

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL  
DE HUAMANGA**

**ESCUELA DE POSGRADO**

**UNIDAD DE POSGRADO DE LA FACULTAD DE  
CIENCIAS BIOLÓGICAS**



**TESIS:**

**Efectos de factores ambientales sobre la biodiversidad  
fúngica en suelos de cultivo de Palta (*Persea americana*),  
Huanta - Ayacucho 2024**

Para optar el grado académico de:  
**MAESTRO EN CIENCIAS, MENCIÓN MICROBIOLOGÍA**

PRESENTADO POR:  
**Bach. Luis Gonzalo LA TORRE TORRES**

ASESOR:  
**Dr. Serapio ROMERO GAVILÁN**

**AYACUCHO - PERÚ**

**2025**

## **Dedicatoria**

A mi madre Concepción,  
a mis hermanos Elsa  
Olivia, Abel, Carla y muy  
especial a mi padre  
Gustavo en el cielo.

## AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, dar mi más sincero reconocimiento a la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, por ofrecerme la oportunidad de estar en sus aulas, así como contribuir con mi desarrollo académico, forjándome en desarrollarme una actitud fuerte perseverante, de conectividad y superación, para ser un profesional de calidad.

Asimismo, deseo dar las gracias a la Escuela de Posgrado de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, en especial para todos los docentes de la Maestría en Ciencias con mención en Microbiología, por brindarme sus notables contribuciones al compartir sus valiosas experiencias durante mi formación como maestrando. Su optimismo y apoyo constante han sido fundamentales en mi proceso de formación como estudiante de la maestría.

Quiero agradecer al Dr. Serapio Romero Gavilán, por su compromiso, responsabilidad y dedicación en asesorarme con el presente trabajo de tesis, como también en la parte motivacional para seguir adelante y no desmallar en el camino.

Quiero también agradecer a la Universidad Nacional Autónoma de Huanta, por permitirme usar los ambientes del laboratorio de biología para realizar y ejecutar parte de mi trabajo.

Agradecer a Yirme Yohu Gómez Ccochachi, bachiller en Ingeniería y Gestión Ambiental de la Universidad Nacional Autónoma de Huanta, por su aporte en el desarrollo de la ejecución de la parte de la tesis.

## ÍNDICE GENERAL

Dedicatoria .....	ii
AGRADECIMIENTOS .....	iii
ÍNDICE GENERAL.....	iv
ÍNDICE DE TABLAS .....	vi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	vii
ÍNDICE DE ANEXOS.....	ix
RESUMEN.....	x
I. INTRODUCCIÓN .....	11
II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA .....	13
2. Objetivos .....	14
2.1. Objetivo general:.....	14
2.2. Objetivos específicos: .....	14
III. MARCO TEÓRICO.....	15
3.1. Antecedentes .....	15
3.2. Marco conceptual .....	20
3.2.1 Términos y definiciones.....	20
3.3. Marco Teórico.....	22
3.3.1. Suelo.....	22
3.3.2. Microorganismos de suelo .....	22
3.3.3. Diversidad y funciones de organismos edáficos .....	23
3.3.4. Hongos edáficos .....	24
3.3.5. Clasificación de hongos .....	25
3.3.6. Diversidad de hongos.....	25
3.3.7. Estudio de la diversidad fúngica mediante biología molecular .....	26
3.3.8. Factores que rigen la diversidad microbiana del suelo .....	30
3.3.9. Ecología microbiana.....	37
3.3.10. Biodiversidad y estimación de la diversidad ecológica de microorganismos	38
3.11. Cultivo de Palta.....	40
3.11.1 Características principales del cultivo de palto y requerimientos edafoclimáticos .....	40

IV.	MATERIALES Y MÉTODOS .....	43
4.1.	Lugar de investigación .....	43
4.2.	Características climáticas y fisiográficas .....	44
4.3.	Características del suelo .....	44
4.4.	Muestreo de suelos .....	44
4.5.	Procedimiento de muestreo .....	46
4.6.	Preparación, análisis de laboratorio e interpretación .....	47
4.7.	Identificación fúngica por puntos de muestreo .....	51
4.7.1.	Extracción de ADN y secuenciación.....	51
4.8.	Trabajo de gabinete .....	51
4.8.1.	Determinación de la diversidad fúngica en muestras de suelo .....	51
4.8.2.	Análisis bifactoriales de hongos, y parámetros fisicoquímicos del suelo..	51
4.9.	Análisis estadístico.....	52
4.9.1.	Registro de datos .....	52
4.9.2.	Análisis de similitud.....	52
V.	RESULTADOS.....	53
VI.	DISCUSIÓN .....	73
VII.	CONCLUSIONES .....	88
VIII.	RECOMENDACIONES .....	89
IX.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	90
X.	ANEXO.....	99

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Contenido de la humedad edáfica. ....	31
Tabla 2. Valores de materia orgánica en suelos .....	36
Tabla 3. Cantidad de nitrógeno total en el suelo .....	37
Tabla 4. Puntos de muestreo para la recolección de las muestras para el trabajo de investigación. ....	46
Tabla 5. Lectura de los valores promedio de los factores fisicoquímicos de los diversos puntos de muestreo. ....	47
Tabla 6. Número de OTUS con taxonomía por cada muestra .....	54
Tabla 7. Índice de diversidad de hongos en suelos de palto. ....	65
Tabla 8. Lectura de los valores promedio de los factores fisicoquímicos de los diversos puntos de muestreo. ....	68

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Valoración de los servicios ecosistémicos de la diversidad microbiana del suelo	
24	
Figura 2. Estructura general del ribosoma en hongos .....	27
Figura 3. Procesamiento del ARN ribosomal en el operón ribosomal fúngico.....	28
Figura 4. Flujograma de identificación molecular de hongos mediante la región ITS .....	29
Figura 5. Clasificación de los microorganismos del suelo según la temperatura. óptima para multiplicación de células.....	31
Figura 6. Actividad rizosférica de las plantas .....	38
Figura 7. Ubicación Geográfica de la zona de estudio con cultivos de palto. ....	43
Figura 8. Ubicación espacial de puntos de muestreo de suelos con cultivo.....	45
de palta .....	45
Tabla 4. Puntos de muestreo para la recolección de las muestras para el trabajo de investigación. ....	46
Figura 9. Análisis bioinformático. ....	52
Tabla 6. Número de OTUS con taxonomía por cada muestra .....	54
Figura 9. Diagrama circular según género de los cuatro puntos de muestreo.....	55
Figura 10. Diagrama circular según genero de la muestra MSP1A .....	56
Figura 11. Diagrama circular según género de la muestra MSP1D.....	57
Figura 12. Diagrama circular según género de la muestra MSP2A .....	58
Figura 13. Diagrama circular según género de la muestra MSP2D.....	59
Figura 14. Diagrama de barras de la frecuencia relativa comparativa entre las muestras según Phylum.....	60
Figura 15. Diagrama de barras de la frecuencia relativa comparativa entre las muestras según Clase. ....	61
Figura 16. Diagrama de barra de la frecuencia relativa comparativa entre las muestras según Orden	62
Figura 17. Diagrama de barras de la frecuencia relativa comparativa entre las muestras según familia.....	63

Figura 18. Diagrama de barras de la frecuencia relativa comparativa entre las muestras según género .....	64
Figura 19. Índice diversidad de hongos en suelos de palto.....	66
Figura 20. Mapa de calor y dendrógrama e Índice de similaridad de Bray Curtis de hongos en suelos con cultivo de palto. ....	67
Figura 21. Distribución de los rangos de los factores fisicoquímicos de los puntos de muestreo.....	69
Figura 22. Rango de los factores fisicoquímicos de los puntos de muestreo de suelo con cultivo de palto.....	70
Figura 23. Relación de los factores fisicoquímicos con la diversidad de los géneros de hongos en suelos de palto. ....	71
Figura 24. Correlación entre de los factores fisicoquímicos y la diversidad de los géneros fúngicos en suelos de palto. ....	72

## ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Flujograma para determinar la humedad del suelo con cultivo de palto 100	
Anexo 2. Flujograma para determinar la materia orgánica del suelo con cultivo de palto por la técnica de calcinación. ....	101
Anexo 3. Diagrama de flujo para determinar el pH y conductividad del suelo con cultivo de palto.....	102
Anexo 4. Evaluación de la integridad del ADN metagenómico extraído .....	103
Anexo 5. Evaluación de inhibidores mediante amplificación del gen ITS .....	104
Anexo 6. Color del suelo después de la determinación de humedad y materia orgánica.....	105
Anexo 7. Ubicación de los puntos y muestreo de suelos con cultivo de palta....	106
Anexo 8. Análisis de relación entre el pH con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta .....	107
Anexo 9. Análisis de relación entre la materia orgánica con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta.....	108
Anexo 10. Análisis de relación entre la conductividad con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta.....	109
Anexo 11. Análisis de relación entre el Nitrógeno con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta .....	110
Anexo 12. Análisis de relación entre el carbono total con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta.....	111
Anexo 14. Análisis de relación entre la Humedad con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta .....	113
Anexo 15. Matriz de consistencia .....	114

## RESUMEN

El objetivo de la presente investigación fue evaluar los efectos de los factores ambientales sobre la biodiversidad fúngica en suelos de cultivo de palto (*Persea americana*) en el distrito de Luricocha región Ayacucho durante el año 2024. Para lo cual se realizaron muestreos en campo en dos zonas según gradiente altitudinal de 2500 msnm y 2770 msnm, en cada zona se tomaron 5 puntos de muestreo de suelos con cultivos de palta, siguiendo la guía de muestreo de suelos del Ministerio del Ambiente, Para determinar los factores fisicoquímicos como pH, materia orgánica, conductividad, humedad, temperatura, carbono total y nitrógeno de las muestras de suelo se siguieron procedimiento establecido y estandarizados para cada parámetro, para la identificación de géneros de los hongos se realizó mediante técnicas moleculares como el código de barras (Metabarcoding), se calcularon los índices de diversidad ecológicos a través del programa PAST, como para realizar el análisis estadístico. Logrando identificar 19 géneros de hongos, los más representativos fueron: *Fusarium* con un 49% de abundancia *Cladosporium* con un 22% de abundancia, *Myrothecium* con un 14% de abundancia *Kabatiella*, otros géneros con menor porcentajes encontraron a *Plestosphaerella*, *Talaromyces*, *Pyrenochaeta* (4 a 3%) y menor a 1% *Colletotrichum*, *Stagonosporopsis*, *Pichia*, *Ascochyta*. En cuanto a los factores fisicoquímica se destaca, para la zona 2 a una altitud de 2770 msnm, lo siguiente pH de 7,12, M.O de 3.99 y humedad de 22.38, en comparación a la zona con una altitud de 2500 msnm se obtuvieron los valores de pH de 8.58, M.O de 1.86 y humedad de 20.22. Así mismo se pudo observar que los factores ambientales actúan en conjunto para modelar la estructura de la diversidad fúngica, mostrando interacciones complejas donde los parámetros que tuvieron mayor correlación fueron: género y pH ( $R = -0.81$ ), entre género y conductividad eléctrica ( $R = 0.68$ ), entre género y humedad ( $R = 0.37$ ), entre género y temperatura ( $R = -0.55$ ) y materia orgánica y género ( $R = 0.42$ ), mostrando con ello que los factores ambientales tienen un efecto sobre la biodiversidad fúngica en los suelos de cultivo de palto.

**Palabras clave:** código de barras, diversidad de hongos, índices de diversidad, factores ambientales, suelo con cultivo agrícolas, *Persea americana*.

## I. INTRODUCCIÓN

La biodiversidad en el planeta es desproporcionada, y como es mencionado por el centro Mundial de Vigilancia de la conservación casi las tres cuartas partes de la biodiversidad del mundo se encuentra en 17 países, de los 193 reportados por la Organización de las Naciones Unidas, siendo Australia el primero, seguido por Brasil, Colombia, México y Perú (Álvarez. et al., 2021, WWF, 2022). Estas regiones, ricas en especies endémicas, enfrenta una alta vulnerabilidad frente a los efectos del cambio climático, que ha generado alteraciones significativas en los ecosistemas, incluyendo extinciones locales y globales (Şekercioğlu et al., 2012; Campillo Meseguer, 2022).

El suelo es fundamental para el equilibrio ecológico y la producción agrícola, dado que alberga una compleja comunidad microbiana que interviene en procesos clave como la descomposición de materia orgánica, el reciclaje de nutrientes y la formación de estructura del suelo. El suelo representa un ecosistema estratégico, en la diversidad, tanto por su papel en los ciclos biogeoquímicos (Orjuela, 2016), así como por albergar el 25% de la diversidad biológica mundial, especialmente en bosques húmedos (FAO, 2015). Sin embargo, el microbiota edáfico, ha sido subestimada en los estudios de biodiversidad debido a las limitaciones tecnológicas para su análisis. Sin embargo, la diversidad fúngica del suelo ha sido poco explorada, especialmente en ecosistemas agrícolas andinos, donde la presión del uso intensivo de la tierra ha generado impactos negativos sobre su biodiversidad. (Soria, 2016).

Con el desarrollo de nuevas técnicas de estudio en biología molecular como, la técnica de metabarcoding, ha sido posible identificar comunidades microbianas de forma eficiente y precisa mediante el análisis de regiones específicas del ADN, como la región ITS en hongos (Liu et al., 2020; Young et al., 2017). Estas herramientas han abierto nuevas posibilidades para estudiar la diversidad fúngica en distintos tipos de suelo y evaluar cómo los factores ambientales influyen sobre ella.

Con este estudio cuantitativo correlacional se busca comprender la relación del efecto de los factores ambientales sobre la diversidad fúngica en suelos con cultivos de palta en Luricocha. Para la ejecución de la investigación se tomaron muestras de suelos, para extraer el ADN de los hongos, se purificaron y

secuenciaron la región ITS y mediante bioinformática se buscó encontrar los géneros de hongos edáficos en cultivo de palto. El estudio se llevó a través de la secuenciación del segmento ITS (metabarcoding), esta técnica de biología molecular se fundamenta en la replicación de una secuencia específica del DNA, para el caso del estudio, que fueron para hongos se utilizaron el gen ITS, hasta obtener secuencias de DNA de los géneros presentes en la muestra. Posterior, a ello se hace la asignación taxonómica, identificación de las secuencias y su diversidad a través de un análisis bioinformático (Liu et al., 2020; Young et al., 2017).

El trabajo se llevó a cabo en la Universidad Nacional Autónoma de Huanta (UNAH) en el laboratorio de biología. El objetivo del trabajo fue evaluar el efecto de los factores ambientales sobre la diversidad de hongos en suelos con cultivos de palta, mediante metabarcoding, este estudio es importante y se justifica por el aporte al conocimiento que permitan diseñar estrategias de restauración y remediación de suelos con hongos nativos y contribuir en una producción ecológica sostenible. Con los resultados, se busca encontrar técnicas de establecer la restauración de ecosistemas que ayuden a la conservación de nuestro ecosistemas y mayor producción del cultivo de palto. En este contexto, la investigación realizó uno de los primeros estudios en el distrito de Luricocha que genera nuevos conocimientos. La relación entre diversidad fúngica y variables ambientales, contribuyen a la comprensión de las dinámicas ecológicas del suelo y al desarrollo de prácticas agrícolas sostenibles.

## II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La *Persea americana*, comúnmente conocida como "palta", se ha consolidado como uno de los cultivos frutales más relevantes en las regiones tropicales y subtropicales del mundo. Originaria de América, este fruto ha encontrado un lugar destacado en el mercado global, con países como México, Perú, Indonesia, Estados Unidos, Colombia y Brasil, liderando su producción (Lemus et al., 2005; Santos, 2008; Téliz y Mora, 2007; Galindo-Tovar et al., 2008).

En Perú, la palta no solo es un cultivo emblemático, sino que también representa una importante fuente de ingresos, con aproximadamente 30,320 hectáreas dedicadas al cultivo y una producción que supera las 349,317 toneladas (MINAGRI, 2014). Según la información de Arteaga, 2016, donde hace referencia que el Perú se posiciona como el segundo exportador mundial, enviando aproximadamente 175.6 millones de kilos al extranjero

Sin embargo, la producción de palta enfrenta desafíos significativos que pueden comprometer tanto la calidad del fruto como la rentabilidad del cultivo. Las enfermedades bióticas, como los hongos y bacterias, junto con factores abióticos, como las condiciones ambientales y las deficiencias nutricionales, juegan un papel crucial en este contexto. En particular, los hongos fitopatógenos, como *Phytophthora cinnamomi*, son responsables de enfermedades devastadoras que limitan el crecimiento del árbol y afectan la producción (Reinoso et al., 2007; Pérez et al., 2015; Mamani, 2017). Además, el uso indiscriminado de agroquímicos y la presencia de plagas contribuyen a la disminución de la eficiencia y rentabilidad del cultivo como lo refiere (Rico, 2009; Ramírez et al., 2014).

Así mismo la calidad del suelo es un factor determinante en el desarrollo de cultivo de paltos, donde la materia orgánica se destaca como un indicador clave de su salud (Quiroga et al., 2006; Gregorich et al., 2001). El microbiota del suelo, a su vez, actúa como un bioindicador de la salud de los ecosistemas agrícolas, reflejando el impacto de las prácticas agrícolas en la biodiversidad y la densidad de las poblaciones microbianas (Buckley & Schmidt, 2003; Girvan et al., 2004; Ariena et al., 2006).

Las actividades humanas influyen de manera directa y creciente en el clima global, provocando una acelerada pérdida de la diversidad biológica, entendida como la variedad de seres de todas las fuentes, tanto en ecosistemas terrestres como

acuáticos, incluyendo también los complejos ecológicos. Esta diversidad abarca las diferencias dentro de las especies, entre ellas y entre los ecosistemas (Naciones Unidas, 1992; Reyes, Wendy, 2023)

Los cambios ambientales, tiene una relación directa, sobre los individuos afectando en sus procesos de crecimiento, reproducción y migración, impactando también en su estructura y distribución de las poblaciones (Schaefer et al., 2008, González et al., 2013). El estudio de la biodiversidad es fundamental para comprender las dinámicas ecológicas, considerando el nivel: genético, taxonómico y ecológico (Badii et al., 2015).

En zonas como el distrito de Luricocha, donde el cultivo de palta se desarrolla en diferentes altitudes y condiciones ambientales, resulta relevante comprender cómo los factores ambientales influyen en la estructura y diversidad de los hongos edáficos. Estos microorganismos no solo participan activamente en la dinámica del suelo, sino que también pueden tener implicaciones en la sanidad vegetal, la fertilidad y la sostenibilidad de los agroecosistemas.

## **2. Objetivos**

### **2.1. Objetivo general:**

Evaluar el efecto de los factores ambientales sobre la biodiversidad de hongos en cultivo de palto en el distrito de Luricocha.

### **2.2. Objetivos específicos:**

Determinar la biodiversidad fúngica en suelo con cultivos de palto.

Determinar las características fisicoquímicas de los suelos con cultivo de palto según gradiente altitudinal.

Relacionar la biodiversidad fúngica con los factores ambientales en suelos con cultivo de palto.

### III. MARCO TEÓRICO

#### 3.1. Antecedentes

**Pérez C, y Col. (2011)**, investigaron sobre el efecto de la rotación de cultivos en la diversidad de comunidades microbianas del suelo, las cuales fueron cuantificadas mediante la técnica de PCR-TRFLP, donde concluyen que las prácticas agrícolas realizadas contribuyen significativamente en la composición microbiana del suelo. El estudio menciona que la implementación de diferentes cultivos a lo largo del tiempo incrementa la disponibilidad y variedad de nutrientes, lo cual favorece al establecimiento y desarrollo de comunidades microbianas más diversas. La mayor diversidad microbiana, a su vez, contribuye a un mejor crecimiento de las plantas en los suelos estudiados.

**Vercellino M. (2019)**, hizo un estudio sobre la composición y dinámicas de las comunidades microbianas en suelos semiáridos en la región bonaerense, donde analizó diversos manejos agrícolas. Su investigación destaca por la implementación de prácticas agrícolas conservacionistas, orientadas a mitigar los procesos de degradación del suelo, en el cual los procesos microbianos influyen en la transformación del nitrógeno disponible en el suelo. Sus resultados subrayan la importancia del manejo sostenible del suelo en el mantenimiento de la diversidad biológica.

**Samaniego y Madinaveitia (2007)**, realizaron una investigación sobre la diversidad de géneros fúngicos en suelos agrícolas con condiciones distintos de uso de tres campos, en la región de “La Laguna”, México. Donde lograron aislar 23 géneros fúngicos edáficos de “Tierra blanca”, mientras en los sitios denominados “El Chupón” y un campo cultivado con alfalfa se identificaron 12 géneros en cada uno. Calcularon sus índices de importancia para cada género, siendo *Fusarium* el más representativo en los tres tipos de suelos, con valores de índice de importancia de 71 a 98. También aplicaron índices de diversidad de Shannon, Simpson, riqueza máxima y uniformidad, encontrando variaciones significativas entre los suelos, mientras los índices de similitud de Shørensen y de disimilitud ( $\beta$ ), los cuales mostraron diferencias notables en la composición de los hongos entre los sitios muestreados. Donde concluyeron que las actividades agrícolas desarrolladas en las últimas décadas están modificando la estructura de

la microbiota edáfica, destacándose el predominio de *Fusarium* y la aparición de nuevos géneros como *Trichoderma*.

**Paolini. (2017)**, en su estudio de la actividad y biomasa microbiana en suelos cafetaleros de los andes venezolanos, evaluando fincas ubicados en los estados de Mérida, Trujillo, bajo tres sistemas de producción: tradicional, convencional y orgánico. El estudio se basó en la capa superficial del suelo (0-5 cm), donde se midieron parámetros como la respiración basal, la biomasa microbiana y distintos indicadores ecofisiológicos. Mostrando como resultado que las fincas manejadas bajo agricultura orgánica presentaron los valores más altos de carbono orgánico total, carbono hidrosoluble, actividad respiratoria y biomasa microbiana, en comparación con los sistemas convencional y tradicional. Estos hallazgos respaldan la sostenibilidad del manejo orgánico, en el cual favorece la conservación de los recursos naturales y una interacción más armónica con el ambiente. Por el contrario, la agricultura convencional caracterizada por el uso intensivo de agroquímicos, mostro un impacto negativo sobre la salud microbiana del suelo, donde concluye que las propiedades microbológicas del suelo, particularmente aquellas relacionadas con el flujo de energía y reciclaje de nutrientes, se presenta como indicadores sensibles a las condiciones de manejo del suelo agrícola.

**Calvo et al., (2008)**, evaluaron la composición microbiana de la rizosfera del cultivo de papa (*Solanum tuberosum*), en dos regiones altoandinas, encontrando que la población de bacterias totales superó consistentemente al de los hongos en ambas localidades. Donde observaron que la región de Puno fue la que tuvo una mayor concentración de bacterias totales, atribuyéndoles a su pH más alcalino. Sus resultados muestran que las poblaciones de microorganismos como Actinomicetos y *Azotobacter spp.* Demostraron estar influenciadas por el pH del suelo y el tipo de fertilización inorgánica empleada, también identificaron que *Bacillus spp.*, fue la más abundante en suelos neutros, aunque también se presentó en pH ácido confirmando su adaptación. Comprobaron también que las variedades de papa influyen en la dinámica de diversidad microbiana, sugiriendo un efecto directo de los exudados radiculares en la composición de la rizosfera. Donde obtuvieron 63 aislados de *Bacillus spp.* (54% de Puno y 46% de Huancavelica), 37 de Actinomicetos (87% de Huancavelica) y 50 de *Azotobacter*

*spp.* (74% de Huancavelica), donde lograron evidenciar una mayor diversidad de estos últimos suelos con pH ácidos.

**Ramírez, Castañeda y Morales (2013)**, estudiaron la dinámica microbiana y su relación con las diversas estrategias de manejo de hongos fitopatógenos como *Phytophthora cinnamomi* Rands, presente en cultivos de palto. Manifestando que, para controlar esta enfermedad, el manejo preponderante sigue siendo el uso de productos químicos, afectando al medio ambiente y la salud del suelo, fundamentalmente en las comunidades microbianas. Así mismo evaluaron el efecto de las diferentes estrategias, donde cuantificaron las unidades formadoras de colonia (UFC) de los hongos, bacterias y actinomicetos, tanto en muestras de suelo como de rizósfera. También midieron la actividad microbiana total en condiciones de laboratorio identificando grupos taxonómicos funcionales clave como *Trichoderma spp.*, bacterias formadoras de endosporas (BAFE) y *Pseudomonas spp.* fluorescentes. Sus resultados mostraron que las combinaciones entre enmiendas orgánicas y mantillo, estiércol compostado, cascarilla de arroz y enmiendas minerales, incrementaron marcadamente la abundancia y actividad de microorganismos aeróbicos benéficos. Destacando especies con potencial biotecnológico frente a patógenos, como *Trichoderma spp.*, bacterias celulolíticas, *Pseudomonas fluorescen* y BAFE, sugiriendo que las buenas prácticas de manejo integradas favorecen un microbiota más activa y funcional en el suelo.

**Ortiz L. (2016)**. Estudio sobre la diversidad fúngica en suelos en gradiente altitudinal del bosque protector Aguarango, en la provincia de Azuay, Ecuador. Su investigación tuvo por objetivo analizar la rizosfera, considerando el efecto de la altitud sobre la composición de los hongos. Donde aplicaron distintas metodologías de aislamiento, tales como dilución en placa, cultivo en medio líquido y la siembra directa en agar papa dextrosa y Sabouraud. Posteriormente, identificaron a los hongos mediante claves taxonómicas, así como por análisis moleculares. Identificando 181 hongos siendo los más representativos *Aspergillus*, *Penicillium*, *Trichoderma* y *Fusarium*. Refieren que el gradiente altitudinal entre las zonas estudiadas, no hubo diferencia significativa sobre la diversidad fúngica asociada en cada nivel. Observaron también que la técnica de siembra directa y por dilución en placa permitieron aislar la mayor cantidad de hongos en comparación a las demás técnicas utilizadas.

**Gurjar et al. (2017)**, estudiaron la importancia de las características biológicas del suelo en un entorno agrícola, destacando su rol en los procesos ecológicos fundamentales que sustentan la fertilidad y funcionalidad del ecosistema edáfico. Donde mencionan que la actividad humana genera modificaciones importantes en las mencionadas propiedades, las que tendrían un efecto benéfico como perjudiciales. También indican que se han identificado pérdida progresiva de fertilidad incluso en suelos con alto potencial agrícola. Así mismo mencionan que los microorganismos de la rizosfera cumplen funciones esenciales como la supresión de enfermedades, mejora en la disponibilidad de nutrientes y aumento de la resiliencia del suelo, los microorganismos son capaces de movilizar reservas de nutrientes como fósforo, nitrógeno, fijar el nitrógeno atmosférico, contribuyen en la formación de la materia orgánica, que retiene la humedad, reduce la erosión, mejora la biodisponibilidad de nutrientes, que permite la disminución del uso de fertilizante químicos y buscar prácticas agrícolas más sostenibles.

**Burgos (2014)**, estudio la diversidad fúngica del suelo en un viñedo de la Finca “La Granjera”, cuyo objetivo fue evaluar la variabilidad estacional frente a una posible vulneración del suelo edáfico frente a cambios ambientales. Aislaron hongos utilizando la técnica de diluciones, y posteriormente para su identificación taxonómica, considerando sus características morfológicas de las colonias y de las tinciones. Identificando una comunidad fúngica compuesta comúnmente por géneros como *Aspergillus*, *Penicillium*, *Alternaria*, *Paecilomyces* y *Rhizopus*, y otros géneros no identificados. La investigación mostró que, a excepción del otoño, no se evidenció variación significativa en la composición fúngica entre las distintas estaciones del año, existiendo relativa estabilidad de la comunidad microbiana edáfica en función a condiciones de manejo y clima del viñedo.

**Garzón (2013)**, aisló e identificó hongos filamentosos a partir de muestras de suelo recolectadas en los páramos de Guasca y Cruz verde, en el departamento de Cundinamarca, Colombia. Para el aislamiento utilizaron las técnicas de dilución en placa, siembra directa y lavado de suelo. De las cuales obtuvieron un total de 129 aislamientos, a los que se identificaron mediante claves taxonómicas basados en características macro y microscópicas y un análisis molecular de amplificación y secuenciación. Los cuales evidenciaron una alta diversidad fúngica, destacando los géneros *Aspergillus* y *Penicillium* como predominantes. Donde reconoció el potencial biotecnológico de la especie de *Aspergillus terreus*, por su capacidad

para producir ácido itacónico como también de las especies *Aspergillus oryzae*, *Aspergillus flavus* y *Penicillium brevicompactum*, que cuentan con aplicaciones prometedoras en el proceso de la biorremediación.

**Kim et al. (2017)**, estudiaron la importancia de los distintos índices de diversidad para el estudio de comunidades microbianas, en la cual expusieron los fundamentos teóricos y prácticos de diversos índices de diversidad ecológica, utilizado en la caracterización de comunidades microbianas, tales como los índices de Shannon-Weaver, Simpson, Chao 1, ACE y el método de rarefacción. Donde menciona que estos índices permiten la comprensión más precisa de la estructura y la riqueza de las comunidades microbianas, facilitando el diseño de estrategias de exploración y monitoreo ambiental. Donde resaltaron el índice de Shannon- Weaver por estar orientado a evaluar la riqueza de las especies, mientras que el índice de Simpson se enfoca en la uniformidad o equitatividad de la comunidad. En cambio, los índices no paramétricos Chao 1 y ACE, sirven para estimar la riqueza total de las especies a partir de las Unidades Taxonómicas Operacionales (OTU) observadas, que proporciona una aproximación al número esperado de OTUs en función de los datos muestreados.

**Pérez et al. (2015)**, realizaron un estudio de la diversidad fúngica comestible silvestre, en el cerro “El Espinal”, en Puebla, México, con el objetivo de evaluar la riqueza y distribución fúngica de la zona. Para lo cual emplearon la identificación macroscópica de los hongos de acuerdo a sus características como: color, forma, textura y margen, además usaron cinco estimadores no paramétricos de biodiversidad: ICE, Chao 2, Jackknife 1, Jackknife 2 y Bootstrap. Donde reportaron en sus resultados que las familias más representativas fueron Ramariaceae y Tricholomataceae, con un 16% de la diversidad, y seguidos por las familias Amanitaceae y Cantharellaceae con 11%. Así como también reportaron para la clase Basidiomycetes identificando cuatro familias dentro de estas que constituyeron el 54% de la riqueza total, mientras para la clase Ascomycetes la familia con mayor dominancia fue Helvellaceae con un 50% de las especies. Mencionaron que la curva de acumulación de especies alcanza una asíntota, el cual evidencia el esfuerzo del muestreo para caracterizar la biodiversidad fúngica en el área de estudio.

**Avellaneda y Torres (2015)**, realizaron un estudio centrado en la diversidad microbiológica de grupos funcionales de fúngicos asociados a suelos, bajo

distintos tipos de uso como cultivo de papa, ganadería y páramo, ubicados en el Parque Nacional Natural de los Nevados, en Colombia. Para lo cual realizaron los respectivos aislamientos a partir de cultivos microbianos con funciones específicas, como fijadores de nitrógeno, microorganismos solubilizadores de fosfato y celulolíticos, posterior a ello realizaron el conteo cuantitativo mediante las unidades formadoras de colonia por gramo de suelo (UFC/g). En el cual tras sus estudios realizados pudieron identificar a 23 géneros y 25 especies microbianas, de las cuales destacaron los géneros fúngicos como *Penicillium*, *Trichoderma*, *Torula*, *Truncatella*, *Mortierella*, *Hypocrea*, *Coniothyrium*, *Trichosporon*, *Neonectria*, *Leptosphaeria*, *Aureobasidium*, *Umbelopsis*, *Fusarium*, *Preussia*, *Aspergillus*, *Mucor*, *Diplogelasinospora* y *Drechselera*. Con este estudio lograron evidenciar la diversidad funcional y taxonómica presente en suelos de la región estudiada, lo que muestra un importante potencial para la conservación y, manejo sostenible de los ecosistemas afectados.

### **3.2. Marco conceptual**

#### **3.2.1 Términos y definiciones**

**pH (potencial de hidrógeno)**, se define como una escala numérica logarítmica que va de un rango de 0 a 14, es decir es una medida que sirve para determinar el nivel de acidez o alcalinidad de una muestra en solución, a través de la concentración de iones hidrogeniones que se encuentran disueltos en dicho medio. Por otro lado, Zapata (2020), en el marco del estudio de suelo, define al pH como un parámetro químico que mide la cantidad de los iones hidrógeno(H<sup>+</sup>) presentes en una solución de suelo, donde indica que el rango de pH del suelo varía de 0 – 14, y de acuerdo a ello menciona que los suelos, se clasifican como: suelos muy ácidos con pH menores a 5.5, suelos ácidos con pH entre 5.5 a 6.5, suelos neutros con pH entre 6.5 a 7.5, suelos básicos con pH entre 7.5 a 8.5 y suelos muy básicos con pH mayor a 8.5. Zapata, (2020).

**Materia orgánica (MO)**, se define como porción de materia que se encuentra constituida por una diversidad de elementos como son restos orgánicos de seres vivos como plantas animales y productos de desecho, el cual viene expresado en porcentaje (%). Garrido (1994), refiere como cantidad de remanentes orgánicos que se encuentran modificados debido al ecosistema del suelo, es decir que puedan incrementar la concentración de nutrientes en el suelo. De el mismo modo Zapata (2020), menciona que en función de la concentración y diversidad de

restos orgánicos degradados tendrá un efecto alto en la disponibilidad de su intercambio iónico especialmente de cationes.

**Sostenibilidad Ambiental**, son las diversas estrategias que se utilizan para una gestión eficiente del medio ambiente, es decir el aprovechamiento de un recurso de manera responsable, manteniendo el bienestar de la naturaleza sin perjudicar a las futuras generaciones ni al ambiente. Así mismo Rusinamhodzi (2011), menciona que la sostenibilidad viene dada por la capacidad que tiene un medio para asegurar la productividad, ya seas debido al estrés, y las alteraciones que puede sufrir un medio.

**Recalcitrancia y degradación de compuestos orgánicos:** La recalcitrancia es la resistencia de ciertos compuestos orgánicos a ser descompuestos por microorganismos. La degradación es el proceso mediante el cual los hongos y otros microorganismos descomponen estos compuestos, liberando nutrientes esenciales para el ecosistema (Bending, G, & Read, D. 2003).

**Metabarcoding**, es una técnica molecular que permite identificar y analizar la diversidad de comunidades biológicas, como los hongos, a partir de secuencias de ADN extraídas de muestras ambientales. Es muy útil para estudiar la biodiversidad sin necesidad de cultivar los organismos (Bellemain, E., et al. 2010).

**BLAST**, es un algoritmo y programa informático de alineamiento de secuencias de tipo local, ya sea de ADN, ARN o de proteínas, que realiza la búsqueda de similitud de secuencias con una interfaz web, para comparar una secuencia problema con una gran cantidad de secuencias que se encuentren en una base de datos. (Altschul et al., 1997; Altschul et al., 1990). Existen varios tipos de BLAST para comparar todas las combinaciones de consultas de nucleótidos o proteínas con bases de datos de nucleótidos o proteínas (McGinnis y Madden, 2004).

**FASTA y FASTQ**, son formatos de texto básicos y ubicuos para almacenar secuencias de nucleótidos y proteínas. FASTQ se desarrolló originalmente en el Wellcome Trust Sanger Institute. Con el creciente número de secuencias producidas, la eficiencia del procesamiento se ha vuelto crucial; las manipulaciones comunes de los archivos FASTA/Q incluyen la conversión, la limpieza, la búsqueda, el filtrado, la de duplicación, la división, la reorganización y el muestreo. La simplicidad de los formatos FASTA/Q facilita su análisis y

manipulación con lenguajes de programación como Python y Perl. (Shen, W. et al. 2016)

**OTU (Unidades Taxonómicas Operacionales)**, se considera la unidad básica utilizada en taxonomía numérica. Estas unidades pueden referirse a un individuo, una especie, un género o una clase. En los métodos numéricos, las unidades taxonómicas utilizadas no siempre son comparables con las unidades taxonómicas formales (Davinack, A. 2024).

**ITS (espaciador transcrito interno)**, son regiones no codificantes esenciales en los genes de ARN ribosómico (ARNr) en eucariotas, que están ubicadas entre las regiones conservadas de los genes del ARNr (18S, 5.8S y 28S). Estas regiones presentan una alta variabilidad y menor presión selectiva, lo que las hace útiles para el estudio de la diversidad y filogenia fúngica. Con longitudes de 500 a 750 pares de bases, las secuencias ITS son marcadores clave en la taxonomía y el estudio de la filogenética de hongos.

### **3.3. Marco Teórico**

#### **3.3.1. Suelo**

De acuerdo a Ramírez (1997), menciona que el suelo está formado por una mezcla de elementos naturales como agua, aire, mineral, materia orgánica que se encuentran cubriendo gran parte de la extensión de la tierra. Es decir, es un recurso importante para el desarrollo de los seres vivos que habitan en ella, como también por los espacios modificados por la intervención de la mano del hombre, que está constituido por una biodiversidad tanto macro como microbiológica, la cual se compone como un sistema abierto, trifásico y tridimensional. Según lo referido por Smith y Smith (2007), la formación del suelo inicia con la meteorización, tanto en su estructura física como química.

#### **3.3.2. Microorganismos de suelo**

La microbiología del suelo, si bien no es una ciencia joven, ha venido evolucionando a través del tiempo, mejorando sus técnicas de estudio, es así como en el siglo XX, tras el desarrollo de las investigaciones hizo posible el descubrimiento de muchos microorganismos como organismos benéficos y los que causan daños, estos avances posibilitaron también conocer mejor a estos seres microscópicos interactuando con el ambiente, especialmente con el suelo,

que es considerado el más complejo, heterogéneo y dinámico de los hábitats microbianos. El conocimiento de la inmensa biodiversidad de microorganismos del suelo y sus relaciones ecológicas o funcionales con el ambiente edáfico y con las plantas representa un gran desafío de la investigación en la actualidad (Gotti, 2018).

### **3.3.3. Diversidad y funciones de organismos edáficos**

De acuerdo a Gotti (2018), manifiesta que los microorganismos juegan un rol importante en el sistema suelo – planta, es decir que las actividades principales que desempeñan estos organismos son: descomponer la materia orgánica, producir humus, participar en el ciclo de nutrientes y energía (incluyendo la fijación del nitrógeno atmosférico, producción de compuestos complejos que contribuyen para la segregación del suelo, descomposición de xenobióticos y control biológico de plagas y enfermedades.

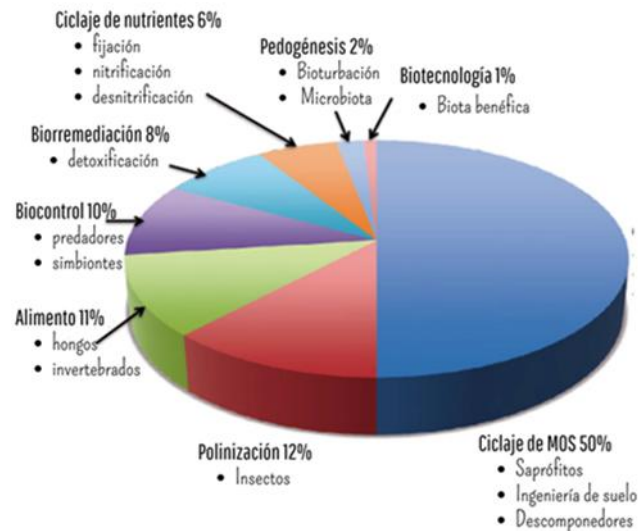
Madigan (2010), define a la diversidad biológica como la variabilidad entre los organismos vivos, que generalmente, esta atribuida a la diversidad de especies, que se encuentran organizadas en niveles taxonómicos (familia, género, especie, etc.) o determinada en términos de características genéticas o fenotípicas (morfológicas, bioquímicas, fisiológicas, simbióticas) (Madigan, 2010; Gotti, 2018).

La diversidad funcional de los organismos es también elevada, ocurriendo también entre especies del mismo género; dentro del género *Bacillus*, por ejemplo, existen varias especies fijadoras de nitrógeno atmosférico (*B. Polymixa-syn*, *Paenabacillus polymixa*), patógenos de larvas de insectos, que son utilizados como control biológico (*B. thuringensis*, conocido como “bacteria insecticida”) y patógenos de animales altamente virulentos, como *B. anthracis* (conocido como anthrax) y *B. cereus* (que es solubilizador de fosfatos). Los microorganismos del suelo presentan una alta diversidad metabólica, lo que los torna extremadamente versátiles para la ocupación de los diversos nichos ecológicos. Dependiendo de la fuente de carbono utilizadas (CO<sub>2</sub> o sustancias orgánicas), de la fuente de energía luminosa o química) o de la fuente de electrón (inorgánica, orgánica o agua), los microorganismos son clasificados en: fotolitótrofos, quimiolitótrofos, fotoorganotróficos, fotoaquatrófico y quimioorganotróficos (Madigan, 2010).

En una visión global de este concepto, la diversidad microbiana de los suelos es responsable por los servicios ecosistémicos, caracterizado por el conjunto de

funciones del ecosistema y de los recursos biotecnológicos, ofrecidos de forma determinante por el microbiota (Gotti, 2018).

**Figura 1.** Valoración de los servicios ecosistémicos de la diversidad microbiana del suelo



**Nota.** Los porcentajes indican la contribución de cada uno de esos servicios ecosistémicos. Pimentel et al (1997).

La presencia de grupos microbianos específicos en cada microhábitat del suelo otorga las características particulares. Algunos mecanismos de interacción entre microorganismos y partículas del suelo ya han sido descritos, siendo uno de los principales la producción de polisacáridos extracelulares, comúnmente de origen bacteriano, que interactúan con partículas de arcilla, promoviendo la adhesión de células microbianas a partículas del suelo (Hong et al., 2013). Así mismo, Vanconcellos et al. (2013) indican que existen sustancias con la misma propiedad, pero producidas por hongos micorrízicos arbusculares, es la glomalina, que es una glicoproteína que actúa sobre la adhesión de las partículas de los agregados del suelo entre sí y constituyendo un modo de secuestro de minerales.

### 3.3.4. Hongos edáficos

Dentro de los microorganismos de importancia en el manejo ecosistémico para fines productivos o ecológicos, se encuentran los hongos, los cuales tienen un rol fundamental en la degradación de la materia orgánica, conservación de la rizosfera y en el ciclo de nutrientes del suelo, fundamentalmente del carbono,

nitrógeno y fósforo. Así mismo, forman asociaciones simbióticas micorrízicas que contribuyen a la generación de agregados en el suelo, mejorando su estructura y los microecosistemas, beneficiando los procesos de restauración y recuperación de ecosistemas terrestres. (Burke et al. 2012., Chagnon et al., 2013).

### **3.3.5. Clasificación de hongos**

De acuerdo a Grisales (2017), se clasifica a los hongos edáficos en filum, como son: Mastigomycota, Zygomycota, Basidiomycota, Ascomycota y Deuteromycota. Dentro de estos grupos taxonómicos, los más representativos son el *Aspergillus*, con aproximadamente 180 especies; el *Penicillium*, de entre 100 a 150 especies; el *Trichoderma*, con 27 especies; el *Rhizopus* con 10 especies; y el *Mucor* con 40 especies. Estos hongos se caracterizan por su importancia y función que desempeñan dentro de un ecosistema edáfico.

La identificación de los hongos se puede realizar de varias maneras, es decir, podemos clasificarlos de acuerdo a sus características estructurales y de composición, pudiendo diferenciar a nivel de género hasta de especie, permitiendo su identificación ya sea de forma macroscópica de acuerdo a sus características culturales como microscópica a través de estructuras reproductivas y los distintos tipos de esporas que facilitan su identificación.

### **3.3.6. Diversidad de hongos**

La riqueza fúngica es una característica trascendental que nos permite evaluar el estado en el cual se encuentra un suelo, como para conocer la capacidad de resiliencia de un ecosistema frente a condiciones ambientales. Del mismo modo, la descomposición de los componentes orgánicos cumple un rol importante en la producción edáfica. Así también Krzic et al. (2015) menciona que los hongos representan la mayor cantidad de microorganismos presentes en el suelo, encontrándose estas formando parte de estructuras con otros componentes orgánico En la biota del suelo, los hongos representan la mayor parte de la biomasa microbiana edáfica con un rango de biomasa de 100 a 1500g/m<sup>2</sup> de suelo (Krzic et al., 2015), como también menciona Torres et al.,(2012), que estos hongos pueden formar estructuras de resistencia a condiciones extremas del ambiente.

Según Sarmiento (2001), menciona que, si bien el hábitat fúngico es diverso, pudiendo encontrarse en su gran mayoría en ambientes terrestres, en ambientes

acuáticos como los Mastigomicetos, que son exclusivamente acuáticos, pero como también se pueden encontrar en menor frecuencia en el suelo como los saprótrofos , que a través de sus esporas participan descomponiendo los componentes orgánicos provenientes de las plantas hasta su mineralización además de contribuir a degradar la materia orgánica (MO) muerta o en descomposición. Sarmiento (2001), también menciona que, en los suelos forestales, la actividad fúngica es de mineralizar los restos foliares por medios de sus hifas.

El suelo es un sistema dinámico y diverso, debido a ello es que los hongos no son organismos aislados, sino que estos se encuentran interactuando ya se de manera positiva o negativa con la microbiota e invertebrados de su entorno.

Así mismo, Burgos (2014) menciona que para realizar el estudio de los hongos es necesario realizar un cultivo de los hongos en medios artificiales en el laboratorio siendo una de ellas la técnica de la dilución, que ayuda a estudiar las colonias de hongos, pero tiene algunas limitaciones para aislar las estructuras reproductivas o de resistencia presente en el suelo, así como la capacidad de aislar una gran diversidad fúngica en condiciones de laboratorio.

### **3.3.7. Estudio de la diversidad fúngica mediante biología molecular**

#### **Identificación molecular y código de barras genéticos**

Comúnmente para realizar estudios de identificación micológica se realiza a través de las características morfológicas de los cuerpos fructíferos y esporas. Pero estas características son poco útiles en especies incognoscible o en estadios no reproductivos ya que no son tan precisas para una buena identificación. Debido a ello, los últimos avances en el uso de las herramientas moleculares, contribuyeron en la identificación eficaz, mayor precisión, rapidez y reproducibilidad las diversas especies fúngicas, específicamente a través del análisis de su ADN.

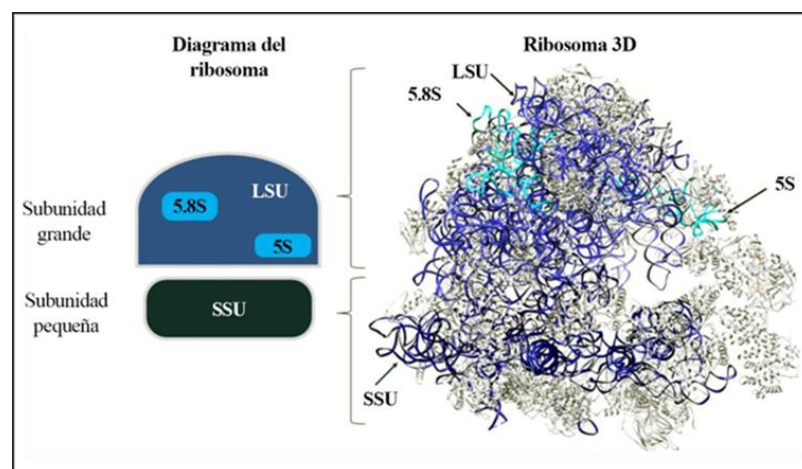
Según Alberts et al., (2015), menciona que el ADN presente en todos los organismos, funciona como un manual de instrucciones biológicas. El ADN está compuesto por una secuencia de bases nitrogenadas (adenina -A, timina-T, citocina -C y guanina-G) las cuales se encuentran organizadas de forma tal que determinen sus funciones celulares. Así mismo Schoch et al., (2012), indica que existen algunas regiones del ADN que son altamente conservadas debido a su importancia funcional, en cambio otras regiones presentan variaciones que

permiten diferenciar las especies. Como también menciona que estas regiones variables se utilizan como códigos de barras genéticos para la identificación., es una herramienta fundamental en la biología molecular moderna. Y para el caso específico de los hongos se utiliza un marcador estándar que viene determinado por la región ITS (Internal Transcribed Spacer), que está mostrando una alta eficiencia en el estudio de la diversidad y taxonomía fúngica.

### Estructura del ribosoma fúngico y la región ITS

Henras et al (2015) mencionan que los ribosomas son estructuras celulares fundamentales cuya función es sintetizar proteínas. La estructura del ribosoma está constituida por dos subunidades formadas por proteínas y ácidos ribonucleicos ribosomales (ARNr). Para el caso de los hongos, el ADN ribosomal codifica varias subunidades ribosomales como SSU (Small subunit), 5.8S, LSU (Large subunit) y dos regiones espaciadoras no codificantes conocidas como ITS1 e ITS2. Estas regiones no forman parte del ribosoma funcional, pero no son transcritas junto con los genes ribosomales.

**Figura 2.** Estructura general del ribosoma en hongos

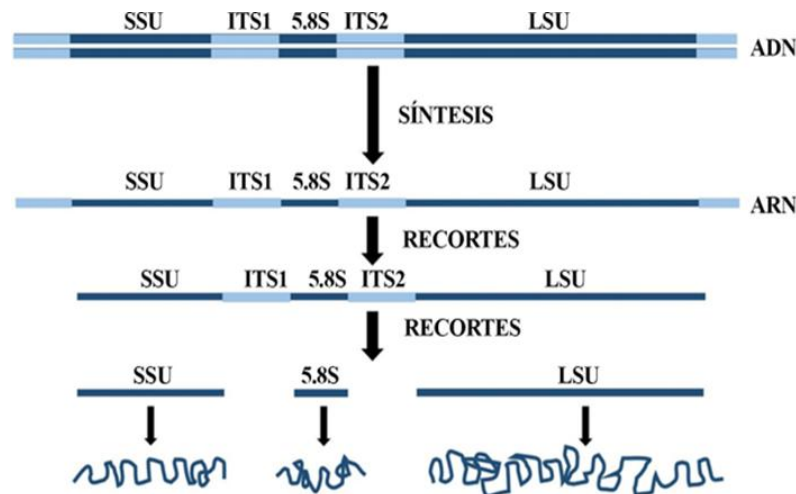


**Nota.** La subunidad pequeña del ribosoma está compuesta por proteínas y ARN ribosomal SSU, mientras que la subunidad grande incluye proteínas y los ARN ribosomales LSU, 5.8S y 5S. A la derecha se observa el modelo tridimensional del ribosoma de *Saccharomyces cerevisiae*, determinado mediante cristalografía de rayos X. Fuente: Protein Data Bank (PDB, 2010).

Maldonado et al. (2022), refieren que, durante el procesamiento del ARN precursor, mediante la acción de las enzimas, se realizan cortes que dan lugar a las subunidades funcionales del ribosoma y eliminan las regiones ITS. Las

regiones espaciadoras (ITS1, ITS2), no están sujetas a una presión evolutiva fuerte, por lo que acumulan mutaciones con mayor rapidez. Son estas características que las convierten en marcadores moleculares útiles para discriminar especies, debido a que presentan una alta variabilidad entre distintos linajes.

**Figura 3.** *Procesamiento del ARN ribosomal en el operón ribosomal fúngico*



**Nota.** El ADN de doble cadena codifica los genes ribosomales SSU, 5.8S y LSU. La transcripción origina una molécula precursora de ARN que incluye secuencias ITS1 e ITS2, las cuales son eliminadas durante el procesamiento en el núcleo. Fuente: Adaptado de Henras et al. (2015).

### La región ITS como código de barras fúngicos

Las regiones espaciadoras (ITS), se encuentran formados por SSU, 5.8S, ITS1 e ITS2, que tienen una longitud variable entre 500 y 800 nucleótidos. Donde el segmento 5.8S es relativamente conservado, las regiones ITS1 e ITS2 son altamente variables, y esta característica permite diferenciar especies dentro de un mismo género, como también permite establecer relaciones filogenéticas más amplias entre familias (Schoch et al., 2012; De Salle y Goldstein, 2019).

Los estudios comparativos de las secuencias ITS han demostrado que la similitud entre especies tiene una proporción indirecta con la distancia evolutiva; es decir, la similitud entre especies disminuye conforme aumenta la distancia evolutiva. En razón de ello, las regiones espaciadoras (ITS) se han consolidado como un marcador de referencia para el estudio de la diversidad de hongos,

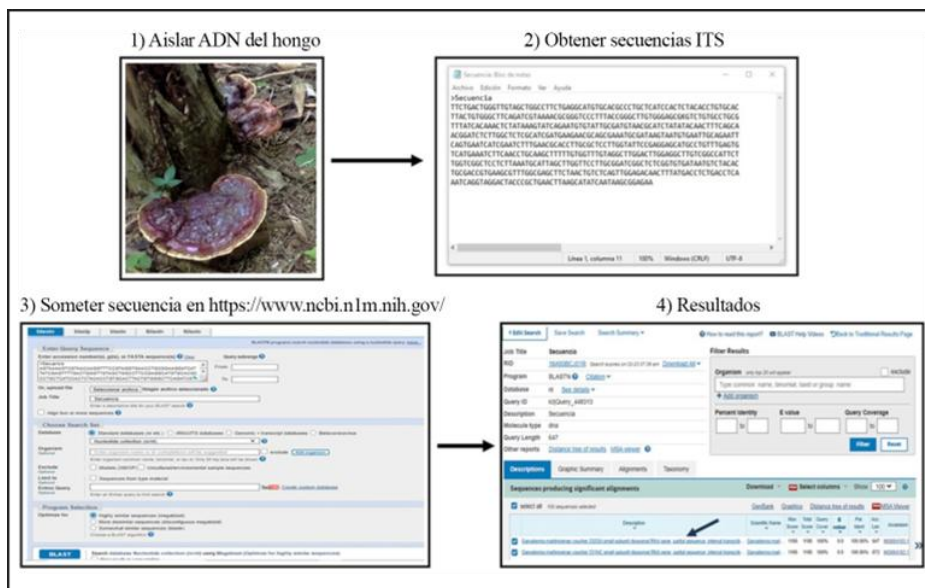
fundamentalmente en estudios ambientales o ecológicos, donde el aislamiento morfológico es difícil o imposible.

### Identificación de la diversidad fúngica mediante análisis del ITS

Para realizar la identificación de la diversidad molecular de los hongos mediante la región espaciadora del transcrito interno (ITS), primero se realiza la extracción del ADN, luego se hace la amplificación a través de la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) para posteriormente realizar la secuenciación de la región ITS. Luego de la secuenciación, se hace el uso de la bioinformática para realizar la comparación de las secuencias extraídas con bases de datos públicas como el NCBI, empleando el algoritmo BLASTN.

Esta base de datos encuentra secuencias similares en segundos, permitiendo asignar una identidad taxonómica con la muestra, en caso que no existiera coincidencia perfecta, nos indicaría que pueda tratarse de una especie no descrita o no registrada, en este caso se realizan estudios complementarios como la observación de sus características morfológicas como también un análisis filogenético más profundo. Deepalakshmi y Mirunalini, (2011).

**Figura 4.** Flujograma de identificación molecular de hongos mediante la región ITS



**Nota.** 1) Aislamiento y secuenciación del ADN fúngico en la región ITS. 2) Análisis con el algoritmo BLASTN en la base de datos del NCBI. 3) Comparación de similitud con secuencias previamente registradas. La coincidencia del 100 % con la secuencia de

referencia permite una identificación precisa a nivel de especie. Fuente: Adaptado de Deepalakshmi y Mirunalini (2011).

### **3.3.8. Factores que rigen la diversidad microbiana del suelo**

La diversidad microbiana está relacionada con los factores abióticos (atmósfera, temperatura, agua, pH, potencial redox, fuentes nutricionales, etc.) y bióticos (actividad microbiana, la interacción entre microorganismos, etc.), permitiendo el desarrollo microbiano y la estructuración de la comunidad viva de suelos. La interacción de estos factores influye directamente en la ecología, la actividad y dinámica poblacional de microorganismos del suelo (Moreira; Siqueira 2009).

#### **Color**

El color del suelo constituye una propiedad perceptible, la cual se encuentra estrechamente asociada con sus componentes sólidos. Dentro de estos componentes que contribuyen en la determinación del color se encuentran los componentes orgánicos, minerales, oxidación y reducción de los minerales. Para su evaluación física, comúnmente se emplea la tabla de Munsell, con la que podemos identificar el color mediante su tono, valor y croma (Jaramillo, 2002; Munsell, 2010; Zapata, 2020).

#### **Atmósfera**

Es el porcentaje, composición y disponibilidad de los gases que serán utilizados por el metabolismo microbiano, siendo el principal el oxígeno; la tasa de difusión y concentración del oxígeno en el suelo es variable, posibilitando la ocurrencia de diferentes ambientes. Los ambientes aerobios (con hasta 20% de O<sub>2</sub>) presentan elevadas concentraciones de oxígeno, propiciando la ocurrencia de metabolismo oxidativo, donde el oxígeno es utilizado como el aceptor final de electrones en la respiración. Cuando la concentración de oxígeno se encuentra muy baja, los ambientes son descritos como microaerófilos. Organismos que se multiplican en esas condiciones utilizan el oxígeno y otros elementos como aceptores finales de electrones. Los ambientes anaeróbicos se dan por ausencia de oxígeno en el suelo, poseen valores muy elevados de gas carbónico (Moreira; Siqueira, 2009).

#### **Humedad**

La humedad del suelo define la relación entre la cantidad de masa de agua presente en el suelo con la masa seca. Esta propiedad del suelo es específica y

se encuentra influenciada por componentes naturales, como la textura del suelo y el contenido de materia orgánica. Esta propiedad es específica y está influenciada principalmente por componentes naturales, como textura del suelo y el porcentaje de materia orgánica. Así como por diversos factores que influyen en este parámetro. (Jaramillo, 2002; Zapata, 2020).

**Tabla 1.** *Contenido de la humedad edáfica.*

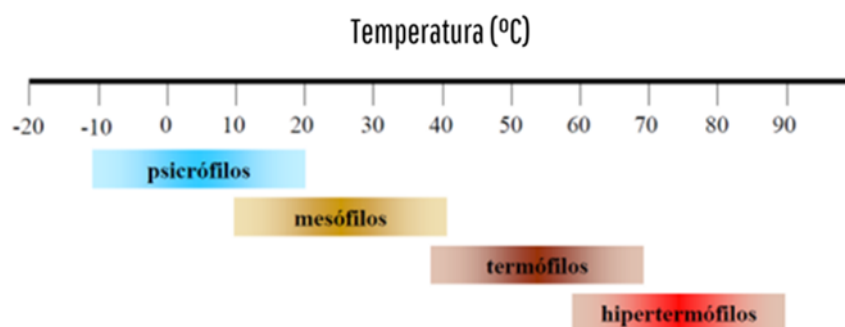
Porcentaje de humedad (% H)	Niveles de humedad
< 7	Muy baja
7-12	Baja
12-20	Media Baja
20-30	Media
> a 30	Elevada

**Nota.** *Adaptado de Garrido, 1994.*

### **Temperatura**

La actividad celular de los seres vivos está regulada por las leyes de la termodinámica, donde la temperatura es vital en los procesos metabólicos de los microorganismos (Moreira; Siqueira, 2009). Cada microorganismo posee una temperatura ideal para su reproducción y crecimiento, la cual depende de la cantidad de enzimas que produce y del rango de temperatura en el que puede desarrollarse y funcionar mejor. Según esto, los microorganismos se clasifican en psicrófilos (que crecen a menos de 20 °C), mesófilos (que crecen entre 20 y 40 °C) y termófilos (que crecen superior a 40 °C). Solo los hipertermófilos, pueden crecer a temperaturas superiores a 60 °C (Madigan et al., 2010).

**Figura 1.** *Clasificación de los microorganismos del suelo según la temperatura óptima para multiplicación de células.*



**Nota:** muestra la multiplicación óptima de los microorganismos del suelo Fuente: Siqueira, (2009)

Los parámetros fitoquímicos edáficos características físicas y químicas del suelo (densidad, potencial redox, difusión, viscosidad, tensión superficial, etc.) están influenciados por la temperatura. Las modificaciones de la temperatura del suelo pueden conducir a modificar el ambiente microbiano, el cual afecta la funcionalidad del sistema cambiando la velocidad de reacciones como descomponiendo los componentes orgánicos, como también oxidando ciertos compuesto como el amoníaco (Moreira; Siqueira, 2009).

## Agua

Elemento esencial para la existencia de la vida en el planeta Tierra, principal disolvente de la naturaleza, que disuelve gran parte de los nutrientes y donde se producen las principales reacciones. Para Moreira y Siqueira (2009), mencionan que, en los suelos, el agua se puede encontrar en tres formas distintas: agua higroscópica, que se adhiere a porciones del suelo, agua capilar, que se encuentra en los espacios más pequeños del suelo y son retenidas por capilaridad y agua libre o gravitacional, que fluye a través de los macroporos, la distribución en el suelo determina la capacidad de campo que es el agua que se encuentra retenida por una fuerza de un tercio de la presión atmosférica.

El agua influye en la actividad biológica de los suelos, participando en la difusión de nutrientes, motilidad microbiana, influir en la determinación del potencial de hidrógeno y de oxido reducción; además, se encuentra muy relacionada de estar relacionado con el calor y la oxigenación. Las variaciones estacionales de temperatura y humedad implican la ocurrencia de ciclos seco/húmedo (en algunos casos congelación y calefacción) que ayudan a liberar los sustratos de las

superficies de arcilla o células muertas, estimulando la actividad metabólica de los suelos (Moreira; Siqueira, 2009).

## **pH**

El pH es una de las características químicas edáficas más estudiadas, encontrándose estrechamente relacionado con la diversidad microbiana que habita en él. Aunque aún no se comprende completamente el mecanismo exacto por el cual este parámetro afecta a las comunidades microbianas, se sabe que el pH impacta la solubilidad de los minerales en el suelo, lo que a su vez determina la disponibilidad de nutrientes. Por ejemplo, el hierro, manganeso y zinc son menos accesibles a valores de pH superiores a 7,0, mientras que el hierro, aluminio y manganeso pueden alcanzar niveles tóxicos en suelos con pH inferiores a 5,0. Además, estos elementos son menos disponibles en rangos de pH muy altos o muy bajos. Para mitigar los efectos nocivos y potenciar los beneficios de las variaciones de pH, se llevan a cabo prácticas agrícolas específicas (Moreira; Siqueira, 2009).

El potencial de hidrogeniones (pH) influye en la disponibilidad de nutrientes, en la solubilidad para las plantas y en la actividad de los microorganismos, quienes mineralizan la materia orgánica. También determina la concentración de iones tóxicos; es decir, valores de pH inferiores a 3 o superiores a 9 pueden afectar el protoplasma en las plantas en virtud de la cantidad de H<sup>+</sup> y OH<sup>-</sup> (Zapata, 2020; Costas, 2014). Además, la actividad metabólica microbiana puede modificar el pH: la adición de carbohidratos, por ejemplo, disminuye el pH debido a la producción de metabolitos ácidos y CO<sub>2</sub> durante el metabolismo microbiano (Bååth et al., 1995).

Se ha observado que la diversidad y funcionalidad de las comunidades microbianas en el suelo están estrechamente relacionadas con los valores de pH. En particular, las comunidades de microorganismos que oxidan el amoníaco, un paso fundamental en la nitrificación, están influenciadas por el pH. En suelos con pH bajos (<5.5), predominan las arqueas que oxidan el amoníaco, mientras que en suelos con pH ligeramente superiores (>5.5), predominan las bacterias nitrificantes. Este fenómeno se conoce como especificidad (Prosser; Nicol, 2012).

Al igual que la temperatura, el pH afecta la actividad de los complejos enzimáticos microbianos, permitiendo clasificar a los microorganismos en acidófilos, neutrófilos

o basófilos (Madigan et al., 2010). Los microorganismos acidófilos prefieren ambientes con pH ácidos, los neutrófilos prosperan en pH neutro y los basófilos prosperan a pH básicos (Red et al., 2007).

### **Potencial redox**

Las reacciones de óxido-reducción son fundamentales para la vida en la Tierra, que determinan los procesos bioquímicos en los suelos y otros ambientes. Estas reacciones se cuantifican mediante el potencial redox (Eh), expresado en voltios, que indica la tendencia de ganar o ceder electrones (Madigan et al., 2010). En el suelo, la medición del Eh sirve como un indicador bioquímico del proceso metabólico predominante.

Los seres vivos obtienen energía a partir de la oxidación de materiales reducidos, removiendo electrones de sustancias inorgánicas y orgánicas para captar la energía disponible. Este potencial puede variar entre micro y macrohábitats y está influenciado por factores como pH, temperatura, presión, composición atmosférica y, de manera indirecta, por la disponibilidad de sustratos (Moreira; Siqueira, 2009).

Un valor positivo de Eh favorece reacciones en las que los compuestos energéticos pierden electrones, creando un ambiente oxidado. Los electrones son transferidos a aceptores finales, generalmente compuestos electronegativos, que actúan como aceptores de electrones, permitiendo procesos metabólicos respiratorios y de anaerobiosis facultativa, generando energía. Estas se encuentran comúnmente en suelos aireados, como en los suelos agrícolas. Por otro lado, valores negativos de Eh indican un ambiente reducido, donde los electrones son donados. Esto favorece procesos anaeróbicos, como la reducción de sulfatos y la metanogénesis, que producen menor cantidad de energía. Tales condiciones son típicas en ambientes anaeróbicos, como suelos inundados.

Además, las sucesiones comunitarias microbiológicas en un hábitat están estrechamente relacionadas con los valores de Eh. A medida que el Eh disminuye, se produce una transición desde microorganismos aerobios hacia microorganismos facultativos y, finalmente, anaeróbicos (Moreira; Siqueira, 2009).

### **Fuentes nutricionales**

El suelo es uno de los principales reservorios nutricionales del planeta, ya que almacena componentes esenciales para el metabolismo y la proliferación de

organismos vivos. Entre estos componentes se encuentran el carbono, nitrógeno y diversos nutrientes minerales como fósforo, potasio, calcio, magnesio, azufre, hierro, zinc, manganeso, cobre, molibdeno, cobalto, sodio, cromo, níquel, selenio, tungsteno y vanadio. Además, moléculas como los gases oxígeno y nitrógeno, que forman parte de la atmósfera, también están presentes en el suelo. La mayoría de estos elementos constituyen moléculas orgánicas y sustancias esenciales para que ocurran procesos metabólicos quimiolitótrofos y fotoautótrofos (Cardoso et al., 1992; Moreira; Siqueira, 2009; Madigan et al., 2010). Siqueira (2009) menciona que, a través de procesos biogeoquímicos que resultan de las interacciones entre los organismos del suelo, estos nutrientes se renuevan constantemente, favoreciendo el mantenimiento de la vida en los ecosistemas terrestres. Este ciclo de nutrientes es fundamental para sostener la biodiversidad y la productividad del suelo. Por otro lado, los organismos del suelo presentan una gran diversidad en su capacidad para utilizar diferentes fuentes de nutrientes para su crecimiento. La materia orgánica del suelo es especialmente importante, ya que abastece el metabolismo de una amplia variedad de organismos.

### **Materia orgánica**

La materia orgánica del suelo (MOS) es una mezcla de componentes de origen biológico, incluyendo restos en diferentes etapas de descomposición, microorganismos, material vegetal no descompuesto y compuestos xenobióticos. La distribución de la MOS no es uniforme y varía según el origen del material, así como por las propiedades físicas, químicas y mineralógicas de los suelos.

La mayor actividad biológica en el suelo generalmente se localiza en la capa superficial, de 0 a 20 cm de profundidad, debido a la mayor acumulación de materia orgánica proveniente de la deposición de material vegetal aéreo y del efecto que las raíces ejercen en esa zona. La materia orgánica y el efecto rizosférico dependen de la cobertura vegetal del suelo y tienen una influencia directa en la diversidad de microorganismos presentes (Rasche; Cadish, 2013).

La MOS posee una alta capacidad de intercambio catiónico (CIC), que favorece su capacidad para retener cationes en el suelo. Esto contribuye a mejorar la estructura del suelo mediante interacciones fitoquímicas entre las arcillas y los grupos funcionales de la materia orgánica, afectando la actividad microbiana al facilitar el intercambio de elementos con el suelo.

**Tabla 2.** Valores de materia orgánica en suelos

Cantidad de materia orgánica (%)	Nivel
< a 1	Muy baja
1 a 2	Baja
2 a 3	Media
3 a 4	Alta
> a 4	Muy alta

**Nota.** Tomado de Villar & Villar, 2016. (Zapata, 2020)

La degradación de compuestos orgánicos por microorganismos depende del tipo de sustrato, la relación espacial y las condiciones, propiedades físicas y químicas de los microhábitats (Moreira; Siqueira, 2009).

Dependiendo de la velocidad a la que ocurren las reacciones en el suelo, la materia orgánica se puede reciclar fácilmente, es decir, se considera que se degrada fácilmente (correspondientes principalmente a carbohidratos, aminoácidos y fracciones de lípidos). Otros componentes pueden permanecer en el suelo durante meses o décadas (10-40%), ya que muestran mayor obstinación a la degradación (correspondiente a la fracción húmica), quedando en el suelo durante siglos.

Los compuestos orgánicos influyen en las propiedades del suelo, disponibilidad de nutrientes para la multiplicación de células microbianas y plantas, y regulan el ciclo del carbono y su estabilización. Cambios en el estado nutricional del suelo, como la reducción del contenido de la materia orgánica afectan la diversidad microbiana del suelo (Rasche; Cadish, 2013).

### **El nitrógeno en suelos**

El nitrógeno (N) presente en los suelos es un nutriente muy importante para el desarrollo y crecimiento vegetal. El nitrógeno constituye uno de los componentes principales de los aminoácidos, que son las unidades estructurales de las proteínas, así como de enzimas, vitaminas, hormonas, ácidos nucleicos, la pared celular y la clorofila en las plantas (Navarro et al., 2003). El nitrógeno en el entorno de la nutrición vegetal se clasifica como un macronutriente. En el suelo, el nitrógeno se encuentra en dos formas distintas: orgánica, entre el 90% y el 95%, e inorgánica, entre el 5% y el 10%. La forma orgánica del nitrógeno no se asimila

directamente por las plantas; sin embargo, a través de mineralización, se transforma en formas inorgánicas, como el amonio (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) y el nitrato (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>), que son absorbidos por las plantas (Pellegrini, 2017).

**Tabla 3.** Cantidad de nitrógeno total en el suelo

<i>Rango de nitrógeno (%)</i>	<i>nivel</i>
<i>0 a 0.07</i>	<i>Muy bajo</i>
<i>0.07 a 0.12</i>	<i>Bajo</i>
<i>0.12 a 0.18</i>	<i>Medio</i>
<i>0.18 a 0.24</i>	<i>Elevado</i>
<i>&gt; A 0.24</i>	<i>Muy elevado</i>

**Nota.** Adaptado del Fondo Europeo Agrario de Desarrollo Rural (FEADER), 2014.

### **Salinidad en suelos**

La salinidad edáfica hace mención a la presencia de sales solubles en el suelo. La acumulación puede ser resultado de procesos naturales o de actividad antropogénica, según lo indicado por Otero et al. (2007). La salinidad en los suelos es una amenaza, porque limita la productibilidad de los cultivos como de los alimentos. La alta concentración de sales provoca que el potencial osmótico del suelo supere al de las plantas, dificultando la entrada de agua a las raíces, además puede interferir en la absorción de nutrientes, el transporte y la reciclabilidad de los iones en el interior de la planta. El exceso de ciertos iones puede inducir a una toxicidad en la planta, afectando el desarrollo vegetal (Castellano, 2016).

### **3.3.9. Ecología microbiana**

Este término se viene utilizando de manera más integral con el avance de su estudio, preocupándose por los diversos niveles de organización biológica, tales como población, comunidad, ecosistema, llegando a los biomas y, finalmente, a la biosfera. Es decir, los microorganismos no sobreviven de forma aislada a otros seres vivos presentes como las plantas y animales, más bien vienen interactuando activamente; siendo fundamental sobrevivir en un ambiente altamente variable, competitivo y oligotrófico (pobre en nutrientes). Se pueden caracterizar estas interacciones ecológicas en interacciones positivas, donde al menos alguno de los microorganismos envueltos es beneficiado y ninguno perjudicado; e interacciones negativas, que ocurren cuando por lo menos uno de los organismos envueltos es

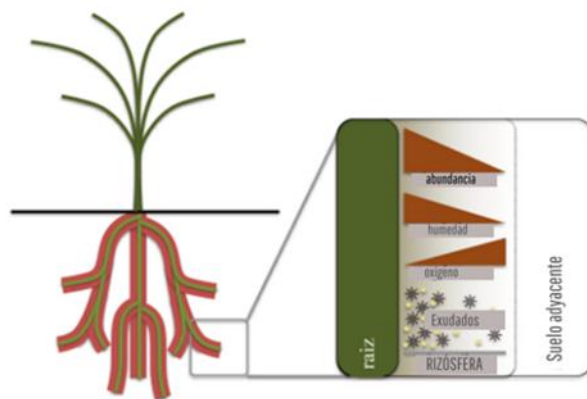
perjudicado, pudiendo o no ocurrir beneficios para la otra parte (Cardoso et al., 1992).

### **Rizosfera:**

La rizosfera puede ser definida como la región del suelo que está influenciada por la raíz de la planta, un ambiente que es rico en nutrientes y, en consecuencia, en número y diversidad de microorganismos. La exudación de moléculas de bajo peso molecular desde la raíz resulta en la selección y atracción de biomasa microbiana que, frente al suelo lejos de las raíces, encuentra condiciones de alta disponibilidad de nutrientes en esta región, aumentando su abundancia (Bais et al., 2006). Los microorganismos residentes en la rizosfera pueden beneficiar o dañar a la planta y así influir directamente en el desarrollo de los cultivos (Barret et al., 2011).

La región de la rizosfera se compone de tres zonas que se definen didácticamente basadas en la proximidad a la raíz: i) endorrizósfera, que incluye porciones de la corteza y el endodermo (espacio apoplásico); ii) el rizoplano, que es la zona medial adyacente a la raíz incluyendo la epidermis y el mucílago, y iii) ectorrizósfera, que se extiende hacia afuera del rizoplano (Cavaglieri et al., 2009).

**Figura 6.** *Actividad rizosférica de las plantas*



**Nota:** *Modelo de reclutamiento de microorganismos benéficos en la rizosfera de las plantas.*

### **3.3.10. Biodiversidad y estimación de la diversidad ecológica de microorganismos**

Según Hoorman e Islam (2010), mencionan que los microorganismos constituyen la mayor parte de los seres vivos de la Tierra, aproximadamente de 6,000 y 50,000

especies por gramo de suelo, y una biomasa entre 1 y 1,500 g/m<sup>2</sup>. Estos organismos ancestrales han colonizado prácticamente todos los nichos ecológicos existentes, desde las regiones polares más extremas hasta los trópicos donde presentan altas temperaturas y precipitaciones abundantes. Así mismo, Olembo (1991) menciona que la presencia y la actividad de los microorganismos son fundamentales para el mantenimiento de la salud y un adecuado funcionamiento de los ecosistemas.

Es en este contexto que el suelo es un ecosistema de gran riqueza microbiológica, necesita una evaluación de su diversidad ecológica, debido a que estos microorganismos desempeñan funciones fundamentales en los procesos ecológicos. Así mismo, es importante la cuantificación, como también analizar las especies predominantes, ya que su abundancia puede estar afectada por cambios en el uso del suelo, cambio climático, introducción de especies, sobreexplotación y la contaminación.

Para caracterizar la diversidad, se emplean diversos índices que sintetizan la información en valores únicos, facilitando comparaciones entre comunidades. En esta investigación, se aplicaron algunos de estos índices para cuantificar la diversidad a nivel local o alfa:

**Índice Simpson:** Este índice sirve para estimar la probabilidad de que dos individuos seleccionados al azar de una muestra pertenezcan a la misma especie. Es un índice de dominancia, porque indica qué especies están mejor representadas en la comunidad, sin considerar las especies menos abundantes (Villareal et al., 2004; Simpson, 1949).

**Índice de Shannon-Weaver:** Este índice nos permite asumir que todas las especies se encuentran representadas en la muestra; así mismo, mide la uniformidad en la distribución de la abundancia entre las especies. Es un índice de equidad, porque evalúa qué tan equilibradas se encuentran las especies en relación a la abundancia (Villareal et al., 2004; Shannon et al., 1949).

**Índice de Chao 1:** Este índice nos permite estimar la riqueza de las especies calculando el número esperado, considerando la relación entre especies representadas por un solo individuo y aquellas representadas por dos individuos. Para estimar el índice se requieren datos sobre la abundancia de individuos en cada clase dentro de la muestra (Chao, 1984).

**Índice de ACE (Abundance Coverage Estimator):** Es un método no paramétrico que estima la riqueza de especies en función a la cobertura de la muestra; es la suma de las probabilidades de las especies observadas. Este método divide las frecuencias en grupos de especies abundantes y raras, y evalúa cómo se acumula la riqueza en función del número de muestras colectadas (Kim et al., 2017).

### **3.11. Cultivo de Palta**

La palta (*Persea americana Mill*) es una especie oriunda de México y Centroamérica, que tiene una relevancia desde el punto de vista económico debido a su importancia comercial. La palta pertenece a la familia Laurácea, que comprende aproximadamente más de 2,200 especies. La palta cuenta con más de 100 cultivares y clones, los cuales se clasifican en cuatro variedades hortícolas, como son la guatemalteca, antillana, mexicana (Lavi et al., 2003; Pérez S., 2015) y costarricense (Ben et al., 2003; Pérez S., 2015).

La palta es un cultivo que es susceptible a diversas enfermedades, entre las que destaca la pudrición de la raíz, causada por especies del género *Phytophthora*, como *Phytophthora cinnamomi*, así mismo como otras especies relacionadas, como *Phytophthora heveae* Thonson, *Phytophthora citrícola* Sawada y *Phytophthora palmivora*, las cuales son consideradas como agentes causantes de esta enfermedad (Teliz et al., 2000; Machado et al., 2012; Pérez S., 2015). Además, el cultivo de palto puede también ser afectado por otras patologías como la mancha negra, causada por *Cercospora purpurea* Cooke, y la enfermedad causada por la antracnosis, atribuida a *Colletotrichum gloeosporioides* (Pérez S. et al., 2015).

#### **3.11.1 Características principales del cultivo de palto y requerimientos edafoclimáticos**

La importancia social y económica del palto (*Persea americana* Mill.), es una especie frutal perenne, se debe a su fruta de alto valor nutricional y al papel estratégico que ha ocupado el Perú en los mercados internacionales. A pesar de que la variedad Hass es la más aceptada y demandada en el país, constituyendo el otor de las exportaciones, otras variedades como la Fuerte siguen siendo investigadas debido a su capacidad para adaptarse a condiciones edafoclimáticas específicas en áreas andinas (Quispe-Rodríguez et al., 2024).

##### **a) Principales características del cultivo**

El palto exhibe un sistema radicular superficial, con una mayor concentración en los primeros 60 centímetros de suelo, lo que lo hace susceptible a condiciones de anegamiento y a la falta de oxígeno (Whiley et al., 2002). La copa es extensa y tiene hojas de tipo coriáceo que son persistentes. La floración de esta especie es dicógama protógina, que favorece a la polinización cruzada; sin embargo, también puede ocurrir autofecundación en menor proporción (Gardiazabal & Rosenberg, 1993).

El fruto del palto es una drupa de tamaño variable dependiendo de la variedad. La variedad Hass tiene una piel áspera y oscura cuando se encuentra madura, por lo que es la variedad con más demanda a nivel internacional (Guzmán et al., 2017). Estudios recientes realizado por Quispe-Rodríguez et al., (2024) han identificado que las diferencias varietales también afectan la tolerancia al estrés hídrico y el ajuste osmótico, lo cual tiene un impacto directo en el rendimiento a gran altitud.

#### **b) Requerimiento edafoclimáticos del cultivo de palto**

El cultivo de palto tiene una notable adaptabilidad a distintos ambientes del Perú, su sostenibilidad está condicionada por una gestión integrada del recurso hídrico, la prevención de la contaminación del suelo y la planificación territorial en respuesta al cambio climático.

El cultivo de palto se desarrolla en un amplio rango de características edafoclimáticas, pero para alcanzar su mayor productividad debe cumplir con ciertas exigencias específicas:

**Clima y temperatura:** El clima es uno de los factores importante para poder cultivar la palta. Donde su temperatura ideal para su crecimiento se encuentra entre 18 °C y 25 °C. Aunque el cultivo puede soportar temperaturas mayores a 30 °C siempre que haya humedad relativa suficiente; temperaturas inferiores a 2 °C provocan daños irreversibles en el brote, flores y frutos (Whiley, 1994). Proyecciones recientes indican que, para mediados de siglo, por causa del cambio climático, habría una reducción de entre un 55 % y 70 % de las áreas aptas cultivadas actualmente podrían perder su idoneidad hacia 20250 (Tridge, 2022).

**Altitud:** En el Perú, el cultivo puede progresar desde los 500 hasta los 2,500 metros sobre el nivel mar (m.s.n.m.), siendo mejor su desarrollo en las zonas interandinos y los costeros. Investigaciones realizadas en la región de Ayacucho (2,596 m.s.n.m.) demuestran que el cultivo de palto puede lograr buenos

rendimientos empleando sistemas de riego tecnificado, ampliando su rango de adaptabilidad (Quispe-Rodríguez et al., 2024).

**Suelos:** El palto necesita suelos profundos, bien drenados y de textura franca a franca – arenosa. Es sensible a suelos arcillosos, compactados o mal aireados, susceptibles al ataque de enfermedades fúngicas como *Phytophthora cinnamoni* (Gardiazabal & Rosenberg, 1993). Estudios recientes, además, alertan sobre riesgos de acumulación de cadmio (Cd) en suelos agrícolas, dependiendo de su composición de la roca madre y características y características edáficas, lo que podría afectar la inocuidad del producto (Solórzano et al., 2025).

**pH y salinidad:** El rango ideal de pH es de 5.5 a 7.0. el cultivo es sensible a la salinidad, con un umbral crítico de conductividad eléctrica de aproximadamente de 1.5 dS/m (Whiley et al., 2002). En la costa de Perú, el uso de aguas cada vez más salinizadas se está convirtiendo en un factor limitante emergente (MINAGRI, 2019).

**Disponibilidad hídrica:** El palto necesita un aporte de agua estable y balanceado durante todo su ciclo fenológico. El riesgo por goteo se ha mostrado como la técnica más eficaz para conservar la productividad y la calidad exportable en las zonas costeras áridas (Quispe-Rodríguez et al., 2024). Según (CAF, 2023), los retos para mantener la producción agrícola son necesarios debido a la escasez de agua, que se agrava con el cambio climático y la reducción de fuentes glaciales.

## IV. MATERIALES Y MÉTODOS

### 4.1. Lugar de investigación

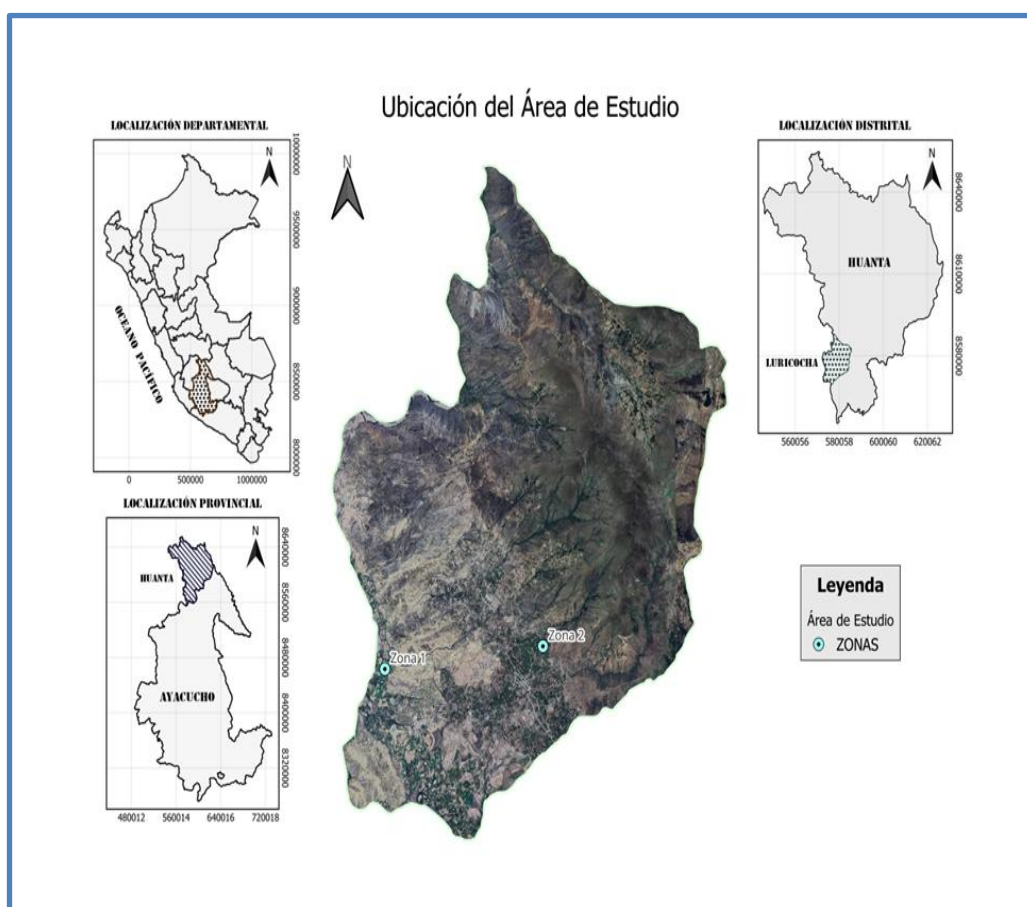
El estudio se realizó en dos fundos de cultivo de palto (*Persea americana Mill.*) que se ubican en el distrito de Luricocha, provincia de Huanta, departamento de Ayacucho, a lo largo de un gradiente altitudinal comprendido entre 2500 y 2770 metros sobre el nivel de mar(msnm).

El trabajo de campo se realizó en las comunidades de Chamana y Huanchac Grande, situados en el distrito de Luricocha, cuyas coordenadas y altitudes de las zonas de estudio fueron:

- Huanchac Grande: 12.892734 S – 74.267707 O; 2717 msnm.
- Chamana: 12.919151 S – 74.290785 O; 2500 msnm.

Por otro lado, el procesamiento y los análisis de laboratorio se hicieron en el laboratorio de biología de la Facultad de Ingeniería y Gestión de la Universidad Nacional Autónoma de Huanta.

**Figura 2.** Ubicación Geográfica de la zona de estudio con cultivos de palto.



## **4.2. Características climáticas y fisiográficas**

El área de investigación corresponde según la clasificación de Holdridge a una zona de vida de un Bosque Seco Montano Bajo Subtropical (bs-MBS). Donde el clima para esta zona es caracterizado por presentar un clima subhúmedo, templado y frío, la precipitación anual se encuentra en un rango de 600 - 2400 mm y una temperatura entre una media anual de 12 - 30 °C.

La topografía presenta relieves planos ubicados en la parte baja del distrito, ondulantes en la parte media alta y laderas empinadas en la parte alta, se observó presencia de terrazas aluviales.

En relación al clima en el valle de Luricocha presenta dos estaciones marcadas: seca (mayo hasta noviembre) y lluviosa (diciembre hasta abril). Datos registrados por la estación meteorológica de Luricocha mostraron que, para la temporada agrícola del año 2024, la precipitación acumulada anual fue de 2100 mm, mientras que la temperatura media anual fue de 25.3 °C.

## **4.3. Características del suelo**

Los suelos objeto a estudio se caracterizaron por ser predominantemente aluviales, de textura variada siendo en mayor proporción los suelos francos, así como los suelos franco limosos y arenosos, así como de pedregosidad moderada. Las cuales presentaron horizontes con arenas gruesas, grava y limo y arcilla en menor proporción. La capa superficial muestra color relativamente oscuro en la zona baja presenta un color bajo, mientras en la zona alta presenta un color oscuro ello por la acumulación de materia orgánica.

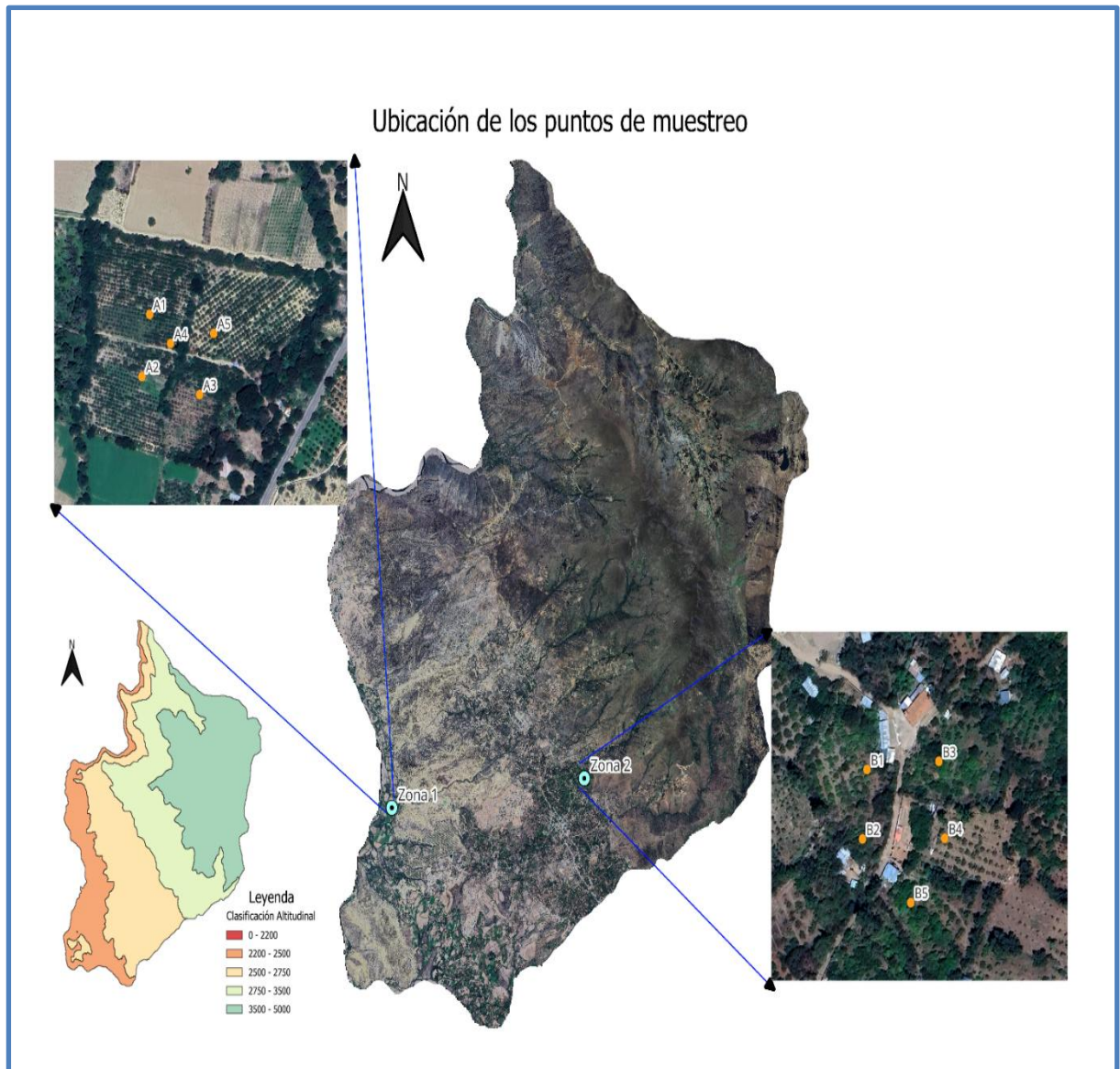
## **4.4. Muestreo de suelos**

El terreno utilizado para la investigación presento suelos relativamente profundos con presencia de sedimentos con fragmentos gruesos, el muestreo se llevó a cabo en el mes de noviembre de 2024, en el cual se evidencio la ausencia de lluvias, cielo despejado, los terrenos sin ser regados. Los fondos seleccionados fueron dos de aproximadamente 10 ha cada uno:

- Zona 1 (Huanchac Grande, 2500 msnm): parte baja.
- Zona 2 (Chamana, 2770 msnm): parte alta.

En cada zona se establecieron cinco puntos de muestreo de 4 x 4 m, distanciados 15 m entre sí (Figura 8).

**Figura 3.** Ubicación espacial de puntos de muestreo de suelos con cultivo de palta.



Para conocer las características fisicoquímicas del suelo, es fundamental que la muestra sea representativa del área de estudio, ya que la exactitud y la precisión de los resultados que se pretende obtener depende la homogeneidad y la representatividad de la muestra colectada y analizada.

Para ello se recolectaron las muestras de suelos según el tipo de análisis a ser realizado siguiendo lo siguiente:

- Muestras para análisis biológicos: se colectaron 500 a 700 g de suelo a una profundidad de entre 15 a 20 cm (de 5 puntos de muestreo, en total 10).

- Muestras para análisis fisicoquímicos: se colectaron 1000 a 1300 g de suelo a una profundidad de entre 20 a 30 cm (2 por zona; total 4).

Se colectaron un total de 14 muestras de suelo como se muestra en el la tabla 4, las cuales fueron almacenados bolsas ziploc, rotuladas y transportados en condiciones controladas, para el análisis biológico se preservó a una temperatura de 4 °C; mientras para el análisis fisicoquímico se preservó a temperatura ambiente.

**Tabla 1.** *Puntos de muestreo para la recolección de las muestras para el trabajo de investigación.*

Zona de estudio	Altitud (msnm)	Punto de muestreo	Tipo de análisis
Zona 1	2500	MSP1D1	AB
		MSP1D2	AB-AQ
		MSP1D3	AB
		MSP1D4	AB-AQ
		MSP1D5	AB
Zona 2	2770	MSP2A1	AB
		MSP2A2	AB-AQ
		MSP2A3	AB
		MSP2A4	AB-AQ
		MSP2A5	AB

**Nota.** AB = Análisis biológico; AQ = Análisis biológico y químico.

#### 4.5. Procedimiento de muestreo

El muestreo se realizó siguiendo los procedimientos establecidos en la “Guía para muestreo de suelos propuestos por el Ministerio de del Ambiente (MINAM -2024), en el marco del decreto supremo N° 002-2013- MINAM, sobre estándares de Calidad Ambiental (ECA) para suelo” y el Manual de procedimientos de los análisis de suelo y agua con fines de riego del instituto Nacional de Innovación Agraria (INA-2017). Las muestras fueron recolectadas por la mañana con nubosidad cero en forma de zigzag, utilizando un barrenador de 20 cm de longitud.

Se conformó una muestra compuesta para cada hectárea a partir de cinco submuestras, durante la recolección se registró la temperatura. Los criterios de

selección de los terrenos implicaron: tipo del sistema de manejo del cultivo de palto, la edad de las plantaciones y la sanidad de las plantaciones.

#### **4.6. Preparación, análisis de laboratorio e interpretación**

Las muestras fueron llevadas al laboratorio para su preparación previo a su análisis las cuales fueron registradas en bitácora, posterior a ello fueron secadas a temperatura ambiente, molidas en un mortero con su pilón de porcelana, luego fueron tamizadas en un tamiz de 2 mm y almacenadas en bolsas ziploc herméticos.

En el Laboratorio de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de Huanta se determinaron los parámetros fisicoquímicos: pH, conductividad eléctrica, materia orgánica, nitrógeno total y carbono total.

**Tabla 2.** *Lectura de los valores promedio de los factores fisicoquímicos de los diversos puntos de muestreo.*

	MSP1D	MSP2D	MSP1A	MSP2A
pH	8.58	8.44	7.12	7.56
M.O (%)	1.86	2.81	3.55	3.99
COND. (C.E) mS/cm	0.2	0.161	0.326	0.423
N (%)	0.093	0.141	0.176	0.32
C. TOTAL (%)	1.08	1.62	2.06	2.31
TEMP. (°C)	18	17.5	16.5	15
HUMEDAD (%)	20.22	21.5	22.38	21.1

Los resultados evidenciaron suelos neutros a ligeramente alcalinos, con baja conductividad eléctrica y bajos contenidos de materia orgánica y nitrógeno, el pH neutro se puede atribuir al proceso de lixiviación y a la presencia de prácticas moderadas de fertilización en el cultivo de palto.

#### **Análisis fisicoquímicos de suelos**

##### **Determinación del contenido de humedad del suelo con cultivo de palta por la técnica gravimétrica**

El contenido de humedad del suelo fue realizado mediante el método gravimétrico para el cual se siguió el siguiente procedimiento:

##### **Principio.**

El contenido de humedad se estima por la pérdida de peso de una muestra de suelo con humedad original luego de ser secada en estufa. La pérdida de peso es expresada en porcentaje sobre la base de peso seco.

#### **Procedimiento y materiales utilizados**

- *Primero se procedió a lavar las capsulas de porcelana y luego se llevó a una estufa ECOCEL MMM a 105°C por 2 horas para su secado luego se lleva a un desecador por 1 hora.*
- *Posteriormente se pesó la capsula vacía en una balanza analítica A&D con una precisión de +/- 0.0001g, el cual se registró su peso.*
- *Luego se pesó 5 g de suelo, en una balanza analítica A&D en la cápsula previamente pesada y tarada.*
- *Luego se llevó a la estufa ECOCEL MMM a 105°C durante 24 horas, para su secado respectivo.*
- *Posterior del secado se trasladó a un desecador por un tiempo de 2 horas.*
- *Para finalmente realizar el peso final en una balanza analítica A&D.*

El cálculo del porcentaje de humedad se realizó empleando la Ecuación 1,

$$W(\%) = \frac{(P_{mh} - P_c) - (P_{ms} - P_c)}{(P_{ms} - P_c)} \times 100 \quad \text{Ecuación 1}$$

**Donde:**

W (%) = porcentaje de humedad del suelo seco a temperatura de 105°C

#### **Determinación del pH de suelo con cultivo de palta.**

Para la determinación del pH de las muestras de suelo, se procedió previamente a un tamizado de la muestra de suelo por un tamiz de 2mm, para luego ser secado a una temperatura menor a 40°C y se procedió de la siguiente manera:

#### **Principio.**

La determinación del pH por el método potenciométrico mide el pH a través de electrodos que se insertan dentro de la solución o suspensión de suelo. El potenciómetro, mide la diferencia en potencial eléctrico entre los dos electrodos y la convierte en lecturas de pH.

#### **Procedimiento y materiales utilizados**

- *Previo a la lectura el potenciómetro fue calibrado en tres puntos que fueron a pH de 4, 7 y 10.*
- *En un vaso de precipitado de 500 mL de volumen, se adicionó una porción de suelo muestreado de aproximadamente 10 g. y luego se añadió agua destilada en un volumen de 20mL.*
- *Luego la mezcla fue llevado a un agitador magnético AGIMATEC durante 10 minutos.*
- *Para luego introducir y registrar el valor del pH, mediante potenciómetro FISHER BRAND.*

### **Determinación de la Conductividad eléctrica del suelo con cultivo de palta**

Para la determinación de este parámetro conductividad eléctrica se procedió de la siguiente manera:

#### **Principio.**

La determinación de la conductividad eléctrica del suelo por la técnica potenciométrica se fundamenta en la acción de la inducción de una corriente alterna a través de una sonda en una muestra de suelo o en una suspensión agua suelo.

- *Se realizó el secado de la muestra de suelo a una temperatura no mayor de 40°C y tamizado en un tamiz N°2mm.*
- *Luego se pesó 5g de muestra edáfica en un vaso de precipitado de 500 ml y se añadió 10ml de agua desionizada.*
- *La mezcla se llevó a agitación en un agitador AGIMATEC durante 10 min.*
- *La mezcla se dejó reposar por 15 minutos.*
- *Luego se procedió registrando el valor de la conductividad eléctrica, mediante un conductímetro WTW, se introdujo el conductímetro en la solución y se procedió a medir la actividad eléctrica.*

### **Determinación de Materia Orgánica (MO) por calcinación del suelo con cultivo de pata**

Para el cálculo del contenido de materia orgánico de la muestra de suelo se empleó la técnica de la calcinación, citado por Izquierdo, et al., (2021), para el cual se procedió de la siguiente manera:

## Principio

Se basa en la combustión de la materia orgánica del suelo a CO<sub>2</sub>, la cual se determina por la diferencia de peso o calcinación a altas temperaturas.

## Procedimiento y materiales utilizados

- Se pesó 5 gramos de suelos las cuales fueron vertidos en capsulas de porcelana previamente taradas y secados en una estufa por dos horas a 105°C.
- Posteriormente se secaron a 105°C +/-1 por 24 horas en una estufa ECOCEL MMM a una temperatura de 105°C, para extraer su humedad.
- Después de 24 horas de la muestra de suelo en la estufa, se colocó en un desecador para enfriarlo.
- Se pesaron las muestras en una balanza analítica de marca A&D de cuatro decimales, lo cual representa el peso (1) inicial.
- Se llevó a un horno mufla para calcinamiento a 360°C por 2 horas.
- Nuevamente se enfriaron las en desecador de vidrio.
- Y se pesó la muestra en balanza analítica digital A&D (peso 2) final.
- La determinación la cantidad de M.O se realizó por diferencia por la diferencia de los pesos de las muestras de suelo mediante la ecuación 2.
- 

$$MOS(\%) = \frac{Peso_{(1)} - Peso_{(2)}}{Peso_{(1)}} \times 100 \quad \text{Ecuación 2.}$$

## Determinación de Carbono Orgánico (C.O) del suelo con cultivo de palta

Con respecto a la determinación de este parámetro, fue utilizado los datos de la materia orgánica determinados experimentalmente del suelo y a través de la Ecuación 3 (IGAC, 2006) se calcula este parámetro.

$$MO(\%) = \text{Carbono orgánico (C.O)} \times 1.74 \quad \text{Ecuación 3}$$

### Donde:

1.74: Factor promedio de C en materia orgánica

## Determinación del Nitrógeno total (N) del suelo con cultivo de palta

Este parámetro se realizó a través de una estimación del % de N total a partir de los datos de materia orgánica (MO) determinados de forma experimental, y obtenidos mediante la ecuación 2. Para la cual se determinó con la ecuación 4.

$$N_{total} = MO(\%) \times 0.05 \quad \text{Ecuación 4.}$$

#### **4.7. Identificación fúngica por puntos de muestreo**

Se realizó la identificación de los siguientes puntos de muestreo:

- Punto 1 dos muestras (MSP1D) (MSP2D)
- Punto 2 dos muestras (MSP1A) (MSP2A)

Los cuales se enviaron al laboratorio Umbrella para su identificación.

##### **4.7.1. Extracción de ADN y secuenciación**

La extracción, purificación, cuantificación, secuenciación y análisis bioinformático del ADN de los hongos de las muestras del suelo con cultivo de palta fueron realizados por la casa comercial UNBRELLA, para el cual se envían las muestras de suelo congelados a -4°C.

#### **4.8. Trabajo de gabinete**

##### **4.8.1. Determinación de la diversidad fúngica en muestras de suelo**

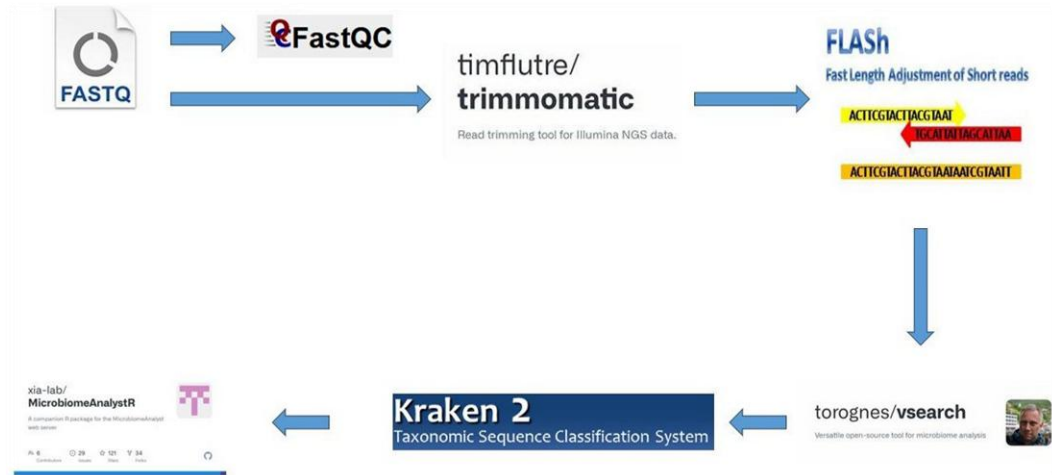
Adicionalmente, se evaluaron índices ecológicos tales como el índice de Simpson para determinar la dominancia. Para el índice de equidad, se empleará el índice de Shannon-Weaver; el índice Chao 1, que permite inferir la abundancia de las especies en una muestra y el índice ACE, para proveer la riqueza potencial de especies presentes. Estos indicadores sirvieron para calcular la curva de acumulación de especies.

##### **4.8.2. Análisis bifactoriales de hongos, y parámetros fisicoquímicos del suelo**

El análisis bifactorial fue realizado empleando el Software PAST, con el propósito de representar gráficamente la relación entre la abundancia de hongos y los parámetros fisicoquímicos del suelo en los distintos puntos de muestreo. Para ello, se construyó una matriz de datos que incluyó los géneros fúngicos seleccionados, considerando aquellos que presentaron mayor abundancia a nivel general, así

como los que mostraron diferencia entre áreas de estudio según el análisis estadístico.

**Figura 9.** *Análisis bioinformático.*



#### 4.9. Análisis estadístico

Los índices de diversidad de los géneros fúngicos fueron calculados utilizando el software PAST 4.03, Asimismo, con los datos obtenidos de los parámetros fisicoquímicos del suelo, se aplicó una correlación de spearman, con el fin de determinar la posible influencia de setas variables sobre la diversidad fúngica.

##### 4.9.1. Registro de datos

Se procedió al registro de sistemático de los valores obtenidos en las mediciones realizadas para cada lectura del tratamiento experimental.

##### 4.9.2. Análisis de similitud

Los resultados originados de este estudio obtenidos fueron organizados y representados mediante tablas y figuras, elaborados con herramientas estadísticas descriptivas y análisis no paramétricos. Estos se generaron utilizando el programa PAST 4.03, lo que permitió analizar la similitud entre las muestras consideradas.

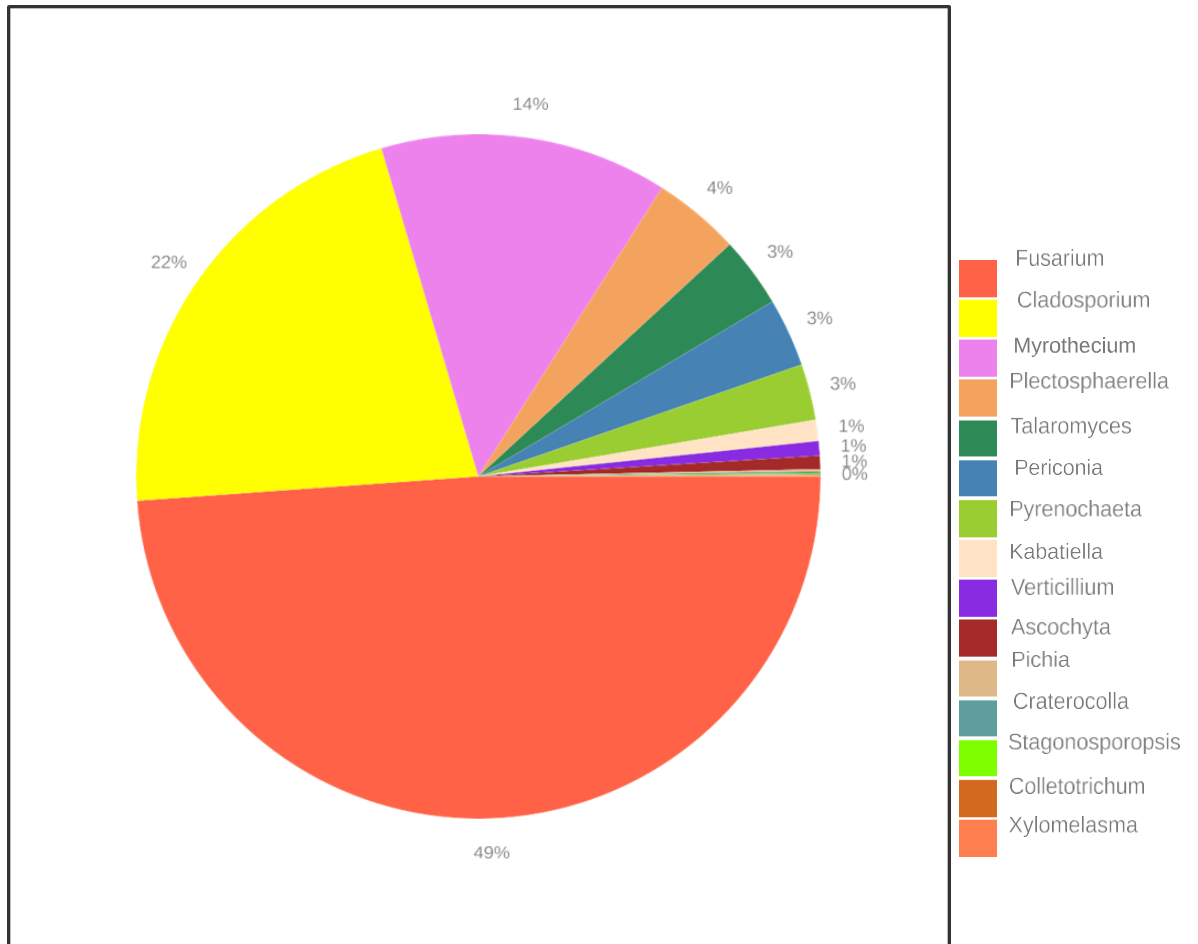
## V. RESULTADOS

**Tabla 3.** Número de OTUS con taxonomía por cada muestra

#taxID	MSP1A	MSP1D	MSP2A	MSP2D	Kingdom	Phylum	Class	Order	Family	Genus
48600	2979	2835	1834	2796	Fungi	Ascomycota	Sordariomycetes	Hypocreales	Nectriaceae	Fusarium
48617	115	512	20	2258	Fungi	Ascomycota	Sordariomycetes	Hypocreales	Stachybotryaceae	Myrothecium
48594	6	0	0	0	Fungi	Ascomycota	Sordariomycetes	Hypocreales	Incertae_Sedis	Acremonium
48557	438	110	272	62	Fungi	Ascomycota	Sordariomycetes	Glomerellales	Plectosphaerellaceae	Plectosphaerella
48558	144	0	2	0	Fungi	Ascomycota	Sordariomycetes	Glomerellales	Plectosphaerellaceae	Verticillium
48553	10	0	0	0	Fungi	Ascomycota	Sordariomycetes	Glomerellales	Glomerellaceae	Colletotrichum
47824	74	14	46	0	Fungi	Ascomycota	Dothideomycetes	Pleosporales	Didymellaceae	Ascochyta
47829	3	4	4	0	Fungi	Ascomycota	Dothideomycetes	Pleosporales	Didymellaceae	Stagonosporopsis
47866	327	184	50	130	Fungi	Ascomycota	Dothideomycetes	Pleosporales	Periconiaceae	Periconia
47817	162	209	105	90	Fungi	Ascomycota	Dothideomycetes	Pleosporales	Cucurbitariaceae	Pyrenochaeta
47704	631	957	322	2698	Fungi	Ascomycota	Dothideomycetes	Capnodiales	Cladosporiaceae	Cladosporium
47765	29	57	10	118	Fungi	Ascomycota	Dothideomycetes	Dothideales	Aureobasidiaceae	Kabatiella
47987	196	233	154	127	Fungi	Ascomycota	Eurotiomycetes	Eurotiales	Trichocomaceae	Talaromyces
48853	24	0	0	0	Fungi	Ascomycota	Saccharomycetes	Saccharomycetales	Pichiaceae	Pichia
49317	1	17	0	0	Fungi	Basidiomycota	Agaricomycetes	Sebacinales	Sebacinaceae	Craterocolla
49714	4	0	0	0	Fungi	Mucoromycota	Glomeromycetes	Glomerales	Glomeraceae	Rhizophagus
50667	0	10	0	0	Fungi	Ascomycota	Sordariomycetes	Incertae&nbsp;Sedis	Incertae_Sedis	Xylomelasma
47767	0	0	1	0	Fungi	Ascomycota	Dothideomycetes	Dothideales	Dothideaceae	Dothidea
47687	0	0	1	0	Fungi	Ascomycota	Dothideomycetes	Botryosphaerales	Aplosporellaceae	Bagnisiella

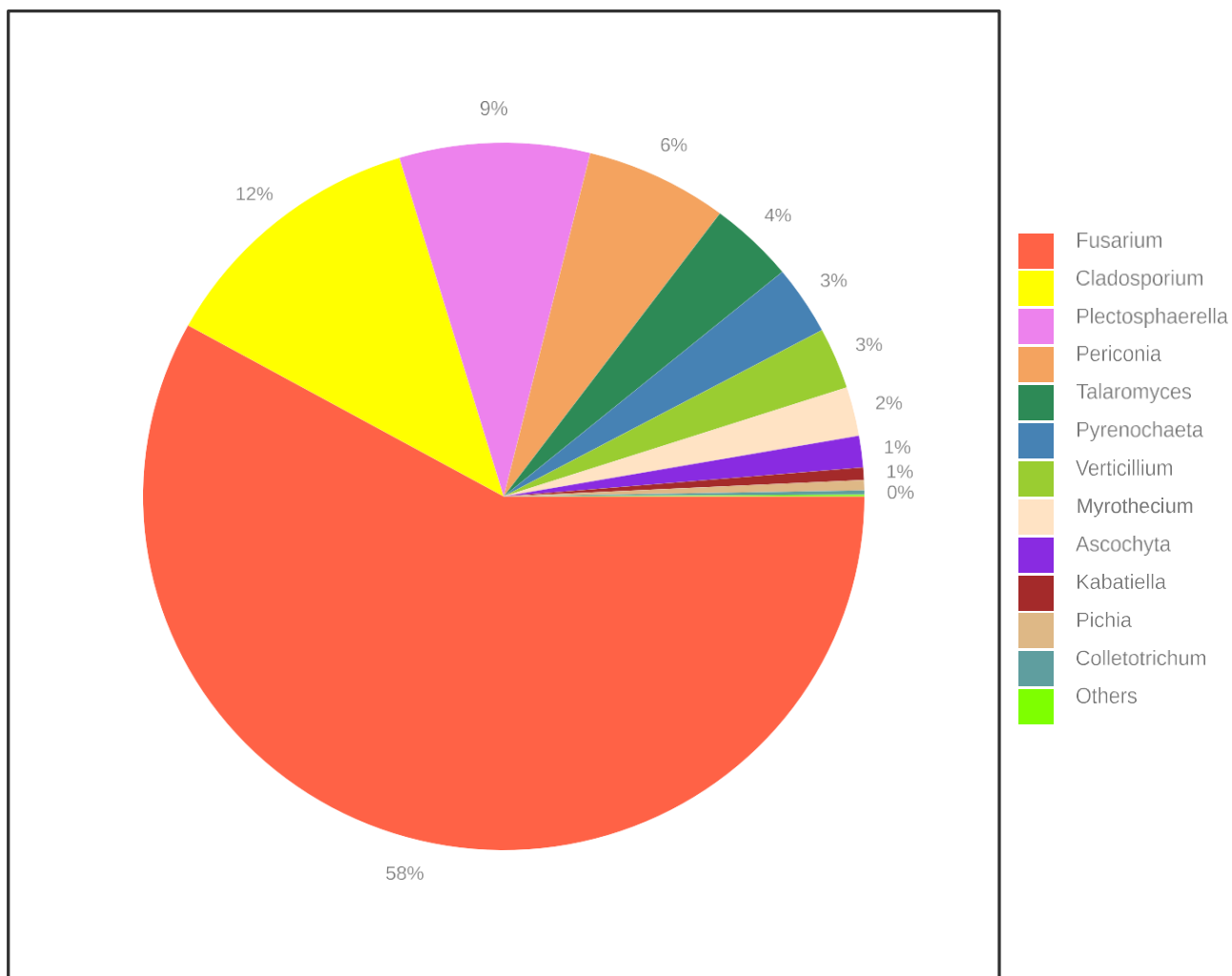
**Nota.** La gráfica muestra la abundancia relativa de varios taxones de hongos en cuatro muestras distintas: MSP1A, MSP1D, MSP2A y MSP2D, donde se observa la clasificación desde el nivel de Phylum hasta género.

**Figura 4.** Diagrama circular según género de los cuatro puntos de muestreo



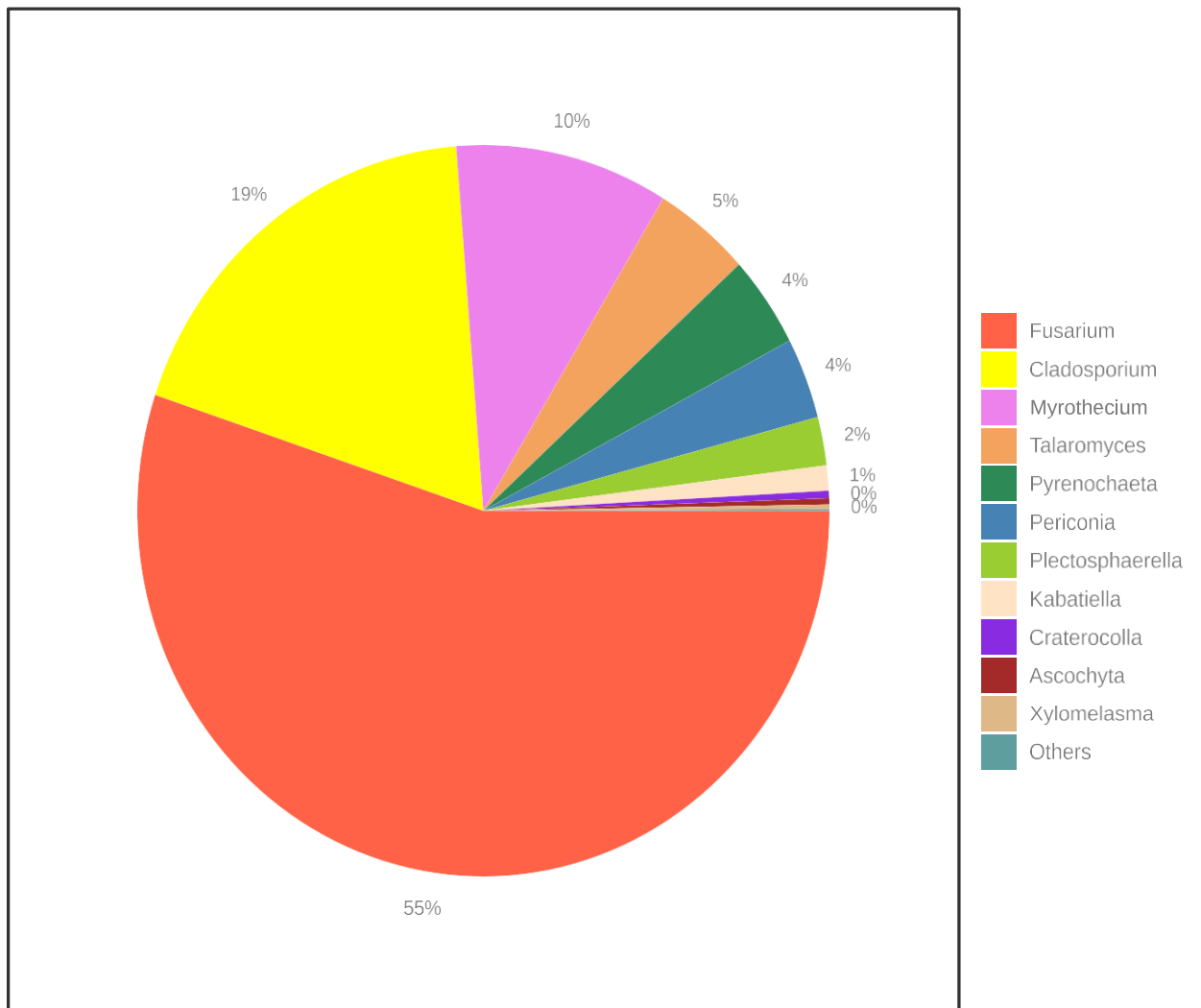
**Nota.** Se muestra la distribución porcentual en forma de un Piechart de los géneros de hongos de suelos con cultivo de palto tomados en los cuatro puntos de muestreo. Donde el género *Fusarium* es el más predominante (49%), luego el *Cladosporium* (22%) y *Myrothecium* (14%), los demás géneros representan menos del 5 % %, lo que se atribuye a una comunidad de hongos dominada por pocos taxones del filo Ascomycota.

**Figura 10.** Diagrama circular según género de la muestra MSP1A



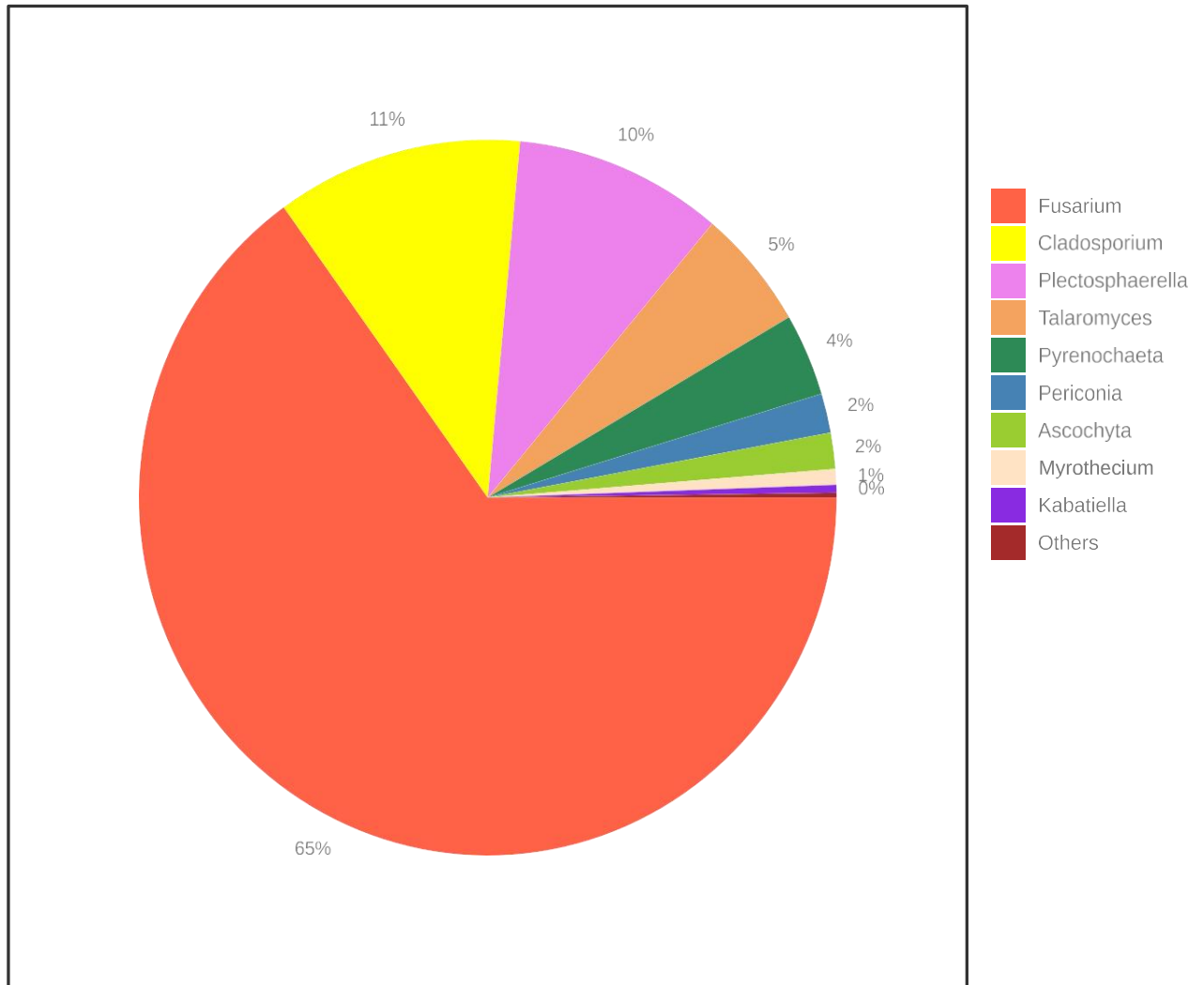
**Nota.** Se muestra la distribución porcentual en forma de un Piechart de los géneros de hongos de suelos con cultivo de palto tomados en el punto MSP1A de muestreo. Donde el género *Fusarium* es el más predominante (58%), luego el *Cladosporium* (12%), *Plectosphaerella* (14%) y *Periconia* (6%), los demás géneros representan menos del 5 %, lo que se atribuye a una comunidad de hongos dominada por pocos taxones del filo *Ascomycota*.

**Figura 5.** Diagrama circular según género de la muestra MSP1D



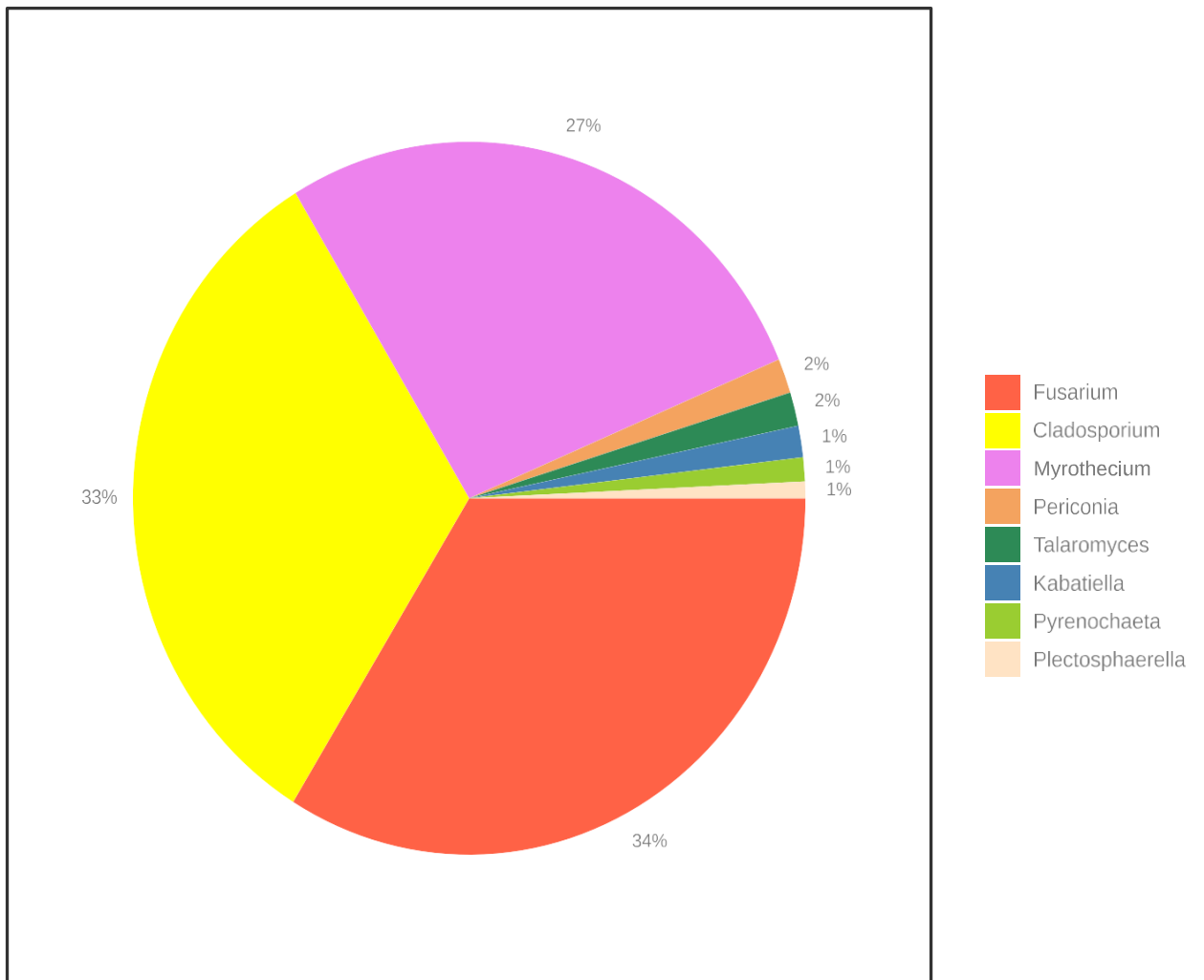
**Nota.** Se muestra la distribución porcentual en forma de un Piechart de los géneros de hongos de suelos con cultivo de palto tomados en el punto MSP1D de muestreo. Donde el género *Fusarium* es el más predominante (55%), luego el *Cladosporium* (19%), *Myrothecium* (10%) y *Talaromyces* (5%), los demás géneros representan menos del 5%, lo que se atribuye a una comunidad de hongos dominada por pocos taxones del filo *Ascomycota*.

**Figura 6.** Diagrama circular según género de la muestra MSP2A



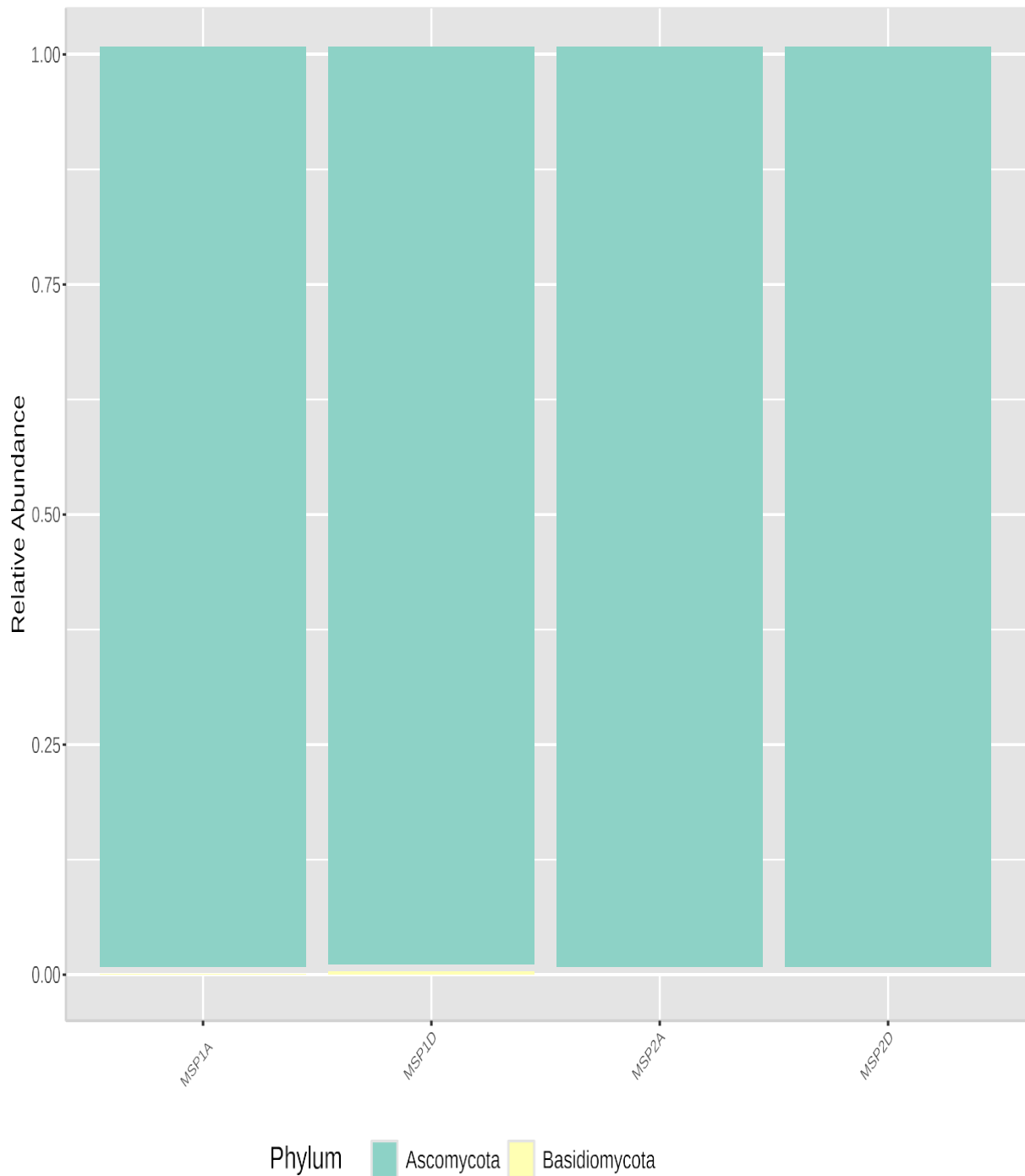
**Nota.** Se muestra la distribución porcentual en forma de un Piechart de los géneros de hongos de suelos con cultivo de palto tomados en el punto MSP2A de muestreo. Donde el género *Fusarium* es el más predominante (65%), luego el *Cladosporium* (11%), *Plectosphaerella* (10%) y *Talaromyces* (6%), los demás géneros representan menos del 5 %, lo que se atribuye a una comunidad de hongos dominada por pocos taxones del filo *Ascomycota*.

**Figura 13.** Diagrama circular según género de la muestra MSP2D



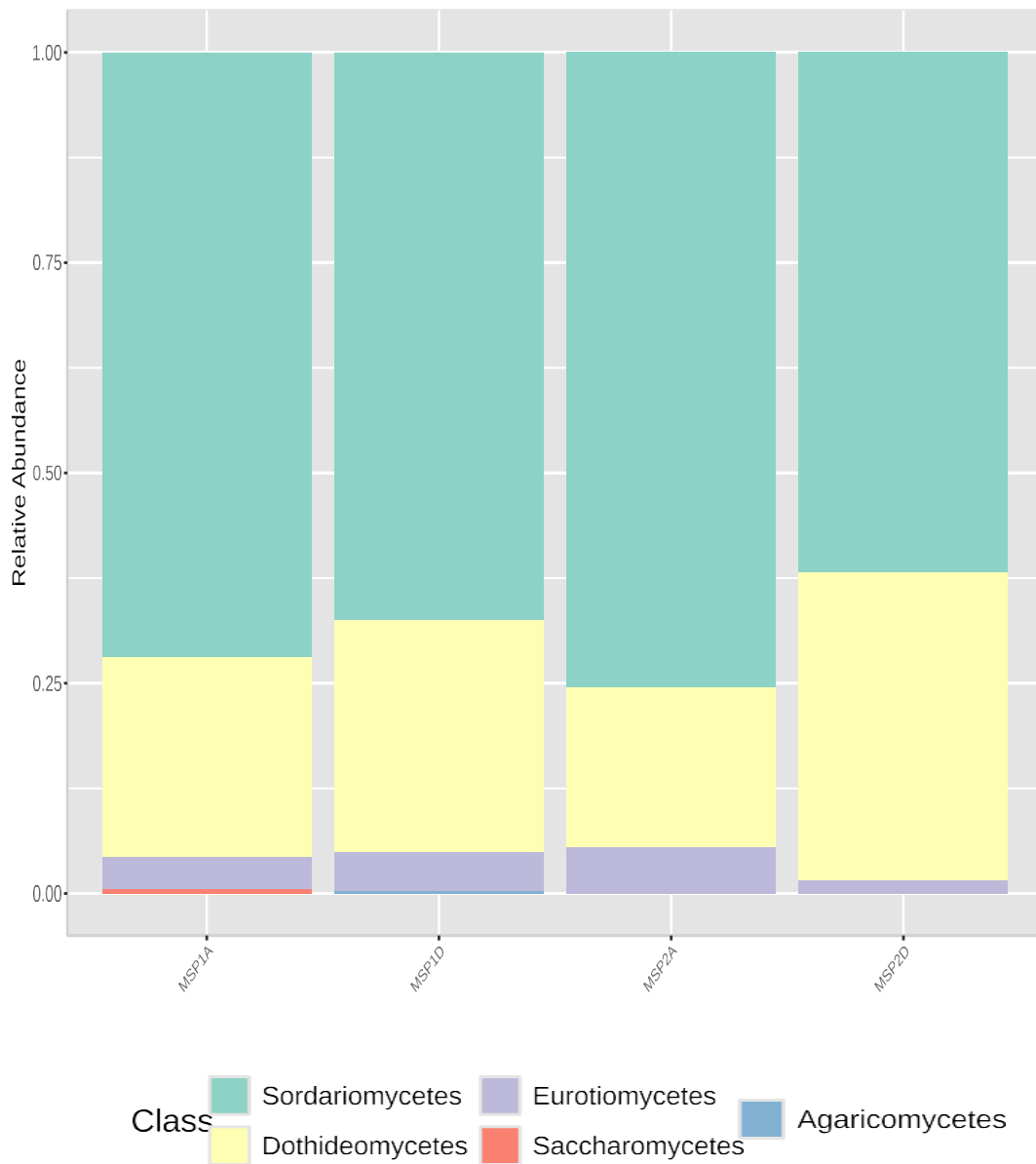
**Nota.** Se muestra la distribución porcentual en forma de un Piechart de los géneros de hongos de suelos con cultivo de palto tomados en el punto MSP2D de muestreo. Donde el género *Fusarium* es el más predominante (34%), luego el *Cladosporium* (33%), *Myrothecium* (14%) los demás géneros representan menos del 5 %, lo que se atribuye a una comunidad de hongos dominada por pocos taxones del filo *Ascomycota*.

**Figura 7.** Diagrama de barras de la frecuencia relativa comparativa entre las muestras según Fhylum.



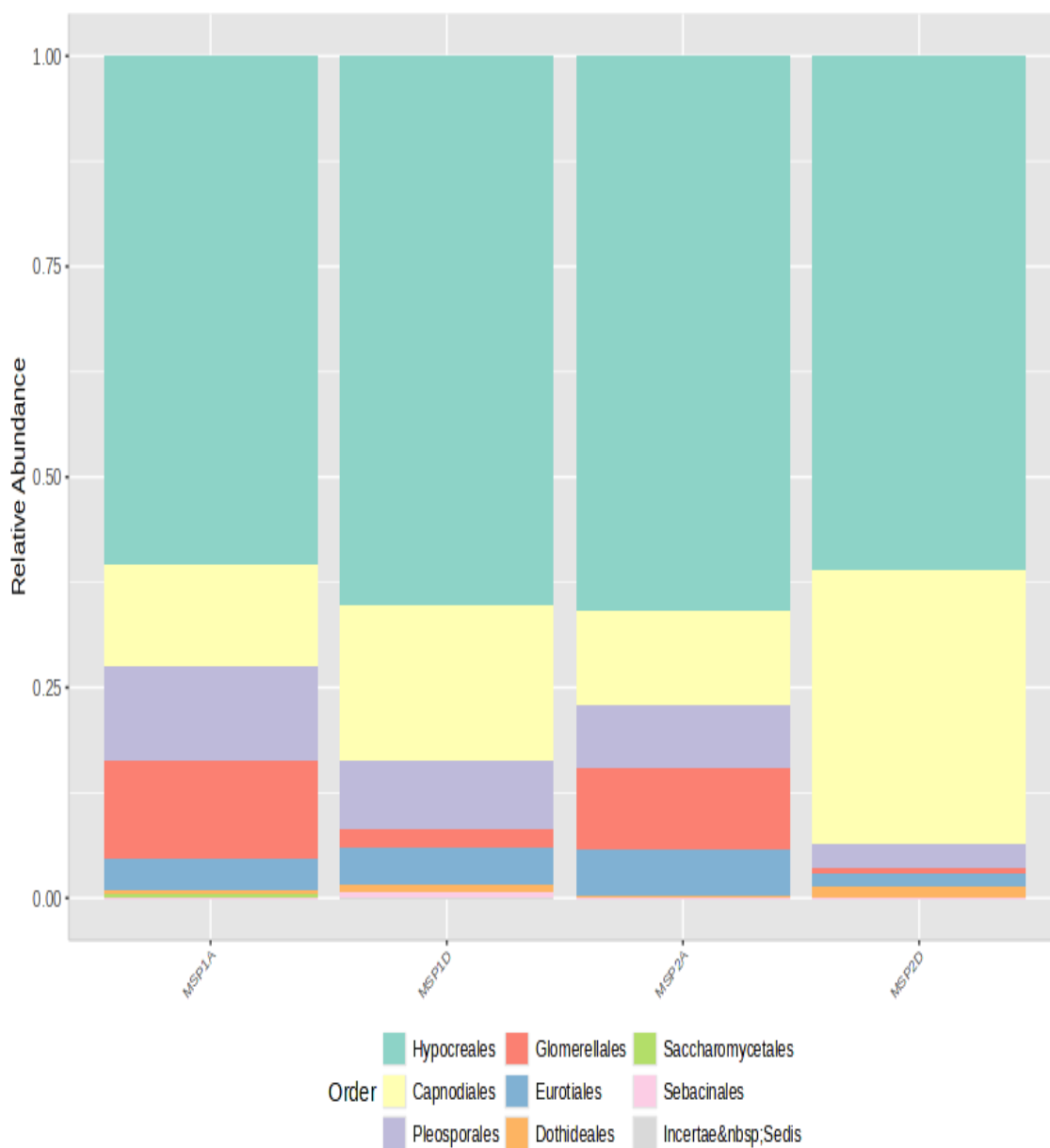
**Nota.** Se muestra la abundancia relativa de Filums fúngicas. El Phylum Ascomycota fue el predominante (más del 98 % en cada una de las muestras), así mismo el phylum Basidiomecetos presento una abundancia muy baja (<2%) mientras que en los otros puntos no se reportaron, ello indica menor o nula representación en la comunidad.

**Figura 8.** Diagrama de barras de la frecuencia relativa comparativa entre las muestras según Clase.



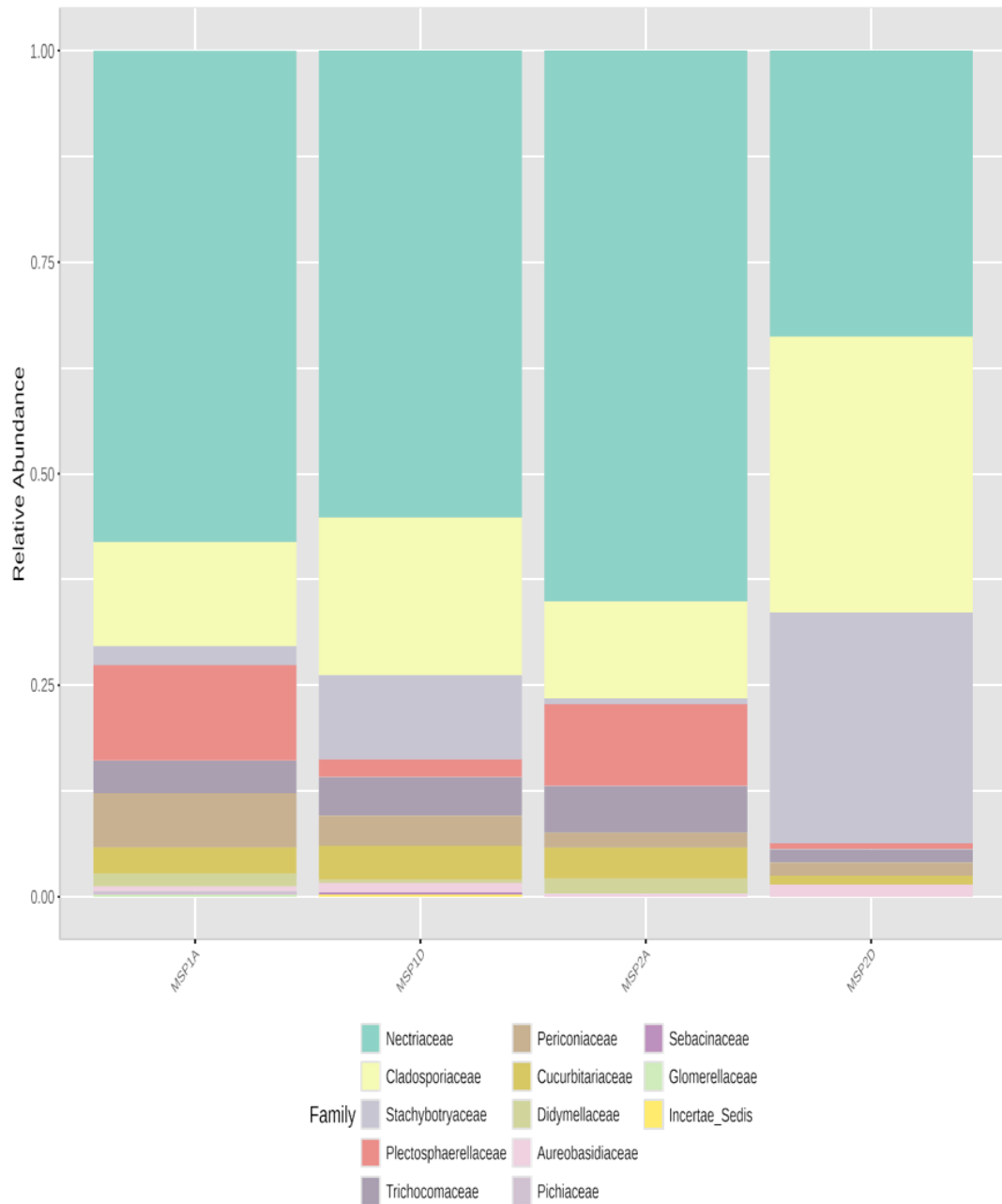
**Nota.** Se muestra la abundancia relativa de clases fúngicas. La Clase Sordariomycetes fue el predominante (más del 65 % en cada una de las muestras), así también como Dothideomycetes y Eurotiomycetes mostraron abundancias intermedias (entre el 25 y el 7 %). Y Saccharomycetes y Agaricomycetes presentaron las abundancias más bajas (<4%), que indica menor representación en la comunidad.

**Figura 16.** Diagrama de barra de la frecuencia relativa comparativa entre las muestras según Orden.



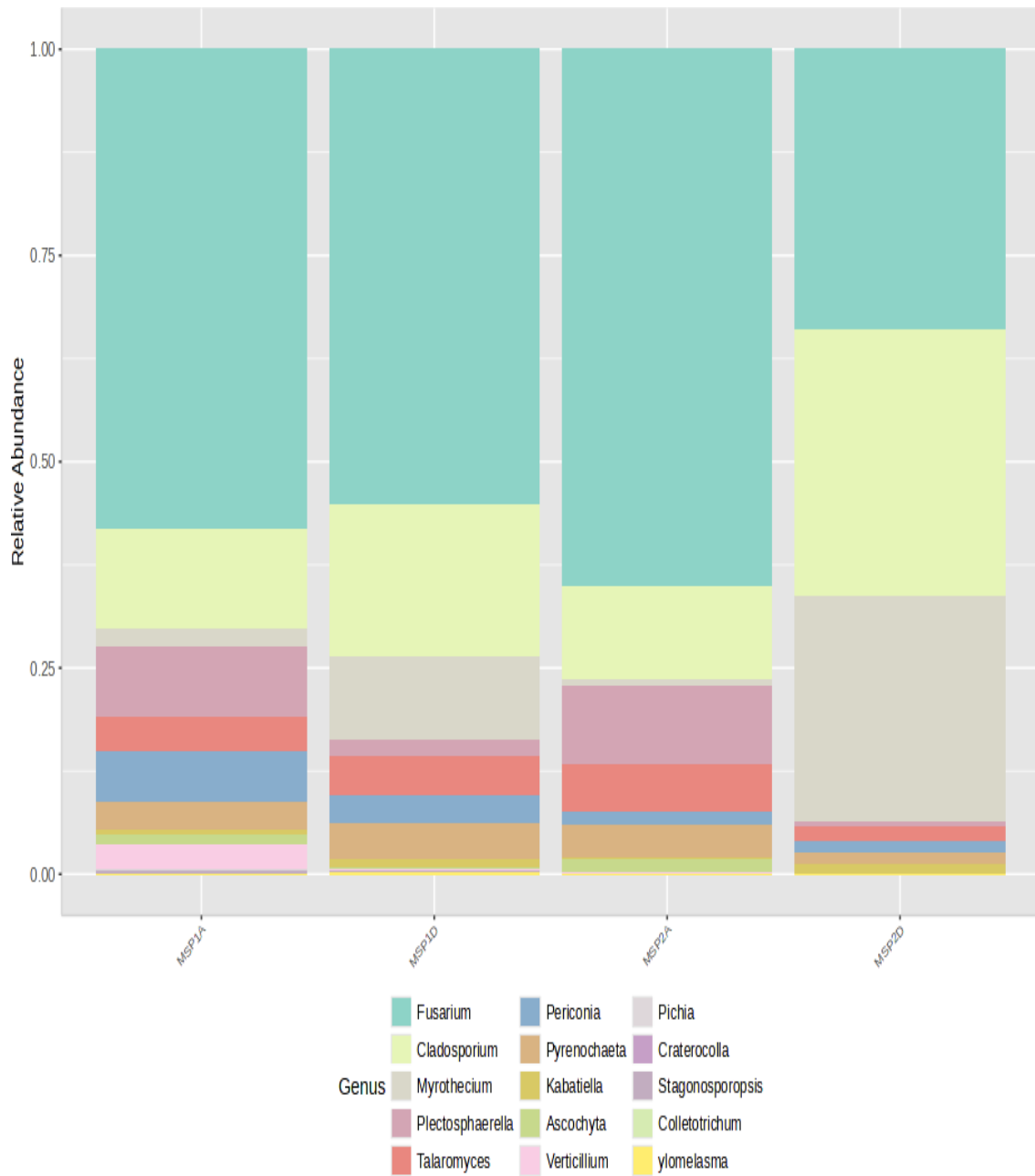
**Nota.** Se muestra la abundancia relativa de órdenes fúngicas. El orden *Hypocreales* fue el predominante (más del 50 % en cada una de las muestras), así también como *Pleosporales* y *Capnodiales* mostraron abundancias intermedias (entre el 10 y el 15 %). Y *Eurotiales*, *Glomerellales* e *Incertae sedis* presentaron abundancias más bajas (<10%), que indica menor representación en la comunidad.

**Figura 17.** Diagrama de barras de la frecuencia relativa comparativa entre las muestras según familia.



**Nota.** Se muestra la abundancia relativa de familias fúngicas. La familia Nectriaceae fue el predominante (más del 55 % en cada una de las muestras), así como Cladosporiaceae y Stachybotryaceae mostraron abundancias intermedias (entre el 35 y el 15 %). Y Plectosphaerellaceae, tricomomaceae e Incertae sedis presentaron abundancias bajas (<6%), y las otras familias mostraron abundancias relativas muy bajas que indica menor representación en la comunidad.

**Figura 9.** Diagrama de barras de la frecuencia relativa comparativa entre las muestras según género.



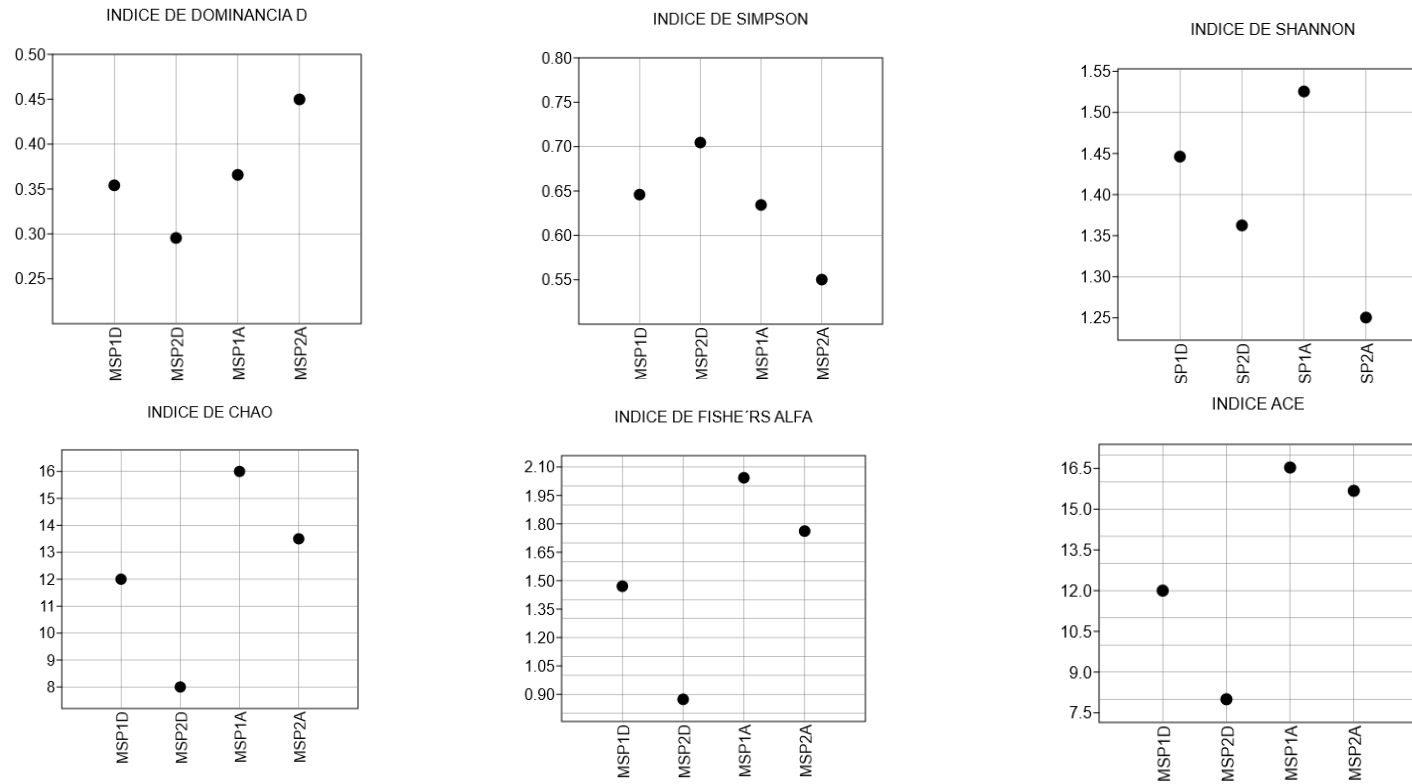
**Nota.** Se muestra la abundancia relativa de Géneros fúngicas. El género *Fusarium* fue el predominante (más del 50 % en cada una de las muestras), como también *Cladosporium* y *Myrothecium* mostraron abundancias intermedias (entre el 18 y el 16 %). Y *Plectosphaerella*, *Talaromyces* y *Periconia* presentaron abundancias y los otros géneros presentaron abundancias relativas demasiado bajos (<10%), que indica menor representación en la comunidad.

**Tabla 4.** Índice de diversidad de hongos en suelos de palto.

	MSP1D	MSP2D	MSP1A	MSP2A
Taxa_S	12	8	16	13
Individuals	5143	8279	5143	2821
Dominance_D	0.3541	0.2954	0.3657	0.4498
Simpson_1-D	0.6459	0.7046	0.6343	0.5502
Shannon_H	1.446	1.362	1.526	1.25
Fisher_alpha	1.471	0.8737	2.043	1.762
Chao-1	12	8	16	13.5
ACE	12	8	16.53	15.68

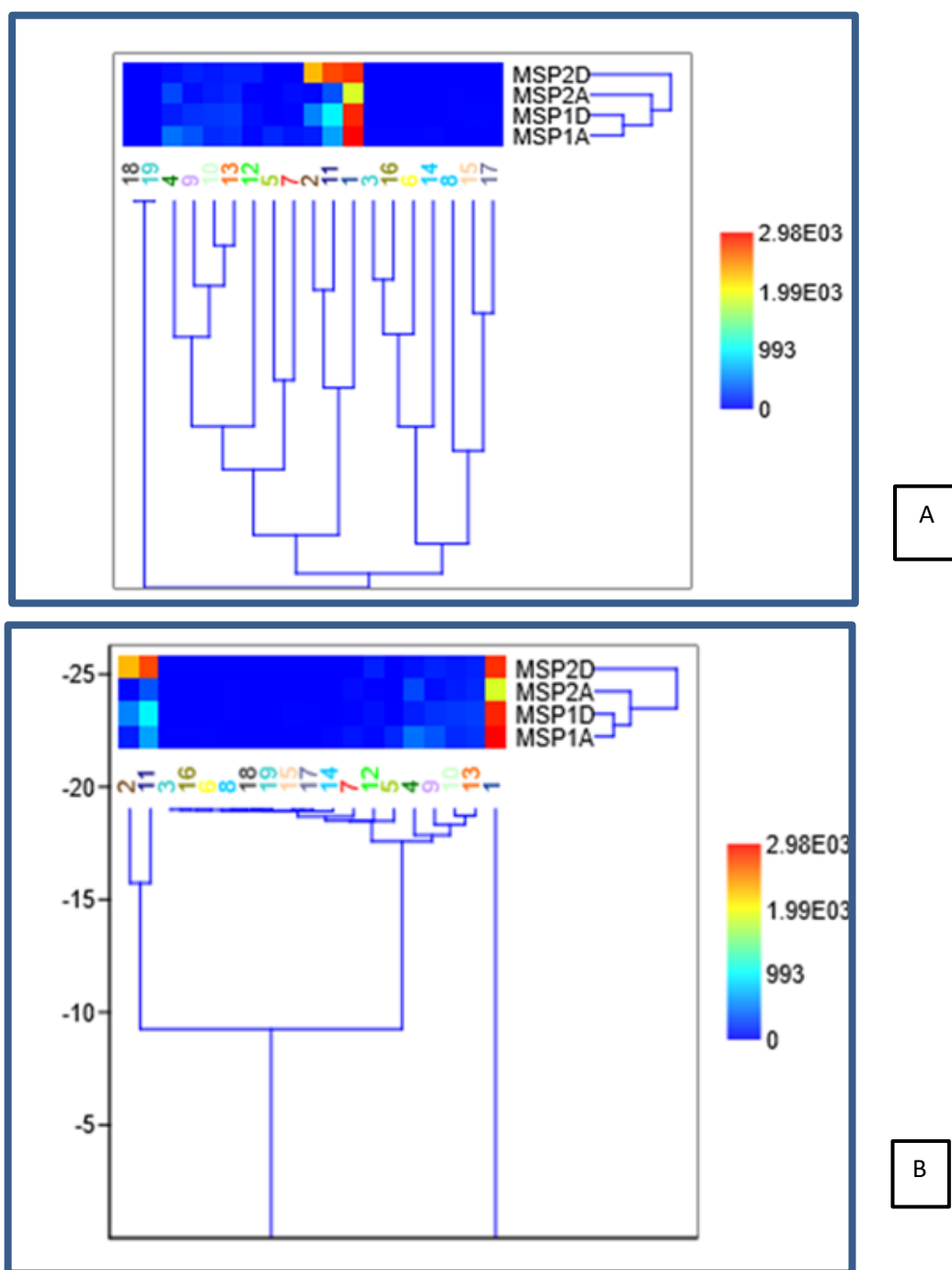
**Nota.** En la tabla se observa los índices de diversidad fúngica en suelos con cultivo de palta. Donde en los puntos MSP1A con (16) y MSP2D con (8) son los lugares que tuvieron la mayor y la menor cantidad de taxones, respectivamente. Así mismo MSP1A (1.526) mostró la mayor diversidad, y MSP2A (1.25), mostró la menor diversidad según el índice de Shannon (H'). MSP2D mostro el índice de Simpson (1-D) más alto (0.7046), lo que muestra una mayor equidad, a diferencia de MSP2A, que tuvo la menor equidad (0.5502).

**Figura 10.** Índice diversidad de hongos en suelos de palto



**Nota.** Se muestra los índices de diversidad de hongos en los suelos con cultivo de palto donde se observa que la muestra MSP2D presento más equidad y MSP2A, presento la menor. Mientras que en MSP1A, la riqueza fue la mayor que en MSP2D.

**Figura 11.** Mapa de calor y dendrógrama e Índice de similaridad de Bray Curtis de hongos en suelos con cultivo de palto.



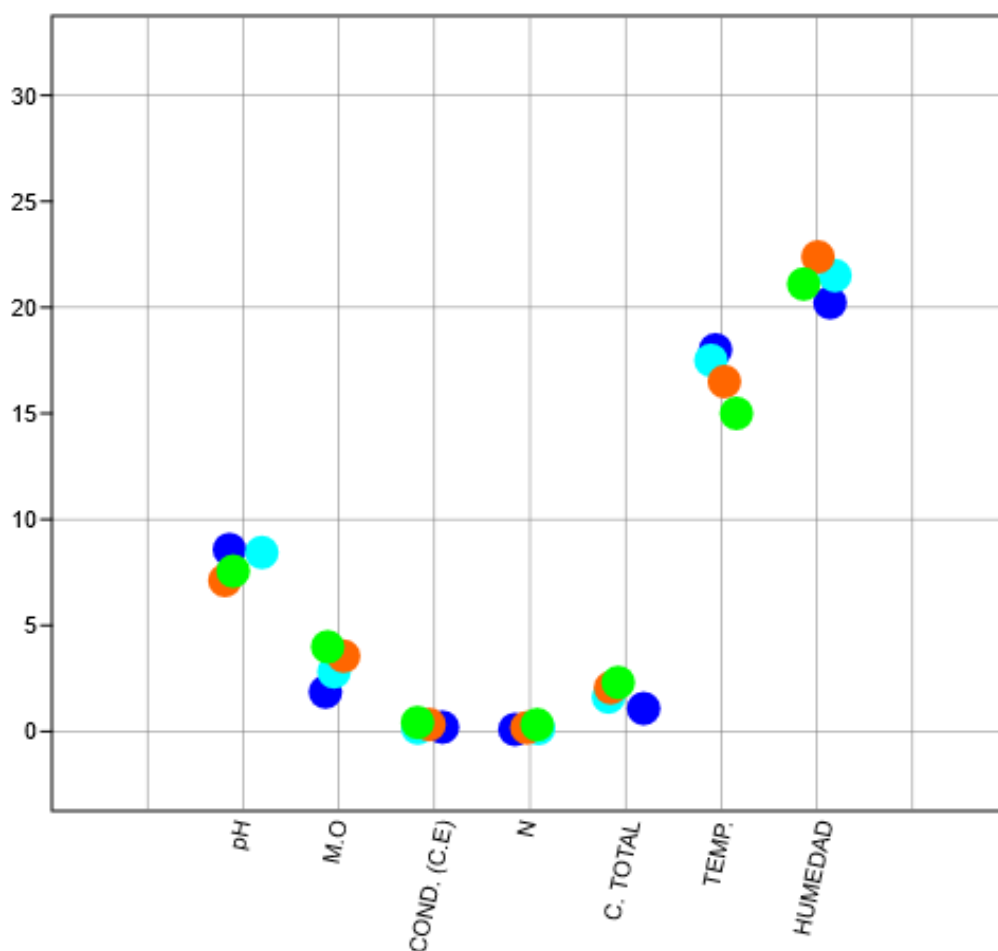
**Nota:** En (A) se muestra el índice de similaridad de Bray Curtis y en (B) se muestra el índice de la distancia euclidiana, los dendrógrama muestra la semejanza de la comunidad de hongos en los suelos de palto y el mapa de calor. MSP2D y MSP2A muestra más cercanía, mientras MSP1A muestra la mayor diferencia con los demás sitios de muestreo.

**Tabla 5.** Lectura de los valores promedio de los factores fisicoquímicos de los diversos puntos de muestreo.

	MSP1D	MSP2D	MSP1A	MSP2A
pH	8.58	8.44	7.12	7.56
M.O(%)	1.86	2.81	3.55	3.99
COND. (C.E) mS/cm	0.2	0.161	0.326	0.423
N (%)	0.093	0.141	0.176	0.32
C. TOTAL (%)	1.08	1.62	2.06	2.31
TEMP. (°C)	18	17.5	16.5	15
HUMEDAD (%)	20.22	21.5	22.38	21.1

**Nota.** En la tabla adjunta se observa los valores de los parámetros fisicoquímicos de los cuatro puntos de muestreo del suelo con cultivo de palto, donde se puede evidenciar que existe diferencia entre estos parámetros encontrándose que en MSP1D se tuvo un pH de 8.58, mientras que MSP1A se tuvo un pH de 7.12. La materia orgánica y el nitrógeno tuvieron los valores más altos en MSP2A (0,32% y 3,99%, respectivamente). MSP2A también presentó una conductividad eléctrica más alta (0,423 dS/m). La temperatura fue de entre 15 °C y 18 °C, pero la humedad se mantuvo más o menos estable entre los sitios, con cifras que iban del 20,22% al 22,38%. Este resultado nos indica que puede existir variaciones en cuanto a espacio en condiciones edafoclimáticas que estarían asociados a los distintos usos del suelo o majo ambiental entre las zonas de estudio.

**Figura 12.** Distribución de los rangos de los factores fisicoquímicos de los puntos de muestreo.

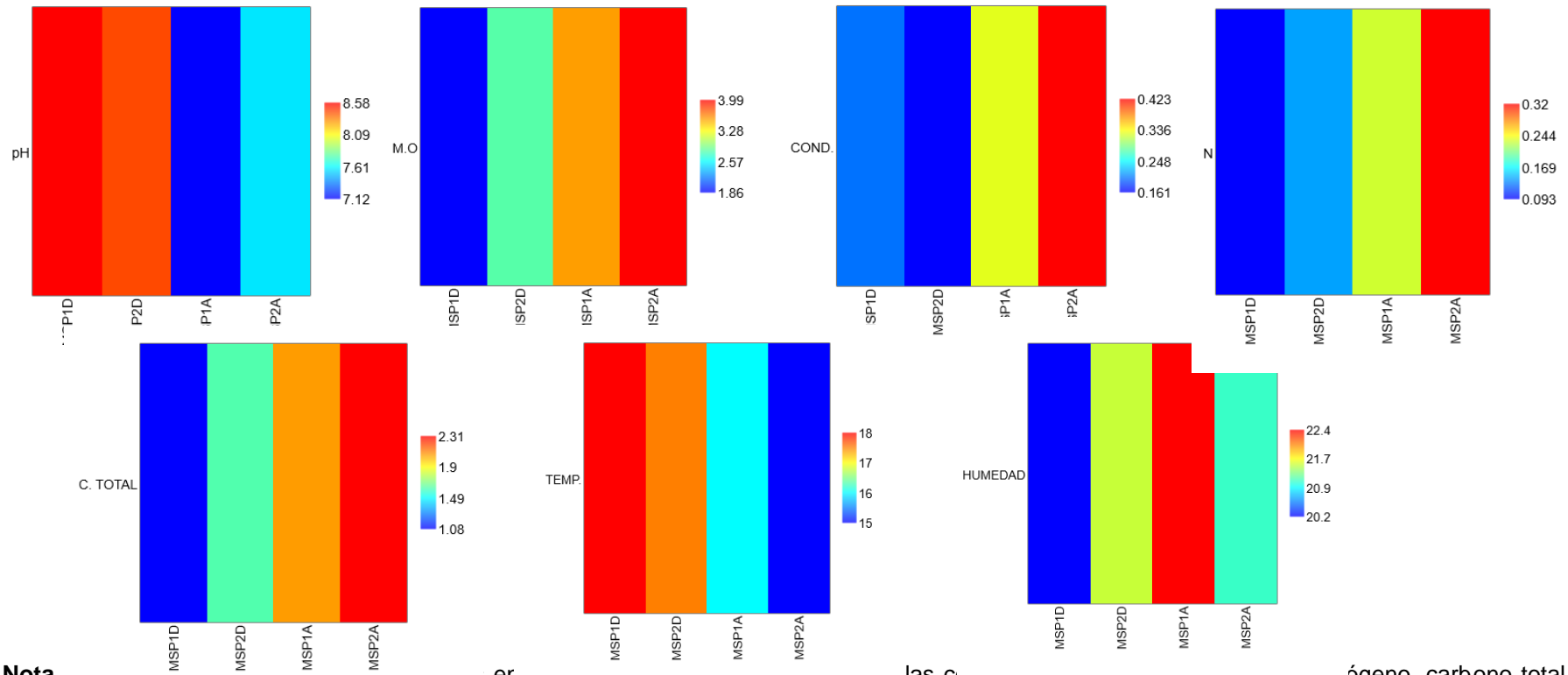


**leyenda**



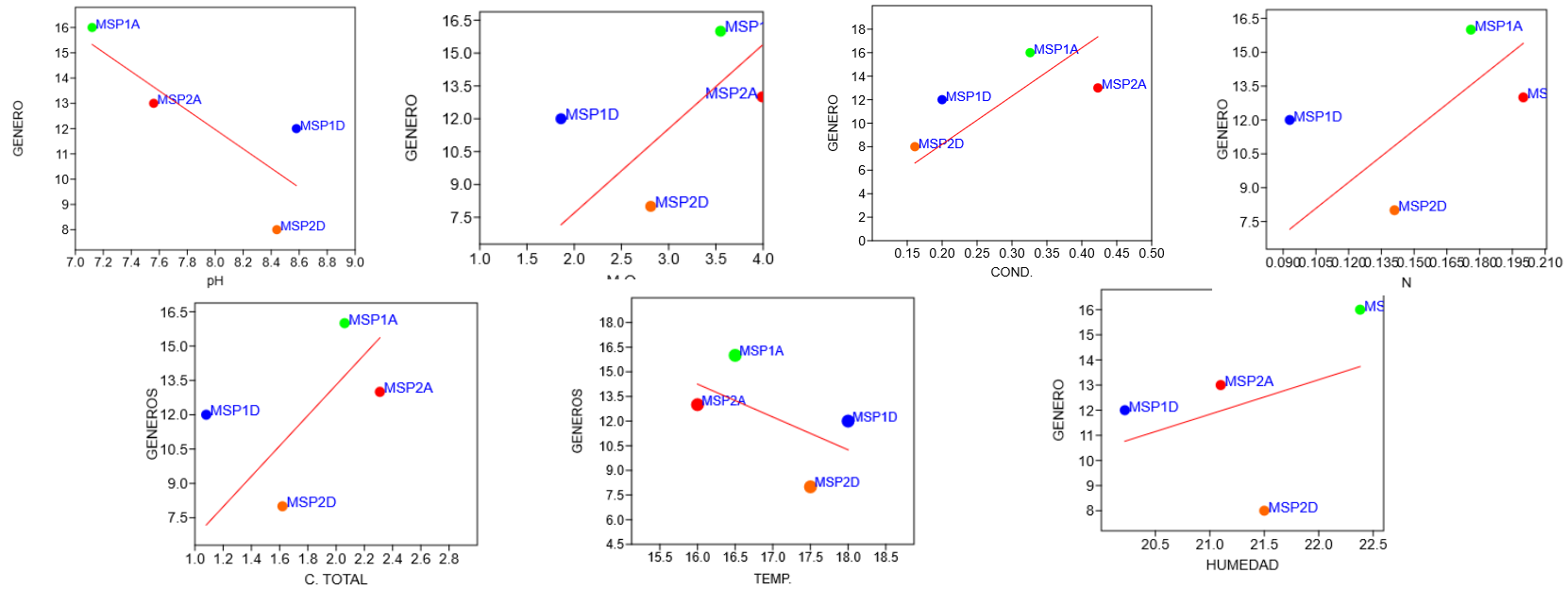
**Nota.** Se muestra la distribución de factores fisicoquímicos de los puntos de muestreo donde existe diferencia entre humedad, temperatura, y pH. La humedad es la que alcanzo el valor más en MSP1A. La temperatura tuvo una ligera variación entre los puntos, siendo MSP1D el más cálido. En relación al pH, que en el punto MSP1A y MSP2A tendieron a la neutralidad. Mientras, los valores de materia orgánica, nitrógeno y carbono total mostraron valores elevados en MSP2A, así mismo la conductividad eléctrica fue alta en los sitios MSP1A y MSP2A. En general, los puntos de muestreo presentaron diferencias notables en las condiciones edáficas.

**Figura 13.** Rango de los factores fisicoquímicos de los puntos de muestreo de suelo con cultivo de palto.



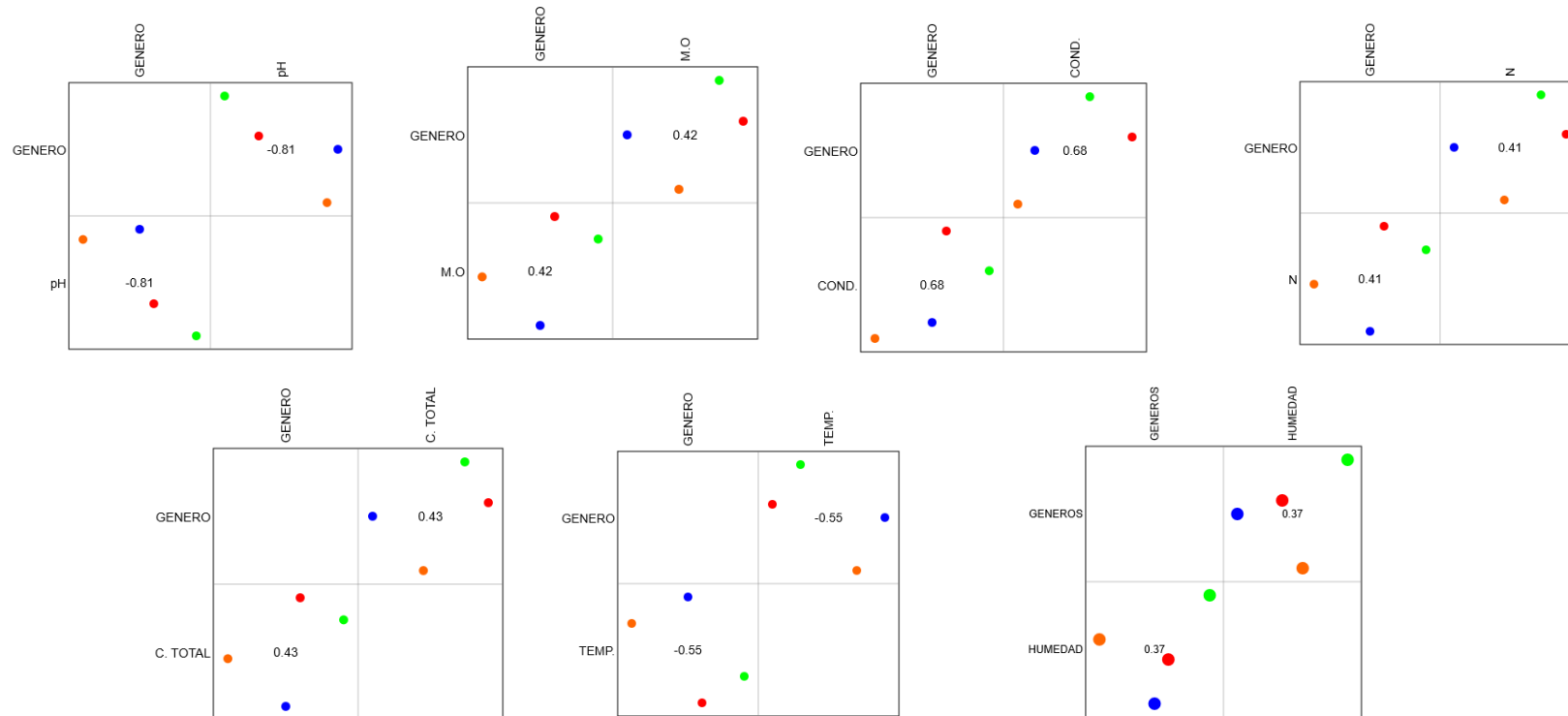
**Nota.** En MSP1D se observó las concentraciones más elevadas de nitrógeno, carbono total, materia orgánica y conductividad. En MSP1D tuvo un pH más alto que MSP1A. Mientras que la humedad permaneció con pequeñas variaciones entre los puntos de muestreo de suelo con cultivo de palto, así como la temperatura fue superior en MSP1D.

**Figura 14.** Relación de los factores fisicoquímicos con la diversidad de los géneros de hongos en suelos de palto.



**Nota.** Se notó una evaluación positiva entre la diversidad de especies de hongos y factores fisicoquímicos como el carbono total, la humedad, la temperatura, el nitrógeno y la materia orgánica. El pH exhibió una regresión negativa. MSP1A muestra alta variedad de géneros que se relaciona con los parámetros edáficos más altos, MSP2D, que tuvo la menor diversidad y los valores más reducidos en esos mismos factores.

**Figura 15.** Correlación entre de los factores físicoquímicos y la diversidad de los géneros fúngicos en suelos de palto.



**Nota.** Se observa que la diversidad de géneros de hongos presentes en muestras con cultivo de palta se correlaciona positivamente con la conductividad, nitrógeno, materia orgánica, carbono total y la humedad. Mientras que, el pH y la temperatura tuvieron una relación negativa con la diversidad, siendo el pH la variable que mostró mayor asociación inversa con la diversidad ( $r = -0.81$ ).

## VI. DISCUSIÓN

En la figura 10, se muestra un diagrama de pastel de porcentaje de géneros de los cuatro puntos de muestreo de suelos con cultivo de palto, donde se observa que existen tres géneros de hongos que presentan mayor porcentaje: son el género *Fusarium* con un 49%, *Cladosporium* con 22% y el género *Myrothecium* con 14 %; otros géneros se encuentran entre 3 y 1%.

Las muestras fueron colectadas de cuatro puntos con cultivo de palto codificados como MSP1A, MSP1D, MSP2A y MSP2D, el cual se analizó cada punto en el que se observa en la figura 11, que el porcentaje de géneros del punto MSP1A fueron mayores el género *Fusarium* con un 58%, *Cladosporium* con 12%, *Plectosphaerella* con 9 %, *Periconia* con 6%, otros géneros de 4 a 1%. La figura 12, muestra el porcentaje de géneros del punto de muestreo MSP1D, donde géneros de hongos con mayor porcentaje son el género *Fusarium* con 55%, *Cladosporium* con 19%, *Myrothecium* con 10 %, otros géneros en porcentajes entre 5 a 1%. En la figura 13, muestra el porcentaje de géneros del punto MSP2A, donde se observa que el mayor porcentaje de género son *Fusarium* con un 65%, *Cladosporium* con 11%, *Plectosphaerella* con 10 %, otros géneros en porcentajes de 5 a 1%. En la figura 14, muestra el porcentaje de género del punto MSP2D, donde se observa el mayor porcentaje del género *Fusarium* con un 34%, *Cladosporium* con 33%, *Myrothecium* con 27 %, otros géneros en porcentajes entre 2 a 1%. Los géneros más representativos indican una alta dominancia específica de los hongos presentes en estos cuatro puntos de muestreo, pero del mismo modo se puede interpretar que existe una baja equitatividad ya que la comunidad de hongos no está equilibrada, predominando poco género, según ello se puede indicar que existe una relación que puede estar influenciada por asociaciones de tipo micorrízico, por competencia, a las condiciones edáficas propias del manejo agrícola con cultivo de palto.

Según la Figura N° 15, se observa una clara dominancia del phylum Ascomycota en todos los puntos de muestreo evaluados en suelos cultivados con palto (*Persea americana*). Se observa que la abundancia relativa de este grupo fue superior, mientras que el phylum Basidiomycota presenta una escasa dominancia. Lo que evidencia una composición de una comunidad fúngica homogénea a nivel

taxonómico entre los cuatro sitios muestreados (MSP1A, MSP1D, MSP2A y MSP2D).

La preponderancia del phylum Ascomycota en suelos agrícolas como en suelos con cultivos de palto ha sido ampliamente documentada en estudios realizados por Tedersoo et al., 2014; y Bahram et al., 2018, donde atribuyen principalmente a la capacidad adaptativa de este grupo frente a ambientes perturbados por prácticas agrícolas. Del mismo modo Gao et al., 2020, menciona que estos hongos comprenden numerosas especies saprobias, endófitas y patógenas con alta capacidad de descomponer la materia orgánica, (compuestos celulósicos). Estas características confieren a Ascomycota ventajas competitivas en agroecosistemas con altos aportes de residuos vegetales.

La baja abundancia de Basidiomycota coincide con lo reportado por Urbanová et al., 2015 para agroecosistemas tropicales e intensivos, donde la abundancia suele ser limitada por la menor disponibilidad de sustratos lignificados o complejos. Ello explicaría la baja abundancia de este phylum en los suelos estudiados.

En este contexto los suelos cultivados con palto, podemos inferir que las condiciones favorables para el desarrollo de hongos ascomicetos se encuentran influenciadas por las prácticas agrícolas recurrentes (labranza, fertilización, riego), los cuales pueden establecer interacciones simbióticas o endofíticas con las raíces del cultivo (Schmidt et al., 2019), según los estudios realizados por Smith & Read, 2008; Urbanová et al., 2015, menciona que el uso de fertilizantes y el disturbio del suelo suelen desplazar a otros grupos fúngicos, particularmente a Basidiomycota, que comúnmente se asocian a suelos forestales o ambientes menos alterados.

La Figura 16, muestra la abundancia relativa de hongos a nivel de clase presentes en los puntos de muestreo (MSP1A, MSP1D, MSP2A y MSP2D) de suelos cultivados con palto. Se observa que la clase Sordariomycetes es dominante en todos los puntos de muestreo, seguida por Dothideomycetes, mientras que Eurotiomycetes, Saccharomycetes y Agaricomycetes se encuentran en menor proporción.

Según Zhang et al. (2016), la abundancia de **Sordariomycetes** en todos los puntos de muestreo, puede estar influenciada por su capacidad de adaptación a condiciones edáficas variables y a su rol como descomponedores de materia orgánica compleja en suelos agrícolas, Este patrón también ha sido reportado por

Navarro-Noya et al. (2018), quienes observaron una dominancia de esta clase en sistemas agrícolas tropicales, lo que sugiere una posible asociación con el manejo del cultivo y el aporte de residuos orgánicos.

La segunda clase en abundancia fue **Dothideomycetes**, en los cuatro puntos de muestreo y según descrito por Schoch et al., 2009, esta clase incluye a hongos saprótrofos y fitopatógenos, alguno de los cuales fueron encontrados en suelos agrícolas y frutales como un grupo fúngico común en suelos con alta actividad microbiana, especialmente en condiciones microclimáticas favorables generado por la cobertura del cultivo. Esto refuerza lo mencionado por Lauber et al., 2008, que los factores ambientales influyen directamente en la composición de la comunidad de hongos.

La clase **Eurotiomycetes**, aunque en menor proporción, muestra una distribución más notable en las muestras MSP1D y MSP2A. como menciona Porras-Alfaro & Bayman, 2011, esta clase incluye géneros como *Aspergillus* y *Penicillium*, conocidos por tolerar el estrés ambiental y participar en el proceso de mineralización. Su presencia podría indicar cierta heterogeneidad microambiental o diferencias en la disponibilidad de nutrientes entre los sitios. Por otro lado, **Saccharomycetes** y **Agaricomycetes** aparece mínimamente. Y más escaso **Agaricomycetes**, prefieren suelos forestales ricos en hojarasca y madera en descomposición, y rara vez habitan en suelos agrícolas intensivos como los dedicados al palto (Tedersoo et al., 2014).

Estos resultados evidencian que, en suelos con cultivo de palto, la diversidad fúngica a nivel de clase es relativamente homogénea, con variaciones importantes que podrían explicarse por diferencias microambientales o manejo agrícola entre los puntos muestreados. Estas observaciones respaldan la hipótesis de que los factores ambientales influyen significativamente en la composición fúngica del suelo.

En la figura 17, muestra la abundancia relativa en los puntos MSP1A, MSP1D, MSP2A y MSP2D, donde se observa una dominancia de más del 50% del orden *Hypocreales* en todos los puntos. Este hallazgo es consistente con estudios previos que han reportado la alta dominancia de este grupo en suelos agrícolas y ambientes rizosféricos debido a su capacidad para establecer relaciones tanto patógenas con plantas (Zhang et al., 2020; Xu et al., 2012).

Se observa que *Capnodiales*, *Pleosporales* y *Glomerellales* encuentran en proporción considerable, pero a la vez variantes en los cuatro puntos de muestreo. Esta variación podría estar asociada a diferencias en el tipo de suelo, régimen de humedad, o a factores edáficos, los cuales influyen significativamente en su diversidad micológica (Tedersoo et al., 2014), este grupo incluye levaduras asociado frecuentemente a ambientes ricos en materia orgánica y a interacciones con raíces de plantas, actuando como oportunistas o simbioses facultativos (Kowalchuk et al., 2002).

La diversidad de órdenes menos abundantes, como *Eurotiales*, *Dothideales* y *Saccharomycetales*, fueron mayores en MSP1A y MSP2A y disminuyen especialmente en MSP1D y MSP2D. Esta pérdida de riqueza puede estar vinculada a condiciones ambientales más estresantes o intervención antrópica intensa en ese sitio, lo cual ha sido reportado como un factor que reduce la diversidad fúngica en ecosistemas perturbados (Banerjee et al., 2019). Estos órdenes comprenden hongos con roles ecológicos variados, incluyendo descomponedores, fitopatógenos y endófitos (Tedersoo et al., 2014).

Se observa que hay una proporción de hongos que no pueden ser clasificada taxonómicamente con precisión, como la presencia del grupo *Incertae Sedis*, lo que pone de manifiesto la necesidad de avanzar en la caracterización molecular mediante herramientas de secuenciación de nueva generación. Este hallazgo coincide con lo reportado por Nilsson et al. (2019), quienes destacan la existencia de una porción significativa de la diversidad fúngica aún no descrita formalmente, lo cual limita la comprensión completa de la ecología microbiana en suelos.

Por otro lado, se observó una menor proporción de órdenes como *Sebacinales*, *Saccharomycetale*, y *Dothideales*, cuya presencia fue escasa pero constante en todas las muestras. Si bien su abundancia fue baja, estos grupos podrían tener funciones ecológicas importantes como la formación de micorrizas u otros tipos de interacciones simbióticas con las raíces, lo cual podría conferir ventajas adaptativas a las plantas en condiciones de estrés (Weiß et al., 2016).

En la Figura 18, se muestra la abundancia relativa de hongos a nivel de familia en cuatro puntos de muestreo (MSP1A, MSP1D, MSP2A y MSP2D), en suelos con cultivo de palto (*Persea americana Mill*), permitiendo explorar la composición fúngica con mayor resolución taxonómica. Destacándose en ella Nectriaceae

como la más dominante en los puntos de muestreo (MSP1A, MSP1D y MSP2A), mientras en MSP2D su dominancia es menor, siendo desplazados por Cladosporiaceae y Sebacinaceae. Esta dominancia de Nectriaceae en suelos agrícolas ha sido reportado previamente en cultivos perennes, debido a su alta capacidad de descomponer materia orgánica y su relación con condiciones de alta disponibilidad de materia orgánica (Domsch et al., 2007). Esta familia puede prosperar en suelos alterados o ricos en nutrientes, producto de fertilización (Ning et al., 2020).

Por otro lado, Cladosporiaceae, mostró una abundancia relevante en el punto MSP2D, siendo documentado como abundante en suelos agrícolas caracterizado por su resistencia a cambios de humedad y temperatura (Bensch et al., 2012). Su incremento en MSP2D puede estar relacionado con condiciones microclimáticas particulares de ese punto, tales como mayor humedad, coincidiendo lo reportado por Frac et al. (2018) sobre su sensibilidad a factores edáficos.

Se puede observar también que Stachybotryaceae, se encuentra en una cantidad considerable en MSP2D, esta familia es conocida por su amplia distribución en hábitat diversos además por producir micotoxinas que son componentes activos.

Como también se observa que Sebacinaceae, domina parcialmente en MSP2D, esta familia es conocida por sus interacciones rizosféricas y asociaciones micorrízicas que benefician la absorción de nutrientes (Weiß et al., 2011). Su mayor abundancia en este punto puede vincularse a una mayor actividad rizosférica, la textura o estructura del suelo, que contribuyen en el desarrollo de relaciones simbióticas.

Familias como Didymellaceae, Plectosphaerellaceae, glomerellaceae y Aureobasidiaceae también estuvieron presentes en proporciones menores, pero constantes en varios sitios. Estas familias agrupan tanto organismos saprobios como fitopatógenos oportunistas y su distribución puede estar modulada por la cantidad y tipo de residuos vegetales disponibles en el suelo (Baldrian, 2017).

La baja abundancia de Trichocomaceae y Pichiaceae, puede estar asociada a condiciones poco favorable como bajo contenido de azúcares o competencia con otros grupos, donde estos taxones pueden actuar como descomponedores secundarios o participar fermentando la materia orgánica (Kowalchuk et al., 2002).

Diversos autores han resaltado que parámetros y la densidad de raíces son determinantes clave en la composición microbiana del suelo (Lauber et al., 2008; Delgado-Baquerizo et al., 2018). El análisis de abundancia relativa a nivel de familia muestra patrones diferenciados entre sitios, donde ciertas familias como Nectriaceae y Cladosporiaceae predominan dependiendo de las condiciones microambientales. Estos resultados refuerzan la importancia de considerar los factores ambientales en la diversidad fúngica en suelo con cultivo de palto.

En la figura 19, se observa la diversidad fúngica a nivel de género en suelos cultivados con palta muestra una alta dominancia del género *Fusarium* en todas las muestras analizadas. Este género se encuentra ampliamente distribuido en suelos agrícolas, algunas de las cuales son de gran relevancia económica por causar enfermedades vasculares en cultivos de importancia comercial, incluyendo la palta (Cotty et al., 2020; López-Lima et al., 2021). Su elevada abundancia podría indicar condiciones edáficas favorables para su desarrollo, como excesivo uso de fertilizantes nitrogenados, baja diversidad microbiana y prácticas de manejo que promueven la proliferación de organismos oportunistas.

Los géneros *Cladosporium*, *Kabatiella*, variaron según la muestra en diferentes proporciones. *Cladosporium*, descrito como un género cosmopolita con miembros saprobios y epifíticos, que pueden tener funciones tanto benéficas como patogénicas (Bensch et al., 2012). Su presencia constante, en MSP1D y MSP2D, podría estar asociada a residuos vegetales en descomposición o a interacciones competitivas en la rizósfera. *Kabatiella*, más abundante en la muestra MSP2D, es un género poco reportado en suelos, pero ha sido identificado como patógeno foliar en otros cultivos leñosos (Zhang et al., 2020). Su abundancia en esa muestra sugiere posibles desequilibrios en la comunidad microbiana, o condiciones ambientales particulares del sitio en estado degradado.

Los géneros *Myrothecium* y *Stagonosporopsis*, de distribución relativamente uniforme, pueden actuar como patógenos o saprótrofos facultativos, y su coexistencia indicaría una etapa de sucesión fúngica dominada por taxones oportunistas (Domsch et al., 2007). Este análisis se refuerza al observar una mayor diversidad de géneros en las muestras MSP2D, mientras que la muestra MSP2A presenta una comunidad más simplificada con predominancia de unos pocos géneros, lo cual podría indicar una pérdida de diversidad debido a la perturbación antropogénica.

La baja abundancia de géneros como *Glomus* o *Sebacina*, simbioses mutualistas o micorrízicos conocidos, puede reflejar condiciones de manejo que no favorecen asociaciones simbióticas, como el uso intensivo del suelo o la falta de rotación de cultivos. Este patrón ha sido descrito en otros agroecosistemas donde el manejo convencional reduce la riqueza funcional del microbioma del suelo (Tedersoo et al., 2014; Banerjee et al., 2019).

La notable presencia de géneros como *Talaromyces* y *Plectosphaerella* en cantidades moderadas sugiere un potencial biotecnológico para su estudio. Algunas especies de *Talaromyces*, por ejemplo, son conocidas por su capacidad de producir metabolitos antimicrobianos y mejorar la disponibilidad de fósforo, lo cual podría ser aprovechado en programas de biofertilización en cultivos de palta (Zhou et al., 2021).

En la Figura 20, se observa un análisis integral de la diversidad de hongos a nivel de género en suelos con cultivo de palta (*Persea americana* Mill.), evaluada mediante seis índices de diversidad. Estos índices permiten explorar distintos aspectos de la diversidad microbiana, lo cual resulta esencial para entender cómo los factores ambientales influyen en su diversidad micológica edáfica.

El **indicador de Shannon**, considera tanto la riqueza como la equitatividad, se observa que MSP1A presenta el valor más alto, seguido de MSP1D y MSP2D, mientras que MSP2A registra la menor diversidad. Indicando que el punto MSP1A posee una comunidad fúngica más equilibrada y diversa, estando vinculado a condiciones edáficas más heterogéneas o una cobertura vegetal que favorece la coexistencia de múltiples géneros (Guerra et al., 2020). El bajo valor en MSP2A podría indicar una comunidad dominada por pocos géneros, posiblemente como resultado de estrés ambiental o manejo agrícola intensivo (Lauber et al., 2008).

El **índice de Simpson**, mide la probabilidad de que dos individuos seleccionados al azar pertenezcan al mismo género, siendo mayor en MSP2D, lo cual respalda la idea de una alta equitatividad en ese sitio. Mientras, el **índice de dominancia (D)** presenta sus valores más altos en MSP2A, lo que sugiere la presencia de pocos géneros dominantes. Este fenómeno puede deberse a la compactación del suelo, pH extremo o a la aplicación de insumos químicos que favorecen ciertos hongos oportunistas (Bahram et al., 2018).

Los índices de **riqueza estimada** (Chao1 y ACE), presenta valores más altos en MSP1A y MSP2A. Estos índices son sensibles a los géneros poco abundantes, sugiriendo que estos puntos podrían tener una reserva microbiana importante para funciones ecosistémicas (Huang et al., 2021). El sitio MSP2D muestra menor valor en ambos casos, indicando una menor complejidad ecológica.

El **índice de Fisher's Alpha**, estima la diversidad de comunidades altamente diversas, presenta un valor máximo en MSP1A. Esto respalda aún más que este punto presenta condiciones favorables para el desarrollo de una comunidad fúngica diversa, posiblemente a una mayor acumulación de materia orgánica o una rizosfera más activa debido al manejo del cultivo (Tedersoo et al., 2014).

En términos generales, se observó que en los sitios MSP1A y MSP2D exhiben mayor diversidad y riqueza fúngica en comparación con MSP2A. Estos resultados sugieren que factores ambientales como el tipo de suelo, la materia orgánica, el pH, el régimen hídrico y las prácticas agrícolas (fertilización, labranza, uso de coberturas) influyen significativamente en la estructura de la comunidad fúngica (Delgado-Baquerizo et al., 2018; Frac et al., 2018). La mayor diversidad microbiana en suelos ha sido asociada a una mayor funcionalidad del ecosistema, incluyendo ciclos de nutrientes, resistencia a patógenos y resiliencia ecológica (van der Heijden et al., 2008). Este estudio es importante para considerar estrategias de manejo agrícola que promuevan la biodiversidad del suelo, esta puede tener implicaciones directas sobre la sostenibilidad del agroecosistema y la salud del cultivo de palto.

La Figura 21, permite evaluar la relación entre la composición fúngica y los factores fisicoquímicos del suelo en los cuatro puntos de muestreo (MSP1D, MSP2D, MSP1A, MSP2A). La primera corresponde a un mapa de calor y dendrograma basado en el índice de similitud de Bray-Curtis, que agrupa las muestras en función de la composición y abundancia de géneros fúngicos. La segunda imagen emplea un análisis de distancia euclidiana, que permite observar las diferencias cuantitativas de los factores fisicoquímicos que influyen sobre esas comunidades.

El análisis de similitud de Bray-Curtis es útil para datos ecológicos, ya que considera la abundancia relativa de especies sin verse afectado por las ausencias compartidas, proporcionando una imagen robusta de la estructura comunitaria

(Ramette, 2007). En la imagen superior se observa que las muestras MSP2D y MSP2A presentan mayor similitud entre sí, seguidas por MSP1D y MSP1A, las cuales también forman un clúster separado. Este patrón de agrupamiento concuerda con estudios que demuestran como la composición de comunidades fúngicas responde a gradientes ambientales y al tipo de uso edáfico. Tedersoo et al., (2014), menciona sobre el comportamiento comunidades fúngicas tienden a agruparse según la ubicación geográfica o condiciones compartidas. La similitud entre MSP2D y MSP2A, podría explicarse por un régimen de manejo del cultivo de palto o una estructura del suelo homogénea, como se evidencia en la Figura 31 de los valores comparables de humedad y conductividad.

La distancia euclidiana, analiza y cuantifica la disimilitud total entre perfiles ambientales y puede sugerir posibles mecanismos de filtrado ambiental (Chase & Leibold, 2003). Según la Figura 21 inferior, se analiza las diferencias entre puntos de muestreo en función de la composición fúngica del suelo. Se observa un agrupamiento claro entre MSP2D y MSP2A, lo cual refuerza la hipótesis de que los factores ambientales y edáficos influyen directamente sobre la diversidad micológica. Cabe destacar que MSP1A y MSP1D, presentan mayor contenido de materia orgánica y pH más elevados, forman un grupo diferenciado, respaldando los resultados de la Figura 20 y 21, donde se observa una mayor diversidad y abundancia de géneros fúngicos en estas zonas.

La correlación entre similitud biológica (Bray-Curtis) y similitud ambiental (Euclidiana) es consistente con la teoría del nicho ecológico, que postula que las comunidades microbianas tienden a estructurarse según la compatibilidad con el ambiente local (Martiny et al., 2006).

Estos resultados sugieren que los factores fisicoquímicos del suelo no solo influyen en la diversidad fúngica, sino que también estructuran las comunidades a nivel composicional. Esto es coherente con los hallazgos de Bahram et al. (2018), quienes identificaron que variables como el pH, la disponibilidad de carbono y la humedad del suelo explican una proporción significativa de la variación en la composición fúngica a escala global. Asimismo, la estructura jerárquica observada en ambos dendrogramas sugiere que existen patrones ecológicos repetibles en función de las condiciones del suelo, lo cual tiene implicaciones prácticas para el manejo agroecológico del cultivo de palto. En términos de salud del suelo, una comunidad fúngica diversa y funcionalmente complementaria puede mejorar la

resiliencia del sistema agrícola y la productividad a largo plazo (Van Der Heijden et al., 2008).

Las figuras 22 y 23, muestran la variación y comportamiento de los diferentes parámetros fisicoquímicos del suelo en los cuatro puntos de muestreo analizado para el estudio de comunidades fúngicas en suelos cultivados con palta (*Persea americana*). Las variables evaluadas son determinantes en la estructura y funcionalidad de las comunidades fúngicas del suelo, debido a su influencia directa sobre la disponibilidad de nutrientes, la descomposición de residuos orgánicos y la estabilidad ecológica del suelo (Bardgett & Van Der Putten, 2014).

Los valores de pH observados en los sitios de muestreo de suelo variaron entre 7.12 (MSP1A) y 8.58 (MSP1D), mostrando un rango de suelos de neutros a ligeramente alcalina, Estudios previos demostraron que el pH influye en los principales determinantes de la estructura y composición de las comunidades fúngicas, ya que afecta la solubilidad de nutrientes y la actividad enzimática (Rousk et al., 2010).

Diversas investigaciones mostraron que un pH cercano a la neutralidad influye positivamente a una mayor diversidad de hongos edáficos, mientras los valores extremos, ya sean ácidos o alcalinos pueden interferir en la presencia de ciertos géneros sensibles, pero su diversidad máxima suele observarse en suelos ligeramente ácidos a neutros que promueve la existencia de grupos funcionales (Lauber et al., 2009; Bahram et al., 2018), lo que podría explicar la riqueza fúngica observada en este estudio, particularmente de géneros como *Fusarium* y *Cladosporium*.

Se observa que la riqueza de los géneros como *Fusarium* y *Cladosporium* podrían estar vinculada las condiciones pH registradas, debido a que estos géneros presentan gran tolerancia a altos rangos de acidez y alcalinidad de los suelos, con preferencia cercanos a la neutralidad (Domsch, Gams, & Anderson, 2007). Del mismo modo una ligera alcalinidad detectada en algunos puntos de muestreo explicaría una menor diversidad de hongos acidófilos edáficos reportados en otros ecosistemas agrícolas (Zhou et al., 2020).

Donde se observa que el pH actúa como un filtro ambiental, importante en la estructuración de las comunidades fúngicas en los suelos con cultivo de palto modulando la composición funcional de los taxones presentes y en su diversidad.

Esta información es consistente con lo encontrado en otras investigaciones recientes, ya que destacan la importancia del pH como uno de los predictores más robustos de la variación en la diversidad microbiana a nivel local y regional (Glassman et al., 2017; Tripathi et al., 2018).

También se observa que la materia orgánica osciló entre 1.86 % (MSP1D) y 3.99 % (MSP2A), mientras que el carbono total varió entre 1.08 % y 2.31 %. La materia orgánica es una fuente importante fuente de energía y nutrientes para los microorganismos del suelo, especialmente para los hongos saprobios (Paul, 2014), y está relacionada con la diversidad fúngica en diversos agroecosistemas (Treseder et al., 2011), en suelos con mayor contenido de M.O pueden favorecer la actividad microbiana, la formación de micelio y la mineralización de nutrientes. Esto podría estar relacionado con la presencia de géneros como *Talaromyces* y *Myrothecium*, que solubilizan la materia orgánica (Zhou et al., 2021).

Así mismo se observa valores bajos de nitrógeno total que vario de 0.093 % a 0.32 %, siendo MSP2A el punto con mayor concentración, lo cual es común en suelos tropicales y puede indicar una baja fertilidad. Sin embargo, una baja disponibilidad de nitrógeno puede favorecer la colonización de hongos micorrízicos arbusculares (AMF), aunque en este estudio su presencia fue escasa. Estudios como los de Treseder (2004) han indicado que el exceso o la deficiencia de nitrógeno puede alterar drásticamente la estructura de la comunidad fúngica, favoreciendo a taxones oportunistas como *Fusarium* frente a mutualistas simbióticos. El nitrógeno es esencial para el metabolismo microbiano, un exceso puede reducir la diversidad fúngica al favorecer géneros oportunistas o limitar especies micorrízicas (Allison et al., 2007). Esto explicaría por qué MSP2A, a pesar de su mayor contenido de nitrógeno, muestra menor diversidad fúngica.

Del mismo modo se observa que los valores de la conductividad eléctrica fueron baja en todos los puntos, oscilando entre 1.86 y 3.99 dS/m., lo cual es favorable para la actividad microbiana. Altos niveles de conductividad suelen asociarse a salinidad, acumulación de solutos generando condiciones de estrés, pudiendo limitar la actividad fúngica (Rietz & Haynes, 2003), (Zhao et al., 2019). En este estudio, la baja conductividad sugiere que la salinidad no es un factor limitante para la comunidad fúngica, teniendo MSP2A la mayor C.E, es decir no muestra una reducción en diversidad, lo que podría indicar la presencia de hongos halotolerantes o la interacción de otros factores como la M.O elevada.

En cuanto a la temperatura se observa una variación entre 15 a 18°C, mientras que la humedad varía entre 20.2% a 22.4%. La humedad es esencial para el ciclo de vida de los hongos, mientras que la temperatura modula la velocidad de los procesos metabólicos y la capacidad de colonizar el suelo (Peay et al., 2016). Según Dighton (2003), muchos hongos de suelo tropical prosperan en condiciones de humedad alta y temperaturas moderadas, favoreciendo la actividad enzimática para la degradación de materia orgánica. El punto MSP2D, presentó mayor proporción de géneros potencialmente patógenos como *Kabatiella*, también mostró menor humedad y contenido de materia orgánica, lo que sugiere que condiciones de estrés abiótico podrían favorecer a hongos oportunistas, así mismo MSP2A, presenta menor humedad y temperatura, pero niveles más bajos de diversidad, debido a menor actividad metabólica fúngica.

Las figuras 24 y 25, muestran las regresiones lineales y correlaciones entre los factores fisicoquímicos y la diversidad de géneros fúngicos presentes en los cuatro puntos de muestreo (MSP1A, MSP1D, MSP2A, MSP2D), en suelos con cultivo de palto (*persea americana*). Este análisis nos permite identificar los factores que modulan de forma significativa la riqueza de hongos, lo cual es fundamental para comprender la dinámica de las comunidades fúngicas en sistemas agrícolas.

Los análisis de regresión de la Figura 24, refuerzan la hipótesis de que los factores fisicoquímicos del suelo influyen significativamente en la diversidad fúngica. Variables como el pH, la materia orgánica, la humedad y el contenido de nitrógeno explican patrones consistentes con la teoría del nicho ecológico y la biogeografía microbiana. Estas relaciones son clave para comprender cómo el manejo agronómico y las condiciones edáficas afectan la estructura de las comunidades microbianas en cultivos de palto.

En la figura 25, muestra el análisis de correlación entre los factores ambientales y la diversidad de géneros fúngicos presentes en suelos con cultivo de palto, los resultados obtenidos evidenciaron que estos factores actúan de manera conjunta modulando la estructura de las comunidades fúngicas, mostrando interacciones complejas que responden a las condiciones edáficas de cada punto de muestreo.

En el factor analizado, se observa que el pH destaca por presentar una correlación negativa ( $r = -0.81$ ) con la diversidad fúngica, indicando que a medida que aumenta el pH, se reduce la riqueza o abundancia relativa de ciertos géneros. Del mismo

modo su regresión tiene una influencia inversa. Las muestras con pH más bajo (MSP1A) presentaron una mayor riqueza fúngica, mientras que los suelos más alcalinos (MSP2D) tuvieron una menor diversidad. Esta relación sugiere que el pH actúa como un factor determinante en la composición estructural de las comunidades fúngicas del suelo, estos hallazgos coinciden con lo reportado por Lauber et al. (2009), quienes señalaron que el pH es uno de los principales determinantes de la estructura de las comunidades microbianas del suelo a nivel global, del mismo modo Rousk et al. (2010) demostraron que los hongos presentan mayor diversidad en suelos ligeramente ácidos, en tanto que a valores alcalinos favorecen el predominio de grupos fúngicos adaptativos, similares estudios realizados por Barbhuiya et al. (2016) en suelos agrícolas, afirman que el pH influye significativamente en la diversidad fúngica de suelos cultivados, afectando tanto hongos saprófitos como micorrícicos. Complementariamente Tedersoo et al. (2014) señalaron que la diversidad fúngica a nivel global responde a gradiente edáficos principalmente el pH, disponibilidad nutricional y factores ambientales locales. En concordancia con mis resultados esto refuerza la importancia de considerar al pH como un factor clave no solo para la disponibilidad de nutrientes, sino también para el mantenimiento de una diversidad funcional.

Al realizar el análisis de correlación entre la materia orgánica, carbono total y la diversidad de géneros de hongos, en este estudio, las muestras MSP1A y MSP2A, con valores elevados de materia orgánica presentaron una diversidad fúngica superior a la muestra MSP2D, lo que sugiere que la calidad del recurso energético edáfico puede ser más importante que la cantidad absoluta de nutrientes. Del mismo modo su regresión reveló una influencia positiva entre la materia orgánica como el carbono total con el número de géneros de hongos mostrando una correlación positiva de  $r = 0.42$ . Este resultado confirma que una mayor disponibilidad de carbono facilita el desarrollo de comunidades fúngicas más diversas, debido a que los hongos utilizan compuestos orgánicos como fuente primaria de energía y crecimiento contribuyendo su establecimiento y proliferación (Van der Wal et al., 2006) (Gao et al., 2019; Zhou et al., 2017). Así mismo Bahram et al. (2018) señalan que suelos con mayor contenido de carbono orgánico presentan mayor diversidad microbiana, especialmente de hongos saprófitos. Estos resultados guardan relación con lo mencionado por Lauber et al. (2008), quienes afirmaron que la materia orgánica, junto con otros factores edáficos influyen directamente en la diversidad y distribución fúngica a diferentes escalas

espaciales. Este hallazgo tiene una importancia, debido a que una mayor diversidad fúngica contribuye a mejorar la dinámica de nutrientes favoreciendo al establecimiento de hongos micorrícicos, fundamentales para la absorción de nutrientes esenciales.

También se observa la correlación entre la conductividad eléctrica, con la diversidad de géneros fúngicos, existiendo una correlación moderada de  $r = 0.68$ , y una regresión lineal positiva indicando que los valores bajos de conductividad favorecen la diversidad de los géneros fúngicos. Esto puede reflejar una mayor disponibilidad de iones minerales o una condición edáfica más favorable para hongos tolerantes a ciertos niveles de salinidad (Zhao et al., 2021). Al contrario, los altos niveles de sales son desfavorables para muchas especies de hongos, siendo reportado este comportamiento por Rietz y Haynes (2003), quienes afirmaron que la salinidad afecta negativamente la diversidad microbiana, en especial en suelos expuestos a salinización o fertilización excesiva.

La correlación entre el nitrógeno con la diversidad de géneros de hongos, muestra una correlación positiva débil con un  $r = 0.42$ , cuya regresión lineal tiene una influencia positiva entre el nitrógeno y la diversidad de hongos, especialmente en la muestra MSP1A el cual concuerda con lo reportado por Treseder (2008), quien evidenció que la disponibilidad de nutrientes puede favorecer al desarrollo de ciertas comunidades fúngicas. Algunos estudios han reportado que excesos de nitrógeno pueden desplazar ciertos grupos fúngicos, como los ectomicorrízicos (Lilleskov et al., 2011). No obstante Liu et al. (2017), advierten que niveles elevados de nitrógeno pueden generar desequilibrios, favoreciendo el predominio de géneros oportunistas en perjuicio de la diversidad funcional.

La correlación entre la humedad y la temperatura del suelo con la diversidad de géneros fúngicos, muestra una correlación positiva, en la regresión analizada para los cuatro puntos de muestro MSP1A, MSP1D, MSP2A y MSP2D, muestra una regresión lineal positiva observándose un aumento en la diversidad de géneros fúngicos con el incremento de la humedad y la temperatura del suelo. Como se observa que el punto MSP1A, es el que presenta mayores niveles de temperatura y humedad, así como también es el sitio con mayor diversidad de géneros fúngico. Estos factores están estrechamente relacionados con la actividad fúngica, ya que la humedad en forma de vapor de agua favorece el transporte de nutrientes, la dispersión de esporas y la absorción de nutrientes (Chen et al., 2019), mientras

que la temperatura regula la tasa metabólica. (Schadt et al., 2003). Así mismo la temperatura mostro una correlación positiva débil los cuales son compatibles con los resultados de Peay et al. (2016), quienes indicaron que las variaciones térmicas influyen en la composición y riqueza de los hongos, particularmente en ecosistemas agrícolas tropicales y subtropicales.

Estos resultados son concordantes con lo observado por Tedersoo et al. (2014), quienes encontraron que la humedad del suelo tiene un fuerte efecto positivo en la diversidad de hongos en diversos ecosistemas, incluyendo agrícolas. Asimismo, Barnard et al. (2013) reportan que los hongos son más resistentes que las bacterias a fluctuaciones de temperatura, lo cual les confiere una ventaja competitiva bajo condiciones más cálidas. Con lo que podemos corroborar que los factores ambientales intervienen de forma directa en la diversidad de hongos edáficos. Su adecuada gestión es esencial no solo para conservar la salud edáfica, sino también para optimizar los beneficios ecológicos proporcionados por estas comunidades, como la mineralización de materia orgánica, el reciclaje de nutrientes y el establecimiento de simbiosis micorrícicas beneficiosas para el palto.

## VII. CONCLUSIONES

1. La biodiversidad fúngica de suelos con cultivos de palto en dos zonas del distrito de Luricocha según su gradiente altitudinal, se lograron identificar 19 géneros, de los cuales los más abundantes fueron *Fusarium* (49 %), *Cladosporium* (22 %) y *Myrothecium* (14 %), mostrando una diversidad fúngica variada y dominada por géneros de relevancia agrícola.
2. Los factores fisicoquímicos analizados para la gradiente altitudinal de 2770 msnm, fueron: pH de 7.12, M.O de 3.99%, C.E 0.423mS/cm, nitrógeno de 0.32%; mientras en la gradiente altitudinal de 2500 msnm, registraron valores de pH de 8.58, M.O de 1.86%, humedad de 20.22%, C.E de 0.2mS/cm y nitrógeno de 0.093%, lo que indica que la gradiente altitudinal incidí de forma directamente en las características edáficas de los suelos con cultivo de palto estudiados.
3. La relación entre la biodiversidad fúngica con los factores ambientales en suelos con cultivo de palto, evidenció que la correlación entre el pH y género mostró un  $R=-0.81$ , entre C.E y género mostró un  $R=0.68$ , entre materia orgánica y género un  $R=0.42$ , entre la humedad y género un  $R=0.37$  y entre temperatura y género un  $R=0.55$ . Mostrando con ello que los factores ambientales tienen efecto sobre la diversidad fúngica en los suelos con cultivo de palto.

## VIII. RECOMENDACIONES

1. Se recomienda aumentar el número de puntos de muestreo, así como las repeticiones por cada punto de muestreo. Esta recomendación surge a partir de los escasos datos obtenidos para su análisis, en el cual se identificó que el número de muestras fue limitado debido a lo económico. Aumentar la cantidad de muestra permitirá obtener datos más representativos y robustos, así mejorar la validez de los resultados.
2. Realizar investigaciones similares aplicando nuevas técnicas y métodos como aumentar más parámetros fisicoquímicos como metales pesados plomo, cadmio, etc., analizar compuestos xenobióticos y recalitrantes y otros contaminantes emergentes, así como el empleo de la teledetección, utilizada para cultivos de alta precisión.
3. Se recomienda seguir y ampliar este tipo de investigaciones, es decir realizar estudios a nivel de metagenómica, de microorganismos que interactúan entre sí y que desempeñan roles fundamentales en la dinámica del ecosistema edáfico. Este enfoque permitirá una comprensión más integral y detallada del ecosistema del suelo, favoreciendo el desarrollo de estrategias de conservación y manejo más efectivas.
4. Se recomienda realizar similares trabajos incorporando variables como el manejo agrícola, uso de fertilizantes y dinámica estacional del suelo que nos permita comprender de forma más integral las interacciones entre los factores ambientales y la diversidad de los hongos edáficos.

## IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alberts, B., Walter, P., Lewis, J., Raff, M., Johnson, A., & Roberts, K., (2015). *Biología molecular de la célula* (6.<sup>a</sup> ed.). Editorial Médica Panamericana.
- Álvarez, M., Rojas, J., & Torres, P. (2021). Estado de la biodiversidad mundial y su distribución. Centro Mundial de Vigilancia de la Conservación.
- Allison, S. D., & Treseder, K. K. (2008). Warming and drying suppress microbial activity and carbon cycling in boreal forest soils. *Global Change Biology*, 14(12), 2898–2909.
- Altschul, S. F., Gish, W., Miller, W., Myers, E. W., & Lipman, D. J. (1990). Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology*, 215(3), 403–410.
- Ariena, H. A., De Vos, O. J., Semenov, A. M., Van Bruggen, A. H., & Van Diepeningen, A. D., (2006). Relation between soil health, wave-like fluctuations in microbial populations, and soil-borne plant disease suppression. *European Journal of Plant Pathology*, 115, 105–122.
- Arteaga, J. (2016). Exportaciones de palta peruana y su impacto económico. MINAGRI.
- Avellaneda, J., & Torres, M. (2015). Diversidad microbiana funcional en suelos agrícolas y de páramo en el Parque Nacional Natural de los Nevados. *Revista Colombiana de Ciencias del Suelo*, 29(2), 115–128.
- Badii, M. H., Ramírez, J. A., & Aranda, R. (2015). *Biodiversidad, conceptos y aplicaciones*. Trillas.
- Bahram, M., Hildebrand, F., Forslund, S. K., Anderson, J. L., Soudzilovskaia, N. A., Bodegom, P. M., ... & Bork, P. (2018). Structure and function of the global topsoil microbiome. *Nature*, 560(7717), 233–237. <https://doi.org/10.1038/s41586-018-0386-6>
- Bais, H. P., Weir, T. L., Perry, L. G., Gilroy, S., & Vivanco, J. M. (2006). The role of root exudates in rhizosphere interactions with plants and other organisms. *Annual Review of Plant Biology*, 57, 233–266.
- Banerjee, S., Walder, F., Büchi, L., Meyer, M., Held, A. Y., Gattinger, A., & van der Heijden, M. G. A. (2019). Agricultural intensification reduces microbial network complexity and the abundance of keystone taxa in roots. *ISME Journal*, 13, 1722–1736.
- Barbhuiya, A. R., Arunachalam, A., Pandey, H. N., Arunachalam, K., & Khan, M. L. (2016). Soil pH as a key regulator of fungal community composition in tropical forest soils. *Ecological Research*, 31(3), 321–328.
- Bardgett, R. D., & van der Putten, W. H. (2014). Belowground biodiversity and ecosystem functioning. *Nature*, 515(7528), 505–511.

- Bellemain, E., Carlsen, T., Brochmann, C., Coissac, E., Taberlet, P., & Kauserud, H. (2010). ITS as an environmental DNA barcode for fungi: An in-silico approach reveals potential PCR biases. *BMC Microbiology*, 10, 189.
- Ben, M. G., Pérez, S., & Valenzuela, D. (2003). *Variedades hortícolas de palta en América Latina*. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura.
- Bensch, K., Braun, U., Groenewald, J. Z., & Crous, P. W. (2012). The genus *Cladosporium*. *Studies in Mycology*, 72, 1–401.
- Buckley, D. H., & Schmidt, T. M. (2003). Diversity and dynamics of microbial communities in soils from agro-ecosystems. *Applied and Environmental Microbiology*, 69(1), 3428–3435.
- Burgos, S. (2014). Diversidad fúngica en un viñedo: variabilidad estacional. *Revista de Ciencia del Suelo y Nutrición Vegetal*, 14(2), 95–102.
- Burke, D. J., Kretzer, A. M., Rygielwicz, P. T., & Topa, M. A. (2012). Contributions of ectomycorrhizal fungi to soil respiration in Douglas-fir plantations. *Mycorrhiza*, 22, 439–448.
- CAF. (2023). *Report highlights challenges and opportunities for Peru*. Corporación Andina de Fomento. <https://www.caf.com>
- Calvo, P., Ormeño-Orrillo, E., & Zúñiga-Dávila, D. (2008). Composición microbiana en la rizósfera del cultivo de papa (*Solanum tuberosum*). *Revista Peruana de Biología*, 15(2), 113–120.
- Campillo Meseguer, D. (2022). *Cambio climático y biodiversidad: impactos y respuestas*. Editorial Ambiental.
- Cardoso, E. J. B. N., Tsai, S. M., Neves, M. C. P., & Siqueira, J. O. (1992). *Microbiologia do solo*. Sociedade Brasileira de Ciência do Solo.
- Castellano, D. (2016). *Impacto de la salinidad en suelos agrícolas: causas y soluciones*. Editorial Agraria.
- Chagnon, P. L., Bradley, R. L., Maherali, H., & Klironomos, J. N. (2013). A trait-based framework to understand life history of mycorrhizal fungi. *Trends in Plant Science*, 18(9), 484–491.
- Chao, A. (1984). Nonparametric estimation of the number of classes in a population. *Scandinavian Journal of Statistics*, 11(4), 265–270.
- Chase, J. M., & Leibold, M. A. (2003). *Ecological niches: linking classical and contemporary approaches*. University of Chicago Press.
- Chen, J., Mo, L., Zhang, X., & Liu, X. (2019). Soil moisture shapes fungal diversity and community composition across different land use types in subtropical China. *Forest Ecology and Management*, 437, 154–162.

- Davinack, A. (2024). Introducción a la bioinformática microbiana. Editorial Genómica Global.
- De Salle, R., & Goldstein, P. (2019). DNA barcodes: Methods and protocols. Humana Press.
- Deepalakshmi, K., & Mirunalini, S. (2011). Molecular techniques in fungi identification. *Mycology*, 2(1), 16–24.
- Delgado-Baquerizo, M., Oliverio, A. M., Brewer, T. E., Benavent-González, A., Eldridge, D. J., Bardgett, R. D., ... & Fierer, N. (2018). A global atlas of the dominant bacteria found in soil. *Science*, 359(6373), 320–325.
- Dighton, J. (2003). *Fungi in Ecosystem Processes*. CRC Press.
- Domsch, K. H., Gams, W., & Anderson, T. H. (2007). *Compendium of Soil Fungi* (2nd ed.). IHW-Verlag.
- FAO. (2015). Estado de los recursos del suelo en el mundo. Resumen técnico. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.
- Frac, M., Hannula, S. E., Bełka, M., & Jędrzycka, M. (2018). Fungal biodiversity and their role in soil health. *Frontiers in Microbiology*, 9, 707.
- Galindo-Tovar, M. E., Ogata-Aguilar, N., & Arzate-Fernández, A. M. (2008). Persea americana: Source of bioactive phytochemicals. *Fitoterapia*, 79(1), 1–9.
- Gao, C., Zhang, Y., Shi, N., Zheng, Y., Chen, L., & Wubet, T. (2019). Fungal community assembly is more sensitive to soil properties than bacterial community along an elevational gradient in forest ecosystems. *Soil Biology and Biochemistry*, 131, 82–93.
- Garrido, F. (1994). *Materia orgánica del suelo y su manejo*. Editorial MAPA.
- Gardiazabal, F., & Rosenberg, G. (1993). *El cultivo del palto*. Pontificia Universidad Católica de Valparaíso.
- Garzón, A. (2013). Aislamiento e identificación de hongos filamentosos en páramos colombianos. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 15(2), 39–48.
- Girvan, M. S., Campbell, C. D., Killham, K., Prosser, J. I., & Glover, L. A. (2004). Bacterial diversity promotes community stability and functional resilience after perturbation. *Environmental Microbiology*, 6(5), 417–427.
- Glassman, S. I., Wang, I. J., & Bruns, T. D. (2017). Environmental filtering by pH and soil nutrients drives community assembly in fungi at fine spatial scales. *Molecular Ecology*, 26(24), 6960–6973. <https://doi.org/10.1111/mec.14414>
- González, G., Martínez, L., & Soria, F. (2013). Cambio climático y biodiversidad: Impactos y adaptaciones. Ediciones UNAM.

- Gotti, E. (2018). *Ecología microbiana del suelo: Diversidad y función*. Editorial Universitaria de Buenos Aires.
- Gregorich, E. G., Carter, M. R., Doran, J. W., Pankhurst, C. E., & Dwyer, L. M. (2001). Biological attributes of soil quality. In D. R. Keeney (Ed.), *Soil and environmental quality* (pp. 81–113). CRC Press.
- Grisales, L. (2017). Clasificación taxonómica de hongos del suelo. *Revista Colombiana de Micología*, 12(1), 22–34.
- Guerra, C. A., Bardgett, R. D., Caon, L., Crowther, T. W., Delgado-Baquerizo, M., Djukic, I., ... & Eisenhauer, N. (2020). Tracking the soil biodiversity recovery of human-dominated land. *Nature Ecology & Evolution*, 4(1), 32–43.
- Gurjar, M. S., Ali, S., Akhtar, M., & Singh, K. S. (2017). Role of microbial diversity in sustainable agriculture. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 6(3), 1044–1050.
- Guzmán, C., García, A., & Espinosa, A. (2017). Caracterización de variedades de palto (*Persea americana* Mill.) en condiciones de la costa peruana. *Revista de Agroexportación*, 12(2), 45–53.
- Henras, A. K., Plisson-Chastang, C., O'Donohue, M. F., Chakraborty, A., & Gleizes, P. E. (2015). An overview of pre-ribosomal RNA processing in eukaryotes. *Wiley Interdisciplinary Reviews: RNA*, 6(2), 225–242.
- Hong, Y., Yuan, H., & Yin, Y. (2013). Extracellular polymeric substances and aggregation of microorganisms in soil. *Journal of Soils and Sediments*, 13(4), 573–583.
- Hoorman, J. J., & Islam, R. (2010). *Understanding soil microbes and nutrient recycling*. Ohio State University Extension, SAG-16-10.
- Huang, X. F., Liu, J., Ding, J., & Chen, L. (2021). Soil fungal diversity and community composition across a soil pH gradient in red soil of southern China. *Applied Soil Ecology*, 158, 103783.
- Jaramillo, R. (2002). *Manual de análisis físico de suelos*. Instituto Geográfico Agustín Codazzi.
- Kim, B. R., Shin, J., Guevarra, R., Lee, J. H., Kim, D. W., Seol, K. H., & Kim, H. B. (2017). Deciphering diversity indices for a better understanding of microbial communities. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, 27(12), 2089–2093.
- Kowalchuk, G. A., Buma, D. S., De Boer, W., Klinkhamer, P. G., & Van Veen, J. A. (2002). Effects of above-ground plant species composition and diversity on the diversity of soil-borne microorganisms. *Antonie van Leeuwenhoek*, 81(1–4), 509–520.
- Krzic, M., Lavkulich, L. M., & Broersma, K. (2015). *Soil biology and fertility in sustainable agriculture*. Springer.

- Lauber, C. L., Strickland, M. S., Bradford, M. A., & Fierer, N. (2008). The influence of soil properties on the structure of bacterial and fungal communities across land-use types. *Soil Biology and Biochemistry*, 40(9), 2407–2415.
- Lauber, C. L., Hamady, M., Knight, R., & Fierer, N. (2009). Pyrosequencing-based assessment of soil pH as a predictor of soil bacterial community structure at the continental scale. *Applied and Environmental Microbiology*, 75(15), 5111–5120. <https://doi.org/10.1128/AEM.00335-09>
- Lavi, U., Degani, C., & Lahav, E. (2003). Avocado genetic resources and breeding. In *Proceedings VI World Avocado Congress*.
- Lemus, R., Salazar, S., & Gómez, P. (2005). Cultivo de palta (*Persea americana* Mill.). INIA.
- Liu, K., Ding, X., Liu, H., Chen, W., & Lu, Y. (2020). Metabarcoding analysis of fungal diversity in agricultural soils using ITS rDNA region. *Applied Soil Ecology*, 150, 103465.
- Machado, M. A., Cortés, F. A., & López, S. G. (2012). Enfermedades de la palta causadas por *Phytophthora* spp. *Agrociencia*, 46(3), 295–302.
- Madigan, M. T., Martinko, J. M., Bender, K., Buckley, D., & Stahl, D. (2010). *Brock: Biología de los microorganismos* (13.<sup>a</sup> ed.). Pearson Educación.
- Maldonado, E., Ramírez, J., & Herrera, P. (2022). Región ITS como marcador molecular en hongos del suelo. *Revista de Biotecnología Ambiental y Microbiología Molecular*, 8(1), 11–22.
- Mamani, A. (2017). Evaluación de *Phytophthora cinnamomi* en palta Hass. *Revista Boliviana de Fitopatología*, 6(2), 45–51.
- Martiny, J. B. H., Bohannan, B. J. M., Brown, J. H., Colwell, R. K., Fuhrman, J. A., Green, J. L., ... & Staley, J. T. (2006). Microbial biogeography: putting microorganisms on the map. *Nature Reviews Microbiology*, 4(2), 102–112.
- McGinnis, S., & Madden, T. L. (2004). BLAST: At the core of a powerful and diverse set of sequence analysis tools. *Nucleic Acids Research*, 32(Web Server issue), W20–W25.
- MINAGRI. (2014). *Anuario Estadístico de Producción Agrícola 2014*. Ministerio de Agricultura y Riego del Perú.
- Ministerio de Agricultura y Riego (MINAGRI). (2019). *Plan Nacional de Desarrollo del Palto 2019-2025*. MINAGRI.
- Moreira, F. M. S., & Siqueira, J. O. (2009). *Microbiologia e bioquímica do solo* (2.<sup>a</sup> ed.). UFLA.
- Munsell. (2010). *Munsell Soil Color Charts*. Munsell Color.

- Nations Unidas. (1992). Convenio sobre la diversidad biológica. ONU.
- Navarro, E., Peña, C., & Suárez, M. (2003). Importancia del nitrógeno en suelos agrícolas. *Revista Suelos y Fertilidad*, 23(2), 56–63.
- Navarro-Noya, Y. E., Gómez-Acata, S., Montoya-Ciriaco, N., Rojas-Valdez, A., Suárez-Arriaga, M. C., Dendooven, L., & Verhulst, N. (2018). Relative impacts of tillage, residue management and crop-rotation on soil bacterial communities in a semi-arid agroecosystem. *Soil Biology and Biochemistry*, 116, 271–283.
- Nilsson, R. H., Wurzbacher, C., Bahram, M., Coimbra, V. R., Larsson, E., Tedersoo, L., ... & Kõljalg, U. (2019). Top 50 most wanted fungi. *MycKeys*, 55, 23–41.
- Ning, D., Deng, Y., Tiedje, J. M., & Zhou, J. (2020). A general framework for quantitatively assessing ecological stochasticity. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 117(45), 28252–28258.
- Orjuela, M. (2016). La diversidad microbiana del suelo y su papel en los ecosistemas terrestres. Universidad Nacional de Colombia.
- Ortiz, L. (2016). Diversidad fúngica en la rizósfera de suelos del bosque Aguarango, Ecuador. *Revista Andina de Micología*, 18(1), 27–36.
- Otero, W., Zapata, J., & Medina, M. (2007). Salinidad en suelos agrícolas del Perú: Diagnóstico y estrategias de manejo. UNALM.
- Paolini, J. (2017). Actividad y biomasa microbológica en suelos cafetaleros. *Revista Venezolana de Ecología*, 26(1), 77–92.
- Paul, E. A. (2014). *Soil microbiology, ecology and biochemistry*. Academic Press.
- Pellegrini, J. (2017). *Nutrición vegetal y fertilización del suelo*. Editorial Universitaria.
- Porras-Alfaro, A., & Bayman, P. (2011). Hidden fungi, emergent properties: endophytes and microbiomes. *Annual Review of Phytopathology*, 49, 291–315.
- Prosser, J. I., & Nicol, G. W. (2012). Archaeal and bacterial ammonia-oxidisers in soil: The quest for niche specialisation and differentiation. *Trends in Microbiology*, 20(11), 523–531.
- Pérez, M., López, J., & Sánchez, F. (2015). Diversidad fúngica comestible silvestre en el cerro El Espinal. *Revista Mexicana de Micología*, 41, 47–55.
- Pérez, S. (2015). Enfermedades del cultivo de palto y su manejo. *Fitopatología Peruana*, 45(1), 21–34.
- Quispe-Rodríguez, J., Paytan-Montañez, T. C., Aliaga-Barrera, I. N., & Saravia-Navarro, D. (2024). Osmotic adjustment and yield of two varieties of avocado (*Persea americana*), Hass and Fuerte, with drip irrigation system, in Andean area of Peru. *Scientia Agropecuaria*, 15(1), 45–53.

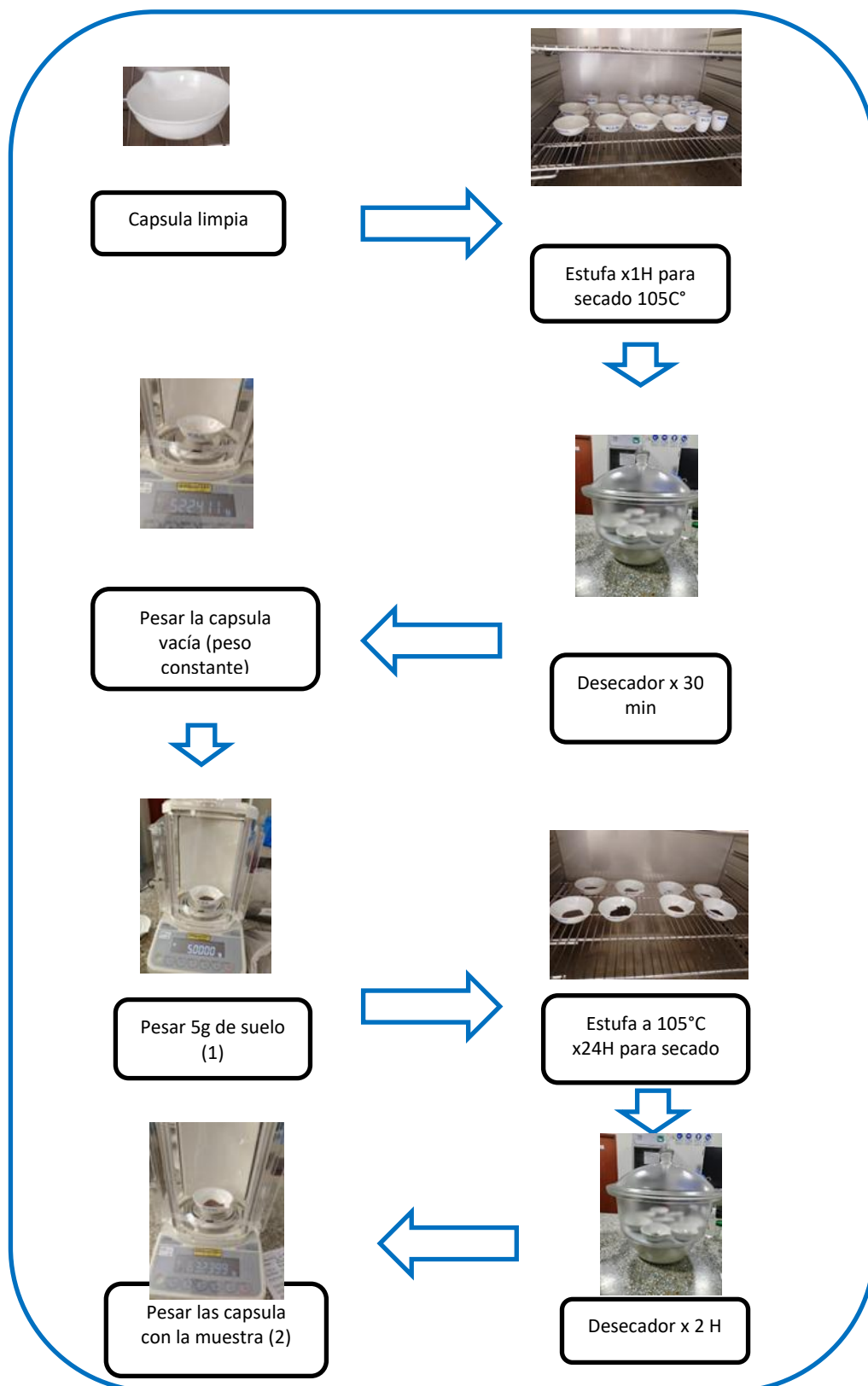
- Ramette, A. (2007). Multivariate analyses in microbial ecology. *FEMS Microbiology Ecology*, 62(2), 142–160.
- Ramírez, G., Castañeda, R., & Morales, C. (2014). Manejo fitosanitario del palto en Perú. *Revista Agrícola del Sur*, 25(3), 77–86.
- Ramírez, J. (1997). *Suelos: Composición, formación y biodiversidad*. Fondo Editorial de la Universidad Nacional Agraria.
- Rasche, F., & Cadisch, G. (2013). The role of soil organic matter in microbial diversity. *Soil Biology Series*, 33, 213–234.
- Red, R., White, D., & Brown, L. (2007). pH and microbial ecology. *Microbial Ecology*, 54(2), 248–255.
- Reinoso, B., García, M., & López, E. (2007). Hongos patógenos asociados a la pudrición radical del palto. *Revista Latinoamericana de la Ciencia del Suelo*, 25(1), 57–66.
- Reyes, W. (2023). *Biodiversidad y cambio climático: Retos globales*. Editorial Ciencias Ambientales.
- Rico, H. (2009). Uso de agroquímicos en cultivos de palto y su impacto ambiental. *Agroecología Perú*, 17(3), 21–30.
- Rietz, D. N., & Haynes, R. J. (2003). Effects of irrigation-induced salinity and sodicity on soil microbial activity. *Soil Biology and Biochemistry*, 35(6), 845–854.
- Rousk, J., Brookes, P. C., & Bååth, E. (2010). The microbial PLFA composition as affected by pH in an arable soil. *Soil Biology and Biochemistry*, 42(3), 516–520. <https://doi.org/10.1038/ismej.2010.58>
- Rusinamhodzi, L. (2011). Assessing environmental sustainability in soil management. *Environmental Science & Policy*, 14(3), 168–175.
- Samaniego, J., & Madinaveitia, M. (2007). Diversidad de géneros fúngicos en suelos agrícolas de La Laguna, México. *Revista Mexicana de Micología*, 26, 11–24.
- Sarmiento, H. (2001). *Ecología de hongos del suelo*. Editorial Universidad Nacional de Colombia.
- Şekercioğlu, Ç. H., Primack, R. B., & Wormworth, J. (2012). The effects of climate change on tropical birds. *Biological Conservation*, 148(1), 1–18.
- Schaefer, M., Bernhardt, K. G., & Meyer, E. (2008). *Efectos del cambio climático en la biodiversidad de suelos*. Springer Verlag.
- Schoch, C. L., Seifert, K. A., Huhndorf, S., Robert, V., Spouge, J. L., & Levesque, C. A. (2012). Nuclear ribosomal internal transcribed spacer (ITS) region as a universal DNA barcode marker for Fungi. *PNAS*, 109(16), 6241–6246.

- Schoch, C. L., Shoemaker, R. A., Seifert, K. A., Hambleton, S., Spatafora, J. W., & Crous, P. W. (2009). A multigene phylogeny of the Dothideomycetes using four nuclear loci. *Mycologia*, 101(4), 512–530.
- Shannon, C. E., & Weaver, W. (1949). *The mathematical theory of communication*. University of Illinois Press.
- Shen, W., Le, S., Li, Y., & Hu, F. (2016). SeqKit: A cross-platform and ultrafast toolkit for FASTA/Q file manipulation. *PLoS ONE*, 11(10), e0163962.
- Simpson, E. H. (1949). Measurement of diversity. *Nature*, 163, 688.
- Soria, M. (2016). Diversidad microbiana en suelos agrícolas andinos y su respuesta al uso intensivo del suelo. *Revista de Ecología Andina*, 6(2), 45–58.
- Solórzano, R., Llerena, R., Mejía, S., Cruz, J., & Quispe, K. (2025). Cadmium in soils cultivated with avocado in Peru: Interaction with soil variables and its relationship with parent material. *Preprints.org*. <https://doi.org/10.20944/preprints202505.1920.v1>
- Sántos, A. (2008). Producción mundial de palta. *Agroindustria y Competitividad*, 15(1), 14–2.
- Tedersoo, L., Bahram, M., Toots, M., Diedhiou, A. G., Henkel, T. W., Kjøller, R., ... & Smith, M. E. (2014). Global diversity and geography of soil fungi. *Science*, 346(6213), 1256688.
- Torres, M., Gamarra, J., & Ramos, R. (2012). Hongos edáficos en ecosistemas altoandinos. *Revista Peruana de Biología*, 19(2), 123–130.
- Téliz, D., & Mora, A. (2007). *Enfermedades del aguacate y su manejo integrado*. Editorial Mundi-Prensa.
- Tridge. (2022). *Peru could lose between 55 and 70% of its areas suitable for avocado cultivation by 2050 due to climate change*. Tridge News. <https://www.tridge.com>
- Tripathi, B. M., Kim, M., Lai-Hoe, A., Shukor, N. A. A., Rahim, R. A., Go, R., Adams, J. M., & Lee, Y. K. (2018). Soil pH mediates the balance between stochastic and deterministic assembly of bacteria. *The ISME Journal*, 12(5), 1072–1083. <https://doi.org/10.1038/s41396-018-0082-4>
- Van der Heijden, M. G. A., Bardgett, R. D., & van Straalen, N. M. (2008). The unseen majority: soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. *Ecology Letters*, 11(3), 296–310.
- Vanconcellos, A., Valadares, F., & Siqueira, J. (2013). Glomalina y estabilidad de agregados en suelos tropicales. *Agronomía Tropical*, 63(1), 33–40.
- Vercellino, M. (2019). Dinámica microbiana en suelos de la región bonaerense. *Revista Argentina de Microbiología del Suelo*, 7(2), 99–108.

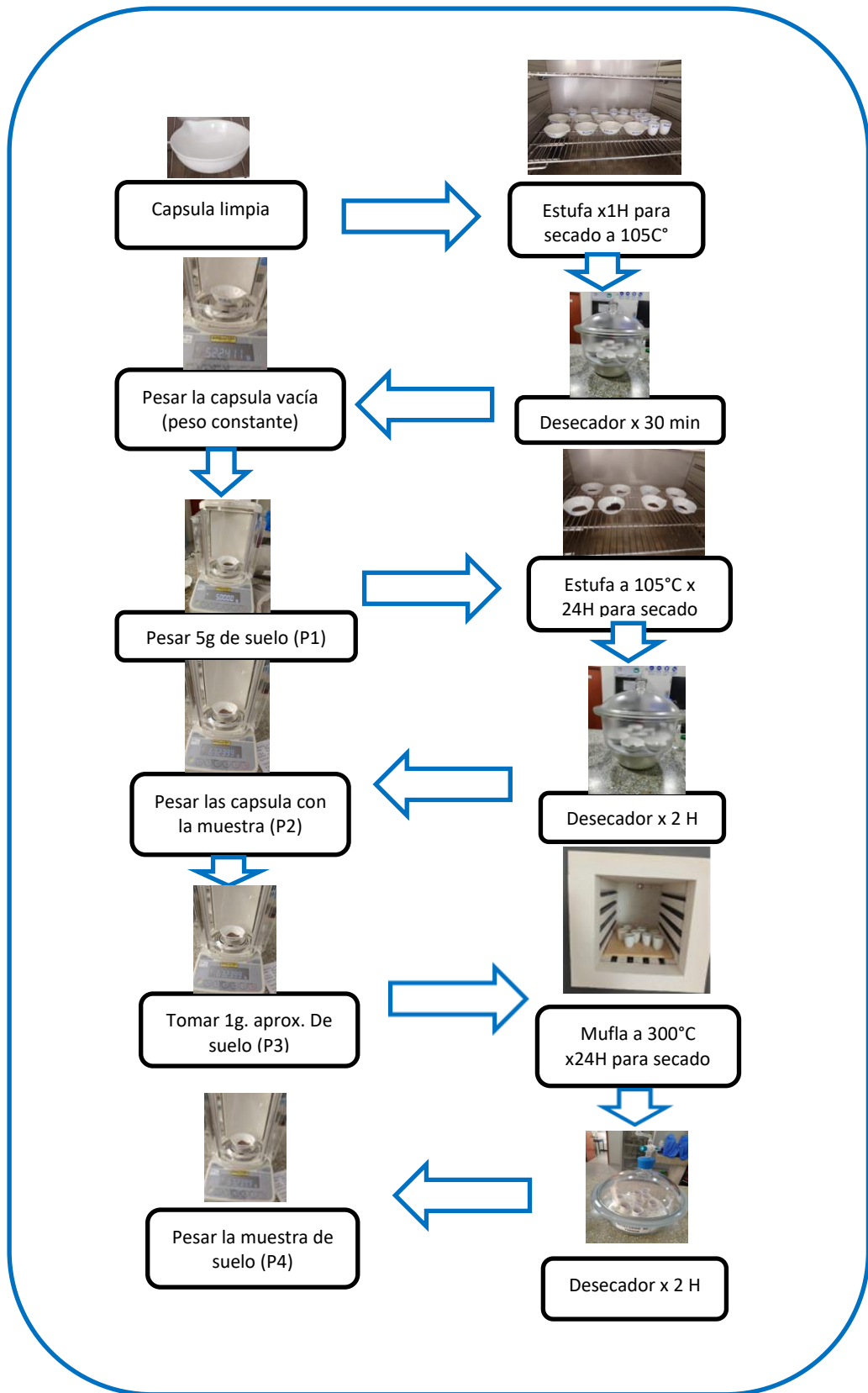
- Villareal, D., Pérez, L., & Díaz, A. (2004). Diversidad ecológica: Métodos y aplicaciones. *Ecología Aplicada*, 3(1), 57–72.
- Weiß, M., Waller, F., Zuccaro, A., & Selosse, M. A. (2011). Sebaciales—a hitherto overlooked cosmopolitan fungal order. *Frontiers in Microbiology*, 2, 181.
- WWF. (2022). Informe Planeta Vivo 2022: Restaurar la biodiversidad. Fondo Mundial para la Naturaleza.
- Whiley, A. W. (1994). Ecophysiological studies and tree manipulation for maximization of yield potential in avocado (*Persea americana* Mill.). [Doctoral thesis, University of Queensland].
- Whiley, A. W., Schaffer, B., & Wolstenholme, B. N. (2002). *The Avocado: Botany, Production and Uses*. CABI Publishing.
- Young, J. M., Rawlence, N. J., Weyrich, L. S., & Cooper, A. (2017). Limitations and recommendations for successful DNA metabarcoding of fungi in environmental samples. *Fungal Ecology*, 27, 54–60.
- Zapata, J. (2020). Manual técnico de suelos y agricultura sostenible. Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Zhao, X., Li, Y., Wang, Z., Chen, H., & Liu, J. (2021). Soil salinity and fungal diversity: Responses of fungal communities to electrical conductivity in agricultural soils. *Applied Soil Ecology*, 168, 104123. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2021.104123>
- Zhang, B., Zhang, J., Liu, Y., Shi, P., Wei, G., & Sun, L. (2016). Microbial diversity and community structure across environmental gradients in alpine soils. *Scientific Reports*, 6, 23202.
- Zhou, X., Liu, W., Wang, J., & Cheng, Y. (2017). Soil organic matter and pH drive soil fungal community composition in subtropical plantations. *Applied Soil Ecology*, 120, 111–118.

## **X. ANEXO**

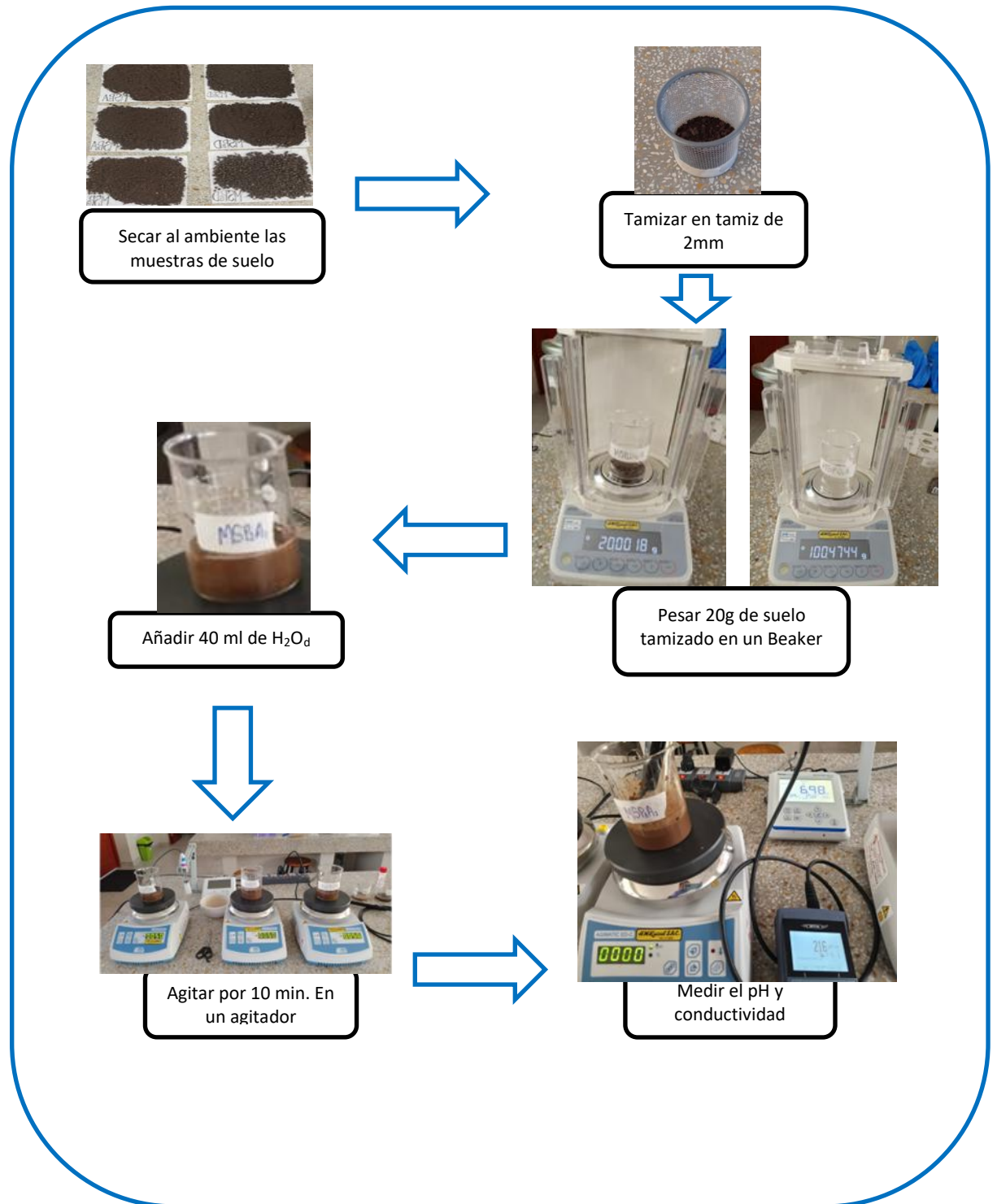
Anexo 1. Flujoograma para determinar la humedad del suelo con cultivo de palto



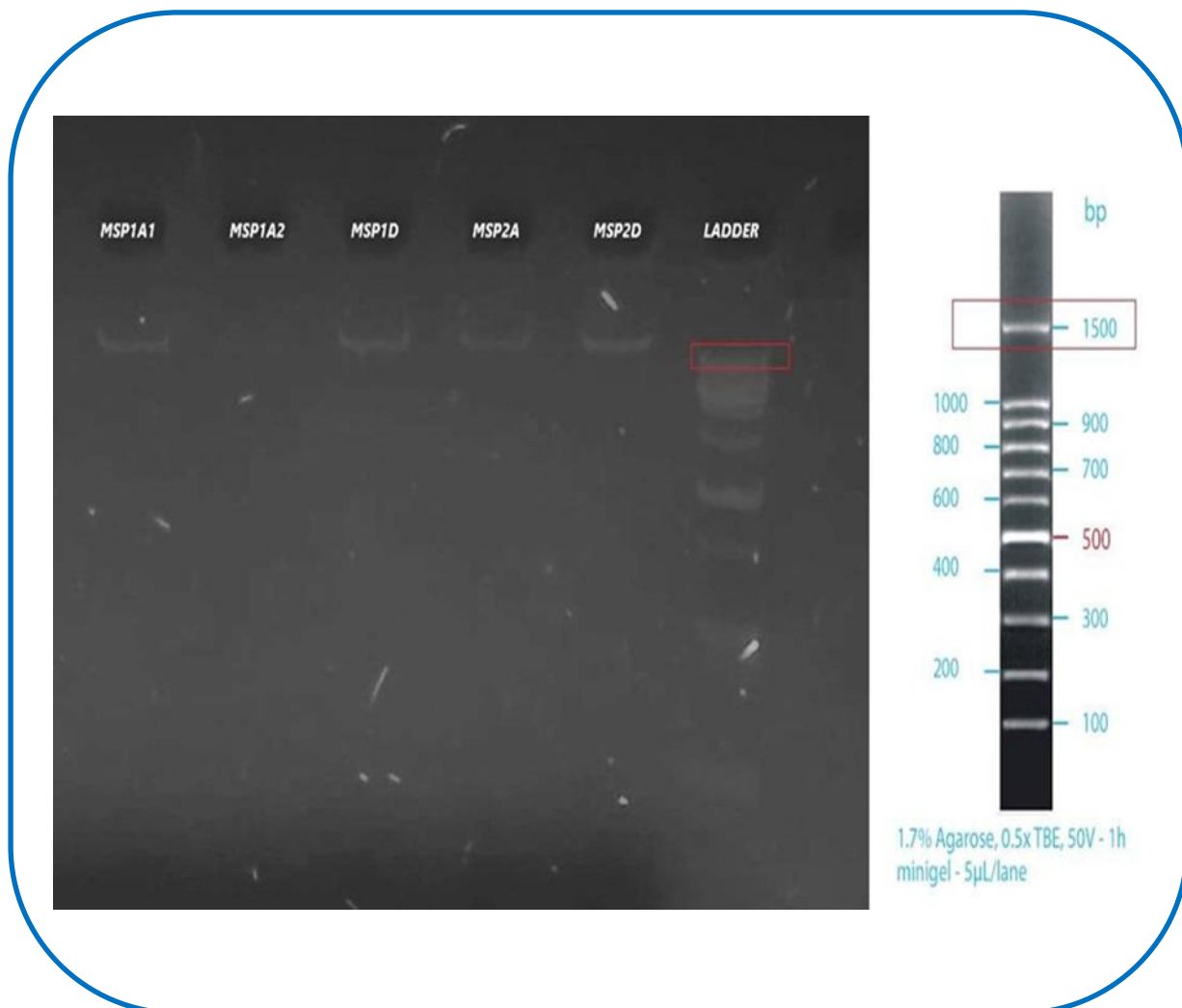
**Anexo 2. Flujograma para determinar la materia orgánica del suelo con cultivo de palto por la técnica de calcinación.**



**Anexo 3.** Diagrama de flujo para determinar el pH y conductividad del suelo con cultivo de palto

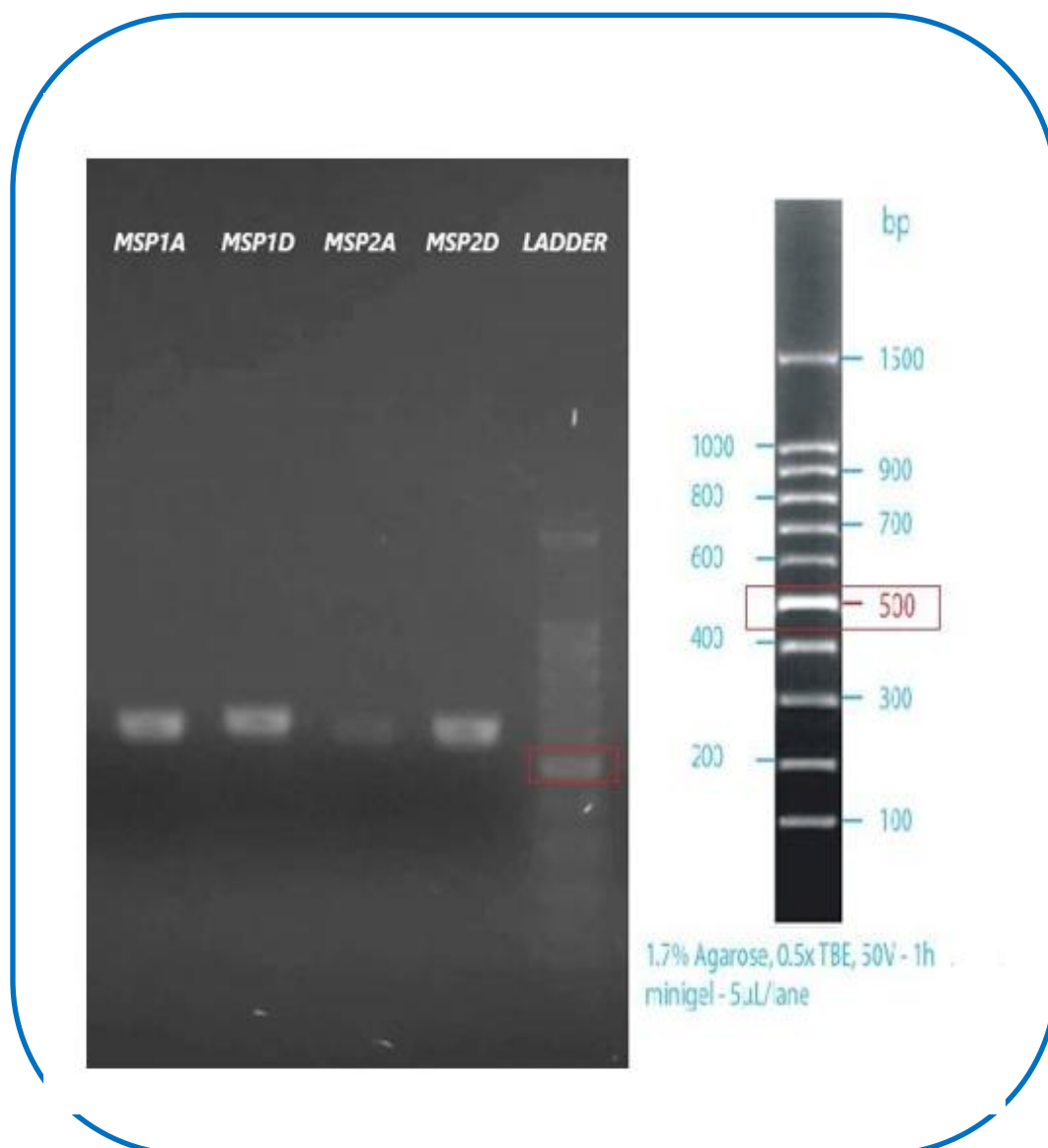


**Anexo 4.** Evaluación de la integridad del ADN metagenómico extraído



Nota: El revelado del ADN se realizó mediante electroforesis en agarosa al 1,5 % con Buffer TAE.

**Anexo 5. Evaluación de inhibidores mediante amplificación del gen ITS**



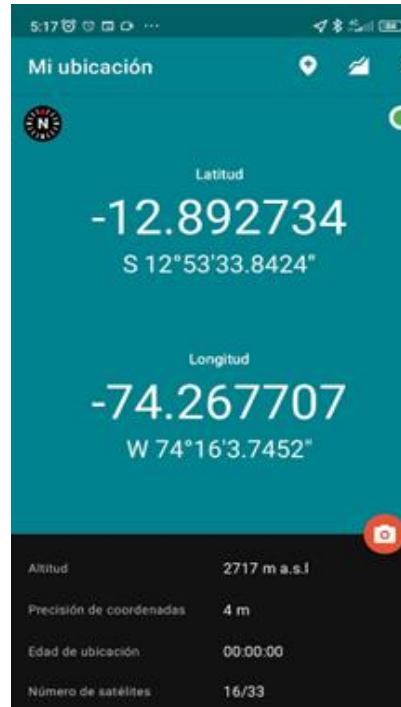
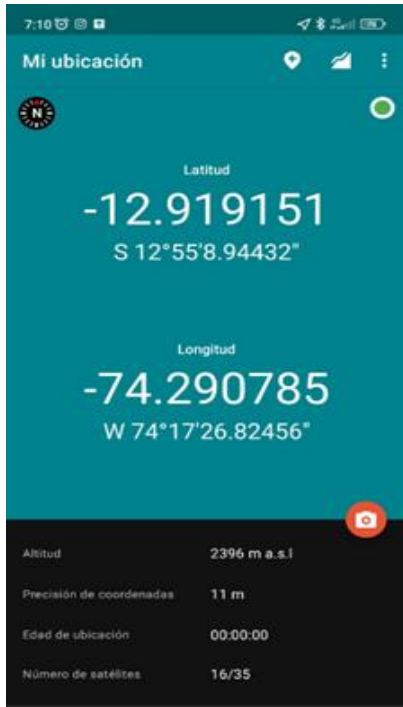
Nota: El revelado del ADN se realizó mediante electroforesis en agarosa al 1,5 % con Buffer TAE.

**Anexo 6.** Color del suelo después de la determinación de humedad y materia orgánica.



Nota. **a:** color después de determinar la humedad, **b:** color después de determinar la materia orgánica en el punto 1, **c:** color después de determinar la materia orgánica en el punto 2.

**Anexo 7. Ubicación de los puntos y muestreo de suelos con cultivo de palta.**



**Anexo 8. Análisis de relación entre el pH con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta**

**ESTADISTICO**

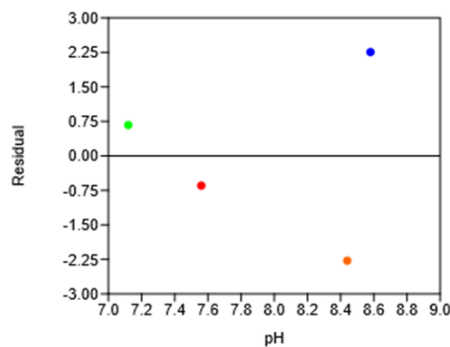
Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: pH-GÉNERO			
Slope a:	-3.8258	Std. error a:	1.9441
	t:	1.9679	p (slope): 0.18794
Intercept b:	42.57	Std. error b:	15.452
Intervalos de confianza bootstrap del 95% (N=1999):			
Slope a:	(-36.223, -0.83346)		
Intercept b:	(20.594, 318.28)		
Correlación:			
r:	-0.81206		
r <sup>2</sup> :	0.65944		
t:	-1.9679		
p (uncorr.):	0.18794		
Permutación p:	0.1661		

**ANOVA**

Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: pH-GÉNERO					
	SS	df	MS	F	p
Regresión	21.597	1	21.597	3.8727	0.18794
Residual	11.153	2	5.5766		
Total, SS	32.75				

**RESIDUAL**

pH	GÉNERO	Regress.	Residual
8.58	12	9.7441	2.2559
8.44	8	10.28	-2.2797
7.12	16	15.33	0.67021
7.56	13	13.646	-0.64642



**Anexo 9. Análisis de relación entre la materia orgánica con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta.**

ESTADISTICO

---

Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: M.O-GÉNEROS

---

Slope a:	3.8485	Std. error a:	0.5749
	t:	6.6942	p (slope): 0.0068006
Intercept b:	0	Std. error b:	0

95% bootstrapped confidence intervals (N=1999):

Slope a:	(2.771, 4.5751)
Intercept b:	(0, 0)

---

Correlación:

---

r:	0.42178
r <sup>2</sup> :	0.1779
t:	0.65787
p (uncorr.):	0.57822
Permutación p:	0.622

---



---

Tabla ANOVA controvertida para intersecciones con cero  
 Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: M.O-GENEROS

---

	SS	df	MS	F	p
Regression	590.62	1	590.62	41.812	0.0075047
Residual	42.377	3	14.126		
Total, SS	633				

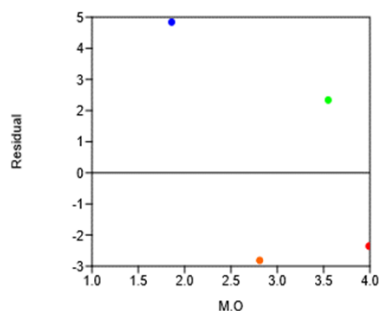
---

RESIDUAL

---

M.O	GENEROS	Regress.	Residual
1.86	12	7.1581	4.8419
2.81	8	10.814	-2.8142
3.55	16	13.662	2.338
3.99	13	15.355	-2.3554

---



**Anexo 10. Análisis de relación entre la conductividad con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta.**

ESTADISTICA

Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: CONDUCTIVIDAD -GENEROS

Slope a:	41.019	Std. error a:	6.1146
	t:	6.7085	p (slope): 0.0067594
Intercept b:	0	Std. error b:	0
95% bootstrapped confidence intervals (N=1999):			
Slope a:	(26.093, 49.276)		
Intercept b:	(0, 0)		
Correlación:			
r:	0.67798		
r <sup>2</sup> :	0.45966		
t:	1.3044		
p (uncorr.):	0.32202		
Permutación p:	0.3305		

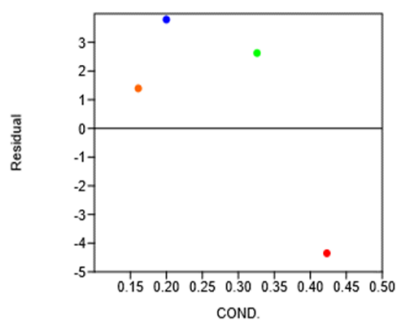
Tabla ANOVA controvertida para intersecciones con cero

Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: CONDUCT-GENEROS

	SS	df	MS	F	p
Regression	590.8	1	590.8	42.004	0.0074562
Residual	42.197	3	14.066		
Total, SS	633				

RESIDUAL

COND.	GENEROS	Regress.	Residual
0.2	12	8.2039	3.7961
0.161	8	6.6041	1.3959
0.326	16	13.372	2.6277
0.423	13	17.351	-4.3512

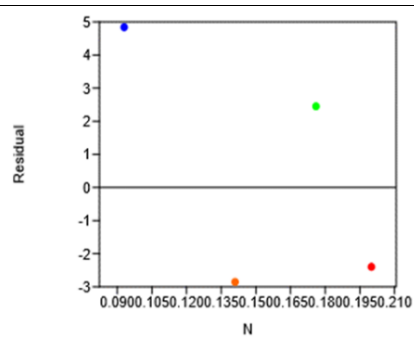


**Anexo 11. Análisis de relación entre el Nitrógeno con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta**

ESTADISTICA			
Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: NITRÓGENO-GENEROS			
Slope a:	76.98	Std. error a:	11.628
	t:	6.6201	p (slope): 0.0070196
Intercept b:	0	Std. error b:	0
95% bootstrapped confidence intervals (N=1999):			
Slope a:	(54.73, 91.704)		
Intercept b:	(0, 0)		
Correlación:			
r:	0.40698		
r <sup>2</sup> :	0.16563		
t:	0.6301		
p (uncorr.):	0.59302		
Permutación p:	0.6174		

Tabla ANOVA controvertida para intersecciones con cero					
Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: NITRÓGENO-GENEROS					
	SS	df	MS	F	p
Regression	589.67	1	589.67	40.825	0.0077633
Residual	43.331	3	14.444		
Total, SS	633				

RESIDUAL				
NITRÓGENO	GENEROS	Regress.	Residual	
0.093	12	7.1592	4.8408	
0.141	8	10.854	-2.8542	
0.176	16	13.549	2.4515	
0.2	13	15.396	-2.3961	

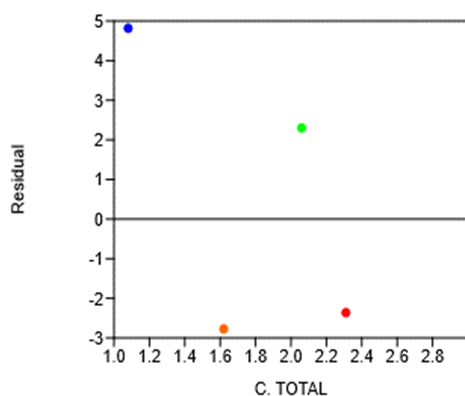


**Anexo 12. Análisis de relación entre el carbono total con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta.**

ESTADISTICA			
Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: C. TOTAL-GENEROS			
Slope a:	6.6497	Std. error a:	0.98626
	t:	6.7423	p (slope): 0.0066631
Intercept b:	0	Std. error b:	0
95% bootstrapped confidence intervals (N=1999):			
Slope a:	(4.8114, 7.899)		
Intercept b:	(0, 0)		
Correlación:			
r:	0.4303		
r <sup>2</sup> :	0.18516		
t:	0.67414		
p (uncorr.):	0.5697		
Permutación p:	0.6221		

Tabla ANOVA controvertida para intersecciones con cero					
Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: C. TOTAL-GENEROS					
	SS	df	MS	F	p
Regression	591.23	1	591.23	42.459	0.0073429
Residual	41.774	3	13.925		
Total, SS	633				

RESIDUAL				
C. TOTAL	GENEROS	Regress.	Residual	
1.08	12	7.1817	4.8183	
1.62	8	10.773	-2.7725	
2.06	16	13.698	2.3016	
2.31	13	15.361	-2.3608	



**Anexo 13. Análisis de relación entre la temperatura con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta**

---

ESTADISTICA

Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: TEMPERATURA. -GENERO

---

Slope a:	-2	Std. error a:	2.1331	
	t:	0.93761	p (slope):	0.44742
Intercept b:	46.25	Std. error b:	36.301	

95% bootstrapped confidence intervals (N=1999):

Slope a:	(-12, 4)
Intercept b:	(-55.5, 224.5)

---

Correlación:

r:	-0.55258
r <sup>2</sup> :	0.30534
t:	-0.93761
p (uncorr.):	0.44742
Permutación p:	0.5865

---

Tabla ANOVA controvertida para intersecciones con cero  
 Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: TEMPERATURA-GENEROS

---

	SS	df	MS	F	p
Regresión	10	1	10	0.87912	0.44742
Residual	22.75	2	11.375		
Total, SS	32.75				

---

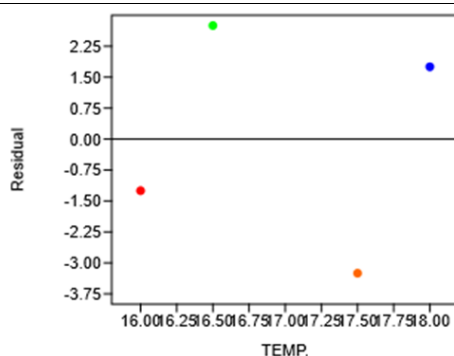


---

RESIDUAL

TEMP.	GENERO	Regress.	Residual
18	12	10.25	1.75
17.5	8	11.25	-3.25
16.5	16	13.25	2.75
16	13	14.25	-1.25

---



**Anexo 14. Análisis de relación entre la Humedad con los géneros de hongos en los suelos con cultivo de palta**

ESTADISTICO

Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: HUMEDAD-GÉNERO

Slope a:	1.376	Std. error a:	2.4166
	t:	0.56939	p (slope): 0.62652
Intercept b:	-17.059	Std. error b:	51.508
95% bootstrapped confidence intervals (N=1999):			
Slope a:	(-6.3389, 15.252)		
Intercept b:	(-310.87, 153.34)		

Correlación:

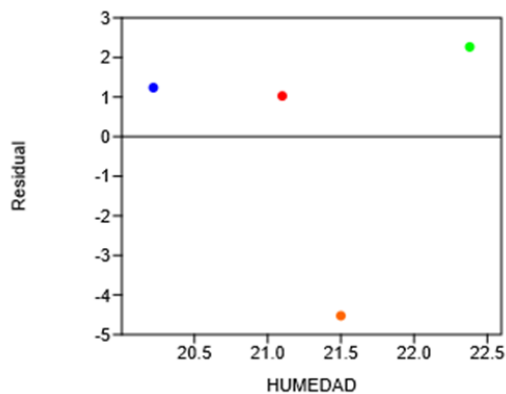
r:	0.37348
r <sup>2</sup> :	0.13949
t:	0.56939
p (uncorr.):	0.62652
Permutación p:	0.7104

ANOVA Regresión de mínimos cuadrados ordinarios: HUMEDAD-GÉNERO

	SS	df	MS	F	p
Regression	4.5683	1	4.5683	0.3242	0.62652
Residual	28.182	2	14.091		
Total, SS	32.75				

RESIDUAL

HUMEDAD	GENERO	Regress.	Residual
20.22	12	10.764	1.2361
21.5	8	12.525	-4.5252
22.38	16	13.736	2.2639
21.1	13	11.975	1.0252



Anexo 15. Matriz de consistencia

PROBLEMA	OBJETIVOS	VARIABLES	MARCO TEORICO	METODOLOGIA
P.1 ¿Cuál será el efecto de los factores ambientales sobre la diversidad de hongos presentes en suelos con cultivos de palta del distrito de Luricocha Ayacucho 2024?	<p><b>Objetivo general:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>➤ Evaluar el efecto de los factores ambientales sobre la biodiversidad de hongos en cultivo de palto en el distrito de Luricocha.</li> </ul> <p><b>Objetivos específicos:</b></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1. Determinar la biodiversidad fúngica en suelo con cultivos de palto.</li> <li>2. Determinar las características fisicoquímicas de los suelos con cultivo de palto según gradiente altitudinal.</li> <li>3. Relacionar la biodiversidad fúngica con los factores ambientales en suelos con cultivo de palto.</li> </ol>	<p><b>Variables independientes</b></p> <p>V1: Factores ambientales V:2 Características fisicoquímicas de los suelos con cultivo de palto</p> <p><b>Variables dependientes</b></p> <p>V1: Diversidad de hongos en el suelo con cultivo de palta <i>Persea americana</i> V2: Efecto de los factores ambientales</p>	<p>Términos y definiciones Bases teóricas</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Propiedades biológicas del suelo</li> <li>• Microorganismos de suelo</li> <li>• Diversidad y funciones de organismos edáficos</li> <li>• Hongos edáficos</li> <li>• Estimación de la biodiversidad</li> <li>• Diversidad ecológica de microorganismos</li> <li>• Ecología microbiana</li> </ul>	<p><b>POBLACIÓN</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Hongos presentes en suelos con cultivos de palta <i>Persea americana</i> según gradiente altitudinal.</li> </ul> <p><b>MUESTRA</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• 500g de Suelo 10-20 cm de profundidad alrededor de las raíces (rizosfera) par</li> </ul> <p><b>TAMAÑO MUESTRAL</b> 12 muestras de suelo</p> <p><b>Tipo de estudio:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Cuantitativo-correlacional transversal</li> </ul> <p><b>Metodología de trabajo</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Selección de los puntos de muestreo</li> <li>• Recolección de muestras de suelo en campo según gradiente altitudinal, para su estudio.</li> <li>• Ensayo de laboratorio para determinar la diversidad de hongos en suelos de palto y su evaluación de los efectos de los factores ambientales</li> </ul> <p>Análisis y procesamiento de datos.</p>



## CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD N°0105-2025-UNSCH-EPG/OGH

El que suscribe; responsable verificador de originalidad de trabajo de tesis de Posgrado en segunda instancia para la **Escuela de Posgrado – UNSCH**; en cumplimiento a la Resolución De Consejo Directivo N°109-2024-UNSCH-EPG/CD, Reglamento de Originalidad de trabajos de Investigación de la UNSCH, otorga lo siguiente:

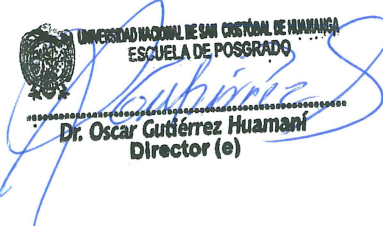
### CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD

<b>AUTOR</b>	Bach. Luis Gonzalo LA TORRE TORRES
<b>DENOMINACIÓN DEL PROGRAMA DE ESTUDIOS</b>	MAESTRÍA EN CIENCIAS
<b>GRADO ACADÉMICO QUE OTORGA</b>	MAESTRO
<b>DENOMINACIÓN DEL GRADO ACADÉMICO</b>	MAESTRO(A) EN CIENCIAS, MENCIÓN MICROBIOLOGÍA
<b>TÍTULO DE TESIS</b>	Efectos de factores ambientales sobre la biodiversidad fúngica en suelos de cultivo de Palta (Persea americana), Huanta – Ayacucho 2024
<b>EVALUACIÓN DE ORIGINALIDAD</b>	8% de similitud
<b>N° DE TRABAJO</b>	2769803580
<b>FECHA</b>	03 de octubre de 2025

Por tanto, según los artículos 12, 13 y 17 del Reglamento de Originalidad de Trabajos de Investigación, es procedente otorgar la constancia de originalidad con depósito.

Se expide la presente constancia a solicitud del interesado para los fines que crea conveniente.

03 de octubre de 2025.

  
UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA  
ESCUELA DE POSGRADO  
Dr. Oscar Gutiérrez Huamani  
Director (e)

# Efectos de factores ambientales sobre la biodiversidad fúngica en suelos de cultivo de Palta (Persea americana), Huanta - Ayacucho 2024

*por* Luis Gonzalo LA TORRE TORRES

---

**Fecha de entrega:** 03-oct-2025 09:52a. m. (UTC-0500)

**Identificador de la entrega:** 2769803580

**Nombre del archivo:** TESIS\_-LA\_TORRE\_TORRES.docx (12.7M)

**Total de palabras:** 25785

**Total de caracteres:** 143662

# Efectos de factores ambientales sobre la biodiversidad fúngica en suelos de cultivo de Palta (Persea americana), Huanta - Ayacucho 2024

## INFORME DE ORIGINALIDAD

8%

INDICE DE SIMILITUD

7%

FUENTES DE INTERNET

3%

PUBLICACIONES

2%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

## FUENTES PRIMARIAS

1

[repositorio.cuc.edu.co](https://repositorio.cuc.edu.co)

Fuente de Internet

2%

2

[repositorio.unal.edu.co](https://repositorio.unal.edu.co)

Fuente de Internet

1%

3

[hdl.handle.net](https://hdl.handle.net)

Fuente de Internet

1%

4

Submitted to Chiang Mai University

Trabajo del estudiante

<1%

5

[repositorio.inia.gob.pe](https://repositorio.inia.gob.pe)

Fuente de Internet

<1%

6

Submitted to Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga

Trabajo del estudiante

<1%

7

[revistas.univalle.edu.co](https://revistas.univalle.edu.co)

Fuente de Internet

<1%

8

[worldwidescience.org](https://worldwidescience.org)

Fuente de Internet

<1%

9

[www.scielo.br](https://www.scielo.br)

Fuente de Internet

<1%

10

WALSH PERU S.A. INGENIEROS Y CIENTIFICOS CONSULTORES. "PMA de la Optimización del Proyecto Central Hidroeléctrica Quitaracsa-IGA0003070", R.D. N° 324-2010-MEM/AAE, 2020

Publicación

<1%

11

[tesis.ucsm.edu.pe](https://tesis.ucsm.edu.pe)

Fuente de Internet

<1%

12

Carlos Antonio Anaya Merchant. "Métodos de laboratorio para el análisis de suelos",

<1%

---

13	<a href="http://www.czytanki.net">www.czytanki.net</a> Fuente de Internet	<1 %
14	<a href="http://bdigital.unal.edu.co">bdigital.unal.edu.co</a> Fuente de Internet	<1 %
15	<a href="http://repositorio.unsch.edu.pe">repositorio.unsch.edu.pe</a> Fuente de Internet	<1 %
16	<a href="http://dspace.unl.edu.ec">dspace.unl.edu.ec</a> Fuente de Internet	<1 %
17	<a href="http://revistas.unitru.edu.pe">revistas.unitru.edu.pe</a> Fuente de Internet	<1 %
18	<a href="http://prod-dcd-datasets-public-files-eu-west-1.s3.eu-west-1.amazonaws.com">prod-dcd-datasets-public-files-eu-west-1.s3.eu-west-1.amazonaws.com</a> Fuente de Internet	<1 %
19	Claudia E. Moreno, Felipe Barragán, Eduardo Pineda, Numa P. Pavón. "Reanálisis de la diversidad alfa: alternativas para interpretar y comparar información sobre comunidades ecológicas", Revista Mexicana de Biodiversidad, 2011 Publicación	<1 %
20	<a href="http://digibug.ugr.es">digibug.ugr.es</a> Fuente de Internet	<1 %
21	<a href="http://visorsig.oefa.gob.pe">visorsig.oefa.gob.pe</a> Fuente de Internet	<1 %
22	<a href="http://journalusco.edu.co">journalusco.edu.co</a> Fuente de Internet	<1 %
23	<a href="http://rdi.uncoma.edu.ar">rdi.uncoma.edu.ar</a> Fuente de Internet	<1 %

---



**ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR  
EL GRADO ACADÉMICO DE MAESTRO(A) EN CIENCIAS, MENCIÓN MICROBIOLOGÍA  
RESOLUCIÓN DIRECTORAL N°00792-2025-UNSCH-EPG/D.**

Siendo las 10:00 a.m. del 10 de setiembre de 2025 se reunieron en el auditorium de la Escuela de Posgrado de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, el Jurado Examinador y Calificador de Tesis, presidido por el **Dr. RAUL JOSE PALOMINO MARCATOMA** Director (e) de la Escuela de Posgrado, el **Dr. WALTER WILFREDO OCHOA YUPANQUI** Director de la Unidad de Posgrado de la Facultad Ciencias Biológicas, e integrado por los siguientes miembros: **Dra. ROSA GUEVARA MONTERO** y el **Dr. JESUS JAVIER ÑACCHA URBANO**; para la sustentación oral y pública de la tesis titulada: **EFFECTOS DE FACTORES AMBIENTALES SOBRE LA BIODIVERSIDAD FÚNGICA EN SUELOS DE CULTIVO DE PALTA (PERSEA AMERICANA), HUANTA - AYACUCHO 2024**, presentado por el **Bach. LUIS GONZALO LA TORRE TORRES**. Teniendo como asesor al **Dr. SERAPIO ROMERO GAVILAN**.

Acto seguido se procedió a la exposición de la tesis, con el fin de optar el Grado Académico de **MAESTRO(A) EN CIENCIAS, MENCIÓN MICROBIOLOGÍA**. Formuladas las preguntas, éstas fueron absueltas por el graduando.

A continuación, el Jurado Examinador y Calificador de Tesis procedió a la votación, la que dio como resultado el siguiente calificativo: Dieciséis ( 16 ).

**CALIFICACION (x)**

Aprobado(a) por Unanimidad.	<input checked="" type="checkbox"/>
Aprobado(a) por Mayoría.	<input type="checkbox"/>
Desaprobado(a) por Unanimidad.	<input type="checkbox"/>
Desaprobado(a) por Mayoría.	<input type="checkbox"/>

(x) Marcar con aspa.

Luego, el presidente del Jurado recomienda que la Escuela de Posgrado proponga que se le otorgue al **Bach. LUIS GONZALO LA TORRE TORRES**, el Grado Académico de **MAESTRO(A) EN CIENCIAS, MENCIÓN MICROBIOLOGÍA**. Siendo las.....6:00 pm.....hrs. se levanta la sesión.

Se extiende el acta en la ciudad de Ayacucho, a las.....6:00 pm.....hrs. del 10 de setiembre de 2025.

.....  
**Dr. RAUL JOSE PALOMINO MARCATOMA**  
Director(e) de la Escuela de Posgrado.

.....  
**Dr. WALTER WILFREDO OCHOA YUPANQUI**  
Director de la UPG-FCB

.....  
**Dra. ROSA GUEVARA MONTERO**  
Miembro.

.....  
**Dr. JESUS JAVIER ÑACCHA URBANO**  
Miembro.

.....  
**Dr. JOSE ALARCON GUERRERO**  
Secretario Docente.

**Observaciones:**

.....  
.....  
.....