantas de raíz (a veces en el suelo). Sus esporas pueden formarse individualmente, en grupos pequeños a grandes. El género *Rhizophagus* también se describe como *Glomus* subgrupo Ab por Schüßler y Walker (2010). Forma micorrizas arbusculares-vesiculares típicas, aunque las vesículas tienden a formarse antes (en los puntos de entrada) que otros géneros en Glomeraceae (Gerdemann y Trappe 1974).

Orden Paraglomerales

Los hongos de este orden son hipogeos y forman micorrizas con arbúsculos y micelio intrarradical. Produce esporas glomoides hialinas. Los paraglomerales se diferencian de otros órdenes de Glomeromycota por la posesión del gen ARNr SSU.

Los hongos de este orden son hipogeos y forman micorrizas con arbusculos y micelio intraradical. Produce esporas glomoides hialinas. Los paraglomerales se diferencian de otros órdenes en Glomeromycota por la posesión de la firma de la secuencia del gen rRNA SSU (esta secuencia se basa en solo dos especies) GCGAAGCGTCATGGCCTTAACCG GCCGT correspondiente a la posición homóloga 703 de la secuencia de rRNA SSU de *S. cerevisiae*, siendo los nucleótidos subrayados específicos del taxón (Schüßler y Walker, 2004). Este orden solo contiene a la familia paraglomeraceae.

Familia Paraglomeraceae

Esta familia tiene su morfología micorrízica muy similar a la de Archaeosporaceae. Las especies de Paraglomeraceae se diferencian de otras especies de Glomeromycota, especialmente las especies de *Glomus*, por: (1) las características de sus micorrizas; (2) su composición bioquímica (Graham et al. 1995); y (3) por la posesión de la firma de secuencia del gen ARNr SSU TGCTAAATAGCCAGGCTGY que amplifica de manera única a los miembros de este grupo, así como a los miembros de Archaeosporaceae (Redecker et al. 2000; Morton y Redecker 2001).

Género Paraglomus

Las principales características de las especies del género *Paraglomus* son: (1) su composición bioquímica (Wright et al. 1987; Graham et al. 1995); (2) secuencia de ADNr=GGCATGTCTGTTTGAGGGCACCA (Redecker et al. 1999, 2000); y (3) sus caracteres micorrízicos. Esporas hialinas a colores muy claros, tamaño muy reducido, tiñen ligeramente con el reactivo de Melzer. Tienen 1 pared con varias capas, la capa externa se desprende, la capa media laminada y la capa interna lisa u ornamentada. (Sánchez, 2015)

1.2.10. Aguaymanto

El aguaymanto es un fruto de origen peruano, que toma distintas denominaciones en otros países. Aguaymanto tiene los siguientes nombres comunes: capulí, aguayllumantu, aguaymanto, ahuaimanto(u), pasa capulí, tomate silvestre, tomate de la Sierra, topotopo (v. quechua), uchuba y cuchuva (v. aimara), uvilla, amor en bolsa, cereza del Perú, motojobobo embolsado, sacabuche, suburrón, ciburrón, yuyo de hojas. Y el nombre científico que se le establecido es el de “*Physalis peruviana* L.” (Brack, 1999).

El crecimiento del aguaymanto se puede dar desde el nivel del mar hasta los 3300 msnm. Con respecto a la temperatura, puede soportar temperaturas bajas, siendo afectado cuando las temperaturas descienden bajo de 0 °C, así como también, cuando las temperaturas son muy altas. La temperatura adecuada de crecimiento es de 18°C (Tapia y Fries, 2007).

Clasificación sistemática de *Physalis peruviana* L "aguaymanto", según el sistema APG IV (2016)

Reino: Plantae

División: Angiospermae

Clado: Angiospermas

Clado: Eudicotiledóneas

Clado: Asteridas

Clado: Lamiidas

Orden: Solanales

Familia: Solanaceae

Género: *Physalis*

Especie: *Physalis peruviana* L.

Fuente: Peter F. S. (2017)

1.2.11. Morfología del aguaymanto.

Carlos Linneo fue el primero en describir al aguaymanto en 1753, el cual alcanza una altura promedio de entre 0.6 a 0.9 metros, aunque en ocasiones se observaron arbustos de hasta 1.8 metros de altura. (Sierra y Selva Exportadora, 2021) La profundidad a la que llega a alcanzar la raíz principal del aguaymanto es de 50 a 80 cm, aunque el mayor porcentaje de las raíces las podemos encontrar a tan solo 10 a 15 cm de profundidad (Dostert et al., 2011) El fruto del aguaymanto es una baya carnosa de color naranja-amarillo que se encuentra cubierto por un cáliz que se forma a partir de 5 pétalos y le da protección contra animales y del ambiente. El tamaño que puede alcanzar este fruto es de 1.25 a 2.50 centímetros (Fisher, 2002). Los frutos contienen 100—200 semillas amarillas, de 1,25 a 2,5 mm de diámetro. El pecíolo es de 2 a 6 cm de largo, la lámina foliar es anchamente aovada a aovada, 6 a 13.5 cm largo y 3.5 a 10 cm ancho. Las hojas son alternas, densamente pubescentes, con base (sub-)cordadas, enteras o con pocos dientes inconspicuos, y cortamente apiculadas. El pedúnculo floral es de 10—13 mm de largo; el cáliz es anchamente campanulado, en floración 15—18 mm de largo y pubescente en la cara exterior, en fructificación es acrescente, de color verde a beige, ovoide, con 5 a 10 nervios sobresalientes y algo rojizos, 8 a 10 mm de largo y 3 mm de ancho, laxamente pubescente en la cara exterior. Las flores se disponen verticalmente erectas o algo inclinadas. La corola es amarilla, con cinco máculas púrpuras, en la garganta de tubo de la corola, 1 a 1,8 cm de largo y 1,2 a 2 cm de ancho, con un anillo denso de tricomas debajo de las máculas. Los filamentos y anteras son (azul-) púrpuras y las anteras de 2.5 a 3 mm de largo. (Dostert et al., 2011)

CAPÍTULO II

MATERIALES Y METODOLOGÍA

2.1. Materiales

2.1.1. Área de procedencia de la muestra

Para el presente estudio de investigación, las muestras de suelo fueron tomadas de la rizosfera de plantas silvestres de aguaymanto *Physalis peruviana* del distrito de Curahuasi.

2.1.2. Área de procesamiento

La investigación se llevó a cabo en el invernadero y el Laboratorio de Biotecnología Vegetal de la Escuela Profesional de Biología, de la Facultad de Ciencias, de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.

2.1.3. Material biológico

- Semillas de *Lactuca sativa* (Lechuga crespa)
- Esporas de hongos micorrícicos arbusculares
- Raíces de *Lactuca sativa* (Lechuga crespa)
- Muestra de suelo con micorriza

2.1.4. Equipos e insumos

❖ Equipos de Laboratorio

- ✓ Microscopio marca Carl Zeiss, modelo Primo Star
- ✓ Estereoscopio marca Labomed, modelo CZM6
- ✓ Centrífuga Analógica 800D de 6 tubos

- ✓ Balanza con dos cifras significativas marca AND, modelo GR 200
- ✓ Baño María marca JSR, Modelo Jswb-11T
- ✓ Estufa marca Binder
- ✓ Autoclave marca Fravill, modelo ADPA080

❖ **Reactivos**

- ✓ Solución de sacarosa al 70%.
- ✓ PVGL: Polivinil-lactoglicerol. (Koske y Tessier, 1983).
- ✓ PVGL Melzer: Polivinil-lactoglicerol- Melzer (Morton, 1991-1992)
- ✓ Hidróxido de potasio al 10%
- ✓ Peróxido de hidrógeno al 3%
- ✓ Ácido acético al 5%
- ✓ Tinta azul
- ✓ Ácido láctico 10%
- ✓ Glicerina
- ✓ Alcohol de 70°
- ✓ Hipoclorito de Sodio al 10%

❖ **Material de laboratorio**

- ✓ Vaso de precipitado de 1000 mL
- ✓ Jeringa normal.
- ✓ Porta y cubreobjetos.
- ✓ Gotero.

- ✓ Espátula de punta fina.
- ✓ Tubos Falcon
- ✓ Piseta o Frasco lavador
- ✓ Esmalte transparente
- ✓ Jeringa modificada para sacarosa.
- ✓ Dispositivo colector de esporas
- ✓ Juego de tamices
- ✓ Luna de reloj
- ✓ Cámara fotográfica digital
- ✓ Bolsas para autoclave
- ✓ Placas Petri

❖ **Material de campo**

- ✓ Libreta de apuntes
- ✓ Bolsas herméticas
- ✓ Etiquetas y marcadores
- ✓ Cámara fotográfica
- ✓ Balanza analítica
- ✓ Barrena o sacabocado
- ✓ Marcador permanente
- ✓ GPS
- ✓ Suelo, turba y arena de río esterilizado

- ✓ Bolsas de cultivo

2.2. METODOLOGÍA

2.2.1. Tipo de investigación

El tipo de investigación corresponde a una investigación cuantitativa y cualitativa, nivel de investigación es descriptivo, debido a que se considera la evaluación de la frecuencia de géneros de hongos micorrícicos arbusculares presentes en la rizosfera de aguaymanto.

2.2.2. Línea de investigación

Área de conocimiento: Ciencia Tecnología y Ambiente

Línea de investigación: diversidad biológica

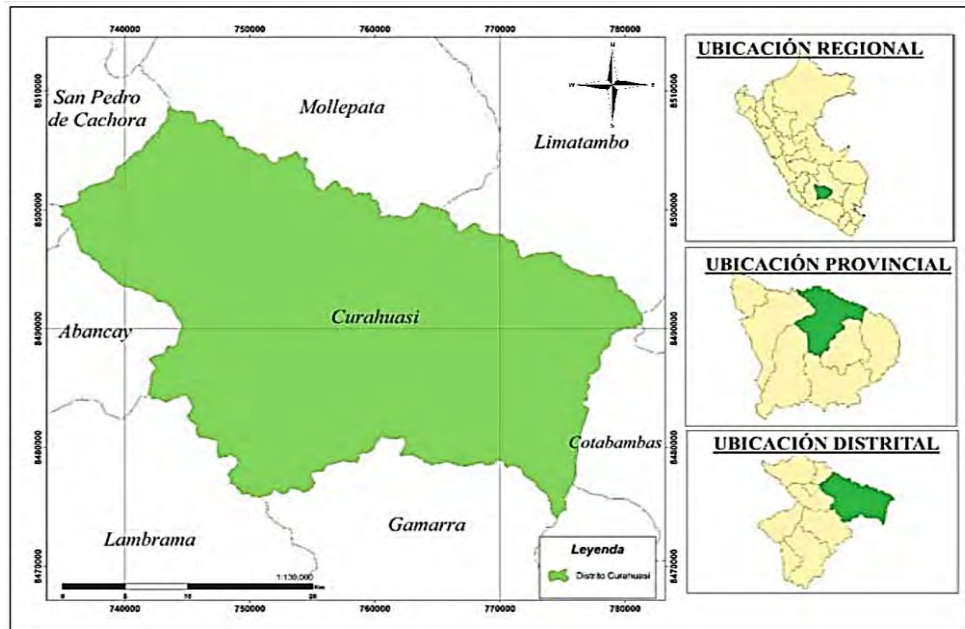
2.2.3. Descripción del área de estudio

Las muestras se tomaron en el distrito de Curahuasi. Este distrito se ubica en la parte norte del departamento de Apurímac y al noreste de la provincia de Abancay. Tiene una extensión de 817,98 km² y la capital del distrito de Curahuasi se encuentra a 2668 msnm. (Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú, 2010)

2.2.3.1. Ubicación geográfica:

Figura 9

Mapa de Ubicación Geográfica del distrito de Curahuasi - Abancay



Fuente: Elaboración propia en base a datos del Instituto Geográfico Nacional del Perú (IGN)

2.2.3.2. Ubicación política:

Región:	Apurímac
Provincia:	Abancay
Distrito:	Curahuasi
Altitud:	2668 msnm
Latitud sur:	13° 32' 54"
Longitud oeste:	72° 41' 57"

2.2.3.3. Límites:

El distrito de Curahuasi cuenta con los siguientes límites políticos (Plan Local de Seguridad Ciudadana del distrito de Curahuasi, 2018).

a. Por el Norte: con el río Apurímac, con delimitación de los distritos de Mollepata y Limatambo y con el distrito de Cachora.

b. Por el Este: con el río Vilcabamba.

c. Por el Oeste: con el distrito de Abancay y con el distrito de Tamburco.

d. Por el Sur: con el distrito de Lambrama (sur oeste) y con el distrito de Mariscal Gamarra (sureste).

2.2.4. Métodos y fundamentos

2.2.4.1. Determinación de los parámetros físicos y químicos de suelo rizosférico donde desarrollan hongos formadores de micorrizas

2.2.4.1.1. Determinación de los puntos de muestreo

Para obtener el número de puntos de muestro para la presente investigación, primero se realizó un censo de todos los individuos de *Physalis peruviana* presentes en un área de 100m x 100m (Ferro, 2015), ya que los puntos de muestreo están determinados por la presencia de *Physalis peruviana*. En el censo realizado se registraron un total de 13 individuos de la especie de *Physalis peruviana*. De estos 13 individuos, 3 presentaron signos de enfermedades y marchitez (criterios de exclusión) por lo que fueron descartados para la presente investigación, y 10 individuos se encontraron en buenas condiciones (criterio de inclusión). En consecuencia, el número de puntos de muestreo para la presente investigación

fue de 10, siendo el factor determinante la presencia de individuos sanos de *Physalis peruviana*.

Tabla 1

Georreferenciación de los puntos de muestreo

Punto de muestreo	Latitud	Longitud	Altitud
Punto de muestreo 01	13°32'40.11"S	72°40'49.42"O	2599m
Punto de muestreo 02	13°32'40.21"S	72°40'49.62"O	2602m
Punto de muestreo 03	13°32'40.99"S	72°40'49.68"O	2605m
Punto de muestreo 04	13°32'41.15"S	72°40'48.98"O	2598m
Punto de muestreo 05	13°32'41.91"S	72°40'47.54"O	2594m
Punto de muestreo 06	13°32'41.71"S	72°40'50.07"O	2613m
Punto de muestreo 07	13°32'42.23"S	72°40'50.50"O	2622m
Punto de muestreo 08	13°32'42.96"S	72°40'48.74"O	2613m
Punto de muestreo 09	13°32'42.99"S	72°40'47.95"O	2608m
Punto de muestreo 10	13°32'43.26"S	72°40'48.56"O	2614m

Figura 10

Ubicación de los puntos de muestreo en el área de estudio



2.2.4.1.2. Toma de muestra de suelos rizosféricos

Establecido los puntos de muestreo, se procedió a realizar la toma de muestra del suelo rizosférico. Con ayuda de un pico y una pala se tomó las muestras de suelo rizosférico comprendida entre los 10 a 20 cm de profundidad a una distancia de 10 cm del tallo de la planta de *Physalis peruviana*. Se tomó una muestra de suelo rizosférico por punto de muestreo en bolsas ziploc, cada muestra de suelo estuvo constituida por 3 submuestras que se tomaron alrededor de las plantas silvestres de aguaymanto, haciendo un peso total de 1 kg (Robles et al., 2008). Cada bolsa de muestra de suelo rizosférico se rotuló de la siguiente forma:

Figura 11
Rotulado de muestra

PUNTO DE MUESTREO N°	
Latitud:	
Longitud:	
Altitud:	
Lugar:	
Fecha:	

Las muestras rotuladas se almacenaron en un cooler con refrigerantes para su traslado al laboratorio de Biotecnología Vegetal Aula 313 de la Escuela Profesional de Biología de la Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco, para su respectivo procesamiento.

2.2.4.1.3. Determinación de los parámetros físicos y químicos

Para los análisis físicos y químicos, el área de estudio se subdividió en 2 sub áreas (subárea A y subárea B). En la subdivisión del área de estudio se consideró que, realizar un análisis físico y químico del suelo en cada punto de muestreo era innecesario ya que el área de estudio no es de grandes dimensiones y se observó que las características del área de estudio eran similares.

Para estos análisis se aplicó los procedimientos normalizados de operación del Laboratorio de Análisis Químico de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, en el que se indicaba que se requiere de 500g de suelo para dichos análisis.

Por consiguiente, de cada subárea se formó una muestra compuesta, la primera muestra compuesta del Subárea A estuvo conformada por las muestras de suelo del número 1 al 5 y la segunda muestra compuesta del Subárea B estuvo conformada por las muestras del número 6 al 10. En ambos casos se extrajeron 100g por muestra obteniéndose muestras compuestas de 500g, a los cuales se les realizó el correspondiente rotulado y se procedió a

llevar al Laboratorio de Análisis Químico de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.

También se tomaron 20 g de suelo rizosférico para determinar la humedad del suelo por medio del método gravimétrico (Sales et al., 2024) en el laboratorio de Biotecnología Vegetal de la Escuela Profesional de Biología – UNSAAC.

Figura 12
Subdivisión del área de muestreo en subáreas A y B

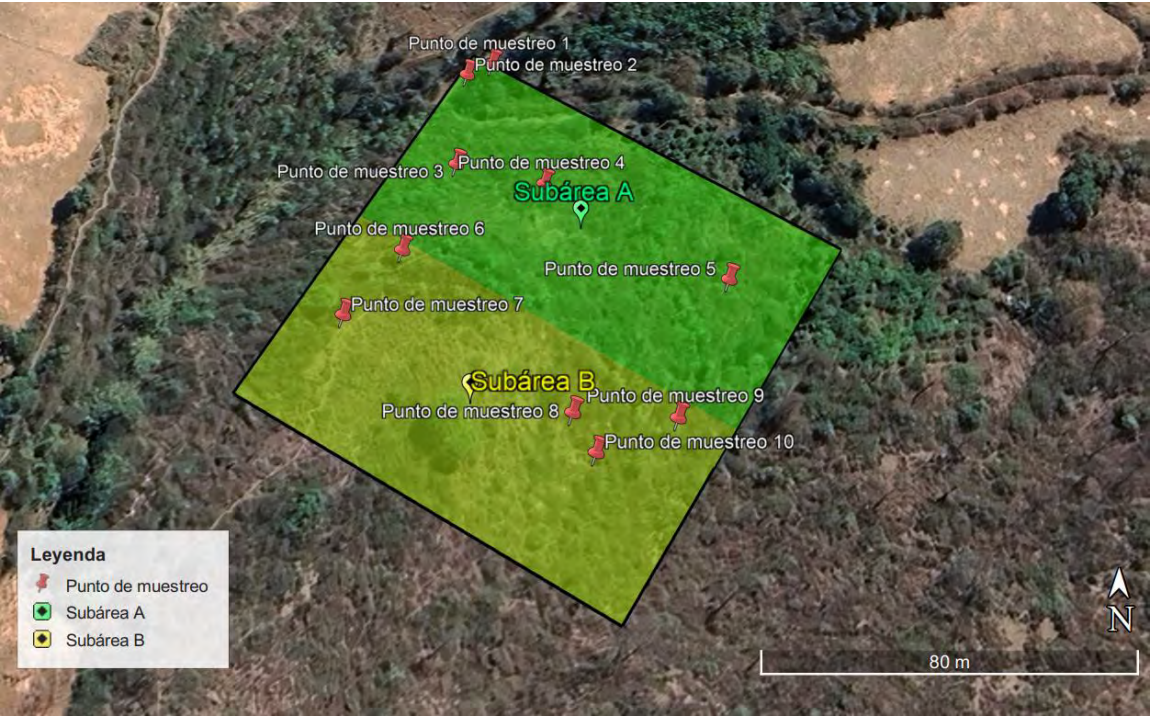


Tabla 2
Parámetros analizados

PARÁMETRO	MÉTODOS
Humedad relativa	Método gravimétrico
Materia orgánica	Método de Walkley & Black
Nitrógeno	Método Kjeldahl
Fósforo	Método de Olsen

Potasio	Método de extracción de potasio intercambiable
Textura del suelo	Método de hidrómetro de Bouyoucos
pH	Método del potenciómetro

Fuente: Primo Yúfera, E. y Carrasco Dorrién, J. M. (1987).

2.2.4.2. Aislamiento y cuantificación de esporas de hongos micorrícicos arbusculares

2.2.4.2.1. Aislamiento de esporas de hongos micorrícicos arbusculares

La metodología que se utilizó para la extracción y aislamiento de esporas y esporocarpos de HMA, fue el método de tamizado húmedo y decantación (Gerdemann y Nicolson, 1963); y centrifugación en gradiente de sacarosa (Jenkins, 1964), con las modificaciones realizadas por el Dr. Ewald Sieverding (1983, como se citó en Sánchez et al. 2010), la cual se describe a continuación:

Paso 1.- De la muestra de 1kg de suelo que se extrajo de la rizosfera de cada planta de aguaymanto, se realizó un tamizado en seco en tamiz de 2 mm, de esta muestra tamizada se pesó 20 g.

Paso 2.- Los 20 g tamizados en seco, se pasó por una batería de tamices con poros de los siguientes tamaños: 315, 125 y 56 μm ; y con abundante agua se eliminó las partículas de menor tamaño.

Paso 3.- Con ayuda de una espátula de punta fina y piseta, se recogió el material que quedó en los tamices de los poros de 315, 125 y 56 μm , cada uno de ellos por separado y colocados en tubos falcón de 15ml, aforando con agua destilada hasta 15 ml.

Paso 4.- Cada tubo falcón se agito antes de centrifugarlo por 4 minutos a 3500 rpm. Pasando este tiempo el sobrenadante se extrajo a una placa petri para su rápida observación, de modo que se descartó presencia de esporas.

Paso 5.- Al sedimento que quedó de la primera centrifugación, se le agregó solución de sacarosa al 70% desde el fondo del tubo falcón con ayuda de la jeringa modificada, hasta aforar a 15 ml.

Paso 6.- Se equilibró los pesos de los tubos falcón con un gotero.

Paso 7.- Se llevó los tubos falcón a centrifugar por 4 minutos a 3500 rpm.

Paso 8.- Con la jeringa modificada se extrajo la sacarosa de los tubos hasta que quedó solo la fase del suelo.

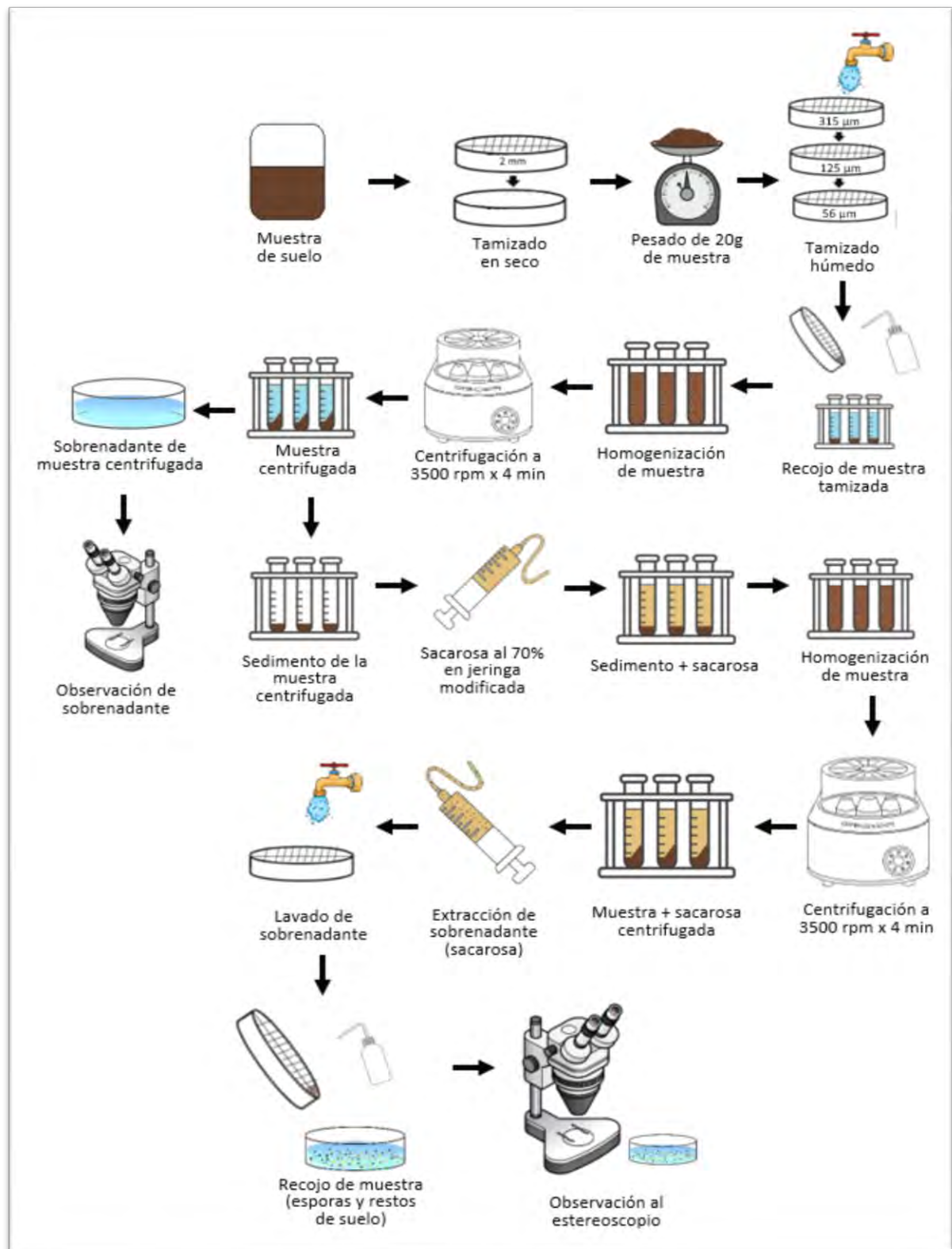
Paso 9.- La sacarosa extraída de los tubos, se pasó a un tamiz de 56 μm y se lavó con abundante agua.

Paso 10.- Con ayuda de una piseta con agua, se recolectó el material restante a una placa petri, para limpiar y extraer manualmente las esporas con ayuda de un estereoscopio Labomed mod. CZM6. El material de cada tamiz se procesó de forma individual.

Paso 11.- En cada placa petri se separó las esporas utilizando una jeringa normal y el estereoscopio marca Labomed mod. CZM6. Luego, se recolectó las esporas con una micropipeta colectora y fueron colocados en una luna de reloj.

Paso 12.- Las esporas aisladas se mantuvieron en agua destilada estéril a 4°C para su conservación hasta su procesamiento, identificación o uso posterior como inoculante.

Figura 13
Esquema de aislamiento de esporas de HMA



Nota: Elaboración propia

2.2.4.2.2. Cuantificación de esporas de hongos micorrícicos arbusculares

Las esporas que se extrajeron y aislaron, se pasaron a placas petri trazadas en cuadrículas de 5mm x 5mm con un poco de agua destilada estéril para reducir el movimiento que las esporas puedan sufrir. Se hizo uso un estereoscopio marca Labomed mod. CZM6 con 10x de aumento en el ocular y de 0.65x a 4.5x de aumento continuo en el objetivo para distinguir las esporas. (Sánchez et al., 2010)

El conteo se realizó mediante el método de observación directa por medio de un estereoscopio marca Labomed mod. CZM6 y se procedió a realizar tres repeticiones por cada una de las 10 muestras de suelo rizosférico de aguaymanto, cuyos resultados se expresó en número de esporas de HMA/20 gramos de suelo.

2.2.4.3. Determinación de estructuras intraradicales de hongos micorrícicos arbusculares

2.2.4.3.1. Cultivo de plantas trampa para determinación de estructuras intraradicales de hongos micorrícicos arbusculares

La planta trampa que se utilizó para la reproducción de hongos formadores de micorrizas arbusculares fue *Lactuca sativa* (Lechuga crespa), cuyas semillas se adquirieron de la feria sabatina que se realiza en la Plaza Tupac Amaru del distrito de Wanchaq – Cusco.

Las semillas se esterilizaron por medio de una solución de Hipoclorito de Sodio al 10% durante 30 min. (Aguilar & Dreyer, 2009). El sustrato en el que se cultivó tuvo la siguiente composición: suelo, turba y arena de río en las proporciones de 3:1:2, respectivamente. (Ramírez et al., 2020). El suelo que se utilizó pasó por el proceso de esterilización en bolsas de tela en autoclave a 121°C x 1 hora, por 3 días consecutivos. La

turba y la arena de río se esterilizaron en bolsas de autoclave a 121°C durante 20 min. (Sylvia, 1994).

Se uso como propágulos, las esporas de hongos micorrícicos arbusculares aislados de la rizosfera de las plantas silvestres de *Physalis peruviana*, se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 0.5 % (Sánchez et al. 2010).

La inoculación a las plantas trampa con las esporas aisladas desinfectadas, se realizó de acuerdo al método utilizado en el CIAT-Proyecto Micorriza (Sieverding, 1983) con algunas modificaciones.

Se colocó 200 g de sustrato preparado en bolsas de polietileno, en donde se hizo un agujero de 2.5 cm de profundidad en donde se inocularon las esporas de hongos micorrícicos arbusculares aisladas de la rizosfera de aguaymanto silvestre, luego estos agujeros se taparon con el mismo sustrato y se procedió a realizar la siembra de las semillas desinfectadas de lechuga crespa.

Se hicieron 5 repeticiones de inoculación de 50 esporas por cada morfotipo, a excepción del morfotipo 6, ya que el número de esporas aisladas de este morfotipo solo alcanzo para 2 repeticiones con inoculación de 30 esporas por planta, teniéndose un total de 32 plantas inoculadas. Y también se tuvieron 5 plantas control las cuales no fueron inoculadas con esporas.

Pasado 15 días luego de su germinación, las plántulas de lechuga crespa se trasplantaron a bolsas de polietileno de 1 kg de capacidad que contenían el mismo sustrato utilizado en la germinación.

El riego de las plantas trampa se realizó 3 veces por semana por un periodo de 4 meses. Pasado este tiempo se sometió a un estrés hídrico por un periodo de 15 días con el

objetivo de inducir la esporulación de los hongos micorrícicos arbusculares. (Ramírez et al., 2020)

Tabla 3

Número de repeticiones e inoculación de esporas en plantas trampa

Morfotipos	Número de repeticiones e inoculación de esporas en plantas trampa					Total de repeticiones
	Repetición 01	Repetición 02	Repetición 03	Repetición 04	Repetición 05	
Morfotipo 1	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	5 repeticiones
Morfotipo 2	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	5 repeticiones
Morfotipo 3	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	5 repeticiones
Morfotipo 4	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	5 repeticiones
Morfotipo 5	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	5 repeticiones
Morfotipo 6	30 esporas	30 esporas	-	-	-	2 repeticiones
Morfotipo 7	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	50 esporas	5 repeticiones
Control	0 esporas	0 esporas	0 esporas	0 esporas	0 esporas	5 repeticiones
Total de plantas trampa + control	8	8	7	7	7	32 plantas inoculadas + 5 plantas control

2.2.4.3.2. Tinción de raíces de plantas trampa para observación de estructuras intraradicales de hongos micorrícicos arbusculares

Para lograr la observación de estructuras intraradicales que forman los hongos micorrícicos arbusculares en la raíz de *Lactuca sativa*, se realizó una coloración de las raíces por medio de la tinción con tinta en vinagre (Vierheilig et al., 1998), cuyo procedimiento se detalla a continuación:

- Las raíces secundarias finas se extrajeron de las plantas trampa (*Lactuca sativa*), se realizó el lavado con agua corriente y se cortaron en segmentos.

- Estos segmentos de raíces se colocaron en tubos de ensayo en donde se cubrieron con KOH al 10% y se llevarán a ebullición por 15 a 30 min, para su ablandamiento y decoloración.
- Transcurrida la decoloración de las raíces, se procedió a lavar varias veces con agua de llave y luego se colocaron nuevamente en un tubo de ensayo. En este nuevo tubo de ensayo se añade tinta de vinagre al 5% y se colocó en baño maría a 90°C por 3 min.
- Luego del baño maría, las raíces se depositaron en una placa Petri donde se retiró la tinta con ayuda de agua con gotas de vinagre, se dejó en esta solución por 20 min. y luego se lavó con agua de llave.
- Retirado el exceso de tinta, las raíces se transfirieron a otras placas Petri para su observación al estereoscopio marca Labomed mod. CZM6.
- Para una mejor observación a mayor detalle de las estructuras intraradicales, las raíces teñidas se transfirieron a un porta objeto para su observación en microscopio óptico marca Carl Zeiss mod. Primo Star a 40x, 100x, 400x y 1000x.

Se realizó una tinción de raíz por cada planta trampa, incluidos las plantas control.

2.2.4.4. Identificación de géneros de hongos micorrícicos arbusculares y determinación de su frecuencia en la rizosfera de *Physalis peruviana*

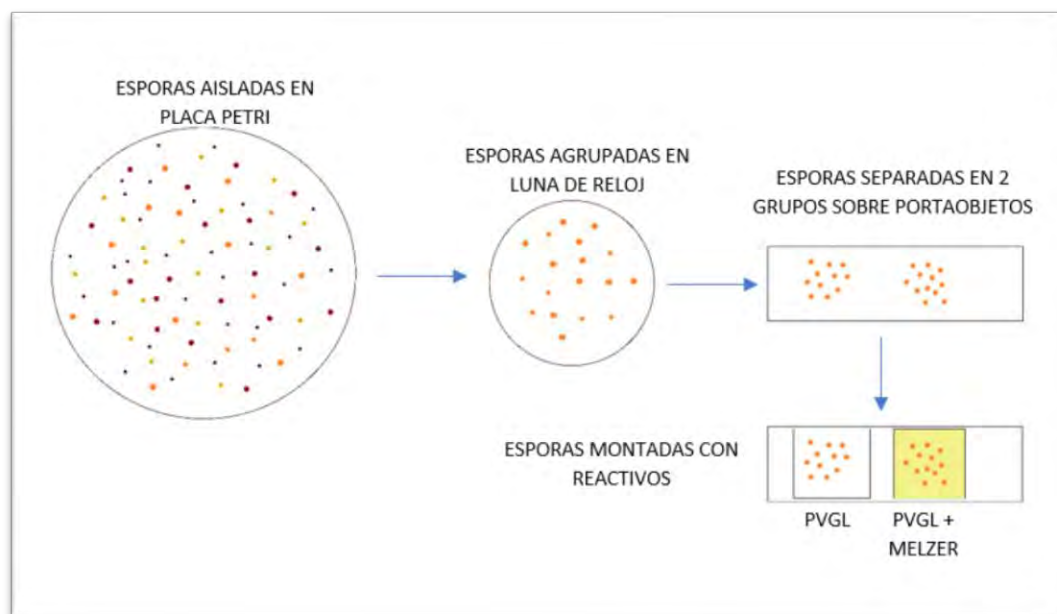
2.2.4.4.1. Montaje de esporas de HMA

Para observación microscópica de las estructuras de las esporas que se aislaron del suelo rizosférico de aguaymanto, que ayudan con la identificación de los géneros, se realizó un montaje en base al procedimiento de Sánchez et al. (2010) que consistió en los siguientes pasos:

- En un vidrio de reloj se realizó la limpieza de restos de otros materiales, dejando solo la espora.
- Luego las esporas se separaron en grupos de acuerdo al morfotipo.
- Cada grupo se dividió en 2 fracciones para que se puedan realizar el montaje con PVGL y con Melzer + PGVL.
- Las fracciones de esporas se colocaron en el portaobjetos por separado y a uno de ellos se le añadió 1 o 2 gotas de los reactivos PVGL y al otro 1 o 2 gotas de Melzer + PVGL, con su rotulado respectivo.
- Pasado 2 minutos, se colocó el cubreobjetos y se esperó a que se extienda por completo el reactivo, para luego realizar una suave presión (técnica del squash) sobre el cubreobjetos con la finalidad de romper las paredes de las esporas.
- Al día siguiente, se sellaron los bordes del cubreobjetos con esmalte transparente y se espera a que se seque.

Figura 14

Esquema de montaje de esporas para observación al microscopio



Nota: Elaboración propia

2.2.4.4.2. Identificación de géneros de hongos micorrícicos arbusculares

Para la identificación de los hongos micorrícicos arbusculares, se tuvo en cuenta características morfológicas de las esporas de los hongos micorrícicos arbusculares como son: color, tamaño, forma, modo de formación de la espora, paredes de la espora, presencia de sáculos esporíferos, presencia de células auxiliares, estructuras intraradicales, forma y tamaño de la hifa de sostén. En base a estas características se hizo uso de las claves taxonómicas propuestas Sánchez et al. (2010). Además, con el apoyo de la descripción a nivel de género de las micorrizas realizadas por Sieverding (1983), el Catálogo Ilustrado de Micorrizas arbusculares de la Amazonia Colombiana (Peña et al., 2006) y la Colección Internacional de Hongos Micorrícicos Arbusculares (Vesiculares) (International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi [INVAM], s. f.).

2.2.4.4.3. Determinación de la frecuencia de géneros de hongos micorrícicos arbusculares

La frecuencia mide en porcentaje la probabilidad de encontrar un carácter o atributo (por ejemplo, una especie) de un área, volumen o unidad muestral. Dicho de otra forma, este análisis determina la proporción de veces que ese atributo o carácter se mide u observa en las unidades muestrales en relación a la cantidad total de unidades muestrales (Mostacedo y Fredericksen, 2000). La fórmula general que se utilizó para determinar la frecuencia relativa es:

$$FR = (a/A) * 100$$

donde:

- a = número de apariciones de una determinada especie
- A = número de apariciones de todas las especies

Fuente: Mostacedo y Fredericksen (2000)

CAPÍTULO III

RESULTADOS

3.1. Determinación de parámetros físicos y químicos del suelo rizosférico de *Physalis peruviana* donde desarrollan hongos formadores de micorrizas arbusculares

Tabla 4

Resultados de parámetros físicos y químicos del suelo rizosférico de aguaymanto

PARÁMETROS	RESULTADOS DE LA MUESTRA DEL SUB ÁREA A	RESULTADOS DE LA MUESTRA DEL SUB ÁREA B
Humedad relativa	7.82 %	12.60 %
Materia orgánica	3.8 %	4.6 %
Nitrógeno	0.18 %	0.22 %
Fósforo ppm P2O5	7.66	9.80
Potasio ppm K2O	197.20	226.40
pH	8.13	8.17
Textura del suelo	Areno franco	Franco arenoso
Arena	82 %	62 %
Limo	12 %	29 %
Arcilla	6 %	9 %

En la Tabla N°4 se muestra que los resultados físico químicos para el Subárea de muestreo B, son mayores en los parámetros de humedad relativa con 12.60 %, materia orgánica con 4.6%, Nitrógeno con 0.22%, Fosforo con 9.80 ppm y Potasio con 226.40 ppm, en relación a los resultados del Subárea de muestreo A los cuales son menores. Con respecto al parámetro pH, los resultados fueron de 8.13 y 8.17, para las subáreas de muestreo A y B

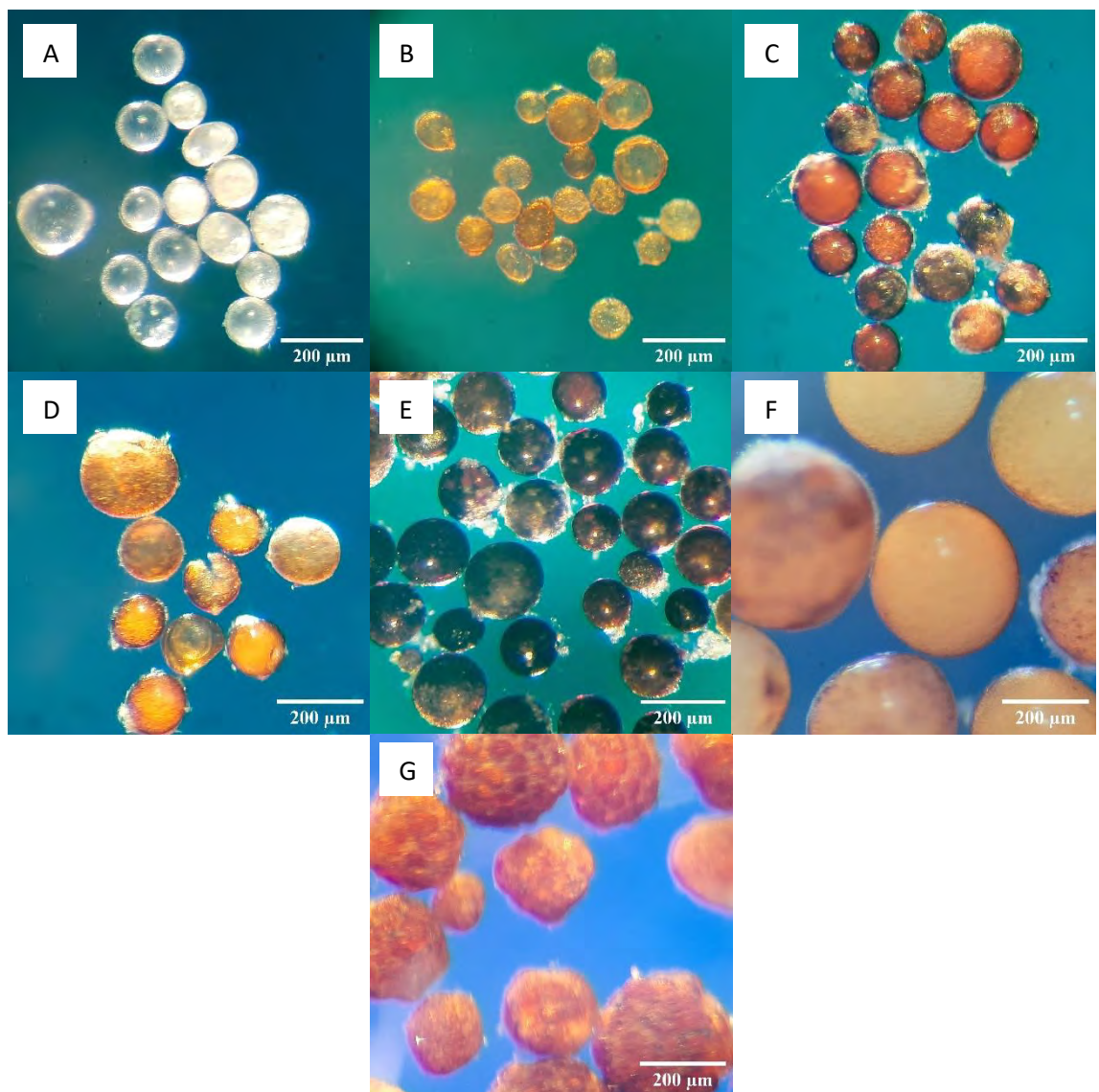
respectivamente. La textura del suelo para en el caso de la Subárea de Muestreo A es Areno franco y en el caso de la Subárea de muestreo B su textura es Franco arenoso.

3.2. Aislamiento y cuantificación de esporas de hongos micorrícicos arbusculares en 20g de suelo rizósferico de aguaymanto

3.2.1. Esporas de hongos micorrícicos arbusculares aisladas

Figura 15

Esporas aisladas de hongos micorrícicos arbusculares de la rizosfera de Physalis peruviana



En la Figura N°15 se muestran fotos de esporas globosas a subglobosas aisladas y observadas en estereomicroscopio a 160x de aumento: A) Morfotipo 1: esporas

hialino/blanco, B) Morfotipo 2: Esporas amarillo claro a amarillo oscuro, C) Morfotipo 3: Esporas marrón rojizo, D) Morfotipo 4: Esporas amarillo marrón brillante, E) Morfotipo 5: Esporas marrón oscuro a negro, F) Morfotipo 6: Esporas amarillo marrón pálido, G) Morfotipo 7: Esporas marrón anaranjado, en este último caso, las esporas están organizadas alrededor de un plexo central y existen entre 25 a 50 esporas por esporocarpio.

Tabla 5
Características de los morfotipos de esporas aisladas

MORFOTIPOS	CODIGO DE COLOR (INVAM)	COLOR	FORMA	RANGO DE TAMAÑOS
MORFOTIPO 01	0/0/5/0	hialino/blanco	Globoso - Subgloboso	60µm - 140µm
MORFOTIPO 02	0/20/80/0	amarillo claro a amarillo oscuro	Globoso - Subgloboso	56µm - 157µm
MORFOTIPO 03	20/80/100/0	marrón rojizo	Globoso - Subgloboso	112µm - 188µm
MORFOTIPO 04	0/40/100/0	amarillo marrón brillante	Globoso - Subgloboso	131µm – 256µm
MORFOTIPO 05	-----	Marrón oscuro a negro	Globoso – Subgloboso - elíptico	58µm - 188µm
MORFOTIPO 06	0/30/60/0	amarillo marrón pálido	Globoso - Subgloboso	284µm – 488µm
MORFOTIPO 07	0/60/50/10	marrón anaranjado	Pulvinato	100µm - 305µm

En la tabla N°5 nos muestra que existe una gran variedad de colores, formas y tamaños en cuanto a las esporas de hongos micorrícicos arbusculares, y eso también se refleja en la Figura N°15 que muestran que los colores de las esporas de HMA varían desde colores hialinos (morfotipo 1) a colores muy oscuros casi negro (morfotipo 5). Asimismo, los tamaños son variados siendo los más pequeños registrados los del morfotipo 2 con

ejemplares de 56µm y los más grandes fueron los del morfotipo 6 con ejemplares de hasta 488 µm. En cuanto a la forma de las esporas, los más predominantes fueron las formas globosa y subglobosa, aunque también se registraron formas elípticas para el caso del morfotipo 5 y forma pulvinato para el caso del morfotipo 7.

3.2.2. Cuantificación de esporas de hongos micorrícicos arbusculares por rizosfera de *Physalis peruviana*.

Tabla 6

Número de esporas en 20 g de suelo rizosférico de aguaymanto

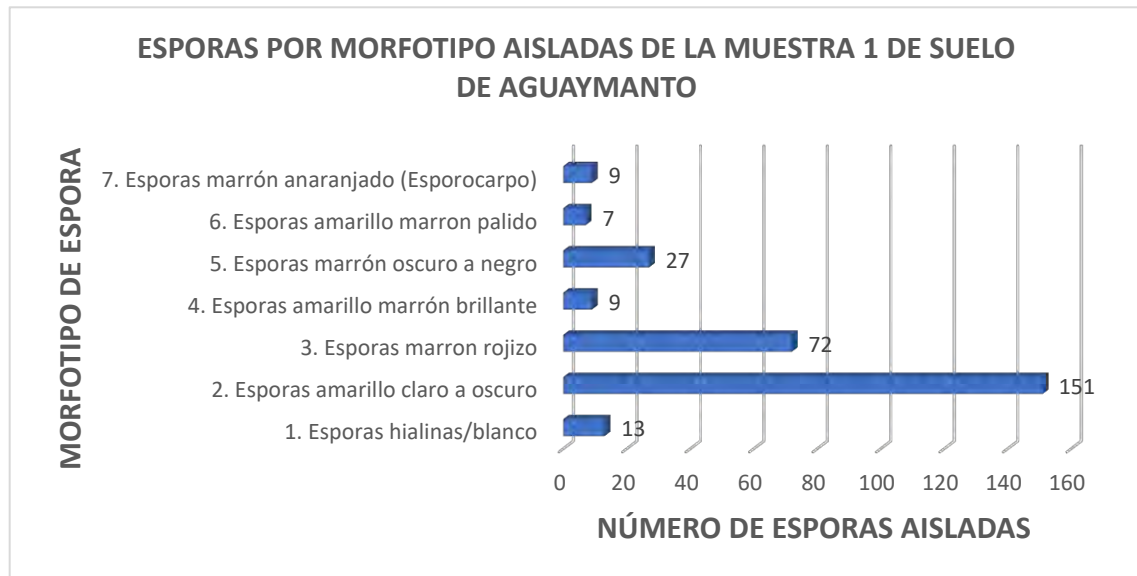
SUB ÁREA	MUESTRA	RECuento Nº1	RECuento Nº2	RECuento Nº3	PROMEDIO ESPORAS POR MUESTRA
SUB ÁREA A	Muestra 1	306	295	262	287.7
	Muestra 2	315	334	321	323.3
	Muestra 3	286	250	268	268.0
	Muestra 4	519	511	518	516.0
	Muestra 5	489	497	491	492.3
SUB ÁREA B	Muestra 6	139	126	135	133.3
	Muestra 7	473	418	451	447.3
	Muestra 8	402	424	417	414.3
	Muestra 9	70	54	65	63.0
	Muestra 10	189	190	212	197.0
TOTAL		3188	3099	3140	3142.3
PROMEDIO		318.8	309.9	314.0	314.2

En la tabla N°6 se muestra el promedio de número de esporas que se aislaron en 20g por suelo rizosférico de aguaymanto. Siendo la muestra de suelo N°4 la que presentó el mayor promedio de número con 516 esporas/20g de suelo y el menor valor lo obtuvo la muestra de suelo N°9 con 63 esporas/20g. Así mismo, el total de esporas aisladas de las 10

muestras de suelos fue 3142.3 esporas y cuyo promedio es de 314.2 esporas/20g de suelo rizosférico de aguaymanto.

Figura 16

Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 01 de suelo rizosférico de aguaymanto

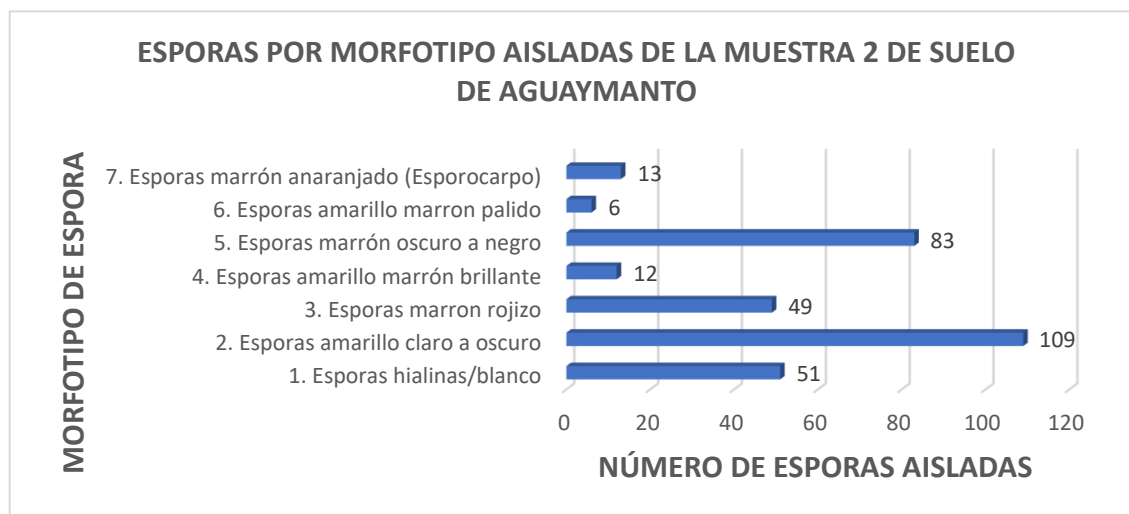


La Figura N°16 muestra que en el suelo de la rizosfera de aguaymanto de donde se extrajo la muestra número 1, tiene una clara prevalencia del morfotipo 2 que vienen a ser las esporas amarillas claras a amarillas oscuras y el morfotipo 6 cuenta con el promedio más bajo de 7 esporas aisladas.

(*) Para el caso del morfotipo 7, el conteo se realizó con respecto al número de esporocarpos encontrados, ya que varía el número de esporas por esporocarpo, encontrándose entre 25 a 50 esporas, esta situación se consideró para todos los suelos muestreados en el caso del morfotipo 7.

Figura 17

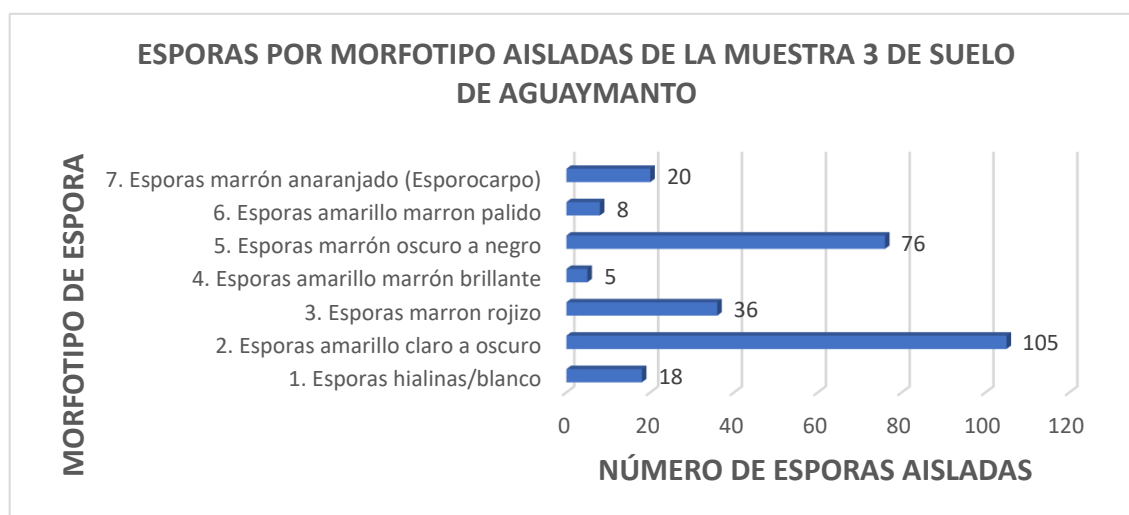
Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 02 de suelo rizosférico de aguaymanto



En la Figura N°17 se puede evidenciar que los morfotipos de esporas con mayor presencia son los morfotipos 2 y 5, con un promedio de esporas aisladas de 109 y 83, respectivamente. Y en el caso del morfotipo 6, este es el morfotipo con menor promedio de 6 esporas.

Figura 18

Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 03 de suelo rizosférico de aguaymanto

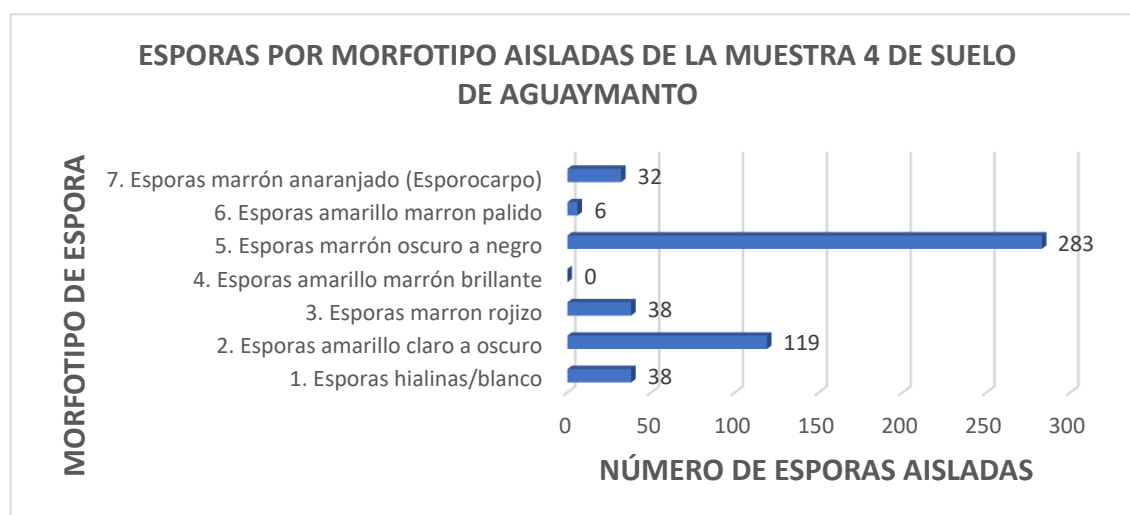


En la Figura N°18, se observa la prevalencia de dos morfotipos con mayor promedio de esporas aisladas, el morfotipo 2 y el morfotipo 5, con 105 y 76 esporas aisladas

respectivamente. En esta muestra de suelo rizosferico de aguaymanto, el morfotipo 4 cuenta con el menor número de esporas.

Figura 19

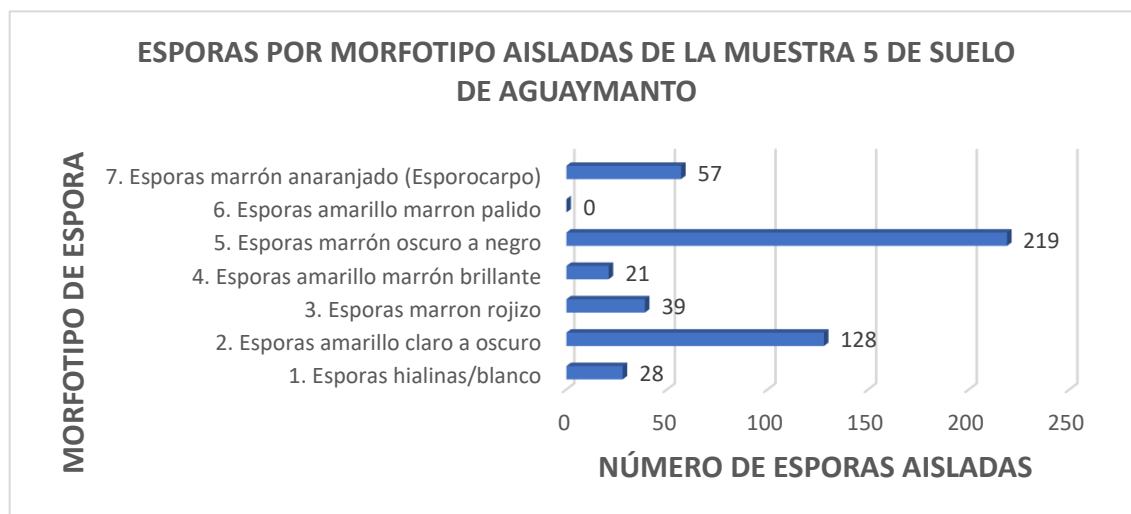
Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 04 de suelo rizosférico de aguaymanto



En la Figura N°19 se evidencia que el morfotipo predominante en la muestra 4 de suelo de la rizosfera de aguaymanto, fue el morfotipo 5 (esporas marrones oscuro a negras) con un promedio de 283 esporas aisladas y muy por debajo se encuentra el morfotipo 2 con 119 esporas aisladas. En esta muestra de suelo, no se aisló ninguna espota de los morfotipos 4 (Esporas amarillo marrón brillante).

Figura 20

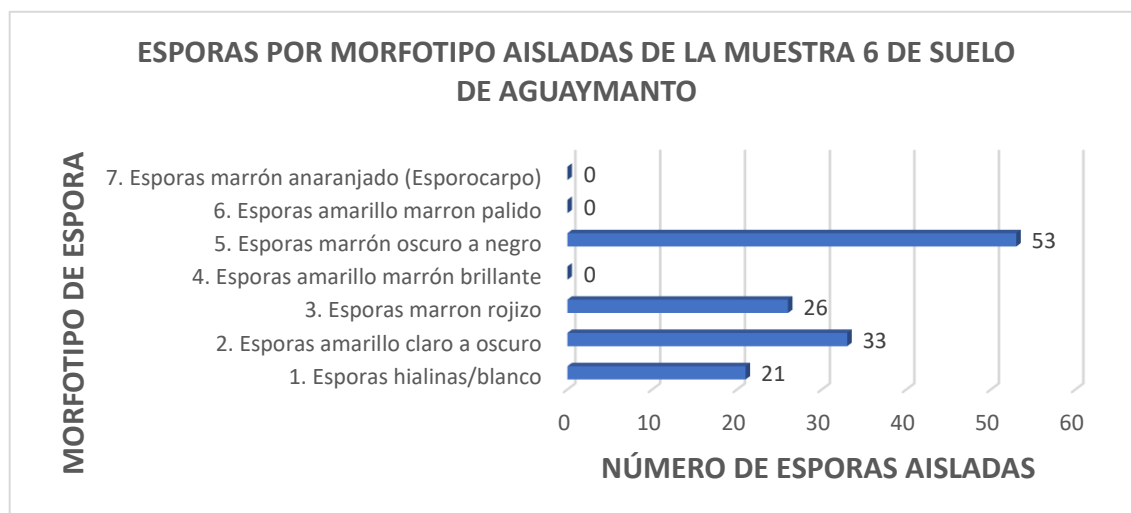
Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 05 de suelo rizosférico de aguaymanto



En la Figura N°20 se observa que en la muestra 5 de suelo de rizosfera de aguaymanto, el morfotipo predominante de esporas de hongos micorrícicos arbusculares es el morfotipo 5 con un promedio de 219 esporas, seguido del morfotipo 2 con 128 esporas en promedio. En este caso, no se encontraron esporas del morfotipo 6.

Figura 21

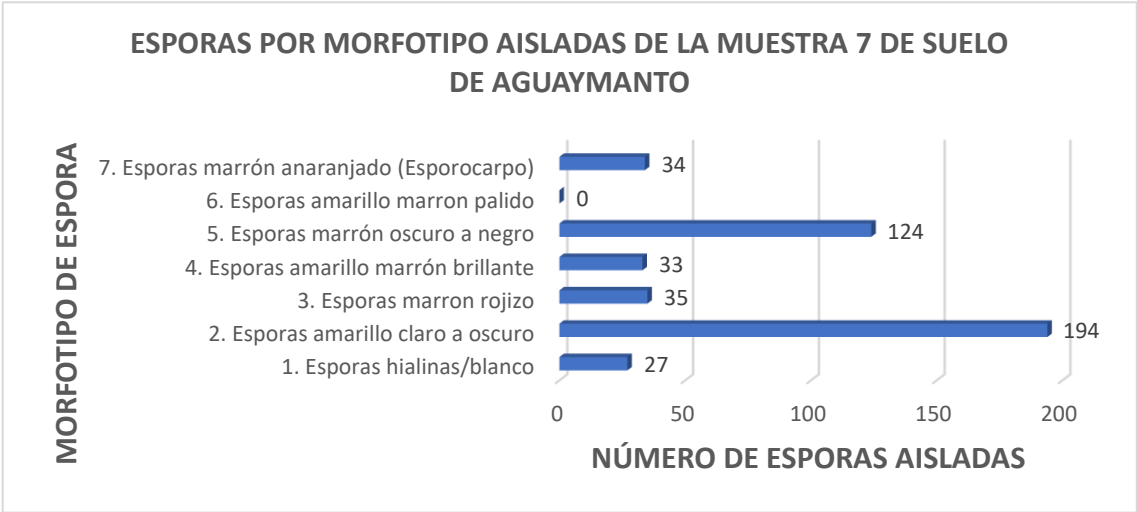
Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 06 de suelo rizosférico de aguaymanto



En la Figura N°21 se observan los registros de los morfotipos que se aislaron de la muestra 6 del suelo de aguaymanto, en donde el morfotipo 5 cuenta con el mayor promedio

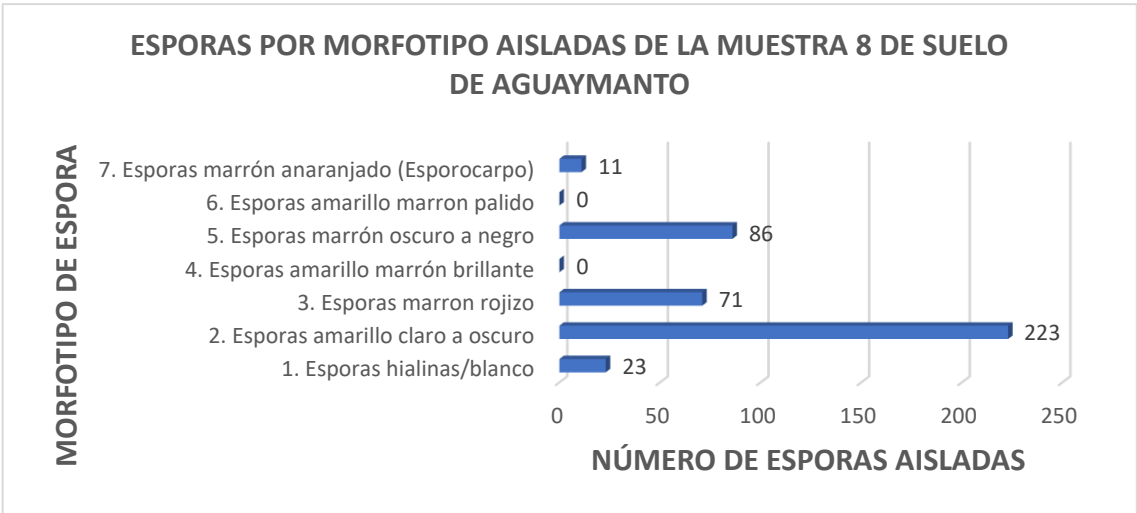
de 53 esporas aisladas. Para esta muestra de suelo, no se encontraron los morfotipos de esporas 4, 6 y 7.

Figura 22
Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 07 de suelo rizosférico de aguaymanto



En la Figura N°22 se observa que en la muestra 7 de suelo rizosférico de aguaymanto silvestre, el morfotipo predominante de esporas aisladas es el morfotipo 2 con un promedio de 194 esporas/20g se suelo. En esta ocasión no se encontraron esporas del morfotipo 6.

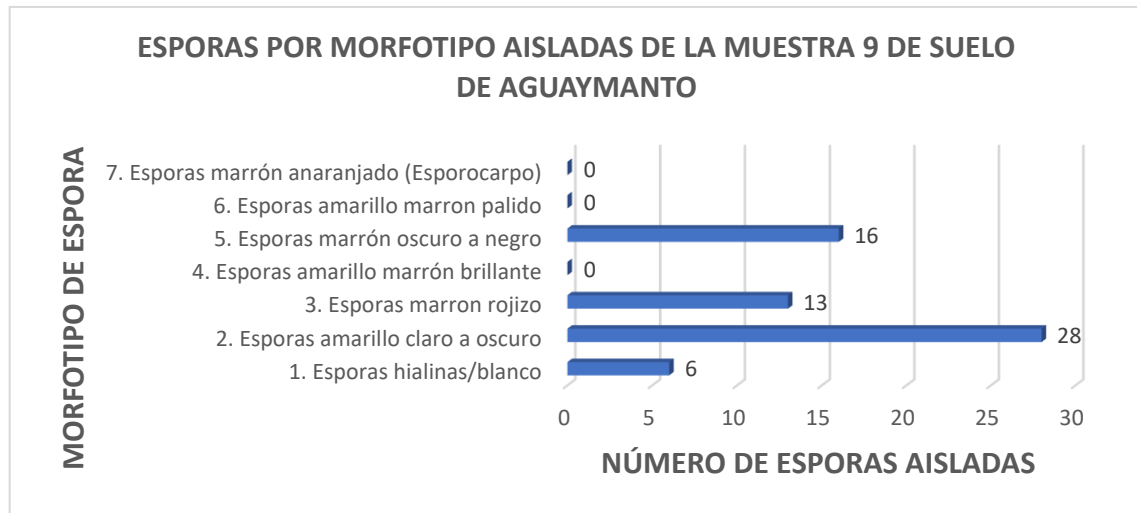
Figura 23
Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 08 de suelo rizosférico de aguaymanto



En la Figura N°23 se evidencia que la predominancia mayor para la muestra 8 de suelo de aguaymanto, es el morfotipo 2 con un promedio de 223 esporas/20g se suelo. Y no hay presencia de esporas de los morfotipos 4 y 6.

Figura 24

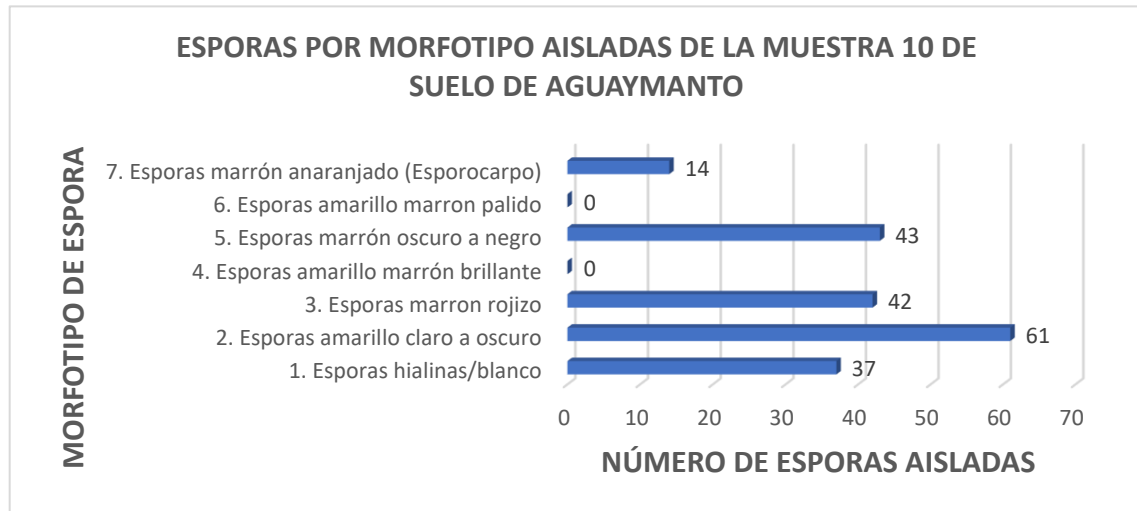
Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 09 de suelo rizosférico de aguaymanto



En la Figura N°24, se observa que en la muestra 9 de suelo rizosférico de aguaymanto, existe poca presencia de esporas de hongos micorrícicos arbusculares, siendo el morfotipo 2 con el mayor valor de 28 esporas/20g de suelo en promedio, y no hay presencia de tres morfotipos esporas que son el 4, 6 y 7.

Figura 25

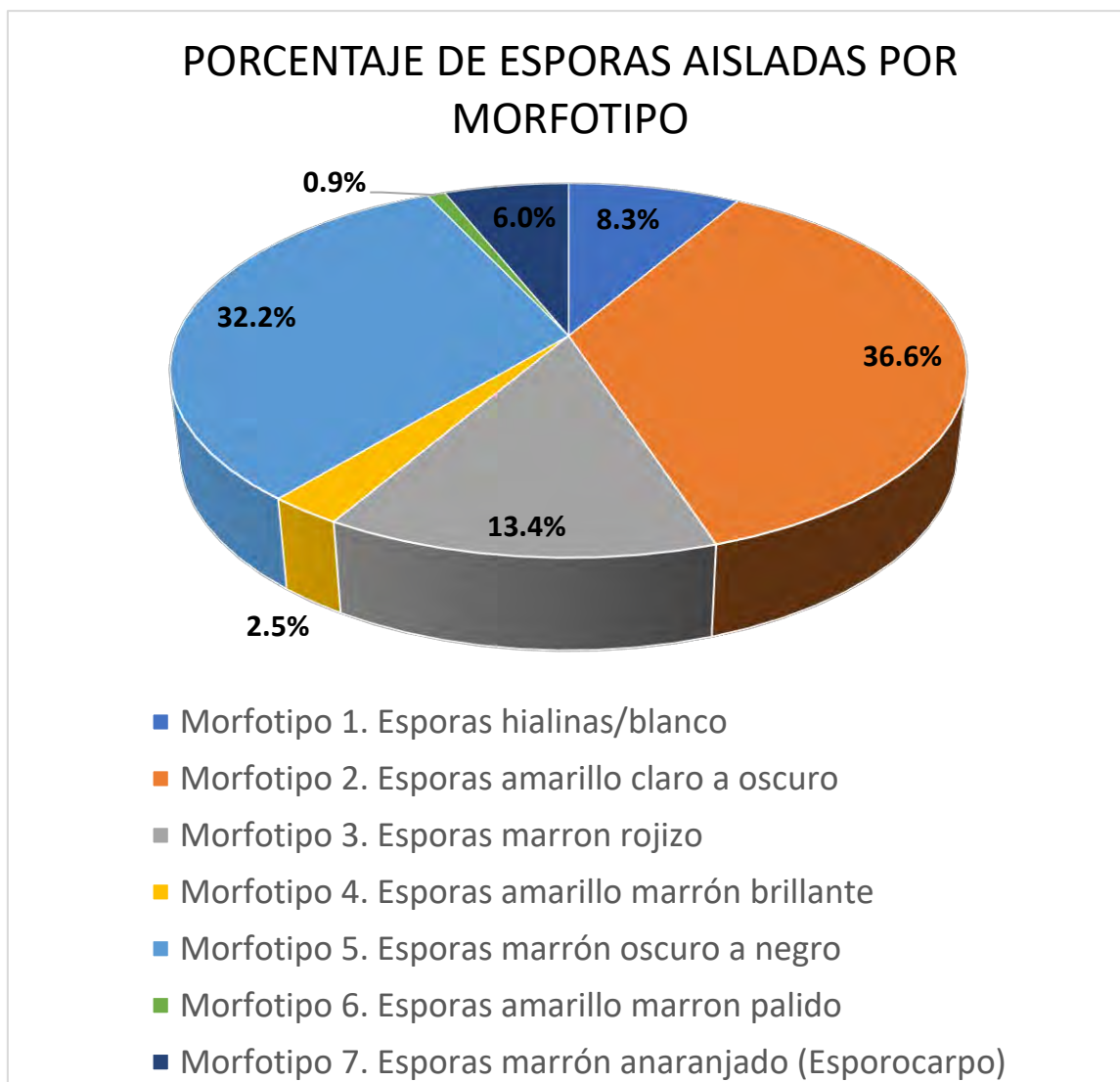
Promedio de esporas aisladas por morfotipo, en 20g de la muestra 10 de suelo rizosférico de aguaymanto



Como se aprecia en la Figura N°25, la presencia del morfotipo 2 de esporas de hongos micorrícicos, es la que presenta un mayor valor en promedio con 61 esporas/20g se suelo. Y para esta última muestra de suelo rizosférico de aguaymanto, no se tuvo la presencia de los morfotipos de esporas 4 y 6.

Figura 26

Porcentaje del total de esporas aisladas por morfotipo



Con respecto al total de esporas aisladas por morfotipo, la Figura N°26 demuestra que el morfotipo 2 tiene el mayor porcentaje con un 36.6%, seguido del morfotipo 5 con 32.2% y muy por debajo se encuentran los demás morfotipos, siendo el de menor porcentaje el morfotipo 6 con 0.9%.

3.3. Determinación de estructuras intraradicales desarrolladas por los hongos formadores de micorrizas arbusculares.

Tabla 7

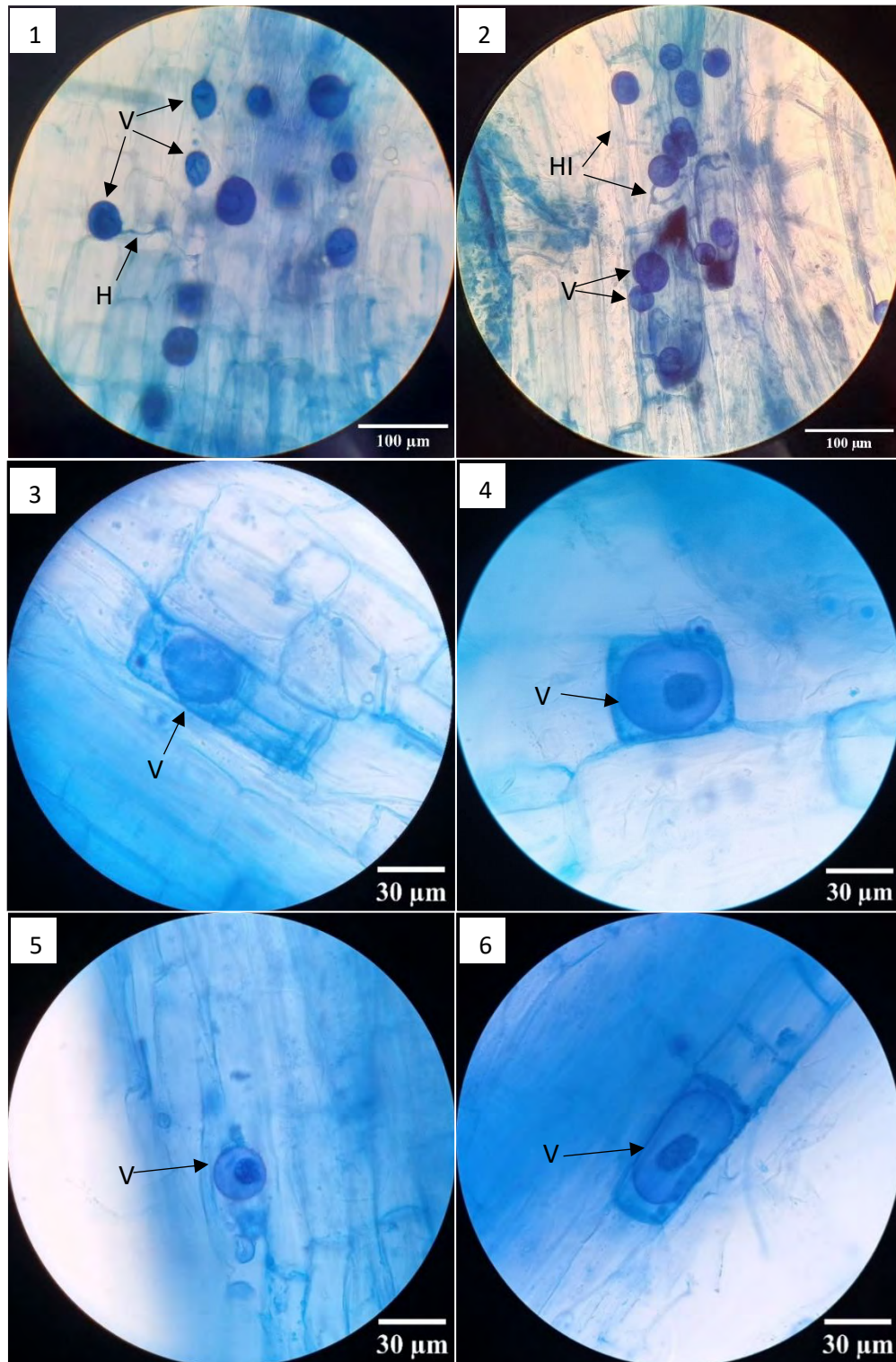
Estructuras intraradicales desarrolladas por los hongos formadores de micorrizas arbusculares en plantas trampa de lechuga crespa

Morfotipos	Micorrización por repetición de planta trampa inoculada														
	Repetición 01			Repetición 02			Repetición 03			Repetición 04			Repetición 05		
	Hifa	Vesículas	Arbúsculos	Hifa	Vesículas	Arbúsculos	Hifa	Vesículas	Arbúsculos	Hifa	Vesículas	Arbúsculos	Hifa	Vesículas	Arbúsculos
Morfotipo 1	NO	NO	NO	SI	NO	SI	NO	NO	NO	SI	NO	SI	SI	NO	SI
Morfotipo 2	SI	SI	SI	SI	NO	SI	SI	SI	SI	NO	NO	NO	SI	SI	SI
Morfotipo 3	NO	NO	NO	NO	NO	NO	SI	SI	SI	SI	NO	NO	SI	NO	SI
Morfotipo 4	SI	NO	SI	NO	NO	NO	NO	NO	NO	SI	SI	SI	SI	SI	SI
Morfotipo 5	SI	NO	SI	SI	NO	SI	SI	NO	SI	NO	NO	NO	SI	NO	SI
Morfotipo 6	NO	NO	NO	NO	NO	NO									
Morfotipo 7	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO	SI	SI	SI	NO	NO	NO
Control	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO

Tras la inoculación con esporas de hongos micorrícicos arbusculares a plantas trampa de lechuga crespa, se pudo observar estructuras desarrolladas por lo hongos micorrícicos arbusculares. Dichas estructuras intraradicales se detallan en la Tabla N°7, en donde se aprecia que solo el morfotipo 6 no micorrizó (No se observaron estructuras intraradicales en plantas inoculadas con el morfotipo 6) y del 100% de plantas inoculadas (32 plantas trampa) con esporas de HMA, solo el 56.25% (18 plantas) fueron micorrizadas.

Figura 27

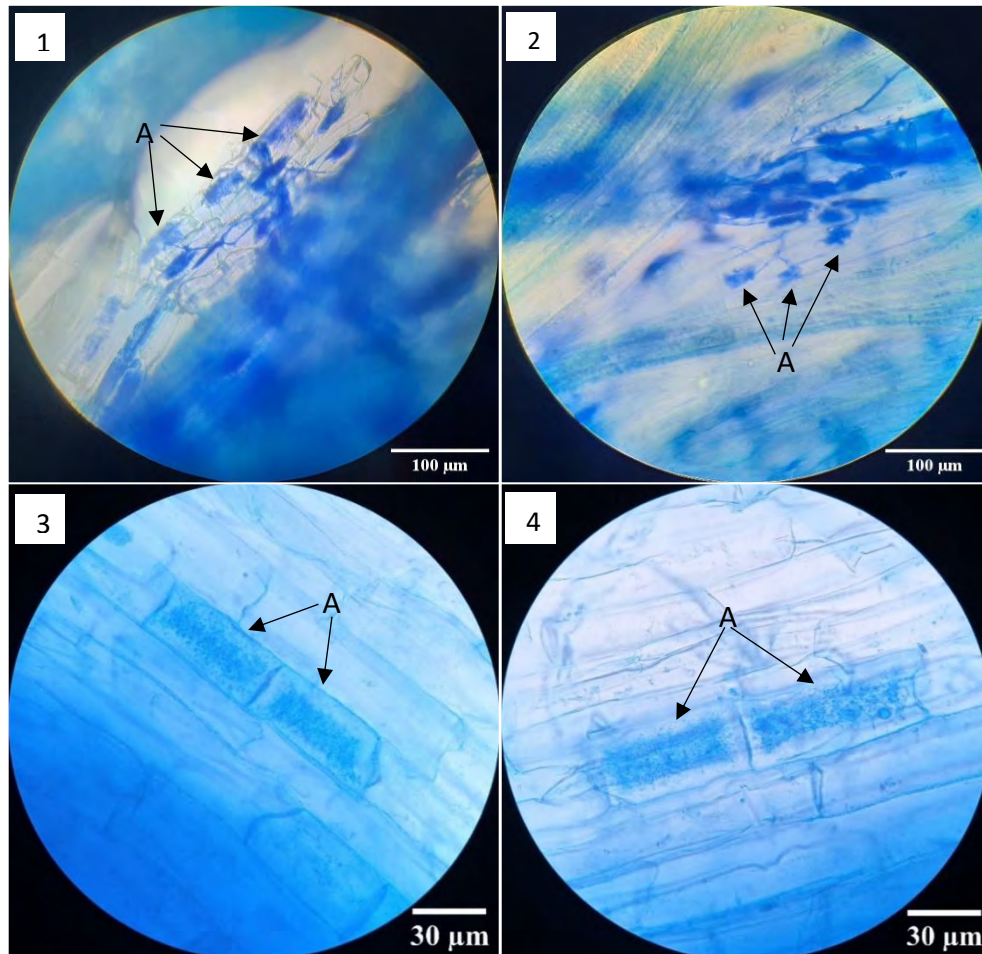
Estructuras intraradicales - Vesículas e hifas intraradicales



La Figura N°27 muestra fotos de estructuras intraradicales que se desarrollaron en las raíces de las plantas trampa de *Lactuca sativa*, para lograr esta observación las raíces pasaron por un proceso de tinción con Tinta de vinagre al 5%. Las fotos 1) y 2) muestran diversas

vesículas (V) con sus respectivas hifas intraradicales (HI), estas fotos fueron tomadas con un aumento total de 400x en microscopio óptico. Las fotos 3), 4), 5) y 6) muestran fotos de vesículas (V) dentro de las células de la corteza radical de la raíz, estas fotos fueron tomadas con un aumento total de 1000x en microscopio óptico.

Figura 28
Estructuras intraradicales - Arbúsculos

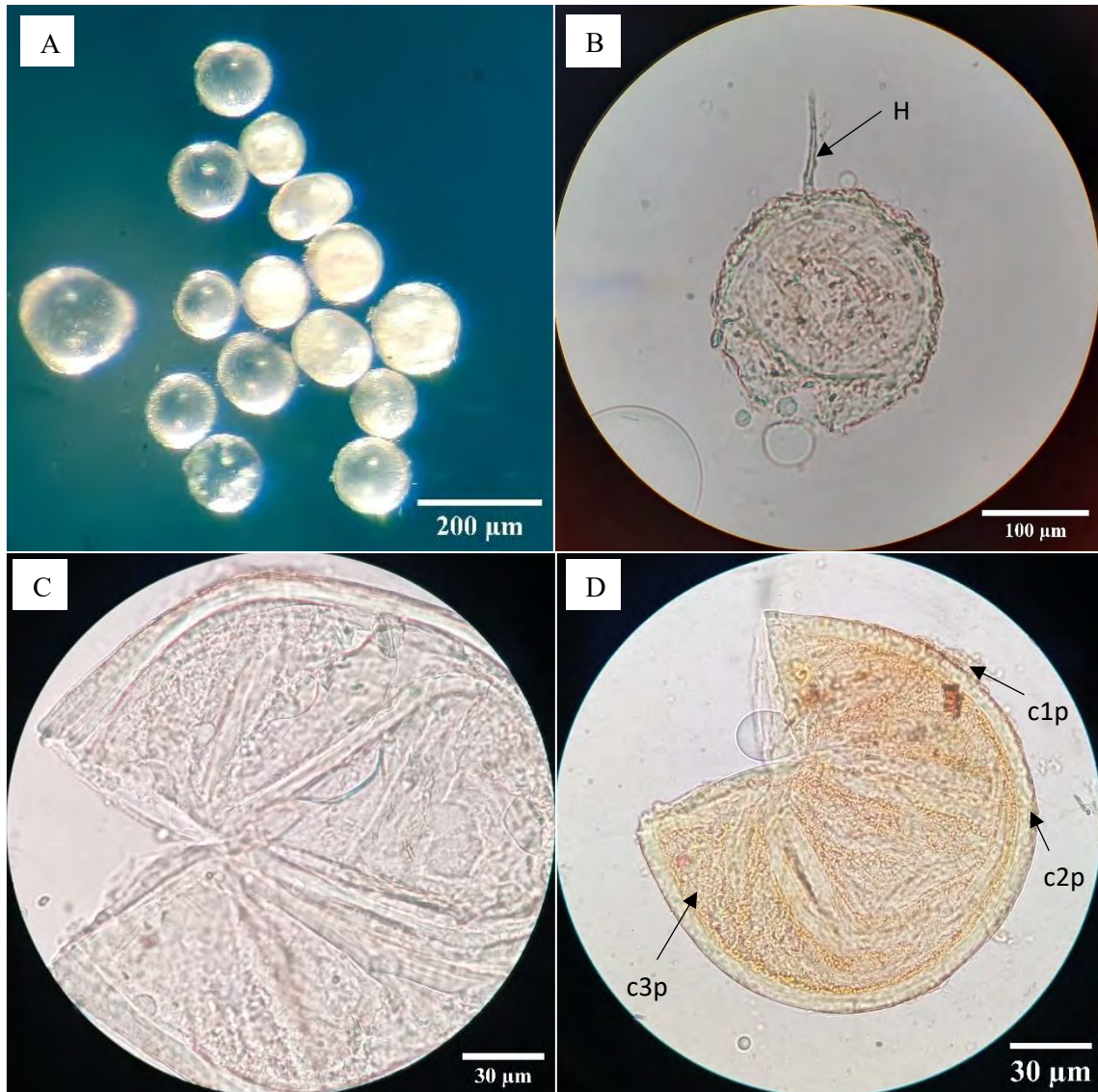


La Figura N°28 muestra fotos de estructuras intraradicales en las raíces de las plantas trampa de *Lactuca sativa* en tinta de vinagre al 5%. Las fotos 1) y 2) muestran diversos arbúsculos (A), estas fotos fueron tomadas con un aumento total de 400x en microscopio óptico. Las fotos 3) y 4) muestran fotos de arbúsculos (A) dentro de las células de la corteza radical de la raíz, estas fotos fueron tomadas con un aumento total de 1000x en microscopio óptico.

3.4. Identificación de géneros de hongos micorrícicos y determinación de su frecuencia en la rizósfera de *Physalis peruviana*

3.4.1. Géneros de hongos micorrícicos arbusculares

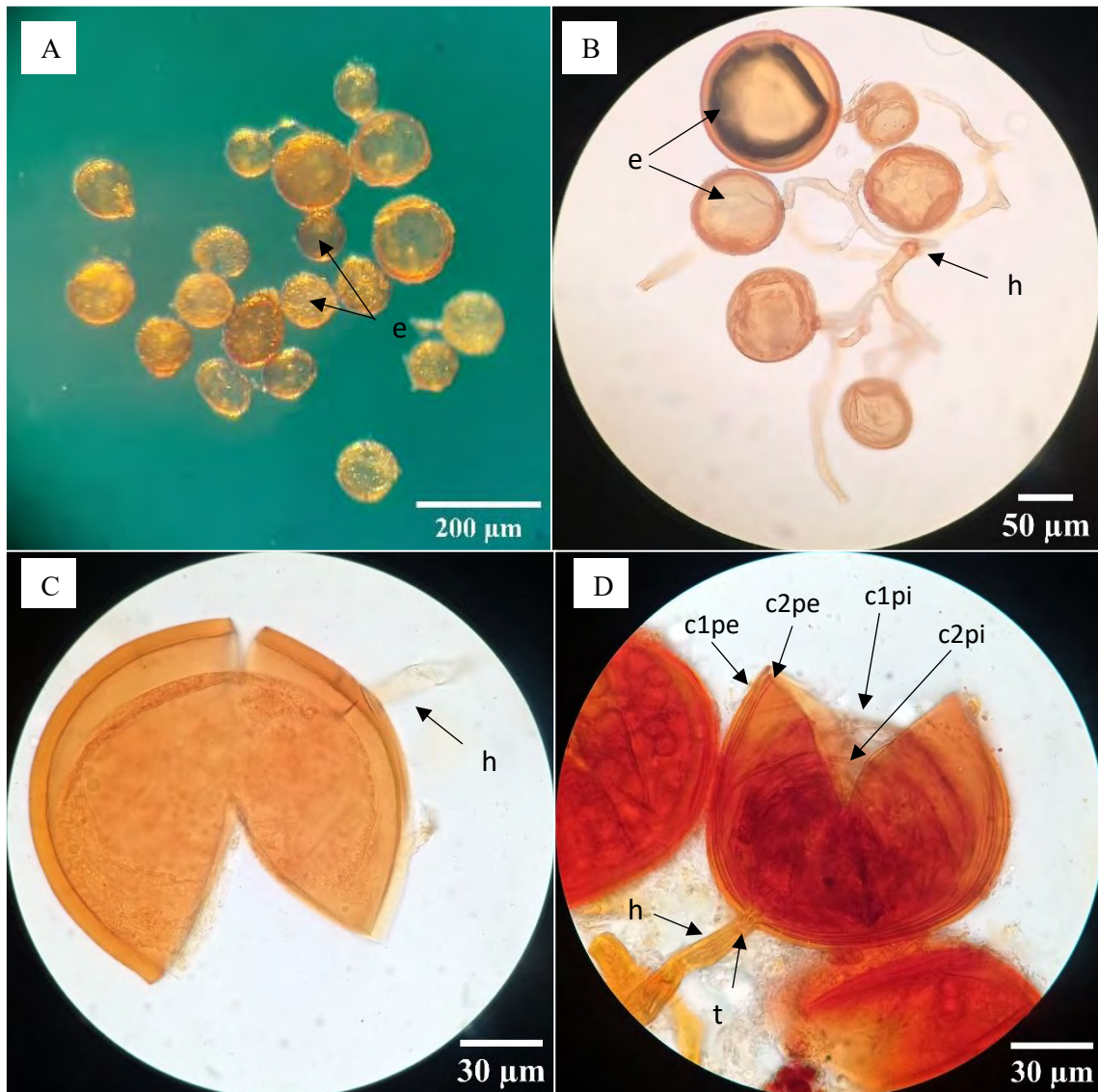
Figura 29
Paraglomus sp (Morfotipo 1)



En la figura N°29, se muestran características morfológicas de la espora con las que se llegaron a determinar el género *Paraglomus*: A) Esporas enteras de color hialino a blanco, forma globoso - subgloboso y con un tamaño entre 60µm - 140µm; B) Presencia de hifa de conexión (h); C) Espora montada en reactivo PVGL; D) Espora montada en reactivo PVGL

+ Melzer, en donde se aprecia una ligera tinción de la espora y se señalan las capas de la pared de la espora (c1p, c2p y c3p)

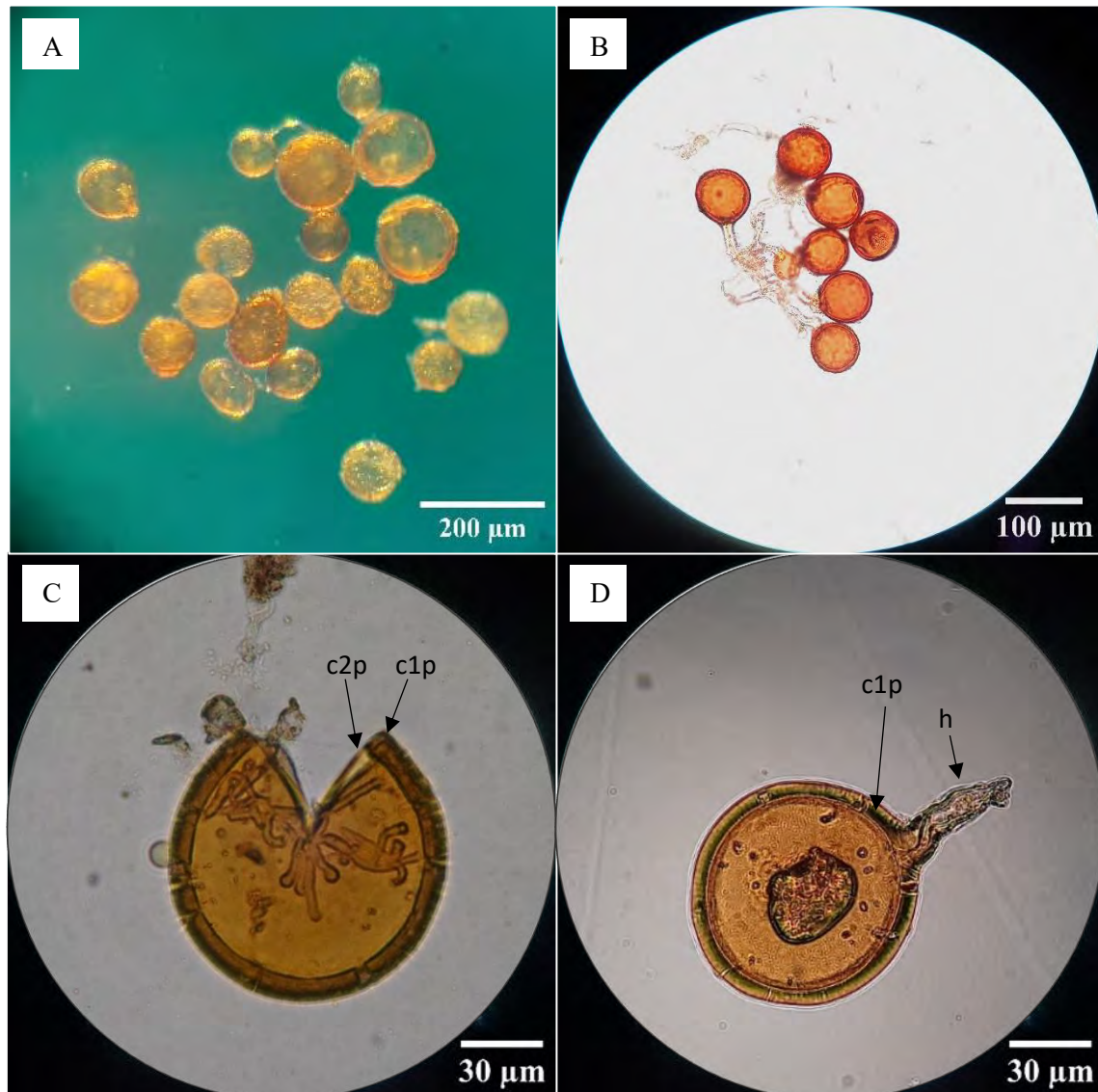
Figura 30
Rhizophagus sp 1 (Morfotipo 2)



En la Figura N°30 se observa las características de las esporas que se encontraron y se determinaron como el género *Rhizophagus*: A) Esporas color amarillo claro a amarillo oscuro, forma globoso - subgloboso y con un tamaño entre 56µm - 157µm; B) Esporas (e) agregadas en desarreglo con hifas (h) de conexión; C) Espora en reactivo de PVGL con hifa de conexión; D) Espora en reactivo de PVGL + Melzer donde se aprecia una reacción de la pared interna y la presencia de capa 1 y 2 de pared externa (c1pe, c2pe) y capa 1 y 2 de la

pared interna (c1pi y c2pi), además también se puede observar que la pared de la hifa de conexión es concolora con la capa 1 de la pared externa (c1pe) y la presencia de un tabique.

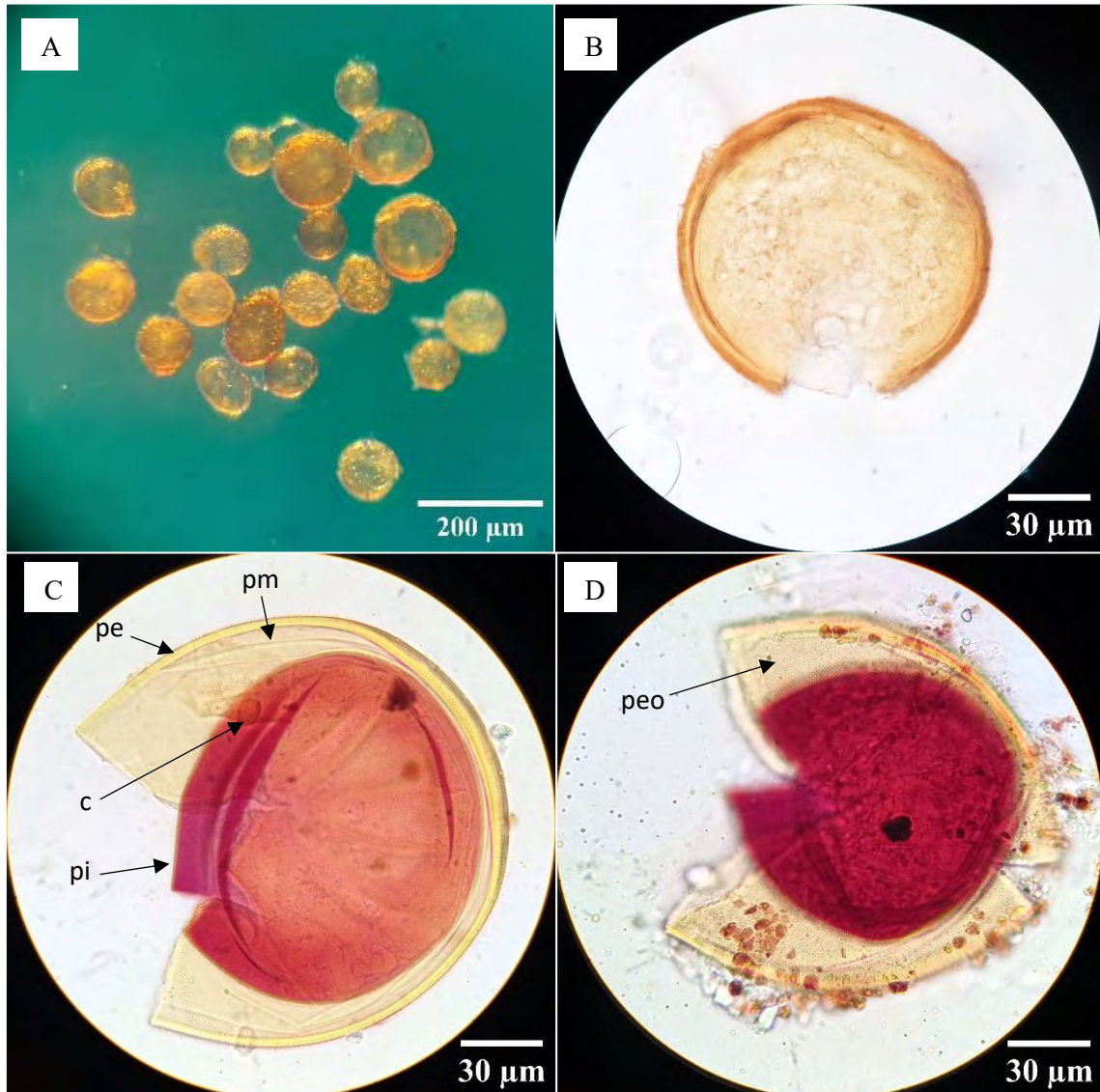
Figura 31
Rhizophagus sp 2 (Morfotipo 2)



Se determino que dentro del morfotipo 2, existen más de un género de hongos micorrícicos. En la figura N°31 de muestra los caracteres con las cuales se clasifico a estas esporas que pertenecen al género *Rhizophagus*: A) Esporas de color amarillo claro a oscuro, forma globoso - subgloboso y con un tamaño entre 56µm - 157µm; B) Esporas agregadas en desarreglo con hifas de conexión hialina; C) La espora solo presenta 1 pared con 2 capas

(c1p y c2p); D) Espora con hifa de conexión, cuya pared de la hifa es engrosada y continua con la capa 1 de la pared (c1p).

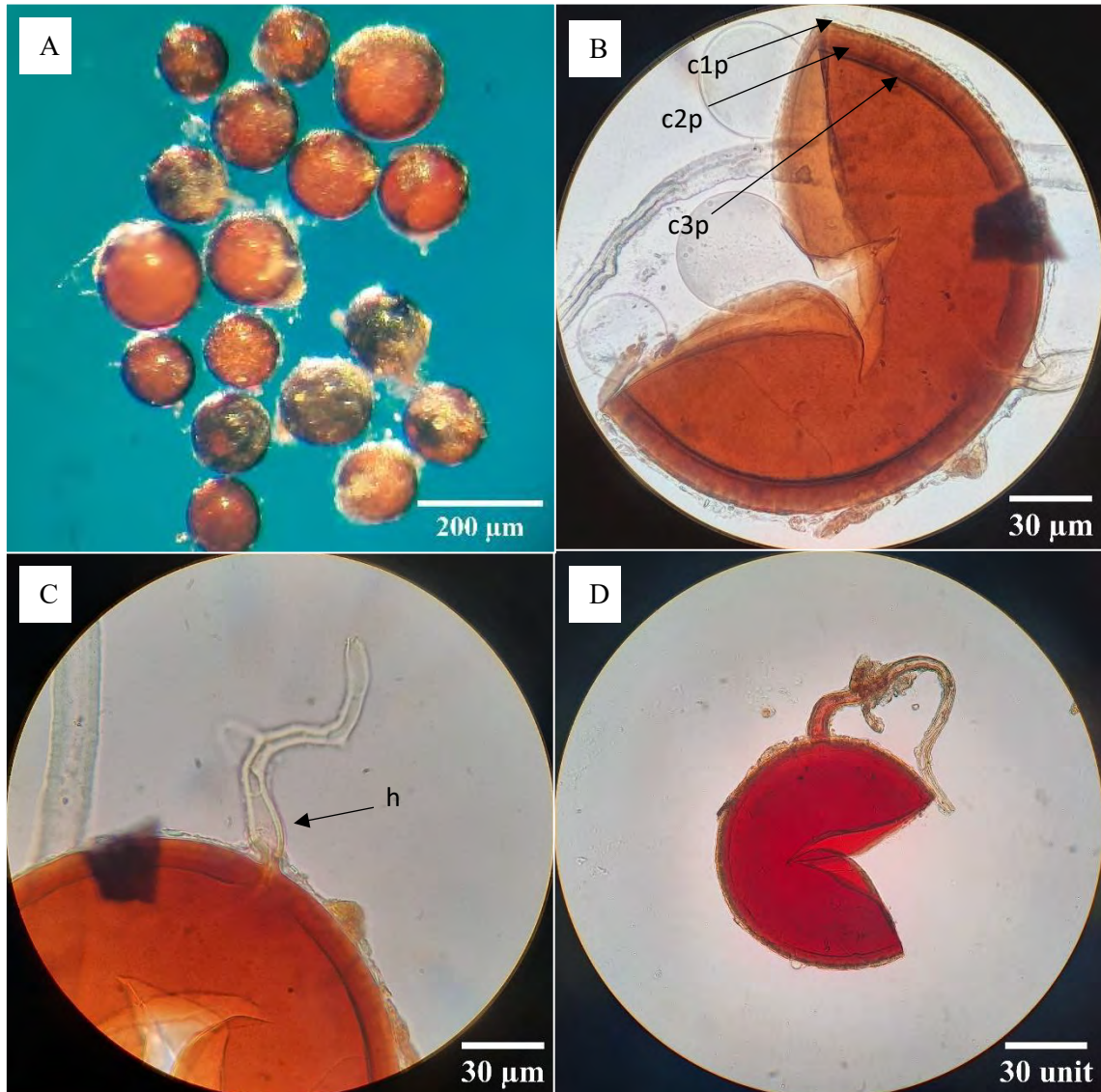
Figura 32
Acaulospora sp (morfofoto 2)



En la Figura N°32 se observa los caracteres de las esporas del morfofoto 2 que se clasificaron como el género *Acaulospora*: A) Esporas solitarias color amarillo claro a oscuro, forma globoso - subgloboso y con un tamaño entre 56µm - 157µm; B) Espora en reactivo de PVGL; C) Espora en reactivo PVGL+ Melzer, en donde se observa 3 paredes, pared

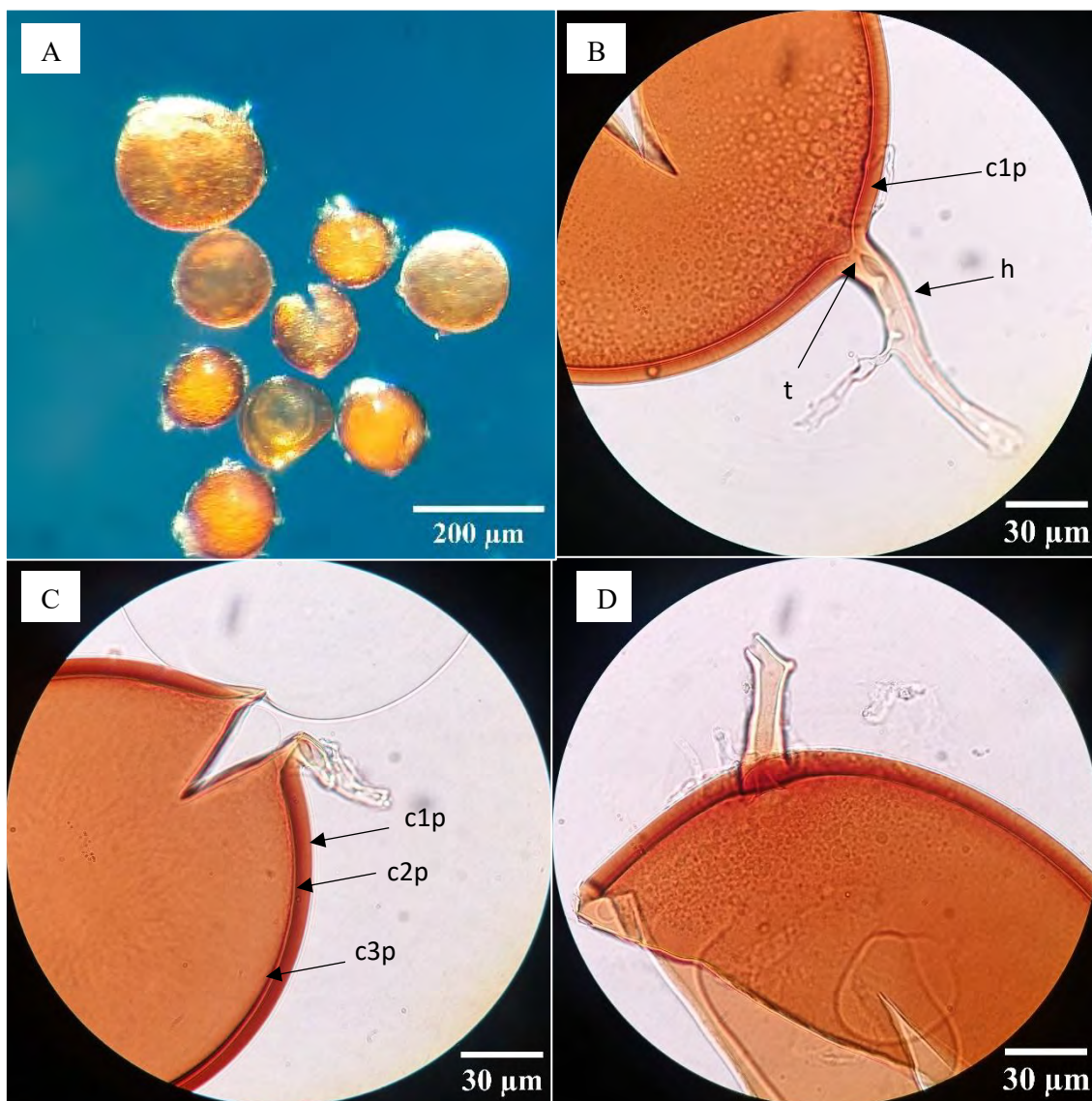
externa (pe), pared media (pm) y pared interna (pi), esta última presenta reacción al reactivo Melzer, además se observa una cicatriz(c); D) Pared externa ornamentada (peo).

Figura 33
Claroideoglomus sp 1 (Morfofoto 3)



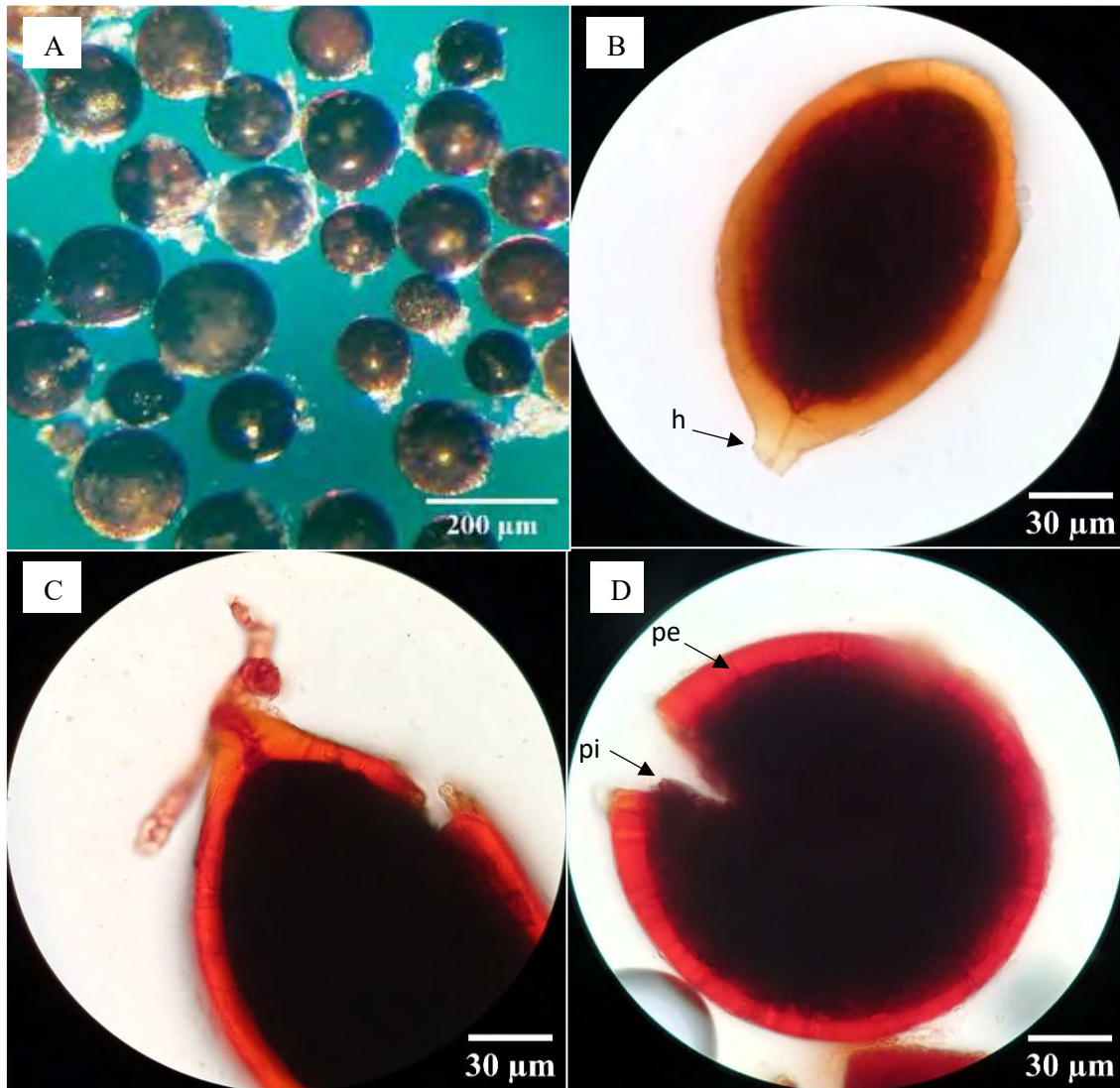
En la Figura N°33 se observan las características que se utilizaron para que el morfotipo 3 se determine como el género *Claroideoglomus*: A) Esporas enteras aisladas de color marrón rojizo, forma globoso - subgloboso y con un tamaño entre 112µm - 188µm; B) Espora de 1 pared con varias capas (c1p, c2p y c3p); C) Hifa (h) de conexión con cambio de color abrupto con respecto a la espora y presenta un ensanchamiento; D) Espora en reactivo de PVGL + Melzer, en donde se aprecia una reacción de color rojizo de la espora.

Figura 34
Claroideoglomus sp 2 (Morfotipo 4)



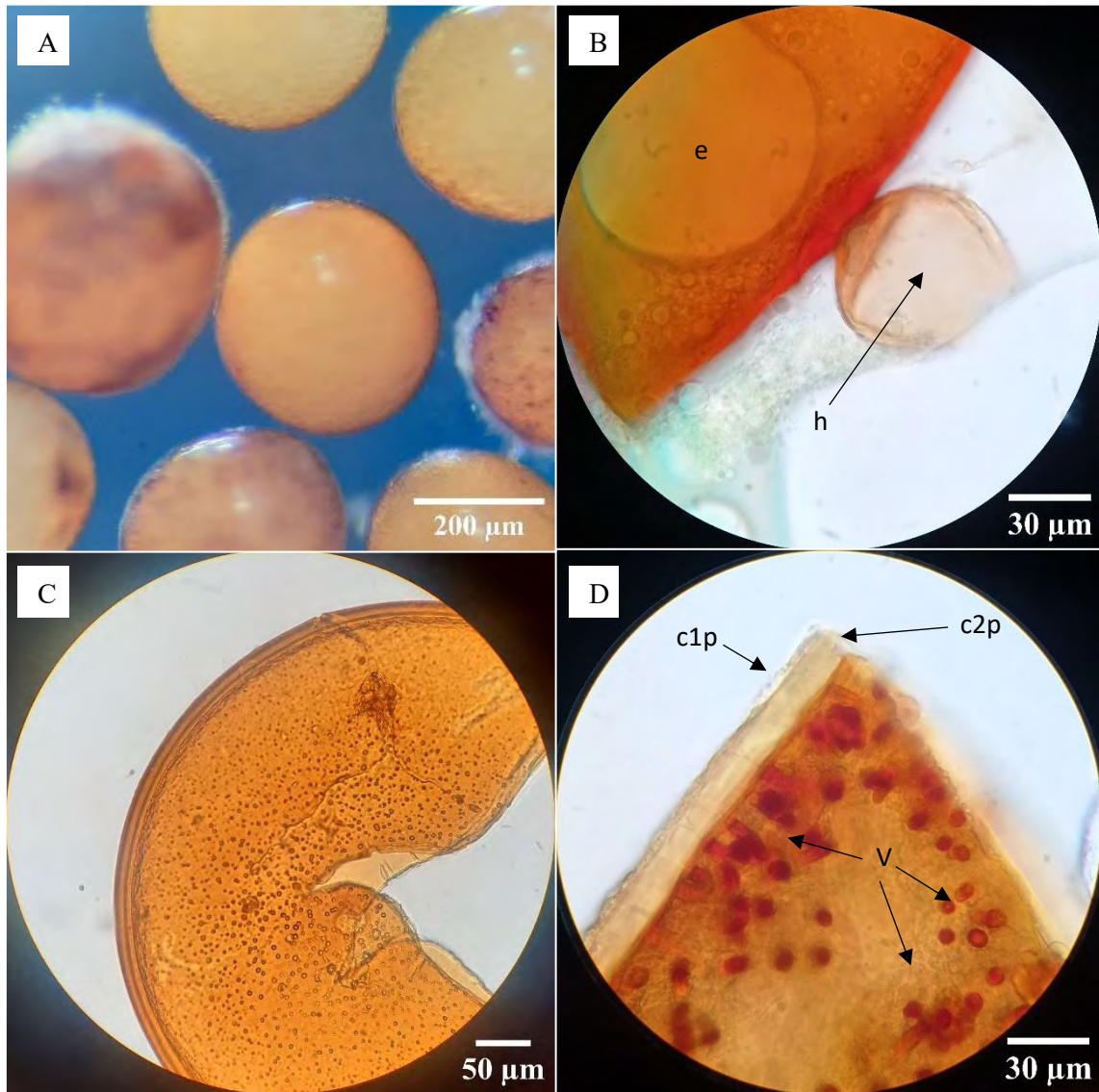
En la figura N°34 se muestran las características morfológicas de las esporas del género *Claroideoglomus*: A) Esporas de color amarillo marrón brillante; forma globoso - subgloboso y con un tamaño entre 131 μm - 256 μm, B) Presencia de hifa (h) de conexión con tabique (t) y pared de la hifa es continua con la capa laminada (c1p) de la espora, C) Espora con una pared de 3 capas (c1p, c2p y c3p), D) Espora montada en reactivo PVGL (1 y 2 montadas en reactivo PVGL + Melzer) no se observa una reacción al reactivo de Melzer.

Figura 35
Pacispora sp (Morfotipo 5)



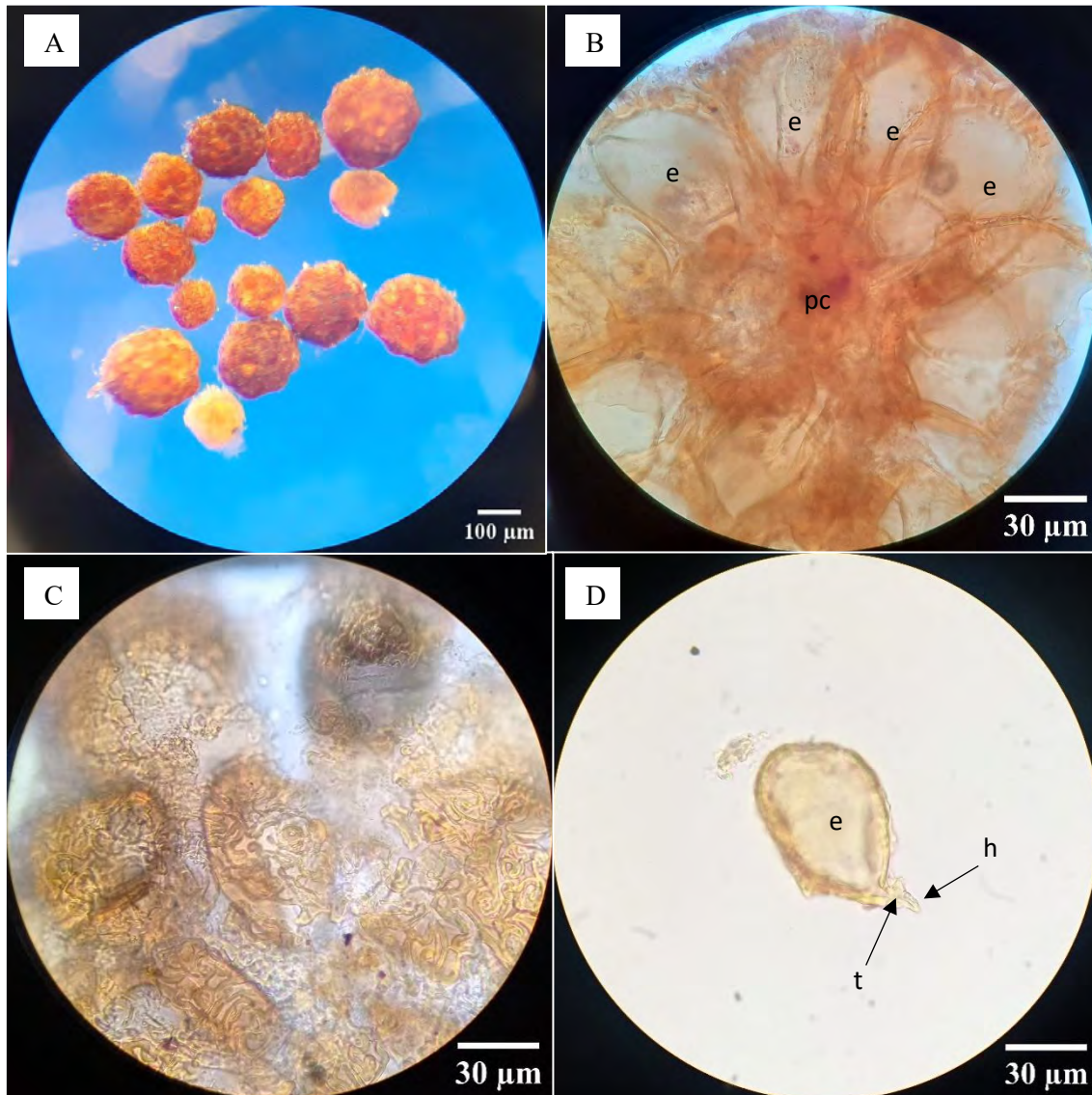
Las características con la que se determinó que este morfotipo 5, pertenece al género *Pacispora*, se muestra en la Figura N°35: A) Esporas de color marrón oscuro a negras, forma globoso - subgloboso a elíptica y con un tamaño entre 58µm - 188µm; B) Esporas elípticas en PVGL con hifa de sostén (h); C) Espora en reactivo de PVGL + Melzer, en donde se aprecia una reacción de la pared externa virando a un color rojizo; D) Espora con 2 paredes, pared externa (pe) y pared interna (pi).

Figura 36
Gigaspora sp (Morfotipo 6)



En la figura N°36 se muestra caracteres morfológicos de la espora que determinan al género *Gigaspora* de hongo micorrícico arbuscular: A) Esporas enteras de color amarillo marrón pálido, forma globoso - subgloboso y con un tamaño entre 284μm - 488μm; B) Espora (e) con hifa (h) de conexión en forma de bulbo; C) La espora no presenta escudo de germinación; D) Capa interna (capa 2 de la pared - c2p) de la pared de la espora presenta verrugas (v).

Figura 37
Sclerosystis sp (Morfotipo 7)



En la Figura N°37 se muestran los caracteres morfológicos de la espora del género *Sclerosystis* de hongo micorrícico arbuscular: A) Esporocarpio con superficie irregular por la presencia de gran número de esporas, de color marrón anaranjado y con un tamaño entre 100µm - 305µm B) Esporas (e) organizadas a partir de un plexo central (pc), C) Peridio que recubre a las esporas, D) Espora (e) de forma pulvinato extraída del esporocarpio con hifa (h) de conexión y presencia de un tabique (t).

Tabla 8*Géneros de hongos micorrícicos arbusculares en rizósfera de aguaymanto silvestre*

GENEROS DE HONGOS MICORRICICOS ARBUSCULARES PRESENTES EN LA RIZOSFERA DE <i>Physalis peruviana</i>										
Generos	MUESTRA 1	MUESTRA 2	MUESTRA 3	MUESTRA 4	MUESTRA 5	MUESTRA 6	MUESTRA 7	MUESTRA 8	MUESTRA 9	MUESTRA 10
Paraglomus sp	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
Rhizophagus sp 1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
Rhizophagus sp 2	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
Acaulospora sp	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
Claroideoglomus sp 1	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
Claroideoglomus sp 2	x	x	x		x		x			
Pacispora sp	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
Gigaspora sp	x	x	x	x						
Sclerosystis sp	x	x	x	x	x		x	x		x

En la tabla N°8 se detalla los géneros de hongos micorrícicos arbusculares que se identificaron por suelo muestreado, obteniéndose en total 7 géneros descritos, de los cuales se pudo diferenciar 2 especies del género *Rhizophagus* y 2 especies del género *Claroideoglomus*. Así mismo, se puede observar que las muestras de suelo número 6 y 9, son los que cuentan con el menor número de géneros descritos.

Tabla 9

Ubicación taxonómica de los HMA encontrados en las rizosferas de aguaymanto silvestre

Filum	Orden	Familia	Genero
Glomeromycota	Glomerales	Glomeraceae	<i>Rhizophagus sp 1</i>
			<i>Rhizophagus sp 2</i>
			<i>Sclerosystis sp</i>
		Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomus sp 1</i>
			<i>Claroideoglomus sp 2</i>
	Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora sp</i>
		Pacisporaceae	<i>Pacispora sp</i>
		Gigasporaceae	<i>Gigaspora sp</i>
	Paraglomerales	Paraglomeraceae	<i>Paraglomus sp</i>

En la tabla N°9 se aprecia que los géneros de HMA encontrados en la rizosfera de aguaymanto silvestre, pertenecen a 3 ordenes (Glomerales, Diversisporales, y Paraglomerales), a 6 familias (Glomeraceae, Claroideoglomeraceae, Acaulosporaceae, Pacisporaceae, Gigasporaceae y Paraglomeraceae)

3.4.2. Frecuencia de géneros de hongos micorrícicos arbusculares presentes en la rizósfera de *Physalis peruviana*

Tabla 10

Frecuencia de géneros de hongos micorrícicos arbusculares

Géneros	Frecuencia Absoluta	Frecuencia Relativa	Frecuencia de Aislamiento
<i>Paraglomus sp</i>	10	12.99%	100%
<i>Rhizophagus sp 1</i>	10	12.99%	100%
<i>Rhizophagus sp 2</i>	10	12.99%	100%
<i>Acaulospora sp</i>	10	12.99%	100%
<i>Claroideoglomus sp 1</i>	10	12.99%	100%
<i>Claroideoglomus sp 2</i>	5	6.49%	50%
<i>Pacispora sp</i>	10	12.99%	100%
<i>Gigaspora sp</i>	4	5.19%	40%
<i>Sclerosystis sp</i>	8	10.39%	80%
Total	77	100.00%	

En la tabla N°10 se observa que los géneros que tienen mayor distribución en las rizosferas de aguaymanto silvestre del distrito de Curahuasi, son los géneros de: *Paraglomus sp*, *Rhizophagus sp 1*, *Rhizophagus sp 2*, *Acaulospora sp*, *Claroideoglomus sp 1* y *Pacispora sp* con una frecuencia relativa de 12.99% en todos estos casos. El género de *Gigaspora* es el que presenta una menor frecuencia relativa con un 5.19%. En cuanto a la frecuencia de aislamiento, los géneros de *Paraglomus*, *Rhizophagus*, *Acaulospora*, *Claroideoglomus* y *Pacispora*, son los que se encontraron en total las unidades muestrales.

DISCUSIÓN

El promedio de número de esporas fue de 314.2 esporas/20g de suelo de rizosfera de aguaymanto silvestre de Curahuasi, este valor es mayor en 2 de los 3 lugares donde Medina (2017) realizó el conteo de esporas en rizosfera de cultivo de café (*Coffea arabica* L.) siendo 240 esporas/20g de suelo seco en Moyobamba, 222 esporas/20g de suelo seco en El Dorado y menor al recuento de esporas que Medina realizó en Lamas, siendo el resultado 334 esporas/20g de suelo seco. El valor del número de esporas por gramo de suelo puede variar de acuerdo a las técnicas utilizadas al momento de aislar las esporas del suelo, ya que el uso de tamices con diferentes poros, la concentración de sacarosa utilizado al momento de centrifugar, el modo en que se realiza el lavado del suelo en los tamices, pueden hacer variar los resultados.

En el trabajo de investigación de Hernández (2015), que caracterizó morfológicamente (color, forma y tamaño) esporas de HMA asociados con la rizosfera de tomatillo silvestre (*Physalis ixocarpa* Brot), determinando 12 morfotipos de esporas de HMA, todos ellos de forma globosa y subglobosa. En cuanto al presente trabajo realizado, en la rizosfera de aguaymanto silvestre (*Physalis peruviana*) se pudieron diferenciar morfológicamente 7 morfotipos de esporas de HMA, obteniéndose otras formas de esporas distintas a las encontradas por Hernández, estas fueron esporas de forma elíptica y pulvinato. Esta diferencia en cuanto al número de morfotipos encontrados, se pudo deber a que Hernández en su investigación hizo un muestreo a mayor profundidad (de 0 a 30 cm), además hizo uso de un tamiz con menor tamaño de poro (50µm).

La reproducción de esporas de HMA por medio de plantas trampa, tienen muchos factores que determinan su efectividad. En cuanto a los resultados de la observación de estructuras intraradicales que desarrollaron los HMA en plantas trampa de lechuga crespa, se obtuvo que solo el 56.25% de las plantas inoculadas formaron la micorrización. En este

resultado pudo haber influido la viabilidad de las esporas, que es complicado de determinar y que para próximos trabajos se debería de tomar en cuenta. Este porcentaje de colonización en las raíces de las plantas trampa, refleja lo que indican Walder et al., 2012; Smith y Smith, 2015, que existe una especificidad estricta entre hospedero y hongo micorrícico arbuscular, y el resultado de estas interacciones depende de su hospedero y condiciones ambientales.

En el presente trabajo se describió a 9 morfoespecies de 7 géneros de HMA pertenecientes a 6 familia y 3 órdenes, y haciendo una comparación con el trabajo de Ramírez (2014), que describió a 16 géneros pertenecientes a 11 familias y 5 órdenes, podemos indicar que hay diferencia en los resultados, ya que los géneros de *Rhizophagus*, *Gigaspora* y *Sclerosystis* no son reportados por Ramírez que también hizo la identificación de HMA, pero en la rizosfera de aguaymanto cultivado en los andes colombianos de Cundinamarca y Boyacá. Esta variación en géneros descritos, se pudo deber a factores como la textura del suelo, pH, materia orgánica y P, ya que en ambos estudios estos parámetros difieren. También se pudo deber a otros factores como: humedad del suelo, % de materia orgánica, N, K, altitud de las áreas de estudio. Además, la investigación de Ramírez (2014) se llevó a cabo en 6 localidades distintas. Con respecto a la frecuencia de géneros de HMA aislados de la rizosfera de aguaymanto silvestre, de los 7 géneros descritos, fueron 5 géneros que estuvieron presentes en todas las unidades muestrales, con 100% de frecuencia de aislamiento, siendo estos los géneros: *Paraglomus*, *Rhizophagus*, *Acaulospora*, *Claroideoglomus* y *Pacispora*; y en el trabajo de Ramírez (2014) que también midió la frecuencia de aislamiento de géneros de HMA de rizosfera de aguaymanto, determino que el género *Glomus* es el único que presenta un 100% de frecuencia de aislamiento. Puede que esta diferencia de frecuencia de aislamiento de géneros de HMA se deba a que Ramírez (2014) hizo su trabajo de investigación en 2 épocas (seco y húmedo) y su muestra fue

recolectado entre 0 a 20 cm de profundidad, y en el presente trabajo se tomaron muestras en época de secas, con una profundidad de entre 10 a 20 cm.

CONCLUSIONES

1. De acuerdo a los resultados obtenidos de los parámetros físicos y químicos, se puede concluir que los hongos micorrícicos arbusculares de la rizosfera de aguaymanto silvestre, viven en un suelo alcalino que contiene un nivel entre medio y alto de nitrógeno, un nivel medio para fósforo y potasio; y su textura de suelo se encuentra entre arenoso franco y franco arenoso.

2. Se aislaron y cuantificaron 7 morfotipos de esporas de HMA que se diferenciaron por los caracteres de forma, color y tamaño; y se determinó que el promedio número de esporas de HMA fue de 314.2 esporas/20g de suelo de rizosfera de aguaymanto. Asimismo, la forma predominante de las esporas fue globosa, los colores variaron desde hialino a negro y los tamaños fueron entre 56µm y 488µm.

3. Se determinó que los hongos desarrollaron estructuras intraradicales como: hifas intraradicales, vesículas y arbuscúlos, nos indica que las esporas aisladas pertenecen a hongos micorrícicos arbusculares, siendo los arbuscúlos una estructura única de este grupo de hongos.

4. Se identificaron 7 géneros de HMA en la rizosfera de aguaymanto silvestre del distrito de Curahuasi: *Paraglomus*, *Rhizophagus*, *Acaulospora*, *Claroideoglomus*, *Pacispora*, *Gigaspora* y *Sclerosystis*; y la frecuencia de aislamiento nos indica que 5 géneros estuvieron presentes en todas las muestras de suelos, ya que su frecuencia de aislamiento fue de 100%, estos géneros fueron: *Paraglomus*, *Rhizophagus*, *Acaulospora*, *Claroideoglomus* y *Pacispora*.

RECOMENDACIONES

1. Realizar análisis físicos y químicos en diferentes épocas del año para determinar si existe alguna relación con respecto al número de esporas de HMA presentes en la rizosfera de aguaymanto silvestre.
2. Llevar a cabo el aislamiento y recuento de esporas de HMA en rizosferas de plantas de interés agrícola.
3. Hacer la inoculación de esporas de HMA en plantas de cultivo *invitro* para obtener mejores resultados respecto a la observación de estructuras intraradicales de la micorrización.
4. Realizar cultivos puros de esporas de hongos micorrícicos arbusculares con diferentes plantas trampa para poder mejorar la identificación hasta especie.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aguilar, C & Dreyer, B. (2009) *Manual sobre Técnicas Utilizadas en Investigaciones sobre Micorrizas.*

https://www.academia.edu/40736293/Manual_sobre_T%C3%A9nicas_Utilizadas_en_Investigaciones_sobre_Micorrizas

Aguilera Gómez, L. I., Olalde Portugal, V., Arriaga, M. R., & Contreras Alonso, R. (2007).

Micorrizas arbusculares. CIENCIA ergo-sum, Revista Científica Multidisciplinaria de Prospectiva, 14(3), 300-306. <https://cienciaergosum.uaemex.mx/article/view/7149/5674>

Augé R. M. (2001) Water relations, drought and vesicular arbuscular mycorrhizal symbiosis.

Mycorrhiza 11, 3-42. https://www.esalq.usp.br/lepse/imgs/conteudo_thumb/Water-relations--drought-and-vesicular-arbuscular-mycorrhizal-symbiosis.pdf

Altuntas, O., Dasgan, H. & Kutsal, I. (2016). Effects of mycorrhiza on pepper plant growth and nutrients under salinity stress. *EUCARPIA*, 194-202

Andrade Torres, A. (2010, Octubre - Diciembre). Micorrizas: antigua interacción entre plantas y

hongos. *Ciencia*, Volumen 61(4).

<https://www.revistaciencia.amc.edu.mx/index.php/ediciones-anteriores?id=177>

Angiosperm Phylogeny Group. (2016). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 181(1), 1–20. <https://doi.org/10.1111/boj.12385>

Alves da Silva, G. (2004). *Aspectos taxonómicos e filogenéticos em fungos micorrízicos arbusculares (glomeromycota)* [Tesis doctoral, Universidad Federal de Pernambuco].

https://attena.ufpe.br/bitstream/123456789/521/1/arquivo4508_1.pdf

- Barea, J.; Pozo, M.; Azcón, C.; (2016)** Significado y aplicación de las micorrizas en Agricultura. Agricultura: *Revista agropecuaria* N° 999. Editorial Agrícola Española. Madrid – España.
- Beltrano, J., Ruscitti, M., Arango, M. & Ronco, M. (2013).** Effects of arbuscular mycorrhiza inoculation on plant growth, biological and physiological parameters and mineral nutrition in pepper grown under different salinity and p levels. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 13(1), 123-141. doi.org/10.4067/S0718-95162013005000012
- Bentivenga, S.P. & Morton, J.B. (1995)** Una monografía del género *Gigaspora*, que incorpora patrones de desarrollo de caracteres morfológicos. *Mycologia* 87:720–732 Berkeley MJ,
- Blaszkowski J., Adamska I., Czerniawska B., Madej T. and Ziolo E. (2005)** Saprotrófico, patógeno y hongos simbióticos de Polonia. <http://www.zor.zut.edu.pl/Mycota/Dictionary.html>
- Brack Egg A. (1999).** Diccionario Enciclopédico de Plantas útiles del Perú. Ed. Centro Bartolomé de las Casas. Perú.
- Brundrett, MC; Melville, L. y Peterson, L. (Eds). (1994).** Practical methods in mycorrhiza research. *Mycologue publications*, Canadá. 161 p.
- Camargo Ricalde, S. L., Manuel Montaña, N., De la Rosa Mera, C.J. y Montaña Arias, S. A. (2012)** MICORRIZAS: UNA GRAN UNIÓN DEBAJO DEL SUELO. *Revista Digital Universitaria*, volumen 13 (7). <https://www.revista.unam.mx/vol.13/num7/art72/art72.pdf>
- Cavagnaro T. R., Gao L. L., Smith F. A., Smith S. E. (2001)** Morphology of arbuscular mycorrhizas is influenced by fungal identity. *New Phytol* <https://doi.org/10.1046/j.0028-646x.2001.00191.x>
- Cordova Sinarahua, D. (2023).** *Diversidad de Hongos Micorrízicos Arbusculares en diferentes ecosistemas de cacao (Theobroma cacao) en San Martín, Amazonas, Cusco y Ayacucho –*

Perú. [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional de San Martín].

<https://repositorio.unsm.edu.pe/item/c6b70f12-d45d-4c6d-9bc0-aa8bb973c1fb>

Cruz C, Correia P, Ramos AC, Carvalho L, Bago A, Martins-Loução MA (2008) Arbuscular mycorrhiza in physiological and morphological adaptations of Mediterranean plants. Mycorrhiza: biology, genetics, novel endophytes and biotechnology. *Springer, Germany*, pp 733–749. Editorial: Springer.

https://www.researchgate.net/publication/234004572_Arbuscular_Mycorrhiza_in_Physiological_and_Morphological_Adaptations_of_Mediterranean_Plants

Dalpé Y, Souza FA, Declerck S (2005) The life cycle of *Glomus* species in monoxenic culture. In: Declerck S, Strullu D-G, Fortin JA (eds) *In Vitro culture of mycorrhizas*. Springer, Heidelberg, pp 49–71

Dostert, N., Roque J., Cano A., La Torre, M. I. y Weigend M. (2011) Hoja botánica: Aguaymanto. Lima — Perú. *ResearchGate*.

https://www.researchgate.net/publication/321796669_Hoja_botanica_Aguaymanto_-_Physalis_peruviana_L

Ferro, J. (2015) *Manual revisado de métodos útiles en el muestreo y análisis de la vegetación*. Centro de Investigaciones y Servicios Ambientales (ECOVIDA), CITMA Pinar del Río, Cuba

Finlay, R. D. (2008). Ecological aspects of mycorrhizal symbiosis: with special emphasis on the functional diversity of interactions involving the extraradical mycelium. *Journal of Experimental Botany*, 59, 1115-1126. <https://doi.org/10.1093/jxb/ern059>

Fisher, G. Martinez, O. (2002) “Calidad y Madurez de la Uchuva” *Agronomía Colombiana*. (Colombia) Volumen 16. (Nº 13).

- Gerdemann JW, Bakshi BK (1976)** Endogonaceae de la India: dos nuevas especies. *Transactions of the British Mycological Society. Soc.* 66:340–343.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S000715367680068X?via%3Dihub>
- Gerdemann, J.W., y Nicolson, T.H. (1963).** Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 46, 235-244.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0007153663800790>
- Gerdemann JW, Trappe JM (1974)** The Endogonaceae in the Pacific Northwest. *Mycol Memoir* 5:1–76.
https://www.researchgate.net/publication/309050112_The_Endogonaceae_of_the_Pacific_Northwest
- Gobierno Autónomo Descentralizado de la Provincia de Orellana (2018)** *Manual para el estudio de la fertilidad de los suelos agrícolas.* <https://esf-cat.org/wp-content/uploads/2018/04/SOLS.pdf>
- Gómez, E. (1997).** Estimación de algunos agentes biológicos del suelo asociados con el manejo del cultivo de la yuca *Manihot esculenta* Crantz, en la costa norte de Colombia. [Tesis de Maestría, Universidad Nacional de Colombia].
- Ferrera-Cerrato R., González Chávez M. d. C. Á. & Rodríguez Mendoza M. d. I. N. (1993).** *Manual de agromicrobiología.* México, D. F.: Trillas.
<https://biblioteca.unapiquitos.edu.pe/bib/23975>
- Goto BT, Maia LC (2006)** Glomerospores: a new denomination for the spores of Glomeromycota, a group molecularly distinct from the Zygomycota. *Mycotaxon* 96:129–132.
https://www.researchgate.net/publication/286966267_Glomerospores_A_new_denomination_for_the_spores_of_Glomeromycota_a_group_molecularly_distinct_from_the_Zygomycota

- Hernández-Hernández, F. S., Mendoza-Villarreal, R., Robledo-Torres, V., Gallou, A., Cárdenas-Flores, A., & Valdez-Aguilar, L. A. (2015).** Evaluación y caracterización morfológica de aislados de micorrizas nativas asociadas a tomatillo. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. p. 2277-2289. <https://www.redalyc.org/pdf/2631/263143809003.pdf>
- Hodge A., Storer K. (2014)** Arbuscular mycorrhizal and nitrogen: implications for individual plants through to ecosystems. *Plant and Soil* 386(1-2). https://www.researchgate.net/publication/269723190_Arbuscular_mycorrhiza_and_nitrogen_in_Implications_for_individual_plants_through_to_ecosystems
- International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM).** (s. f.). University of Kansas. <https://invam.ku.edu/>
- Jaizme-Vega, M. del C. (2023)** *Los hongos micorrícicos, claves para la fertilidad del suelo*. Instituto Canario de Investigaciones Agrarias (ICIA). <https://ecofaro.com/wp-content/uploads/2023/07/Maquetacion-Libro-ICIA-1.pdf>
- James TY, Kauff F, Schoch CL, Matheny PB, Hofstetter V, Cox C, Celio G, Gueidan C, Fraker E, Miądlikowska J et al. (2006).** Reconstructing the early evolution of the fungi using a six gene phylogeny. *Nature* 443: 818–822. <https://www.nature.com/articles/nature05110>
- Jenkins, W.R. (1964).** A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Rep.* 48, 692. <https://garfield.library.upenn.edu/classics1980/A1980KJ72900001.pdf>
- Kaonongbua W, Morton JB, Bever JD (2010)** Taxonomic revision transferring species in *Kuklospora* to *Acaulospora* (Glomeromycota) and a description of *Acaulospora colliculosa* sp. nov. from field collected spores. *Mycologia* 102:1497–1509. <https://doi.org/10.3852/10-011>

- Koske R.E., Gemma J.N. (1989)** A modified procedure for staining roots to detect VA mycorrhizas. *Mycological Research* 92:486-488.
<https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0953756289801959>
- Koske R.E., Poison W.R. (1984)** Are VA mycorrhizae required for sand dune stabilization? *Bioscience* Vol. 34, No. 7, pp. 420-424. <https://academic.oup.com/bioscience/article-abstract/34/7/420/2754001?redirectedFrom=PDF>
- Lugo, M. A., Iriarte, H. J., Crespo, E. M., Torres, M. L., Ontivero, E., Risio, L. V., Menoyo, E., Ballesteros, S. I. (2018).** *Manual de metodologías para el trabajo con hongos y sus simbiosis* / 1ª ed. – San Luis: Nueva Editorial Universitaria – U.N.S.L.
- Marsh, B. (1971).** Measurement of length in random arrangements of lines. *Journal of Applied Ecology*, 8: 265-267. <https://www.jstor.org/stable/2402144>
- Medina-Repoma, V. E. (2017).** *Biogeografía de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en el cultivo de café (Coffea arabica L.)*. [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional de San Martín]. <https://repositorio.unsm.edu.pe/item/1082a445-12ff-4dad-85a2-0517df1164fb>
- Morton JB, Benny GL (1990)** Clasificación revisada de los hongos micorrízicos arbusculares (Zygomycetes): un nuevo orden, Glomales, dos nuevos subórdenes, Glomineae y Gigasporineae, y dos nuevas familias, Acaulosporaceae y Gigasporaceae, con una enmienda de Glomaceae. *Mycotaxon*. 37:471–491. <https://doi.org/10.5962/p.416851>
- Morton J.B, Redecker D. (2001)** Dos nuevas familias de glomales, Archaeosporaceae y Paraglomaceae, con dos nuevos géneros Archaeospora y Paraglomus basados en caracteres moleculares y morfológicos concordantes. *Mycologia* 93:183 Öpik M, Moora M, Liira J, Zobel M (2006) Composición de las comunidades de hongos micorrízicos.

- Mostacedo, B. y Fredericksen, T. S. (2000)** *Manual de Métodos Básicos de Muestreo y Análisis en Ecología Vegetal*. <http://www.bionica.info/biblioteca/mostacedo2000ecologiavegetal.pdf>
- Municipalidad Distrital de Curahuasi, (2018).** Plan de Seguridad Ciudadana 2018 del Distrito de Curahuasi. <https://es.scribd.com/document/385386614/Plan-de-seguridad-ciudadana-del-distrito-de-Curahuasi>
- Noda, Y. (2009)** Las Micorrizas: Una alternativa de fertilización ecológica en los pastos. *Pastos y Forrajes*, vol. 32, núm. 2, pp. 1-10. <https://www.redalyc.org/pdf/2691/269119695001.pdf>
- Oehl, F. & Sieverding, E. (2004)** Pacispora, un nuevo género de hongos micorrízicos arbusculares vesiculares en el Glomeromycetes. *Journal of Applied Botany* 78:72–82. https://www.researchgate.net/publication/279937627_Pacispora_a_new_vesicular_arbuscular_mycorrhizal_fungal_genus_in_the_Glomeromycetes
- Oehl F, de Souza FA, Sieverding E (2008)** Revision of Scutellospora and description of five new genera and three new families in the arbuscular mycorrhiza-forming Glomeromycetes. *Mycotaxon* 106:311–360. https://www.academia.edu/54273822/Revision_of_Scutellospora_and_description_of_five_new_genera_and_three_new_families_in_the_arbuscular_mycorrhiza_forming_Glomeromycetes
- Peña-Venegas C. P., Cardona G. I., Mazorra A., Arguellez J. H., Arcos A. L. (2006)** *Micorrizas arbusculares de la amazonia colombiana. Catalogo Ilustrado*. Primera edición. https://sinchi.org.co/files/publicaciones/publicaciones/pdf/catalogo_micorrizas%20para%20web.pdf

- Pérez, Y & Batlle, J. (2013).** Funcionamiento de la inoculación líquida con hongos micorrízicos arbusculares (HMA) en plantas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). *Cultivos Tropicales*, 34(4), 5-8. <https://www.redalyc.org/pdf/1932/193228546001.pdf>
- Peter, F. S. (2017).** *Angiosperm Phylogeny Website, Version 14*. Missouri Botanical Garden. <https://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/welcome.html>
- Phillips, J. M, Hayman, D. S. (1970).** Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British Mycological Society* 55: 158-161. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0007153670801103>
- Primo Yúfera, E. y Carrasco Dorrién, J. M. (1987).** Química agrícola I, suelos y fertilizantes. Alhambra. https://biblioteca.uns.edu.pe/ver_libro.asp?idm=9993
- Ramírez Gómez, M. M. (2014).** Evaluación de la diversidad de Hongos Formadores de Micorrizas Arbusculares (HFMA) y su relación con el establecimiento de simbiosis con *Physalis peruviana*. Colombia. [Tesis doctoral, Universidad Nacional de Colombia]. <https://bffrepositorio.unal.edu.co/server/api/core/bitstreams/020f8622-1515-4829-940e-e7ed3accc381/content>
- Ramírez Gómez, M. M., Peñaranda Rolón, A. M., Serralde Ordóñez, D. P. & Pérez Moncada, U. A. (2020).** *Producción y aplicación de hongos formadores de micorrizas en vivero de caña para panela. Manual práctico de uso*. AGROSAVIA. <https://doi.org/10.21930/agrosavia.manual.7403732>
- Ramírez Gómez, M., & Rodríguez Villate, A. (2010).** Señales de reconocimiento entre plantas y hongos formadores de micorrizas arbusculares: Artículo de revisión. *Revista Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuarias*, 11(1), pp. 53-60. <https://www.redalyc.org/pdf/4499/449945028007.pdf>

- Ramos Zapata, J. A., Marrufo Zapata, D., Guadarrama Chávez, P., Carrillo Sánchez, L. (2011)** *Biodiversidad y desarrollo humano en Yucatán*. Hongos micorrízico-arbusculares. Primera Edición: <https://www.cicy.mx/sitios/biodiversidad-y-desarrollo-humano-en-yucatan#Cap8>
- Redecker D., Morton J.B., Bruns T. D. (2000)** Ancestral lineages of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 14:276–284. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1055790399907133>
- Redecker, D., A. Schüßler, H. Stockinger, S. Stürmer, J. Morton y C. Walker. (2013).** Un consenso basado en evidencia para la clasificación de hongos micorrízicos arbusculares (Glomeromycota). *Micorriza*, Vol 23, pg 515–531. DOI: 10.1007/s00572-013-0486-y
- Reyes-Beltrán M. E. D, Guanilo-Reyes C. K., Ibáñez-Cárdenas M. W., García-Collao C. E., Idrogo-Alfaro J.J., Huamán-Saavedra J. J. (2015).** Efecto del consumo de *Physalis peruviana* (aguaymanto) sobre el perfil lipídico de pacientes con hipercolesterolemia. *Acta méd. peruana*. 32(4):195-201. http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1728-59172015000400002
- Robles, C.; Robles–Martínez, M. L. y Monrroy-Díaz, F.B. (2008).** Crecimiento y nutrición del maguey mezcalero (*Agave angustifolia* Haw.), bajo condiciones de micorrización arbuscular.
- Romero Najarro, N. G. (2015).** *Efecto oxitócico del extracto hidroalcohólico de los frutos de Physalis peruviana L. "aguaymanto" en útero aislado de cobayo*. [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga]. <https://repositorio.unsch.edu.pe/server/api/core/bitstreams/f6ac5c3e-28b1-4593-b995-f73f94da320d/content>

Rocabado, R. D. M. (2011). *Los Hongos*. Bolivia Ecológica, Edición Trimestral Revista N° 62. Bolivia.
https://books.google.com.pe/books/about/Los_hongos.html?id=KZigzgEACAAJ&redir_esc=y

Rodríguez-Echeverría S., Crisóstomo J.A., Nabais C., Freitas H. (2009) Belowground mutualists and the invasive ability of *Acacia longifolia* in coastal dunes of Portugal. *Biological Invasions*. 11(3):651-661.
https://www.researchgate.net/publication/225950417_Belowground_mutualists_and_the_invasive_ability_of_Acacia_longifolia_in_coastal_dunes_of_Portugal

Salazar Barrios E. (2022) Documento para reforzamiento de docencia – Muestreo estadístico. Guatemala.
https://www.researchgate.net/publication/379082656_Muestreo_estadistico_Tipos_calculo_de_tamano_de_muestra

Sales D., Samaniego V., Durand P., Norabuena S., Calderón E., Ortega V., Munayco P. (2024) *Manual para el análisis de suelos agrícolas y agua para riego*. Primera edición digital.
<https://repositorio.inia.gob.pe/items/579d9e8f-663e-47f9-828d-a816b511a50f>

Sánchez de Prager. M., Posada Almanza, R., Velasquez Pomar, D., Narvaez Castillo, M. (2010). *Metodologías básicas para el trabajo con micorriza arbuscular y hongos formadores de micorriza arbuscular*. Primera Edición.
https://www.researchgate.net/publication/271507112_Metodologias_basicas_para_el_trabajo_con_Micorriza_Arbuscular_y_Hongos_Formadores_de_Micorriza_Arbuscular

Schreiber F. (2011). *Estudio de prefactibilidad para la producción y comercialización del aguaymanto (Physalis Peruviana L.) en Condiciones de valles andinos*.
<https://es.scribd.com/doc/133241708/Estudio-de-Prefactibilidad-para-la-Produccion-y->

[Comercializacion-de-Aguaymanto-Physalis-peruviana-L-en-condiciones-de-valles-andinos-pdf](#)

Schüßler A, Schwarzott D, Walker C. (2001). A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research* 105: 1413–1421.
<https://doi.org/10.1017/S0953756201005196>

Schüßler A. (2002) Molecular phylogeny, taxonomy, and evolution of *Geosiphon pyriformis* and arbuscular mycorrhizal fungi. *Plant Soil* 244:75–83.
https://www.researchgate.net/publication/226842652_Schussler_A_Molecular_phylogeny_taxonomy_and_evolution_of_Geosiphon_pyriformis_and_arbuscular_mycorrhizal_fungi
[Plant Soil 244 75-83](#)

Schüßler A, Walker C (2010) The Glomeromycota: a species list with new families and new genera. The Royal Botanic Garden, Edinburgh. www.amf-phylogeny.com

Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú - SENAMHI (2010). *Caracterización agroclimática de la región Apurímac*. <https://www.senamhi.gob.pe/load/file/01401SENA-14.pdf>

Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú - SENAMHI (2025). Descarga de datos Meteorológicos a nivel nacional. Consultado el 10 de febrero del 2025, recuperado de: <https://www.senamhi.gob.pe/?&p=descarga-datos-hidrometeorologicos>

Serralde Ordóñez, D. P., Ramírez Gómez, M. M., Peñaranda Rolón, A. M., Wilches Ortiz, W. A., Ramírez, L., & Rojas Zambrano, E. D. (2023). *Multiplicación de hongos formadores de micorrizas arbusculares (HFMA) a pequeña escala para producción de plántulas de uchuva*. AGROSAVIA. Primera edición.
<https://editorial.agrosavia.co/index.php/publicaciones/catalog/book/372>

- Sierra y Selva Exportadora (2021)** *Análisis de mercado – Aguarmanto (2015 – 2020)*.
<https://www.gob.pe/institucion/agromercado/informes-publicaciones/1745797-analisis-de-mercado-aguaymanto-2015-2020>
- Sieverding, E. (1983).** *Manual de métodos para la investigación de micorriza vesículo-arbuscular en el laboratorio. CIAT Proyecto Micorriza.* <https://hdl.handle.net/10568/54137>
- Smith, S.E., y Read, D. J. (1997).** *Mycorrhizal Symbiosis*. 1ra edición. New York. Academic Press.
- Smith S.E., Read D. J. (2008).** *Mycorrhizal symbiosis*. Third Edition.
<https://www.sciencedirect.com/book/monograph/9780123705266/mycorrhizal-symbiosis>
- Smith, F. A. and Smith, S. E. (2015).** How harmonious are arbuscular mycorrhizal symbioses? Inconsistent concepts reflect different mindsets as well as results. *New Phytol.* 205:1381-1384. <https://nph.onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1111/nph.13202>
- Souza FA, Declerck S, Smith E, Kowalchuk GA (2005)** Morphological, ontogenetic and molecular characterization of *Scutellospora reticulata* (Glomeromycota). *Mycological Research*. Volume 109(6), pg 697-706. <https://doi.org/10.1017/S0953756205002546>
- Sylvia D. M. (1994).** Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi, p. 351-378. En R W Weaver, S Angle, P Bottomley, D Bezdicsek, S Smith, A Tabatabai & A. Wollum (ed.), *Methods of Soil Analysis, part 2, Microbiological and Biochemical Properties*, Soil Science Society of America, Madison. Wis.
- Tapia, M. E. y A.M. Fries. (2007).** *Guía de campo de los cultivos andinos*. Primera edición.
<https://www.fao.org/4/ai185s/ai185s.pdf>
- Tancredo Souza (2015)** *Handbook of Arbuscular Mycorrhizal Fungi*. 1st edition. DOI 10.1007/978-3-319-24850-9

- Thaxter R. (1922).** A revision of the Endogonaceae. *Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences* 57: 291–341. <https://www.jstor.org/stable/20025921?seq=1>
- Vega Miranda, M. V. (2012).** Identificación de micorrizas vesículo - arbusculares en especies agrícolas y forestales en la zona de Tingo María. [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Agraria de la Selva]. <https://hdl.handle.net/20.500.14292/137>
- Viera, W., Campaña, D., Lastra, A., Vásquez, W., Viteri, P. & Sotomayor, A. (2017).** Micorrizas nativas y su efecto en dos portainjertos de tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.). *Bioagro*, 29(2), 105-114. https://www.researchgate.net/publication/317155833_MICORRIZAS_NATIVAS_Y_SU_EFECTO_EN_DOS_PORTAINJERTOS_DE_TOMATE_DE_ARBOL_Solanum_betaceum_Cav
- Vierheilig H, Coughlan AP, Wyss U, Piché Y. (1998).** Ink and vinegar, a simple staining technique for arbuscular mycorrhizal fungi. *Applied and Environmental Microbiology* 64: 5004–5007. DOI: 10.1128/AEM.64.12.5004-5007.1998
- Walder, F.; Niemann, H.; Natarajan, M.; Lehmann, M. F.; Boller, T. and Wiemken, A. (2012).** Mycorrhizal networks: common goods of plants shared under unequal terms of trade. *Plant Physiol.* 159:789-797. <https://doi.org/10.1104/pp.112.195727>
- Walker C, Schüßler A (2004)** Nomenclatural clarifications and new taxa in the Glomeromycota. *Mycological Research* 108:981–982. <https://doi.org/10.1017/S0953756204231173>
- Wellman, C. H., Osterloff, P. L., y Mohiuddin, U. (2003).** Fragments of the earliest land plants. *Nature*, 425, 282–285. <https://www.nature.com/articles/nature01884>

ANEXOS

ANEXO 01

INFORME DE ANÁLISIS FÍSICOS Y QUÍMICOS



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABADEL CUSCO FACULTAD DE CIENCIAS

Av. de la Cultura 733 - Pabellón "C" Of. 106 1er. piso - Telefax: 224831 - Apartado Postal 921 - Cusco Perú



UNIDAD DE PRESTACIÓN DE SERVICIOS DE ANÁLISIS QUÍMICO
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA

INFORME DE ANÁLISIS

Nº0430-24-LAQ

SOLICITANTE : BRIAN JOEL CHIHUANTITO QUISPE
INGRID ESTEFANY MORA OVIEDO
MUESTRA : SUELO
FUENTE : "A" y "B"
DISTRITO : CURAHUASI
PROVINCIA : ABANCAY
REGION : APURIMAC
FECHA : C/19/09/2024

RESULTADO ANALISIS FISICOQUIMICO HIDRODINAMICO:

	Suelo A	Suelo B
pH	8,13	8,17
C.E. mmhos/cm	0,50	0,71
Materia Orgánica %	3,80	4,60
Nitrógeno %	0,18	0,22
Fosforo ppm P2O5	7,66	9,80
Potasio ppm K2O	197,20	226,40
C.I.C. meq/100	9,00	10,20
C.C.%	19,27	24,46
H.E. %	19,19	25,89
P.M.P. %	10,40	13,20
Carbonatos %	4,70	5,28
d.a. g/cc	1,652	1,620
d.r. g/cc	2,194	2,088
Textura:		
Arena %	82	62
Limo %	12	29
Arcilla %	6	9

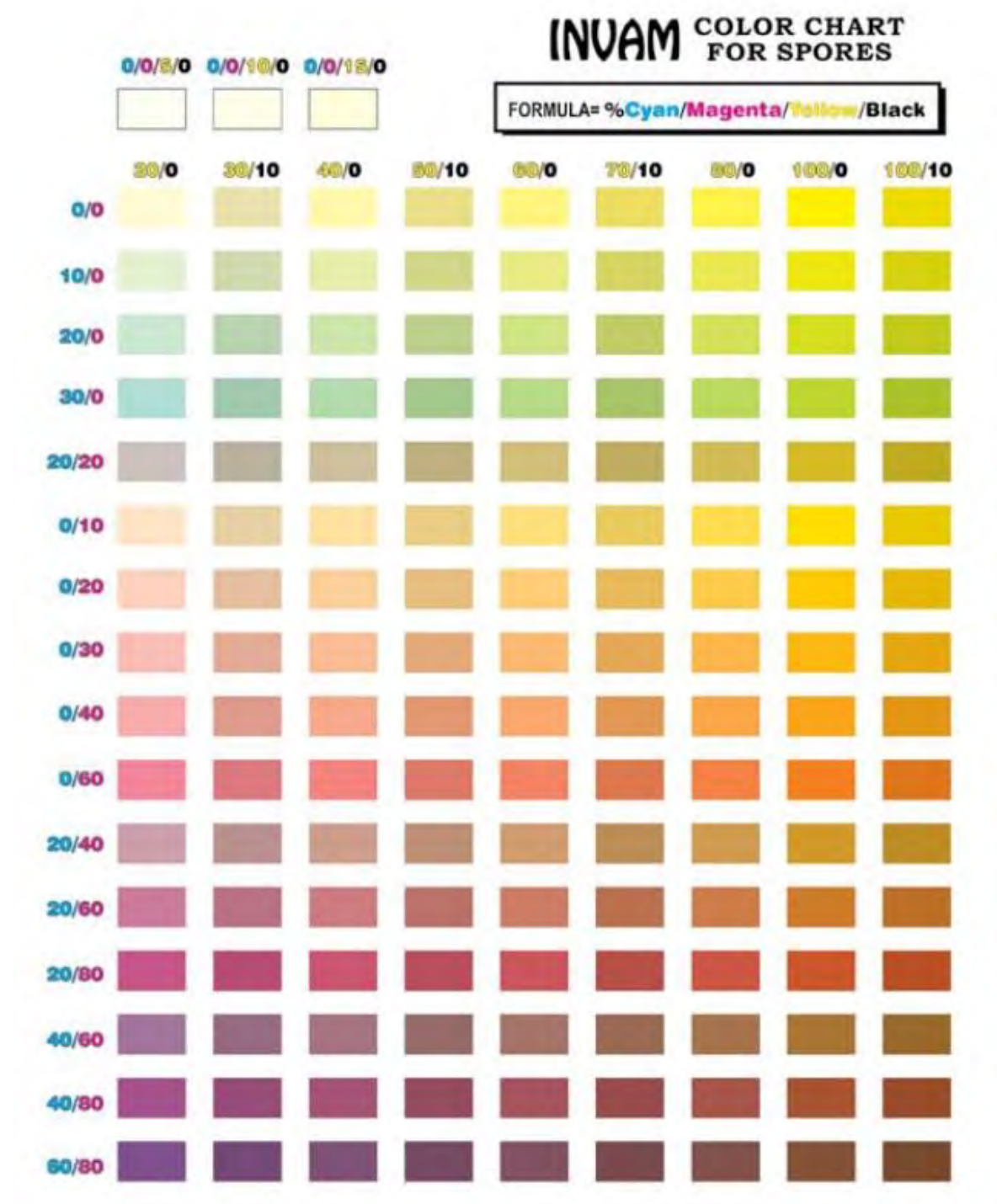
QUIMICA AGRICOLA I, SUELOS Y FERTILIZANTES, E. Primo Yúfera Y J.M.
CARRASCO DORRIEN.

Cusco, 03 de Octubre 2024



ANEXO 02

TABLA DE COLORES PARA ESPORAS - INVAM



ANEXO 3

CLAVES TAXONÓMICAS PARA IDENTIFICACIÓN DE HMA

Clave 1. Clave para familias de HMA		
1	Sin presencia de hifa de conexión, a cambio hay presencia de sáculo o remanentes (Acaulosporaceae, Ambisporaceae, Archaeosporaceae, Entrophosporaceae).	2
1	Presencia de hifa de conexión (Glomeraceae, Pacisporaceae, Diversisporaceae, Grupo Gigasporaceae, Paraglomeraceae, Ambisporaceae).	7
2	Presencia de tallo (Acaulosporea, Ambisporaceae, Entrophosporaceae).	3
2	Ausencia de tallo (Ambisporaceae, Archaeosporaceae, Entrophosporaceae).	5
3	2 paredes, con 3-4 capas cada una.	Entrophosporaceae
3	3 paredes (Acaulosporaceae, Ambisporaceae)	4
4	La pared interna con Perlas, capa mas interna tiñe con el reactivo de Melzer.	Acaulosporaceae
4	Paredes flexibles, la pared interna sin Perlas.	Ambisporaceae
5	3 paredes, internas flexibles, pared interna sin perlas.	Ambisporaceae
5	2 paredes (Archaeosporaceae, Entrophosporaceae)	6
6	Dos cicatrices opuestas, similares a anillos ligeramente levantados, sáculo lateral o terminal y muy cercano a la espora.	Entrophosporaceae
6	Sin cicatrices, sáculo cercano o alejado de la espora.	Archaeosporaceae
7	Esporas solitarias (Glomeraceae, Pacisporaceae, Diversisporaceae, Grupo Gigasporaceae, Paraglomeraceae, Ambisporaceae).	8
7	Esporas agregadas.	Glomeraceae
8	Esporas adultas >200 µm e hifa de conexión en forma de Bulbo. Presencia de Células auxiliares en el micelio externo. No forman vesículas al interior de las raíces.	Grupo Gigasporaceae
8	Ausencia de alguna de las anteriores (Glomeraceae, Pacisporaceae, Diversisporaceae, Paraglomeraceae, Ambisporaceae).	9
9	2 paredes, cada una de tres capas.	Pacisporaceae
9	1 pared de varias capas (Glomeraceae, Diversisporaceae, Paraglomeraceae).	10
9	Tres paredes gruesas, un poco flexibles.	Ambisporaceae
10	Hifa de conexión es insertada en forma de bate o perpendicular a la espora.	Diversisporaceae
10	Inserción hifal de otros tipos (Glomeraceae, Paraglomeraceae).	11
11	Esporas hialinas a colores muy claros, tamaño muy reducido, tiñen ligeramente con el reactivo de Melzer.	Paraglomeraceae
11	Colores de claros a oscuros, pueden teñir con el reactivo de Melzer y cuando lo hacen su efecto es fuerte. Usualmente dos capas, la interna cierra la hifa en forma de V invertida.	Glomeraceae

CLAVES PARA GÉNEROS

Cuadro 2. Familias con único género

Familia	Género	Descripción
Entrophosporaceae	<i>Entrophospora</i>	En el suelo o la raíz. Esporas globosas a subglobosas y coloreadas. Esporas entre 95-220 μm de diámetro. <i>E. baltica</i> , <i>E. infrequens</i> .
Ambisporaceae	<i>Ambispora</i>	Formación acaulosporoide o glomoide. Tres paredes gruesas sin perlas en la pared interna. Paredes un poco flexibles como una bomba de aire. Esporas entre 150-250 μm de diámetro. <i>A. appendiculata</i> , <i>A. callosa</i> , <i>A. fecundispora</i> , <i>A. fennica</i> , <i>A. gerdemanii</i> , <i>A. jimgerdemanii</i> .
Paraglomeraceae	<i>Paraglomus</i>	1 pared con varias capas. Externa se desprende, media laminada y la interna lisa u ornamentada. Todos son hialinos, pero tiñen ligeramente con el reactivo de Melzer. Pared externa medio ornamentada. Hifa de soporte en forma de colita de marrano. Germinan por la luz de la hifa de soporte. No producen vesículas. Esporas entre 50-130 μm de diámetro. <i>P. brasilianum</i> , <i>P. laccatum</i> , <i>P. occultum</i> .
Pacisporaceae	<i>Pacispora</i>	2 paredes, una interna y una externa, cada una con tres capas. La superficie es lisa u ornamentada con largos o cortos procesos. Germinación de pared y no por conexión. Conexión hifal como en <i>Glomus</i> pero con dos paredes. Esporas entre 70-170 μm de diámetro. <i>P. scintillans</i> , <i>P. boliviana</i> , <i>P. franciscana</i> , <i>P. robiginia</i> , <i>P. chimonobambusae</i> , <i>P. coralloidea</i> .

Libro – Metodologías básicas para el trabajo con micorriza arbuscular y hongos formadores de micorriza arbuscular (Sánchez et al. 2010)

Clave 2. Grupo Gigasporaceae

	Característica	Fam. / Género	Especies
1	Sin escudo, pared de una capa. Esporas entre 250 – 405 μm de diámetro.	Gigasporaceae / <i>Gigaspora</i>	<i>G. margarita</i> , <i>G. gigantea</i> .
1	Escudo moreno. Esporas entre 130-380 μm de diámetro.	Dentiscutataceae 2	
1	Escudo hialino. Esporas entre 130-380 μm de diámetro.	3	
2	Pared de tres capas. 2 GTI	Dentiscutataceae / <i>Fuscutata</i>	<i>F. cerradensis</i> .
2	Pared de cuatro capas. Más de 10 GTI	Dentiscutataceae / <i>Quatunica</i>	<i>Q. erythropha</i>
2	Pared de tres capas. Más de 10 GTI	Dentiscutataceae / <i>Dentiscutata</i>	<i>D. nigra</i> .
3	Pared de X capas. 1 GTI. Célula auxiliar sin espinas	Scutellosporaceae / <i>Scutellospora</i>	<i>S. dipurpurescens</i> .
3	4-10 GTI	Racocetraceae 4	
4	Pared de tres capas	Racocetraceae / <i>Cetraspora</i>	<i>C. spinosissima</i> . <i>C. pellucida</i> .
4	Pared de dos capas	Racocetraceae / <i>Racocetra</i>	<i>R. castanea</i> . <i>R. alborosea</i> .

Clave 3. Familia Archaeosporaceae

Característica	Género	Descripción
Formación de la espora a una distancia relativamente grande del sáculo esporífero. Esporas entre 45-80 μm de diámetro.	<i>Intraspora</i>	Esporas globosas a subglobosas, usualmente piriformes. <i>I. schenkii</i> .
Formación de la espora a muy corta distancia del sáculo esporífero. Esporas entre 37.5-78.0 μm de diámetro.	<i>Archaeospora</i>	Germinan a través de una estructura irregular. Sáculo esporífero con desarrollo lateral de la espora similar a Acaulospora. <i>A. trappei</i> .

Libro – Metodologías básicas para el trabajo con micorriza arbuscular y hongos formadores de micorriza arbuscular (Sánchez et al. 2010)

Clave 4. Familia Diversisporaceae

Característica	Género	Descripción
Conexión hifal es insertada como en bate de béisbol. Esporas entre 75-110 μm de diámetro.	<i>Diversispora</i>	Glomus grupo diversispora. <i>D. eburnea</i> , <i>D. spurca</i> , <i>D. versiforme</i> .
Hifa de conexión perpendicular y a veces se observa el sáculo.	<i>Otospora</i>	<i>O. bareai</i> .

Clave 5. Familia AcaulosporaceaeEsporas entre 55-440 μm de diámetro

Característica	Género	Descripción
Presencia de sáculo, pero es lateral y no terminal, por lo tanto no presentan tallo.	<i>Acaulospora</i>	Paredes: externa con tres capas, mediana delgada y hialina con dos capas, interna con 2-3 capas, de la que germina la espora. La mayoría de las esporas son ornamentadas, solo 5 especies, no lo son. Las especies se diferencian por la ornamentación de la pared. <i>A. bireticulata</i> , <i>A. capsicula</i> <i>Acaulospora cavernata</i> <i>Acaulospora gedanensis</i> <i>A. koskei</i> , <i>A. lacunosa</i> , <i>A. mellea</i> , <i>A. morrowiae</i> , <i>A. myriocarpa</i> , <i>A. paulinae</i> , <i>A. polonica</i> , <i>A. rehmi</i> , <i>A. scrobiculata</i> , <i>A. splendida</i> , <i>A. thomii</i> .
Dos cicatrices como en <i>Entrophospora</i> , si no hay sáculo. Se origina del contenido del sáculo.	<i>Kuklospora</i>	Paredes: externa con tres capas, mediana delgada y hialina con dos capas, interna con 2-3 capas, de la que germina la espora. Aparecen con colores amarillo, naranja y café. <i>K. colombiana</i> , <i>K. kentinensis</i> .

Libro – Metodologías básicas para el trabajo con micorriza arbuscular y hongos formadores de micorriza arbuscular (Sánchez et al. 2010)

Clave 6. Familia Glomeraceae
Esporas entre 18-370 μm de diámetro

	Característica	Grupo	Especies
1	Esporas solitarias	3	
1	Esporas agregadas	2	
2	Esporas en desarreglo, el poro es cerrado por la pared interna. Verdaderas Glomus.	Glomus grupo Ab.	<i>Gl. aureum</i> <i>Gl. macrocarpum</i> <i>Gl. microcarpum</i>
2	Esporas arregladas alrededor de un punto central, con o sin peridio. Verdaderas Glomus.	Glomus grupo Ac	<i>Gl. taiwanense</i>
3	Hifa de soporte del mismo color de la espora. Verdaderos Glomus	Glomus grupo Aa	<i>Gl. mosseae.</i> <i>Gl. geosporum,</i> <i>Gl. caledonium.</i>
3	Hifa de soporte en forma de pico de pájaro blanco, cambio de color abrupto respecto a la espora.	Glomus grupo B	<i>Gl. vesiculiferum,</i> <i>Gl. claroideum,</i> <i>Gl. lamellosum,</i> <i>Gl. luteum,</i> <i>Gl. manihotis,</i> <i>Gl. viscosum.</i> <i>Gl. etunicatum.</i>

La diferenciación en grupos A y B de acuerdo a Schüssler *et al.*, 2001 y Schwarzott, (2004); la separación en grupos dentro del grupo A (verdaderos Glomus), está propuesta de acuerdo a la página de Schüssler, (2009); donde dentro de los Glomerales se observan claramente los grupos Aa y Ab y una línea que se puede nombrar Ac, pero no ha sido oficialmente publicado.

Características diagnósticas para algunos géneros.

Gigaspora: Esporas maduras de $>200 \mu\text{m}$, hifa de conexión en forma de bulbo, sin presencia de escudo y células auxiliares con espinas (Figura 5.10).

Scutellospora: Esporas maduras de $>200 \mu\text{m}$, hifa de conexión en forma de bulbo, presencia de escudo y células auxiliares sin espinas (Figura 5.11).

Grupos de Glomus: (Figura 5.12).

ANEXO 4

CERTIFICADO DE IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA



Decenio de la Igualdad de Oportunidades para Mujeres y Hombres
Año de la Esperanza y el Fortalecimiento de la Democracia



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO

HERBARIO VARGAS CUZ

CERTIFICADO DE DETERMINACION TAXONÓMICA

N° 004-2026-HVC-FCB-UNSAAC

El que suscribe, **Director del Herbario Vargas CUZ de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, M. Sc. Wilian Nazario Cárdenas Enríquez**, emite el presente Certificado de Determinación Taxonómica a favor de los Bachilleres Ingrid Estefany Mora Oviedo y Brian Joel Chihuantito Quispe identificados con DNI N.° 71797039 y N.° 71737184 respectivamente, tesis del proyecto titulado: «**FRECUENCIA DE GÉNEROS DE HONGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EXTRAÍDOS DE LA RIZOSFERA DE *Physalis peruviana* DEL DISTRITO DE CURAHUASI, REGIÓN APURÍMAC**».

El mencionado plan de tesis cuenta con **Resolución N.° D-546-2025-FCB-UNSAAC**, mediante la cual se aprueba la inscripción del tema y el nombramiento del asesor.

Los Bachilleres antes mencionados han presentado a la Dirección del Herbario Vargas CUZ una muestra botánica para su determinación taxonómica (Expediente N.° 26024366). Tras la evaluación correspondiente, realizada por el Blgo. Víctor Chama Moscoso, quien empleo claves dicotómicas, bibliografía especializada y comparación con ejemplares de referencia del herbario, se concluyó que la muestra corresponde a la especie señalada en la Tabla 1, la cual sigue la clasificación del Angiosperm Phylogeny Group – APG IV (2016).

Asimismo, se deja constancia que la colecta del material vegetal fue realizada en cultivos del distrito de Curahuasi, de la región Apurímac, para lo cual no requería permiso de colecta del SERFOR, tal como se hace mención en la solicitud presentada por los señores Bachilleres.

Tabla 1. Determinación taxonómica de especie motivo de certificación

N°	CODIGO	FAMILIA	ESPECIE	Cantidad
1	Lech-01	Asteraceae	<i>Lactuca sativa</i> L.	1
Total				1

Nota: Una muestra debidamente herborizada

Se expide el presente certificado, a petición formal de los interesados para los fines que viera por conveniente.

Cusco, 25 de marzo del 2026

Blgo. Víctor Chama Moscoso
Curador del Herbario Vargas CUZ

M. Sc. Wilian N. Cáceres Enríquez
Director del Herbario Vargas CUZ

Herbario Vargas (CUZ) – Institución Científica Nacional Depositaria de muestras biológicas autorizada, RDG N° 035-2018-SERFOR/DGGSPFFS. Av. La Cultura S/N - Kayra – San Jerónimo. Celular: 984313311. Correo: victor.chama@unsaac.edu.pe.

ANEXO 5

GALERÍA FOTOGRÁFICA

TOMA DE MUESTRA



Individuos de la especie de *Physalis peruviana*



Perforacion de 10cm de profundidad del suelo



Toma de muestra de suelo en aproximadamente 1 kg, a 10 cm de profundidad

DETERMINACIÓN DE HUMEDAD



Pesaje de 20 gramos de suelo para determinar humedad.



Muestra de suelo secado en estufa para determinar humedad

EXTRACCIÓN Y AISLAMIENTO DE ESPORAS DE SUELO RIZOSFÉRICO



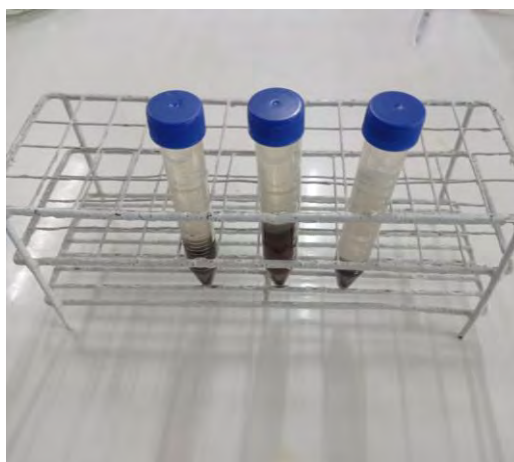
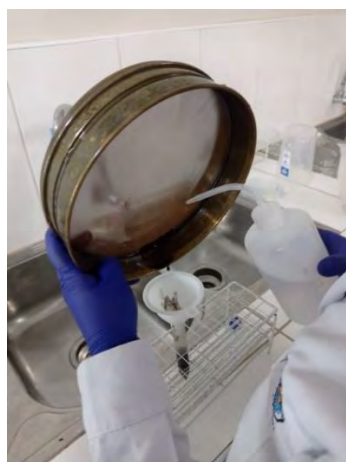
Tamizaje de muestras de suelo



Pesaje de muestra tamizado en seco a 2 mm



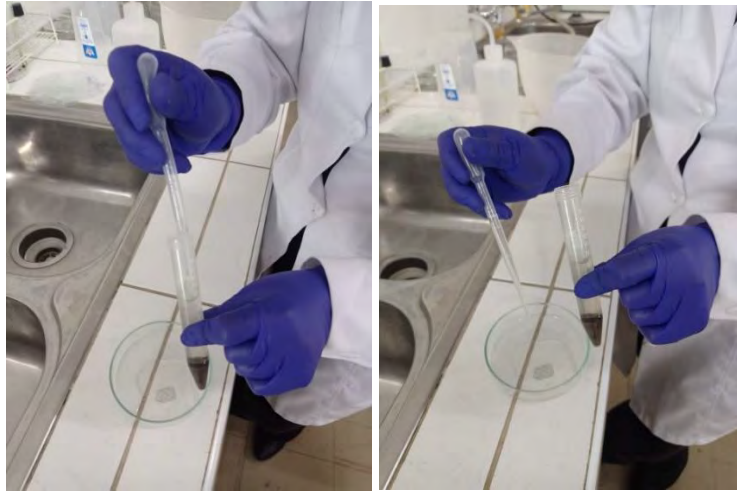
Tamizado en húmedo de muestra de suelo rizosférico en batería de tamices



Recolección del material que quedó en los tamices, cada muestra de tamiz por separado y colocados en tubos falcón



Centrifugación de las muestras aforadas con agua destilada a 15 ml



Extracción del sobrenadante en placa petri para una observación rápida



Adición de solución de sacarosa al 70% al sedimento



Centrifugación de las muestras aforadas con sacarosa al 70% a 15 ml



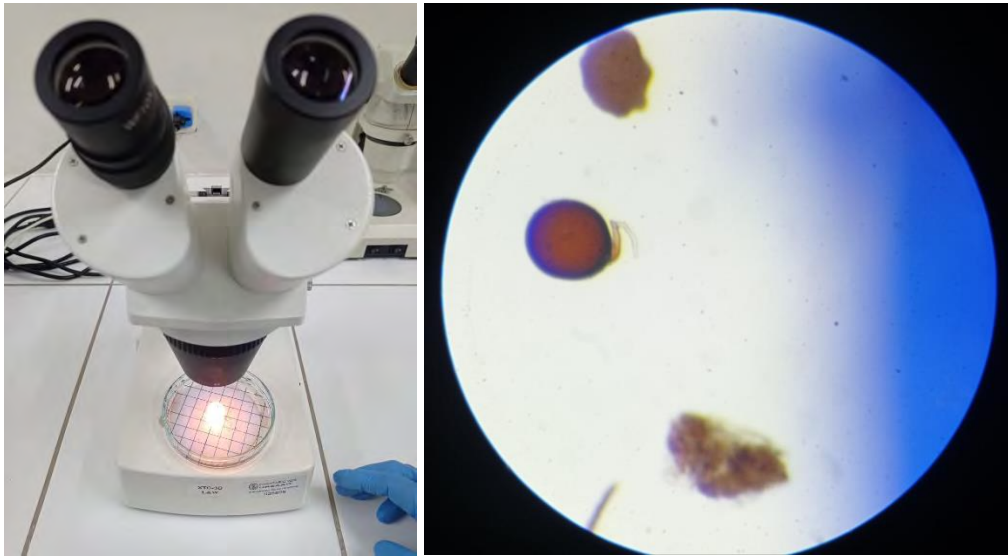
Extracción de la sacarosa de los tubos hasta que quede solo la fase del suelo



Lavado de la sacarosa extraída en un tamiz de 56 μm con abundante agua.



Recolección del material restante a una placa petri



Observación del material recolectado en el estereoscopio

CULTIVO DE PLANTAS TRAMPA



Siembra, germinación y desarrollo de plantas trampa inoculadas con esporas de hongos
micorrizicos arbusculares



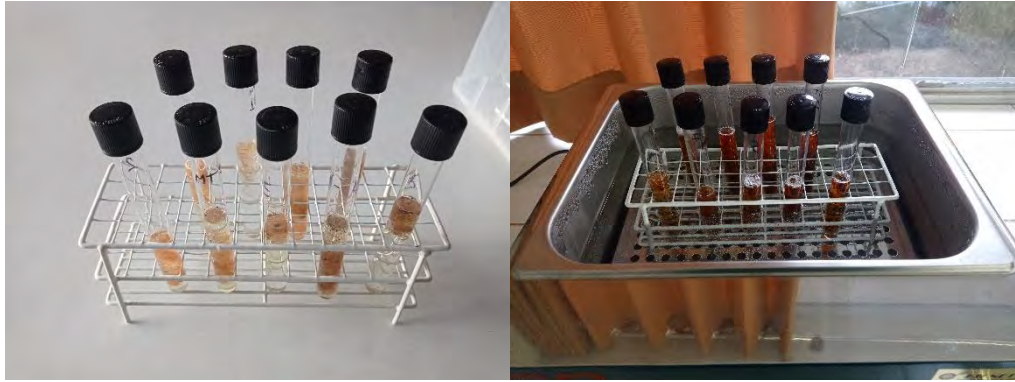
Plantas trampa sometidos a estrés hídrico.



Extracción de raíces de plantas trampa

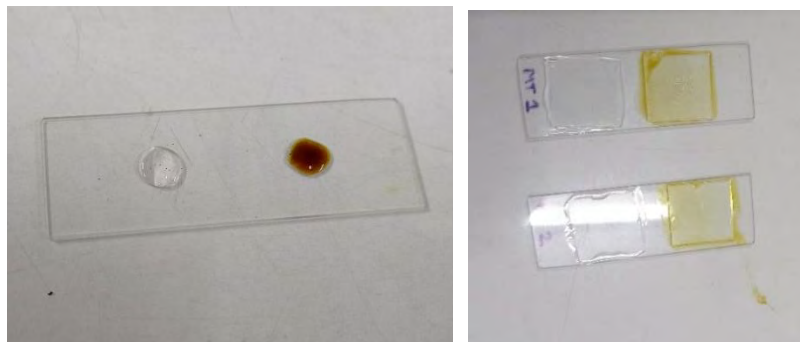


Raíces lavadas en placa petri.



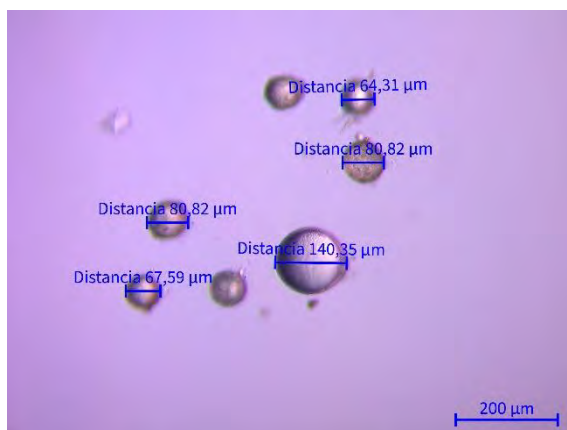
Proceso de tinción de raíces con tinta de vinagre al 5%.

MONTAJE DE ESPORAS PARA OBSERVACIÓN AL MICROSCOPIO

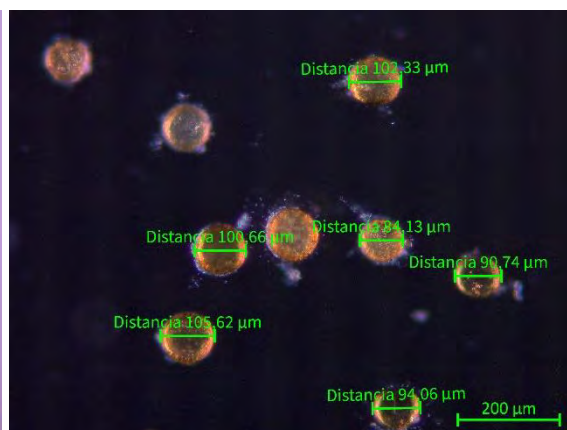


Montaje de esporas en reactivo de PVGL (translucido) y reactivo PVGL+Melzer (amarillo)

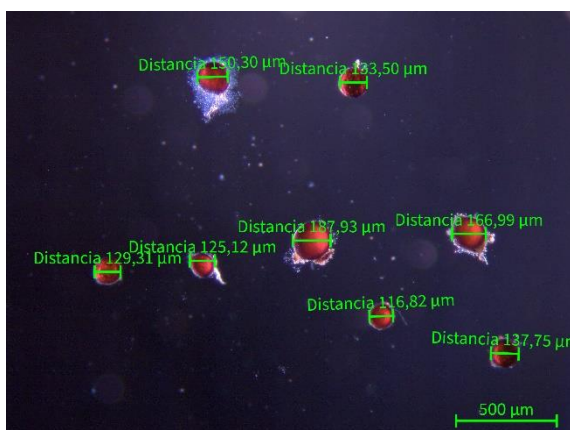
TAMAÑOS DE ESPORAS DE HMA POR MORFOTIPO



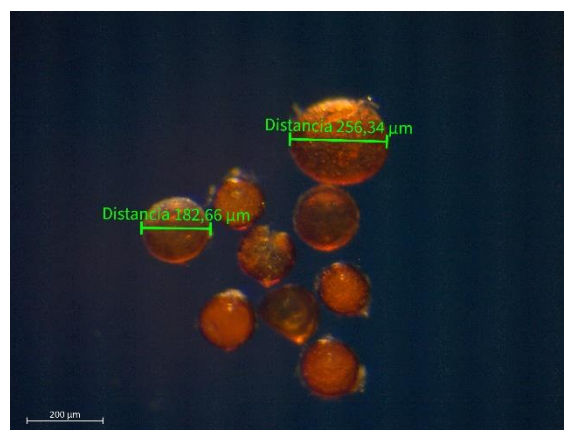
Morfotipo 1 (Paraglomus spp)



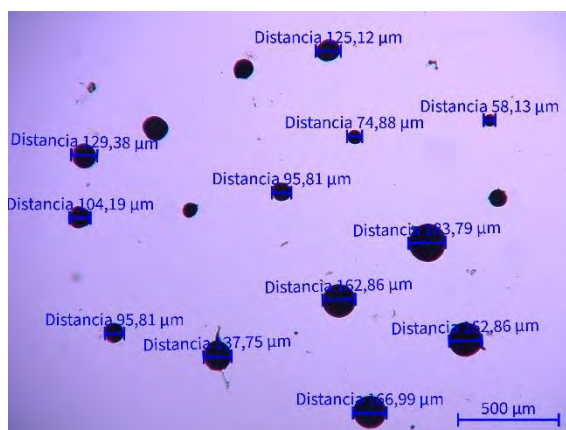
Morfotipo 2 (Rhizophagus spp1, Rhizophagus spp2 y Acaulospora spp)



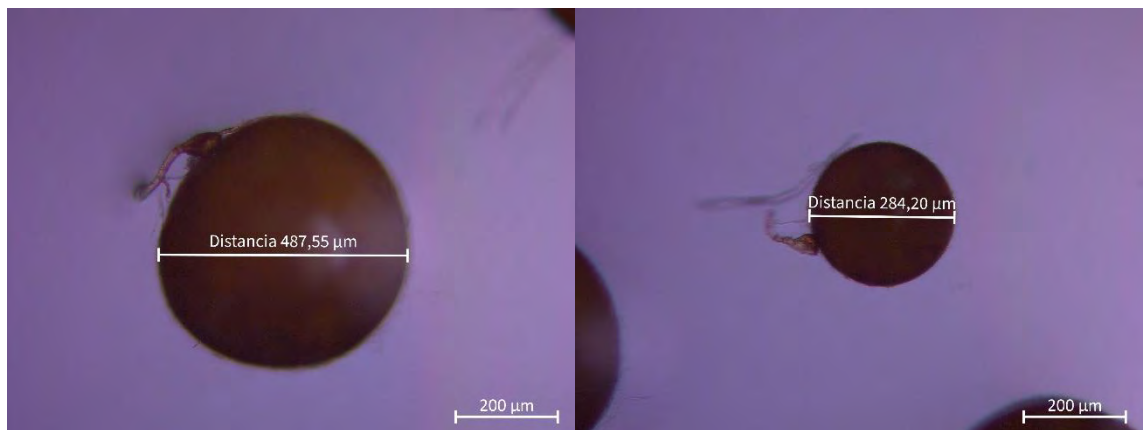
Morfotipo 3 (Claroideoglomus spp 1)



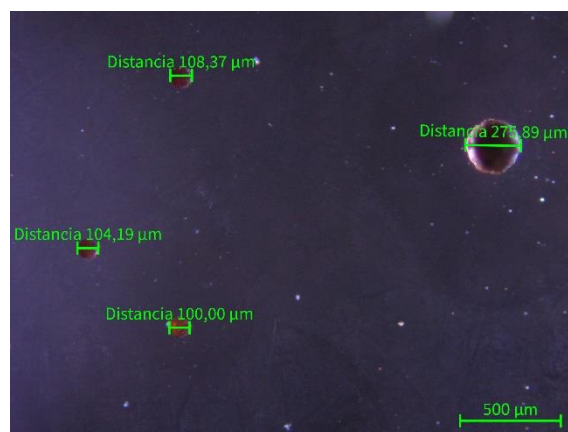
Morfotipo 4 (Claroideoglomus spp 2)



Morfotipo 5 (Pacispora spp)



Morfotipo 6 (Gigaspora spp)



Morfotipo 7 (Sclerosystis spp)