UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN

Facultad de Ciencias

Escuela Profesional de Biología-Microbiología

Análisis microbiológico fúngico de suelos naturales y agrícolas de la provincia de Candarave, Tacna en época seca y húmeda del año 2025 - 2026

TESIS

Presentada por:

Bach. CÉSAR EDUARDO VEGA MORALES

Para optar el Título Profesional de:

BIÓLOGO MICROBIÓLOGO

TACNA-PERÚ

2026

ACTA DE SUSTENTACION DE TESIS Nro. 472

En la ciudad de Tacna, en el auditórium de la Facultad de Ciencias de la Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann; siendo las 11:12 horas del día Lunes 20 de julio del 2026, estando presente el jurado calificador nominado con Resolución de Facultad Nro. 11858 - 2026 FACI-UNJBG, conformado por los siguientes docentes:

Dr. Daladier Miguel Castillo Cotrina (Presidente)
Dr. Carlos Francisco Tito Vargas (Secretario)
Dra. Liduvina Sulca Quispe (Vocal)

Acto seguido, se dio lectura a la Resolución correspondiente, y del mismo modo se informa a la (al) Bachiller que el acto de sustentación constará de dos partes: (I) exposición y sustentación de la tesis, (II) absolución de preguntas del jurado. Todo ello en un tiempo no mayor a 60 minutos ni menor a 30 minutos. A continuación, el presidente del Jurado instó a la (al) Bachiller:

César Eduardo Vega Morales,

a exponer la Tesis titulada:

"Análisis Microbiológico fúngico de suelos naturales y agrícolas de la provincia de Candarave, Tacna en época seca y húmeda del año 2025-2026"

para optar el Título Profesional de Biologo Microbiólogo.

Siendo las 12:02 horas, la (el) tesista concluye su exposición, luego se procedió a la formulación de las preguntas por parte de los miembros del jurado calificador, terminado este proceso, se invitó al público presente a abandonar la sala de sustentación para que los miembros del jurado emitan su calificación de acuerdo a reglamento. El promedio de la calificación dio el siguiente resultado: Aprobado con nota sobresaliente, con nota de dieciocho (18), de acuerdo al Reglamento de Grados y Títulos de la Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann - Tacna.

Siendo las 12:28 horas, se dio por concluido el acto de sustentación de la tesis, firmando los miembros del jurado calificador, en señal de conformidad.

Dr. Daladier Miguel Castillo Cotrina
Presidente

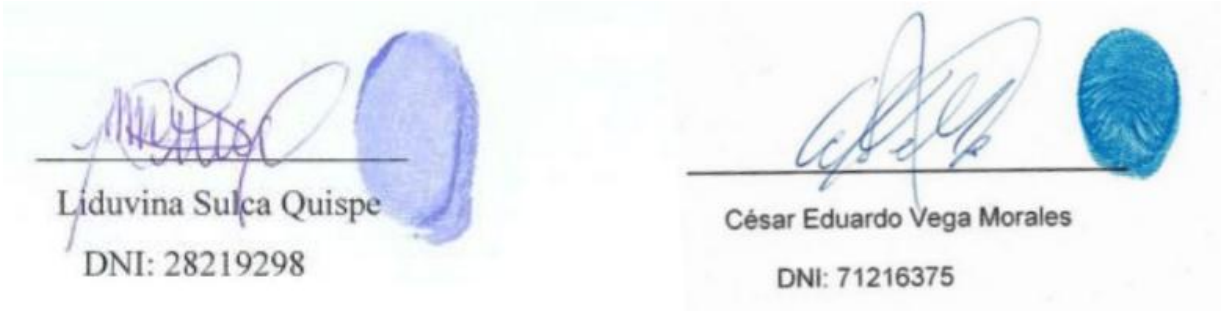
Dr. Carlos Francisco Tito Vargas
Secretario

Dra. Liduvina Sulca Quispe
Vocal

CERTIFICADO DE SIMILITUD

Yo, Liduvina Sulca Quispe, en mi condición de asesor acreditado por la Resolución de Facultad N° 11191-2025-FACI-UN/JBG de la tesis titulada: "Análisis microbiológico fúngico de suelos naturales y agrícolas de la provincia de Candarave, Tacna en época seca y húmeda del año 2025-2026" presentado por el Bachiller César Eduardo Vega Morales para optar el **Título Profesional** de BIÓLOGO MICROBIÓLOGO. Habiendo cumplido con lo establecido en el reglamento de originalidad y de similitud de trabajos de investigación y producción intelectual, considerando que según la revisión, evaluación y análisis realizado a través del Software de similitud textual Turnitin cuenta con el nivel de similitud permitido cuyo porcentaje es 3 %. Por lo que **CERTIFICO** que la similaridad de la tesis está de acuerdo al **NIVEL PERMITIDO**, para continuar con los trámites correspondientes y para su **publicación en el Repositorio Institucional**.

Se emite el presente certificado con fines de continuar con los trámites respectivos para su obtención del **Título Profesional**.



Liduvina Sulca Quispe
DNI: 28219298

César Eduardo Vega Morales
DNI: 71216375

DEDICATORIA

A mis padres, César y Lourdes, por su apoyo incondicional, esfuerzo y confianza a lo largo de mi formación profesional siendo ambos una fuente constante de motivación, gracias por acompañarme en cada etapa de mi vida y formar un hombre de bien.

A mi hermano Gabriel, quien siempre ha confiado en mí y me inspira a ser mejor cada día, con el deseo de que mi esfuerzo pueda servirle de ejemplo para seguir creciendo, alcanzar sus metas y superarse constantemente.

A mi abuela Carmen y mis difuntos abuelos, Alberto, Gladys y Óscar, los cuales siempre han anhelado verme convertido en un profesional.

A mi tía Cecilia, quién ha visto por mí como una segunda madre desde mi nacimiento hasta el día de hoy y, siempre me ha resaltado la importancia de ser profesional

AGRADECIMIENTOS

A la Dra. Liduvina Sulca Quispe, por el apoyo y disposición del laboratorio de Botánica, sobre todo por su orientación constante desde pregrado hasta el desarrollo de este trabajo.

Al Grupo de Investigación “Arediza” de la Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann a cargo del Dr. Pablo Franco, por su apoyo logístico en la gestión de viajes de campo y la disposición de equipos del laboratorio de procesos ecológicos.

Al Profesor Daniel Machaca, por compartir sus conocimientos con mi persona y ayudarme con la adquisición de distintos materiales de laboratorio.

A la Profesora Anaceli Valera por facilitar materiales de laboratorio necesarios para el desarrollo del trabajo.

CONTENIDO

INTRODUCCIÓN 1
1.1. Planteamiento del Problema 1
1.2. Hipótesis 3
1.3. Objetivos 3
1.3.1. Objetivo general 3
1.3.2. Objetivos Específicos 4
1.4. Antecedentes de la investigación 4
1.5. Fundamento Teórico 6
1.5.1. Suelos áridos y semiáridos 6
1.5.2. Características geográficas y climáticas de la provincia de Candarave 7
1.5.3. Características edáficas de la provincia de Candarave 8
1.5.4. Importancia de los suelos 9
1.5.5. Microbiota del suelo 10
1.5.6. Diversidad fúngica de suelos 11
1.5.7. Grupos funcionales de microorganismos 13
1.5.8. Afecciones a la microbiota edáfica 14
1.5.9. Muestreo de suelos 17
1.5.10. Métodos de aislamiento y cuantificación microbiológica 18
1.5.11. Métodos de recolección de micorrizas arbusculares 20
MARCO METODOLÓGICO 21
2.1. Diseño de la Investigación 21
2.2. Metodología 21
2.2.1. Descripción y Caracterización del lugar de estudio 21
2.2.2. Toma de muestra 21
2.2.3. Recuento, Aislamiento e identificación de Hongos filamentosos totales 22
2.2.4. Recuento, Aislamiento e identificación de Levaduras 23
2.2.5. Determinacion de presencia y/o ausencia de hongos potencialmente fitopatógenos 23
2.2.6. Identificación de Grupos funcionales fúngicos 24
2.2.7. Identificación de Esporas de hongos formadores de micorrizas 24
RESULTADOS 25
3.1. Caracterización del área de estudio 25
3.1.1. Ubicación del área de estudio 25

3.1.2. Caracterización química del área de estudio 26
3.2. Recuento de Hongos totales 27
3.2.1. Hongos Filamentosos 27
3.2.2. Levaduras 30
3.3. Caracterización e Identificación de Hongos totales (Filamentosos y levaduras) 33
3.3.1. Hongos Filamentosos 33
3.3.2. Levaduras 62
3.4. Determinación de presencia y/o ausencia de hongos potencialmente fitopatógenos 73
3.5. Determinación de grupos funcionales fúngicos 75
3.6. Identificación de esporas de hongos micorrícicos arbusculares 78
3.6.1. Scutellospora 78
3.6.2. Acaulospora sp1 79
3.6.3. *Glomus* sp1 79
3.6.5. *Funneliformis* sp1 81
3.6.6. Acaulospora sp2 82
3.6.7. *Funneliformis* sp2 82
3.6.8. *Septoglomus* sp1 83
3.6.9. *Septoglomus* sp2 84
3.6.10. *Glomus* sp 2 84
DISCUSIÓN 86
4.1. Recuento de Hongos totales 86
4.2. Caracterización e Identificación de Hongos totales 87
4.3. Determinación de grupos funcionales fúngicos 92
4.4. Identificación de hongos micorricicos arbusculares 94
CONCLUSIONES 96
RECOMENDACIONES 97
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 98

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Humedad volumétrica y pH de cada punto de muestreo año 2025-2026 1
Tabla 2 Punto de muestreo y vegetación predominante año 2025-2026 1
Tabla 3 Recuento de hongos filamentosos en suelos de Candarave durante ambas épocas año 2025-2026 1
Tabla 4 Recuento de levaduras en suelos de Candarave durante ambas épocas año 2025-2026 1
Tabla 5 Identificación de hongos filamentosos aislados en épocas seca y húmeda año 2025-2026 1
Tabla 6 Identificación de levaduras aisladas año 2025-2026 1
Tabla 7 Resultado de pruebas bioquímicas para levaduras 1
Tabla 8 Frecuencia de aislamiento año 2025-2026 (Época Seca) 1
Tabla 9 Frecuencia de aislamiento año 2025-2026 (Época Húmeda) 1
Tabla 10 Relación de hongos potencialmente fitpatogenos encontrados año 2025-2026 1
Tabla 11 Relación de aislados y sus características funcionales año 2025-2026 1
Tabla 12 Listado de aislados y su índice enzimático (IE) año 2025-2026 1
Tabla 13 Géneros de esporas encontrados por suelo año 2025-2026 1

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Mapa de la provincia de Candarave con la ubicación de los puntos de muestreo 25
Figura 2 Distribución del recuento de hongos filamentosos en las muestras de suelo en ambas épocas año 2025-2026 29
Figura 3 Comparación del promedio de recuento de hongos filamentosos en ambas épocas año 2025-2026 30
Figura 4 Distribución del recuento de levaduras en muestras de suelo durante ambas épocas año 2025-2026 31
Figura 5 Comparación del promedio de recuento de levaduras en ambas épocas año 2025-2026 32
Figura 6 Colonia de *A. niger* en agar PDA (7 días de incubación) 34
Figura 7 Microscopia de *A. niger* 34
Figura 8 Colonia de *A. fumigatus* en agar PDA (7 días de incubación) 35
Figura 9 Microscopia de *A. fumigatus* 36
Figura 10 Colonia de *A. flavus* en agar PDA (7 días de incubación) 37
Figura 11 Microscopía de *A. flavus* 37
Figura 12 Colonia de *A. ochraceus* en agar PDA (5 días de incubación) 38
Figura 13 Microscopía de *A. ochraceus* 38
Figura 14 Colonia de *Aspergillus versicolor* en agar PDA 39
Figura 15 Microscopía de *Aspergillus versicolor* 39
Figura 16 Colonia de *A. alternata* en agar PDA (5 días de incubación) 40
Figura 17 Microscopia de *A. alternata* 41
Figura 18 Colonia de *Alternaria* sp2 en agar PDA 42
Figura 19 Microscopia de *Alternaria* sp2 42
Figura 20 Colonia de *S. vesicarium* en agar PDA (7 días de incubación) 43
Figura 21 Microscopía de *S. vesicarium* 44
Figura 22 Colonia de *U. atrum* en agar PDA (7 días de incubación) 45
Figura 23 Microscopía de *U. atrum* 45
Figura 24 Colonia de *C. cladosporioides* en agar PDA (4 días de incubación) 46
Figura 25 Microscopía de *C. cladosporioides* 46
Figura 26 Colonia de *Purpureocillium lilacinus* en agar PDA (5 días de incubación) 47

Figura 27 Microscopía de *Purpureocillium lilacinus* 48
Figura 28 Colonia de *Penicillium* sp 1 en agar PDA (4 días de incubación) 49
Figura 29 Microscopía de *Penicillium* sp 1 49
Figura 30 Colonia de *Penicillium* sp2 en agar PDA (5 días de incubación) 50
Figura 31 Microscopía de *Penicillium* sp2 50
Figura 32 Colonia de *Penicillium* sp3 en agar PDA (4 días de incubación) 51
Figura 33 Microscopía de *Penicillium* sp3 51
Figura 34 Colonia de *Penicillium* sp4 en agar PDA 52
Figura 35 Microscopía de *Penicillium* sp4 53
Figura 36 Colonia de *Penicillium* sp5 en agar PDA (4 días de incubación) 54
Figura 37 Microscopía de *Penicillium* sp5 54
Figura 38 Colonia de *Fusarium oxysporum* en agar PDA (14 días de incubación) 55
Figura 39 Microscopia de *Fusarium oxysporum* 56
Figura 40 Colonia de *Fusarium sacchari* en agar PDA (12 días de incubación) 57
Figura 41 Microscopia de *Fusarium sacchari* 57
Figura 42 Colonia de *Trichoderma harzianum* en agar PDA (5 días de incubación) 58
Figura 43 Microscopia de *Trichoderma harzianum* 58
Figura 44 Colonia de *Cunninghamella amphispora* en agar PDA (6 días de incubación) 59
Figura 45 Microscopia de *Cunninghamella amphispora* 60
Figura 46 Colonia de *Acremonium* sp1 en agar PDA (5 días de incubación) 61
Figura 47 Microscopia de *Acremonium* sp1 61
Figura 48 Colonia de *Cryptococcus* sp en agar PDA (4 días de incubación) 63
Figura 49 Microscopia de *Cryptoccocus* sp 63
Figura 50 Pruebas bioquímicas para detección de *Cryptococcus* 63
Figura 51 Colonia de *Rhodotorula* sp en agar PDA (3 días de incubación) 64
Figura 52 Microscopia de *Rhodotorula* sp 64
Figura 53 Pruebas bioquímicas para la detección de *Rhodotorula* sp 65
Figura 54 Colonia de *Candida* sp en agar PDA (3 días de incubación) 66
Figura 55 Microscopia de *Candida* sp 66
Figura 56 Pruebas bioquímicas para la detección de *Candida* sp 66

Figura 57 Abundancia relativa de géneros de hongos filamentosos en Época seca año 2025-2026 68
Figura 58 Abundancia relativa de géneros de hongos por suelo año 2025-2026 (Época seca) 68
Figura 59 Abundancia relativa de géneros de hongos filamentosos en Época húmeda año 2025-2026 69
Figura 60 Abundancia relativa de géneros de hongos por suelo año 2025-2026 (Época húmeda) 69
Figura 61 Abundancia relativa de géneros de levaduras en Época seca año 2025-2026 71
Figura 62 Abundancia relativa de géneros de levaduras por suelo año 2025-2026 (Época seca) 71
Figura 63 Abundancia relativa de géneros de levaduras en Época húmeda año 2025-2026 72
Figura 64 Abundancia relativa de géneros de levaduras por suelo año 2025-2026 (Época húmeda) 72
Figura 65 Comparación del Índice Enzimático de los aislados año 2025-2026 77
Figura 66 Microscopía de *Scutellospora* sp 78
Figura 67 Microscopía de *Acaulospora* sp1 79
Figura 68 Microscopía de *Glomus* sp1 80
Figura 69 Microscopía de *Clareidoglomus* sp 80
Figura 70 Microscopía de *Funneliformis* sp1 81
Figura 71 Microscopía de *Acaulospora* sp2 82
Figura 72 Microscopía de *Funneliformis* sp2 83
Figura 73 Microscopía de *Septoglomus* sp1 83
Figura 74 Microscopía de *Septoglomus* sp2 84
Figura 75 Microscopía de *Glomus* sp2 85

RESUMEN

El mantenimiento del suelo como ecosistema es sostenido por las comunidades microbianas, las cuales desempeñan un rol fundamental, siendo indicadores biológicos de salud y calidad edáfica.

En este estudio se llevó a cabo la identificación y caracterización de la comunidad microbiológica fúngica presente en 15 puntos de muestreo incluidos suelos agrícolas y naturales, distribuidos a lo largo de la provincia de Candarave, evaluados durante época seca y húmeda.

La microbiota estuvo conformada por hongos filamentosos, levaduras y hongos micorrícicos. Se identificaron 11 géneros de hongos filamentosos, el género *Penicillium* presentó la mayor frecuencia en ambas épocas, registrándose en todos los suelos evaluados y representando el 64,2% de los aislados en época seca y el 52,7% en época húmeda. El segundo género más frecuente fue *Aspergillus*. Durante la época seca el género *Alternaria* fue el tercer género más frecuente, y en la época húmeda fue *Ulocladium*. Otros géneros como *Fusarium, Trichoderma, Stemphylium, Purpureocillium, Cladosporium, Cunninghamella y Acremonium* aparecieron en menor proporción. En cuanto a las levaduras, en ambas épocas predominó *Cryptococcus*, seguido de *Rhodotorula* y en la época húmeda se incluyó al género *Candida*. Asimismo, se evaluó la presencia de grupos funcionales, donde el grupo proteolítico presentó la mayor incidencia con 16 especies, destacando el género *Penicillium*, mientras que los solubilizadores de fosfato mostraron la menor incidencia, también con predominio de *Penicillium*. Por último, se encontraron 11 morfotipos de esporas de hongos micorrícicos, agrupados en seis géneros: *Scutellospora, Acaulospora, Glomus, Clareidoglomus, Funneliformis* y *Septoglomus*.

Los resultados muestran una comunidad fúngica diversa y ecológicamente activa, además del predominio de géneros saprobios y funcionalmente relevantes para procesos ecológicos del suelo. La presencia de hongos con potencial fitopatógeno y hongos micorrícicos sugiere una dinámica microbiológica compleja influenciada por las condiciones ambientales, el tipo de cobertura vegetal y el manejo del suelo. En conjunto, estos hallazgos resaltan la importancia ecológica y funcional de la microbiota fúngica en los ecosistemas agrícolas y naturales de Candarave.

Palabras clave: Microbiología edáfica, hongos del suelo, grupos funcionales, hongos micorrízicos arbusculares, suelos áridos

ABSTRACT

The maintenance of soil as an ecosystem is sustained by microbial communities, which play a fundamental role, serving as biological indicators of soil health and quality.

This study identified and characterized the fungal microbiota present in 15 sampling points, including agricultural and natural soils, distributed throughout the province of Candarave, evaluated during both the dry and wet seasons.

The microbiota consisted of filamentous fungi, yeasts, and mycorrhizal fungi. Eleven genera of filamentous fungi were identified. The genus *Penicillium* was the most frequent in both seasons, appearing in all evaluated soils and representing 64.2% of the isolates in the dry season and 52.7% in the wet season. The second most frequent genus was *Aspergillus*. During the dry season, *Alternaria* was the third most frequent genus, and during the wet season, it was *Ulocladium*. Other genera such as *Fusarium, Trichoderma, Stemphylium, Purpureocillium*, *Cladosporium*, *Cunninghamella,* and *Acremonium* appeared in smaller proportions. Regarding yeasts, *Cryptococcus* predominated in both seasons, followed by *Rhodotorula*, and the genus *Candida* was included during the wet season. The presence of functional groups was also evaluated, with the proteolytic group showing the highest incidence (16 species), notably the genus *Penicillium*, while phosphate solubilizers showed the lowest incidence, also with *Penicillium* predominating. Finally, 11 spore morphotypes of mycorrhizal fungi were found, grouped into six genera: *Scutellospora, Acaulospora, Glomus, Clareidoglomus, Funneliformis,* and *Septoglomus.*

The results show a diverse and ecologically active fungal community, as well as a predominance of saprobic genera that are functionally relevant to soil ecological processes. The presence of fungi with phytopathogenic potential and mycorrhizal fungi suggests a complex microbiological dynamic influenced by environmental conditions, vegetation cover type, and soil management. Taken together, these findings highlight the ecological and functional importance of the fungal microbiota in the agricultural and natural ecosystems of Candarave.

Keywords: Soil microbiology, soil fungi, functional groups, arbuscular mycorrhizal fungi, arid soils.

INTRODUCCIÓN

1.1. Planteamiento del Problema

El suelo funciona como escenario de múltiples procesos biogeoquímicos esenciales para la vida debido a la elevada biodiversidad que alberga (Ayan et al, 2021), lo que lo convierte en un sistema complejo y dinámico. Tanto el bienestar como la salud dependen de su calidad, pues, suelos en buenas condiciones permiten el desarrollo de cultivos nutritivos es por ello que comprender la importancia del suelo resulta esencial (Lal et al., 2021).

Los suelos, además de aportar aproximadamente el 98,8 % de los alimentos consumidos por la población, está cumpliendo distintas funciones esenciales, como el almacenamiento de carbono, la regulación de los G.E.I, la mitigación del impacto de inundaciones y la retención de agua necesaria para el crecimiento y la supervivencia de plantas y organismos que los habitan (Kopittke et al., 2019; Silver et al., 2021).

Por otra parte, el microbioma, tanto de suelos naturales como agrícolas, contiene una gran diversidad de organismos, los cuales cumplen un papel esencial en la provisión de diversos bienes y servicios (Kibblewhite et al., 2008; Gupta et al., 2022), como controlar la disponibilidad de nutrientes y otros elementos vitales para el crecimiento de las plantas y la vida animal por medio del reciclaje de micro y macroelementos (Ayan et al., 2021; Chao et al., 2022).

La comunidad fúngica termina siendo un componente significativo en la biomasa del suelo, además de su papel fundamental en el ciclado de nutrientes y en las interacciones bióticas, participan activamente en la dinámica y estabilidad de la estructura del suelo (Ritz & Young, 2004). Estos microorganismos liberan una amplia variedad de enzimas como proteasas, celulasas, β-glucosidasas y quitinasas encargadas de degradar sustratos en formas más simples para su posterior absorción y utilización. En muchos casos, algunas enzimas tienen propiedades adhesivas que favorecen la unión de partículas minerales y materia orgánica del suelo, lo que constituye uno de los principales mecanismos responsables de la agregación del suelo; las interacciones entre enzimas de diferentes microorganismos fúngicos del suelo consiguen acelerar la descomposición de la materia orgánica del suelo y la liberación de nutrientes, como N y P. (Rousk & Bååth, 2011; Wang W. et al., 2014). Wietse de Boer et al., 2004; nos indica que la

contribución de los hongos a la descomposición de diversos sustratos llega a ser mayor a la de las bacterias, por su elevada capacidad de tolerancia al estrés osmótico en comparación con estas.

Dentro de las alteraciones a la microbiota del suelo podemos encontrar factores como las actividades agrícolas, pues involucra grandes extensiones de suelo (Crosara, 2012). El principal origen de la contaminación en el sector agrícola incluye el uso irracional de agroquímicos (Rodriguez et al., 2018); trayendo consecuencias como el desequilibrio ecológico que influencia negativamente en los microorganismos del suelo (Mitra et al., 2021; Mandal et al., 2020).

Otro factor corresponde el cambio climático que, actualmente está alterando la actividad microbiana del suelo, mediante el aumento de temperatura que influye en el metabolismo de los microorganismos, velocidad de crecimiento, diversidad y cantidad de especies (Guo et al., 2018). Las modificaciones en las condiciones climáticas incrementan la incidencia de estreses ambientales, lo que puede favorecer la actividad de patógenos y microorganismos heterotróficos (Sharma et al., 2022).

Según el Instituto Nacional de Defensa Civil (INDECI, s.f.), en las zonas altoandinas de la región de Tacna se presenta un clima semiárido templado frío, precipitaciones muy bajas (>12mm) y temperaturas alrededor de 11 ºC. En la provincia de Candarave estudios realizados en bofedales altoandinos de la provincia han reportado suelos con baja materia orgánica y carácter ácido (Franco & Sulca, 2008), estas condiciones junto con la limitada humedad fuera de la temporada de lluvias, influyen en la diversidad y funcionalidad de la comunidad microbiológica.

Se han reportado efectos del cambio climático sobre los suelos de la provincia de Candarave tales como, el incremento de la temperatura o los deslizamientos de tierra ocasionados por precipitaciones intensas (Aro, 2020), quienes conjuntamente pueden modificar las condiciones fisicoquímicas y biológicas del suelo, favoreciendo la pérdida de microorganismos debido a procesos de erosión, alteración del hábitat y sepultamiento.

A pesar de existir información científica sobre componentes de la flora y fauna de estos ecosistemas, no se reportan estudios orientados a caracterizar la comunidad fúngica presente en los suelos de la provincia de Candarave. Esta ausencia de información limita la comprensión del componente microbiológico del suelo y dificulta el establecimiento de una línea base para

comprender el funcionamiento ecológico de estos ecosistemas y su posible respuesta frente a cambios ambientales y actividades agrícolas., por ello se plantea la siguiente pregunta principal:

¿Cuál será el recuento y la composición de la comunidad fúngica, grupos funcionales y esporas de micorrizas arbusculares presentes en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave, Tacna, durante época seca y húmeda?

Derivadas de la pregunta principal, se presentan las siguientes preguntas secundarias:

¿Cuál será el recuento e identificación de los hongos filamentosos totales en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave, Tacna, durante época seca y húmeda?

¿Cuál será el recuento e identificación de levaduras en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave, Tacna, durante época seca y húmeda?

¿Cuáles serán los hongos potencialmente fitopatógenos en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave, Tacna, durante época seca y húmeda?

¿Cuáles serán los grupos funcionales fúngicos en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave, Tacna, durante época seca y húmeda?

¿Cuáles serán los géneros de hongos micorrícicos arbusculares presentes en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave, Tacna, durante época seca y húmeda?

1.2. Hipótesis

Al ser una investigación de alcance descriptivo, no contiene hipótesis.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo general

- Determinar el recuento y composición de la comunidad fúngica, grupos funcionales y esporas de micorrizas arbusculares presentes en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave, Tacna, durante las épocas seca y húmeda.

1.3.2. Objetivos Específicos

- Cuantificar e identificar los hongos filamentosos totales en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave en época seca y húmeda
- Cuantificar e identificar las levaduras en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave en época seca y húmeda
- Determinar la presencia y/o ausencia de hongos potencialmente fitopatógenos en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave en época seca y húmeda
- Determinar los grupos funcionales de hongos en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave en época seca y húmeda
- Identificar las esporas de hongos micorrícicos arbusculares presentes en suelos agrícolas y naturales de la provincia de Candarave en época seca y húmeda

1.4. Antecedentes de la investigación

Calvo y colaboradores (2009), evaluaron la microbiota de la rizósfera del cultivo de papa en 2 regiones alto andinas; Huancavelica y Puno; en su trabajo de titulado "Estudio de las poblaciones microbianas de la rizósfera del cultivo de papa (*Solanum tuberosum*) en zonas altoandinas", resultando para ambas regiones altoandinas una población de hongos que osciló entre 10^3 y 10^5 UFC/g. En Puno se obtuvo una mayor población de bacterias totales (10^7-10^8 UFC/g) comparado con Huancavelica (10^6 UFC/g); esto se puede deber entre otros factores al pH, en Puno (6,25 ± 0,13) fue más alcalino que en Huancavelica (5,8 ± 0,28) o a la temperatura, en Puno fue relativamente mayor (10 ºC) que en Huancavelica (8-9 ºC). En cuanto a las poblaciones de hongos en la región de Puno a pesar de poseer pH más alcalino que Huancavelica; son más altas, se estima que es debido a los exudados producidos por las plantas, los cuales pueden jugar un rol determinante. Estos resultados indican que los exudados producidos por las raíces llegan a alterar el pH, disponibilidad de sustratos y nutrientes, así como los factores de crecimiento microbiano, lo que termina influyendo en la dinámica de sus poblaciones.

Paco-Pérez y colaboradores (2017), en su trabajo titulado "Población fúngica en suelos productores de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd), bajo diferentes sistemas de manejo en la comunidad Kerecaya Municipio de Salinas de Garci Mendoza" buscaron identificar y comparar géneros de hongos en suelos con cultivo de quinua con manejo tradicional, mecanizado y sin

labranza. Para ello, en cada parcela de quinua, fueron tomados 6 puntos de medición de la temperatura del suelo, humedad y pH, para posteriormente cultivar por diluciones seriadas en Agar Papa Dextrosa y Agar Sabouraud. Finalmente, en cuanto a la comunidad fúngica se encontró que, tanto en el suelo sin labranza, tradicional y mecanizado el género *Penicillium* spp. presenta mayor población seguido por *Aspergillus* spp y por último *Trichoderma* spp. Se concluye que, los sistemas de manejo presentan suelos vulnerables a la erosión; además, la mecanización del cultivo de quinua tiene un impacto directo en la microbiota fúngica.

Dong y colaboradores (2021), en China, en su trabajo titulado "La degradación del suelo influye en la diversidad de las comunidades bacterianas y fúngicas del suelo en las praderas alpinas sobrepastoreadas de la meseta Qinghai-Tíbet" reportan que los cambios en las propiedades fisicoquímicas del suelo durante el proceso de degradación de los pastizales cambian inevitablemente la diversidad y composición de la comunidad microbiana del suelo. Usando índices como Shannon, Chao, Simpson fueron medidas diversidades bacterianas y fúngicas resultando en que existió mayor diversidad bacteriana en los suelos menos degradados y hubo significativamente menor riqueza en el suelo moderadamente degradado que en el ligeramente degradado, sin embargo, la comunidad fúngica presentó una disminución en la riqueza, en suelos más degradados; *Ascomycota* fue la principal microbiota en los cuatro niveles de degradación, representando aproximadamente el 60% de la abundancia fúngica total, y los principales géneros fueron *Mortierella* , *Pseudeurotium* y *Tremellales*, concluyendo que la degradación de las praderas alpinas puede provocar variaciones tanto en la diversidad microbiana como en el funcionamiento potencial de los microorganismos.

Lindo-Seminario y colaboradores (2026), evaluaron el efecto de dos sistemas de riego por goteo (doble hilera y sectorizado) sobre la comunidad fúngica en la rizósfera de árboles de olivo de la Estación Experimental Agraria (EEA) Tacna del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA), ubicada en el distrito de La Yarada, Los Palos; mediante diluciones seriadas cultivadas en agar PDA fueron aislados 21 morfotipos fúngicos pertenecientes a los géneros *Alternaria, Cladosporium, Fusarium, Paecilomyces, Trichoderma* y *Verticillium*. Los resultados evidenciaron un mayor número de cepas en el sistema sectorizado (14) en comparación con el de doble hilera (7), siendo *Trichoderma* sp el género más abundante. Finalmente, este estudio resalta la presencia de microorganismos fúngicos benéficos como *Trichoderma* y *Paecilomyces*,

por su potencial biocontrolador, enfatizando que el sistema de riego sectorizado fue una mejor opción para el riego del olivo en la región de Tacna.

1.5. Fundamento Teórico

1.5.1. Suelos áridos y semiáridos

Ayala et al. (2018), definen a la aridez como una condición física dependiente de la interacción entre la radiación solar, temperatura, precipitación, dirección y fuerza del viento y la evapotranspiración. Por otro lado, la FAO (2004) indica que tanto zonas áridas como semiáridas corresponden a aquellas en donde el promedio de lluvias resulta menor que las pérdidas de humedad por procesos como evaporación y evapotranspiración, estas zonas son reportadas como ecosistemas desolados con un potencial de producción relativamente bajo (SUMAMAD, 2014).

En el estudio de Zouidi et al. (2019), se marca la diferencia entre estas zonas usando su régimen meteorológico de precipitaciones: la zona semiárida (precipitaciones anuales de 300-600 mm) y la zona árida (precipitaciones anuales < 300 mm).

Los suelos de zonas áridas y semiáridas además de la escasa precipitación; la cual termina limitando el crecimiento de organismos vegetales; poseen características como la baja fertilidad, textura arenosa y pedregosidad (García-Calderón, 2011). Sin embargo, estos suelos no deberían interpretarse como ambientes limitantes, sino como sistemas que se encuentran altamente especializados donde la biota se adapta para sobrevivir bajo estrés hídrico. En recientes investigaciones se resalta que la aridez modula directamente la estructura y funcionalidad del suelo, afectando la dinámica del carbono, la disponibilidad de nutrientes y la actividad microbiana (Maestre et al., 2015; Delgado-Baquerizo et al., 2017).

Contrario a lo que se cree, estos suelos contienen una resaltante diversidad microbiana, incluyendo bacterias, hongos filamentosos o levaduras, todos adaptados a condiciones extremas. Estudios recientes evidencian que las condiciones áridas actúan como un filtro que selecciona microorganismos altamente especializados, capaces de tolerar desecación, radiación o nutrición limitada (Delgado-Baquerizo et al., 2018; Fierer, 2017).

En el Perú, el departamento de Tacna corresponde a una de las zonas más áridas del país, este se distingue por la extrema falta de recursos hídricos y por la acentuada aridez de sus suelos (INDECI, s.f.). Recursos hídricos superficiales, como los ríos, resultan muy limitantes para el riego agrícola, es por ello que, algunos agricultores optan por reemplazar esta carencia con la explotación de aguas subterráneas (Capia, 2025).

En la provincia de Candarave, condiciones como la textura, materia orgánica o cobertura vegetal son reportadas como textura franco arenosa, bajo contenido de materia orgánica y escasa cobertura vegetal, además de limitaciones químicas relacionadas al déficit hídrico (Franco & Sulca, 2008; Llanos, 2021).

1.5.2. Características geográficas y climáticas de la provincia de Candarave

La provincia de Candarave se encuentra ubicada en el extremo nororiental del Departamento de Tacna, consigue abarcar una extensión de 2 261 km² y una altitud que fluctúa entre los 2 400 – 5 500 m.s.n.m sobre el nivel del mar (INDECI, s.f.), este rango de altitud además de actuar como un factor ecológico clave que organiza tanto la distribución de la vegetación como la actividad biológica en el suelo, ajusta factores ambientales como la presión atmosférica, radiación solar y temperatura, produciendo ecosistemas de tipo puna y altoandino (INEI, 2016). Las lluvias se concentran principalmente entre los meses de diciembre y marzo, con una precipitación media anual de 176 mm (Pino & Olivera, 2024).

Candarave se caracteriza por presentar temperaturas medias mensuales de aproximadamente 9,7 – 10,5 °C en promedio. La temperatura máxima media alcanza los 17,3 °C, en los meses de enero y febrero y la mínima media mensual desciende a alrededor de 3,3 °C en los meses de junio, julio y agosto. La precipitación mensual promedio es de 13,5 mm, con una evapotranspiración total anual estimada en 50,8 mm. La humedad relativa media es del 58 %, registrándose más a menudo en los meses de enero y marzo (SENAMHI, 2021; INDECI, s.f).

Debido a su altitud, el clima de la zona varía entre templado y frío. Durante la temporada húmeda (diciembre a marzo), se presentan los mayores niveles de precipitación, con un promedio mensual de 45 mm. Agosto corresponde al mes más seco en la región, mientras que febrero registra el mayor volumen de lluvias (Tejada et al., 2005; González et al., s.f.).

En cuanto a la humedad relativa, los valores más altos se presentan durante la temporada húmeda, entre enero y marzo, con registros que oscilan entre el 89 % y el 99 %. En contraste, los niveles más bajos, que varían del 38 % al 54 %, se observan entre mayo y diciembre, correspondientes a la época seca (González et al., s.f.).

Con respecto al cambio climático, existen estudios en la zona los cuales evidencian incremento de eventos de sequía, lo cual termina afectando la disponibilidad de agua y la dinámica ecológica del suelo, factores limitantes para el desarrollo microbiano (Cabrera, 2016).

1.5.3. Características edáficas de la provincia de Candarave

Según Molina (2013), los suelos predominantes presentan una textura franca a franca arenosa, con presencia de grava y gravilla en más del 60 % del perfil, esto, termina limitando la retención de agua y el desarrollo radicular. El pH varía de ligeramente ácido a neutro, con valores entre 6,3 y 7,3 dependiendo del horizonte, mientras que la materia orgánica disminuye con la profundidad, entre 2,90 %, en el horizonte A (0–15 cm), y 0,98 % en el horizonte C (60–80 cm).

Adicional a ello, en estudios complementarios realizados en bofedales altoandinos de la misma provincia, se ha reportado una baja concentración de materia orgánica y acidez del suelo, atribuida a las bajas temperaturas y a la lenta descomposición de la biomasa vegetal (Franco & Sulca, 2008). Estas condiciones edáficas limitantes reportadas, sumadas a la presencia de elementos como boro y arsénico relacionados con un déficit hídrico y degradación de suelo (Llanos, 2021) y una limitada humedad del suelo fuera de la temporada de lluvias, pueden influir directamente en la diversidad microbiana y en la funcionalidad ecológica de la comunidad fúngica presente en la zona.

Las actividades agrícolas en Candarave logran modificar significativamente las propiedades del suelo, cambios en la estructura del suelo y alteraciones en su microbiota. Estas prácticas si bien se reporta que mejoran la fertilidad, también puede generar desequilibrios ecológicos, afectando la diversidad microbiana. Se ha demostrado que los suelos agrícolas en zonas áridas presentan mayor abundancia microbiana, pero una menor diversidad, esto siendo

consecuencia de la selección de especies adaptadas a condiciones perturbadas (Delgado-Baquerizo et al., 2017; Lal, 2020).

El escenario ecológico que construyen las condiciones geográficas y climáticas de Candarave permite que los microorganismos edáficos requieran adaptarse a estrés hídrico, bajas temperaturas y alta radiación; lo que termina favoreciendo la presencia de microorganismos especializados, y termina influyendo en la diversidad y funcionalidad de las comunidades microbianas. Adicional a esto, las actividades agrícolas desarrolladas en la zona modifican el sistema y alteran las condiciones naturales del suelo, consecuentemente, generando cambios en la microbiota (Cabrera, 2016; Estrada et al., 2017).

1.5.4. Importancia de los suelos

Los suelos proporcionan el hábitat para una vasta biodiversidad y biomasa de organismos del suelo, corresponde a un sistema compuesto por múltiples elementos e interconectado, responsable de diversas funciones con límites operativos definidos y una disposición espacial distintiva, es el lugar de infinitas reacciones que controlan una multitud de servicios útiles para la humanidad y el medio ambiente natural (Brussard et al., 2007; Silver et al., 2021).

No solo se encarga de suministrar el 98,8% de los alimentos que consumimos, sino desempeña múltiples funciones esenciales, como el almacenamiento de carbono, regulación de los G.E.I, reducción del impacto de las inundaciones, almacenamiento de agua necesaria para el crecimiento y la supervivencia de las plantas y los organismos que en ellos habitan (Kopittke et al., 2019; Silver et al., 2021).

Lal et al. (2021), proponen que la salud del suelo depende del mantenimiento de cuatro funciones principales: transformaciones de carbono; ciclos de nutrientes; mantenimiento de la estructura del suelo; y regulación de plagas y enfermedades. Cada una de estas funciones resultan de la integración de distintos procesos biológicos los cuales se llevan a cabo por medio de una diversidad de organismos del suelo que interactúan entre sí, condicionados por el entorno abiótico del suelo.

La estructura del suelo es responsable de las funciones físicas y químicas de este mismo; como el movimiento o la retención del agua, la movilidad y biodisponibilidad de nutrientes y

contaminantes; el equilibrio de este complejo sistema depende de la interacción entre sus propiedades físicas, químicas y biológicas, generando un dinamismo que favorece las condiciones adecuadas para mantener una diversidad de organismos estable (Ayan et al.,2021; Maretto et al., 2022).

Resulta muy importante comprender la importancia del suelo pues, el bienestar y la salud están estrechamente vinculados a este; un suelo en buenas condiciones da lugar a cultivos nutritivos, favoreciendo la salud y productividad (Lal et al., 2021).

1.5.5. Microbiota del suelo

El suelo es reconocido como uno de los ecosistemas más diversos del planeta, albergando una comunidad interconectada de diversos microorganismos donde se encuentran: bacterias, arqueas, virus, hongos y protozoos, colectivamente denominada microbioma del suelo. Su entorno abiótico es altamente heterogéneo; la interacción con plantas, fauna del suelo, a la par con variaciones en humedad, temperatura y estados redox, resulta en un ecosistema dinámico y en constante cambio como lo es el suelo (Jansson y Hofmockel, 2020).

Tanto los suelos naturales como agrícolas presentan una gran diversidad de organismos que, en conjunto, desempeñan un papel fundamental en la provisión de diversos bienes y servicios relacionados con el suelo. La rizosfera de las plantas contiene una carga microbiana sumamente diversa, que puede alcanzar una densidad de hasta 1×10^{11} células por gramo de raíz de la planta (Kibblewhite et al., 2008; Gupta et al., 2022).

La microbiota del suelo puede manifestarse como beneficiosa (rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal o PGPR); o dañina, como los patógenos. La microbiota edáfica desempeña un papel crucial en procesos esenciales como el procesamiento de la materia orgánica, reciclaje de nutrientes como el nitrógeno, fósforo y carbono, y la nutrición vegetal; estos, a su vez permiten la sucesión natural del flujo de elementos (Ayan et al., 2021).

Adicional a ello, la diversidad microbiana se responsabiliza tanto de la fertilidad del suelo como de los ciclos biogeoquímicos de los nutrientes, y puede modificarse en función de los cambios en las propiedades fisicoquímicas y de la contaminación del suelo (Maretto et al., 2022). Los microrganismos se convierten en excelentes indicadores de la calidad y salud del suelo

debido a su desarrollo rápido y sensibilidad a las condiciones ambientales (Neiendam y Winding, 2002), permitiendo predecir su estado antes de que lo hagan los parámetros fisicoquímicos. Entre estos procesos, la respiración del suelo, la actividad deshidrogenasa y las bacterias fijadoras de nitrógeno se han identificado como los parámetros más sensibles en comparación con otros (Ayan et al.,2021).

El microbioma del suelo, a través del reciclaje de micro y macroelementos, controlan la disponibilidad de nutrientes y otros elementos vitales para el crecimiento de las plantas y la vida animal, afectando así al ecosistema y al medio ambiente (Ayan et al., 2021; Chao et al., 2022). El estudio de las comunidades bacterianas posibilita deducir las funciones beneficiosas y perjudiciales de los grupos que la componen, lo que a su vez facilita el aprovechamiento de consorcios, cepas y metabolitos bacterianos con actividades funcionales (Ayan et al., 2021).

1.5.6. Diversidad fúngica de suelos

Los organismos fúngicos habitualmente se encuentran en forma de finos filamentos y representan un grupo extremadamente diverso con una amplia distribución en la naturaleza, especialmente en cualquier lugar donde exista materia con alto contenido de carbono, como material orgánico en descomposición, madera podrida, árboles en bosques, hojarasca en la superficie del ecosistema, etc. (Vega, 2019).

En la actualidad, se han identificado alrededor de 500 000 especies, aunque se estima que podrían existir entre 1 y 1,5 millones (Paco-Pérez et al., 2017). Los principales grupos fúngicos presentes en el suelo incluyen *Zigomycota, Ascomycota, Deuteromycota* y *Basidiomycota*. La mayoría de los hongos aislados del suelo pertenecen a los géneros *Penicillium, Geotrichum, Aspergillus* y *Trichoderma* (Benzina et al., 2001). En estudios recientes se ha evidenciado que la composición de estos grupos fúngicos varía en función de las condiciones edáficas y climáticas, siendo algunos géneros como *Aspergillus, Penicillium, Fusarium, Alternaria* y *Cladosporium* normalmente más comunes de encontrar en ambientes áridos por su capacidad de adaptación (Tedersoo et al., 2014).

Los hongos, así como las bacterias, desempeñan un papel fundamental en diversos procesos ecológicos clave, como el ciclo de elementos esenciales, descomposición de la materia

orgánica, regulación del crecimiento vegetal, además que influyen en la coexistencia y diversidad de especies de plantas (Luo et al., 2021).

La presencia de hongos está vinculada a distintos factores como el tipo de suelo, las condiciones climáticas, la interacción con otros microorganismos y las comunidades vegetales presentes. A pesar de eso, las actividades humanas, sobretodo la agricultura, modifican su hábitat, impactando así su diversidad (Vega, 2019), los suelos con una mayor proporción de hongos poseen un contenido más alto de carbono, ya que estos organismos aprovechan el carbono de manera más eficiente que las bacterias. Como resultado, se genera una mayor cantidad de biomasa por cada unidad de carbono consumida (Ayan et al., 2021).

Diversos estudios han demostrado que la diversidad y composición de la comunidad fúngica varían según el perfil del suelo (Yang et al., 2017), relacionado también, con los horizontes del suelo, el horizonte O, corresponde al que contiene mayor nivel de contenido de materia orgánica; el horizonte M, un horizonte mineral formado debajo del horizonte O, el cual se caracteriza por un menor contenido de materia orgánica originada de la descomposición de la materia orgánica y la exudación de abundantes raíces de árboles (Luo et al., 2021); por lo que; las variaciones en las propiedades fisicoquímicas del suelo entre los horizontes orgánicos y minerales están acompañadas de cambios en la composición de la diversidad de hongos residentes y la composición de la comunidad (Du et al., 2017).

Por otro lado, los hongos micorrízicos son miembros abundantes de la comunidad de la rizósfera, estos se han encontrado en más de 200 000 especies de plantas y se estima que se asocian con más del 80% de todas las plantas (Van der Heijden et al. 2015).

Los hongos micorrízicos cumplen una función clave en la conservación del carbono orgánico del suelo, puesto que, contribuyen a la formación y estabilidad de los macro agregados, además de favorecer la movilidad de los nutrientes (Gupta et al., 2022). Estos hongos micorrízicos arbusculares son fundamentales para conservar la fertilidad del suelo en los agroecosistemas, ya que fortalecen la tolerancia de las plantas al estrés y su resistencia a los patógenos (De la Cruz et al., 2024).

De manera general, los hongos benefician a la naturaleza y a la humanidad mediante la producción de fármacos antimicrobianos, en la investigación arqueológica, productos de belleza, bebidas, agentes de biocontrol, bioenergía, bioindicadores, biofiltros, biorrefinación, biomateriales en medicina y textiles, enzimas, micología forense, micoarquitectura, micoforestería, micorremediación, micosistema, micotecnología, industria papelera, degradación de plásticos, pigmentos, cultura tradicional y gestión de residuos (Hyde et al., 2019).

1.5.7. Grupos funcionales de microorganismos

Las propiedades biológicas del suelo representan un recurso importante para evaluar su calidad biológica pues, estas características están influenciadas por la dinámica de la materia orgánica, las prácticas de manejo aplicadas y las variaciones en las condiciones ambientales, así, es como se pueden usar los grupos funcionales como bioindicadores para evaluar alteraciones en el suelo (Torres y Lizarazo, 2006).

Los procesos biológicos que intervienen en funciones como la transformación del carbono y el ciclo de nutrientes, dependen de la interacción de diversos conjuntos de organismos, estos son los "grupos funcionales clave", los cuales están conformados por poblaciones de microorganismos que, aunque no tienen una relación taxonómica cercana, intervienen en la transformación bioquímica de compuestos orgánicos e inorgánicos (Kibblewhite et al., 2008; Ayan et al., 2021).

Ayan et al., 2021; clasifica a los grupos funcionales en:

Celulolíticos: Microorganismos que se alimentan de compuestos orgánicos presentes en la biomasa vegetal como la celulosa, la hemicelulosa; otorgándoles la capacidad de no depender de exudados radiculares para sobrevivir.

Amilolíticos: Por medio de la producción de enzimas extracelulares (amilasas) provocan la liberación de glucosa como una molécula más asimilable para otras poblaciones de microorganismos. Aquí encontramos hongos de los géneros *Aspergillus y Penicillium*; bacterias, se destacan los géneros *Pseudomonas* y *Bacillus.*

Proteolíticos: Mediante enzimas (proteasas), liberan compuestos menores asimilables, como aminoácidos, los cuales forman parte de la materia orgánica particulada y, pueden ser rápidamente, accesibles para los microorganismos; resultando en la degradación de la biomasa muerta.

Fijadores de Nitrógeno: Favorecer el establecimiento de las plantas, aumentar su productividad e incrementar el aprovechamiento de los suelos en términos de agua y nutrientes.

Movilizadores y solubilizadores de fósforo: A través de la producción de ácidos orgánicos y la acción enzimática ponen el fosforo a disposición de las plantas, a pesar de que este nutriente puede estar en grandes cantidades en los suelos, en la mayoría de los casos, no se encuentra disponible para ser absorbido. Se incluyen géneros de hongos como *Aspergillus, Penicillium, Trichoderma* y *Fusarium*; bacterias como *Erwinia; Pseudomonas; Bacillus; Rhizobium; Klebsiella; Burkholderia, Serratia*.

1.5.8. Afecciones a la microbiota edáfica

Las prácticas agrícolas actualmente han sido modificadas, esto impulsado por las intervenciones humanas, lo que desencadena cambios en la composición de la comunidad microbiana del suelo y alteraciones a sus propiedades físico-bioquímicas (Gupta et al., 2022).

Una de las actividades más contaminantes para el suelo corresponde a la agricultura, siendo la actividad predominante e involucra grandes superficies de este (Crosara, 2012). El uso irracional de los productos agroquímicos corresponden al principal origen de la contaminación en el sector agrícola (Rodriguez et al., 2018), por ello, el grado de contaminación del suelo termina siendo algo alarmante con el pasar de los años (Mitra et al., 2021); trayendo consecuencias como el desequilibrio ecológico que termina influyendo negativamente en los microorganismos del suelo (Mandal et al., 2020), lo que también está vinculado al desequilibrio fisiológico de las plantas como la capacidad de fertilidad (Meena et al., 2020) o la resistencia a los patógenos del mismo suelo (Ahmed et al., 2023).

El fuego nacido de una combinación de malas prácticas agrícolas y la temporada de sequías; afecta las reservas de nitrógeno y carbono del suelo, resultando en una reducción en la biomasa microbiana, y, sobretodo la presencia de hongos (Ayan et al., 2021). El pH del suelo es

otro factor que resulta afectado, teniendo repercusiones en la diversidad, estructura, interacción y la función de las comunidades microbianas de la rizosfera, la modificación de este consigue activar o inactivar enzimas que pueden actuar sobre la disponibilidad o fijación de minerales nutritivos. (Ayan et al., 2021; Chao et al., 2022). Además del pH, la cantidad de humedad en el suelo corresponde otro factor que influye en la diversidad microbiana, pues este, determina la disponibilidad de agua libre que una las partículas del suelo, lo cual resulta esencial para la supervivencia de los microorganismos, además, en temporada seca, las tasas de nitrificación y desnitrificación se reducen, pero vuelven a activarse cuando vuelve la temporada húmeda (Gupta et al., 2022).

La diversidad del microbioma edáfico, así como la actividad enzimática del suelo, responden a mínimos cambios en las condiciones ambientales, esto proporciona información sensible a alteraciones sutiles; su sensibilidad, facilidad de uso y relación de la biología y la estructura del suelo hace que la diversidad microbiana y las enzimas del suelo, también llamadas "huellas biológicas", sean reconocidas como indicadores clave de su calidad (Schahovskoy, s.f.; Daunoras et al., 2024).

Existen fenómenos meteorológicos que resultan del cambio climático, como lo son largos períodos de sequía y fuertes lluvias, los cuales impactan significativamente en la diversidad y actividad metabólica de la microbiota tanto bacteriana como fúngica, provocando un cambio en el equilibrio de nutrientes del suelo e incluso aumentar las emisiones de óxido de nitrógeno (Levitin, 2015).

Entre todos los factores ambientales afectados por el cambio climático, el calentamiento global tiene una influencia generalizada en la variación de la diversidad microbiana del suelo, desempeñando un papel principal en la conformación de la diversidad microbiana (Zhou et al., 2016; Guo et al., 2018).

El cambio climático global puede afectar a la estructura de la microbiota del suelo, directa o indirectamente, un aumento de la temperatura del suelo estimula la actividad de los microorganismos del suelo. El clima cálido y seco de primavera y verano es favorable para el desarrollo de hongos del suelo, como los patógenos de la pudrición de la raíz, el calentamiento

del suelo aumenta la frecuencia de la transferencia horizontal de genes entre bacterias (Levitin, 2015; Maretto et al., 2022).

El cambio climático se encuentra generando variaciones más extremas y prolongadas y; de mayor magnitud, cuyas repercusiones en la estabilidad y resiliencia del microbioma resultan aún desconocidas; se prevé que el clima seguirá cambiando, dando lugar a patrones meteorológicos cada vez más erráticos y extremos. En este contexto, las comunidades microbianas y los servicios ecosistémicos que proporcionan se verán influenciados por las presiones combinadas del cambio climático y las perturbaciones agravadas (Jansson y Hofmockel, 2020).

Perú resulta altamente vulnerable al cambio climático, sobretodo en sus regiones andinas, esto debido a su exposición a desastres naturales, la pobreza y la inseguridad alimentaria. Los pequeños agricultores ante fenómenos climáticos extremos, como sequías, heladas y precipitaciones irregulares, enfrentan una elevada vulnerabilidad, situación que se agrava por su fuerte dependencia de la agricultura (De la Cruz et al., 2025).

En la Provincia de Candarave, la agricultura es la principal actividad económica (INDECI, s.f.), al encontrarse en las altas tierras de la región de Tacna enfrenta una grave escasez de agua, producido por su clima hiperárido. Su predominante condición semiárida aumenta la preocupación, pues, los impactos del cambio climático representan un desafío global, sobretodo en regiones áridas y semiáridas (Cruz-Baltuano et al., 2025).

La escasez de agua en las regiones áridas y semiáridas hace que la precipitación tenga un impacto significativo en los microorganismos del suelo. Estudios como el de Huang et al. (2015) han demostrado que un aumento en la precipitación favorece el incremento de los ácidos grasos fosfolípidos microbianos y del carbono/nitrógeno de la biomasa, en general, la biomasa microbiana total del suelo tiende a aumentar con la precipitación (Liu et al., 2022). Por otro lado, la temperatura ambiental también influye en los microorganismos del suelo en estas regiones. Un aumento en la temperatura acelera la evaporación, intensificando la aridez y reduciendo la diversidad microbiana (Maestre et al., 2015).

Las actividades agrícolas, sumadas al tipo de zona en el que se realizan y la alta vulnerabilidad al cambio climático que existe, ocasionan deterioro en las propiedades físico-químicas y biológicas del suelo, resultando en la disminución total de su calidad (Liu et al., 2022).

1.5.9. Muestreo de suelos

El muestreo de suelos hace referencia a una etapa crítica en estudios tanto edafológicos, agronómicos como microbiológicos, pues, determina la validez y representatividad de los resultados obtenidos en laboratorio. El suelo al ser un sistema altamente heterogéneo, implica que una muestra inadecuada puede generar interpretaciones erróneas (Paul, 2007).

La variabilidad del suelo derivada de factores como el clima, relieve o la microbiota; genera diferencias significativas entre horizontes y dentro de una misma unidad de muestreo. Microbiológicamente hablando, la variabilidad es aún más pronunciada, dado que los microorganismos se distribuyen en microhábitats específicos, como agregados del suelo o la rizosfera (Yates et al., 2016).

A través del paso del tiempo los suelos experimentan transformaciones continuas de tipo físico, químico y biológico. Estos cambios generan modificaciones en sus propiedades y en la disponibilidad de nutrientes. Todas esas modificaciones pueden ser identificadas mediante análisis de suelo, los cuales se realizan de acuerdo con el propósito específico que se quiera alcanzar (Ricardo, 2022).

Los cambios temporales provocados por el cambio climático, actividades humanas provocan modificaciones temporales que ocasionan una disminución gradual de las propiedades del suelo, entre ellas se encuentra, la fertilidad (Álvarez y Ortiz, 2022).

A grandes rasgos, los análisis resultan fundamentales pues permiten conocer parámetros como el nivel de fertilidad del suelo, disponibilidad de nutrientes, etc. Además, facilitan la identificación de sustancias que, al encontrarse en exceso, pueden causar daños tanto en el suelo como en el agua (Ricardo, 2022).

La realización de un muestreo de suelos también permite obtener información precisa sobre la diversidad, cantidad y actividad de los microorganismos presentes en el suelo, Según Abril (2003), los microorganismos del suelo se convierten en indicadores válidos para el diagnóstico de impacto y restauración en los ecosistemas debido a que la perturbación de los procesos biológicos, como los ciclos biogeoquímicos, se reflejan en una degradación del suelo.

Según Ricardo (2022), se pueden tomar 2 tipos de muestras:

Muestra simple: consiste en obtener muestras mediante solo una extracción, esto no resulta conveniente cuando hablamos de suelos heterogéneos.

Muestra compuesta: esta consiste en obtener muestras por medio de varias extracciones, las cuales terminan siendo mezcladas en un recipiente para luego volver a extraer una muestra del suelo mezclado, es el muestreo más utilizado para análisis de suelos.

Para Domsch et al. (2007), existen 4 tipos de muestreos:

Muestreo aleatorio: Implica la elección de puntos sin un patrón definido, permitiendo evitar sesgos sistemáticos. Sin embargo, resulta poco eficiente en suelos con alta variabilidad espacial.

Muestreo sistemático: Consiste en la recolección de muestras siguiendo un patrón regular, como una cuadrícula. Brinda facilidad en la cobertura homogénea del área y es ampliamente utilizado en estudios agronómicos.

Muestreo estratificado: Aquí, el área de estudio se divide en estratos, lo que permite reducir la variabilidad interna y mejorar la precisión de los resultados.

Muestreo compuesto: Consiste en la combinación de varias submuestras para obtener una muestra representativa. Este método es especialmente útil en estudios microbiológicos, donde la variabilidad puntual es elevada.

1.5.10. Métodos de aislamiento y cuantificación microbiológica

Según Paul (2007); el cultivo de un organismo del suelo se basa en la transferencia de sus propágulos hacia un medio nutritivo que favorezca su crecimiento.

Para Yates et al., (2016); el recuento microbiológico se basa en la capacidad de los microorganismos de crecer en medios de cultivo, permitiendo su cuantificación como unidades formadoras de colonias.

La cuantificación de microorganismos en muestras ambientales como el suelo, puede realizarse por medio de métodos basados en cultivo, como el conteo en placa de unidades formadoras de colonias (UFC) (Yates et al., 2016). Las técnicas de cultivo permiten aislar microorganismos específicos del suelo a partir de una amplia variedad de suelos.

Los microorganismos de la superficie de las partículas y agregados del suelo se liberan en agua estéril, normalmente solución salina fisiológica. Posterior a la extracción, las suspensiones de suelo se diluyen a la concentración adecuada, este grado de dilución necesario depende del número inicial de organismos en el suelo. Luego se realizan diluciones seriadas, generalmente empezando por 1:10 y se prosigue de forma gradual, para posteriormente transferir porciones duplicadas de 0,1 ml de las suspensiones anteriormente preparadas a un medio sólido o líquido donde los cada propágulo individualmente se desarrolla hasta formar un crecimiento visible. Después la incubación adecuada, en el medio solido elegido se cuentan las colonias individuales, y cada colonia hace referencia a un propágulo individual en la suspensión de suelo (UFC). Por último, los microorganismos específicos y cultivables normalmente se aíslan del suelo mediante sustratos líquidos o sólidos, los cuales incluyen sustratos muy generales de los que se seleccionan colonias individuales para su posterior caracterización, en ciertas ocasiones, resultan útiles los medios que en su composición poseen inhibidores como el cloranfenicol, la tetraciclina y la estreptomicina (Warcup, 1950; Paul, 2007).

Existen limitaciones que presentan los métodos de cultivo pues, solo una fracción de los microorganismos es cultivable en condiciones de laboratorio, es por ello que actualmente se opta por la utilización de métodos directos y moleculares que permiten estimar la abundancia total microbiana (Yates et al., 2016).

En cuanto a la identificación, esta puede abordarse mediante criterios morfológicos, fisiológicos y moleculares, estas últimas herramientas, se convierten en fundamentales actualmente, permiten detectar microorganismos no cultivables y mejorar la resolución taxonómica (Yates et al., 2016).

1.5.11. Métodos de recolección de micorrizas arbusculares

Los Hongos Micorricicos Arbusculares (HMA), corresponden a simbiontes obligados de las plantas los cuales les confieren la capacidad de resistencia a distintos tipos de estrés biótico y abiótico (Mendoza-Churape et al., 2021), también consiguen incrementar el índice de clorofila, el contenido foliar de elementos químicos y, favorecen la tolerancia a la sequía por medio de la alteración a perfiles hormonales de las plantas (Medina-García, 2016).

La determinación de especies de HMA se realiza mediante características morfológicas de las esporas (estructura subcelular, hifa de sostén, forma de germinación de la espora, color, tamaño) (Mendoza-Churape et al., 2021). Para conseguir el aislamiento de estos hongos, se consiguen tamizar muestras de suelo utilizando mallas con aperturas de entre 420 y 30 µm. Sin embargo, para lograr una mejor observación y recuperación de los propágulos, se recomienda emplear técnicas como el tamizado en húmedo y, por consiguiente, centrifugación en sacarosa para la extracción de esporas o hifas (Covacevich & Consolo, 2014).

Esta técnica se conoce como tamizaje húmedo y se fundamenta en la separación de las esporas por tamaño, ya que, tienen tamaños relativamente grandes (30–500 µm), lo que permite separarlas de partículas más finas del suelo mediante tamices. Cuando se añade agua esta facilita la ruptura de agregados del suelo y libera las esporas sin dañarlas, el paso por tamices permite una clasificación progresiva de partículas, concentrando las esporas en fracciones determinadas por el tamaño. Al agregar sacarosa, esta permite separar las esporas de restos orgánicos y minerales más pesados. Este método básicamente concentra y recupera las esporas de HMA a partir de suelo, aprovechando principalmente su tamaño y resistencia estructural.

MARCO METODOLÓGICO

2.1. Diseño de la Investigación

El presente estudio corresponde a un diseño no experimental, dado que los fenómenos fueron observados en sus condiciones naturales sin manipulación de variables ni intervención experimental. Presenta un enfoque cuantitativo y un alcance descriptivo, orientado a caracterizar la composición y abundancia de la comunidad fúngica presente. Asimismo, corresponde a un estudio de corte longitudinal, debido a que la comunidad fúngica fue evaluada tanto en época seca como en época húmeda.

2.2. Metodología

2.2.1. Descripción y Caracterización del lugar de estudio

La investigación se desarrolló en el departamento de Tacna, provincia de Candarave, específicamente en los distritos de Candarave, Camilaca, Cairani, Huanuara, Quilahuani y Curibaya con una altitud comprendida entre los 3500 y 4700 msnm, dónde se trazaron 15 puntos de muestreo comprendidos en 5 suelos agrícolas y 10 suelos naturales.

En cada punto fue medida la humedad con un sensor de humedad de la marca Delta-T, modelo “HH2”, con Nº de serie “93125”, además del pH con un potenciómetro de la marca Hanna, modelo “H199121”, con Nº de serie “B0083745”

2.2.2. Toma de muestra

Para la toma de muestras se siguió el procedimiento descrito por Gelvez et al. (2020). Primero, se retiró la hojarasca y el pasto de la superficie del suelo con una pala, para posteriormente desinfectarla con una solución de Hipoclorito de Sodio al 10%, se excavó un hoyo en forma de "V" con un área aproximada de 20 × 20 cm y una profundidad de 20-30 cm.

La submuestra fue tomada a partir de unos 10 cm de profundidad desde la pared del agujero. Posteriormente se depositó en un balde. Este procedimiento fue repetido en un patrón de zigzag hasta obtener un total de cinco submuestras para luego ser homogenizadas con la pala,

para finalizar se tomó una porción de 250 gramos y fue almacenada en una doble bolsa ziploc, entre una y otra bolsa, se colocó la identificación de la muestra.

2.2.3. Recuento, Aislamiento e identificación de Hongos filamentosos totales

Según lo descrito por SENASA (2013) se realizó la técnica de diluciones seriadas, por muestra fueron pesados 10 g de suelo que se incorporaron junto con 90 mL de agua destilada estéril y se homogenizó durante 5 minutos. De esta primera dilución (-1) se tomó 1 mL y fue depositado en un tubo con 9 mL de agua destilada estéril, obteniendo la segunda dilución (-2), así hasta llegar a la tercera dilución (-3), posteriormente mediante la técnica de siembra en superficie se colocó 0,1 mL de la dilución -2 y -3 en placas con Agar Papa Dextrosa (PDA) más cloranfenicol al 0,05%, y la muestra se fue expandida con un asa de Digralsky por toda la placa, el procedimiento fue repetido por duplicado para cada dilución.

Finalmente, las placas fueron incubadas a 25±2 ºC por 7 días, haciéndose la lectura en los días 3, 5 y 7, para obtener el recuento fueron elegidas las dos placas correspondientes a una dilución que hayan presentado entre 10 y 100 colonias, se realizó el conteo de todas las colonias de cada placa y se halló el promedio de los dos valores, este procedimiento se hizo por día y se sacó el promedio final para expresar los resultados en UFC/g de suelo con la siguiente fórmula:

$$\mathbf{UFC/g} = \frac{\mathbf{Promedio\ de\ colonias}}{\mathbf{Factor\ de\ dilución\ x\ Volumen\ inoculado\ (0.1\ mL)}}$$

Los aislamientos se realizaron al identificar colonias distintas en el conteo y realizando la técnica de purificación por repique de micelio, tomando con el asa de siembra un fragmento del agar con micelio de la especie que se desee aislar y transfiriéndolo a una nueva placa con agar PDA. Las placas repicadas se incubaron durante 3-7 días a 25 ± 2 ºC.

Para la identificación se realizaron montajes mediante la técnica de la cinta con azul de lacto fenol, observando al microscopio y se procedió a identificar el género tomando características macroscópicas y microscópicas; siguiendo las claves taxonómicas descritas por Barnett and Hunter 1998.

2.2.4. Recuento, Aislamiento e identificación de Levaduras

Se realizó la técnica de diluciones seriadas, fueron pesados 10 g de suelo, se incorporaron junto con 90 mL de agua destilada estéril y se homogenizó durante 5 a 10 minutos. De esta primera dilución (-1) se tomó 1 mL y fue depositado en un tubo conteniendo 9 mL de agua destilada estéril, obteniendo la segunda dilución (-2), así hasta llegar a la tercera dilución (-3), mediante la técnica de siembra en superficie se colocó 0,1 mL de la dilución -2 y -3 en placas con Agar Peptona Dextrosa Extracto de Levadura (YPD) más cloranfenicol al 0,05%, y la muestra se fue expandida con un asa de Digralsky, el procedimiento fue repetido por duplicado para cada dilución.

Finalmente, las placas fueron incubadas a 25±2 ºC por 3 días, para obtener el recuento fueron elegidas las dos placas correspondientes a una dilución que hayan presentado entre 30 y 300 colonias, se realizó el conteo de todas las colonias de cada placa y se halló el promedio de los dos valores para finalmente expresar los resultados en UFC/g de suelo con la siguiente fórmula:

$$\mathbf{UFC/g} = \frac{\mathbf{Promedio\ de\ colonias}}{\mathbf{Factor\ de\ dilución\ x\ Volumen\ inoculado\ (0.1\ mL)}}$$

Los aislamientos se realizaron mediante la siembra por estrías en una nueva placa con agar PDA. Las placas repicadas se incubaron durante 3 días a 25 ± 2 ºC.

Para la identificación se realizaron montajes simples con agua destilada para la observación al microscopio y algunas pruebas fisiológicas o tinciones según se requería; siguiendo las claves de Kurtzman, C. P., Fell, J. W., & Boekhout, T. (2011).

2.2.5. Determinación de presencia y/o ausencia de hongos potencialmente fitopatógenos

Se realizó la técnica de diluciones seriadas, posteriormente se colocó 0,1 mL de la dilución -2 y -3 en placas con PDA más cloranfenicol al 0,05%, y la muestra se fue expandida con un asa de Digralsky. Las placas fueron incubadas a 25±2 ºC por 7 días. Los aislamientos se realizaron mediante la técnica de purificación por repique de micelio y se incubaron durante 3-10

días a 25 ± 2 ºC. La identificación se realizó con montajes con cinta y azul de lacto fenol, siguiendo las claves taxonómicas descritas por Barnett and Hunter 1998.

2.2.6. Identificación de Grupos funcionales fúngicos

Los aislados previamente identificados y purificados fueron cultivados en medios dónde demostraron sus características funcionales, tales como Solubilizadores de Fosfatos, agar Picovskaya (Soler, 2023); Proteoliticos, agar Caseína (Boro y Narzary, 2022) y Amiloliticos, agar Almidón (Boro y Narzary, 2022) a este último se le añadió lugol para demostrar la presencia de la enzima. La temperatura de incubación fue 25 ± 2 °C y las mediciones de halo y colonia fueron a los 5 días. El índice enzimático fue calculado con la siguiente fórmula (Boro y Narzary, 2022):

$$\textbf{Índice Enzimático (IE)} = \frac{\textbf{Diámetro de la zona de hidrolisis}}{\textbf{Diámetro de la colonia}}$$

Los hongos fueron clasificados como buenos productores (IE ≥ 2), productores moderados (IE < 2 y > 1) y productores débiles (IE ≤ 1) de la respectiva enzima.

2.2.7. Identificación de Esporas de hongos formadores de micorrizas

Siguiendo la metodología de Chacón y Gonzalez (2023), se pesaron 100 g de suelo, se añadió 1 L de agua destilada y fue agitado durante 5 min con una varilla, la solución de suelo fue pasada a través de tamices con mallas de 800, 250 y 80 µm y así separar las esporas de acuerdo a su tamaño, esto fue repetido 5 veces. El material que quedó atrapado en los tamices, fue recogido y vertido en vasos de precipitación de 100 mL con agua destilada. En tubos de centrífuga se agregó la solución del suelo de los tamices y se centrifugó a 2000 rpm por 2 minutos, se descartó el sobrenadante y luego se colocaron 5-10 mL de solución de sacarosa al 60% y luego los tubos fueron colocados en la centrífuga durante 2 min a 2500 rpm. Por último, se vertió el contenido de los tubos en un tamiz de 12 µm y se lavó con agua destilada. El contenido del tamiz se recogió en cajas Petri para la observación en estereoscopio y microscopio con reactivo de Mezler. La identificación a nivel de género se efectuó con la ayuda de claves taxonómicas de Brundrett et al. (1996), Powell y Bagyaraj (2000) e International Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM).

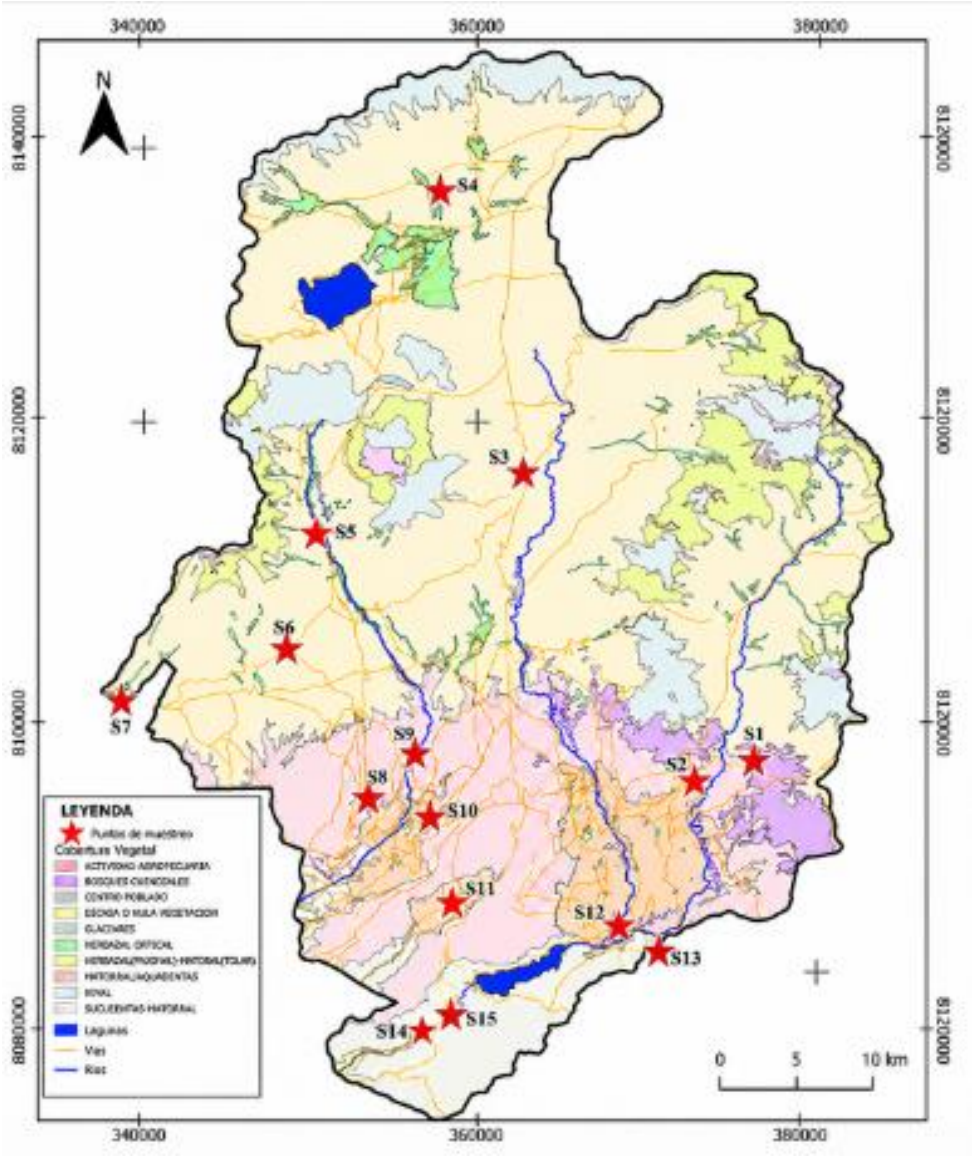
RESULTADOS

3.1. Caracterización del área de estudio

3.1.1. Ubicación del área de estudio

Figura 1

Mapa de la provincia de Candarave con la ubicación de los puntos de muestreo



3.1.2. Caracterización química del área de estudio

Tabla 1

Humedad volumétrica y pH de cada punto de muestreo año 2025-2026

Tipo de Zona	Muestra de suelo	Humedad volumétrica (%)		pH	
		E. Seca	E. Húmeda	E. Seca	E. Húmeda
Natural	S1	5,1	13,7	6,3	6,6
Natural	S2	2,5	9,4	5,9	5,6
Natural	S3	13,3	19,1	5	4,5
Natural	S4	19,2	21,4	6	5,7
Natural	S5	13,2	23,8	5,2	5,2
Natural	S6	9,2	18,2	6,4	6
Natural	S7	10,5	35	5,3	5,9
Natural	S8	13,8	21	5,6	6
Agrícola	S9	14,3	28	8,3	8,2
Agrícola	S10	14,6	28,8	7	6,9
Agrícola	S11	15,7	29,9	6,5	6,7
Agrícola	S12	28,9	41,8	5,9	6,2
Natural	S13	7,3	15	6,2	5,6
Natural	S14	4,2	8,7	6,1	6,8
Agrícola	S15	21,8	43,2	6,7	6,4

Tabla 2

Punto de muestreo y vegetación predominante año 2025-2026

Muestra de suelo	Coordenadas		Distrito	Vegetación
	X	Y		
S1	377616	8095649	Candarave	Bosque de queñoa (*Polylepis* sp)
S2	373691	8093908	Candarave	Matorrales (*Parastrephia* sp)
S3	363222	8115356	Candarave	Matorrales (*Parastrephia* sp)
S4	358055	8135015	Candarave	Matorrales (*Parastrephia* sp)
S5	350331	8111385	Camilaca	Pajonal (*Festuca* sp)
S6	347854	8103218	Camilaca	Pajonal (*Stipa* sp)
S7	337687	8099603	Camilaca	Bosque de queñoa (*Polylepis* sp)
S8	353072	8092827	Camilaca	Pajonal (*Festuca* sp)
S9	356269	8096145	Camilaca	Óregano (*O. vulgare*)
S10	357036	8091446	Cairani	Alfalfa (*M. sativa*)
S11	358453	8085585	Huanuara	Maíz *(Z. mays*)
S12	368664	8084182	Quillahuani	Alfalfa (*M. sativa*)
S13	371625	8082009	Quillahuani	Pajonal (*Festuca* sp)
S14	356294	8076488	Curibaya	Cactáceas (*Weberbauerocereus* sp)
S15	358291	8077638	Curibaya	Zapallo (*C. maxima*)

3.2. Recuento de Hongos totales

3.2.1. Hongos Filamentosos

El recuento de hongos filamentosos durante la época seca en suelos agrícolas y naturales de Candarave mostró valores comprendidos entre $1{,}3 \times 10^4$ y $9{,}7 \times 10^4$ UFC/g de suelo, el valor promedio fue de $4{,}84 \times 10^4$ UFC/g de suelo, con una desviación estándar de $2{,}43 \times 10^4$ UFC/g y un coeficiente de variación de 50,2 %, lo que evidencia la naturaleza heterogénea del suelo y una alta variabilidad en el recuento.

En la época húmeda se observó un incremento en todos los suelos evaluados; con valores comprendidos entre 2,25 × 10^4 y 2,7 × 10^5 UFC/g, el promedio alcanzó 8,4 × 10^4 UFC/g, aproximadamente el doble de la época seca; con una desviación estándar de 6,6 × 10^4 UFC/g y un coeficiente de variación de 78,3 % (Tabla 3 y Figura 2).

Tabla 3

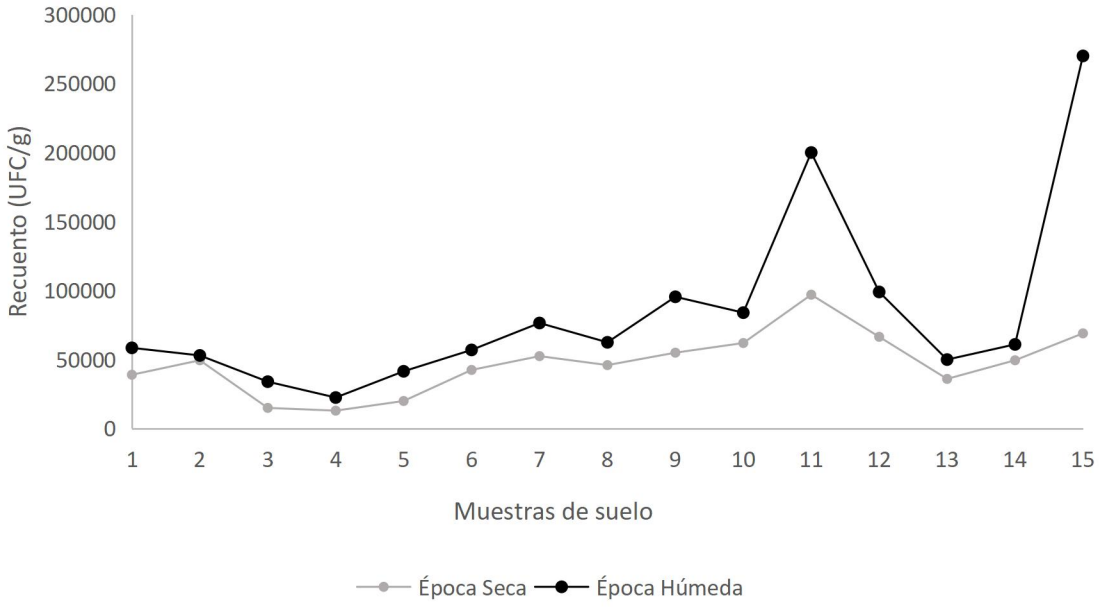
Recuento de hongos filamentosos en suelos de Candarave durante ambas épocas año 2025-2026

Suelo	Época seca (UFC/g)	Época húmeda (UFC/g)
S1	3,90 × 10^4	5,85 × 10^4
S2	4,95 × 10^4	5,30 × 10^4
S3	1,50 × 10^4	3,40 × 10^4
S4	1,30 × 10^4	2,25 × 10^4
S5	2,00 × 10^4	4,15 × 10^4
S6	4,25 × 10^4	5,70 × 10^4
S7	5,25 × 10^4	7,65 × 10^4
S8	4,60 × 10^4	6,25 × 10^4
S9	5,50 × 10^4	9,55 × 10^4
S10	6,20 × 10^4	8,40 × 10^4
S11	9,70 × 10^4	2,00 × 10^5
S12	6,65 × 10^4	9,90 × 10^4
S13	3,60 × 10^4	5,00 × 10^4
S14	4,95 × 10^4	6,10 × 10^4
S15	6,90 × 10^4	2,70 × 10^5

Nota. UFC/g = Unidades Formadoras de Colonia por gramo de suelo

Figura 2

Distribución del recuento de hongos filamentosos en las muestras de suelo en ambas épocas año 2025-2026



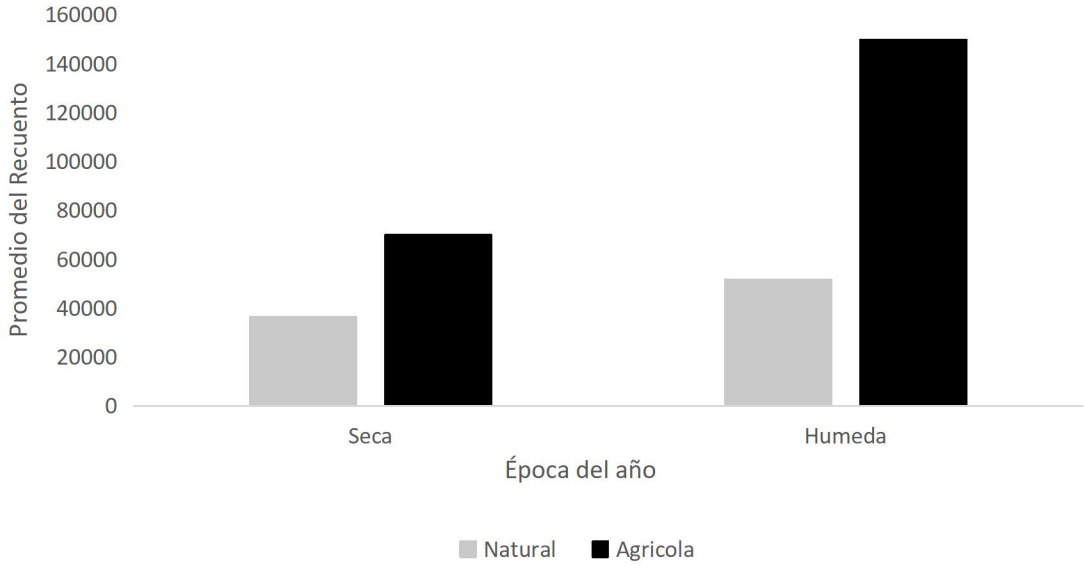
Nota. Cada punto corresponde a una muestra de suelo (S1–15). Los valores corresponden al recuento de hongos filamentosos expresado en UFC/g de suelo.

Se observó que los cinco puntos clasificados como suelos agrícolas (S9, S10, S11, S12 y S15) presentaron mayores valores de recuento en ambas épocas. Durante la época seca, el suelo S11 mostró el valor más alto (9,70 × 10^4 UFC/g de suelo), mientras que en la época húmeda fue el suelo S15 (2,70 × 10^5 UFC/g de suelo). Por otro lado; el suelo S4 registró el valor más bajo tanto en época seca como húmeda (1,30 × 10^4 y 2,25 × 10^4 UFC/g respectivamente).

Estos resultados indican un incremento bastante notable en el recuento durante la época húmeda, lo que sugiere que la disponibilidad de humedad constituye un factor determinante para el desarrollo de los hongos filamentosos. El aumento del coeficiente de variación en la época húmeda indica una respuesta heterogénea entre los suelos evaluados, lo que podría estar asociado a diferencias en las características fisicoquímicas de estos. Se refleja una alta sensibilidad de los hongos filamentosos a las condiciones ambientales, en especial a la disponibilidad hídrica.

Figura 3

Comparación del promedio de recuento de hongos filamentosos en ambas épocas año 2025-2026



En ambas épocas los suelos agrícolas presentaron un recuento promedio superior en comparación con los suelos naturales.

3.2.2. Levaduras

El recuento de levaduras durante la época seca en suelos agrícolas y naturales de Candarave mostró valores comprendidos entre 3,5 x 10^3 y 1,55 × 10^4 UFC/g de suelo, el valor promedio de la época seca fue de 9,60 × 10^3 UFC/g, con una desviación estándar de 3,50 × 10^3 UFC/g y un coeficiente de variación de 36,47 %, esto refleja una alta variabilidad en el recuento de levaduras, lo que es consistente con la naturaleza heterogénea del suelo.

En la época húmeda se observó un incremento en algunos suelos evaluados; con valores comprendidos entre 6,50 × 10^3 y 1,80 × 10^4 UFC/g, el promedio alcanzó 1,20 × 10^4 UFC/g, con una desviación estándar de 3,60 × 10^3 UFC/g y un coeficiente de variación de 29,94 % (Tabla 4 y la Figura 4).

Tabla 4

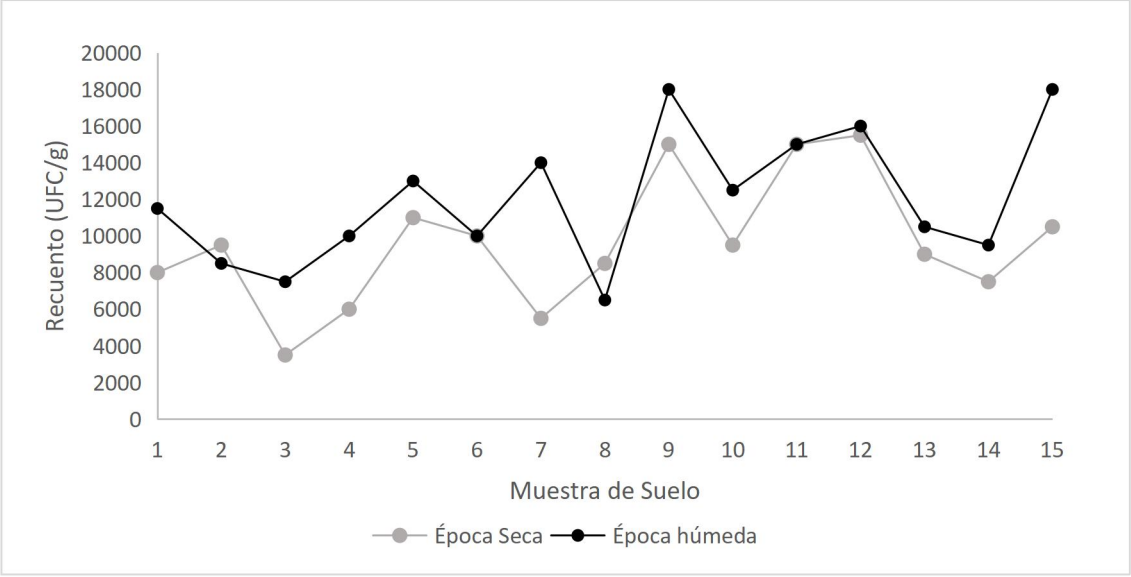
Recuento de levaduras en suelos de Candarave durante ambas épocas año 2025-2026

Suelo	Época seca (UFC/g)	Época húmeda (UFC/g)
S1	$8{,}00 \times 10^3$	$1{,}15 \times 10^4$
S2	$9{,}50 \times 10^3$	$8{,}50 \times 10^3$
S3	$3{,}50 \times 10^3$	$7{,}50 \times 10^3$
S4	$6{,}00 \times 10^3$	$1{,}00 \times 10^4$
S5	$1{,}10 \times 10^4$	$1{,}30 \times 10^4$
S6	$1{,}00 \times 10^4$	$1{,}00 \times 10^4$
S7	$5{,}50 \times 10^3$	$1{,}40 \times 10^4$
S8	$8{,}50 \times 10^3$	$6{,}50 \times 10^3$
S9	$1{,}50 \times 10^4$	$1{,}80 \times 10^4$
S10	$9{,}50 \times 10^3$	$1{,}25 \times 10^4$
S11	$1{,}50 \times 10^4$	$1{,}50 \times 10^4$
S12	$1{,}55 \times 10^4$	$1{,}60 \times 10^4$
S13	$9{,}00 \times 10^3$	$1{,}05 \times 10^4$
S14	$7{,}50 \times 10^3$	$9{,}50 \times 10^3$
S15	$1{,}05 \times 10^4$	$1{,}80 \times 10^4$

Nota. UFC/g = Unidades Formadoras de Colonia por gramo de suelo

Figura 4

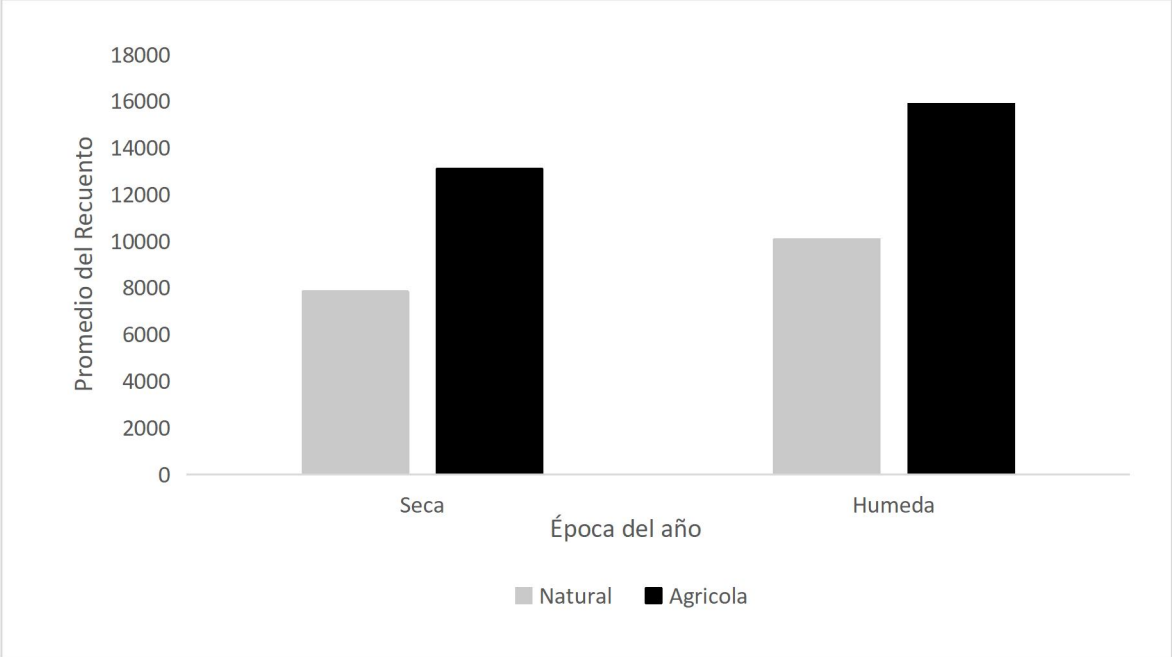
Distribución del recuento de levaduras en muestras de suelo durante ambas épocas año 2025-2026



Los resultados muestran un leve incremento en el recuento de levaduras durante la época húmeda en comparación con la época seca, pero, esta variación resulta ser menos pronunciada que la observada en los hongos filamentosos, aquí se puede interpretar como una menor sensibilidad por parte de las levaduras a los cambios estacionales de humedad. Asimismo, el coeficiente de variación fue menor en la época húmeda, indicando una distribución más homogénea de las levaduras bajo condiciones de mayor disponibilidad hídrica; en comparación a los hongos filamentosos. En conjunto, estos resultados sugieren que las levaduras presentan una respuesta más estable frente a las variaciones ambientales del suelo.

Figura 5

Comparación del promedio de recuento de levaduras en ambas épocas año 2025-2026



En ambas épocas evaluadas, los suelos agrícolas presentaron un recuento promedio superior en comparación con los suelos naturales, sin embargo, a comparación de los hongos filamentosos, la diferencia no es tan grande, lo que indica un comportamiento más homogéneo en la distribución de las levaduras.

3.3. Caracterización e Identificación de Hongos totales (Filamentosos y levaduras)

3.3.1. Hongos Filamentosos

A partir de la muestra de suelo se obtuvo diversos organismos fúngicos, fueron seleccionaron y purificados, resultando en 21 hongos filamentosos (Tabla 5).

Tabla 5

Identificación de hongos filamentosos aislados en épocas seca y húmeda año 2025-2026

Aislado	Identificación Morfológica
HF-sp1	*Aspergillus niger*
HF-sp2	*Aspergillus flavus*
HF-sp3	*Aspergillus fumigatus*
HF-sp4	*Aspergillus ochraceus*
HF-sp5	*Aspergillus versicolor*
HF-sp6	*Alternaria alternata*
HF-sp7	*Alternaria* sp2
HF-sp8	*Stemphylium vesicarium*
HF-sp9	*Ulocladium atrum*
HF-sp10	*Cladosporium cladosporioides*
HF-sp11	*Purpureocillium lilacinus*
HF-sp12	*Penicillium* sp1
HF-sp13	*Penicillium* sp2
HF-sp14	*Penicillium* sp3
HF-sp15	*Penicillium* sp4
HF-sp16	*Penicillium* sp5
HF-sp17	*Fusarium oxysporum*
HF-sp18	*Fusarium sacchari*
HF-sp19	*Trichoderma harzianum*
HF-sp20	*Cunninghamela amphispora*
HF-sp21	*Acremonium* sp1

3.3.1.1.***Aspergillus***

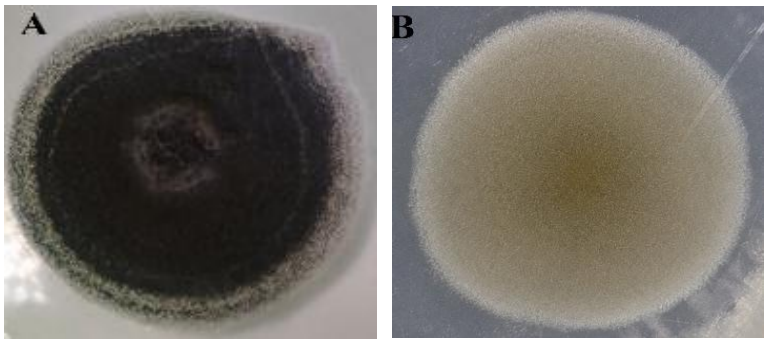
a. Aspergillus niger

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron aspecto granuloso, de textura opaca y seca, con una ligera y limitada elevación, superficie lisa y borde liso regular; el reverso de la placa mostró un color amarillo pálido y la superficie evidenció un color pardo oscuro (Figura 6).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, el conidióforo; también hialino; nace de una célula pie formando en el ápice una vesícula globosa (50 um de diámetro) totalmente cubierta por fiálides biseriadas (métula-fialide) y conidias (3um de diámetro) de forma globosa con pared rugosa y color pardo oscuro (Figura 7).

Figura 6

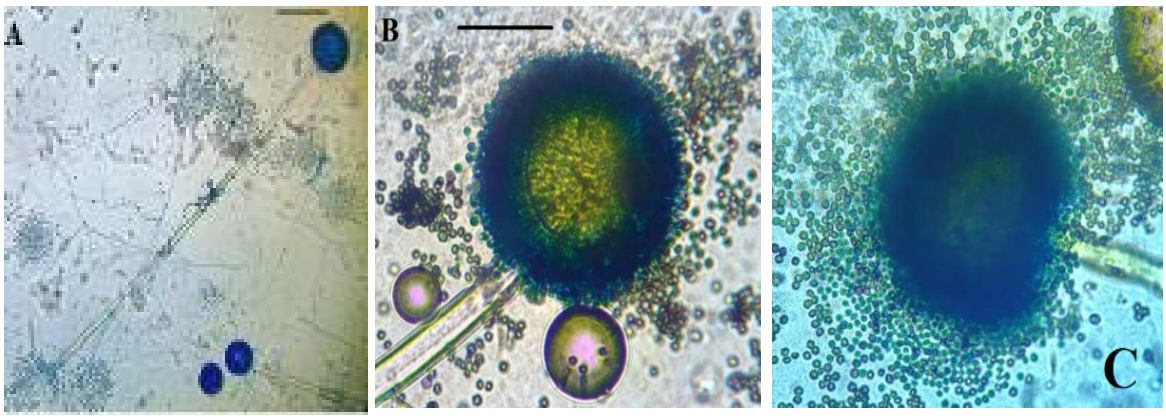
Colonia de A. niger en agar PDA (7 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 7

Microscopia de A. niger



Nota. (A) Vista al microscopio (20X) de montaje con Azul de lactofenol, se observa el aparato conidial partiendo de una célula pie, creciendo un conidióforo de 400 um aprox y en el ápice una vesícula globosa joven de 37 um aprox. El rango de la barra indica 50 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observa la vesícula globosa de 65 um aprox. Totalmente rodeada de métulas y fiálides liberando esporas con forma globosa y pared rugosa de color pardo oscuro. El rango de la barra indica 50 um. (C) Vista al microscopio (40X), Vesícula madura.

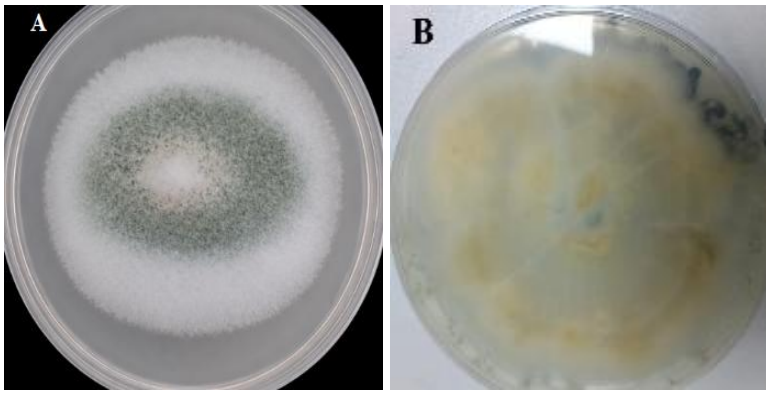
b. Aspergillus fumigatus

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron aspecto algodonoso, de textura opaca y seca, elevada y limitada, superficie lisa y borde liso regular; el reverso de la placa mostró un color amarillo pálido y la superficie evidenció un color verde militar (Figura 8).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, el conidióforo; también hialino; nace de una célula pie formando en el ápice una vesícula claviforme, cubierta parcialmente (solo región apical) por fiálides uniseriadas (solo fiálides) y conidias (2,5 um de diámetro) de forma globosa con pared lisa dispuestas en columnas densas y de color verde oscuro (Figura 9).

Figura 8

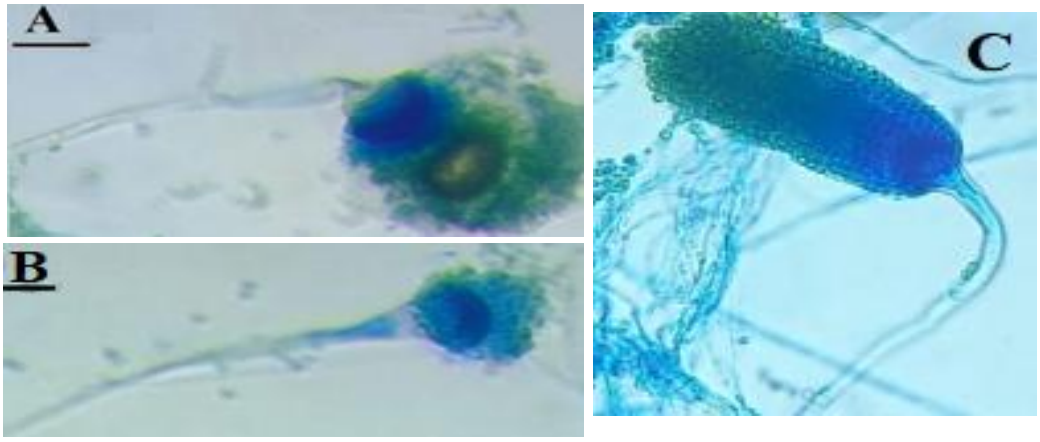
Colonia de A. fumigatus en agar PDA (7 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia; (B) Reverso de la colonia.

Figura 9

Microscopia de A. fumigatus



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observa el conidióforo con una vesícula claviforme de 25 um aprox desprendiendo conidias de color verde oscuro. El rango de la barra indica 20 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observa una vesícula claviforme joven cubierta en la parte apical solo de fiálides de 10 um aprox. El rango de la barra indica 10 um. (C) Vista al microscopio (40X), Vesícula madura con esporas en disposición columnar.

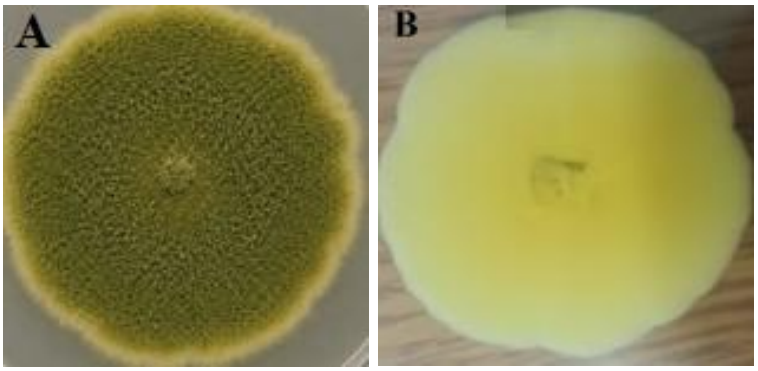
c. Aspergillus flavus

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado, de textura opaca y seca, elevada y limitada, superficie lisa y borde liso regular; el reverso de la placa mostró un color amarillo pálido y la superficie evidenció un color verde amarillento al inicio, tornándose verde oscuro (Figura 10).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, el conidióforo; también hialino; nace de una célula pie formando en el ápice una vesícula globosa (25 um de promedio), cubierta totalmente por fiálides uniseriadas y conidias (3 um de diámetro) de forma globosa con pared lisa dispuestas en cadenas basipétalas y de color verde claro (Figura 11).

Figura 10

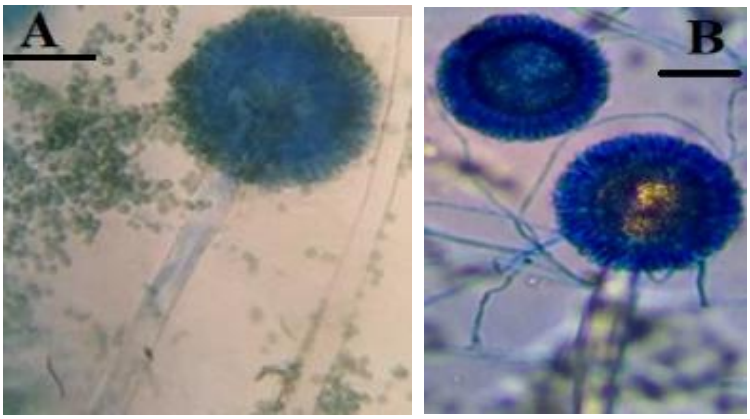
Colonia de A. flavus en agar PDA (7 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia; (B) Reverso de la colonia.

Figura 11

Microscopía de A. flavus



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observa el conidióforo con una vesícula globosa de 30 um aprox desprendiendo conidias de color verde. El rango de la barra indica 20 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observa una vesícula globosa joven cubierta totalmente de fiálides de 10 um aprox. El rango de la barra indica 20 um.

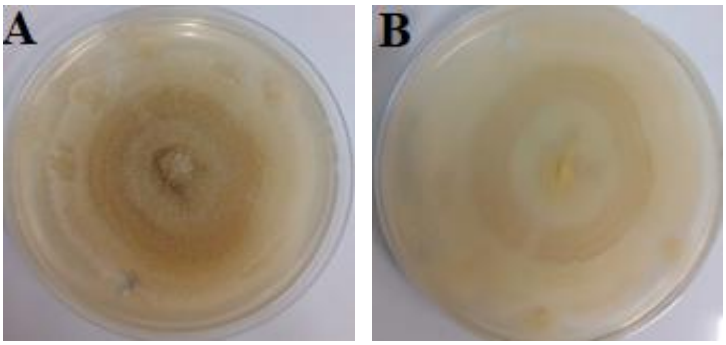
d. Aspergillus ochraceus

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron aspecto granular, de textura opaca y seca, ligeramente elevada y limitada, superficie lisa y borde liso regular; el reverso de la placa mostró un color amarillo pálido y la superficie evidenció un color ocre (Figura 12).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, el conidióforo; también hialino; nace de una célula pie formando en el ápice una vesícula globosa (20 um de promedio), cubierta totalmente por fiálides y métulas y conidias (3 um de diámetro) de forma globosa con pared lisa dispuestas en cadenas basipétalas y de color amarillo claro (Figura 13).

Figura 12

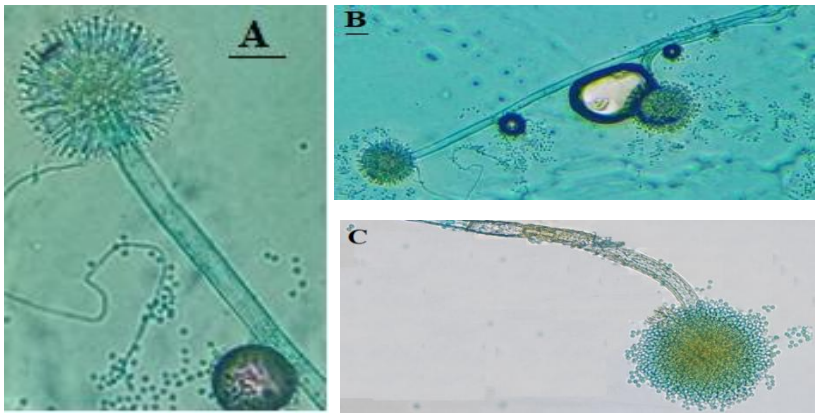
Colonia de A. ochraceus en agar PDA (5 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 13

Microscopía de A. ochraceus



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observa el conidióforo joven con una vesícula globosa de 25 um aprox, presencia de métulas y fiálides rodeándola. El rango de la barra indica 20 um. (B) Vista al microscopio (20X), se observan dos conidióforos con vesículas globosas de color amarillo pálido desprendiendo conidias globosas de pared lisa. El rango de la barra indica 20 um. (C) Vista al microscopio (40X), se observa un conidióforo maduro con conidias amarillas desprendiéndose.

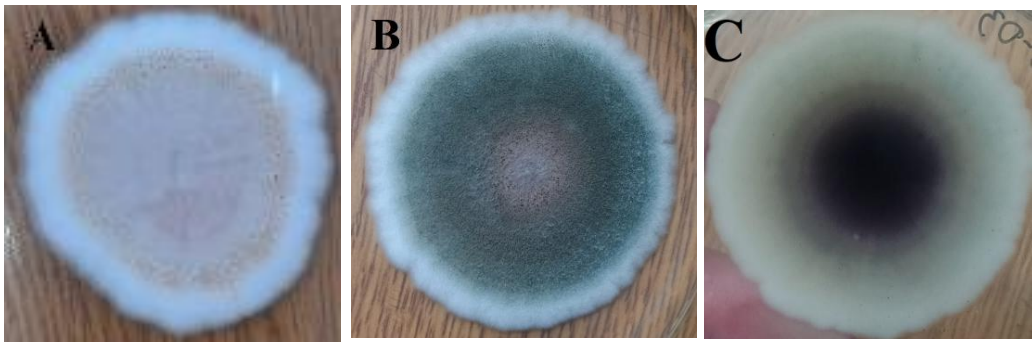
e. Aspergillus versicolor

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron aspecto aterciopelado, de textura opaca y seca, ligeramente elevada y limitada, superficie lisa y borde liso regular; el reverso de la placa mostró un color crema pálido con centro negro y la superficie evidenció un color naranja pálido los 3 primeros días, para luego ser verde militar con borde blanco (Figura 14).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, el conidióforo; también hialino; forma en el ápice una vesícula globosa (15 um de promedio), cubierta totalmente por fiálides y métulas y conidias (2,5 um de diámetro) de forma globosa con pared ornamentada dispuestas en cadenas basipétalas y de color verde (Figura 15).

Figura 14

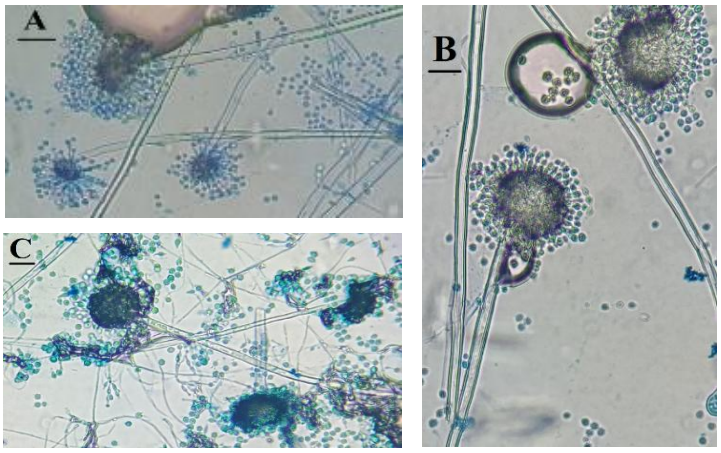
Colonia de Aspergillus versicolor en agar PDA



Nota. (A) Superficie de la colonia, 4 días de incubación. (B) Superficie de la colonia, 10 días de incubación. (C) Reverso de la colonia.

Figura 15

Microscopía de Aspergillus versicolor



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observan 3 conidióforos jóvenes con una vesícula globosa de 20 um aprox, presencia de métulas y fiálides rodeándola. (B) Vista al microscopio (40X), se observa un conidióforo maduro produciendo conidias globosas con pared ornamentada de color verde claro. (C) Vista al microscopio (40X), se observa un conidióforo totalmente maduro con conidias verdes desprendiéndose. El rango de cada barra indica 10 um.

3.3.1.2.***Alternaria***

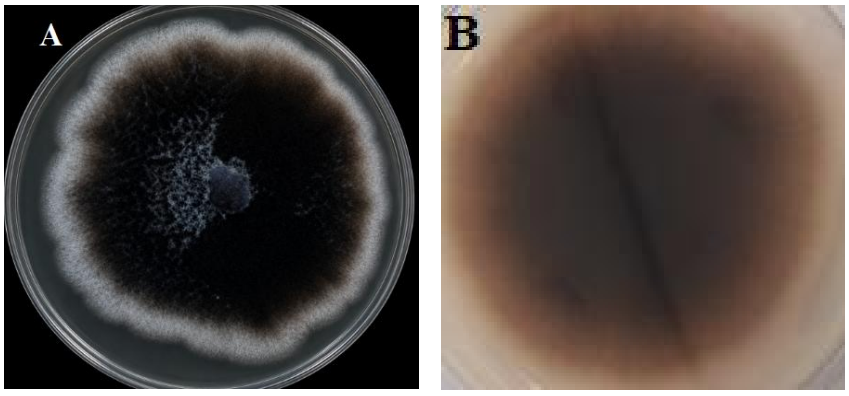
a. Alternaria alternata

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado tornándose pulverulento, de textura opaca y seca, de elevación plana y extendida, superficie lisa y borde liso irregular; el reverso de la placa mostró un color marrón y la superficie evidenció un color marrón oscuro oliváceo (Figura 16).

Al microscopio se evidenciaron hifas dematiáceas, septadas y ramificadas, los conidióforos; simples, septados, ligeramente geniculados, dematiáceos; y conidias (25 x 7 um en promedio) de formas elipsoidales a oboclavadas, septadas transversalmente y longitudinalmente (muriformes) con pared lisa dispuestas en cadenas acropétalas, de color pardo claro y con presencia de un pico corto en el ápice (Figura 17).

Figura 16

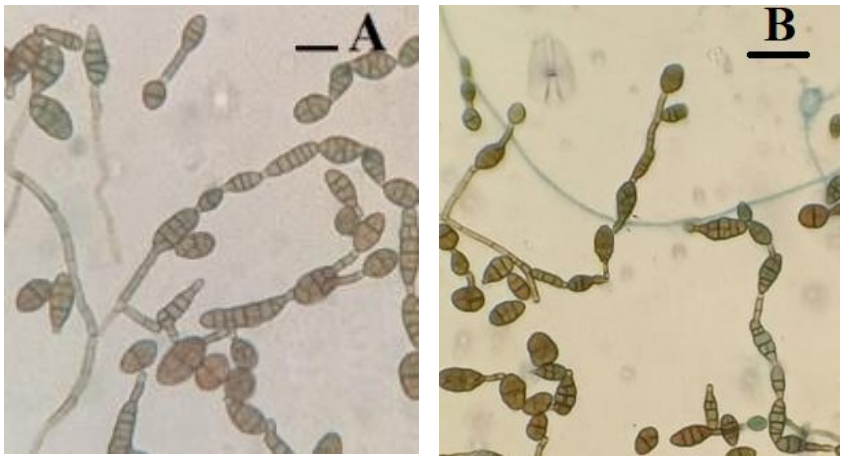
Colonia de A. alternata en agar PDA (5 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 17

Microscopia de A. alternata



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observa el conidióforo de 20 um aprox generando conidias muriformes en sucesión acropétala, cada conidia tiene un pico en el ápice. El rango de la barra indica 10 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observan cadenas de conidias en sucesión acropétala,. El rango de la barra indica 20 um.

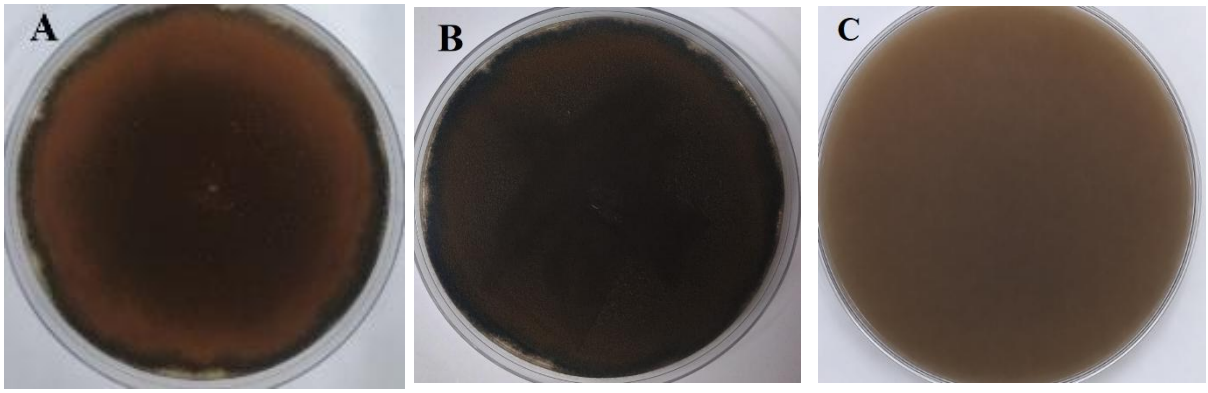
b. Alternaria sp2

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado, de textura opaca y seca, de elevación plana y extendida, superficie lisa y borde liso regular; el reverso de la placa mostró un color marrón claro y la superficie evidenció un color café claro tornándose marrón oscuro con el paso de los días (Figura 18).

Al microscopio se evidenciaron hifas dematiáceas, septadas y ramificadas, los conidióforos; simples, septados, dematiáceos; y conidias (15 x 5 um en promedio) de formas ovoide a oboclavadas, septadas transversalmente y longitudinalmente (muriformes) con pared rugosa dispuestas en cadenas cortas, de color marrón claro (Figura 19).

Figura 18

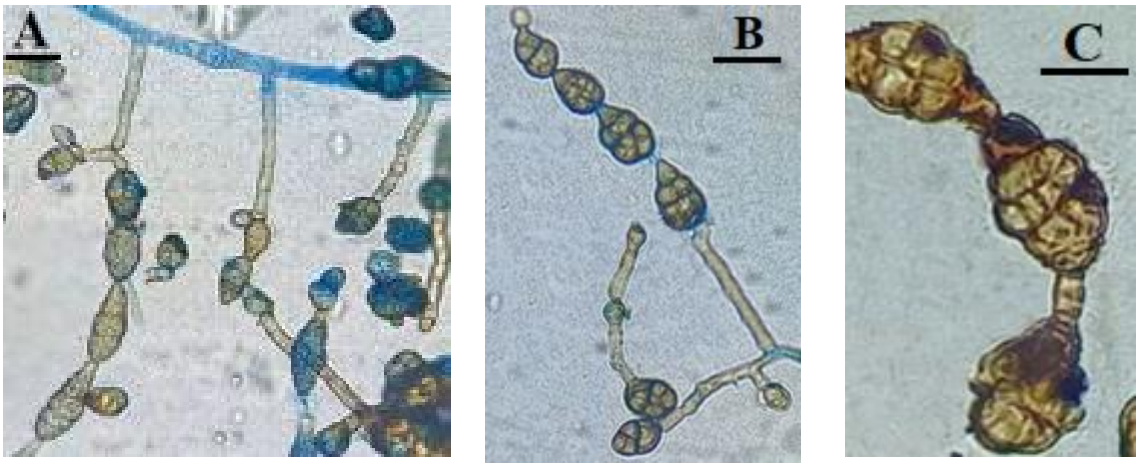
Colonia de Alternaria sp2 en agar PDA



Nota. (A) Superficie de la colonia, 5 dias de incubación (B) Superficie de la colonia, 10 días de incubación (C) Reverso de la colonia.

Figura 19

Microscopia de Alternaria sp2



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observan conidióforos de 25 um aprox. generando cadenas cortas de conidias muriformes jóvenes. (B) Vista al microscopio (40X), se observa un conidióforo simple con una cadena de cuatro conidias en sucesión acropétala, con la pared rugosa y forma oboclavada. (C) Vista al microscopio (40X) cadena de conidias maduras con pared rugosa y color marrón claro El rango de todas las barras indica 10 um.

3.3.1.3.**Stemphylium**

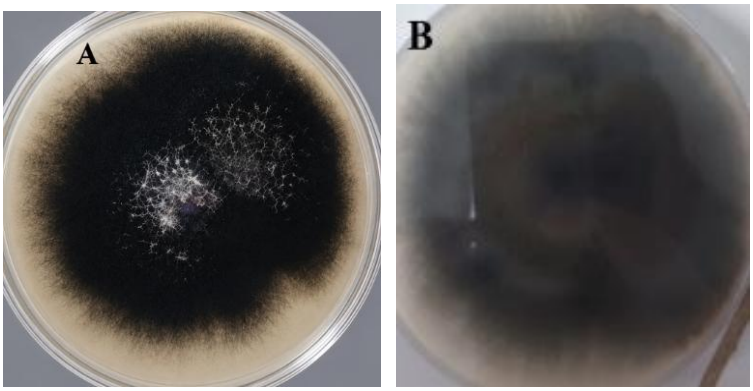
a. Stemphylium vesicarium

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado, de textura opaca y seca, de elevación plana y extendida, superficie lisa y borde liso irregular; el reverso de la placa mostró un color negro y la superficie evidenció un color negro oliváceo (Figura 20).

Al microscopio se evidenciaron hifas dematiáceas, septadas y ramificadas, los conidióforos; simples o poco ramificados, septados, dematiáceos y con presencia de una pequeña hinchazón en el ápice y conidias (35 x 15 um en promedio) de formas oblongas mayormente, septadas transversalmente y longitudinalmente (muriformes) con pared lisa dispuestas de manera solitaria y con una constricción en el centro, de color pardo claro (Figura 21).

Figura 20

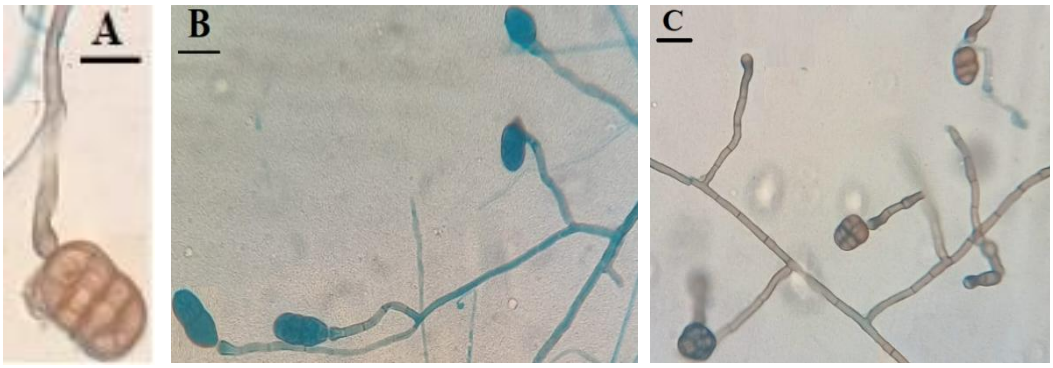
Colonia de S. vesicarium en agar PDA (7 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 21

Microscopía de S. vesicarium



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) se observa el ápice de un conidióforo maduro que termina con una pequeña protuberancia generando una sola conidia (35 x 20 um aprox) muriforme oblonga con una constricción en el centro. (B) Vista al microscopio (40X), se observan conidióforos inmaduros formando conidias oblongas solitarias con una constricción en el medio. (C) Vista al microscopio (40X) conidióforos maduros saliendo de la hifa principal formando conidias, en la parte superior se aprecia un conidióforo sin conidia donde se distingue su pequeña protuberancia en el ápice. El rango de todas las barras indica 20 um.

3.3.1.4.***Ulocladium***

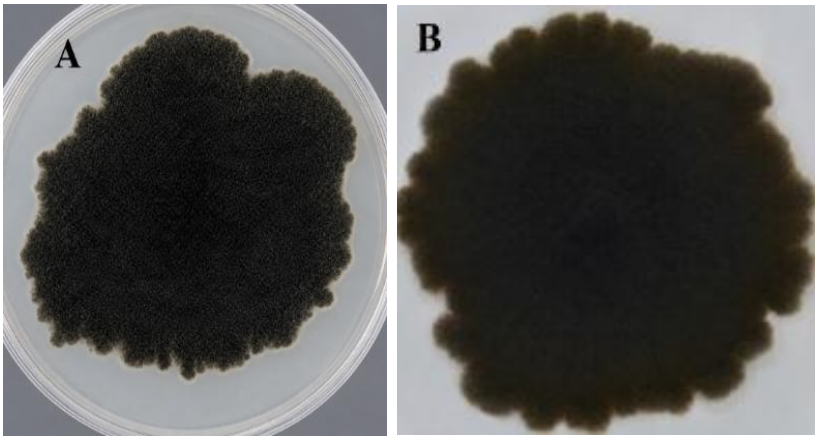
a. Ulocladium atrum

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado, de textura opaca y seca, forma irregular, de elevación plana y extendida, superficie lisa y borde irregular lobado; el reverso de la placa mostró un color marrón oscuro y la superficie evidenció un color verde oliváceo (Figura 22).

Al microscopio se evidenciaron hifas dematiáceas, septadas y ramificadas, los conidióforos; simples, septados, dematiáceos y geniculados emergiendo lateral y terminalmente de las hifas, la célula conidiógena en su mayoría se encontraba integrada al conidióforo; y conidias (15 um de diámetro) de formas globosas a ovoides, septadas transversalmente (1-3) y longitudinalmente (1-2) (muriformes), septos y pared externa más oscuros que el resto de la conidia, superficie verrucosa con ornamentación irregular (pequeñas verrugas dispersas) de color marrón oscuro y dispuestas de manera aislada directamente sobre el conidióforo (Figura 23).

Figura 22

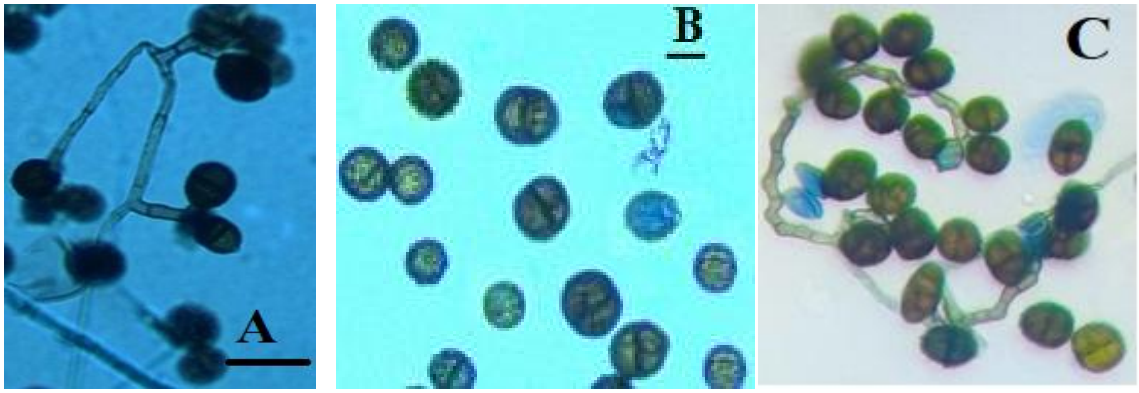
Colonia de U. atrum en agar PDA (7 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B). Reverso de la colonia.

Figura 23

Microscopía de U. atrum



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observa el conidióforo geniculado de 20 um aprox. saliendo de la hifa principal y generando conidias muriformes solitarias. El rango de la barra indica 20 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observan conidias solitarias con superficie verrucosa y color marrón oscuro con septos transversales y longitudinales. El rango de la barra indica 10 um. (C) Vista al microscopio (40X), conidias solitarias generadas de una célula conidiógena integrada al conidióforo.

3.3.1.5.***Cladosporium***

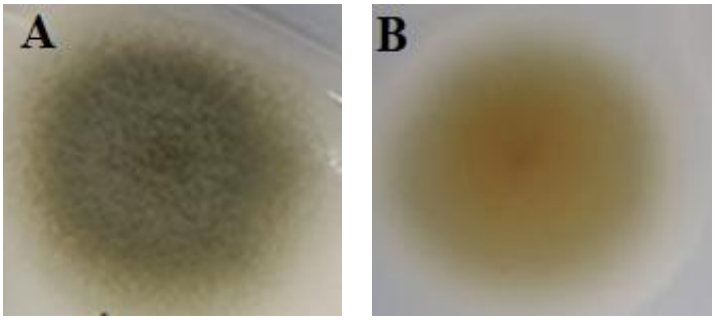
a. Cladosporium cladosporoides

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado a pulverulento, de textura opaca y seca, forma circular, de elevación plana y extendida, superficie lisa y borde regular; el reverso de la placa mostró un color pardo amarillento y la superficie evidenció un color verde oliváceo (Figura 24).

Al microscopio se evidenciaron hifas dematiáceas, septadas y ramificadas, los conidióforos; septados, dematiáceos, simples o ramificados, la célula conidiógena presenta forma cilíndrica con una conidiogénesis simpodial poliblástica; y conidias (8 x 2,5 um en promedio) de forma elipsoidal, dispuestas en cadenas acropétalas, superficie lisa de color verde oliváceo (Figura 25).

Figura 24

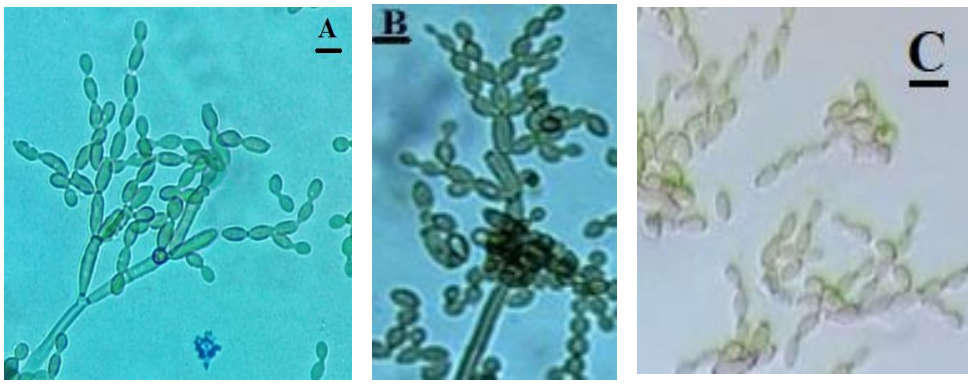
Colonia de C. cladosporioides en agar PDA (4 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 25

Microscopía de C. cladosporioides



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observa el conidióforo dematiaceo generando a partir de células conidiogenas de forma cilíndrica conidias elípticas en cadena de 5-7 um aprox. El rango de la barra indica 5 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observa un conidióforo. El rango de la barra indica 10 um. (C) Vista al microscopio (40X), conidias elípticas en cadenas. El rango de la barra indica 10 um.

3.3.1.6.***Purpureocillium***

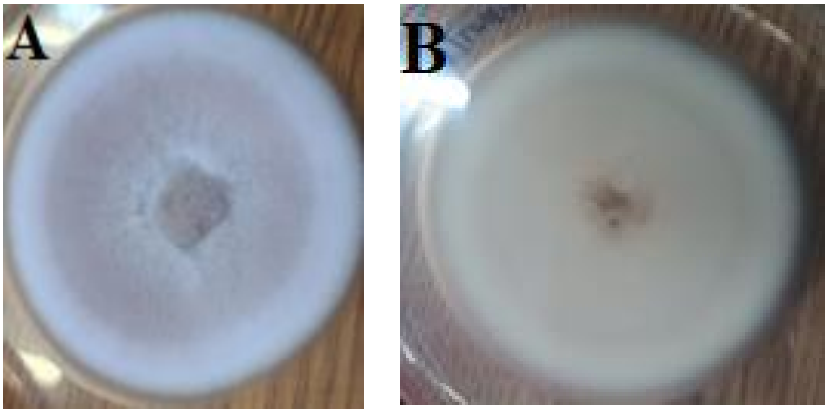
a. Purpureocillium lilacinus

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto algodonoso, de textura opaca y seca, forma regular, elevada y extendida, superficie lisa y borde regular; el reverso de la placa mostró un color violeta suave y la superficie evidenció un color violeta pálido (Figura 26).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, los conidióforos; septados, hialinos, poco ramificados, con presencia de fiálides lageniformes (elíptico y con cuello largo) (7 x 2,5 um en promedio) con el ápice largo y delgado; conidias (2 x 1 um en promedio) de forma elíptica, dispuestas en largas cadenas basipetalas, superficie lisa (Figura 27).

Figura 26

Colonia de Purpureocillium lilacinus en agar PDA (5 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 27

Microscopía de Purpureocillium lilacinus

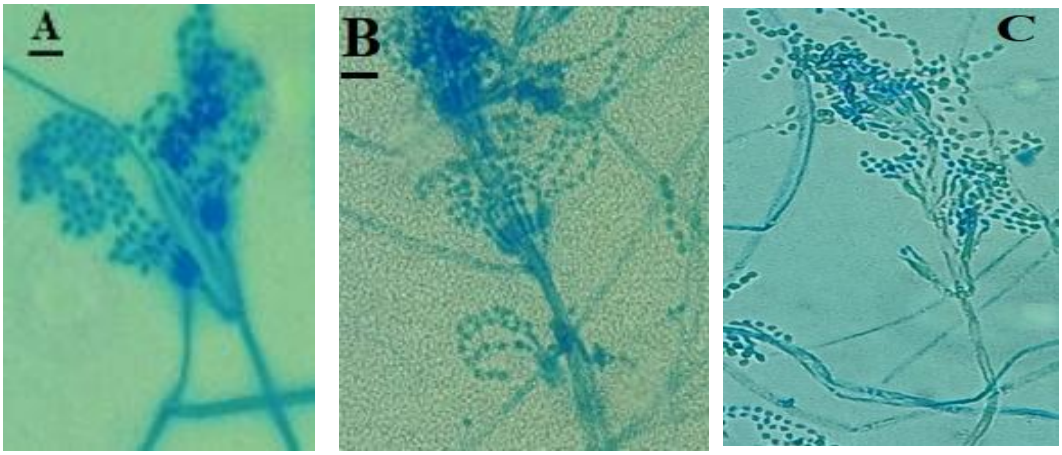


Figura 27. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observa el conidióforo ramificado produciendo fiálides lageniformes de 5um aprox. con conidias elípticas de 2 x 1 um aprox. dispuestas en largas cadenas. El rango de la barra indica 5 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observa un conidióforo más ramificado. El rango de la barra indica 5 um. (C) Vista al microscopio (40X) Conidióforo completo.

3.3.1.7.***Penicillium***

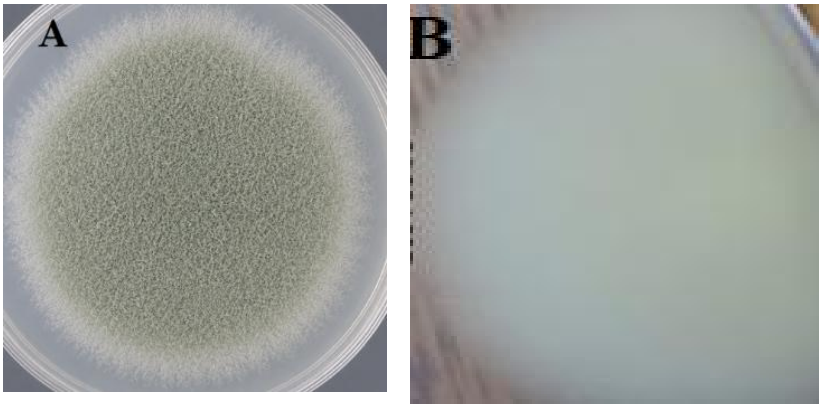
a. Penicillium sp1

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado, de textura opaca y seca, forma circular, de elevación plana y extendida, superficie lisa y borde regular; el reverso de la placa mostró un color amarillo pálido y la superficie evidenció un color verde grisáceo (Figura 28).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, los conidióforos; septados, hialinos, simples, con presencia de fiálides ampuliformes ligeramente alargadas (5 x 2 um en promedio), conidias (2 x 1,5 um en promedio) de forma subglobosa, dispuestas en cadenas basipetalas, superficie lisa y color verde claro (Figura 29).

Figura 28

Colonia de Penicillium sp 1 en agar PDA (4 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 29

Microscopía de Penicillium sp 1

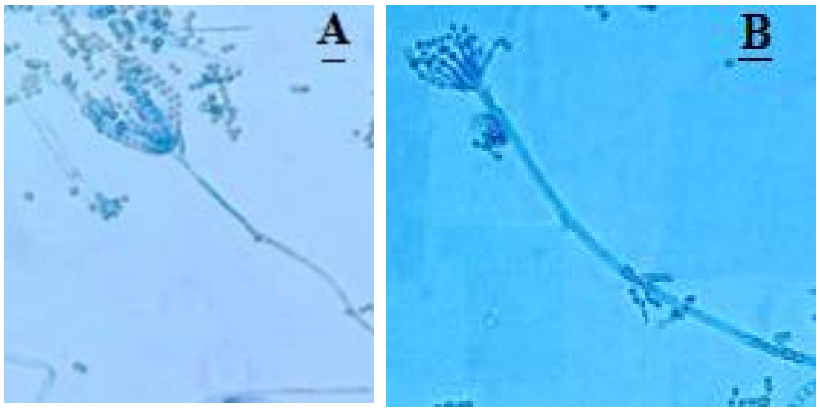


Figura 29. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observa el conidióforo simple produciendo fiálides ampuliformes de 5 um aprox. con conidias subglobosas de 2,5 um de diámetro aprox. De color verde claro dispuestas en cadenas. El rango de la barra indica 5 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observa un conidióforo simple joven con fiálides ampuliformes empezando a producir conidias subglobosas. El rango de la barra indica 5 um.

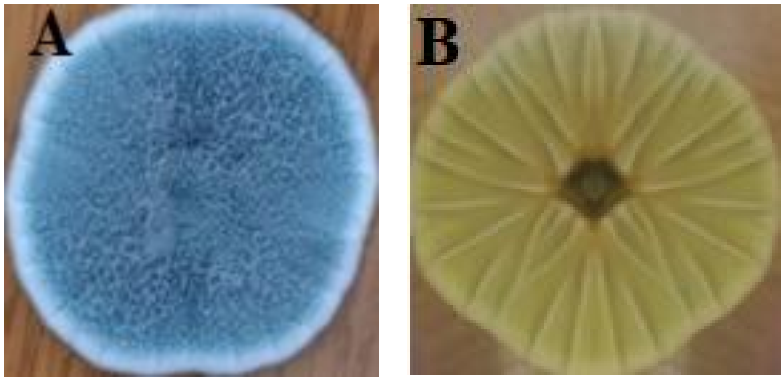
b. Penicillium sp2

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado, de textura seca, forma regular circular, ligeramente elevada y extendida, superficie con surcos radiales poco definidos y borde ligeramente ondulado rodeado por un margen blanquecino; el reverso de la placa mostró un color crema y la superficie evidenció un color verde azulado (Figura 30).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, los conidióforos; septados, hialinos y ramificados, en el ápice se evidencian penicilios mono verticilados, con fiálides ampuliformes; conidias (2,5 um de diámetro) de forma globosa, dispuestas en cadenas, superficie lisa y color verde azulado (Figura 31).

Figura 30

Colonia de Penicillium sp2 en agar PDA (5 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 31

Microscopía de Penicillium sp2

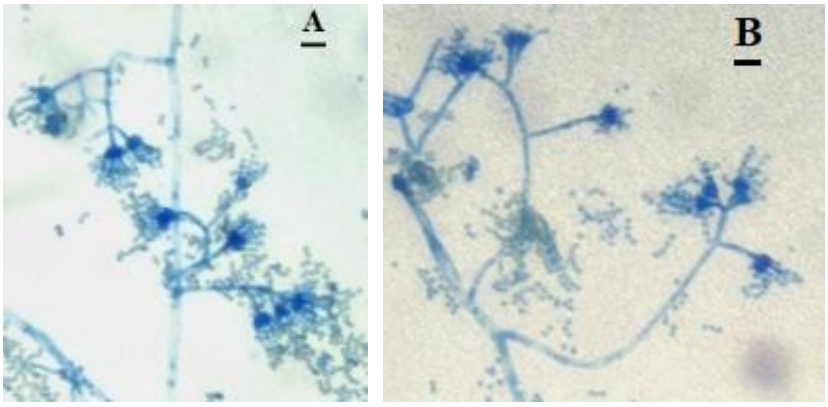


Figura 31. (A, B) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observa múltiples conidióforos ramificados que parten de la hifa principal produciendo fiálides ampuliformes de 5 um aprox. con conidias subglobosas de 2,5 um de diámetro aprox. con pared lisa y de color verde azulado dispuestas en cadenas. El rango de la barra indica 5 um.

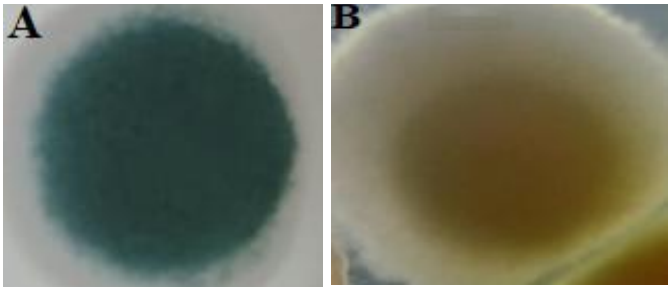
c. Penicillium sp3

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado, de textura opaca y seca, forma circular, de elevación plana y extendida, superficie lisa y borde regular; el reverso de la placa mostró un color amarillo parduzco y la superficie evidenció un color verde oscuro (Figura 32).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, los conidióforos; septados, hialinos y ligeramente ramificados, en el ápice se evidencian penicilios biverticilados, presencia de métulas con fiálides cilíndricas ligeramente ampuliformes; conidias (2,5 um de diámetro) de forma globosa, dispuestas en cadenas, superficie lisa y color verde (Figura 33).

Figura 32

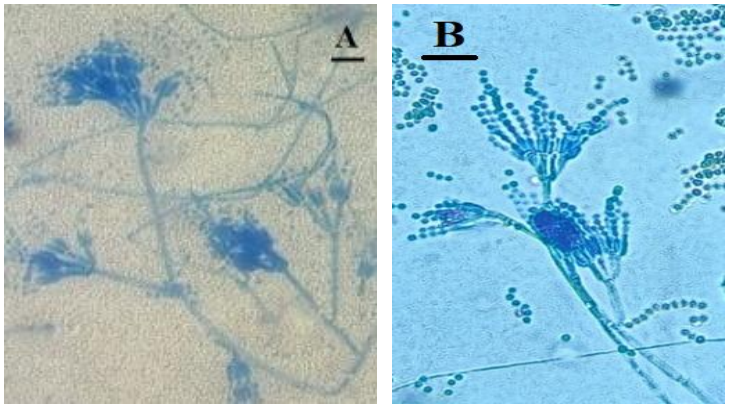
Colonia de Penicillium sp3 en agar PDA (4 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 33

Microscopía de Penicillium sp3



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observan dos conidióforos ramificados que tienen una distribución biverticilada con presencia de métulas de 10 x 2,5 um aprox. y fiálides ampuliformes de 6 x 2,5 um aprox. produciendo conidias globosas. (B) Vista al microscopio (40X), se observan un conidióforo ramificado con presencia de métulas y fiálides desarrollando conidias globosas de 2,5 um de diámetro, de pared lisa y color verde dispuestas en cadenas. El rango de ambas barras indica 10 um.

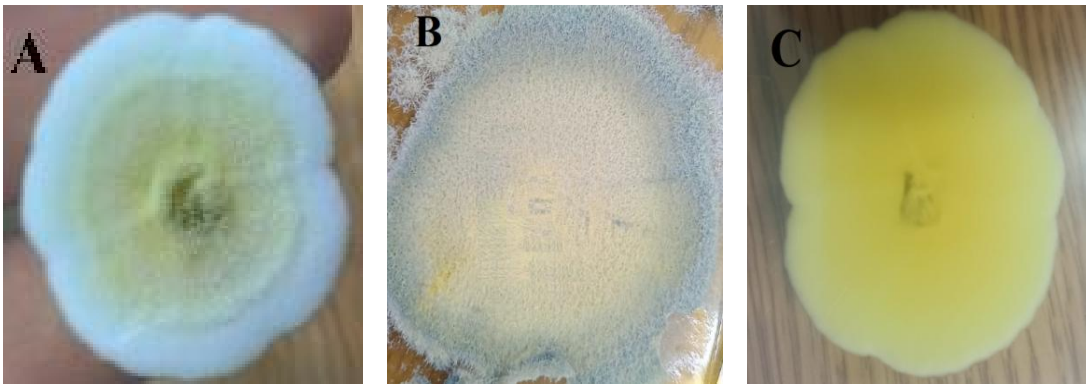
d. *Penicillium* sp4

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado, de textura opaca y seca, forma circular, de elevación plana y extendida, superficie lisa y borde regular; el reverso de la placa mostró un color amarillo intenso y la superficie evidenció inicialmente un color amarillo pálido terminando verde amarillento (Figura 34).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, los conidióforos; septados, hialinos y ramificados, en el ápice se evidencian penicilios biverticilados mayormente y pocos terverticilados, con métulas cilíndricas y fiálides ampuliformes con cuello corto (5 x 2,5 um aprox); conidias (2,5 um de diámetro) de forma globosa, dispuestas en cadenas, superficie lisa y color verde claro (Figura 35).

Figura 34

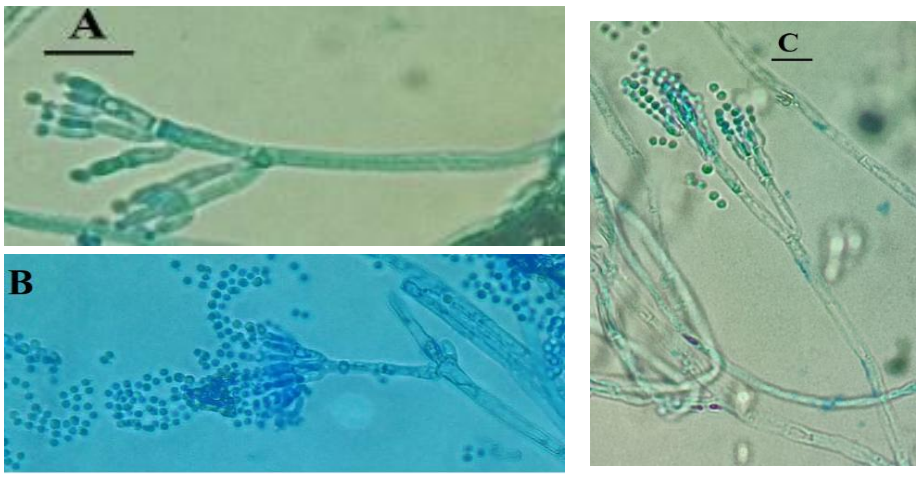
Colonia de Penicillium sp4 en agar PDA



Nota. (A) Superficie de la colonia, 3 días. (B) Superficie de la colonia, 6 días. (C) Superficie de la colonia.

Figura 35

Microscopía de Penicillium sp4



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observan un conidióforo joven biverticilado donde se distinguen métulas con forma cilíndricas y fiálides ampuliformes en formación. El rango de la barra indica 10 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observa un conidióforo maduro terverticilado, produciendo cadenas de conidias subglobosas de pared lisa y de color verde claro. (C) Vista al microscopio (40X), se observa un conidióforo terverticilado comenzando a producir conidias. El rango de la barra indica 10 um.

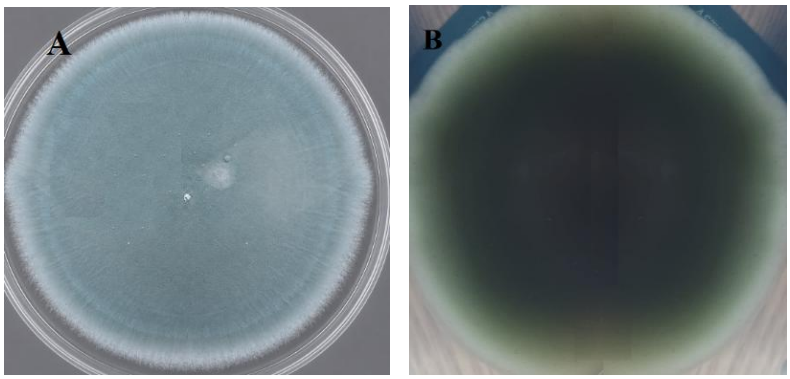
e. Penicillium sp5

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado, de textura opaca y seca, forma circular, de elevación plana y extendida, superficie lisa y borde regular; el reverso de la placa mostró un color verde oscuro y la superficie evidenció un color verde azulado (Figura 36).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, los conidióforos; mayormente simples, septados, hialinos, en el ápice se evidencian penicilios biverticilados, con métulas y fiálides lageniformes; conidias (2,5 um de diámetro) de forma subglobosas, dispuestas en cadenas con superficie lisa color verde azulado oscuro (Figura 37).

Figura 36

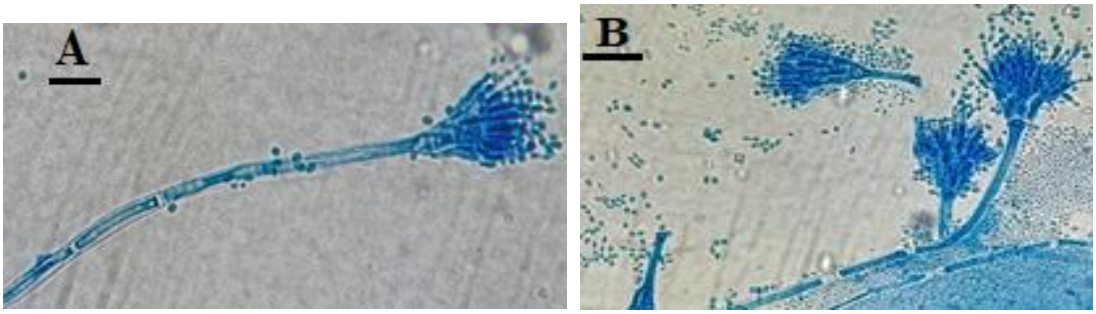
Colonia de Penicillium sp5 en agar PDA (4 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 37

Microscopía de Penicillium sp5



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observa un conidiforo simple en el ápice una distribución biverticilada con presencia de métulas de 5 x 2,5 um aprox. y fiálides lageniformes produciendo conidias subglobosas. (B) Vista al microscopio (40X), se observan un conidióforo simple con presencia de métulas y fiálides, rodeado de conidióforos rotos, todos desarrollando conidias subglobosas de 2,5 um de diámetro, de pared lisa dispuestas en cadenas. El rango de las barras indica 5 um.

3.3.1.8. ***Fusarium***

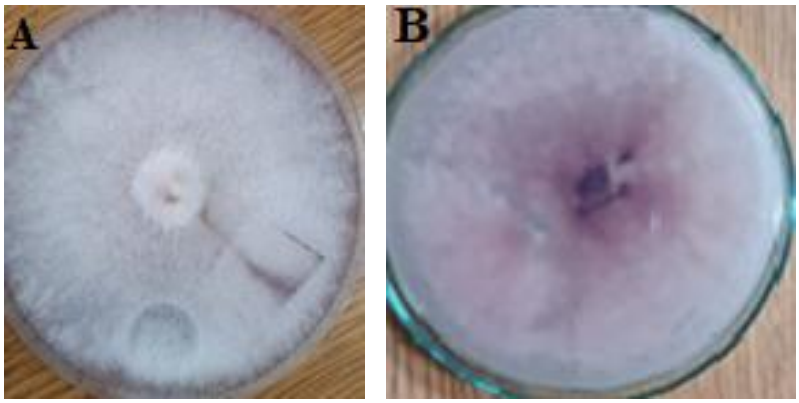
a. Fusarium oxysporum

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto algodonoso, de textura opaca y seca, forma circular, elevada y limitada, borde irregular; el reverso de la placa mostró un color violáceo/rosado y la superficie evidenció un color blanco (Figura 38).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, los microconidióforos (15 x 2,5 um en promedio); hialinos, simples, con presencia de fiálides monofialidas produciendo microconidios en falsas cabezas, estos microconidios (5 x 2,5 um en promedio) fueron hialinos, de forma elipsoidal a reniformes con pared lisa, sin septas y unicelulares también se encontraron macroconidias (28 x 5 um en promedio) hialinas, fusiformes, de pared lisa, con célula apical acicular (forma de aguja) y basal pedicelada y, de 3 a 5 septas Posterior a los 15 días de incubación se evidenciaron clamidosporas (7,5 x 10um en promedio) subglobosas, superficie lisa, dispuestas de manera intercalar en medio de la hifa y en pequeñas cadenas de 2-3 o solitarias (Figura 39)

Figura 38

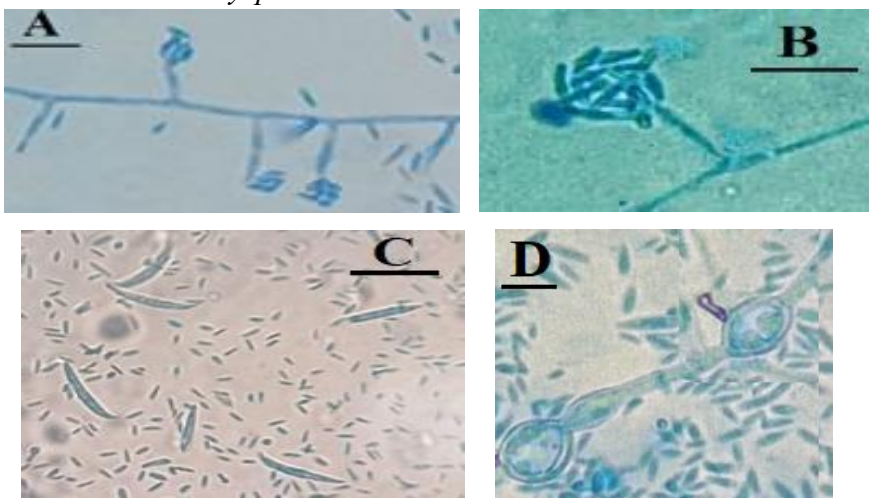
Colonia de Fusarium oxysporum en agar PDA (14 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 39

Microscopia de Fusarium oxysporum



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observan microconidioforos monofialidicos cortos de 15 um de longitud aprox. produciendo microconidias elipticas. El rango de la barra indica 20 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observan un microconidioforo monofialidico desarrollando conidias elípticas de 8 x 2,5 um aprox. dispuestas en falsas cabezas. El rango de la barra indica 20 um. (C) Vista al microscopio (40X), Microconidas elípticas y macroconidias de 25 x 3 um aprox. falcadas, con presencia de 3-4 septos, extremo apical en punta y extremo basal pedicelado. El rango de la barra indica 25 um. (D) Vista al microscopio (40X), Clamidosporas en formación, disposición intercalar, en cadenas de 2 y una solitaria, de 10 um de diámetro aprox. El rango de la barra indica 10 um.

b. Fusarium sacchari

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto algodonoso, de textura opaca y seca, forma irregular, elevada y limitada, borde irregular; el reverso de la placa mostró un color púrpura claro y la superficie evidenció un color blanco (Figura 40).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, con microconidióforos (10 x 2,5 um en promedio); hialinos, monofialidicos y mayormente polifialidicos, fialides lageniformes (12 x 2,5um aprox) produciendo abundantes microconidias en falsas cabezas muscilaginosas, (5 x 2,5 um en promedio) fueron hialinos, de forma elipsoidal a cilíndrica con pared lisa y unicelulares. Las macroconidias fueron escasas, hialinas, de pared lisa, con 3 septos, falcadas con célula apical curvada y basal pedicelada (17 x 2,5 um aprox). (Figura 41). No se registró la presencia de clamidosporas.

Figura 40

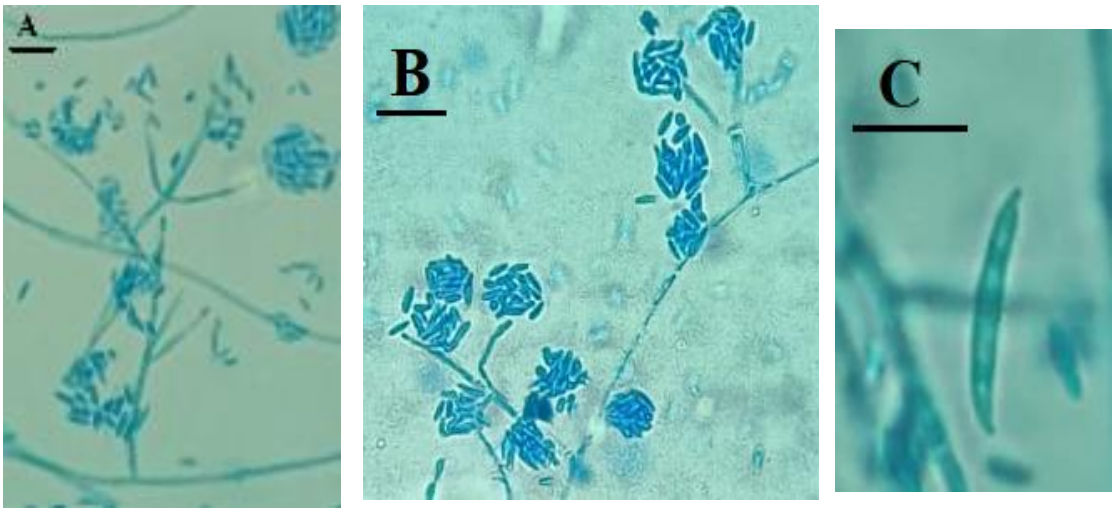
Colonia de Fusarium sacchari en agar PDA (12 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 41

Microscopia de Fusarium sacchari



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observan microconidioforos polifialidicos jóvenes con fiálides lageniformes de 12 um de longitud aprox. comenzando a producir microconidias elípticas. (B) Vista al microscopio (40X), se observan microconidioforos polifialidicos desarrollando conidias dispuestas en falsas cabezas. (C) Vista al microscopio (40X), Macroconidia. El rango de todas las barras indica 10 um.

3.3.1.9. ***Trichoderma***

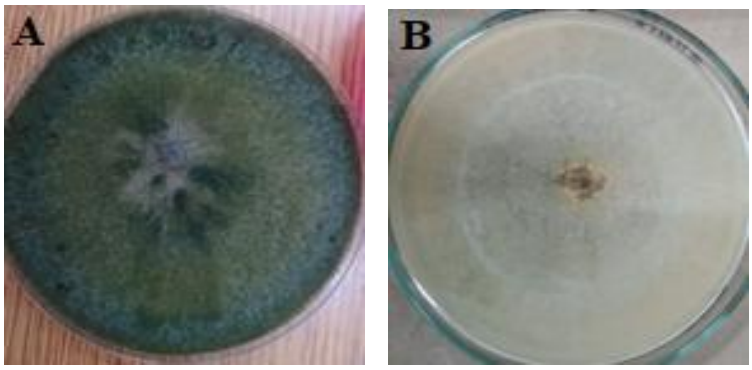
a. Trichoderma harzianum

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto velloso, de textura opaca y seca, forma irregular, con elevación plana y extendida y borde irregular; el reverso de la placa mostró un amarillo pálido y la superficie verde amarillento al inicio tornándose verde oscuro (Figura 42).

Al microscopio se evidenciaron hifas hialinas y septadas, los conidióforos; septados, hialinos, ramificados, con presencia de fiálides ampuliformes (5 x 2,5 um en promedio); conidias (3 x 2 um en promedio) de forma subglobosa a elipsoidal, unicelulares, agrupadas en pequeñas masas mucilaginosas, superficie lisa y de color verde claro (Figura 43).

Figura 42

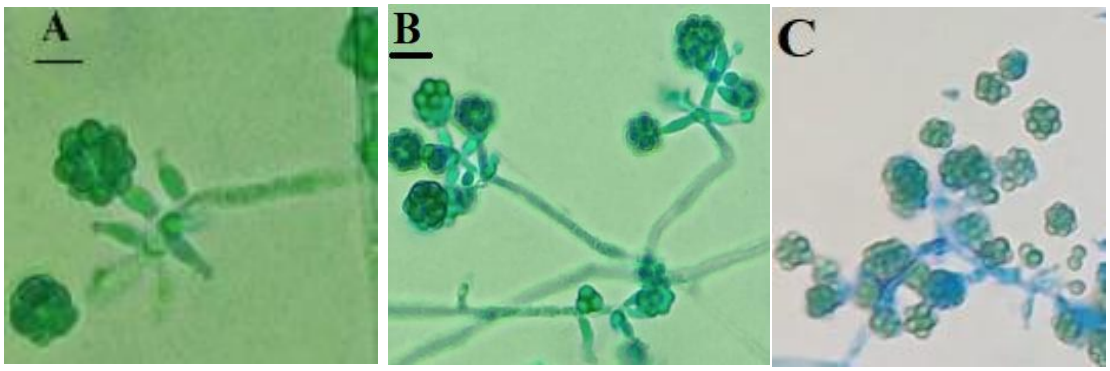
Colonia de Trichoderma harzianum en agar PDA (5 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 43

Microscopia de Trichoderma harzianum



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observan un conidióforo con fiálides en formación de 3-5 um de longitud aprox. de forma ampuliforme con ápice corto en disposición alterna, produciendo masas mucilaginosas de conidias subglobosas a elípticas. El rango de la barra indica 5 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observan conidióforos más desarrollados con fiálides ampuliformes de 5 um aprox. con masas mucilaginosas de conidias mayormente subglobosas de 3 x 2 um y de color verde claro. El rango de la barra indica 5 um. (C) Vista al microscopio (40X), Masas mucilaginosas desprendidas de conidias subglobosas a elípticas, de color verde con pared lisa.

3.3.1.10.***Cunninghamella***

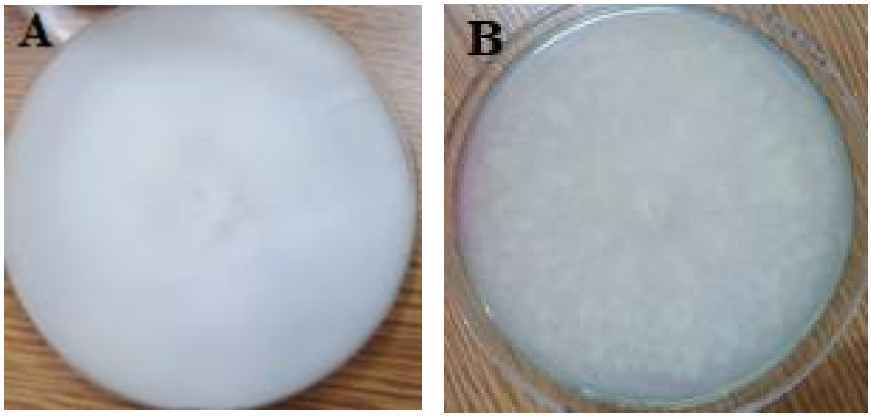
a. Cunninghamella amphispora

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto algodonoso con abundante micelio aéreo, de textura brillante, forma circular, elevada y de crecimiento abundante, superficie lisa, borde irregular; el reverso de la placa mostró un color crema y la superficie evidenció un color blanco (Figura 44).

Microscópicamente se observaron hifas hialinas, anchas, cenocíticas, de las cuales emergen esporangióforos con simples y con ramificación mayormente apical que terminan en vesículas globosas de 25-35 um de diámetro, con dentículos que forman esporangiolos uniesporados de forma globosa, con pared equinulada, con espinas de 1-2 um de longitud (Figura 45)

Figura 44

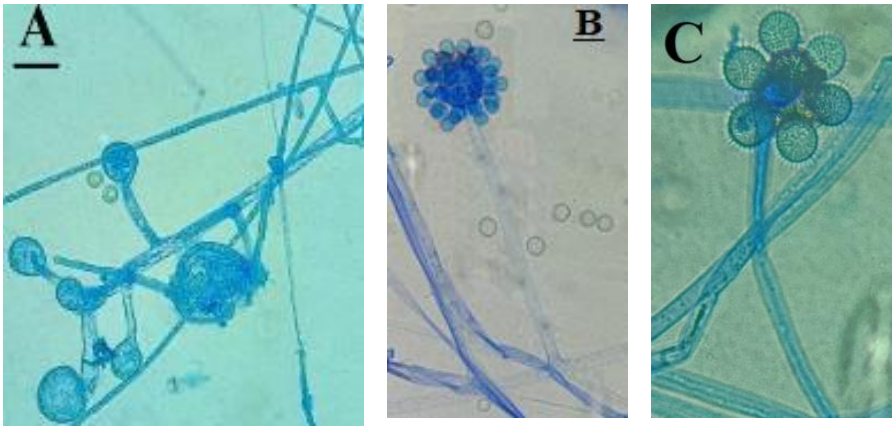
Colonia de Cunninghamella amphispora en agar PDA (6 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 45

Microscopia de Cunninghamella amphispora



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observan un esporangióforo ramificado apicalmente con vesículas globosas de 20-30 um de diámetro, de fondo se observan hifas cenocíticas. El rango de la barra indica 25 um. (B) Vista al microscopio (40X), se observa un esporangióforo simple partiendo de la hifa cenocítica principal, en el ápice una vesícula globosa de 35 um aprox. repleta de esporangiolos de 10 um aprox. El rango de la barra indica 25 um. (C) Vista al microscopio (40X), Esporangióforo con esporangiolos maduros con pared equinulada con presencia de espinas.

3.3.1.11.***Acremonium***

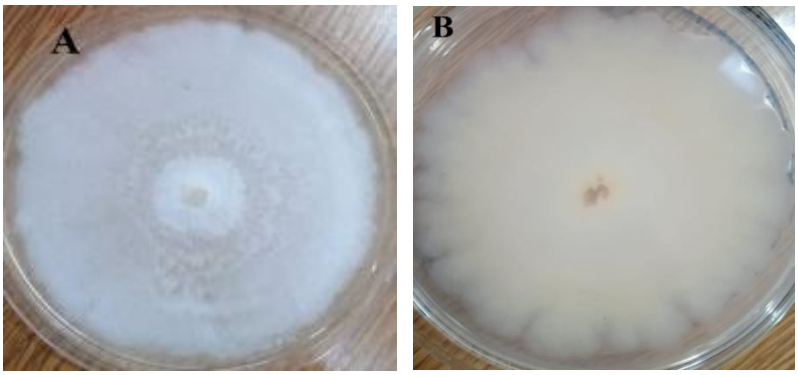
a. Acremonium sp 1

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto aterciopelado, de textura opaca, forma irregular, con elevación plana y extendida, superficie lisa, borde irregular; el reverso de la placa mostró un color crema pálido y la superficie evidenció un color blanco (Figura 46).

Microscópicamente se observaron hifas hialinas, septadas, de donde emergen conidióforos monofialidicos, largos (20 um) y simples que terminan en conidias ovoides a elípticas dispuestas en masas muscilaginosas, se observaron clamidosporas intercalares y globosas (Figura 47).

Figura 46

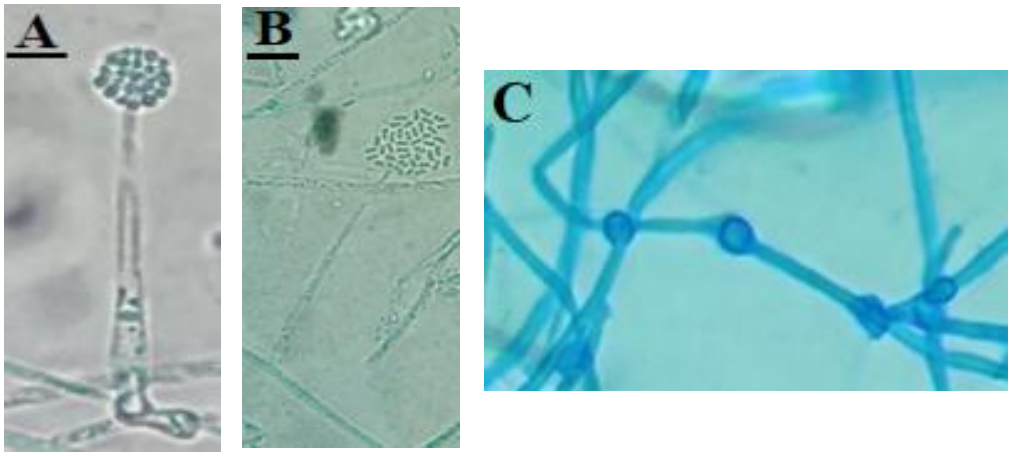
Colonia de Acremonium sp1 en agar PDA (5 días de incubación)



Nota. (A) Superficie de la colonia. (B) Reverso de la colonia.

Figura 47

Microscopia de Acremonium sp1



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con Azul de lactofenol, se observan un conidióforo monofiaídico, con presencia apicalmente de conidias elipsoidales agrupadas en una masa mucilaginosa, (B) Vista al microscopio (40X), se observa un conidióforo maduro simple y monofialidico partiendo de la hifa principal, en el ápice las conidias ya formadas siendo liberadas. El rango de las barras indica 5 um. (C) Vista al microscopio (40X), Clamidosporas intercalares en formación.

3.3.2. Levaduras

Cada uno de los aislados se caracterizaron morfológicamente tanto en características coloniales (macroscópicas) como en estructuras microscópicas, además de realizarse algunos ensayos que terminarían de orientar su identificación.

Según estas características se identificaron a nivel de género 3 aislados (Tabla 6). Posteriormente, se exponen las principales características observadas en los aislados que sirvieron como base para su identificación.

Tabla 6

Identificación de levaduras aisladas año 2025-2026

Aislado	Identificación
Lev-sp1	*Cryptococcus* sp
Lev-sp2	*Rhodotorula* sp
Lev-sp3	*Candida sp*

3.3.2.1 *Cryptococcus*

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto cremoso, de textura brillante y húmeda, forma regular, con elevación convexa y borde liso; el reverso y superficie de la colonia mostraron un color blanco crema (Figura 48).

Al microscopio se evidenciaron células unicelulares de forma oval (4 um de diámetro), algunas con gemación mayormente unipolar, presencia de cápsula como un halo claro alrededor de la célula mediante la tinción negativa (tinta china). Dentro de sus características bioquímicas se evidenciaron ureasa positiva y ausencia de fermentación de azucares básicas (glucosa, maltosa, lactosa) (Figura 49).

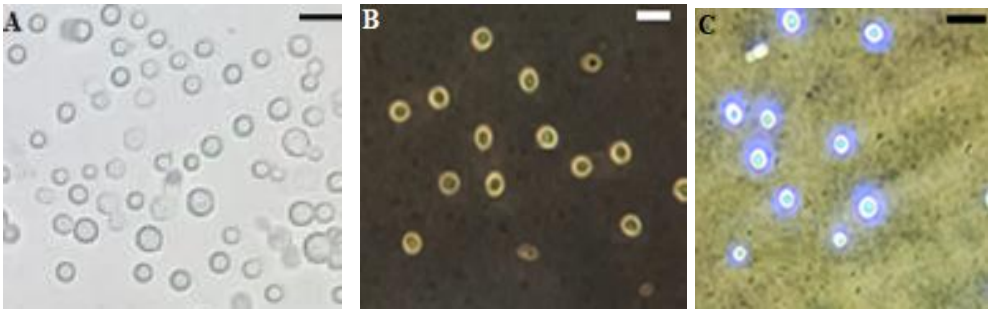
Figura 48

Colonia de Cryptococcus sp en agar PDA (4 días de incubación)



Figura 49

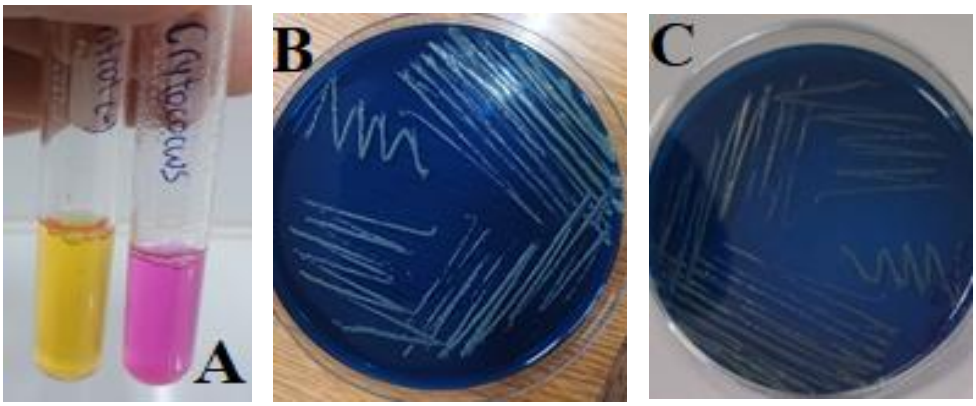
Microscopia de Cryptoccocus sp



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con agua destilada, se puede observar algunas células que están en gemación. (B) Vista al microscopio (60X) de montaje con tinta china, las células presentan una capa que las bordea, una cápsula. (C) Vista al microscopio (60X) de montaje con tinta china con la iluminación elevada se aprecia mejor la cápsula bordeando las células. El rango de todas las barras indica 10 um.

Figura 50

Pruebas bioquímicas para detección de Cryptococcus



Nota. (A) Prueba de la ureasa realizada en caldo urea donde se observa que el control negativo no cambió a ningún color y donde se inoculo la levadura responde con color rosa demostrando la presencia de la enzima ureasa. (B) Crecimiento de la levadura en un medio simple de para demostrar fermentación del azúcar (glucosa) donde indica un resultado negativo por el viraje a color azul. (C) Crecimiento de la levadura en un medio simple de para demostrar fermentación del azúcar (lactosa) donde indica un resultado negativo por el viraje a color azul.

3.3.2.2 *Rhodotorula*

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto cremoso, de textura brillante y húmeda, forma regular, con elevación convexa y borde liso; el reverso y superficie de la colonia mostraron un color rojo pálido (Figura 51).

Al microscopio se evidenciaron células unicelulares de forma oval (4 um de diámetro), algunas con gemación mayormente unipolar. Dentro de sus características bioquímicas se evidenciaron ureasa positiva y ausencia de fermentación de azucares básicas (glucosa, maltosa, lactosa) (Figura 52).

Figura 51

Colonia de Rhodotorula sp en agar PDA (3 días de incubación)

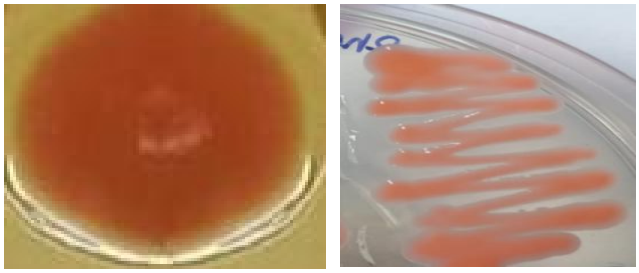
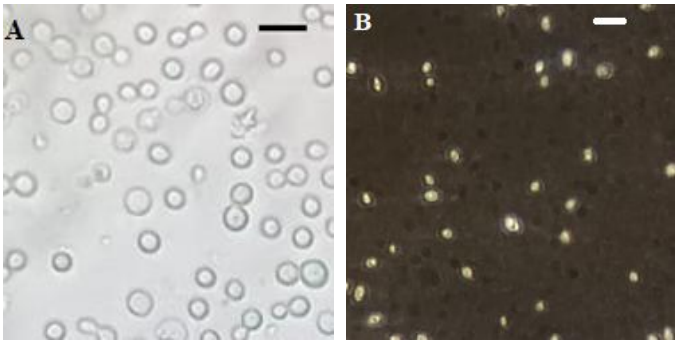


Figura 52

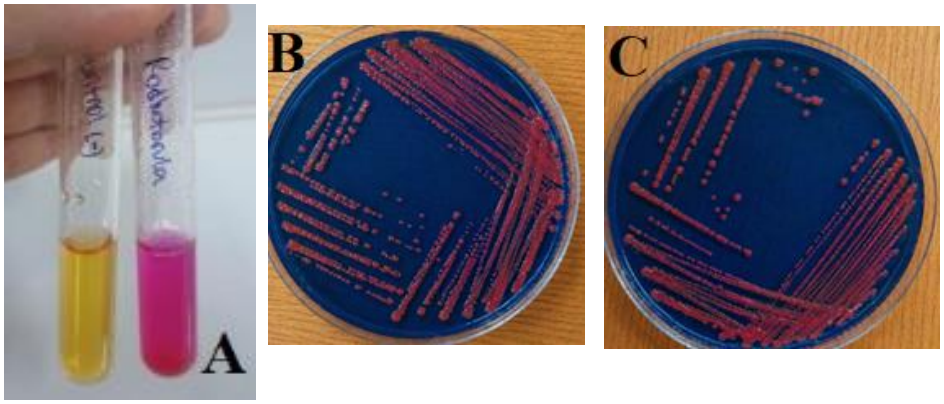
Microscopia de Rhodotorula sp



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con agua destilada, se puede observar algunas células que están en gemación. (B) Vista al microscopio (20X) de montaje con tinta china, las células no presentan una capa que las bordea lo que indica ausencia de cápsula, a diferencia de *Cryptococcus*. El rango de todas las barras indica 10 um.

Figura 53

Pruebas bioquímicas para la detección de Rhodotorula sp



Nota. (A) Prueba de la ureasa realizada en caldo urea donde se observa que el control negativo no ha cambiado de color y donde se inoculo la levadura responde con color rosa demostrando la presencia de la enzima ureasa. (B) Crecimiento de la levadura en un medio simple de para demostrar fermentación del azúcar (glucosa) donde indica un resultado negativo por el viraje a color azul. (C) Crecimiento de la levadura en un medio simple de para demostrar fermentación del azúcar (lactosa) donde indica un resultado negativo por el viraje a color azul.

3.3.2.3 *Candida*

Macroscópicamente las colonias de este aislado presentaron un aspecto cremoso, de textura brillante y húmeda, forma regular, con elevación convexa y borde liso; el reverso y superficie de la placa mostraron un color crema amarillento (Figura 54).

Al microscopio se evidenciaron células unicelulares de forma oval (5 um de diámetro), algunas con gemación mayormente unipolar y otras formando pseudohifas constituidas por células alargadas unidas en cadena con constricciones en los puntos de unión. Dentro de sus características bioquímicas se evidenciaron ureasa negativa y presencia de fermentación de glucosa y sacarosa, ausencia en lactosa y galactosa (Figura 55).

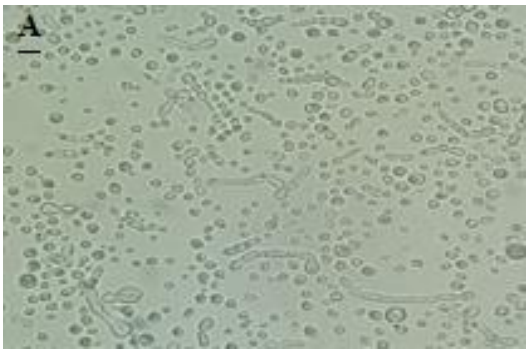
Figura 54

Colonia de Candida sp en agar PDA (3 días de incubación)



Figura 55

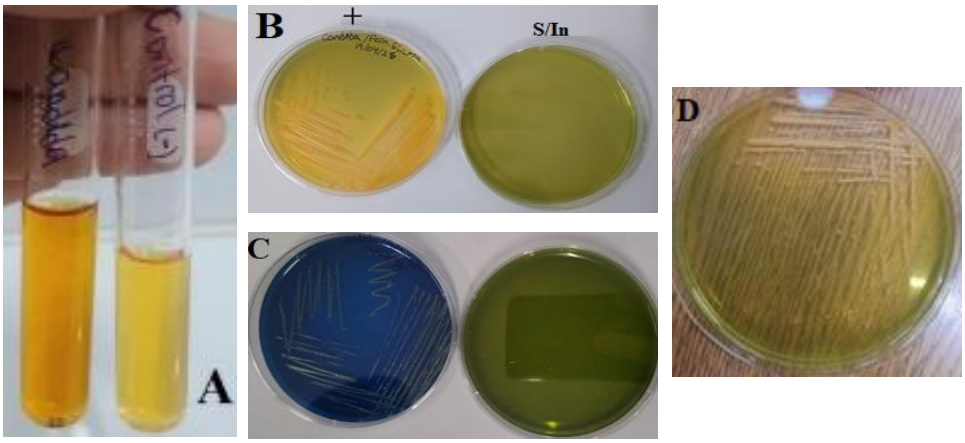
Microscopia de Candida sp



Nota. (A) Vista al microscopio (40X) de montaje con agua destilada, se puede observar algunas células solitarias, otras en gemación y otras formando pseudohifas alargadas unidas en cadena con constricciones en los puntos de unión. El rango de la barra indica 5 um.

Figura 56

Pruebas bioquímicas para la detección de Candida sp



Nota. (A) Prueba de la ureasa realizada en caldo urea donde se observa que el control negativo no ha cambiado de color y donde se inoculo la levadura se observa turbidez, mas no cambio de color demostrando que no posee la enzima ureasa. (B) Crecimiento de la levadura en un medio simple de para demostrar fermentación del azúcar (glucosa) donde indica un resultado positivo por el viraje a color amarillo, donde crece la levadura. (C) Crecimiento de la levadura en un medio simple de para demostrar fermentación del azúcar (lactosa) donde indica un resultado negativo por el viraje a color azul. (D) Crecimiento de la levadura en un medio simple de para demostrar fermentación del azúcar (galactosa) donde indica un resultado positivo por el viraje a color amarillo, donde crece la levadura.

Tabla 7

Resultado de pruebas bioquímicas para levaduras

Géneros	Pruebas Bioquimicas				
	Ureasa	Ferm. Glucosa	Ferm. Sacarosa	Ferm. Galactosa	Ferm. Lactosa
Cryptococcus	+	-	-	-	-
Rhodotorula	+	-	-	-	-
Candida	-	+	+	+	-

Figura 57

Abundancia relativa de géneros de hongos filamentosos en Época seca año 2025-2026

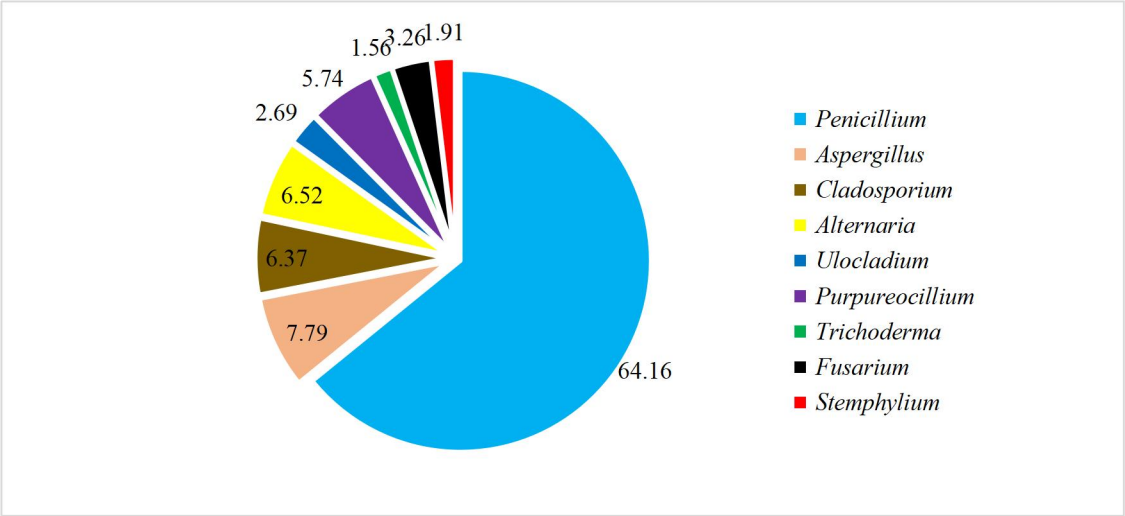
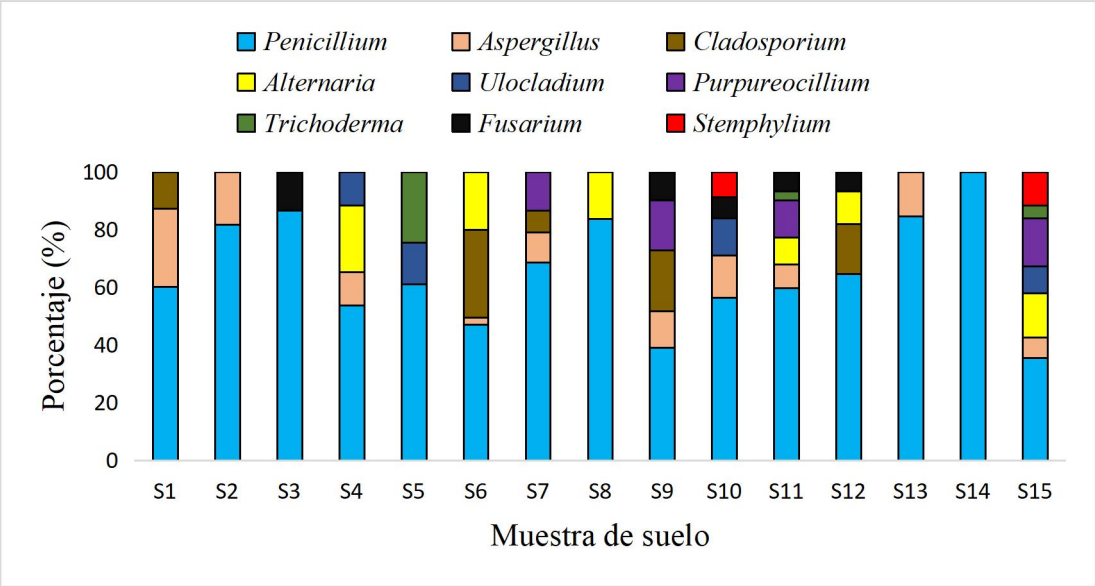


Figura 58

Abundancia relativa de géneros de hongos por suelo año 2025-2026 (Época seca)



En la época seca se obtuvo un total de 9 géneros, el género *Penicillium* además de estar presente en todos los suelos analizados, corresponde al género más abundante en cada suelo analizado. Existe mayor número de géneros en los suelos agrícolas (S9, S10, S11, S12, S15), el suelo que más géneros albergó fue el S15, por otro lado, el S14 tuvo solo 1 género presente (*Penicillium*).

Figura 59

Abundancia relativa de géneros de hongos filamentosos en Época húmeda año 2025-2026

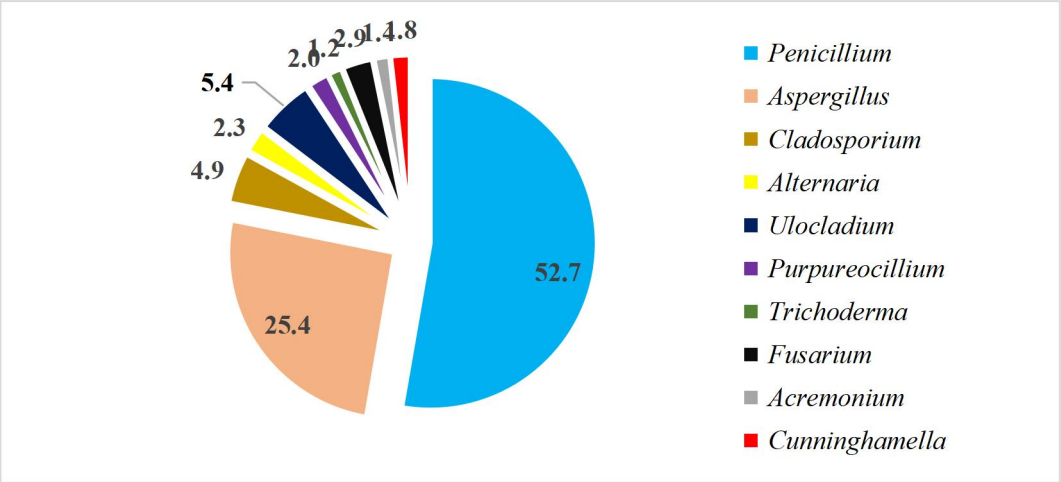
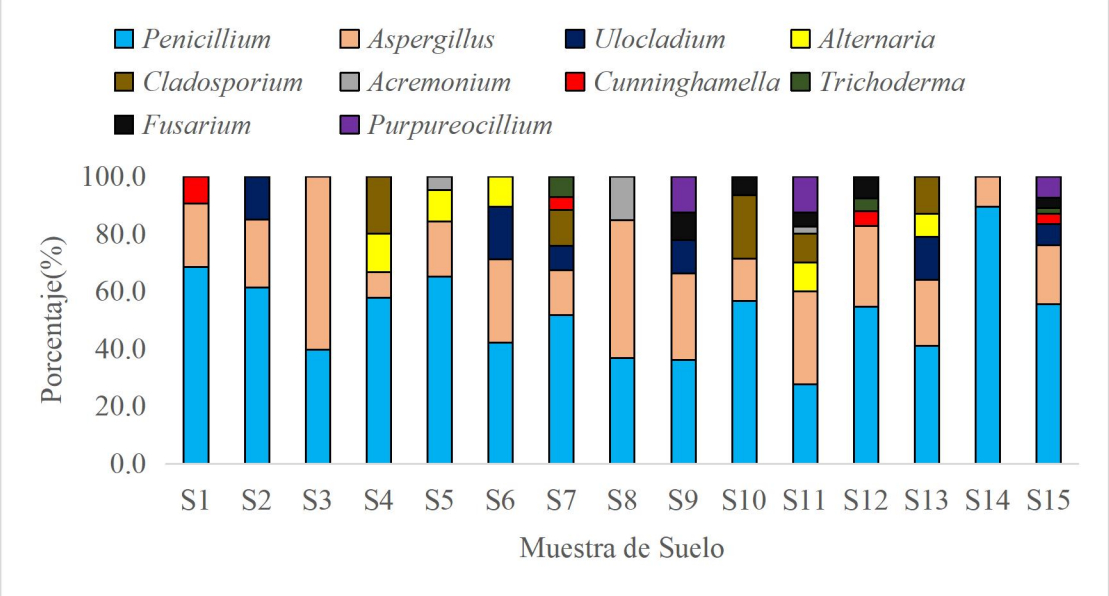


Figura 60

Abundancia relativa de géneros de hongos por suelo año 2025-2026 (Época húmeda)



En la época húmeda se obtuvo un total de 10 géneros, el género *Penicillium* además de estar presente en todos los suelos analizados, corresponde al género más abundante en la mayoría de suelos analizados, en otros (S3, S8 y S11) lo es el género *Aspergillus* que, también está presente en todos los suelos. Existe mayor número de géneros en los suelos agrícolas (S9, S10, S11, S12, S15), el suelo que más géneros albergó fue el S15, por otro lado, el S14 y S3 tuvieron solo 2 géneros presentes (*Penicillium y Aspergillus*).

Tabla 8

Frecuencia de aislamiento año 2025-2026 (Época Seca)

Aislado	Frecuencia (%)
Penicillium sp1	18,7
Penicillium sp2	18,4
Penicillium sp3	27,1
A. fumigatus	2,3
A. flavus	2,1
A. niger	3,4
C. cladosporioides	6,4
A. alternata	6,5
U. atrum	2,7
Trichoderma harzianum	1,5
P. lilacinus	5,7
Fusarium oxysporum	3,3
S. vesicarium	1,9

Tabla 9

Frecuencia de aislamiento año 2025-2026 (Época Húmeda)

Aislado	Frecuencia (%)
Penicillium sp2	15,5
Penicillium sp3	12,0
Penicillium sp4	7,2
Penicillium sp5	18,0
A. fumigatus	11,2
A. niger	6,4
A. ochraceus	4,6
A. versicolor	3,3
C. cladosporioides	4,9
A. alternata	1,0
Alternaria sp2	1,3
U. atrum	5,4
Trichoderma harzianum	1,2
P. lilacinus	2,0
Fusarium oxysporum	1,2
Fusarium sacchari	1,7
C. amphispora	1,8
Acremonium sp1	1,4

Figura 61

Abundancia relativa de géneros de levaduras en Época seca año 2025-2026

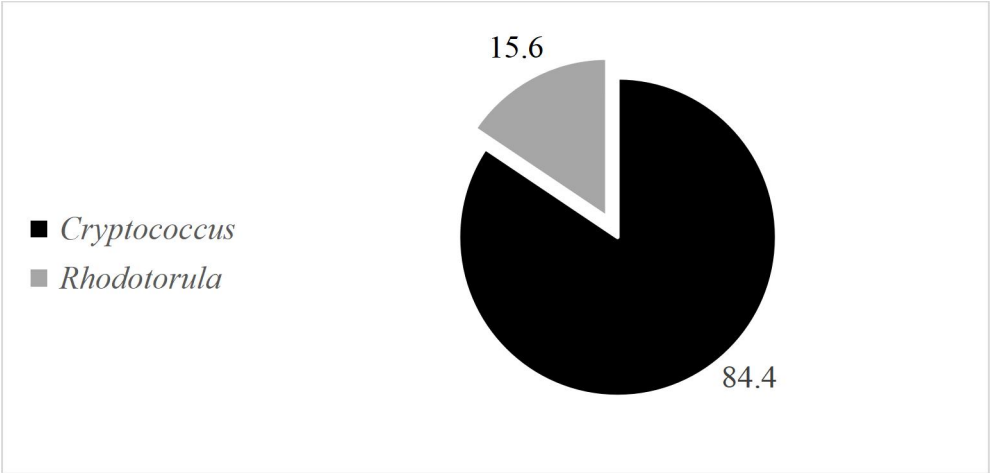
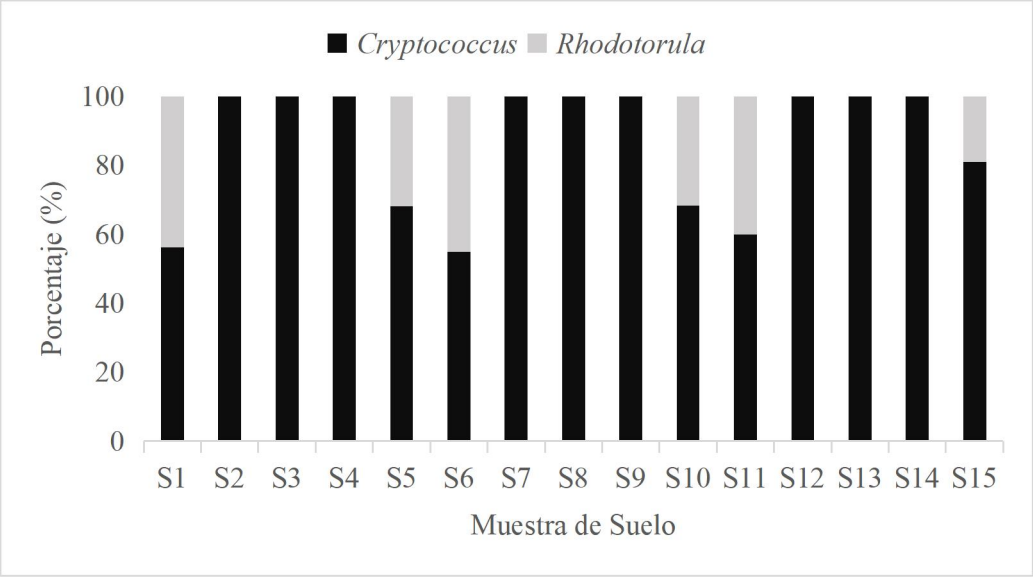


Figura 62

Abundancia relativa de géneros de levaduras por suelo año 2025-2026 (Época seca)



En la época seca se obtuvo un total de 2 géneros, el género *Cryptococcus* se encuentra presente en todos los suelos analizados, y es el género más abundante en cada suelo analizado. El género *Rhodotorula* se registró en menor proporción y no estuvo en todos los suelos presente.

Figura 63

Abundancia relativa de géneros de levaduras en Época húmeda año 2025-2026

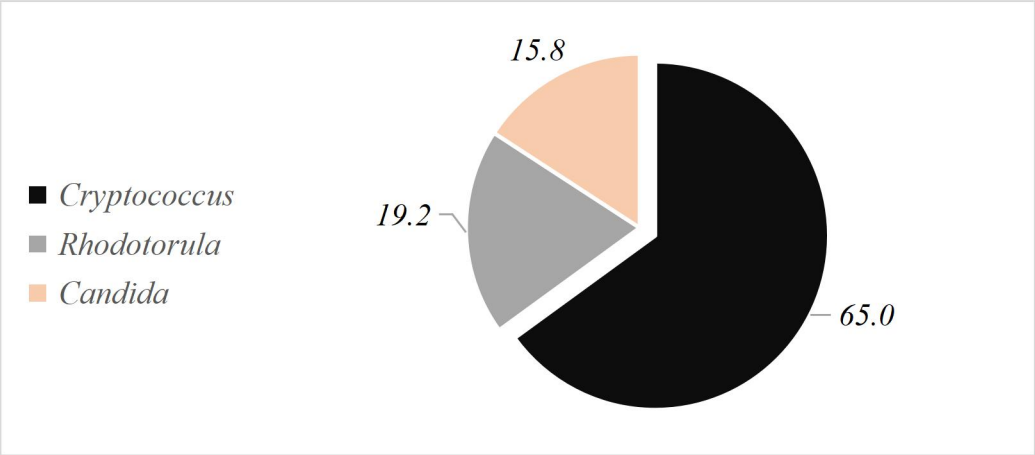
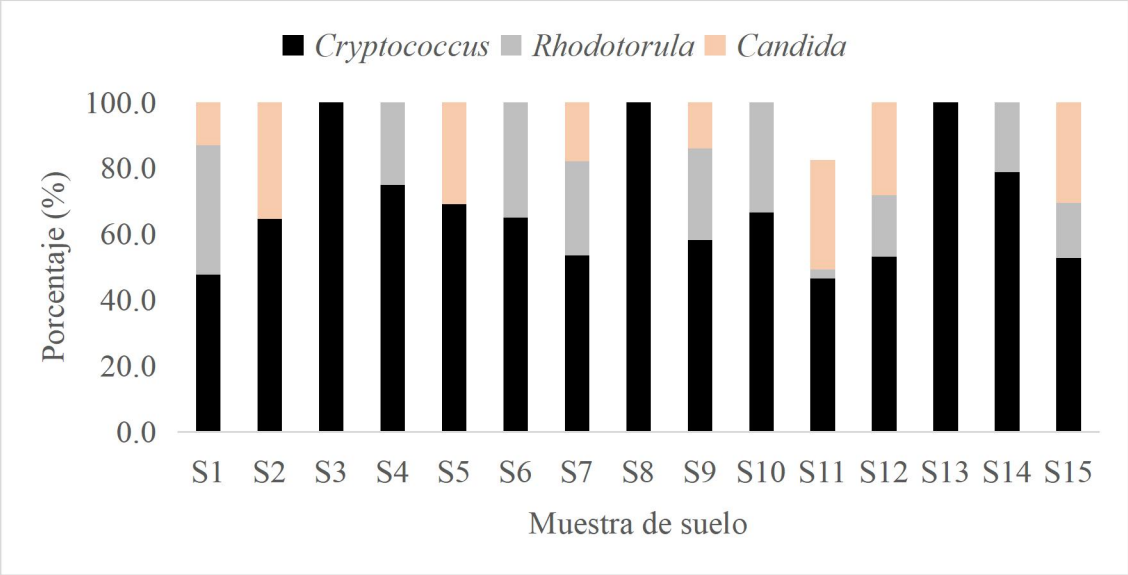


Figura 64

Abundancia relativa de géneros de levaduras por suelo año 2025-2026 (Época húmeda)



En la época húmeda se obtuvo un total de 3 géneros, el género *Cryptococcus* volvió a estar presente en todos los suelos analizados, y, de nuevo, corresponde al género más abundante en cada suelo analizado. El género *Candida* fue el que menos presente estuvo en los suelos.

3.4. Determinación de presencia y/o ausencia de hongos potencialmente fitopatógenos

De los géneros anteriormente identificados se consideraron como fitopatógenos potenciales aquellos que hayan sido reportados en la literatura. Este listado incluye a los géneros *Alternaria, Fusarium y Stemphylium* (Tabla 9).

Tabla 10

Relación de hongos potencialmente fitopatógenos encontrados año 2025-2026

Aislado	Síntomas	Características	Hospedero	Referencia
Alternaria alternata	Mancha foliar	Lesiones necróticas en foliolos, halos cloróticos, defoliación	*M. sativa* *O. vulgare*	(1)(2)
Fusarium oxysporum	Marchitez vascular	Clorosis, pérdida de turgencia, necrosis vascular	*C. máxima* *M. sativa* *O. vulgare*	(3)(4)(6)
Fusarium sacchari	Necrosis vascular	Necrosis interna, marchitez vascular, pudrición de tallo	*Z. mays*	(5)(6)
Stemphylium vesicarium	Tizón foliar	Necrosis foliar,clorosis	*M. sativa*	(7)(8)
Aspergillus flavus	Pudrición de la mazorca	Moho en los granos (signo), decoloración y pudrición de granos.	*Z. mays*	(9)
Aspergillus niger	Pudrición de fruto	Ablandamiento tisular, deterioro de semillas, Colonización en fruto (signo)	*C. máxima*	(10)

Referencias:

(1) Thomma BPHJ. (2003).

(2) Rotem, J. (1994).

(3) Michielse CB, Rep M. (2009).

(4) Ma, L.J., Geiser, D. M., Proctor, R. H., Rooney, A. P., O'Donnell, K., Trail, F., Gardiner, D. M., Manners, J. M., & Kazan, K. (2013)

(5) Ferreira-Crespo P et al. (2023).

(6) Laurence, M. H., Summerell, B. A., & Liew, E. C. Y. (2015).

(7) ASTA. (2024).

(8) Crop Protection Network. (2023).

(9) Fountain, J. C., Scully, B. T., Ni, X., Kemerait, R. C., Lee, R. D., Chen, Z.-Y., & Guo, B. (2014).

(10) Emebiri, L., & Nwufo, M. I. (1990).

3.5. Determinación de grupos funcionales fúngicos

De los aislados anteriormente identificados se midieron sus capacidades funcionales Solubilidad de fosfato (SF), proteolíticas (Prot.) y amilolíticas (Amil.). Luego se midió cualitativamente su índice enzimático (Tabla 12) (Figura 38).

Tabla 11

Relación de aislados y sus características funcionales año 2025-2026

Identificación Morfológica	Solubilizador de fosfato	Proteolítico	Amilolítico
Aspergillus niger	+	+	+
Aspergillus flavus	+	+	+
Aspergillus fumigatus	-	+	-
Aspergillus ochraceus	-	+	+
Aspergillus versicolor	+	-	-
Alternaria alternata	-	+	-
Alternaria sp2	-	+	-
Stemphyllium vesicarium	-	-	-
Ulocladium atrum	-	-	+
Cladosporium cladosporioides	-	+	+
Purpureocillium lilacinus	+	+	+
Penicillium sp1	+	+	+
Penicillium sp2	+	+	+
Penicillium sp3	+	+	+
Penicillium sp4	+	-	+
Penicillium sp5	+	+	+
Fusarium oxysporum	-	+	+
Fusarium sacchari	-	-	-
Trichoderma harzianum	+	+	+
Cunninghamella amphispora	-	+	-
Acremonium sp1	-	+	+

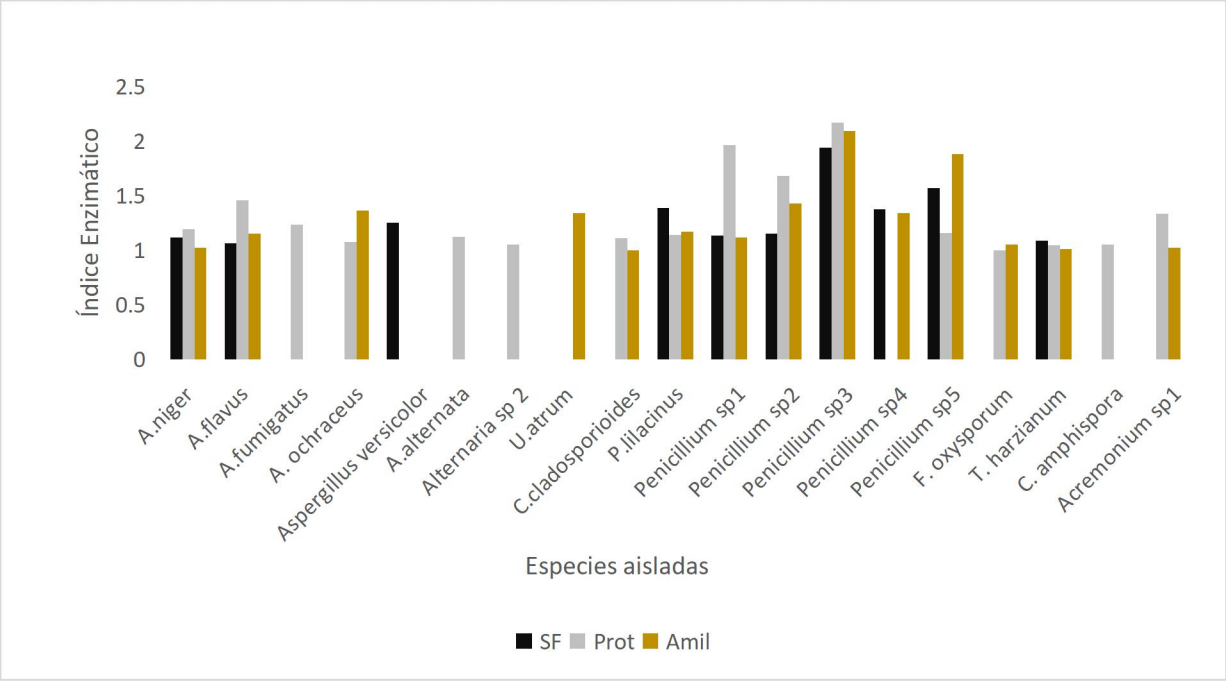
Tabla 12

Listado de aislados y su índice enzimático (IE) año 2025-2026

Identificación Morfológica	Índice Enzimático (IE)		
	Solubilizador de Fosfato	Proteolítico	Amilolítico
A.niger	1,118	1,195	1,055
A.flavus	1,067	1,462	1,154
A.fumigatus	0	1,239	0
A. ochraceus	0	1,077	1,364
A. versicolor	1,253	0	0
A.alternata	0	1,125	0
Alternaria sp 2	0	1,057	0
U.atrum	0	0	1,343
C.cladosporioides	0	1,111	1
P.lilacinus	1,389	1,143	1,171
Penicillium sp1	1,139	1,964	1,122
Penicillium sp2	1,152	1,684	1,429
Penicillium sp3	1,941	2,172	2,097
Penicillium sp4	1,377	0	1,340
Penicillium sp5	1,569	1,161	1,885
Fusarium oxysporum	0	1	1,073
Trichoderma harzianum	1,088	1,056	1,068
Cunninghamella amphispora	0	1,059	0
Acremonium sp1	0	1,379	1,082

Figura 65

Comparación del Índice Enzimático de los aislados año 2025-2026



Dentro de los aislados se encuentran 2 que no poseen ninguna característica funcional medida (*Stemphylium vesicarium* y *Fusarium sacchari*). De los restantes, 7 aislados mostraron todas las capacidades funcionales medidas, siendo *Penicillium* sp3 el que mejor Índice Enzimático tuvo, clasificándose como buen productor (IE > 2) de proteasas y amilasas, por otro lado, *Fusarium oxysporum* y *C. cladosporioides* fueron clasificados como productores débiles (IE ≤ 1) de proteasas y amilasas respectivamente, todos los demás aislados fueron clasificados como productores moderados (1 < IE < 2) en sus enzimas correspondientes.

3.6. Identificación de esporas de hongos micorrícicos arbusculares

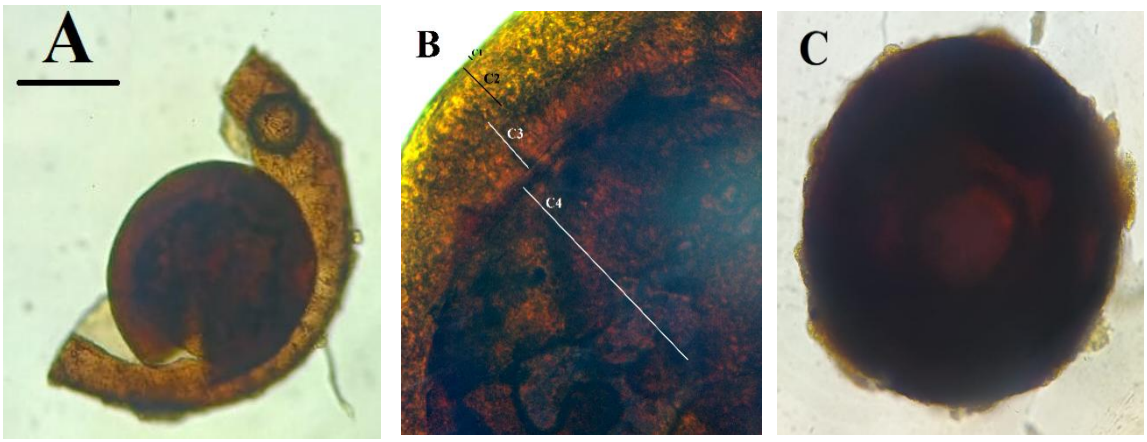
A partir de la muestra de suelo y, mediante la técnica de tamizaje húmedo se obtuvo una variedad de esporas de micorrizas, las cuales se describen sus características microscópicas.

3.6.1. Scutellospora

Presentó esporas de color amarillo a marrón, de forma globosa y con un tamaño aproximado de 300–400 µm. La pared esporal gruesa y multilaminar, constituida por capas externas e internas claramente diferenciables, aquí se puede diferenciar una estructura interna compatible con un escudo germinativo, todo esto siendo compatible con el género Scutellospora (Figura 66).

Figura 66

Microscopía de Scutellospora sp



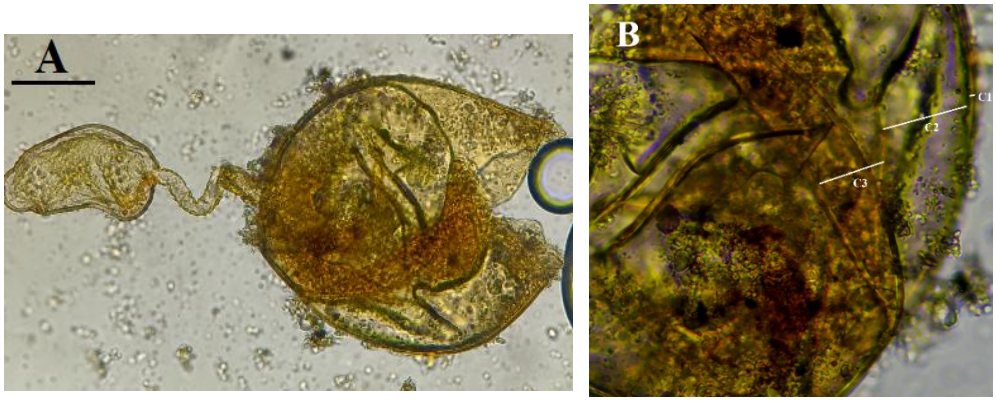
Nota. (A) Vista al microscopio (20x), Montaje con reactivo de Mezler. Espora rota diferenciando la pared esporal de las paredes internas. La barra indica 150um. (B) Vista al microscopio (40x), se observan las 4 capas de la espora donde: C1 y C2 corresponden a las subcapas de la pared esporal, C3 y C4 las capas internas; este último siendo compatible con un "escudo germinativo". (C) Vista al microscopio (10x), Espora entera.

3.6.2. Acaulospora sp1

Presentó esporas de color amarillo parduzco, de forma globosa y con un tamaño aproximado de 160–200 µm. Presencia de una pared esporal diferenciada subhialina, unida por una hifa subtendente a una estructura saculada deforme conectada por un cuello estrecho, esto último siendo compatible con el género Acaulospora (Figura 67).

Figura 67

Microscopía de Acaulospora sp1



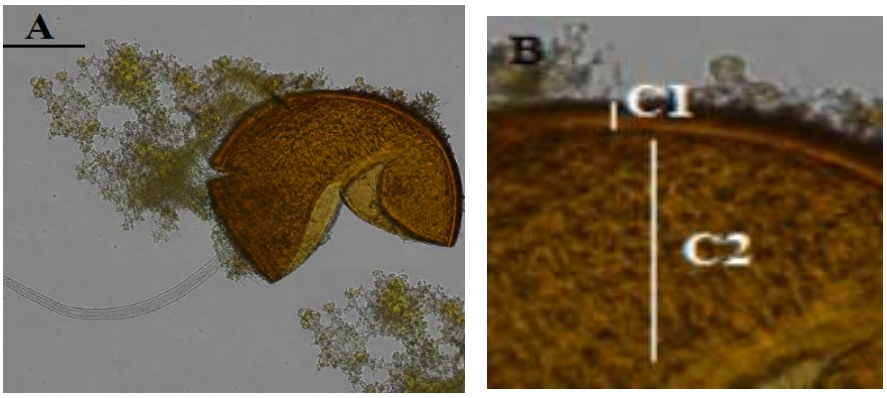
Nota. (A) Vista al microscopio (20x), Montaje con reactivo de Mezler. Espora rota con contenido granular de color ambar, anclada a una estructura saculada "saco esporífero" deforme y hialino. La barra indica 50um. (B) Vista al microscopio (60x), se observan 3 capas de la espora donde: C1 y C2 corresponden a las subcapas de la pared esporal y, C3 la capa interna.

3.6.3. Glomus sp1

Presentó esporas de color marrón claro a amarillento, de forma subglobosa con la pared esporal lisa y gruesa con 2 capas diferenciadas y con un tamaño aproximado de 100–150 µm. Las esporas estuvieron asociadas a una hifa subtendente simple, ligeramente curva y hialina anclada a la pared esporal, morfología compatible con el género *Glomus* (Figura 68).

Figura 68

Microscopía de Glomus sp1



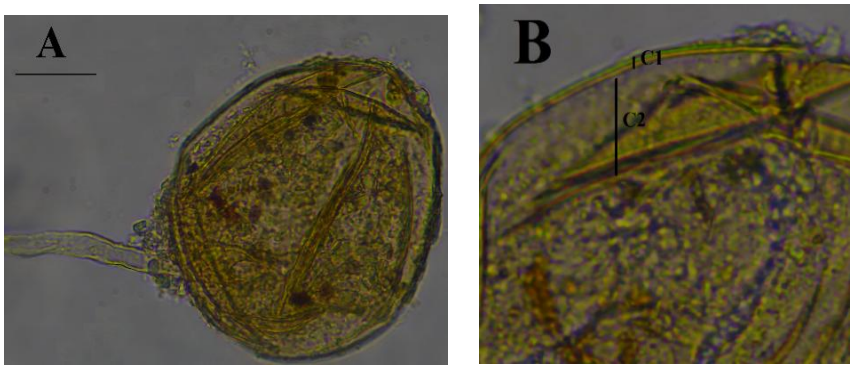
Nota. (A) Vista al microscopio (20x), Montaje con reactivo de Mezler. Espora subglobosa de color marrón amarillento, con una hifa simple en la parte inferior, anclada a la pared. La barra indica 50um. (B) Vista al microscopio (40x), se diferencian 2 capas de la espora donde: C1 corresponde a la pared esporal y, C2 la capa interna.

3.6.4. Clareidoglomus

Presentó esporas de color amarillo claro, de forma globosa con la pared esporal lisa y delgada con 2 capas diferenciadas y con un tamaño aproximado de 80–110 µm. Las esporas estuvieron asociadas a una hifa subtendente simple y hialina anclada a la pared esporal, morfología compatible con el género *Glomus* o *Clareidoglomus*, sin embargo, por el color claro, el tamaño y debido a que solo la primera capa se observa bastante delgada, es más compatible por el género *Clareidoglomus* (Figura 69).

Figura 69

Microscopía de Clareidoglomus sp



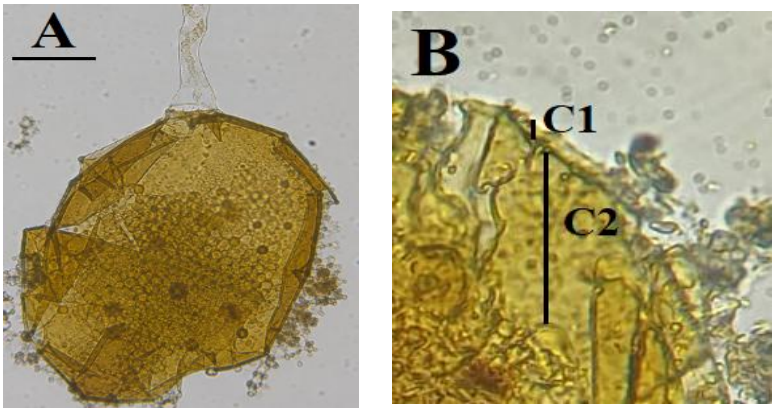
Nota. (A) Vista al microscopio (40x), Montaje con reactivo de Mezler. Espora subglobosa de color amarillo claro, con una hifa simple en la parte inferior, anclada a la pared. La barra indica 25um. (B) Vista al microscopio (40x), se diferencian 2 capas de la espora donde: C1 corresponde a la pared esporal delgada y, C2 la capa interna.

3.6.5. Funneliformis sp1

Presentó esporas de color amarillo claro, de forma globosa a subglobosa con la pared esporal lisa con 2 capas diferenciadas y con un tamaño aproximado de 100–150 µm. Contenido granular interior y asociada a una hifa subtendente hialina ensanchada en su punto de inserción, haciendo referencia a una forma de "embudo", esta forma del punto de inserción de la hifa la hace compatible con el género *Funneliformis*. (Figura 70).

Figura 70

Microscopía de Funneliformis sp1



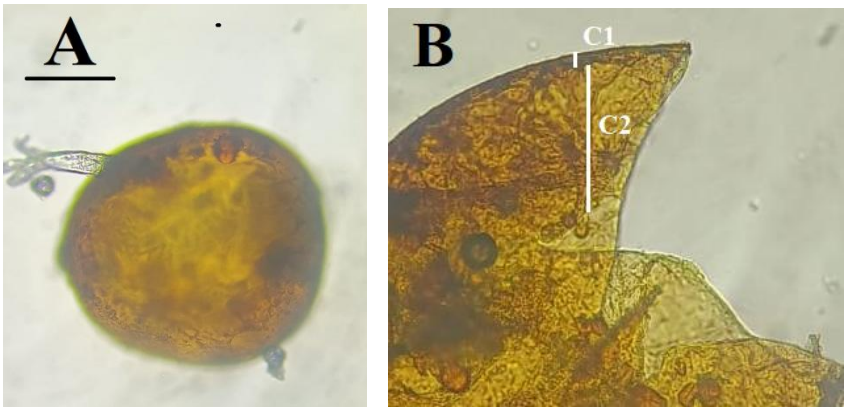
Nota. (A) Vista al microscopio (20x), Montaje con reactivo de Mezler. Espora subglobosa de color amarillo claro, con una hifa subtendente en la parte superior, anclada a la pared y de forma de embudo La barra indica 25um. (B) Vista al microscopio (40x), se diferencian 2 capas de la espora donde: C1 corresponde a la pared esporal delgada y, C2 la capa interna.

3.6.6. Acaulospora sp2

Presentó esporas de color ámbar, de forma globosa y con un tamaño aproximado de 280–300 µm, con abundante contenido granular interno. Presencia de una pared esporal lisa y gruesa, asociada lateralmente se distinguió una hifa hialina unida a una estructura colapsada compatible con un remanente de "sáculo esporífero", Estas características morfológicas fueron compatibles con esporas relacionadas al género Acaulospora (Figura 71).

Figura 71

Microscopía de Acaulospora sp2



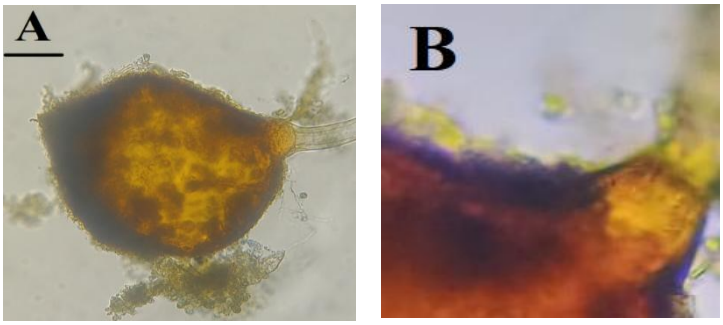
Nota. (A) Vista al microscopio (20x), Montaje con reactivo de Mezler. Espora globosa de color ambar, con una hifa gruesa subtendente en la parte lateral, unida a una estructura colapsada compatible con un remanente de "sáculo esporífero. La barra indica 100um. (B) Vista al microscopio (20x), se diferencian 2 capas de la espora donde: C1 corresponde a la pared esporal y, C2 la capa interna.

3.6.7. Funneliformis sp2

Presentó esporas de color marrón claro, de forma subglobosa y con un tamaño aproximado de 170–200 µm. Presencia de una pared esporal lisa y gruesa, asociada lateralmente se distinguió una protuberancia en forma de embudo, haciendo referencia al punto de inserción de la hifa, esto último resulta compatible con esporas relacionadas al género *Funneliformis* (Figura 72).

Figura 72

Microscopía de Funneliformis sp2



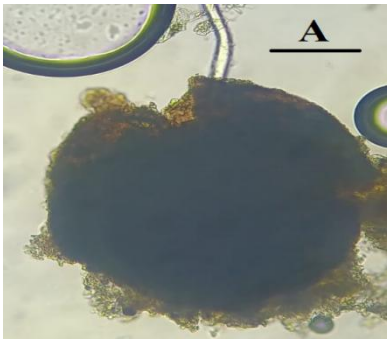
Nota. (A) Vista al microscopio (20x), Montaje con reactivo de Mezler. Espora subglobosa de marrón claro, con una hifa gruesa subtendente en la parte lateral, unida a la espora por una protuberancia con forma de embudo. La barra indica 50um. (B) Vista al microscopio (20x), punto de inserción de la hifa con forma de "embudo".

3.6.8. Septoglomus sp1

Presentó esporas de color marrón oscuro a negruzco, de forma subglobosa y con un tamaño aproximado de 120–200 µm. Presencia de una pared esporal aparentemente lisa y gruesa, se distinguió una hifa subtendente, simple, tubular y hialina emergiendo desde la región superior de la espora, no se pudo apreciar el punto de inserción de la hifa por lo que, por el color, tamaño y forma de la hifa se encuentra compatible con esporas glomoides de los géneros *Glomus* o *Septoglomus*, inclinándose más por este último por el color oscuro de la espora (Figura 73).

Figura 73

Microscopía de Septoglomus sp1



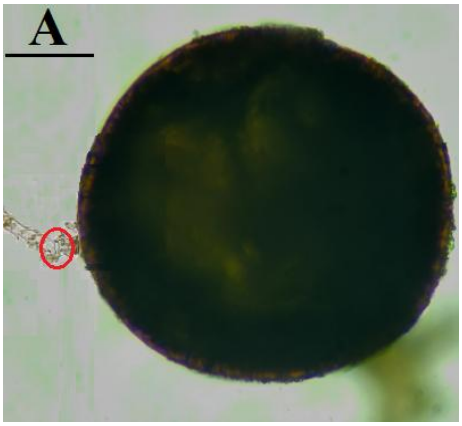
Nota. (A) Vista al microscopio (20x), Montaje con reactivo de Mezler. Espora subglobosa de marrón oscuro, con una hifa subtendente, unida a la espora. La barra indica 50um.

3.6.9. Septoglomus sp2

Presentó esporas de color marrón oscuro, de forma globosa a subglobosa y con un tamaño aproximado de 200–250 µm. Presencia de una pared esporal aparentemente lisa y gruesa, asociada a la espora se distinguió una hifa subtendente, simple y hialina, cerca al punto de inserción se observó un septo, lo que lo hace compatible con esporas relacionadas al género *Septoglomus* (Figura 74).

Figura 74

Microscopía de Septoglomus sp2



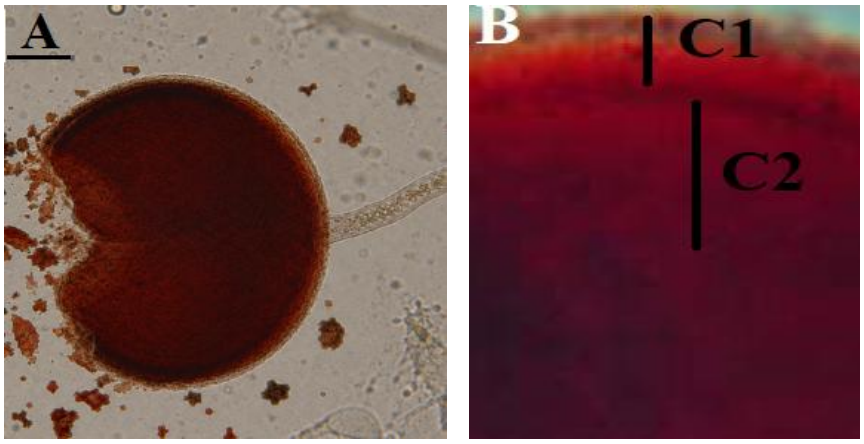
Nota. (A) Vista al microscopio (20x), Montaje con reactivo de Mezler. Espora subglobosa de marrón oscuro, con una hifa subtendente, unida a la espora, señalado se encuentra el septo. La barra indica 50um.

3.6.10. Glomus sp 2

Presentó esporas de color rojizo oscuro, de forma globosa a subglobosa y con un tamaño aproximado de 100–180 µm. Presencia de una pared esporal finamente rugosa y gruesa, asociada a la espora se distinguió una hifa subtendente, simple, hialina y continua con la pared esporal y se alcanzan a distinguir 2 capas, por el color, tamaño y forma de la hifa se encuentra compatible con esporas relacionadas al género *Glomus* (Figura 75).

Figura 75

Microscopía de Glomus sp2



Nota. (A) Vista al microscopio (40x), Montaje con reactivo de Mezler. Espora subglobosa de color rojizo oscuro, con una hifa subtendente, unida a la espora. La barra indica 50um. (B) Vista al microscopio (40x), diferenciación de 2 capas donde C1 corresponde a la pared esporal, y C2 la capa interna.

Tabla 13

Géneros de esporas encontrados por suelo año 2025-2026

Muestra	Época Seca	Época Húmeda
S1	*Glomus, Clareidoglomus, Acaulospora*	*Glomus, Clareidoglomus, Acaulospora*
S2	*Glomus, Acaulospora*	*Glomus, Septoglomus*
S3	*Scutellospora, Clareidoglomus*	*Scutellospora, Glomus*
S4	*Glomus*	*Glomus, Acaulospora*
S5	*Acaulospora, Scutellospora*	*Acaulospora, Scutellospora*
S6	*Glomus, Acaulospora*	*Glomus, Acaulospora*
S7	*Glomus, Clareidoglomus, Septoglomus*	*Glomus, Clareidoglomus, Acaulospora*
S8	*Glomus, Clareidoglomus*	*Glomus, Funneliformis*
S9	*Funneliformis, Glomus*	*Funneliformis, Glomus, Acaulospora*
S10	*Acaulospora, Septoglomus, Glomus*	*Acaulospora, Glomus*
S11	*Funneliformis, Glomus, Clareidoglomus*	*Glomus, Clareidoglomus*
S12	*Acaulospora, Glomus, Clareidoglomus*	*Acaulospora, Glomus, Clareidoglomus*
S13	*Acaulospora*	*Acaulospora, Septoglomus*
S14	*Glomus, Septoglomus*	*Glomus, Septoglomus*
S15	*Glomus, Acaulospora*	*Glomus, Acaulospora, Funneliformis*

DISCUSIÓN

4.1. Recuento de Hongos totales

Este estudio evidenció recuentos de hongos filamentosos que oscilaron entre $1,3 \times 10^4$ y $2,7 \times 10^5$ UFC/g, lo que refleja la existencia de comunidades fúngicas activas en los suelos evaluados, sin embargo, estos valores resultan inferiores comparados a los reportados por Reyes y Valery (2007) en suelos de plantas silvestres y cultivadas de Venezuela (7×10^5 hasta $1,52 \times 10^6$ UFC/g), las variaciones en las densidades microbianas observadas pueden estar relacionadas a las características fisicoquímicas de cada suelo. En tal sentido, dichos autores indican que la influencia principal para la abundancia de hongos resultan ser factores como el contenido de materia orgánica y el pH. Con relación a ello Franco & Sulca (2008), reportan en suelos del bofedal de la comunidad de Huaytire de la provincia de Candarave, valores de pH ácido y bajos niveles de materia orgánica, factores que terminan limitando el desarrollo de comunidades fúngicas. Asimismo, los resultados de este trabajo sugieren que la abundancia de hongos no depende solo de la vegetación presente, sino también interviene tanto la microbiota previamente establecida como las condiciones edáficas del suelo, tal y como señalan Reyes y Valery (2007).

Por otro lado, los resultados obtenidos en el presente estudio muestran una mayor abundancia de hongos filamentosos durante la época húmeda, esto sugiere que la disponibilidad de agua resulta ser un factor determinante para el desarrollo de las comunidades fúngicas en ambientes áridos, esta tendencia coincide con lo reportado por Yu et al. (2012) en suelos del desierto del Negev en Israel, donde también obtienen mayores recuentos durante el periodo húmedo. Sin embargo, los valores de dichos autores ($7,5 \times 10 - 6,9 \times 10^3$ UFC/g) resultan ser inferiores a los descritos en este estudio, lo que puede atribuirse a diferencias en la zona muestreada o la metodología de muestreo, sobre esto, las muestras analizadas por Yu et al. (2012) fueron de suelos extremadamente áridos y obtenidas hasta los 50 cm de profundidad, en contraste con el presente estudio, donde las muestras se obtuvieron entre 0 y 30 cm, con relación a esto, se sabe que el incremento de la profundidad de muestreo se asocia a una reducción tanto de la diversidad como del recuento, debido a factores como disminución de carbono y menor oxigenacion, y, una influencia rizosférica limitada.

En este estudio se registraron valores de levaduras comprendidos entre 3,50 x 10^3 y 1,80 × 10^4 UFC/g de suelo, demostrando una abundancia considerable para los suelos evaluados, estos valores resultan comparables a los encontrados por Mestre et al. (2007), en suelos de bosques de *Nothofagus* spp donde registraron densidades cercanas a 10^3 UFC/g de suelo, estas densidades y las del presente estudio, resultan notablemente superiores a las reportadas por Al-Atrash et al. (2021) en suelos semiáridos de Irán cuyos recuentos oscilaron entre 0,2 × 10 a 0,8 x 10^2 UFC/ g de suelo; las diferencias entre recuentos se podrían atribuir principalmente a las características ambientales y edáficas propias de las zonas evaluadas. Mientras que los suelos evaluados por Al-Atrash et al. (2021) presentaban cobertura vegetal escasa o ausente, además valores de pH comprendidos entre 7 y 7,7; todas las zonas evaluadas en el presente estudio presentaban cobertura vegetal, y los valores de pH oscilaron entre 4,5 y 8,6, con predominancia de suelos ácidos. Diversas investigaciones sugieren que el establecimiento y desarrollo de comunidades fúngicas son favorecidos por condiciones ligeramente ácidas, debido a que numerosas levaduras y hongos filamentosos del suelo presentan óptimos de crecimiento bajo dichas condiciones, lo que podría contribuir a explicar las mayores densidades registradas.

Los menores valores registrados de hongos filamentosos en este estudio se obtuvieron en el suelo S4 en ambas épocas; este suelo estaba caracterizado por cobertura vegetal principalmente ejemplares de *Parastrephia* sp; y; en el caso de las levaduras fueron los suelos S8 y S3, con ejemplares de *Festuca* sp y *Parastrephia* sp respectivamente, todos estos suelos se encontraban parcialmente cubiertos de vegetación, esto guarda relación por lo mencionado por Flores-Margez et al. (2020), quienes atribuyen la baja densidad de poblaciones fúngicas a la escasa cobertura vegetal de un suelo y al exceso de aireación, con relacion a esto, se sabe que cuando el suelo tiene mucho oxígeno suele ser seco y poroso por lo que pierde humedad rápidamente lo que termina por deshidratar fácilmente las hifas y limitar el crecimiento, en el presente estudio, el suelo S3 corresponde a la zona de Huaytire, donde se reportan suelos con grandes áreas sin vegetación, franco arenosos y con fuerte evo transpiración, característica de los ecosistemas altoandinos, lo que termina favoreciendo la pérdida de humedad del suelo, de la mano con lo que indican dichos autores.

4.2. Caracterización e Identificación de Hongos totales

Este estudio evidenció la presencia de 21 aislados fúngicos filamentosos, donde en ambas épocas de estudio predominó el género *Penicillium* con 64,2 % (época seca) y 52,7 % (época húmeda) de frecuencia, seguido del género *Aspergillus* con 7,8 % (época seca) y 25,4 % (época húmeda) demostrando el predominio del taxón *Ascomycota,* lo que sugiere que tanto las limitaciones hídricas como las condiciones climáticas extremas favorecen el establecimiento de hongos altamente adaptados al estrés ambiental, tal como indican Viscarra et al. (2022), quienes destacan la capacidad del taxón *Ascomycota* para prosperar bajo condiciones ambientales adversas.

Estudios como el de Lumley et al. (2001); Martínez, et al. (2005) y Almaraz-Sanchez et al. (2012); corroboran esta frecuencia de géneros al también encontrar en sus estudios el género *Penicillium* como principal representante independientemente la época cuando se realice el muestreo y *Aspergillus*, además de otros géneros con menor proporción como *Fusarium, Trichoderma, Paecillomyces y Cladosporium*.

La dominancia de los géneros *Penicillium* y *Aspergillus* observada en el presente estudio sugiere la elevada capacidad de estos para establecerse y persistir bajo diferentes condiciones edáficas, su amplia distribución podría estar relacionada con sus estrategias ecológicas, como el rápido crecimiento, abundante producción de esporas y su capacidad saprofitica, lo que les atribuye ventajas competitivas frente a otros géneros. En tal sentido, Egidi et al. (2019) afirma que los taxones dominantes en suelos corresponden a hongos saprofitos, atribuyéndose a sus capacidades de colonizar múltiples nichos ecológicos, participando activamente en procesos de degradación de materia orgánica y ciclado de nutrientes. Asimismo, las diferencias observadas entre las comunidades en suelos agrícolas y naturales evaluados en este estudio podrían estar relacionada a factores como el tipo de manejo de suelo y grado de perturbación antrópica, estos terminan favoreciendo a taxones oportunistas y cosmopolitas con elevada tolerancia a condiciones ambientales alteradas, como indican Grishkan et al. (2022). Es asi como la persistencia de *Penicillium* y *Aspergillus* en ambos tipos de ecosistemas sugiere que estos géneros poseen una elevada plasticidad ecológica que les permite mantener su predominio independientemente del grado de intervención del suelo. El presente estudio además de especies de *Penicillium* y *Aspergillus*, también se evidenció la dominancia de géneros dematiáceos, tales como *Alternaria, Ulocladium* y *Cladosporium*. Dentro del phylum *Ascomycota*, un reducido y

específico grupo de taxones dominan las comunidades fúngicas edáficas mundialmente, sobre esto, Egidi et al. (2019) indican que este predominio estaría relacionado principalmente a un mayor potencial genómico asociados a la utilización de recursos, capacidades competitivas (deposición de melanina, resistencia a los antibióticos o producción de antibióticos) y la tolerancia al estrés. Asimismo, su frecuencia se puede asociar a condiciones de estrés ambiental existentes, Grishkan et al. (2022) mencionan que, debido a la función protectora de la melanina, estos hongos tienden a predominar en ambientes más cálidos y secos. Fernandez et al. (2017) indican que, en suelos que fueron sometidos a mayores limitaciones ambientales (baja disponibilidad hídrica, fluctuaciones térmicas y condiciones oligotróficas) tienden a presentar una mayor proporción de hongos melanizados, sin embargo, para sintetizar y acumular melanina es necesario un elevado consumo de energía y recursos celulares, por lo que en estos hongos existe un equilibrio ecológico entre velocidad de crecimiento y resistencia ambiental, parte de su metabolismo son destinados a mecanismos de protección y supervivencia más que al crecimiento rápido o reproducción, eso explicaría la presencia de estos hongos en los primeros lugares de frecuencia, mas no en el primer lugar.

Las variaciones en las épocas evaluadas relacionadas al incremento o disminución en la frecuencia de ciertos géneros se explicarían debido a la influencia de factores como humedad, aridez y cobertura vegetal, con respecto a esto, Egidi et al. (2019) también mencionan que estos resultan más influyentes en la composición fúngica que algunas propiedades estrictamente edáficas.

Estas variaciones en conteo y en diversidad de géneros observadas en las épocas evaluadas, se ve influenciada principalmente por la humedad del suelo, este parámetro ejerce un papel decisivo en la actividad y diversidad fúngica, Viscarra et al. (2022) indican que esto se da porque la humedad influye directamente en procesos de germinación, crecimiento micelial y descomposición de materia orgánica, también afirma que géneros con requerimientos ecológicos más específicos suelen aparecer en menor frecuencia o restringidos a determinadas condiciones microambientales, como es el caso de *Cunninghamella* o *Acremonium.*

El presente estudio evidenció la presencia del género *Cunninghamella* únicamente en época húmeda, el orden *Mucorales* presenta un crecimiento restringido bajo condiciones de

escasa humedad, con relacion a esto, Domsch et al. (2007) mencionan que, debido a la sensibilidad que presentan sus hifas cenocíticas frente a la desecación estos mayormente predominan en sustratos húmedos y ricos en materia orgánica. Por otro lado, el Institut national de santé publique du Québec señala que el género *Acremonium* presenta alta afinidad por condiciones muy húmedas, esto debido a la producción de esporas mucilaginosas cuya dispersión ocurre principalmente mediante agua, lo que limita su prevalencia en ambientes secos.

Asimismo, para la poca frecuencia de géneros como *Fusarium, Trichoderma* o *Purpureocillium;* Summerell et al. (2010) y Harman et al. (2004) mencionan que factores como la competencia microbiana, la limitada disponibilidad de sustratos específicos, la presencia de condiciones de humedad inestables terminan restringiendo la frecuencia de estos géneros.

Entonces, estos resultados obtenidos revelan que la composición y dinámica de la microbiota fúngica presente en los suelos de Candarave estaría fuertemente vinculada a factores ambientales y microclimáticos, sobretodo disponibilidad hídrica, radiación solar, cobertura vegetal y nivel de perturbación del suelo. Las condiciones áridas y las variaciones ambientales características de la zona favorecerían el predominio de géneros altamente adaptados y ecológicamente versátiles, como *Penicillium, Aspergillus* y hongos dematiáceos, los cuales toleran estrés hídrico, radiación UV y limitación de nutrientes. Además, géneros como *Cunninghamella* y *Acremonium* presentarían una distribución más restringida y estacional esto por sus mayores requerimientos de humedad y menor tolerancia a la desecación.

Referido a levaduras, el aislamiento de *Cryptococcus*, *Rhodotorula* y *Candida* en este estudio respalda el dominio del filo *Basidiomycota*, de la misma manera que en trabajos como el de Yurkov (2018), Monteiro et al. (2020) y Vadkertiová et al. (2017), indican que los suelos suelen evidenciar comunidades de levaduras dominadas por géneros cosmopolitas y altamente adaptables, especialmente *Cryptococcus, Rhodotorula, Candida* y *Debaryomyces*. La diversidad de géneros del presente estudio y estudios como el de Al-Atrash et al. (2021) quienes encontraron a *Cryptococcus* como el género predominante en suelos semiáridos, seguido de *Candida* y otros géneros como *Rhodotorula, Trichosporon, Pichia*, etc; se podría deber a que, a diferencia del presente estudio, dichos autores reportan parámetros con valores óptimos para el desarrollo fúngico (pH, temperatura y humedad).

Connel et al. (2013) explican que el predominio de las especies de *Cryptococcus*, especialmente en suelos áridos, se atribuye principalmente a su capacidad para producir cápsulas de polisacáridos, también mencionan que especies de *Cryptococcus* no utilizan únicamente azucares simples como la mayoría de las especies de levaduras ascomicetas, sino también los demás nutrientes disponibles aumentando su supervivencia en ambientes desfavorables.

Por otro lado, el género *Rhodotorula* es conocido por la producción de pigmentos carotenoides que desempeñan función fotoprotectora y antioxidante, en el trabajo de Libkind et al. (2004) demostraron que, tanto especies del género *Rhodotorula* como *Cryptococcus* pueden sintetizas compuestos fotoprotectores inducidos por radiación UV, las levaduras pigmentadas poseen ventajas ecológicas frente a condiciones ambientales adversas como exposición a radiación UV, variaciones térmicas o estrés hídrico, característicos de la zona de Candarave.

Asimismo, al igual que los hongos filamentosos, en periodos húmedos suele incrementarse significativamente la abundancia de levaduras principalmente al aumento de disponibilidad de nutrientes solubles. Por el contrario, en épocas secas la actividad metabólica de muchas especies se ve reducida o pueden permanecer en estados de resistencia fisiológica, esto explicaría la aparición del género *Candida* únicamente en época húmeda en el presente estudio.

Los resultados del presente trabajo, evidenciaron 3 géneros de hongos fitopatógenos, siendo estos *Fusarium, Alternaria y Stemphylium*; en contraste con el estudio de Rodriguez-Sanchez et al. (2022) los cuales encontraron que el 10% de la comunidad fúngica en suelos áridos de Arequipa eran fitopatógenos, predominando el género *Fusarium*; el cual atribuyen su supervivencia y dominancia a la producción de clamidosporas lo que los mantiene estables en suelos áridos; y seguido de *Alternaria*; también mencionan otros géneros como *Albifimbria, Paramyrothecium, Volutella*, etc; los autores encontraron una correlación positiva entre la concentración de Niquel y presencia de hongos fitopatógenos y, sugieren que las condiciones de estrés edáfico o degradación química podrían favorecer géneros tolerantes, como diversos patógenos del suelo.

En cuanto a Flores-Margez et al. (2020), en suelos áridos de México encontraron diversos géneros patógenos donde se incluyen: *Alternaria, Bipolaris, Phoma, Pythium* y *Fusarium*. Concordando con el presente estudio, donde *Alternaria* también fue el género con mayor

frecuencia; esto se puede deber a que las zonas de Candarave presentan vientos frecuentes y los muestreados por Flores-Margez et al. (2020) son reportados sitios donde se producen tormentas de polvo y; hay estudios como el de Ianovici et al. (2011) que indican que en el aire es mucho mayor la dispersión de conidias de *Alternaria* a la de otros géneros, vinculado a su producción de conidias secas, melanizadas y fácilmente aerosolizables.

El género *Fusarium* ha sido reportado en cultivos de orégano con pudrición radicular en el trabajo de Quispe (2024), quien identificó especies como *F. redolens*, *F. iranicum* y *F. oxysporum*, donde estos dos últimos de acuerdo con la sintomatología en campo, un grado de severidad 3 asociado a la pudrición de corona y raíz, de la misma manera el presente estudio evidencia la presencia del género *Fusarium* en suelo de cultivo de orégano, específicamente la especie *F. oxysporum*. Este hallazgo resulta relevante, debido a que su presencia en el suelo podría representar una fuente potencial de inóculo para el establecimiento y persistencia de enfermedades en el cultivo. Asimismo, la detección de este taxón refuerza la importancia de evaluar la microbiota fúngica edáfica, pues el suelo constituye un reservorio de microorganismos capaces de influir positiva y negativamente sobre la salud vegetal y la productividad agrícola.

La literatura hace énfasis a la importancia de géneros predominantes en suelos como *Penicillium* y *Aspergillus*, y su relevancia en el mantenimiento de un ecosistema edáfico, destacando su reconocido rol saprotrófico dentro del suelo, dado que numerosos miembros de estos géneros participan activamente en la degradación de residuos orgánicos y en el reciclaje de nutrientes, contribuyendo al mantenimiento de procesos edáficos esenciales como la mineralización y disponibilidad de compuestos nutritivos, todo esto asociado al sostenimiento de ciclos biogeoquímicos esenciales del suelo. Asimismo, se ha señalado que estos géneros poseen elevada capacidad de adaptación a ambientes con limitaciones hídricas y variabilidad ambiental, razón por la cual suelen reportarse como componentes dominantes de comunidades fúngicas en ecosistemas áridos y semiáridos.

4.3. Determinación de grupos funcionales fúngicos

La determinación cualitativa de grupos funcionales en este estudio tuvo un resultado donde evidencio la predominancia de hongos proteolíticos (76% de los aislados totales) por encima de los amiloliticos (66% de los aislados totales) y solubilizadores de fosfatos (47% de los

aislados totales); estos últimos son comparables con los resultados que tuvieron Romero et al. (2019), donde el 52,7% de los hongos aislados resultaron positivos por su capacidad para solubilizar fosfatos incluyéndose los géneros *Penicillium, Aspergillus, Trichoderma, Acremonium, Fusarium, Myrothecium y Cladosporium*; siendo *Penicillum* y *Aspergillus* los géneros con más cepas que expresaron respuesta positiva, así como lo indican otras investigaciones como Gizaw et al. (2017), Morales et al. (2011) o Beltrán (2014), este último en su estudio destaca también una cepa del género *Penicillium*, no obstante, en lugar de registrar la presencia del género *Aspergillus*, se destacó una cepa perteneciente al género *Scopulariopsis*.

Se asocia a la producción de ácidos orgánicos como principal mecanismo involucrado en el proceso de solubilización de *Aspergillus* y *Penicillium*, pues al acidificar el medio producto del metabolismo fúngico, los ácidos orgánicos secuestran el ion asociado y dejan disponible el fósforo en forma de ortofosfato (Picone y Zamuner, 2002).

Como se ha descrito en el presente estudio, los resultados demuestran la capacidad de producir enzimas amiloliticas y solubilizar fosfato, evidenciando su potencial participación en procesos relacionados con la dinámica y disponibilidad de nutrientes en el suelo. La presencia de estos géneros con actividades funcionales destacadas coincide con lo reportado por Nath et al. (2014), quienes aislaron especies de *Penicillium*, *Aspergillus, Cladosporium* y *Fusarium* con capacidades solubilizadoras de fosfato, destacando la especie *P. sclerotiorum*. Asimismo, dichos autores también registraron actividad amilolitica, en especies de *Aspergillus*, *Penicillium* y *Cladosporium* y destacan *A. fumigatus* y *A. niger*, géneros y especies encontradas en el presente trabajo. Por otro lado, Reddy & Sreeramulu (2016) aislaron hongos amiloliticos en suelo de la India, donde predominó el género *Aspergillus*, destacando especies como *A. niger* y *Cladosporium cladosporioides* por encima de los demás aislados. Sin embargo, en la presente investigación la especie *Cladosporium cladosporioides* se encuentra clasificado como un "productor débil" de la enzima amilasa, lo que podría estar relacionado a diversos procesos de adaptación ecológica de las cepas al ambiente de origen. Los hongos aislados de suelos áridos suelen enfrentar limitaciones nutricionales y estrés ambiental, tal y como se ha comentado, lo que puede llegar a modificar su metabolismo y, en consecuencia, su producción de enzimas extracelulares.

La actividad proteolítica observada en los aislados obtenidos en el presente estudio confirma el potencial de la comunidad fúngica edáfica para participar en la degradación de compuestos organicos complejos. Entre los géneros evaluados, se destacan *Aspergillus* y *Penicillium*, lo que sugiere una importante contribución funcional de estos taxones en los ecosistemas evaluados. Esto coincide con lo reportado por Maitig et al. (2018) quienes identificaron géneros con actividad proteolitica como: *Aspergillus, Rhizopus, Fusarium y Mucor*, entre estos *A. niger* fue el aislado que mostró la máxima actividad de la enzima. De manera similar, Chandrasekaran et al. (2015), señalaron a *Aspergillus* como un género con notable actividad proteasa, resaltando especies *como A. niger y A. flavus*, también menciona a *Penicillium* y destaca *P. chrysogenum*, resaltando su importancia industrial y biotecnológica. En otro contexto, Tiwari et al. (2019) en suelos de minas de cobre de Malajkhand en la India aislaron hongos extremofilos productores de proteasas corroborando la dominancia del género *Aspergillus*, incluso se menciona que supera a los aislamientos bacterianos también evaluados, también se reporta al género *Alternaria* y concluyen que estos hongos extremófilos de ambientes mineros corresponden a una fuente con alto potencial de proteasas. Todos estos estudios sugieren que la riqueza de hongos aislados del suelo productores de enzimas extracelulares con múltiples aplicaciones industriales se puede aprovechar para procesos biotecnológicos. Maitig et al. (2018) indican que las proteasas microbianas son ampliamente utilizadas en industrias como la alimentaria y tratamiento de residuos, enfatizando en los hongos debido principalmente a su elevada secreción extracelular. Chandrasekaran et al. (2015) destacan a los grupos fúngicos por su adaptabilidad a diferentes condiciones ambientales y su alta capacidad metabólica.

Por otro lado, diversos autores resaltan la importancia de los hongos solubilizadores de fosfatos al presentarse como una alternativa sustentable para optimizar el aprovechamiento del fósforo, aumentar la absorción de este en cultivos agrícolas y reducir impactos ambientales derivados del uso excesivo de fertilizantes químicos.

4.4. Identificación de hongos micorricicos arbusculares

El presente trabajo evidencia la presencia de distintos morfotipos distribuidos en diferentes géneros, reflejando una comunidad micorricica diversa. El género *Glomus* destaca por uno de los más frecuentes, seguido de otros representantes de las familias *Glomeraceae*,

Clareidoglomeraceae y *Acaulosporaceae,* un patrón similar a lo encontrado por Raya Montaño et al. (2019), quienes encontraron 15 morfoespecies en huertos de aguacate, la mayoría perteneciente a la familia *Glomeraceae*, con géneros como *Glomus, Septoglomus y Sclerocystis*. La dominancia de *Glomus* observada en esta investigación coincide con la tendencia descrita por dichos autores, quienes señalan que el éxito ecológico de este género se debe a la capacidad de propagarse eficientemente por redes de micelio extrarradical, mientras que en géneros como *Gigaspora* su establecimiento depende en mayor medida de la germinación de esporas. Estas características podrían explicar la elevada frecuencia de *Glomus*. No obstante, en el presente estudio no se registraron algunos de los taxones reportados por dichos autores, como *Sclerocystis*, lo que sugiere diferencias asociadas a las características ambientales, edáficas o al tipo de vegetación presente en cada ecosistema.

Este estudio refleja un numero de morfotipos menor a lo reportado por Gonzáles-Cortés et al. (2012), en bosques de Pino registraron 39 especies, con predominio del género *Acaulospora* y *Glomus*, entre otros géneros como *Scutellospora, Rhizophagus,* etc; esta diferencia se podría justificar por las características ambientales propias de cada ecosistema, este mismo estudio indica que el factor más importante que consigue variaciones sobre las HMA es la región geográfica, también pueden atribuirse a la variación en las características del suelo, como el pH, en los suelos analizados en esta investigación predominaron condiciones ligeramente ácidas, con valores promedio entre 5 y 6, mientras que Gonzáles-Cortés et al. (2012) reportaron valores cercanos a la neutralidad (6–7). Con relacion a ello, Isobe et al. (2007) encontraron mayores densidades de esporas en suelos con pH comprendido entre 6 y 8, mientras que condiciones más ácidas o alcalinas tienden a reducir la esporulación. Asimismo, señalan que altas concentraciones de fósforo disponible pueden disminuir la producción, supervivencia y germinación de esporas de HMA. Por lo tanto, las características fisicoquímicas de los suelos en el presente estudio podrían haber influido tanto en la riqueza de morfotipos como en la densidad de esporas observada. Varela y Trejo (2001) y Pérez-Luna et al. (2012) indican que prácticas como el establecimiento de monocultivos y la aplicación de agroquímicos pueden modificar la diversidad de especies de HMA al ejercer presión de selección sobre sus comunidades. La determinación de especies de HMA corresponde a investigaciones de importancia biotecnológica y agrícola pues, favorecen el crecimiento radical de los cultivos, aumentan la absorción de agua y nutrientes y mejoran la tolerancia de las plantas frente a sequía y salinidad.

CONCLUSIONES

Se cuantificó e identificó la micobiota filamentosa presente en suelos de la provincia de Candarave, obteniendo valores que oscilaron entre $1,3 \times 10^4$ y $2,7 \times 10^5$ UFC/g, siendo la época húmeda y los suelos agrícolas donde se registraron mayores valores y, teniendo un total de 21 aislados donde el género *Penicillium* presentó la mayor frecuencia en ambas épocas con más del 50% de los aislados para ambas épocas. El segundo género más frecuente fue *Aspergillus*, y lo siguieron hongos dematiáceos de los géneros *Alternaria* y *Ulocladium*; evidenciando una comunidad fúngica adaptada a las condiciones edáficas y climáticas del ecosistema.

Se cuantificó e identificó las levaduras presentes en suelos de la provincia de Candarave, obteniendo valores que oscilaron entre $3,5 \times 10^3$ y $1,80 \times 10^4$ UFC/g, siendo en su mayoría la época húmeda donde se registraron mayores valores y en suelos agrícolas; aislándose 3 géneros predominando *Cryptococcus*; con una frecuencia superior al 60% del total de aislados para ambas épocas; seguido del género *Rhodotorula* y por último *Candida*, apareciendo solo en época húmeda, esto sugiere una distribución influenciada por condiciones ambientales del suelo.

Se confirmó la presencia de hongos potencialmente fitopatógenos en los suelos evaluados, identificándose géneros como *Fusarium, Alternaria, Stemphylium*, Su detección sugiere la existencia de reservorios naturales de hongos con potencial impacto sobre cultivos.

Se identificaron diferentes grupos funcionales de hongos con potencial amilolítico, proteolítico y fosfato-solubilizador, donde el grupo proteolítico presentó la mayor incidencia con 16 especies, seguido del grupo amilolítico con 13 especies mientras que, los solubilizadores de fosfato mostraron la menor incidencia con 10 especies, todas estas actividades funcionales destacan a *Penicillium* como dominante sobre otros géneros.

Se identificaron esporas de hongos micorrícicos arbusculares, evidenciando 11 morfotipos distintos, agrupados en seis géneros: *Scutellospora, Acaulospora, Glomus, Clareidoglomus, Funneliformis* y *Septoglomus*; esto evidencia la presencia de simbiontes potencialmente asociados al mantenimiento de la fertilidad del suelo en ecosistemas agrícolas y naturales de Candarave.

RECOMENDACIONES

Complementar la identificación taxonómica de los aislados mediante herramientas moleculares, con el fin de confirmar especies morfológicamente similares y mejorar la resolución taxonómica de géneros con elevada variabilidad fenotípica.

Incorporar a futuro pruebas funcionales con evaluaciones cuantitativas de actividad enzimática y capacidad de solubilización de nutrientes, permitiendo estimar con mayor precisión el potencial metabólico.

Se recomienda realizar ensayos de patogenicidad y confirmación molecular en los aislados potencialmente fitopatógenos, con la finalidad de determinar su capacidad infectiva real.

Se recomienda profundizar en la caracterización de hongos micorrícicos arbusculares mediante estudios de colonización radical y diversidad molecular.

Se recomienda la realización de estudios de hongos con importancia biotecnológica en la zona de Candarave.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abril A. ¿Son los microorganismos edáficos buenos indicadores de impacto productivo

Al-Atrash, M. K., Khadur, Z. K., & Khadim, A. A. (2021). Soil yeast abundance and diversity assessment in a hot climatic region, semi-arid ecosystem. Saudi Journal of Biological Sciences, 28(9), 4975–4985.

Almaraz-Sánchez, A., Alvarado-Rosales, D., Tlapal-Bolaños, B., & Espinoza-Victoria, D. (2012). Identificación de hongos antagonistas a Phytophthora cinnamomi Rands en bosques de encino de El Arrayanal, Colima y Tecoanapa, Guerrero. Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente, 18(3), 341–355. https://doi.org/10.5154/r.rchscfa.2011.06.043

Álvarez Ríos, Á. R., & Ortiz Valbuena, D. E. (2022). Análisis microbiológico de la calidad del suelo en el sector de la Ptar salitre, barrio Santa Cecilia-Suba.

Andrade, F. H., Taboada, M. A., Lema, R. D., Maceira, N. O., Echeverria, H. E., Posse Beaulieu, G & Mastrangelo, M. E. (2017). Los desafíos de la agricultura argentina: satisfacer las futuras demandas y reducir el impacto ambiental. Ediciones INTA.

Arenz BE, Blanchette RA (2011) Distribution and abundance of soil fungi in Antarctica at sites on the Peninsula, Ross Sea Region and McMurdo Dry Valleys. Soil Biol Biochem 43:308–315

Arenz BE, Held BW, Jurgens JA, Farrell RL, Blanchette RA (2006) Fungal diversity in soils and historic wood from the Ross Sea region of Antarctica. Soil Biol Biochem 38:3057–3064

Aro Aro, R. (2020). Efecto de la infiltración del agua en los reducidos tramos de las laderas de Quilahuani provincia de Candarave–Tacna.

ASTA. (2024). Stemphylium *vesicarium*. ASTA Pest Database. https://phytodatabase.org/detail/pest/520

Ayala Niño, F., Maya Delgado, Y., & Troyo Diéguez, E. (2018). Almacenamiento y flujo de carbono en suelos áridos como servicio ambiental: Un ejemplo en el noroeste de México. Terra Latinoamericana, 36(2), 93–104.

Ayan, L. R., Coutiño, P. M., González, M. M., Vázquez, R. L., & Hernández, F. G. (2021). Microorganismos del suelo y sus usos potenciales en la agricultura frente al escenario del cambio climático. Magna Scientia UCEVA, 1(1), 104-117.

Beltrán Pineda, M. E. (2014). Hongos solubilizadores de fosfato en suelo de páramo cultivado con papa (Solanum tuberosum) / Phosphate solubilizing fungi in páramo soil cultivated with potato (Solanum tuberosum). Ciencia en Desarrollo, 5(2), 145–154.

Boro, N. y Narzary, D. (2022). Hongos amilolíticos en el fermento cervecero étnico “emao” y sus propiedades cerveceras. Fronteras en Sistemas Alimentarios Sostenibles , 6 , 869430.

Brundrett, M; Bouguer, N; Dell, B; Malajczuck, N. (1996). Working with mycorrhizae in forestry and agriculture. Canberra, AU. ACIAR Monograph 32.374. Pirie Printers. 369 p.

Brussaard, L., De Ruiter, P. C., & Brown, G. G. (2007). Soil biodiversity for agricultural sustainability. Agriculture, ecosystems & environment, 121(3), 233-244.

Cabrera, J. W. (2016). Sequía agrícola, cambio climático y mitigación en Candarave, Tacna. Ministerio del Ambiente.

Capia Arenas, R. J. F. B. (2025). Efecto del compost y yeso agrícola en la remediación de suelos salinos en la zona 5 de la Yarada, Tacna. Ciencia y educación, 6(7.1), 99-112

Cardona, GI, Peña-Venegas, CP y Ruiz-García, M. (2009). Comunidades de hongos actinomicetos en tres tipos de vegetación de la Amazonia colombiana: abundancia, morfotipos y el gen 16s ADNr. Revista de biología tropical , 57 (4), 1119-1139.

Chacón, AMC y González, M. (2024). Micorrizas Autóctonas como Indicadores de Salud y Calidad del Suelo. RECITIUTM , 10 (2), 51-64.

Chandrasekaran, S., Kumaresan, S. S. P., & Manavalan, M. (2015). Production and optimization of protease by filamentous fungus isolated from paddy soil in Thiruvarur District Tamilnadu. Journal of Applied Biology and Biotechnology, 3(6), 66–69.

Chao, L.; Ma, X.; Tsetsegmaa, M.; Zheng, Y.; Qu, H.; Dai, Y.; Li, J.; Bao. (2022). Response of Soil Microbial Community Composition and Diversity at Different Gradients of Grassland Degradation in Central Mongolia. Agriculture, 12(1430).

Connell, L. B., Rodriguez, R. R., Redman, R. S., & Dalluge, J. J. (2013). Cold-adapted yeasts in Antarctic deserts. En R. Margesin (Ed.), Cold-adapted microorganisms (pp. 75–98). Springer.

Covacevich, F., & Consolo, V. F. (2014). Herramientas para el estudio y manipulación de hongos micorrícicos arbusculares y *Trichoderma*. Universidad Nacional de Mar del Plata.

Crop Protection Network. (2023). Stemphylium leaf spot of alfalfa. Crop Protection Network.

Dacal de Tomás, M. (2021). Regulación microbiana de los efectos del cambio climático en los ecosistemas a distintas escalas espaciotemporales

Daunoras, J., Kačergius, A., & Gudiukaitė, R. (2024). Role of soil microbiota enzymes in soil health and activity changes depending on climate change and the type of soil ecosystem. Biology, 13(2), 85.

De la Cruz, G., Huerta, A., Franco-León, P., Pino-Vargas, E., Ramos-Fernández, L., & Lavado-Casimiro, W. (2025). Future Climate Projections for Tacna, Peru: Assessing Changes in Temperature and Precipitation. Atmosphere, 16(2), 144.

De la Cruz, J. A., Camenzind, T., Xu, B., & Rillig, M. C. (2024). Limited role of fungal diversity in maintaining soil processes in grassland soil under concurrent fungicide stress. Environmental Sciences Europe, 36(1), 156.

Delgado-Baquerizo, M., Maestre, F. T., Reich, P. B., et al. (2017). Microbial diversity drives multifunctionality in terrestrial ecosystems. Nature Communications, 8, 960.

Delgado-Baquerizo, M., Oliverio, A. M., Brewer, T. E., et al. (2018). A global atlas of the dominant bacteria found in soil. Science, 359(6373), 320–325.

Domsch, K. H., Gams, W., & Anderson, T. H. (2007). Compendium of soil fungi (2nd ed.). IHW-Verlag.

Dong, L., Li, J., Sun, J. y Yang, C. (2021). Soil degradation influences soil bacterial and fungal community diversity in overgrazed alpine meadows of the Qinghai-Tibet Plateau. Scientific reports, 11(11538).

Du, C., Geng, Z., Wang, Q., Zhang, T., and Wang, Y. (2017). Variations in bacterial and fungal communities through soil depth profiles in a Betula albosinensis forest. J. Microbiol. 55, 684–693. doi: 10.1007/s12275-017-6466-8

Egidi, E., Delgado-Baquerizo, M., Plett, J.M. et al. A few *Ascomycota* taxa dominate soil fungal communities worldwide. Nat Commun 10, 2369 (2019).

Ellouze, W., Taheri, A. E., Bainard, L. D., Yang, C., Bazghaleh, N., Navarro-Borrell, A., Hanson, K., & Hamel, C. (2014). Soil Fungal Resources in Annual Cropping Systems and Their Potential for Management. BioMed Research International, 2014, 1-15.

Emebiri, L., & Nwufo, M. I. (1990). Pod rots of fluted pumpkin (Telfairia occidentalis Hook. F.) in Imo State, *Niger*ia. International Biodeterioration, 26(1), 63–68.

Espinosa M. (2023). Estudio del Manejo con Enfoque Agroecológico y Convencional Sobre Microorganismos y Propiedades del Suelo de un Viñedo De Mendoza, Argentina

Estrada Mejía, R. E., Mifflin Revilla, G. A., Oviedo Valencia, H. P., & Peralta Meléndez, J. C. (2017). Planeamiento estratégico para la provincia de Candarave - Tacna. Pontificia Universidad Católica del Perú.

Estrada, M., Rachell, J., Herrera, R., Rodríguez, LL, Montañez, D., Navarro, G., & Martínez, Á. (2025). Aislamiento e identificación de la micobiota de suelos dedicados al cultivo de tomate en Azuero. Ciencia Agropecuaria , (40), 100-124.

FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). 2004. Carbon sequestration in drylands. Report on World Soil Resources, No.102. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rome, Italy. ISBN 92-5-105230-1.

Fernandez, C. W., Nguyen, N. H., Stefanski, A., Han, Y., Hobbie, S. E., Montgomery, R. A., Reich, P. B., Kennedy, P. G., & Shade, A. (2017). Distributions of fungal melanin across species and soils. Soil Biology and Biochemistry, 113, 285–293. https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2017.05.030

Ferreira-Crespo P et al. (2023). *Fusarium sacchari* associated with stem rot of sweet corn in Brazil. Pesquisa Agropecuária Tropical 53: e74263.

Fierer, N. (2017). Embracing the unknown: Disentangling the complexities of the soil microbiome. Nature Reviews Microbiology, 15(10), 579–590.

Flores-Margez, J. P., Jiménez-Cervantes, J. A., Hernández-Escamilla, J. A., Olivas-Enríquez, E., Osuna-Ávila, P., Shukla, M. K., González-Delgado, A., & DuBois, D. W. (2020). Fungal genus detected in soils of Chihuahuan Desert during dust storms along United States–Mexico border [Detección de géneros de hongos en suelos del desierto de Chihuahua durante tormentas de polvo en la frontera entre México y Estados Unidos]. Terra Latinoamericana, 38(4), 725–734.

Fountain, J. C., Scully, B. T., Ni, X., Kemerait, R. C., Lee, R. D., Chen, Z.-Y., & Guo, B. (2014). Environmental influences on maize-*Aspergillus flavus* interactions and aflatoxin production. Frontiers in Microbiology, 5, 40.

Franco León, P., & Sulca Quispe, L. (2008). *Evaluación socio-ambiental del Bofedal Huaytire de la provincia de Candarave – Tacna*. Ciencia & Desarrollo, (12).

Gamio Aita, P. (2022). Pandemia, cambio climático y el Perú.

García-Calderón, N. E. 2011. Los ecosistemas como factor geográfico de distribución de suelos. pp. 99-118. In: P. Krasilnikov, F. J. Jiménez-Nava, T. R. Trujillo, N. E. García-Calderón (eds.). Geografía de suelos de México. UNAM Facultad de Ciencias. México, D. F.

Gelvez, I., Moreno, J., & Santos, A. (2020). GUÍA DE MUESTREO DE SUELO Para análisis microbiológico.

Gizaw, B., Z. Tsegay, G. Tefera, E. Aynalem, M. Wassie y E. Abatneh. 2017. Phosphate solubilizing fungi isolated and characterized from Teff rhizosphere soil collected from North Showa zone, Ethiopia. African Journal of Microbiology Research 11(17): 687-696.

Gonzales Ugaz, C., Espejo Segovia, C., & Campos Maguiña, K. (s. f.). *Perfil climático – Provincia de Candarave*

González-Cortés, JC, Vega-Fraga, M., Varela-Fregoso, L., Martínez-Trujillo, M., Carreón-Abud, Y., & Gavito, ME (2012). Comunidades de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) y cambio de uso de la tierra: la conversión de bosques templados a plantaciones de aguacate y campos de maíz en el centro de México. Ecología de hongos , 5 (1), 16-23.

Goodfellow, M & S.T. Williams. 1983. Ecology of Actinomycetes. Ann. Rev. Microbial. 37: 189-216.

Grishkan, I., Korol-Gold, T., & Nevo, E. (2022). Microclimatic, climatic, and anthropogenic factors strongly affect cultivable soil microfungal communities at a canyon in the Mediterranean region. Persoonia - Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi, 48, 1–15. https://doi.org/10.3767/persoonia.2022.48.01

Guo, X., Feng, J., Shi, Z. et al. Climate warming leads to divergent succession of grassland microbial communities. Nature Clim Change 8, 813–818 (2018).

Gupta, A., Singh, U. B., Sahu, P. K., Paul, S., Kumar, A., Malviya, D., ... & Saxena, A. K. (2022). Linking soil microbial diversity to modern agriculture practices: a review. International Journal of Environmental Research and Public Health, 19(5), 3141.

Harman, G. E., Howell, C. R., Viterbo, A., Chet, I., & Lorito, M. (2004). *Trichoderma* species—Opportunistic, avirulent plant symbionts. Nature Reviews Microbiology, 2(1), 43–56.

Hyde KD, Xu JC, Rapior S, Jeewon R et al. 2019 – The amazing potential of fungi: 50 ways we can exploit fungi industrially. Fungal Diversity 97, 1–136

Ianovici, N., Dumbravă-Dodoacă, M., Filimon, M. N., & Sinitean, A. (2011). A comparative aeromycological study of the incidence of allergenic spores in outdoor environment. Analele Universităţii din Oradea, Fascicula Biologie, 18(1), 88–98.

Institut national de santé publique du Québec. (s.f.). *Acremonium* spp. https://www.inspq.qc.ca/en/node/369

Instituto Nacional de Defensa Civil (INDECI). (s.f.). Estudio de caracterización de la provincia de Candarave, Tacna.

Instituto Nacional de Estadística e Informática (INEI). (2016). Aspectos geográficos del departamento de Tacna.

International Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM). (s. f.). *Species descriptions*. University of Kansas. https://invam.ku.edu/species-descriptions

Isobe K, Aizawa E, Iguchi Y, Ishii R, 2007. Distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in upland field soils of Japan. 1. Relationship between spore density and the soil environmental factor. Plant Production Science 10: 122e128

Jansson, JK, y Hofmockel, KS (2020). Microbiomas del suelo y cambio climático. Nature Reviews Microbiology , 18 (1), 35-46.

Johannes Rousk, J & Bååth, E (2011). Growth of saprotrophic fungi and bacteria in soil, FEMS Microbiology Ecology, Volume 78, Issue 1, Pages 17–30.

Kibblewhite, M. G., Ritz, K., & Swift, M. J. (2008). Soil health in agricultural systems. Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences, 363(1492), 685-701.

Kopittke, P. M., Menzies, N. W., Wang, P., McKenna, B. A., & Lombi, E. (2019). Soil and the intensification of agriculture for global food security. Environment international, 132, 105078.

Kurtzman, C. P., Fell, J. W., & Boekhout, T. (Eds.). (2011). The yeasts: A taxonomic study (5th ed.). Elsevier

Ladera, HFL, Sánchez, PLC, & Mendoza, PM (2021). Evaluación del complejo enzimático celulasa en hongos nativos del Perú. Revista del Instituto de investigación de la Facultad de minas, metalurgia y ciencias geográficas , 24 (48), 323-328.

Lahlali R. y Hijri M., Detección, identificación y evaluación de posibles hongos endófitos de biocontrol contra Rhizoctonia solani AG3 en plantas de papa , FEMS Microbiology Letters . (2010) 311 , n.º 2, 152-159.

Lal, R. (2020). Soil organic matter and water retention. Agronomy Journal, 112(5), 3265–3277.

Lal, R., Bouma, J., Brevik, E., Dawson, L., Field, D. J., Glaser, B., ... & Zhang, J. (2021). Soils and sustainable development goals of the United Nations: An International Union of Soil Sciences perspective. Geoderma Regional, 25, e00398.

Laurence, M. H., Summerell, B. A., & Liew, E. C. Y. (2015). *Fusarium* species associated with grasses and cereals in tropical and subtropical regions. Plant Pathology, 64(6), 1225–1237.

Libkind, D., Pérez, A. P., Sommaruga, R., Diéguez, M. C., Ferraro, M., Brizzio, S., Zagarese, H., & van Broock, M. (2004). Constitutive and UV-inducible synthesis of photoprotective compounds (carotenoids and mycosporines) by freshwater yeasts. Photochemical & Photobiological Sciences, 3(3), 281–286.

Lindo-Seminario, D. E., Mendez-Farroñan, S. J., Jahuira-Arias, M. H., Casanova-Núñez-Melgar, D. P., & Morales-Pizarro, A. (2026). Efecto comparativo de dos sistemas de riego en la comunidad de hongos rizosféricos y productividad del olivo en Tacna, Perú. Bioagro, 38(1), 523–532. https://doi.org/10.51372/bioagro381.11

Liu, J., Wang, C., Guo, Z., Xu, A., Pan, K. y Pan, X. (2022). Los efectos del clima en la diversidad microbiana del suelo cambian después de la agricultura intensiva en regiones áridas y semiáridas. Science of the Total Environment , 821 , 153075.

Llanos, K. A. L. (2021). Evaluación de la pérdida de tierras de cultivo por el déficit hídrico en el distrito de Curibaya, provincia de Candarave, Tacna entre el periodo 1962–2017 (Tesis de licenciatura). Pontificia Universidad Católica del Perú

López Herazo, R. A., Montenegro Martínez, A. F., & Plata Rivera, A. J. (2023). Efecto del cambio climático sobre el microbioma de la rizosfera del suelo (CO2 elevado).

Lumley, T. C., Gignac L. D., & Currah, R. S. (2001). Microfungus communities of white spruce and trembling aspen logs at different decay stages in disturbed and undisturbed sites in the boreal mixed wood region of Alberta. Canadian Journal of Botany, 79, 76–92. Obtenido de http://www.nrcresearchpress.com/doi/ abs/10.1139/b00-135

Luo, X., Liu, K., Shen, Y., Yao, G., Yang, W., Mortimer, P. E., & Gui, H. (2021). Fungal community composition and diversity vary with soil horizons in a subtropical forest. Frontiers in Microbiology, 12, 650440.

Ma, L.-J., Geiser, D. M., Proctor, R. H., Rooney, A. P., O'Donnell, K., Trail, F., Gardiner, D. M., Manners, J. M., & Kazan, K. (2013). *Fusarium* pathogenomics. Annual Review of Microbiology, 67, 399–416.

Maestre, F. T., Delgado-Baquerizo, M., Jeffries, T. C., et al. (2015). Increasing aridity reduces soil microbial diversity and abundance. PNAS, 112(51), 15684–15689.

Magan N., Medina A., Aldred D. Possible climate-change effects on mycotoxin contamination of food crops pre- and postharvest. Plant Pathol., 2011, 60(1): 150-163.

Maitig, AMA, Alhoot, MA y Tiwari, K. (2018). Aislamiento y cribado de la enzima proteasa extracelular de aislamientos fúngicos del suelo. Journal of Pure & Applied Microbiology , 12 (4).

Mandal, A., Sarkar, B., Mandal, S., & Vithanage, M. (2020). Impact of agrochemicals on soil health. Agrochemicals detection, treatment and remediation, 161–187.

Mangodo C, Adeyemi T, Bakpolor V, and Adegboyega D. (2020). Impact of Microorganisms on Climate Change: A Review. World News of Natural Sciences, 36–47.

Martínez, V. O., Valenzuela, F. E., & Godoy, B. R. (2005). Hongos aislados desde suelos de bosque de Araucaria-Nothofagus después de un incendio en el parque nacional Tolhuaca. Boletín Micologíco, 20, 35–39. Obtenido de http://micologia.uv.cl/images/ stories/article/17/1.5araucaria_notofagus.pdf

Masalu, R. (2016). Enzimas ligninolíticas del hongo aislado de suelo contaminado con estiércol de vaca. Revista de Ciencias de Tanzania , 42 (1), 84-92.

McLean KL, Hunt JS , Stewart A. , Wite D. , Porter IJ y Villalta O. , Compatibilidad de un agente de biocontrol de *Trichoderma* atroviride con prácticas de manejo de cultivos de Allium , Crop Protection . (2012) 33 , 94–100.

Medina-García, L.R., 2016. La agricultura, la sanidad y los hongos micorrízicos arbusculares: una necesidad, un problema y una alternativa. Cultivos Tropicales 37: 42-49. Doi: 10.13140/ RG.2.1.1117.9765

Meena, R. S; Kumar, S; Datta, R; Vijayakumar, V; Brtnicky, M; & Marfo, T. D. (2020). Impact of agrochemicals on soil microbiota and management: A review. Land. 9(2), 34.

Mendoza-Churape, J., Apáez-Barrios, P., Raya-Montaño, Y. A., Pedraza-Santos, M. E., Aguirre-Paleo, S., Vargas-Sandoval, M., & Lara-Chávez, M. B. N. (2021). Diversidad de hongos micorrizógenos arbusculares en monocultivo de trigo en Michoacán, México. Scientia Fungorum, 51, e1369.

Mestre, M. C., Libkind, D., & Fontenla, S. (2007). Comparación de condiciones de cultivo para el aislamiento y recuento simultáneo de levaduras de suelos de bosques nativos de Nothofagus spp. (Fagaceae) de la Patagonia Argentina. Revista Argentina de Microbiología, 39(4), 227–232.

Michielse CB, Rep M. (2009). Pathogen profile update: *Fusarium oxysporum*. Molecular Plant Pathology 10(3):311–324.

Mitra, B; Chowdhury, A; Dey, P., Hazra, K. K., Sinha, A., Hossain, A., & Meena, R. S. (2021). Use of agrochemicals in agriculture: alarming issues and solutions. Input use efficiency for food and environmental security, 85-122.

Molina Tuesta, MI (2013). Estudio socioeconómico de la crianza de ovinos (Ovis aries) en el distrito de Quilahuani provincia de Candarave–Tacna–2012.

Montaño-Roldan, VL, Caicedo, OLP, Vega, AAG, Vélez, CE Á., & Tambaco, AJC (2023). El cambio climático y sus efectos en la biodiversidad en Perú. Revista Iberoamericana de Estudios de Ingeniería y Tecnología , 3 (2), 34-42.

Morales, A., M. Alvear, E. Valenzuela, C. E. Castillo y F. Borie. 2011. Screening, evaluation and selection of phosphate-solubilising fungi as potential biofertiliser. Journal of Soil Science and Plant Nutrition 11(4): 89-103. DOI: https://doi.org/10.4067/S0718-95162011000400007

Moreira, G.A., Pires, E.C., Barreto, C.C., & Vale, H.M. (2020). Total fungi and yeast distribution in soils over native and modified vegetation in central Brazil. Revista Brasileira De Ciencia Do Solo, 44.

Nath, R., Sharma, G. D., & Barooah, M. (2014). Phosphate solubilization, siderophore production and extracellular enzyme production activities of endophytic fungi isolated from tea (Camellia sinensis) bushes of Assam, India. Annals of Microbiology, 65, 1449–1459

Navarro Guzmán, M. A., Jove Chipana, C. A., & Ignacio Apaza, J. M. (2020). Modelamiento de nichos ecológicos de flora amenazada para escenarios de cambio climático en el departamento de Tacna-Perú. Colombia forestal, 23(1), 51-67.)

Nuñez, W. E., Sotomayor, D. A., Ballardo, C. V., & Herrera, E. (2023). Potencial de la biomasa fúngica: producción y mecanismos de biorremediación de metales pesados del compost de residuos sólidos orgánicos municipales. Scientia Agropecuaria, 14(1), 79-91.

Paco-Pérez, V., Loza-Murguia, M., Vino-Nina, L., Calani-Bueno, E., & Serrano-Canaviri, T. (2017). Población fúngica en suelos productores de quinua (Chenopodium quinoa Willd), bajo diferentes sistemas de manejo en la comunidad Kerecaya Municipio de Salinas de Garci Mendoza. Revista de la Sociedad de Investigación Selva Andina , 8 (1), 26-47.

Paul, E. A. (Ed.). (2007). Soil microbiology, ecology, and biochemistry (3rd ed.). Academic Press.

Pérez-Luna, Y. C.; Álvarez-Solís, J. D.; Mendoza-Vega, J.; Pat-Fernández, J. M.; Gómez-Álvarez, R. y Cuevas, L. 2012. Diversidad de hongos micorrícicos arbusculares en maíz con cultivo de cobertura y biofertilizantes en Chiapas, México. Gayana Bot. 69(1):46-56.

Picone, L. y E. Zamuner . 2002. Fósforo orgánico y fertilidad fosfórica. Informaciones Agronómicas del Cono Sur 16: 11-15.

Pino, E. & Olivera, F. (2024). Efecto del agua de riego y la precipitación sobre la estabilidad de laderas, Quilahuani, Candarave, Tacna-Perú. Revista Científica Cuadernos de Investigación, 2, 1-14.

Powell, C; Bagyaraj, D. (2000). MA Mycorrhiza. Florida. Printed in the United States. 32 p.

Raya Montaño, YA, Apáez Barrios, P., Aguirre Paleo, S., Vargas Sandoval, M., Paz Da Silva, R., & Lara-Chávez, MBN (2019). Identificación de hongos micorrizógenos arbusculares en huertos de aguacate de Uruapan, Michoacán. Revista mexicana de ciencias agrícolas , 10 (SPE23), 267-276.

Reddy, PL, & Sreeramulu, A. (2016). Aislamiento y cribado de hongos amilolíticos de diferentes muestras de suelo del distrito de Chittoor. Journal of Pharmaceutical and Biological Sciences , 4 (3), 92.

Reyes, I., & Valery, A. (2007). Efecto de la fertilidad del suelo sobre la microbiota y la promoción del crecimiento del maíz (Zea mays L.) con Azotobacter spp. Bioagro, 19(3), 135–145.

Ricardo Ricardo, G. B. (2022). Estado físico, químico y microbiológico del suelo en cultivo del banano Cavendish y de la palma africana Damasson 007 en la provincia de Los Ríos-Quevedo (Bachelor's thesis, La Libertad: Universidad Estatal Península de Santa Elena. 2022).

Ritz, K., & Young, Iain M. (2004). Interactions between soil structure and fungi. Mycologist.18(2):52-59. doi:10.1017/S0269915X04002010

Rodriguez-Sanchez, A., Tomasek, A., McMillan, S., Yufra, S., Yupanqui, M., Rondon, R., & Hoagland, L. (2022). Composition and potential functional roles of soil fungal communities on arid farms in Arequipa (Southern Peru) characterized using SMRT sequencing. Applied Soil Ecology, 169, 104228

Romero Fernández, A. de J., Arias Mota, R. M., & Mendoza-Villarreal, R. (2019). Isolation and selection of solubilizing phosphate soil fungi native to Coahuila state, Mexico. Acta Botanica Mexicana, 126, e1390.

Rotem, J. (1994). The genus *Alternaria*: Biology, epidemiology, and pathogenicity. APS Press.

Rousk, J., & Bååth, E. (2007). Fungal biomass production and turnover in soil estimated using the acetate-in-ergosterol technique. Soil Biology and Biochemistry, 39(8), 2173-2177.

Salavarría Jimenez. K. (2023). Influencia de la microbiota del suelo en la producción bananera de la provincia de Los Ríos.

Schahovskoy, NC, Gabbarini, L., Rojas, JM, Wilson, MG, & Toledo, DM Actividad enzimática como indicador de calidad de suelos bajo huertas de la provincia del Chaco.

Segal-Kischinevzky, C., Romero-Aguilar, L., Alcaraz, L. D., López-Ortiz, G., Martínez-Castillo, B., Torres-Ramírez, N., Sandoval, G., & González, J. (2022). Yeasts inhabiting extreme environments and their biotechnological applications. Microorganisms, 10(4), 794.

SENASA (2023). MANUAL DE PRODUCCIÓN Y USO DE HONGOS ANTAGONISTAS.

Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú (2021). Informe Técnico.

Sharma, S., Anand, G., Singh, N., & Kapoor, R. (2017). Arbuscular mycorrhiza augments arsenic tolerance in wheat (Triticum aestivum L.) by strengthening antioxidant defense system and thiol metabolism. *Frontiers in Plant Science*, 8(June), 1-21.

Shukla N., Awasthi RP, Rawat L. y Kumar J. , Respuestas bioquímicas y fisiológicas del arroz (Oryza sativa L.) influenciadas por *Trichoderma harzianum* bajo estrés por sequía , Plant Physiology and Biochemistry . (2012) 54 , 78–88.

Silver, W. L., Perez, T., Mayer, A., & Jones, A. R. (2021). The role of soil in the contribution of food and feed. Philosophical Transactions of the Royal Society B, 376(1834), 20200181.

Soler Pérez, JE (2023). Evaluación de grupos funcionales fúngicos en suelo de explotación ladrillera tratado con enmiendas orgánicas (Cogua, Cundinamarca).

SUMAMAD (Sustainable Management of Marginal Drylands). 2014. Drylands. Sustaining Livelihoods and Conserving Ecosystem Services. The United Nations University. Ontario, Canada.

Summerell, B. A., Laurence, M. H., Liew, E. C. Y., & Leslie, J. F. (2010). Biogeography and phylogeography of *Fusarium*: A review. Fungal Diversity, 44, 3–13. https://doi.org/10.1007/s13225-010-0060-2

Tabatabai, MA y Bremner, JM (1970). Actividad arilsulfatasa de los suelos. Revista de la Sociedad de Ciencias del Suelo de América, 34(2), 225. doi:10.2136/sssaj1970.03615995003400020016x.

Tedersoo, L., Bahram, M., Põlme, S., et al. (2014). Global diversity and geography of soil fungi. Science, 346(6213), 1256688.

Tejada, G.; Huisa, C.; Sarmiento, Z. y Cerdeña, R. (2005). Estudio Geológico - Minero y Geoeconómico Preliminar de un Yacimientos de Sílice (Cuarcita) en Candarave 84. Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann de Tacna

Thomma BPHJ. (2003). *Alternaria* spp.: from general saprophyte to specific parasite. Molecular Plant Pathology 4(4):225–236.

Tiwari, R., Yadav, A. S., & Gothalwal, R. (2019). Study the proteolytic activity of extremophilic fungi isolated from the soil of the copper mines of Malajkhand: Isolation and

characterization of proteolytic extremophilic fungi from copper mines soil. Journal of Advances and Scholarly Researches in Allied Education, 16(6), 121–123.

Torres, MV y Lizarazo, LM (2006). Evaluación de grupos funcionales (ciclo del C, N, P) y actividad de la fosfatasa ácida en dos suelos agrícolas del departamento de Boyacá (Colombia). Agronomía Colombiana , 24 (2), 317-325.

Vadkertiová, R., Dudášová, H., & Balaščáková, M. (2017). Yeasts in agricultural and managed soils. En T. Buzzini, M. Lachance, & A. Yurkov (Eds.), Yeasts in Natural Ecosystems: Diversity (pp. 117–144).

Valenzuela, E., Díaz, P., Aranda, C., Martínez, O. y Godoy, R. (2014). Cultivo de cepas de levaduras de suelo trumao en «Vinaza». Boletín Micológico , 29 (2).

Valenzuela, E., Toro, V., Martínez, O. y Pinochet, D. (2005). Determinación de fosfatasas en hongos de praderas. Boletín Micológico , 20 .

Varela, L. y Trejo, D. 2001. Los hongos micorrizógenos arbusculares como componentes de la biodiversidad del suelo en México. Acta Zool. Mex. 1(1):39-51.

Vega Moreno, AJ (2019). Caracterización de la diversidad microbiana presente en suelos de tres ecosistemas de la microcuenca del río Chimborazo.

Viscarra Rossel, R. A., Yang, Y., Bissett, A., Behrens, T., Dixon, K., Nevill, P., & Li, S. (2022). Environmental controls of soil fungal abundance and diversity in Australia's diverse ecosystems. Soil Biology and Biochemistry, 171, 108730. https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2022.108730

Wang W, Li Y, Wang H, Zu Y (2014) Diferencias en las actividades de ocho enzimas de diez hongos del suelo y sus posibles influencias en la estructura superficial, los grupos funcionales y la composición elemental de los coloides del suelo. PLoS ONE 9(11): e111740. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0111740

Warcup, J. H. (1950). The soil-plate method for isolation of fungi from soil. Nature, 166, 117–118.

Watanabe, T. (2010). Pictorial Atlas of Soil and Seed Fungi Morphologies of Cultured Fungi and Key to Species.Third Edition. Taylor and Francis Group, LLC.

Wietse de Boer, Larissa B. Folman, Richard C. Summerbell, Lynne Boddy, Living in a fungal world: impact of fungi on soil bacterial niche development, FEMS Microbiology Reviews, Volume 29, Issue 4, September 2005, Pages 795 -811.

Yang, T., Adams, J. M., Shi, Y., Sun, H. B., Cheng, L., Zhang, Y. J., et al. (2017). Fungal community assemblages in a high elevation desert environment: absence of dispersal limitation and edaphic effects in surface soil. Soil Biol. Biochem. 115, 393–402. doi: 10.1016/j.soilbio.2017.09.013

Yates, M. V., Nakatsu, C. H., Miller, R. V., & Pillai, S. D. (Eds.). (2016). Manual of environmental microbiology (4th ed.). ASM Press

Yu, J., Grishkan, I., Sherman, C., & Steinberger, Y. (2012). Spatiotemporal variability of cultivable microfungal communities inhabiting a playa area in the western Negev Desert, Israel. Journal of arid environments, 81, 9-17.

Yurkov AM. Soil yeasts: unknown but valuable. Yeast. 2018;35:369-78. https://doi.org/10.1002/yea.3310

Zabala, M., & Gómez, Y. (2010). Biomasa fúngica y bacteriana como indicadoras del secuestro de C en suelos de sabanas sustituidos por pinares en Uverito, Venezuela. Revista de Biología Tropical , 58 (3), 977-989.

Zhou, J., Deng, Y., Shen, L., Wen, C., Yan, Q., Ning, D., & Brown, J. H. (2016). Temperature mediates continental-scale diversity of microbes in forest soils. *Nature Communications*, 7, 12083.

Zouidi, M., Borsali Amine, H., Allam, A., & Gros, R. (2019). Microbial activities and physicochemical properties of coniferous forest soils in two forest areas (arid and semi-arid) of western Algeria. Bosque, 40(2), 163–174.

ANEXOS

Anexo 1

Obtención de muestra en campo





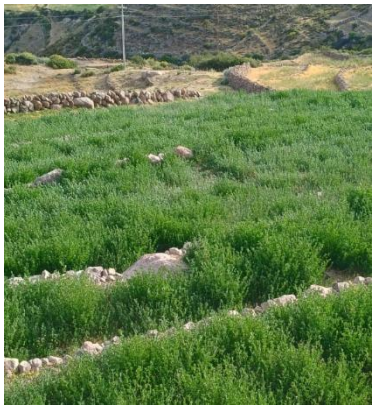
Anexo 2

Lectura de parámetros en campo




Anexo 3

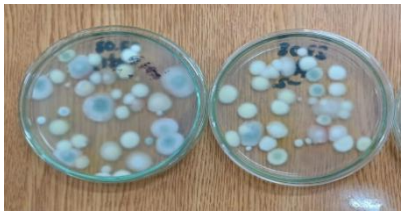
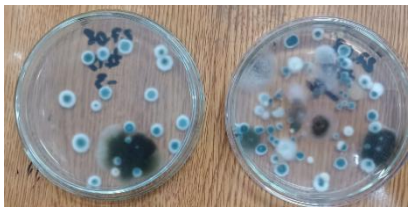
Algunas zonas muestreadas


Anexo 4

Trabajo en laboratorio



Anexo 5

Tamizaje para recolección de esporas de hongos micorricicos





Anexo 6

Lectura de grupos funcionales fúngicos