

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AMBIENTAL



**CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE EN LA PLANTA DE TRATAMIENTO
DE RESIDUOS SÓLIDOS DE LA MUNICIPALIDAD PROVINCIAL DE LEONCIO
PRADO, FEBRERO-MAYO 2023**

TESIS

Para optar el título de:

INGENIERO AMBIENTAL

Presentado por:

DIAZ PEREZ, LUIS GILBERTO

TINGO MARÍA – PERÚ

2024



ACTA DE SUSTENTACION DE TESIS N° 038-2024-FRNR-UNAS

Los que suscriben, Miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 7 de febrero de 2024, a horas 07:00 p.m. de la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental de la Facultad de Recursos Naturales Renovables para calificar la tesis titulada:

**“CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE EN LA PLANTA DE
TRATAMIENTO DE RESIDUOS SÓLIDOS DE LA MUNICIPALIDAD
PROVINCIAL DE LEONCIO PRADO, FEBRERO – MAYO 2023”**

Presentado por el Bachiller: **DIAZ PEREZ, Luis Gilberto**, después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara **APROBADO** con el calificativo de **“BUENA”**.

En consecuencia, el sustentante queda apto para optar el Título Profesional de **INGENIERO AMBIENTAL** que será aprobado por el Consejo de Facultad, Tramitándolo al Consejo Universitario para el otorgamiento del Título Correspondiente.

Tingo María, 20 de marzo de 2024


Dr. VICTOR MANUEL BETETA ALVARADO
PRESIDENTE


Ing. MSc. SANDRA L. ZAVALA GUERRERO
MIEMBRO


Ing. MSc. ABBY S. DA CRUZ RODRIGUEZ
MIEMBRO


Mchlgo. M. Sc. LUIS A. SANCHEZ ROMERO
ASESOR





“Año del Bicentenario, de la consolidación de nuestra Independencia, y de la conmemoración de las heroicas batallas de Junín y Ayacucho”

CERTIFICADO DE SIMILITUD T.I. N° 132 - 2024 - CS-RIDUNAS

El Director de la Dirección de Gestión de Investigación de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, quien suscribe,

CERTIFICA QUE:

El Trabajo de Investigación; aprobó el proceso de revisión a través del software TURNITIN, evidenciándose en el informe de originalidad un índice de similitud no mayor del 25% (Art. 3° - Resolución N° 466-2019-CU-R-UNAS).

Programa de Estudio:

Ingeniería Ambiental

Tipo de documento:

Tesis

X

Trabajo de Suficiencia Profesional

TÍTULO	AUTOR	PORCENTAJE DE SIMILITUD
CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE EN LA PLANTA DE TRATAMIENTO DE RESIDUOS SÓLIDOS DE LA MUNICIPALIDAD PROVINCIAL DE LEONCIO PRADO, FEBRERO-MAYO 2023	DIAZ PEREZ, LUIS GILBERTO	20 % Veinte

Tingo María, 10 de abril de 2024


UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
UNIDAD DE GESTIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

Dr. Tomas Menacho Maltqui
JEFE

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AMBIENTAL



**CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE EN LA PLANTA DE TRATAMIENTO
DE RESIDUOS SÓLIDOS DE LA MUNICIPALIDAD PROVINCIAL DE LEONCIO
PRADO, FEBREO-MAYO 2023**

Autor : Diaz Perez, Luis Gilberto

Asesor : Mtblgo. MSc. Sánchez Romero, Luis Alberto

Programa de investigación : Microbiología

Línea de investigación : Biodiversidad

Eje temático de investigación : Caracterizar microorganismos del aire

Lugar de ejecución : Laboratorio de microbiología - UNAS

Duración del trabajo :

Fecha de inicio : 9 de enero del 2023

Termino : 10 de julio del 2023

Financiamiento : S/. 8120

FEDU : No

PROPIO : Si

OTROS : No

Tingo María - Perú

2024

VICERRECTORADO DE INVESTIGACION
OFICINA DE INVESTIGACION



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

REGISTRO DE TESIS PARA LA OBTENCION DEL
TITULO UNIVERSITARIO, INVESTIGACIÓN DOCENTE
Y TESIS TA

(Resol. N° 113-2019-CU-R-UNAS)

I. Datos Generales de Pregrado

Universidad	:	Universidad Nacional Agraria de la Selva.
Facultad	:	Facultad de Recursos Naturales Renovables.
Título de tesis	:	Calidad microbiológica del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos de la Municipalidad Provincial de Leoncio Prado, febrero-mayo 2023
Autor	:	Diaz Perez, Luis Gilberto
Asesor de tesis	:	Mcblgo. MSc. Sánchez Romero, Luis Alberto
Escuela Profesional	:	Ingeniería Ambiental
Programa de investigación	:	Microbiología
Línea(s) de investigación	:	Biodiversidad
Eje Temático	:	Caracterizar microorganismos del aire
Lugar de ejecución	:	Laboratorio de microbiología - UNAS
Duración	:	Inicio : Enero 2023 Término : Julio 2023
Financiamiento	:	FEDU : S/0.00 Propio : S/8,120.00 Otros : S/.0.00

Tingo María, Perú, agosto 2024.

Handwritten signature of Luis Gilberto Diaz Perez.

Bach. Diaz Perez Luis Gilberto

Tesista

Handwritten signature of Luis Alberto Sánchez Romero.

Mcblgo. MSc. Sánchez Romero Luis A.

Asesor

DEDICATORIA

A Dios, gracias por ser mi guía, por darme fuerza y nunca abandonarme en este viaje. Gracias por permitirme culminar mi carrera, y te pido que sigas iluminando mi camino en la próxima etapa de mi vida.

A mi tía que siempre estuvo conmigo en momentos de felicidad y tristeza, por ser mi soporte y mi motivación. Gracias por todo lo que hiciste por mí, te mando un fuerte beso y abrazo hacia allá donde estés.

A mi amada madre Enma que es el principal artífice de poder lograr este logro, por el apoyo incondicional y el amor infinito hacia a mi persona. A mi querido padre Fausto que a pesar de las adversidades siempre me apoyo. A mis hermanos, tío, primo y amigos que nunca me dejan solo y siempre tratan de motivarme.

AGRADECIMIENTO

- A mi alma mater a la Universidad Nacional Agraria de la Selva y a la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental por proporcionarme los conocimientos necesarios para convertirme en un destacado profesional.
- A mi asesor el Mtblgo. MSc. Sánchez Romero Luis Alberto, por haberme impartido conocimientos durante mi formación universitaria y por brindarme orientación y dirección en la realización de este proyecto de investigación.
- Al técnico del laboratorio de microbiología al Ing. Richard Sias por compartir su sabiduría, sus enseñanzas y por su paciencia durante la ejecución de este proyecto de investigación.
- A la Ing. Rina Garrido por haberme autorizado llevar a cabo el muestreo en la planta de tratamiento de residuos sólidos.
- A mis amigos, Diego, Jorge, Jean y Jefferson por haberme acompañado a realizar el muestreo.
- A mis tíos Pancho y Amador por brindarme su apoyo en todo momento.

INDICE

Contenido	Página
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1. Antecedentes	3
2.1.1. Internacionales	3
2.1.2. Nacionales	4
2.1.3. Locales	5
2.2. Residuos sólidos municipales	5
2.2.1. Disposición final	6
2.2.2. Celdas transitorias	6
2.3. Contaminación microbiológica del aire	7
2.4. Calidad microbiológica del aire	8
2.5. Microorganismos en el aire.....	9
2.6. Diversidad microbiana	10
2.6.1. Bacterias	11
2.6.2. Fungi	13
2.7. Factores ambientales que intervienen en el crecimiento y desarrollo microbiano.....	14
2.7.1. Temperatura	15
2.7.2. Humedad relativa	15
2.7.3. Velocidad y dirección del viento.....	16
2.8. Enfermedades aéreas: Contagios por el aire	16
2.9. Clasificación de agentes biológicos según su peligrosidad	18
III. MATERIALES Y MÉTODOS	20
3.1. Lugar de ejecución.....	20
3.1.1. Lugar de procesamiento de muestras	20
3.1.2. Aspectos ambientales	20
3.2. Material y métodos	21
3.2.1. Materiales y equipos	21
3.2.2. Metodología	22
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	32
4.1. Condiciones climáticas	32
4.1.1. Temperatura, humedad relativa, velocidad y dirección del viento	32

4.1.2. Rosa de viento	33
4.2. Identificación de los géneros bacterianos y fúngicos y determinación de las áreas más contaminadas.....	37
4.2.1. Concentración bacteriana y fúngico del aire	37
4.2.2. Áreas con más presencia de microorganismos.....	41
4.2.3. Identificación de los géneros bacterianos y fúngicos.....	44
4.3. Clasificación de los microorganismos presentes según su patogenicidad y al nivel de riesgo que representa en la salud humana	49
4.3.1. Bacterias	49
4.3.2. Fungi	53
4.4. Verificación final de la hipótesis.....	56
V. COLCLUSIONES.....	57
VI. PROPUESTA A FUTURO	58
VII. REFERENCIA BIBLIOGRAFICA	59
ANEXOS.....	68

INDICE DE TABLAS

Tabla	Página
1. Generación per cápita y cantidad de residuos sólidos municipales de los diez distritos de la Provincia de Leoncio Prado del 2021	6
2. Enfermedades bacterianas transmitidas por el aire.	17
3. Enfermedades fúngicas transmitidas por el aire.	18
4. Ubicación geográfica de los puntos de muestreo en la planta de tratamiento de residuos sólidos de la Provincia de Leoncio Prado.....	22
5. Nivel de contaminación de microorganismos en el aire.....	25
6. Grupo de riesgo de los agentes biológicos del Real Decreto 664/199 de España.....	29
7. Operacionalización de variable	30
8. Datos de la temperatura, humedad relativa, velocidad y dirección del viento.	32
9. Concentración de bacterias en el aire (UFC/m3)	37
10. Concentración de fungi en el aire (UFC/m3)	39
11. Nivel de la calidad microbiológica de bacterias en el aire	41
12. Bacterias identificadas en el area de estudio	44
13. Fungi encontrados en el area de estudio.....	47
14. Clasificación de bacterias según al Real Decreto 664/97 de España, patogenicidad y enfermedades.	51
15. Clasificación de fungi según al Real Decreto 664/97 de España, patogenicidad y enfermedades.	54
16. Verificación de hipótesis	56
17. Temperatura (°C) y Humedad relativa (%)	70
18. Bacterias encontradas mediante la coloración Gram	70
19. Resultado de las pruebas bioquímicas del mes de febrero	71
20. Resultado de las pruebas bioquímicas del mes de marzo.....	71
21. Resultado de las pruebas bioquímicas del mes de abril	72
22. Resultado de las pruebas bioquímicas del mes de mayo.....	72
23. Bacterias identificadas de las pruebas bioquímicas.....	73
24. Fungi identificados durante los cuatro meses.....	74
25. Tabla de identificación de bacterias por reacciones diagnósticas, clave para separar los distintos géneros de bacterias entéricas	75

INDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Ubicación del área de muestreo.....	20
2. Diseño de las repeticiones de estudio.....	31
3. Orientación del viento durante el mes de febrero de 2023.....	34
4. Orientación del viento durante el mes de marzo de 2023.....	34
5. Orientación del viento durante el mes de abril de 2023.....	35
6. Orientación del viento durante el mes de mayo de 2023.....	35
7. Nivel de la calidad microbiológica de bacterias en el aire.....	42
8. Diversidad de bacterias encontradas en el área de estudio.....	46
9. Diversidad de fungi encontradas en el área de estudio.....	48
10. Documento de aceptación para poder realizar la toma de muestra.....	69
11. Temperatura (°C) durante los cuatro meses de muestreo.....	76
12. Humedad relativa (%) durante los cuatro meses de muestreo.....	76
13. Cuantificación de los agentes biológicos bacterianos.....	77
14. cuantificación de los agentes biológicos fúngicos.....	77
15. Mapa de ubicación de puntos de muestreo.....	78
16. Zona de estudio.....	79
17. Georreferenciación de los puntos de muestreo.....	80
18. Toma de muestra de aire en la celda transitorias.....	80
19. Toma de muestra de aire en el sotavento.....	81
20. Muestra de aire succionado depositado en el matraz con caldo BHI.....	81
21. Adición de 1 µl de la muestra para realizar el recuento microbiológico.....	82
22. Recuento microbiológico (a) bacteria (b) Fungi.....	82
23. Matraces después de 48 horas de incubación.....	83
24. Siembra del inóculo de la muestra de bacteria en el medio de cultivo CLED.....	83
25. Crecimiento de bacterias (a) y de fungi (b).....	84
26. Coloración de bacterias Gram (-) y (+).....	84
27. Tubos de ensayos sembrados en los distintos medios de crecimiento para realizar la diferenciación bioquímica.....	85
28. Adición del reactivo de KOVAC a los tubos con indol.....	85
29. Lectura e interpretación de las pruebas de DBQ.....	86

30. Realizando el Microcultivo de fungi	86
31. Retiro del cubre objeto del Microcultivo.....	87
32. Observando bacterias y fungí por medio de un microscopio	87
33. <i>Bacillus</i> Gram (+)	88
34. <i>Lactobacillus</i> Gram (+).....	88
35. <i>Staphylococcus</i> sp. Gram (+).....	89
36. <i>Bacilus</i> Gram (-).....	89
37. <i>Blastomyces</i> sp.	90
38. <i>Geotrichum</i> sp.	90
39. <i>Scopulariopsis</i> sp.....	91
40. <i>Aspergillus</i> sp.	91
41. <i>Oidium</i> sp.	92
42. <i>Fusarium</i> sp.	92
43. <i>Rhizopus</i> sp.....	93
44. <i>Mucor</i> sp.....	93
45. <i>Penicillum</i> sp.	94
46. <i>Microsporum</i> sp.....	94
47. <i>Monosporium</i> sp.....	95
48. <i>Candida</i> sp.....	95

RESUMEN

La gestión integral de residuos sólidos representa un desafío crucial en la actualidad, donde el deterioro ambiental y los impactos negativos hacia la salud pública son cada vez más frecuentes generando emisión de malos olores y a la dispersión de microorganismos. Esta investigación tuvo como objetivo determinar la calidad microbiológica del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos de la Municipalidad Provincial de Leoncio Prado, en 10 puntos de muestreo (celdas transitorias: 4, piscina de lixiviados: 1, planta de compostaje: 2, planta de valorización: 1, entrada: 1 y sotavento: 1), mediante el método volumétrico. Como resultado de la investigación, se obtuvo una temperatura media máxima de 32°C y una mínima de 30.8°C, con predominio de vientos en la dirección sureste (SE). La concentración más alta de bacterias se obtuvo en la celda transitoria (P2) con 13333 UFC/m³, mientras que en la entrada (P10) presentó la menor concentración, con 4167 UFC/m³. En cuanto a los fungi, la mayor concentración se evidenció en la planta de compostaje (P7) con 2917 UFC/m³ y la mínima se registró en piscina de lixiviados (P5) con 1458 UFC/m³. De los 14 géneros y especies de bacterias que se encontraron, 8 pertenecen al grupo II de riesgo de agentes biológicos. Para los hongos, se encontró 13 géneros, de los cuales 3 pertenecen al grupo II y 1 al grupo III. En consecuencia, se puede concluir que el área de estudio presenta una contaminación extremadamente alta para bacterias y una contaminación muy alta para fungi.

Palabras clave: Gestión de residuos sólidos, calidad microbiológica, riesgo de agentes biológicos, bacterias, fungi.

ABSTRACT

The integral management of solid waste currently represents a crucial challenge, where the environmental deterioration and the negative impacts on public health are increasingly more frequent, generating the emission of bad smells and the dispersion of microorganisms. The objective of this research was to determine the microbiological quality of the air in the Leoncio Prado province municipality's solid waste treatment plant at ten sampling points (transitory cells: 4, leachates pools: 1, composting plant: 2, valorization plant: 1, entrance: 1, and leeward: 1), using the volumetric method. For the results of the research, an average maximum temperature of 32°C and a minimum of 30.8°C was obtained, with winds predominately from the southeast direction (SE). The highest concentration of bacteria was obtained from the transitory cell (P2) with 13,333 UFC/m³, while the entrance (P10) presented the lowest concentration with 4167 UFC/m³. With respect to the fungi, the greatest concentration was found in the composting plant (P7) with 2917 UFC/m³, and the lowest was recorded in the leachates pool (P5) with 1458 UFC/m³. Of the fourteen genres and species of bacteria that were found, eight belonged to risk group II for biological agents. For the fungi, thirteen genres were found, of which, three belonged to group II and one to group III. Consequently, it could be concluded that the area in study presented an extremely high contamination of bacteria and a very high contamination of fungi.

Keywords: solid waste management, microbiological quality, risk of biological agents, bacteria, fungi

I. INTRODUCCIÓN

La gestión integral de residuos sólidos representa un desafío crucial en la actualidad, donde el deterioro ambiental y los impactos negativos hacia la salud pública son cada vez más frecuentes generando emisión de olores desagradables y a la dispersión de microorganismos. Las plantas de tratamientos de residuos sólidos emiten gases, compuestos volátiles y bioaerosoles; además generan un ambiente adecuado, húmedo y materia orgánica en descomposición para la proliferación de bacterias y hongos. Estos microorganismos se liberan con facilidad en el aire durante las distintas etapas del proceso de gestión integral de residuos sólidos, generalmente en procesos que involucren mecanismos de movimiento como la disposición final de residuos y el zarandeo del compost.

La provincia de Leoncio Prado cuenta con una infraestructura para la disposición final de residuos sólidos municipales. Esta infraestructura está ubicada en las proximidades del centro poblado Santa Rosa de Shapajilla y fue establecida con el propósito de garantizar una adecuada disposición final a los residuos sólidos generados en la provincia, reemplazando el antiguo botadero “La Muyuna”. Pocos meses después de su inauguración, los pobladores tomaron la drástica medida de impedir el acceso a los vehículos recolectores hacia las celdas transitorias, planta de compostaje y valorización, argumentando que se generaron olores desagradables que atraían a gallinazos, moscas y entre otros. Además, señalaron que los lixiviados generados estarían afectando la calidad del agua de una quebrada cercana, así como el suelo, y poniendo el riesgo al medio ambiente y a la salud de la población.

La inhalación de bioaerosoles en instalaciones de disposición final y planta de compostaje de residuos sólidos conlleva un riesgo biológico significativo. Este riesgo potencial está vinculado a la capacidad de ciertos microorganismos a causar enfermedades, las condiciones ambientales del entorno la forma en que se produce la exposición y la respuesta del sistema inmunológico del huésped.

En los últimos años ha venido adquiriendo importancia el riesgo biológico que supone para la salud de los trabajadores y población aledañas la exposición a los bioaerosoles, generadas durante el manejo de los residuos. En este sentido, existe interés desde el punto de vista técnico, ambiental y de salud pública realizar esta investigación.

Es por esta razón que esta investigación se determinó la calidad microbiológica del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos de la Municipalidad Provincial de Leoncio Prado con el propósito de identificar los microorganismos patógenos del aire que se encuentran en el

Real Decreto 664/97 de España entre ellas bacterias y fungi, que pudieran afectar al personal que labora in situ y a la población aledaña.

En esta investigación se plantea la siguiente interrogante ¿Cuál será la calidad microbiológica del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos de la Municipalidad Provincial de Leoncio Prado, febrero-mayo 2023?

Se plantea como hipótesis que la calidad microbiológica del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos de la Municipalidad Provincial de Leoncio Prado será mala.

Objetivo general

Determinar la calidad microbiológica del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos de la Municipalidad Provincial de Leoncio Prado, febrero-mayo 2023.

Objetivos específicos

- Determinar las condiciones climáticas, tales como la temperatura, humedad relativa y rosa de viento.
- Identificar los géneros de bacterias y hongos del aire y determinar las áreas más contaminadas
- Clasificar los microorganismos presentes según su patogenicidad y al nivel de riesgo que representa en la salud humana

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes

2.1.1. Internacionales

En Ecuador Córdova *et al.* (2018), en su investigación tuvo como objetivo evaluar la contaminación por bioaerosoles en el relleno sanitario del Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal de Riobamba. La toma de muestras se llevó a cabo en el área de desechos hospitalarios y en el área de desechos comunes, mediante el método volumétrico. Los resultados obtenidos tuvieron concentraciones que oscilan de $1,95 \times 10^8$ UFC/ml y $2,78 \times 10^9$ UFC/ml. Durante el estudio se identificó 12 géneros de bacterias, como *Shigella*, *Enterococcus*, *Enterobacter*, *Pantoea*, *Hafnia*, *Salmonella*, *Citrobacter*, *Staphylococcus*, *Escherichia*, *Klebsiella*, *Proteus* y *Providencia*, de las 12 especies el 57% representan a nivel de riesgo biológico del grupo 2, el 29% corresponden al grupo 3 y el 14% son especies no identificadas.

Flores (2018), en su investigación tuvo como objetivo realizar un estudio de contaminación por la presencia de partículas biológicas aerotransportables en el relleno sanitario de la Mancomunidad GIDS Pujilí-Saquisilí. La toma de muestras se realizó en el área de desechos comunes y el área de residuos hospitalarios, mediante el método volumétrico. En el área de desechos comunes presentaron los siguientes valores $3\ 880$ UFC/m³ a 17°C y 56% HR, mientras en el área de desechos hospitalarios tuvo valores de $4\ 887$ UFC/m³ a 18°C y 52% de HR. Se identificaron las siguientes especies de bacterias: *Enterococcus faecalis* o *Shigella flexneri*, *Salmonella* o *Citrobacter freundii*, *Pantoea agglomerans*, *Enterobacter cloacae*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae* o *Enterobacter*, *Escherichia coli*, *Citrobacter Koseri* y *Klebsiella oxytoca*.

En Colombia González & Campo (2018), realizaron su investigación relacionados con la concentración de bioaerosoles en rellenos sanitarios con el objetivo de evaluar la concentración de bioaerosoles en las diferentes etapas de un sistema de disposición final de residuos sólidos municipales. Realizó 6 campañas de monitoreo en cuatro ubicaciones correspondientes a diferentes etapas del proceso (una en celda activa y piscinas de lixiviados y dos en la celda pasiva). Empleó un impactador en cascada de seis etapas que opera a 28.3 L/min durante 5 min, situado a 1.5 metros del suelo, con dos tipos de medios de cultivo: agar Plate Count para bacterias y Sabouraud para hongo. La concentración máxima promedio geométrica registrada para aerobacterias fue de 850.18 UFC/m³ durante la tarde en la celda

activa, mientras que para los aerosoles fúngicos se presentó por la mañana en la estación ubicada entre las piscinas de lixiviados, con una concentración de 382,09 UFC/m³.

2.1.2. Nacionales

En el estudio realizado por Jambo & Mendoza (2019), se llevó a cabo con el objetivo de determinar la calidad microbiológica del aire en el área de influencia de la planta de tratamiento de residuos sólidos de Cajamarca. El muestreo se realizó tanto en septiembre del 2018 como en marzo del 2019, utilizando un muestreador microbiológico RCS Standard con tiras de agar TC HYCON. Se establecieron cinco estaciones de monitoreo que fueron evaluadas por la mañana, tarde y noche. Los resultados obtenidos en septiembre del 2018 mostraron un promedio general de 2408 UFC/m³, mientras que marzo del 2019 obtuvo un promedio general de 1472 UFC/m³. Durante el estudio se identificaron cinco géneros de bacterias, incluyendo *Staphylococcus Aureus*, *Bacillus sp*, *Micrococcus sp*, *Actinomyces sp*, *Flavobacterium sp* y *Pseudomonas sp*. Además, se identificaron tres géneros de hongos, que son *Rhodotorula sp*, *Aspergillus sp* y *Penicillium sp*.

En su tesis Medina (2018), tuvo como finalidad determinar que microorganismos aerofúngicos se encuentran en zonas aledañas al relleno sanitario de Celendín. El muestreo se realizó tanto en noviembre del 2015 como en febrero del 2016, con el método de sedimentación pasiva en placa con medio de cultivo Agar Dextrosa Sabouraud (SDA) y Papa Dextrosa Agar (PDA). Los resultados evidencian que determino quince microorganismos aerofúngicos, como *Alternaria sp.*, *Aspergillus sp.*, *Cladosporium sp.*, *Colletotrichum sp.*, *Geotrichum sp.*, *Fusarium sp.*, *Mucor sp.*, *Oidiodendron sp.*, *Penicillium sp.*, *Piricauda sp.*, *Rhizopus sp.*, *Trichoderma sp.*, dos especies *Rhizopus stolonifer*, *Penicillium italicum* y un género desconocido.

Castro (2009), realizó una investigación estacional de esporas fúngicas entre mayo y junio del 2009 en áreas del relleno sanitario Portillo Grande. Tuvo como objetivo evaluar las esporas fúngicas con intereses en la salud pública. Empleo el método gravimétrico de sedimentación. El área contigua a la carretera Olleros Huarochiri exhibió la mínima densidad con un valor de 820 UFC/ m³; la celda de disposición final y patio de descarga de residuos sólidos mostró la máxima densidad con un valor de 2216.67 UFC/ m³. El género fúngico *Cladosporium sp.* fue la más usual y cuantiosa; además del *Penicillium sp*, *Aspergillus sp.*, *Alternaria sp.* y *Nigrospora sp.*

2.1.3. Locales

Espinoza (2023) llevó a cabo un estudio con el objetivo de analizar las emisiones de gases (CH_4 , CO_2 , H_2S y CO) provenientes de los canales pluviales en las áreas de Aguas Verdes, Quebrada del Águila, Dos Amigos y Qushuro. Además, investigó la presencia de microorganismos en estas zonas utilizando el método volumétrico. Los resultados revelaron que el canal Dos Amigos exhibió la concentración más alta de bacterias, con 2,853 UFC/ m^3 , y hongos, con 720 UFC/ m^3 . En el análisis microbiológico, se identificaron 22 géneros, siendo *Bacillus* y *Staphylococcus* los más prevalentes entre las bacterias, y *Aspergillus* dominante en el caso de los hongos.

Hidalgo (2023) llevó a cabo una investigación con la finalidad determinar la calidad microbiológica del aire del criadero de cerdos de la UNAS – Tingo María, la toma de muestra del aire se realizó mediante el método Impringer en 4 sitios del criadero de cerdos y en 2 sitios en torno a del criadero. La concentración máxima de bacterias se encontró en el módulo 2 del criadero de cerdos con un valor de 200 000 UFC/ m^3 , para los hongos se evidencio la mayor concentración en el módulo 1 del criadero de cerdos con un valor de 304 000 UFC/ m^3 en el aire. Los géneros patógenos identificados en el aire fueron un total de 6 para bacterias y un total de 7 para hongos.

Advincula (2021) tuvo por objetivo en su estudio determinar la contaminación microbiológica del aire por bacterias y fungi en el distrito de Castillo Grande. Realizo la toma de muestra con el método volumétrico en 7 puntos de muestreo. El área de muestreo que presento el máximo número de microorganismos aeróbicos viables fue en la av. San Martin cdra. 5 con 470×10^3 NMAV/ cm^3 y el mínimo número de microorganismos aeróbicos viables se registró en la av. Unión cdra. 7 con 107×10^3 NMAV/ cm^3 . Se encontraron 13 especie de bacterias y 9 especies de fungi.

2.2. Residuos sólidos municipales

Los residuos sólidos municipales son aquellos desechos generados en los hogares, comercios, instituciones, etc. Estos residuos incluyen una amplia variedad de materiales, como papel, cartón, plástico, vidrio, metales, restos de alimentos, hojarasca, textiles, productos electrónicos, entre otros.

Según el Ministerio del Ambiente (2023), se estima que aproximadamente el 70 % de residuos sólidos municipales corresponden a residuos sólidos domiciliarios. Por otro lado, se estima que el 30 % restante de los residuos municipales corresponden a residuos no

domiciliarios. Estas estimaciones se basan en datos proporcionados por el Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente (CEPIS).

Para el año 2021 los diez distritos que conforman la provincia de Leoncio Prado generaron un total de 28308.819 toneladas de residuos sólidos municipales, siendo el distrito de Rupa-Rupa con mayor generación de residuos seguido del distrito de José Crespo y Castillo (Ministerio del Ambiente, 2023).

La generación per cápita promedio de residuos sólidos (GPC) en el distrito de Rupa Rupa es de 0.49 Kg/hab./día. En cuanto a la composición física de los residuos sólidos domiciliarios, se ha determinado que los residuos orgánicos representan la mayor proporción, con un 70.21 %. Los residuos sólidos inorgánicos reciclables, por su parte constituyen el 8.94 %, mientras que los residuos inorgánicos no reciclables representan el 20.85 % (MPLP, 2017).

Tabla 1. Generación per cápita y cantidad de residuos sólidos municipales de los diez distritos de la Provincia de Leoncio Prado del 2021

Distritos	Población	Generación per cápita (GPC) Kg/hab/día	Cantidad de RS municipales
Rupa Rupa	59087	0.57	16806.58
Castillo Grande	14260	0.45	3001.79
José Crespo y Castillo	23875	0.6	5401.79
Daniel Alomía Robles	6887	0.58	293.96
Hermilio Valdizan	3668	0.51	69.97
Luyando	9505	0.47	1147.18
Mariano Dámaso Beraun	11304	0.52	1139.34
Pucayacu	3922	0.52	211.49
Pueblo Nuevo	4369	0.51	164.88
Santo Domingo de Anda	2628	0.51	71.85

Fuente: Ministerio del Ambiente (2023)

2.2.1. Disposición final

Es fase final del manejo de los residuos sólidos, en la que se involucra la disposición en un ambiente seguro y de forma permanente los residuos sólidos producidos durante una actividad (Ley N°27314).

2.2.2. Celdas transitorias

Las celdas transitorias son estructuras diseñadas para el manejo seguro de los residuos sólidos municipales, con un tiempo de vida útil de tres años hasta contar con un

relleno sanitario, y cumplen con todos los estándares ambientales internacionales para no contaminar el aire, el suelo ni el agua (Ministerio del Ambiente, 2023).

2.3. Contaminación microbiológica del aire

La contaminación del aire implica cambios en los niveles de calidad y pureza del aire, causada por emisiones tanto naturales como sustancias químicas y biológicas (UNAM, 2015). La contaminación atmosférica es uno de los desafíos medioambientales más graves que enfrentamos a nivel global en la actualidad. Este problema perjudica a todas las sociedades sin importar su grado de desarrollo socioeconómico, y tiene un impacto significativo en la salud de las personas. Cada año, un considerable número de individuos a nivel global experimentan enfermedades respiratorias y otros problemas de salud vinculados con la contaminación atmosférica, tanto en espacios interiores como exteriores. Este fenómeno representa una preocupación importante que requiere atención y acciones para reducir sus efectos perjudiciales (Romero et al., 2006).

Existen tres tipos de agentes contaminantes: contaminantes químicos (monóxido de carbono, radón, compuestos orgánicos volátiles, etc.), físicos (material particulado) y biológicos (moho o bacterias) (EPA, 2021). Las actividades en las áreas urbanas provocan la generación de partículas biológicas, lo que contribuye a la contaminación, por sus elevadas emisiones y su capacidad para ser transportadas prontamente en forma de bioaerosoles (De la Rosa et al., 2002). Los bioaerosoles son partículas de dimensiones microscópicas que se encuentran suspendidas en el aire, estas partículas pueden ser de origen biológico o contener sustancias que pueden afectar a las personas, causando alergias, toxicidad o infecciones (Sánchez et al., 2014).

De las actividades que contaminan el medio ambiente está presente, la disposición final de residuos sólidos en rellenos sanitarios, los microbios degradan los compuestos orgánicos presente en los residuos sólidos en forma de metano, dióxido de carbono, vapor de agua y COV (Nahir *et al.*, 2019), introduciéndose en la atmósfera en cantidades importantes de contaminantes microbiológicos en forma de bioaerosoles (Breza, 2016).

Los microorganismos dispersados a través del aire poseen una gran relevancia tanto desde el punto de vista biológico como económico. Estos microorganismos pueden ocasionar enfermedades en plantas, animales y seres humanos, así como provocar la modificación de alimentos y materiales orgánicos. Además, desempeñan un papel importante en el deterioro y corrosión de monumentos y metales. (De la Rosa *et al.*, 2002).

2.4. Calidad microbiológica del aire

La calidad del aire es un indicador de la pureza del aire, lo cual implica que está libre de contaminantes atmosféricos y es idóneo para ser respirado. La falta de un ambiente con aire de calidad conlleva riesgos potenciales, pudiendo afectar a la salud y seguridad de las personas, así como al medio ambiente y a los bienes en general (INEI, 2017). Es importante garantizar una buena calidad del aire para mantener un entorno saludable y proteger tanto a los seres humanos como al medio ambiente.

Según Després *et al.* (2012) los bioaerosoles en la atmosfera están comprendidas por bacterias y archaeas, esporas de hongos, polen, virus, algas, cianobacterias, líquenes y otros restos de plantas, así como excrementos de animales.

Los microorganismos pueden ser dispersados por el viento a largas distancias y cuando las personas los inhalan o ingieren, incluso sin tener contacto directo con la fuente, pueden causarles enfermedades graves (Fernstrom & Goldblatt, 2013). Entre las bacterias más comunes presentes en el aire se hallan las esporuladas, pertenecientes a los géneros *Bacillus*, *Clostridium* y *Actinomicetos*, también se encuentran con frecuencia los bacilos pleomórficos Gram positivos, como *Corynebacterium*, y cocos Gram positivos, como *Micrococcus* y *Staphylococcus*. En cuanto a los hongos, *Cladosporium* es el más predominante en el aire, tanto en la tierra como sobre el mar. Sin embargo, también es común hallar otros tipos de mohos, como *Aspergillus*, *Penicillium*, *Alternaria* y *Mucor* (Sánchez *et al.*, 2014).

De acuerdo con Rosas *et al.* (2004), las actividades humanas, como las plantas de tratamiento de residuos sólidos, tráfico vehicular, entre otros emiten numerosas bacterias a la atmósfera, lo que resulta en la contaminación de las zonas cercanas.

La presencia de microorganismos en el aire exterior está fuertemente influenciada por las condiciones geográficas y climáticas. En términos generales, se ha observado que las ciudades ubicadas en áreas áridas o semiáridas tienen niveles de microorganismos considerablemente más altos que aquellas en regiones tropicales y templadas (Castro, 2009).

La exposición a estos microorganismos ocurre principalmente a través de la inhalación, ingestión y contacto con la piel. No obstante, se considera que la inhalación representa la vía de exposición más preocupante para la salud (Sánchez *et al.*, 2014). Los microorganismos que se encuentran en el aire pueden tener efectos negativos en la salud humana, ya que tienen el potencial de provocar irritaciones, enfermedades infecciosas, alergias y respuestas inflamatorias en las vías respiratorias (Sánchez *et al.*, 2014). La inhalación de estos microorganismos puede ser especialmente preocupante en entornos con altas concentraciones

de microorganismos en el aire, como en instalaciones de residuos, áreas con contaminación biológica o durante brotes de enfermedades transmitidas por el aire.

Es crucial conocer las concentraciones de los componentes de los bioaerosoles en el aire y evaluar la calidad del aire debido a las vías de exposición y las enfermedades asociadas con la presencia de microorganismos. La concentración de microorganismos en el aire varía considerablemente según factores como el tipo de suelo en las proximidades, la velocidad del viento y el entorno, ya sea rural o urbana (Sánchez *et al.*, 2014).

Las zonas urbanas, especialmente aquellas involucradas en la gestión de residuos, suelen tener concentraciones más altas de unidades formadoras de colonias de microorganismos por metro cúbico (UFC/m³). Estas áreas representan un mayor riesgo para la salud debido a la mayor presencia de bioaerosoles y la posibilidad de exposición a microorganismos patógenos (Sánchez *et al.*, 2014).

2.5. Microorganismos en el aire

La atmosfera en sí no alberga una microbiota autóctona, pero sirve como medio para la dispersión amplia y global de diversos tipos de microorganismos. Estos microorganismos pueden ser dispersados rápidamente a través de grandes distancias en forma de bioaerosoles, utilizando el flujo de aire como su principal ruta de dispersión. El transporte ocurre a través de partículas de polvo, fragmentos de hojas secas, restos de piel, fibras de ropa, gotas de agua o de gotas de saliva liberadas al toser, estornudar o hablar (De la Rosa *et al.*, 2002). El movimiento y desplazamiento de los microorganismos en la atmósfera son cuestiones complejas que están influenciadas por diversos factores físicos y bioquímicos. El transporte de los bioaerosoles está mayormente regulado por aspectos hidrodinámicos y cinéticos, mientras que su destino se determina según su composición biológica particular, su estructura química y las condiciones meteorológicas a las que están expuestos (Mohr, 2007).

Los procariotas unicelulares, conocidos como bacterias, están ampliamente distribuidos por todo el mundo y desempeñan un papel vital en los ecosistemas terrestres. Algunas de estas especies tienen la capacidad de sobrevivir en entornos extremadamente adversos en términos de temperatura y presión (National Human Genome Research Institute Home, 2023). Las bacterias en el aire pueden provenir de diversas fuentes, como suelos, agua, plantas, animales y actividades humanas. Algunas bacterias son comensales o simbioses normales del cuerpo humano y se liberan al aire por medio de la respiración, tos o estornudos.

Los hongos son ampliamente encontrados en la atmosfera de manera constante, y pueden ingresar al interior de los edificios a través de puertas, ventanas y sistema de

ventilación. En el exterior, los hongos son controlados de manera natural y su crecimiento se limita a entornos húmedos y sombreados. Sin embargo, en los edificios, la presencia de condensación o derrames de agua pueden proporcionar las condiciones necesarias para el desarrollo del hongo. La proliferación de estos hongos pueden llevar a la formación de esporas que se liberan en el ambiente y pueden causar problemas de tipo alérgico, rinitis, o incluso afecciones dérmicas (Feldman, 2016).

Es importante destacar que no todas las bacterias y hongos presentes en el aire son perjudiciales para la salud. De hecho, la mayoría de bacterias y esporas fúngicas son inofensivas y no causan ningún problema. Sin embargo, algunas especies de bacterias y hongos pueden tener efectos adversos en las personas, especialmente en aquellas con alergias o sistemas inmunológicos comprometidos.

La principal vía de contaminación bacteriana en ambientes cerrados proviene de las personas mismas. Una gran proporción de la microbiota presente en nuestro cuerpo, que representa aproximadamente 1 kilogramo del peso total de un adulto, se libera al ambiente a través de la respiración y la exfoliación de células de la piel. Por esta razón, nuestra mera presencia genera grandes cantidades de bacterias que quedan suspendidas en el aire durante cierto tiempo.(Feldman, 2016).

Méndez *et al.*, (2015), menciona que la presencia de microorganismos bacterianos y fúngicos en el aire pueden provocar enfermedades en plantas, en animales y en seres humanos; tal es el caso de *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas* sp., *Aspergillus* sp., *Fusarium* sp., entre otros. Estos microorganismos han sido asociados con enfermedades respiratorias como asma, bronquitis, pulmonías, neumonías que afectan especialmente las vías respiratorias y otras patologías como infecciones cutáneas. En el caso de las plantas, se han identificado microorganismos capaces de producir toxinas que causan efectos biológicos y patológicos en diversos cultivos.

2.6. Diversidad microbiana

El aire en suspensión presenta diversos tipos de microorganismos, habitualmente bacterias y hongos. La presencia de cada uno depende del origen, dirección e intensidad de los flujos de aire y de la supervivencia del microbio (Sáez, 2017). En los rellenos sanitarios los microbios degradan los compuestos orgánicos presentes en forma de metano, dióxido de carbono, vapor de agua y COV (Nair, 2021).

2.6.1. Bacterias

Las bacterias son organismos complejos que pueden sobrevivir y completar su desarrollo en un entorno apropiado sin depender de un huésped. Es notable la capacidad de ciertas bacterias para producir esporas, que son formas de vida resistentes a condiciones desfavorables. Estas esporas pueden resistir altas temperaturas, sequedad, falta de nutrientes y otras condiciones adversas durante periodos prolongados, incluso años. Cuando entran en contacto con un entorno propicio para su desarrollo, las esporas pueden recuperar su estado normal y capacidad para infectar (Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo, 1998).

Un estudio que se llevó a cabo en Marsella, Francia, se encontró que la cantidad de bacterias aumentaba con la temperatura y la velocidad del viento, especialmente las bacterias Gram negativas (Rosas *et al.*, 2004). Sin embargo, Romero *et al.* (2016) menciona que las bacterias Gram positivas son más comunes en entornos internos en comparación con las Gram negativas debido a su resistencia y longevidad.

2.6.1.1. Género *Enterobacter*

Según Mendell *et al.* (2015), los microorganismos del género *Enterobacter* suelen ser oportunistas y rara vez causan infecciones en personas sanas, pero son frecuentemente aislados en entornos hospitalarios. En cuanto a su presencia en el aire, las bacterias del género *Enterobacter* pueden ser detectadas en estudios microbiológicos de muestras de aire. Pueden ser transportadas en partículas de polvo suspendidas en el aire, en aerosoles generados por actividades humanas, como la tos o los estornudos, y por otros medios de dispersión. La mayoría de las infecciones causadas por *Enterobacter* son atribuibles principalmente a las especies *E. cloacae*, *E. aerogenes* y *E. sakazakii*.

2.6.1.2. Género *Serratia*

Mendell *et al.* (2015), entre los microorganismos oportunistas y las múltiples especies del género *Serratia*, *S. marcescens* es la más comúnmente aislada en infecciones humanas, mientras que *S. liquefaciens* aparece ocasionalmente. A pesar de estar presente en el entorno, *S. liquefaciens* no es una parte habitual de la flora intestinal humana, lo que significa que la mayoría de las infecciones se adquieren externamente.

2.6.1.3. Género *Escherichia*

El género *Escherichia* comprende cinco especies: *E. blattae*, *E. fergusonii*, *E. hermannii*, *E. vulneris* y *E. coli*, siendo el último el que tiene mayor incidencia en los humanos. *Escherichia coli* es una bacteria presente en todo tipo de ambientes, tiene forma

de bacilo Gram negativo y puede vivir tanto en condiciones aeróbicas como anaeróbicas. Esta bacteria es especialmente relevante en el intestino grueso de humanos y animales de sangre caliente, y constituye una parte fundamental de la microbiota intestinal que contribuye al mantenimiento de la salud del hospedado. Pertenece a la familia Enterobacteriaceae y, aunque la mayoría de las variedades de *E. coli* no son dañinas, algunas pueden ser patógenas en personas con sistemas inmunológicos debilitados, provocando infecciones (Rivas *et al.*, 2016).

2.6.1.4. Género *Bacillus*

Las bacterias del género *Bacillus* son de forma alargada, tienen la capacidad de formar esporas y pueden vivir en entornos con o sin oxígeno. Se clasifican como Gram positivas o Gram variables. Estas bacterias se encuentran ampliamente distribuidas en el medio ambiente debido a su gran resistencia a condiciones extremas, como el calor, el frío, la sequedad, la salinidad y la radiación (Gálvez *et al.*, 2020). Además, algunas especies de *Bacillus* son parte natural de la flora intestinal tanto en humanos como en algunos animales (Koneman *et al.*, 2008).

2.6.1.5. Género *Staphylococcus*

El género *Staphylococcus* está formado por bacterias cocáceas gram positivas. En la actualidad se describen tres especies con trascendencia clínica reconocida: *S. epidermidis*, *S. saprophyticus* y *S. aureus*; siendo la última la de mayor importancia (Cisterna & Madariaga, 1986).

Cervantes *et al.* (2014), *Staphylococcus aureus* es un patógeno altamente peligroso capaz de provocar diversas infecciones tanto en seres humanos como en animales. Esta especie es la representante principal del género y se considera la más virulenta, siendo responsable de una amplia gama de enfermedades que van desde infecciones cutáneas y de tejidos blandos hasta infecciones graves con riesgo para la vida

2.6.1.6. Género *Salmonella*

Estas bacterias son miembros de la familia Enterobacteriaceae y son bacterias Gram negativas. Son intracelulares facultativas y suelen agruparse en especies como *Salmonella bongori* y *Salmonella entérica*. La patogenicidad de *Salmonella entérica* se ha identificado en más de 2600 serotipos hasta ahora. Estas bacterias son famosas por causar enfermedades en animales de sangre caliente y se clasifican dentro de la subespecie entérica.

Las heces son su forma de transmisión infecciosa, y esta transmisión puede ocurrir tanto directa como indirectamente a través de alimentos contaminados. Estas bacterias tienen la capacidad de crecer en un rango de temperaturas que

va desde los 5°C hasta los 47°C, siendo su temperatura óptima de crecimiento de 37°C. Varios tipos de esta bacteria se encuentran en los intestinos de seres humanos y algunos animales (Ministerio de la Protección Social, 2011).

2.6.2. Fungi

Los hongos están compuestos por micelios vegetativos que consisten en una gran cantidad de hifas ramificadas y crecen en prácticamente todos los ecosistemas de la Tierra y también son capaces de aerosolización eficiente. Las esporas pueden liberarse como parte de la morfología (etapa) sexual y/o asexual del ciclo de vida de un hongo (Després *et al.*, 2012).

Las esporas de hongos son componentes comunes en el entorno al aire libre. También se encuentran esporas en el aire de muchos espacios interiores. Se ha descubierto que el aire exterior puede ser una fuente de esporas fúngicas que contaminan los espacios interiores. A su vez, muchos de estos espacios interiores pueden proporcionar condiciones propicias para la proliferación de hongos. Cuando la humedad es alta, las esporas pueden germinar y los hongos pueden crecer, generando miles de nuevas esporas que se alimentan de la materia orgánica presente en estos entornos (Yang & Johanning, 1993).

2.6.2.1. Género *Aspergillus*

Este género de hongos es anamórfico y puede generar estados asexuales. Su característica distintiva es la formación de masas mohosas de color negro, que son visibles a simple vista o con una lupa estereoscópica. El color es una de las características más destacadas que permite distinguir entre los diversos grupos de *Aspergillus*. Este género es relevante debido a su capacidad para causar enfermedades tanto en animales (intoxicación) como en humanos (aspergilosis) (Jaimes, 2014).

Fernández *et al.* (2014), menciona al *Aspergillus* como un hongo oportunista que puede causar infecciones graves con altas tasas de morbilidad y mortalidad en pacientes inmunosuprimidos. Las esporas pueden causar efectos alérgicos como: Alergias de Tipo I, caso del asma; neumonitis hipersensible de Tipo III y otros (Castro, 2009).

2.6.2.2. Género *Penicillium*

Los mohos pertenecientes al género *Penicillium* son los más comunes y están ampliamente distribuidos geográficamente. Sus esporas se encuentran en todas partes, en el aire y en el suelo, y son abundantes en diversos entornos. Estos mohos juegan un papel importante en procesos biológicos que afectan a la vida de los seres humanos y animales (Universidad Nacional Autónoma de México, 2021).

Este moho puede convertirse en un patógeno oportunista, causando infecciones respiratorias y también infecciones locales o superficiales como neumonías, queratitis, endoftalmitis, otomicosis, endocarditis, esofagitis e infecciones en la piel y heridas quirúrgicas (Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo, 2016).

2.6.2.3. Género *Geotrichum*

Los hongos pertenecientes al género *Geotrichum* están ampliamente distribuidos y se encuentran de manera omnipresente. Tienen una apariencia filamentosa similares a la levadura y se aíslan regularmente en suelos, aire, agua y entre otros medios. Además, se encuentran en el tracto digestivo de humanos y otros mamíferos. El género *Geotrichum* comprende un total de 18 especies, siendo *Geotrichum clavatum* y *Geotrichum capitalum* los más frecuentes en la patología humana (Salguero *et al.*, 2019). Estos hongos son causantes de infecciones oportunistas en huéspedes con sistemas inmunológicos debilitados. Estas infecciones, conocidas como geotricosis, generalmente se adquieren a través de la ingestión o inhalación de hongos (Estrada *et al.*, 2015).

2.6.2.4. Género *Fusarium*

El género *Fusarium* comprende un grupo de hongos filamentosos que se encuentran comúnmente distribuidos en el suelo y plantas. Debido a su capacidad de crecer a una temperatura de 37° C, se considera hongos oportunistas. Estos hongos pueden causar infección sistemática en pacientes con sistemas inmunológicos debilitados, lo cual puede tener una alta tasa de mortalidad. Algunas especies de *Fusarium* también producen toxinas que pueden afectar a los seres humanos y animales. De las más de 100 especies de *Fusarium* descritas, aproximadamente se consideran alrededor de 12 de ellas son patógenos para los seres humanos. Entre estas especies destacan *F. Solani*, *F. oxysporum* y *F. verticilloides* (Tapia & Amaro, 2014).

2.7. Factores ambientales que intervienen en el crecimiento y desarrollo microbiano

De la Rosa *et al.* (2002) hace mención que las condiciones físico-químicas de la atmosfera afectan negativamente al desarrollo y la supervivencia de los microorganismos, lo que limita su capacidad de sobrevivir en este entorno por largos periodos. Sin embargo, las esporas microbianas tienen la mayor tasa de supervivencia en la atmosfera y poseen varias características que les permite sobrevivir en estas condiciones. Una de estas características es su metabolismo reducido, lo que significa que no requieren nutrientes eternos ni agua para mantenerse durante periodos prolongados de tiempo. Estas propiedades adaptativas les otorgan una mayor capacidad de supervivencia en la atmosfera.

La supervivencia de los microorganismos en el aire se ve afectada por una serie de factores físicos y químicos que incluyen la humedad relativa, las temperaturas, la radiación solar y los iones, los factores microbianos intrínsecos, los contaminantes, los cambios de presión y los cambios estacionales. Lo más probable es que a medida que las condiciones en la atmósfera se vuelvan más duras, la diversidad y la densidad de población de los organismos seguirán reduciéndose (Olusoji & Sunday, 2023).

Los microorganismos aerosolizados pueden permanecer en el aire solo por un período breve o durante días, según el tamaño de los aerosoles y la composición antes de la deposición. La turbulencia térmica explica principalmente el movimiento vertical que alcanza a veces varios kilómetros. (Olusoji & Sunday, 2023).

2.7.1. Temperatura

Cada microorganismo tiene un intervalo de temperatura en el cual puede desarrollarse, caracterizado por un punto mínimo, máximo y óptimo. La mayoría de los microorganismos patógenos para los seres humanos son mesófilos, lo que significa que su rango de crecimiento abarca desde 20°C hasta los 45°C (Adams & Moss, 2007).

El aumento de la temperatura promovería el crecimiento bacteriano y acelerar los movimientos de aire convectivo que aumentan la dispersión bacteriana en la atmósfera. Por lo tanto, la temperatura tiene una correlación positiva significativa con la abundancia de bacterias en el aire. El aumento de las temperaturas también ejercería una presión selectiva en algunas especies de bacterias, lo que provocaría cambios en la comunidad en las fuentes bacterianas (Zhen *et al.*, 2017).

2.7.2. Humedad relativa

La humedad relativa y la lluvia se han asociado negativamente con la diversidad bacteriana, ya que la humedad intensifica la deposición al aumentar el tamaño de las partículas, y las superficies húmedas del suelo hacen que la aerosolización sea poco probable (Zhen *et al.*, 2017). A medida que la humedad relativa del aire reduce, la cantidad de agua presente para los microorganismos también se reduce, lo que lleva a su deshidratación y, en consecuencia, a la inactivación de muchos de ellos. Las bacterias Gram positivas muestran una mayor resistencia a la desecación en comparación con las bacterias Gram negativas, lo que se traduce en una evidencia limitada de transmisión aérea de estas últimas. Para que los hongos crezcan óptimamente, se requiere una humedad relativa mínima del 65 %, mientras que las bacterias necesitan un nivel de humedad mayor (De la Rosa *et al.*, 2002).

2.7.3. Velocidad y dirección del viento

La velocidad y dirección del viento son factores importantes que influyen en la dispersión de los microorganismos en el aire. La cantidad de partículas en el aire aumenta debido a la velocidad y dirección del viento, lo que conduce a variaciones en las concentraciones de microorganismos según la época del año, las condiciones meteorológicas y el entorno (Banchón *et al.*, 2022). Se ha establecido que velocidades de viento en el rango de 0.5 a 1.0 m/s son necesarias para la volatilización y dispersión de los microorganismos en el aire (Jones & Harrison, 2003).

Por lo tanto, el viento puede aumentar o disminuir la abundancia de bacterias en el aire dependiendo la velocidad del viento (Moriss *et al.*, 2013). La velocidad y dirección del viento en un lugar determinado cambian continuamente y en una amplia gama de escalas de tiempo. Aunque los efectos del viento sobre los bioaerosoles son inciertos, se sabe que un aumento en la velocidad del viento tiene un efecto diluyente sobre los bioaerosoles y puede conducir a la importación de microorganismos exógenos a la atmósfera (Zhen *et al.*, 2017).

La dirección del viento también determina la dirección de la dispersión de los microorganismos en el aire. Los microorganismos se dispersan preferiblemente en la dirección del viento predominante en cada zona geográfica. Conforme a lo señalado por Ramírez & Vivanco (2007), para entender cómo los contaminantes se dispersan en la atmósfera, es necesario comprender con qué frecuencia y en qué direcciones y velocidades sopla el viento. La prevalencia del viento en un período específico puede representarse mediante una "rosa de los vientos", que muestra el porcentaje de tiempo en el que el viento proviene de distintas direcciones

2.8. Enfermedades aéreas: Contagios por el aire

Un considerable número de infecciones tanto en seres humanos como en animales se propagan a través del aire y provocan enfermedades, especialmente en el sistema respiratorio. Estas enfermedades respiratorias tienen un impacto significativo en términos socioeconómicos, ya que se transmiten fácilmente mediante las actividades cotidianas de las personas. Son las enfermedades más comunes en la comunidad y representan la causa principal de ausentismo laboral y escolar (De la Rosa *et al.*, 2002). Los microorganismos pueden propagarse al estornudar, toser, rociar líquidos, dispersar polvo, hablar o cualquier actividad que genere partículas en aerosol. Estos microorganismos transmitidos por el aire pueden esparcirse mediante una fina niebla, polvo, aerosol o líquidos (Ather, Mirza *et al.*, 2021).

Según Roy & Milton (2004) la transmisión aérea se puede clasificar en tres categorías, obligada, preferencial y oportunista. Las infecciones obligatorias transmitidas por el aire se inician únicamente a través de aerosoles y el ejemplo clásico es la tuberculosis. Las infecciones preferenciales transmitidas por el aire, como la varicela y el sarampión, pueden iniciarse a través de múltiples vías, pero predominantemente por aerosoles. Las infecciones oportunistas transmitidas por el aire generalmente se transmiten a través de otras rutas, pero en condiciones favorables, especialmente cuando se llevan a cabo procedimientos que generan aerosoles, los ejemplos incluyen la influenza y el síndrome respiratorio agudo severo (SARS).

Existe una amplia variedad de enfermedades bacterianas transmitidas por el aire, como se muestra en la tabla 1. Estas enfermedades son principalmente causadas por bacterias Gram positivas, ya que tienen una mayor capacidad de sobrevivir en el aire. Pueden afectar tanto las vías respiratorias superiores (faringitis, epiglotitis, difteria) como al interior (bronquitis, neumonías, tosferina, tuberculosis). También es posible que desde el tracto respiratorio estas bacterias pasen a la sangre y otros órganos, causando enfermedades como meningitis, carbunco pulmonar, fiebre Q y peste.

Tabla 2. Enfermedades bacterianas transmitidas por el aire.

Enfermedades	Géneros y especies
Amigdalitis, faringitis, bronquitis, escarlatina	<i>Streptococcus pyogenes</i>
Difteria	<i>Corynebacterium diphtheriae</i>
Neumonía clásica	<i>Streptococcus pneumoniae</i> <i>Staphylococcus aureus</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i> <i>Klebsiella pneumoniae</i>
Neumonía atípica, bronquitis	<i>Mycoplasma pneumoniae</i> <i>Chlamydophila pneumoniae</i> <i>Chlamydophila psittaci</i>
Meningitis	<i>Neisseria meningitidis</i>
Meningitis, epiglotitis, neumonía	<i>Haemophilus influenzae</i>
Tosferina	<i>Bordetella pertussis</i>
Tuberculosis	<i>Mycobacterium tuberculosis</i>
Legionelosis	<i>Legionella pneumophila</i>
Actinomicosis	<i>Actinomyces israelii</i>
Nocardiosis	<i>Nocardia asteroides</i>
Fiebre Q	<i>Coxiella burnetii</i>
Carbunco pulmonar	<i>Bacillus anthracis</i>
Peste	<i>Yersinia pestis</i>

Fuente: De la Rosa et al, 2002.

En la siguiente tabla se establecen las enfermedades causadas por hongos que se transmiten a través del aire. Algunos hongos en forma de levadura, como *Cryptococcus*, *Coccidioides*, *Blastomyces* y *Histoplasma*, son responsables de enfermedades pulmonares y, en algunos casos, pueden propagarse a otros tejidos, causando una enfermedad sistémica

Tabla 3. Enfermedades fúngicas transmitidas por el aire.

Enfermedades	Géneros y especies	
Neumonías	<i>Pneumocystis carinii</i>	
Micosis sistémicas	<i>Cryptococcus neoformans</i>	
	<i>Blastomyces dermatitidis</i>	
	<i>Histoplasma capsulatum</i>	
	<i>Coccidioides immitis</i>	
	<i>Aspergillus fumigatus</i>	
Hipersensibilidad	<i>Alternaria</i>	<i>Botrytis</i>
	<i>Aspergillus</i>	<i>Puccinia</i>
	<i>Penicillium</i>	<i>Serpula</i>
	<i>Cladosporium</i>	<i>Mucor</i>
Micotoxicosis	<i>Aspergillus</i>	
	<i>Fusarium</i>	
	<i>Stachybotrys</i>	

Fuente: De la Rosa et al, 2002.

2.9. Clasificación de agentes biológicos según su peligrosidad

Los agentes biológicos se clasifican en cuatro grupos según su peligrosidad, que se determina por su virulencia, los efectos que tienen sobre la salud y la existencia de tratamientos. De acuerdo con el Real Decreto 664/1997 de España, la clasificación se realiza de la siguiente manera:

- **Grupo riesgo 1.** Incluye microorganismos que tienen una baja probabilidad de causar enfermedades en los seres humanos y no representan un riesgo para la comunidad en general. Además, no se requiere profilaxis ni tratamiento.
- **Grupo riesgo 2.** Engloba microorganismos que pueden causar enfermedades en los humanos y representan un riesgo significativo para los trabajadores. Aunque hay una pequeña probabilidad de propagación a la comunidad, existe profilaxis o tratamiento eficaz.
- **Grupo riesgo 3.** Involucra microorganismos que tienen el potencial de causar enfermedades graves en los seres humanos. Representan un peligro

serio para los trabajadores y tienen la probabilidad de propagarse a la comunidad en general. Sin embargo, existe profilaxis o tratamiento eficaz.

- **Grupo riesgo 4.** Comprende microorganismos que son causantes de enfermedades graves en los seres humanos. Constituyen un peligro serio para los trabajadores y tienen una alta probabilidad de propagarse a la comunidad, sin que exista profilaxis o tratamiento eficaz disponible

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en la en la planta de tratamiento de residuos sólidos, ubicada en el distrito de Padre Felipe Luyando, provincia de Leoncio Prado, departamento de Huánuco; geográficamente está localizada a $9^{\circ}14'49''$ de latitud Sur y $75^{\circ}59'31''$ de longitud Oeste, a 700 metros sobre el nivel del mar y una temperatura promedio anual de 28°C .

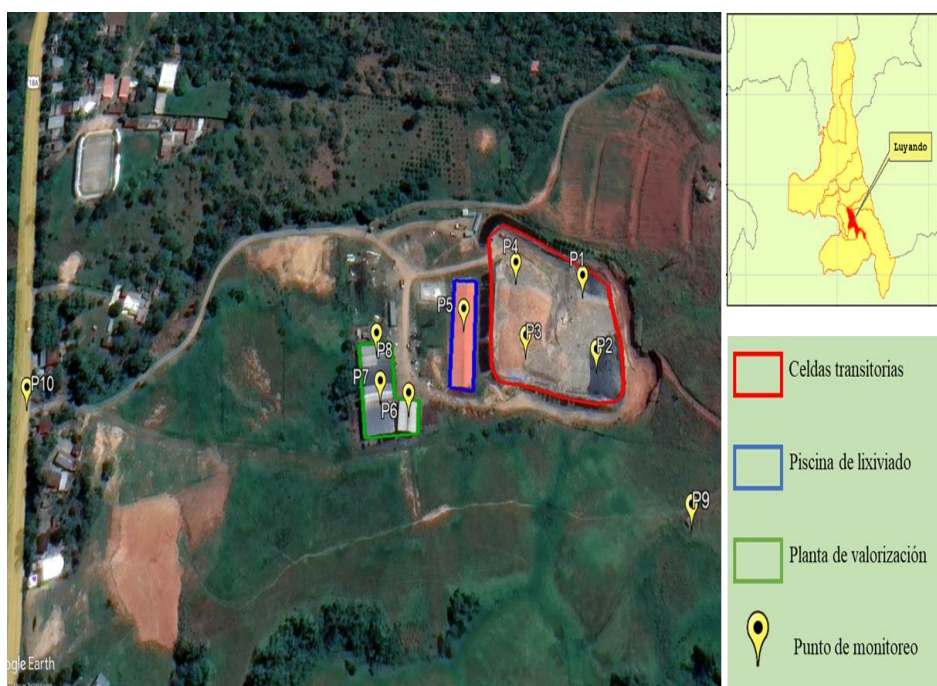


Figura 1. Ubicación del área de muestreo

3.1.1. Lugar de procesamiento de muestras

Las muestras fueron analizadas en el laboratorio de Microbiología general de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, que se encuentra geográficamente en las coordenadas 390552 m al Este y 8970629 m al Norte, a una latitud de 668 metros sobre el nivel del mar.

3.1.2. Aspectos ambientales

Desde el punto de vista ecológico, la Provincia de Leoncio Prado se clasifica dentro de la formación vegetal conocida como “bosque muy húmedo Pre-montano Tropical bmh-PT”, según la clasificación de zonas de vida o formaciones vegetales del mundo y el diagrama bioclimático de Holdridge (1982). Desde la perspectiva de las regiones naturales del Perú, esta provincia corresponde a la zona de Rupa Rupa o Selva Alta. El clima

predominante es tropical y cálido, con una temperatura promedio anual que oscila entre los 18 y 35°C. la humedad relativa se mantiene en torno al 77.5% y la precipitación anual alcanza los 3000 mm, según datos proporcionados por la Estación Meteorológica José Abelardo Quiñones-Tingo María.

3.2. Material y métodos

3.2.1. Materiales y equipos

a. Materiales de muestreo

Los materiales empleados en el proceso de muestreo consistieron en una caja hermética, jeringas de 60 ml, un mechero de alcohol, matraces con caldo BHI (Brain Heart Infusion). Además, se utilizaron medidas de protección personal como guardapolvo, mascarilla, gorra quirúrgica y botas para garantizar las condiciones de seguridad durante el muestreo.

b. Materiales de laboratorio

Los instrumentos y utensilios utilizados en el laboratorio comprendían de matraces, algodón, mechero a gas, micropipeta, placas Petri, pinza, espátula, tubos de ensayo, gradillas para sostener los tubos, esmalte de uñas, asa de siembra, y cubre y portaobjetos. Además, se emplearon guardapolvo mascarilla y gorra quirúrgica para garantizar las medidas de seguridad y prevención adecuadas durante el trabajo en el laboratorio.

c. Medios de cultivo

Los medios de cultivos empleados en la investigación consistieron en agar Hierro-Triple Azúcar (TSI), agar Lisina Hierro (LIA), agar Citrato de Simmons, agar Urea, agar SIM, agar Manitol Salado, agar CLED, agar Sabouraud, agar Mc Conkey, agar M77, agar Plate Count, caldo Peptona, caldo Malonato, caldo Rojo Metilo y Voges-Proskauer (RM/VP) y caldo Brain Heart Infusión (BHI).

d. Reactivos

Los reactivos utilizados fueron Azul lactofenol-glicerol, Azul Naftol, Kovacs, Rojo de Metilo, Hidróxido de Sodio (NaOH), cristal violeta, Lugol, Alcohol-Acetona y Safranina.

e. Equipos

Los equipos que se emplearon fueron la autoclave, baño maría, balanza digital, refrigerador, incubadora, microscopio, estufa, cabina de bioseguridad, cámara fotografica, termo higrómetro y laptop ASUS X556U.

f. Software

Se utilizaron los siguientes programas informáticos: Software Microsoft Excel y Word (2016), ArcGis 10.5, Google Earth, IBM Spss Statistics 25 y WRPLOT View 8.0.2.

3.2.2. Metodología

3.2.2.1. Determinar las condiciones climáticas

Para medir la temperatura en grados centígrados (°C) y la humedad relativa en porcentaje (%), se utilizó un termohigrómetro digital en los puntos de muestreo mencionados en la tabla 4. Se llevaron a cabo cuatro repeticiones: la primera en febrero, la segunda en marzo, la tercera en abril y la cuarta en mayo del 2023.

Para elaborar la rosa de viento, se utilizó el software WEPLLOT View, empleando los datos de la dirección y velocidad del aire obtenidos de la estación meteorológica “José Abelardo Quiñones” de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, la cual tiene coordenadas geográficas de Latitud 9°18'0" Sur y Longitud 75°01'0" Oeste.

Tabla 4. Ubicación geográfica de los puntos de muestreo en la planta de tratamiento de residuos sólidos de la Provincia de Leoncio Prado

Lugar de muestreo	Puntos de muestro	UTM	
		Este	Norte
Celdas transitorias	1	391981	8981710
	2	391985	8981664
	3	391930	8981676
	4	391927	8981723
Piscina de lixiviado	5	391880	8981694
Planta de compostaje	6	391832	8981643
	7	391809	8981650
Planta de valorizacion	8	391806	8981679
Área de desplazamiento	9	392041	8981578
Entrada a la planta	10	391514	8981652

3.2.2.2. Identificar los géneros bacterianos y fúngicos y determinar las áreas más contaminadas

3.2.2.2.1. Determinar la concentración bacteriana y fúngica del aire

a. Toma de muestras

Para realizar el muestreo en el aire, se prepararon un total de 20 matraces con caldo BHI, siguiendo una proporción de 3.7 g del medio de cultivo por cada 100 ml de agua destilada. Estos matraces se dividieron en dos grupos, 10 de ellos destinados para el cultivo de bacterias y los otros 10 para hongos. Una vez autoclavados los matraces, se añadió el antibiótico (Ceftriaxona) a los 10 matraces destinados para hongos, con el fin de inhibir el crecimiento de bacterias en ese grupo específico.

Los 20 matraces con los medios de cultivo y las 10 jeringas previamente esterilizadas y el mechero de alcohol, se trasladaron en una caja hermética hacia la planta de tratamiento de residuos sólidos.

El muestreo se llevó a cabo a partir de las 11 am. Para la recolección de muestras en cada punto de monitoreo, se empleó el método volumétrico, el cual consiste en realizar 60 aspiraciones de aire utilizando una jeringa de 60 mL previamente esterilizada y desechable, tanto para bacterias como para hongos. Estas aspiraciones se llevaron a cabo a una altura de 1.5 metro (a la altura del mentón) sosteniendo los matraces con un mechero. Luego, el contenido de cada aspiración se descargó en un matraz con caldo BHI para las bacterias y en otro matraz con BHI más antibiótico para los hongos. Este mismo procedimiento se repitió para los 10 puntos de monitoreo. Al finalizar el muestreo, las muestras se llevaron al laboratorio de microbiología general.

b. Determinar la concentración

Se llevó a cabo un minucioso análisis mediante el método de recuento en placa, abordando tanto la concentración de bacterias como la de hongos en las muestras.

- Bacterias

Antes de proceder, se realizó una cuidadosa preparación del agar Plate Count mediante la combinación de 6.75 g de agar con 300 ml de agua destilada. Esta mezcla se llevó al baño maría hasta que el agar se funde por completo. Posteriormente para asegurar la esterilización adecuada, el agar se sometió a un proceso de autoclavado.

Utilizando una micropipeta, se tomó una muestra de 0.1 μL de cada matraz que contenía caldo BHI (grupo de bacterias), y se vertió cuidadosamente en una placa Petri previamente esterilizada. A continuación, se añadieron 10 mL de Agar Plate Count a cada placa, y para asegurar una distribución uniforme de la muestra, se realizó un suave movimiento en forma de círculo con cinco desplazamientos hacia la derecha, otros cinco hacia la izquierda y cinco más en forma de infinito. Tras dejar que el agar se solidificara durante cinco minutos, las placas y los matraces con BHI se colocaron a la incubadora a una temperatura controlada de 37 °C, donde se incubaron durante un periodo de tiempo de 24 a 48 horas.

- Hongos

Antes de proceder, se realizó una cuidadosa preparación del agar Sabouraud mediante la combinación de 19.5 g de agar con 300 ml de agua destilada. Esta mezcla se llevó al baño maría hasta que el agar se funde por completo. Posteriormente para asegurar la esterilización adecuada, el agar se sometió a un proceso de autoclavado.

Utilizando una micropipeta, se tomó una muestra de 0.1 μL de cada matraz que contenía caldo BHI (grupo de hongos), y se vertió cuidadosamente en una placa Petri previamente esterilizada. A continuación, se añadieron 10 mL de Agar Sabouraud a cada placa, y para asegurar una distribución uniforme de la muestra, se realizó un suave movimiento en forma de círculo con cinco desplazamientos hacia la derecha, otros cinco hacia la izquierda y cinco más en forma de infinito. Tras dejar que el agar se solidificara durante cinco minutos, a las placas se sellaron con parafilm y se colocaron junto a los matraces con BHI a la incubadora a una temperatura ambiente, donde se incubaron durante un periodo de tiempo de cinco días.

Luego de esperar el tiempo indicado para el crecimiento tanto de bacterias como la de hongos, se procedió a realizar el recuento de las colonias. Se utilizó una fórmula adaptada de UBA (2018) que permitió enumerar los microorganismos presentes en las muestras.





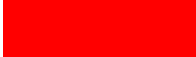
$$\text{Número de } \frac{\text{UFC}}{\text{m}^3} \text{ de aire} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de colonias} * \text{Factor de dilución}}{\text{Volumen de aire muestreado}} \dots(1)$$

En este caso no se realizó ninguna dilución, por lo tanto, el factor de dilución vendría a hacer 1 y el volumen de aire muestreado se expresa en m^3 .

3.2.2.2.2. Determinar las áreas más contaminadas

Una vez determinados la concentración de microorganismos, se procedió a comparar los valores establecidos por Etzel (2001) categorizados los niveles en cinco grupos. Dichos grupos se pueden apreciar en la tabla:

Tabla 5. Nivel de contaminación de microorganismos en el aire

Nivel de contaminación	Concentración de microorganismos en el aire (UFC/m ³)	Calidad del aire	Color
Bajo	< 100	Bueno	
Medio	101 - 300	Moderado	
Alto	301 - 1000	Malo	
Muy alto	1001 - 5000	Muy malo	
Extremadamente alto	> 5000	Peligroso	

Fuente: Etzel (2001)

3.2.2.2.3. Identificar los géneros bacterianos y fúngicos

a. Bacteria

Para identificar el género de bacterias presentes en los matraces con caldo BHI después de 48 horas de incubación, se tomó un inóculo utilizando un asa de siembra y se sembró en placas Petri con medios enriquecidos, como agar Manitol Salado, agar CLED, agar Mac Conkey y agar M77, utilizando el método de estrías. Las placas se incubaron durante 48 horas a una temperatura de 37 °C. Una vez transcurrido este tiempo, se procedió a realizar la tinción Gram y la prueba de diferenciación bioquímica de las bacterias que crecieron en las placas con los medios de cultivo.

- Tinción Gram

El procedimiento de tinción Gram se realizó de la siguiente manera:

1. En un portaobjeto previamente esterilizado y rotulado se agregó una gota de suero fisiológico y se tomó una muestra de la bacteria desde la zona detrás del mechero. Esta muestra se extendió cuidadosamente sobre el portaobjeto para formar un frotis delgado y uniforme.
2. El frotis se fijó aplicando calor, deslizando rápidamente el portaobjetos a través del mechero.

3. Luego, se aplicó el tinte cristal violeta a la muestra y se dejó actuar durante 2 minutos, después se realizó un enjuague con agua corriente.
4. A continuación, se adicionó el lugol a la muestra y se permitió que actuara durante 2 minutos antes de realizar otro enjuague.
5. Posteriormente, se trató a la muestra con una solución de alcohol-acetona durante 5 segundos, seguido de un enjuague.
6. Para concluir, se procedió a teñir la muestra con safranina durante 30 segundos, seguido de un enjuague para luego ser secado en el mechero.

En el proceso de identificación bacteriana, se aplicaron dos gotas de aceite de inmersión en el portaobjetos antes de examinarlo bajo al microscopio con el objetivo de 100x. Luego, se procedió a determinar si las bacterias presentes eran Gram positivas o Gram negativas.

- **Prueba de diferenciación bioquímica**

Para llevar a cabo esta prueba, se prepararon varios medios, incluyendo los agares LIA, TSI, SIM, Citrato de Simmons y urea, así como los caldos como el indol, rojo de metilo, Vogue Proskauer y malonato. Los agares se calentaron en un baño maría hasta que se fundieron completamente, luego, junto con los caldos, se sometieron a autoclave a una temperatura de 121 °C y una presión 15 PSI

Para el agar LIA y TSI, se dejaron solidificar en forma de pico de flauta, mientras que para el agar Citrato de Simmons se solidificaron en forma de pico inclinado. En el caso de SIM y la urea, se dejaron solidificar de manera recta en los tubos de ensayo. Para cada tubo de ensayo, se añadieron aproximadamente 5 ml de agar o caldo correspondiente.

Se realizó la siembra en el agar LIA y TSI mediante el método de puntura y estría, mientras que para el Citrato de Simmons se utilizó el método de estría. Para el agar SIM y urea se empleó el método de puntura. En cuanto a los caldos de indol, rojo de metilo, Vogue Proskauer y malonato, se realizaron las siembras utilizando el método de enjuague. Todos los tubos de ensayos se incubaron durante 48 horas a una temperatura de 37 °C.

Luego de completar el tiempo de incubación, procedimos a realizar las observaciones de las reacciones. En todos los tubos de ensayo con indol, se añadieron dos gotas del reactivo de Kovac para verificar la capacidad de la bacteria para

producir indol, lo que se manifestaría mediante la formación de un anillo rojo en la capa superior. También, empleamos este reactivo en los tubos de ensayo con SIM, para ver si hay presencia de indol. Además, en este medio se puede observar la presencia de un cambio de color (negro) que indicaría la producción ácido sulfúrico y la movilidad la bacteria en el medio.

En los tubos de ensayo con rojo de metilo, se añadieron dos gotas del reactivo rojo de metilo para comprobar la producción de ácido acético, que resultaría de un cambio de color en el medio. Para los tubos de ensayo con Vogue Proskauer, se agregaron dos gotas de reactivo KOH y alfa naftol para identificar la producción de acetilmetilcarbinol.

En los tubos con Citrato de Simmons, se evaluó si hubo un cambio de color de verde a azul, lo cual indicaría la utilización del citrato por la bacteria. En los tubos con LIA, se examinó la capacidad de la bacteria para producir lisina descarboxilasa y ornitina descarboxilasa.

Para los tubos con TSI, se evaluó la capacidad de la bacteria para fermentar diferentes azúcares (glucosa, lactosa y sacarosa) y producir gases. En los tubos con malonato, se determinó si la bacteria era capaz de utilizar el malonato, lo que resultaría en un cambio de color en el medio. Por último, en los tubos con urea, se examinó si la bacteria podría hidrolizar la urea y producir amoniaco, lo que cambiaría de color a un tono rosa o magenta debido al aumento del pH.

b. Fungi

Para identificar el género de fungi presentes en los matraces con caldo BHI después de cinco días de incubación, se tomó un inóculo utilizando un asa de siembra y se sembró en placas Petri en el medio enriquecidos con agar Sabouraud mas antibiótico (Ceftriaxona), utilizando el método de estrías y goteo en cuatro esquinas. Luego, las placas fueron selladas con parafilm y se incubaron durante siete días a temperatura ambiente. Una vez transcurrido este tiempo, se procedió a realizar el Microcultivo de fungi (López, 2004).

- Microcultivo de fungi

Antes de proceder, se colocaron soportes (varillas de vidrio) en el interior de las placas Petri. Sobre estos soportes, se colocaron un portaobjetos y un cubreobjetos. Luego, las placas Petri se llevaron al horno a una temperatura de 50 °C durante 24 horas para asegurar la completa esterilización. Además, se vertió el agar Sabouraud mas antibiótico en dos placas Petri con un grosor de 10 mm, y posterior mente se dividió en cubos para su posterior uso.

Después de transcurrido el tiempo, se retiraron las placas del horno y las placas que habían sido incubadas. En cada portaobjetos, se colocó un cubo de agar Sabouraud. A continuación, se seleccionó un cultivo celular fúngico de cada colonia que había crecido en las placas, utilizando un asa micología. Luego, se tomó un inóculo de cada colonia y se procedió a sembrarlo en el cubo de agar Sabouraud. Se colocó el cubreobjetos sobre el cubo utilizando una pinza previamente esterilizada, y se introdujo una bola de algodón previamente humedecida dentro de cada placa Petri. Por último, las placas se llevaron a incubar a una temperatura ambiente durante 7 días.

Una vez finalizada la incubación, con cuidado se retiró el cubreobjetos de la placa de Microcultivo utilizando una pinza y se ubicó sobre un portaobjetos limpio esterilizado. Previamente, se había añadido una gota de azul lactofenol al portaobjetos. Se utilizó papel secante para absorber el exceso de colorante y se sellaron los lados laterales con esmalte transparente de uñas. Después de desechar el cubo con agar Sabouraud, se repitió el mismo procedimiento con el portaobjetos, colocando un cubreobjetos limpio esterilizado sobre ello.

Las muestras obtenidas fueron observadas bajo el microscopio utilizando un objetivo de aumento de 40X. Además, se consultó el manual “Illustrated Genera of Imperfect Fungi” (Barnett, 1998) para su adecuada identificación.

3.2.2.3. Clasificar los microorganismos presentes según su patogenicidad y al nivel de riesgo que representa en la salud humana

Para la clasificación de los microorganismos se empleó el Real Decreto 664/1997 de España, que establece las normas para la protección de los trabajadores contra los riesgos relacionados con la exposición a agentes biológicos durante el trabajo. En este contexto, los microorganismos se clasifican en cuatro grupos según su patogenicidad y el nivel de riesgo que representan para la salud humana. La clasificación se basa en la capacidad del microorganismo para causar enfermedades en humanos y en la disponibilidad de medidas efectivas de prevención y tratamiento

Tabla 6. Grupo de riesgo de los agentes biológicos del Real Decreto 664/199 de España

Agente biológico del grupo de riesgo	Riesgo infeccioso	Riesgo de propagación a la colectividad	Profilaxis o tratamiento eficaz
I	Poco probable que cause enfermedades	No	Innecesario
II	Puede causar una enfermedad y constituir un peligro para los trabajadores	Poco probable	Posible generalmente
III	Pueden provocar una enfermedad grave y constituir un serio peligro para los trabajadores	Probable	Posible generalmente
IV	Provocan una enfermedad grave y constituyen un serio peligro para los trabajadores	Elevado	Posible generalmente

Fuente: Real Decreto 664/199 (2014)

a. Bacterias

Para clasificar las bacterias presentes en el área de estudio, se consultó la Tabla 1 del Anexo II del Real Decreto 664/1997 de España, que contiene una lista de 197 géneros y especies de bacterias clasificadas como agentes biológicos. Es importante destacar que el nivel de riesgo asociado a cada género o especie bacteriana ya está previamente definido en esta tabla.

b. Fungi

Para clasificar los hongos presentes en el área de estudio, se consultó la Tabla 5 del Anexo II del Real Decreto 664/1997 de España, que contiene una lista de 42 géneros y especies de bacterias clasificadas como agentes biológicos. Es importante destacar que el nivel de riesgo asociado a cada género o especie fúngico ya está previamente definido en esta tabla.

3.2.2.4. Tipo de investigación

El presente trabajo de investigación es no experimental de tipo descriptivo.

3.2.2.5. Variables y operacionalización

a. Variable de investigación

Calidad microbiológica del aire.

b. Variables intervinientes

Cantidad de residuos sólidos depositado.

Factores ambientales (Temperatura, humedad relativa y dirección del viento).

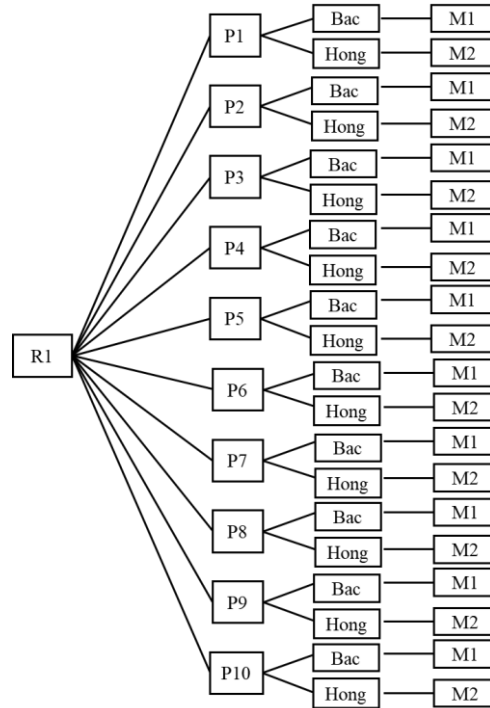
c. Operacionalización

Tabla 7. Operacionalización de variable

Variable	Dimensión	Definición operacional	Indicador	Criterios de medición
Calidad microbiológica del aire	Bacterias	Se realizó el muestreo por el método de burbujeo en las instalaciones de la planta de tratamiento de residuos sólidos para determinar las UFC/m ³ para posteriormente identificar los géneros y especies de bacterias y hongos, con el fin de identificar los riesgos potenciales	Bacilos Gram (+)	UFC/m ³
			Bacilos Gram (-)	
	Hongos		Mohos	UFC/m ³
			Levaduras	

3.2.2.6. Diseño de investigación

El diseño que se utilizó en esta investigación es de tipo descriptivo longitudinal con diez puntos de muestreo (P1: Punto 1, P2: Punto 2, P3: Punto 3, P4: Punto 4, P5: Punto 5, P6: Punto 6, P7: Punto 7, P8: Punto 8, P9: Punto 9, P10: Punto 10) y 4 repeticiones de acuerdo al siguiente esquema:



[R] Repeticiones 1,2,3,4. [P]: Puntos de muestreo, [Bac]: Bacterias, [Hong]: Hongos, [M]: Muestras.

Figura 2. Diseño de las repeticiones de estudio

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Condiciones climáticas

4.1.1. Temperatura, humedad relativa, velocidad y dirección del viento

La tabla 8 muestra los datos promedios de la temperatura, humedad relativa, velocidad y dirección del viento registrados en diferentes zonas de muestreo en la planta de tratamiento de residuos sólidos. La mayor temperatura promedio se registró en la celda transitoria (P2) alcanzando 32 °C, mientras que la menor temperatura promedio se registró en la planta de valorización (P8) con un valor de 30.8 °C. En cuanto a la humedad relativa, los datos revelan que el mayor promedio se encontró en la planta de compostaje (P6) con un valor de 52.8%, mientras que el menor valor promedio se presentó en la celda transitoria (P2) con un valor de 50.6 %. Se obtuvo un promedio de la velocidad del viento de 0.5 m/s con una dirección promedio hacia 130.5°.

Tabla 8. Datos de la temperatura, humedad relativa, velocidad y dirección del viento.

Zona de muestreo		Temperatura (°C)	Humedad relativa (%)	Velocidad del viento (m/s)	Dirección del viento
Celdas transitorias	P1	31.1	52.5	0.5	130.5
	P2	32.0	50.6	0.5	130.5
	P3	31.6	52.0	0.5	130.5
	P4	31.5	52.5	0.5	130.5
Piscina de lixiviado	P5	31.4	51.8	0.5	130.5
Planta de compostaje	P6	31.2	52.8	0.5	130.5
	P7	31.1	52.5	0.5	130.5
Planta de valorización	P8	30.8	50.8	0.5	130.5
Sotavento	P9	31.4	52.3	0.5	130.5
Entrada	P10	31.6	51.0	0.5	130.5

Zhen *et al.* (2017) menciona que el aumento de la temperatura promovería el crecimiento bacteriano y aceleraría los movimientos de aire convectivos que aumentan la dispersión bacteriana en la atmósfera. Por lo tanto, la temperatura tiene una correlación positiva significativa con la abundancia de bacterias en el aire. Esta afirmación se refleja en la tabla 8, donde el mayor crecimiento de bacterias se registró en la celda transitoria (P2). Es relevante señalar que en este punto de muestreo también mostro la temperatura más

alta. Por lo tanto, se evidencia de que existe una correlación positiva entre la temperatura y el crecimiento microbiano.

En relación a la temperatura y la humedad relativa, de acuerdo con Huertas (2008), se establece una relación inversa entre ambos factores, donde la humedad relativa tiende a disminuir a medida que la temperatura aumenta y viceversa. En el análisis de nuestros datos, se evidencia una correlación negativa entre la temperatura y humedad relativa, es decir, a mayor temperatura, menor humedad relativa. El coeficiente de correlación es de -0.67, lo que significa una relación moderada entre las variables.

La alta temperatura con baja velocidad del viento y humedad relativa restringe el transporte de microorganismos a distancias cortas que pueden alcanzar un pico de concentración (Nair, 2021). Por lo tanto, el viento puede aumentar o disminuir la abundancia de bacterias en el aire dependiendo la velocidad del viento (Moriss *et al.*, 2013). Esto se evidencio en la zona de sotavento (P9) (tabla 8) donde se registró una menor concentración de bacterias con respecto a las celdas transitorias y la planta de compostaje y valorización, esto debido a que la temperatura fue mayor a 30 °C, cuya humedad oscilo entre 50 a 53 % y con una velocidad de 0.5 m/s.

Moriss *et al.* (2013) menciona que la variabilidad temporal de las comunidades microbiana se explica de manera más simple mediante cambios estaciones, en lugar de los parámetros meteorológicos individuales.

4.1.2. Rosa de viento

La figura 3 representa un gráfico de dispersión del viento correspondiente a febrero de 2023, que ilustra cómo se distribuyen los vientos durante ese mes. En este gráfico, se destaca que los vientos predominan en la dirección sureste (SE), con una frecuencia del 1.67 % y velocidades que varían entre 0.5 m/s y 2.1 m/s.

En la figura 4 se presenta el diagrama de dispersión del viento correspondiente a marzo de 2023. Este diagrama ilustra la distribución del viento, siendo más predominante en la dirección sureste (SE), con una frecuencia del 2.19 % y velocidades que oscilan entre 0.5 m/s y 2.1 m/s.

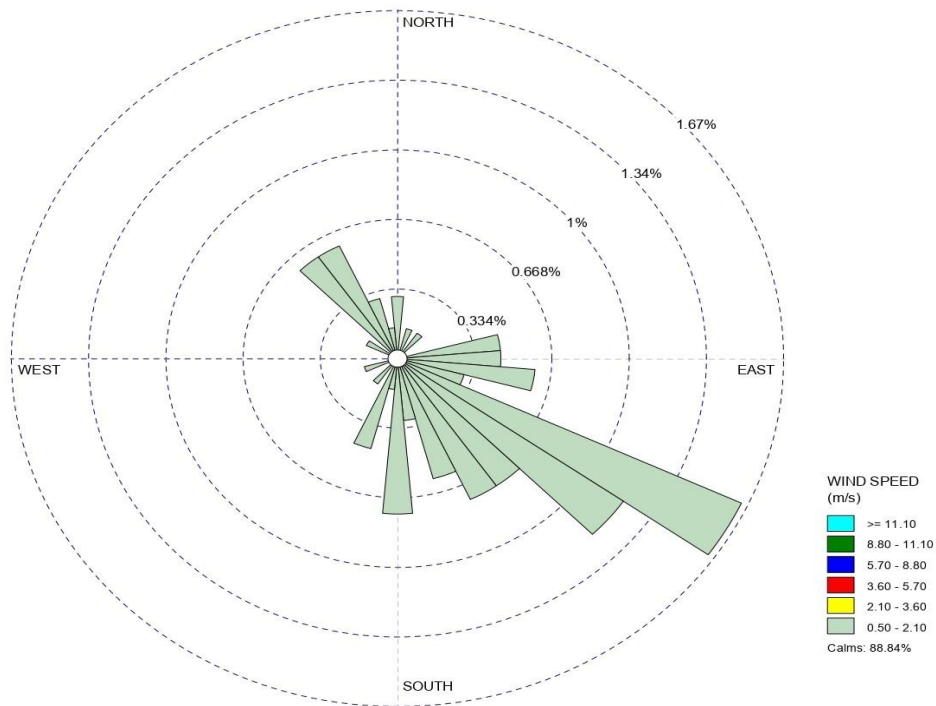


Figura 3. Orientación del viento durante el mes de febrero de 2023

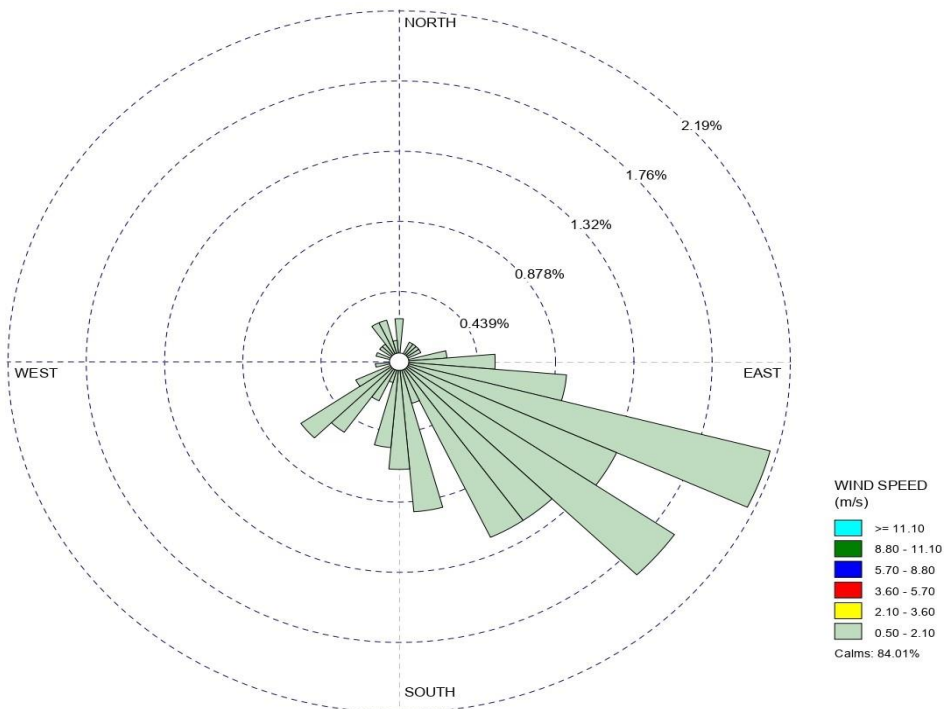


Figura 4. Orientación del viento durante el mes de marzo de 2023

La figura 5 representa un gráfico de dispersión del viento correspondiente a abril de 2023, que ilustra cómo se distribuyen los vientos durante ese mes. En este gráfico, se destaca que los vientos predominan en la dirección sureste (SE), con una frecuencia del 1.84 % y velocidades que varían entre 0.5 m/s y 2.1 m/s.

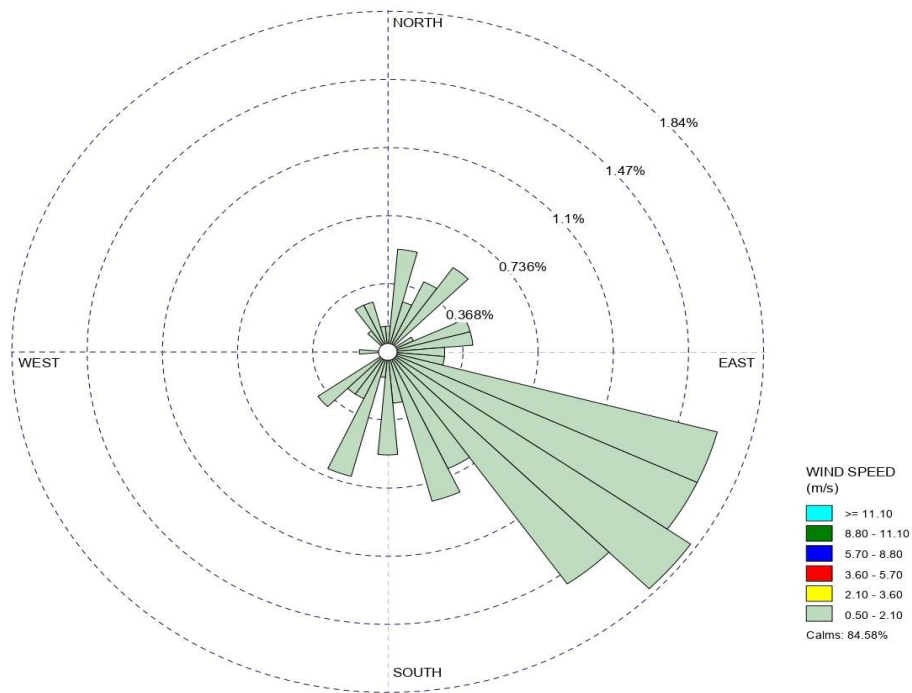


Figura 5. Orientación del viento durante el mes de abril de 2023

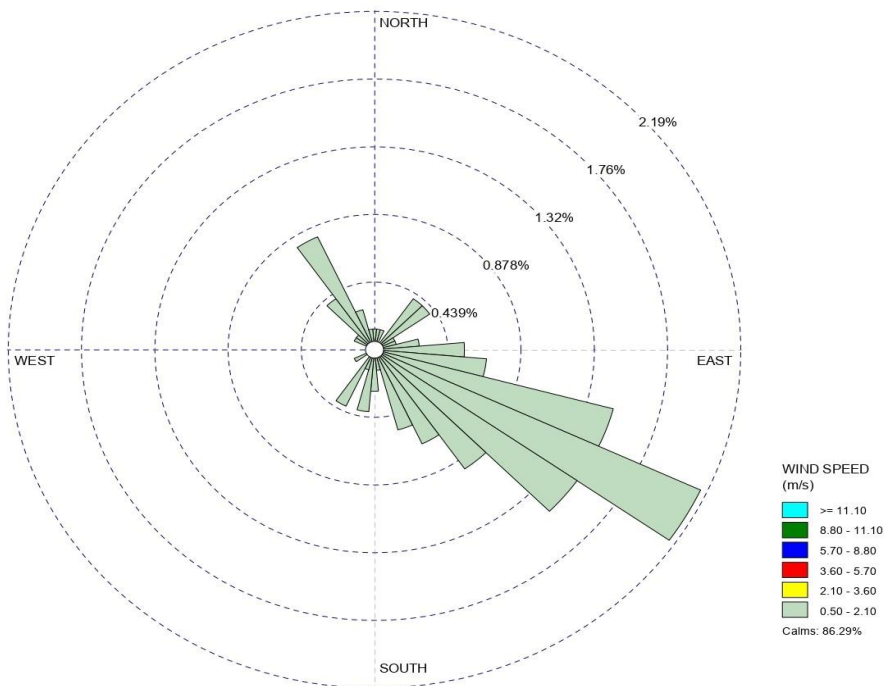


Figura 6. Orientación del viento durante el mes de mayo de 2023

La figura 6 representa un gráfico de dispersión del viento correspondiente a mayo de 2023, que ilustra cómo se distribuyen los vientos durante ese mes. En este gráfico, se destaca que los vientos predominan en la dirección sureste (SE), con una frecuencia del 2.19 % y velocidades que varían entre 0.5 m/s y 2.1 m/s.

La medición precisa de las condiciones climáticas, incluida la velocidad y dirección del viento, es fundamental para comprender el entorno atmosférico en el que se desarrolla la calidad del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos. Sin embargo, es importante reconocer que en este estudio se utilizaron datos meteorológicos de una estación cercana en lugar de datos insitu debido a limitaciones de recursos y logística.

Una de las limitaciones clave de este estudio fue la falta de disponibilidad de equipos meteorológicos insitu, que requieren una inversión significativa de recursos financieros y logísticos. A pesar de esta limitación, se consideró que los datos meteorológicos de la estación de Tingo María, ubicada a aproximadamente 11 km de la planta de tratamiento de residuos sólidos, proporcionarían una representación razonable de las condiciones climáticas locales durante el período de estudio.

Conforme a lo señalado por Ramírez & Vivanco (2007), para entender cómo los contaminantes se dispersan en la atmósfera, es necesario comprender con qué frecuencia y en qué direcciones y velocidades sopla el viento. La prevalencia del viento en un período específico puede representarse mediante una "rosa de los vientos", que muestra el porcentaje de tiempo en el que el viento proviene de distintas direcciones.

De acuerdo con los datos recopilados por Olivera (2020), se identificó que durante los meses de noviembre y diciembre de 2019, así como enero de 2020 en Tingo María, los vientos predominaban principalmente desde las direcciones suroeste (SW), sur (S) y sur-suroeste (SSW), respectivamente. Estos vientos presentaban una velocidad promedio de 3.6 m/s.

Sin embargo, en el estudio realizado por Advincula (2021) en Castillo Grande, se encontraron patrones de viento diferentes. Durante los meses de junio, julio y agosto de 2017, los vientos predominaban en dirección este (E), sureste (SE) y sur-sureste (SSE), con velocidades en un rango similar de 0.5 a 2.1 m/s.

En el estudio de los patrones de viento en una ubicación de interés, se pueden observar diferencias significativas en la dirección y la velocidad del viento en diferentes períodos, estas se ven influenciados por factores como la radiación solar, la presión atmosférica, la temperatura y la humedad.

4.2. Identificación de los géneros bacterianos y fúngicos y determinación de las áreas más contaminadas

4.2.1. Concentración bacteriana y fúngico del aire

4.2.1.1. Bacterias

La tabla 9 proporciona un desglose detallado sobre la concentración de bacterias en el aire (UFC/m³) en los 10 puntos de muestreo durante un periodo de cuatro meses, desde febrero hasta mayo. En el mes de febrero, la piscina de lixiviado (P5) exhibió la concentración más alta de bacterias, alcanzando un valor de 11667 UFC/m³. En contraste, la planta de compostaje (P6) produjo la concentración más baja, con un total de 1042 UFC/m³. Durante marzo, la piscina de lixiviado (P5) continuó mostrando la concentración más alta, con un valor de 22917 UFC/m³, mientras que la ubicación del sotavento (P9) produjo la concentración más baja, llegando a 2083 UFC/m³. Para el mes de abril, la celda transitoria (P2) evidencio tener la concentración más alta, alcanzando un valor de 8958 UFC/m³, mientras tanto la piscina de lixiviados (P5) evidencio concentración mínima de 2292 UFC/m³. Finalmente, en el mes de mayo, la celda transitoria (P2) mantuvo la concentración más alta con un valor de 21875 UFC/m³, mientras que la entrada (P9) evidenció la concentración más baja, con un valor de 5208 UFC/m³.

Tabla 9. Concentración de bacterias en el aire (UFC/m³)

Zona de muestreo		Recuento bacteriano (UFC/m ³)				
		Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Promedio
Celdas transitoria	P1	3333	6250	4167	11667	6354
	P2	1667	20833	8958	21875	13333
	P3	3125	4167	3542	10833	5417
	P4	2917	4583	3542	10417	5365
Piscina de lixiviado	P5	11667	22917	2292	11875	12188
Planta de compostaje	P6	1042	14167	7917	8333	7865
	P7	1458	16042	7292	8958	8438
Planta de valorización	P8	6250	3750	4583	5625	5052
Sotavento	P9	1042	2083	2292	12500	4479
Entrada	P10	2708	6250	2500	5208	4167

En el estudio realizado por González & Campo (2018), se identificó la mayor concentración de aerobacterias en la celda activa, alcanzando un valor de

850 UFC/m³. De manera similar, Rodríguez *et al.* (2005) encontró una mayor concentración de bacterias en la planta de lixiviados y de compostaje con un total de 422 UFC/m³. Esto debido a que en esa área realizan actividades de molienda y volteo de las pilas de compostaje.

Al contrastar nuestros hallazgos con los datos recopilados, se observa que el punto de muestreo P2, situado en la celda transitoria, exhibió la concentración más elevada de bacterias, seguido por la piscina de lixiviados (P5), con valores de 13333 UFC/m³ y 12188 UFC/m³ respectivamente. Estos resultados coinciden con los resultados de los autores descritos, que también identificaron mayores concentraciones en áreas similares. La presencia de una concentración elevada de bacterias en el P2 podría atribuirse a la proximidad del drenaje de gases y la presencia de charcos de agua residual, factores que podrían haber influenciado la captación de bioaerosoles presentes en el entorno.

Como se sabe, los microbios degradan los compuestos orgánicos presente en los residuos sólidos en forma de metano, dióxido de carbono, vapor de agua y COV (Nair *et al.*, 2019). Los microorganismos pueden quedar atrapados en las burbujas de gas o puedan adherirse a los aerosoles que se forman cuando los desechos se descomponen (Meyer-Dombard *et al.*, 2020) e introducirse a la atmósfera en cantidades importantes de contaminantes microbiológicos en forma de bioaerosoles (Breza, 2016).

No obstante, los resultados obtenidos en nuestro estudio muestran notable diferencia con valores reportados por los González & Campo (2018) y Rodríguez *et al.* (2005). Según Ruiz *et al.* (2020), las características atmosféricas, como las condiciones meteorológicas y los factores fisicoquímicos, pueden jugar un papel importante en las concentraciones y las comunidades bacterianas aerotransportables.

Así mismo, Ruiz *et al.* (2020) señala que las bacterias exhiben concentraciones promedio que oscilan entre 10² a 10⁶ UFC/m³ en ambientes al aire libre. Nuestros valores, varían entre 4167 UFC/m³ y 13333 UFC/m³, encontrándose en el rango descrito por el autor. Además, en consonancia con nuestros hallazgos, Flores (2018) registro una concentración total de 4887 UFC/m³ y 3380 UFC/m³ en el área de desechos hospitalarios y desechos comunes, mientras que Jambo & Mendoza (2019) registraron una concentración de 2408 UFC/m³. Estos resultados guardan cierta similitud con los obtenidos en nuestro estudio, respaldando así la validez de nuestros datos.

Adicionalmente, Sánchez & Stentiford (2003) investigaron la concentración de bacterias en una planta de compostaje, encontrando valores que oscilan entre 2.3x10³ UFC/m³ y 1.9x10⁵ UFC/m³. En los puntos de muestreo en planta de compostaje (P6 y

P7), obtuvimos una concentración promedio de bacterias con valores de 7865 UFC/m³ y 8438 UFC/m³, encontrándose en el rango descrito por el autor.

En la zona del sotavento, se registró un valor inferior con otras zonas de muestreo, a diferencia de la entrada, donde se alcanzó una concentración de 4479 UFC/m³. Pop *et al.* (2022) sostiene que las altas temperaturas con baja velocidad del viento y humedad relativa restringen el transporte de bioaerosoles a distancias cortas que pueden alcanzar un máximo de concentración de bioaerosoles áreas adyacentes. En la zona de la entrada, se obtuvo una concentración de 4167 UFC/m³, lo cual puede atribuirse al tráfico vehicular que pasa por la carretera Fernando Belaunde T. y a los camiones recolectores tanto de residuos, compost y valorización. Estos vehículos pueden aerosolizar los microbios presentes en el ambiente o en los desechos sólidos, resultando en altas concentraciones de bioaerosoles.

4.2.1.2.Fungi

La tabla 10 proporciona un desglose detallado sobre la concentración de fungi en el aire (UFC/m³) en los 10 puntos de muestreo durante un periodo de cuatro meses, desde febrero hasta mayo. En el mes de febrero, la planta de valorización (P8) exhibió la concentración más alta, alcanzando un valor de 3333 UFC/m³. En contraste, en la celda transitoria (P1) produjeron una concentración más baja, con un total de 833 UFC/m³. Durante marzo, la celda transitoria (P1) mostro la concentración más alta, con un valor de 3333 UFC/m³, mientras que la ubicación del sotavento (P9) produjo la concentración más baja, llegando a 833 UFC/m³. Para el mes de abril, la planta de compostaje (P6 y P7) evidencio tener la concentración más alta, alcanzando un valor de 2500 UFC/m³, mientras tanto la ubicación del sotavento (P9) evidenció la concentración mínima de 1667 UFC/m³. Finalmente, en el mes de mayo, la planta de compostaje (P7) mantuvo la concentración más alta con un valor de 5000 UFC/m³, mientras que la piscina de lixiviados (P5) evidenció la concentración más baja, con un valor de 883 UFC/m³.

Tabla 10. Concentración de fungi en el aire (UFC/m³)

Zona de muestreo	Recuento fúngico (UFC/m ³)					
	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Promedio	
Celdas transitoria	P1	833	3333	2500	2500	2292
	P2	2500	1667	1667	1667	1875
	P3	2500	1667	1667	2500	2083
	P4	2500	1667	1667	1667	1875

Piscina de lixiviado	P5	1667	1667	1667	833	1458
Planta de compostaje	P6	1667	2500	2500	3333	2500
	P7	2500	1667	2500	5000	2917
Planta de valorización	P8	3333	1667	1667	1667	2083
Sotavento	P9	3333	833	1667	3333	2292
Entrada	P10	2500	1667	2500	1667	2083

En la investigación realizada por Castro (2009), identifiqué la mayor concentración de fungi en la celda de disposición final y patio de descarga de residuos sólido con un valor de 2217 UFC/m³. En contraste con nuestros resultados, encontramos que la concentración más alta se manifestó en la planta de compostaje, llegando a 2917 UFC/m³. La discrepancia en los resultados puede explicarse, en parte, por la inexistencia de una planta de compostaje en el sitio de investigación de Castro (2009), situación que contrasta con nuestro estudio. Sin embargo, al realizar un análisis entre las áreas de disposición final de residuos sólidos, se observan valores cercanos reportando por este autor, con un valor máximo de 2292 UFC/m³ en la celda transitoria. Camargo & Vélez (2010), reportaron valores máximos de concentración fúngica en el estanque de lixiviados, alcanzando los 1343 UFC/m³, estos valores se asemejan a la concentración de fungi encontrados en la piscina de lixiviados con un valor de 1458 UFC/m³.

Así mismo, es importante destacar que las concentraciones de fungi en nuestra área de estudio exhiben valores superiores en comparación con los reportados por otras investigaciones. Por ejemplo, González & Campo (2018) registraron una concentración 850 UFC/m³, Morgano (2017) informó un valor de 363 UFC/m³ y Schlosser *et al.* (2016) identificó una concentración de 480 UFC/m³. En este sentido, nuestros hallazgos subrayan una mayor presencia de fungi en el aire en el entorno de estudio en relación con estas investigaciones previas.

Sánchez & Stentiford (2003) investigaron la concentración de fungi en una planta de compostaje, encontrando valores que oscilan entre 3.8×10^3 y 9.8×10^4 UFC/m³. Así mismo, el Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo (2001) menciona que distintos estudios llevados a cabo en plantas de compostaje hallaron concentraciones que varían entre 10^5 y 10^7 UFC/m³. Estos valores son superiores obtenidos en la planta de compostaje. La diferencia podría deberse a los procesos operativos que se llevan a cabo en diferentes plantas de compostaje.

4.2.2. Áreas con más presencia de microorganismos

La tabla 11 y la figura 7 presentan los niveles de calidad microbiológica de bacterias y fungi (UFC/m³) en función de las concentraciones promedio en el aire registrados en los 10 puntos de muestreo, siguiendo el enfoque de Etzel (2001). Al analizar los datos de bacterias, se observa que los puntos de muestreos situados en la celda transitoria (P1, P2, P3 y P4), piscina de lixiviados (P5), planta de compostaje (P6 y P7), así como la planta de valorización (P8) superan los 5000 UFC/m³, lo que indica una contaminación extremadamente alta. Por otro lado, los puntos de muestreo en el lado del sotavento (P9) y en la entrada (P10) presentan concentraciones en el rango de 3000 UFC/m³ a 5000 UFC/m³, lo que indica una contaminación muy alta en estas áreas específicas. Para los datos fungi, se observa que los 10 puntos de muestreos, presentan concentraciones en el rango de 3000 UFC/m³ a 5000 UFC/m³, lo que indica una contaminación muy alta en estas áreas específicas.

Tabla 11. Nivel de la calidad microbiológica de bacterias en el aire

Zona de muestreo	Bacteria (UFC/m ³)	Nivel de contaminación	Color	Fungi (UFC/m ³)	Nivel de contaminación	Color
Celdas transitoria	P1	6354	Extremadamente alto	2292	Muy alto	
	P2	13333	Extremadamente alto	1875	Muy alto	
	P3	5417	Extremadamente alto	2083	Muy alto	
	P4	5365	Extremadamente alto	1875	Muy alto	
Piscina de lixiviado	P5	12188	Extremadamente alto	1458	Muy alto	
Planta de compostaje	P6	7865	Extremadamente alto	2500	Muy alto	
	P7	8438	Extremadamente alto	2917	Muy alto	
Planta de valorización	P8	5052	Extremadamente alto	2083	Muy alto	
Sotavento	P9	4479	Muy alto	2292	Muy alto	
Entrada	P10	4167	Muy alto	2083	Muy alto	
Promedio	7266	Extremadamente alto		2146	Muy alto	

En el estudio realizado por Jambo & Mendoza (2019), se constató que para el mes de septiembre del 2018 se registró un valor promedio de 2408 UFC/m³, mientras que marzo del 2019 se obtuvo un promedio general de 1472 UFC/m³. Es importante resaltar

que, según estos resultados, solo en el mes de septiembre supero el estándar de calidad establecido por la Administración de Seguridad y Salud Ocupacional (OSHA, 2001), el cual fija un límite máximo de 2000 UFC/m³.

Odonkor & Mahami (2020) investigaron las concentraciones de bacterias y fungi en seis vertederos de residuos sólidos, encontrando valores de bacterias que variaron entre 108 UFC/m³ y 703 UFC/m³. Es relevante señalar que, en todos los sitios de estudio, los recuento de bacteriana en el aire superaron considerablemente el límite establecido en los niveles microbianos estándar de la Conferencia Americana de Higienistas Industriales Gubernamentales (ACGIH), que establece un límite máximo de 100 UFC/m³ para la presencia de bacterias en la atmósfera. Para los hongos, encontró valores que variaron entre 1 UFC/m³ y 200 UFC/m³. Los seis vertederos estuvo por debajo establecidos por la OMS, que estima un límite de 500 UFC/m³.

Frączek *et al.* (2017) obtuvo una concentración de fungi que oscilaron entre 1439 UFC/m³ a 16445 UFC/m³ en diecisiete puntos de muestreo, de la cuales cuatro de ellos superaron los 10000 UFC/m³, alcanzando un nivel de contaminación considerado como amenazante para el medio ambiente humano según la norma polaca PN-89/Z-04111/03.

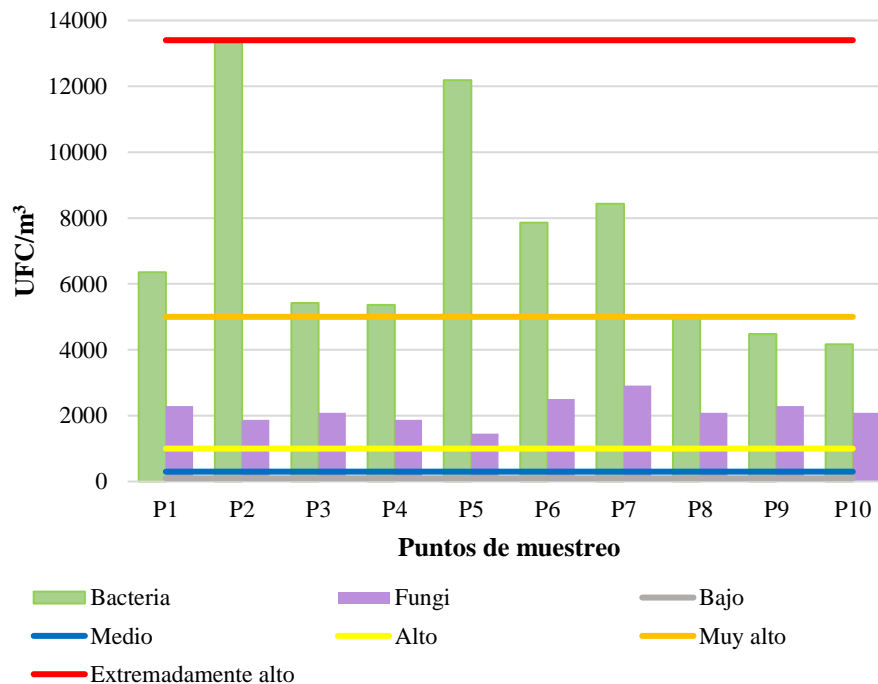


Figura 7. Nivel de la calidad microbiológica de bacterias en el aire

Tanto a nivel nacional como internacional, en la actualidad no existen normativas que aborden directamente la calidad del aire exterior en términos microbiológicos. Por lo tanto, no se dispone de un valor de referencia o un estándar establecido para evaluar la calidad microbiológica del aire. Por esta razón, en diversas investigaciones se emplean una variedad de niveles de contaminación en UFC/m³, incluyendo los proporcionados por organismos como la OMS, OSHA, PN-89/Z-04111/03, ACGIH y Etzel, entre otros, de acuerdo con el enfoque específico de su estudio.

Al comparar con los valores establecidos por Etzel (2001) para bacterias, el estudio de Flores (2018) documentó una concentración total de 4887 UFC/m³ y 3380 UFC/m³ en el área de desechos hospitalarios y desechos comunes, respectivamente, lo cual indica una contaminación muy alta. Por otro lado, Cyprowski *et al.* (2019) obtuvo una concentración promedio de 2360 UFC/m³ dentro del área del vertedero, lo que también sugiere una contaminación muy alta. Sin embargo, los estudios realizados por González & Campo (2018) y Rodríguez *et al.* (2005) presentaron concentraciones de 850 UFC/m³ y 422 UFC/m³, respectivamente, lo cual indica una contaminación alta.

En cuanto a los fungi, en el estudio de Castro (2009) se identificó una concentración de promedio de 1285 UFC/m³ en el relleno sanitario de Portillo, lo cual indica contaminación muy alta. Similarmente Danuta *et al.* (2010) encontró una concentración promedio de 3382 UFC/m³, también evidenciando una contaminación muy alta. Por otro lado, Breza (2016) obtuvo una concentración promedio de 9881 UFC/m³ en las instalaciones de un vertedero, lo cual indica una contaminación extremadamente alta. Sin embargo, contrastando estas cifras, los estudios realizados por Camargo & Vélez (2010), González & Campo (2018), Rodríguez *et al.* (2005) y Schlosser *et al.* (2016) presentaron concentraciones de 354 UFC/m³, 850 UFC/m³, 363 UFC/m³ y 480 UFC/m³ respectivamente, lo cual indica una contaminación alta.

El Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo (2001) sugiere que no se deben pasar de 10000 UFC/m³ de concentración de bacterias y fungi en las plantas de compostaje. Las concentraciones promedio que obtuvimos en la planta de compostaje fue de 7865 UFC/m³ y 8438 UFC/m³ para bacteria y 2500 UFC/m³ y 2197 UFC/m³ para fungi, estas concentraciones se mantienen debajo del umbral recomendado por INSHT.

Además, Frączek *et al.* (2017) menciona que si en caso que la concentración de bacterias e fungi excede los 5000 UFC/m³ dicho aire exterior debe reconocerse como “microbiológicamente contaminado” y dichas condiciones como “inaceptables”.

Todos los factores que aumentan la contaminación por aerosoles en las celdas transitorias, así como en la planta de compostaje y valorización de residuos municipales, tales como: transporte y descarga de los residuos (aprovechable, no aprovechable y orgánicos), nivelar con el equipo mecánico, la compactación de las capas de residuos y su recubrimiento, volteo de las pilas de compost y la clasificación de los residuos favorecen el aumento de la concentración de microorganismos en el aire.

4.2.3. Identificación de los géneros bacterianos y fúngicos

4.2.3.1. Bacterias

En este estudio, se identificaron un total de 14 géneros y especies bacterianos, entre los que se incluyen *Staphylococcus* sp., *Lactobacillus* sp., *Bacillus* sp., *Enterobacter haniae*, *Enterobacter aerogenes*, *Proteus mirabillis*, *Escherichia* sp., *Serratia marcescens*, *Serratia ribadaea*, *Enterobacter cloreae*, *Salmonella* sp., *Enterobacter agglomerans*, *Streptobacillus* sp. y *Citrobacter freundii*. La tabla 12 detalla que la piscina de lixiviados exhibió una mayor diversidad de géneros bacterianos, sumando un total de 10 géneros, con un predominio notable de los géneros de *Bacillus* sp., *Escherichia* sp. y *Salmonella* sp., cada uno representado el 15.4 % de la composición total, tal como se observa en la Figura 8. En contraste, en el área de la entrada se observó una menor diversidad de géneros bacterianos, con un total de 4 géneros identificados, con un predominio considerable del género *Bacillus* sp.

Tabla 12. Bacterias identificadas en el área de estudio

Zona de muestreo	Bacterias		Total	
	Coloración	Diferenciación bioquímica		
Celda transitorias	P1	<i>Staphylococcus</i> sp. <i>Lactobacillus</i> sp. <i>Bacillus</i> sp.	<i>Enterobacter haniae</i> , <i>Enterobacter aerogenes</i> , <i>Proteus mirabillis</i> y <i>Escherichia</i> sp.	7
	P2	<i>Bacillus</i> sp. <i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Serratia marcescens</i> , <i>Serratia ribadaea</i> , <i>Enterobacter cloreae</i> y <i>Escherichia</i> sp.	6
	P3	<i>Bacillus</i> sp. <i>Staphylococcus</i> sp. <i>Lactobacillus</i> sp.	<i>Serratia ribadaea</i> , <i>Proteus mirabillis</i> , <i>Escherichia</i> sp. y <i>Salmonella</i> sp.	7
	P4	<i>Bacillus</i> sp. <i>Staphylococcus</i> sp. <i>Lactobacillus</i> sp.	<i>Salmonella</i> sp., <i>Enterobacter aerogenes</i> y <i>Enterobacter agglomerans</i> <i>Serratia marcescens</i>	7
Piscina de lixiviados	P5	<i>Bacillus</i> sp. <i>Streptobacillus</i> sp. <i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Salmonella</i> sp., <i>Enterobacter cloreae</i> , <i>Serratia ribadaea</i> , <i>Citrobacter freundii</i> , <i>Enterobacter agglomerans</i> y <i>Enterobacter haniae</i> y <i>Escherichia</i> sp.	10
Planta de compostaje	P6	<i>Bacillus</i> sp. <i>Lactobacillus</i> sp.	<i>Serratia ribadaea</i> , <i>Escherichia</i> sp. y <i>Enterobacter aerogenes</i> .	5

	P7	<i>Bacillus</i> sp. <i>Lactobacillus</i> sp. <i>Streptobacillus</i> sp.	<i>Proteus mirabilis</i> , <i>Escherichia</i> sp. y <i>Salmonella</i> sp.	6
Planta de valorización	P8	<i>Bacillus</i> sp. <i>Lactobacillus</i> sp. <i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Enterobacter aerogenes</i> , <i>Enterobacter</i> <i>agglomerans</i> y <i>Salmonella</i> sp	6
Sotavento	P9	<i>Lactobacillus</i> sp. <i>Bacillus</i> sp. <i>Streptobacillus</i> sp. <i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Proteus mirabilis</i> y <i>Enterobacter haniae</i>	6
Entrada	P10	<i>Bacillus</i> sp. <i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Salmonella</i> sp. y <i>Enterobacter agglomerans</i>	4

La Figura 8 ilustra la distribución relativa de los géneros bacterianos identificados. *Bacillus* sp. fue detectado en todos los puntos de muestreo, destacando con una abundancia del 29.8 %. Le siguió el género *Enterobacter* sp. con un 17.3 %, seguido de *Staphylococcus* sp., presente con un 12.5 %, mientras que *Escherichia* sp. y *Salmonella* sp. mostraron una proporción del 8.7 % cada uno.

Entre los 159 aislados identificados, se encontraron 102 cepas de Gram positivas (64%) (*Bacillus* sp., *Staphylococcus* sp y *Lactobacillus* sp.) y 57 cepas Gram negativas (36%) (*Enterobacter* sp., *Escherichia* sp., *Salmonella* sp., *Proteus mirabilis*, *Serratia ribadaea*, *Serratia ribadaea* y *Streptobacillus* sp.). La fracción cultivable Gram positivas es generalmente más abundante en el aire que la Gram negativas (Amato *et al*, 2007).

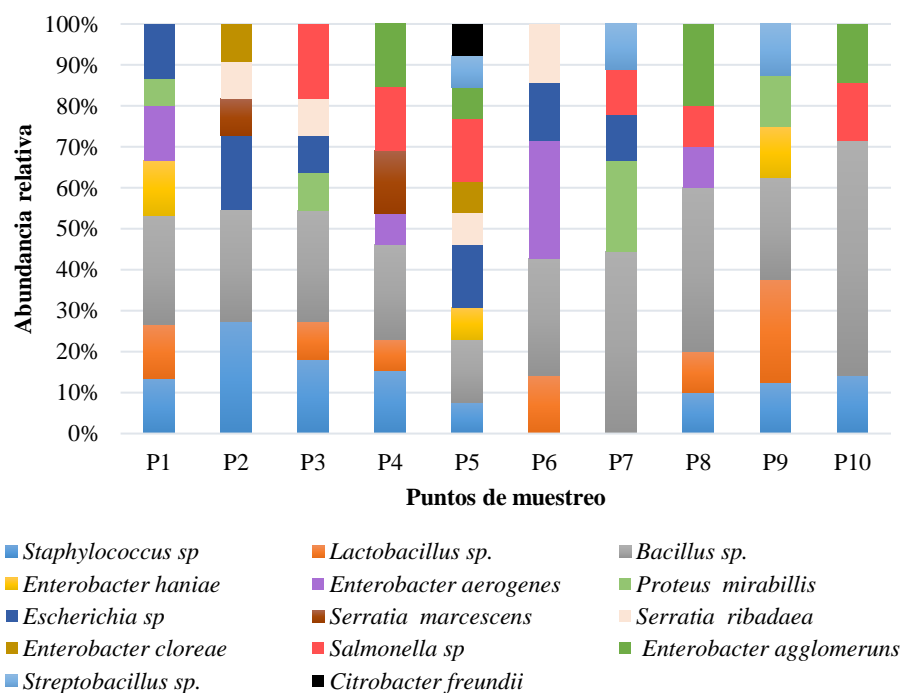


Figura 8. Diversidad de bacterias encontradas en el área de estudio

Los microorganismos liberados en los rellenos sanitarios comúnmente comprenden géneros bacterianos, que incluyen *Bacillus* sp., *Enterobacter* sp., *Salmonella* sp., *Escherichia* sp. y *Staphylococcus* sp. (Wang *et al.* 2017, Córdova *et al.* 2018, Jambo & Mendoza 2019, Campaña & Navarrete 2018, Solís & Vascones 2017 y Flores 2018). En este sentido, estos mismos géneros bacterianos también fueron identificados en la presente investigación, respaldando así la validez de nuestros datos.

En el entorno de compostaje (P6 y P7), se constató la detección ocasional de *Escherichia* sp. y *Salmonella* sp., lo cual podría relacionarse con la presencia previa de estas bacterias en las áreas de las celdas transitorias y la piscina de lixiviados. Esta transferencia podría acontecer a través de la acción del viento, dado que dichas zonas están ubicadas en proximidad, cabe recalcar que Ore *et al.* (2023) encontró la presencia de *Salmonella* y *Escherichia* en los lixiviados de residuos sólidos generados en las celdas transitorias de Santa Rosa de Shapajilla. Adicionalmente, el Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo (2004) señala que es plausible encontrar *Escherichia* sp., y la presencia de *Salmonella* sp. en el compostaje, esto se emplea como indicador de la efectividad del proceso de higienización de dicho material.

Bacillus sp. producen endosporas, estas permiten a las bacterias del género *Bacillus* sobrevivir en ambientes hostiles durante largos períodos de tiempo hasta que las condiciones mejoren (Nair, 2021). Gerba *et al.* (2011) menciona que las heces de animales contribuyen a la presencia de aproximadamente 97 % de los bastones de *Salmonella*.

El grupo microbiano más común detectado en los vertederos son los degradadores de celulosa, acidógenos, acetógenos y metanógenos. Algunas de las bacterias como *Escherichia coli*, *Proteus mirabilis*, *Staphylococcus sciurii*, *Staphylococcus xylosum* son responsables de la degradación de los residuos eliminados en los vertederos (Nair, 2021).

4.2.3.2. Fungi

Se lograron identificar 13 géneros de fungi, entre los que se incluyen *Blastomyces* sp., *Rhizopus* sp., *Penicillium* sp., *Mucor* sp., *Aspergillus* sp., *Geotrichum* sp., *Monosporium* sp., *Scopulariopsis* sp., *Fusarium* sp., *Candida* sp., *Oidium* sp., *Microsporium* sp.

y *Chalaropsis* sp. La tabla 13 detalla que la planta de compostaje (P6) exhibió una mayor diversidad de géneros bacterianos, sumando un total de 8 géneros. Entre ellos, el género *Aspergillus* sp. se destacó con un 30.8 %, seguido de *Rhizopus* sp. y *Penicillium* sp., con un 15.4 % cada uno, tal como se observa en la Figura 9. En contraste, en áreas como la entrada,

sotavento y celda transitoria (P3), se observó una menor diversidad de géneros fúngicos, con un total de 4 géneros identificados en cada una. Aquí, el género *Aspergillus* sp. también predominó, representando un 33 %, *Mucor* sp. con 20 % y *Penicillium* sp. con 33 %, respectivamente para cada área.

Tabla 13. Fungi encontrados en el area de estudio

Zona de muestreo	Fungi	Total
Celdas transitorias	P1 <i>Blastomyces</i> sp., <i>Rhizopus</i> sp., <i>Penicillium</i> sp., <i>Mucor</i> sp., <i>Aspergillus</i> sp. y <i>Geotrichum</i> sp.	6
	P2 <i>Rhizopus</i> sp., <i>Penicillium</i> sp., <i>Mucor</i> sp., <i>Aspergillus</i> sp., <i>Scopulariopsis</i> sp., <i>Monosporium</i> sp. y <i>Geotrichum</i> sp.	7
	P3 <i>Penicillium</i> sp., <i>Geotrichum</i> sp., <i>Mucor</i> sp. y <i>Monosporium</i> sp.	4
	P4 <i>Rhizopus</i> sp., <i>Penicillium</i> sp., <i>Mucor</i> sp., <i>Aspergillus</i> sp. y <i>Geotrichum</i> sp.	5
Piscina de lixiviado	P5 <i>Aspergillus</i> sp., <i>Mucor</i> sp., <i>Rhizopus</i> sp., <i>Fusarium</i> sp., <i>Chalaropsis</i> sp. y <i>Candida</i> sp.	6
Planta de compostaje	P6 <i>Geotrichum</i> sp., <i>Rhizopus</i> sp., <i>Penicillium</i> sp., <i>Monosporium</i> sp., <i>Blastomyces</i> sp., <i>Candida</i> sp., <i>Fusarium</i> sp. y <i>Aspergillus</i> sp.	8
	P7 <i>Aspergillus</i> sp., <i>Penicillium</i> sp., <i>Fusarium</i> sp., <i>Mucor</i> sp., <i>Oidium</i> sp. y <i>Candida</i> sp.	6
Planta de valorización	P8 <i>Microsporium</i> sp., <i>Aspergillus</i> sp., <i>Mucor</i> sp., <i>Candida</i> sp., <i>Rhizopus</i> sp., <i>Penicillium</i> sp. y <i>Fusarium</i> sp.	7
Sotavento	P9 <i>Rhizopus</i> sp., <i>Aspergillus</i> sp., <i>Fusarium</i> sp. y <i>Mucor</i> sp.	4
Entrada	P10 <i>Rhizopus</i> sp., <i>Fusarium</i> sp., <i>Aspergillus</i> sp. y <i>Mucor</i> sp.	4

La Figura 5 ilustra la distribución relativa de los géneros fúngicos identificados. *Aspergillus* sp. fue detectado en casi todos los puntos de muestreo, menos en el P3, destacando con una abundancia del 20.5 %. Le siguió *Rhizopus* sp. y *Mucor* sp., presentes con un 15.7 % cada una, mientras que *Penicillium* sp. mostro una proporción del 14.5 %.

Los microorganismos liberados en los rellenos sanitarios comúnmente comprenden géneros fúngicos, que incluyen *Aspergillus* sp. *Penicillium* sp., *Rhizopus* sp. *Fusarium* sp. y *Mucor* sp. (Medina 2018, Jambo & Mendoza 2019, Castro 2009, Rodríguez *et al.* 2005, Schlosser *et al.* 2016 y González & Campo 2018). En este sentido, estos mismos géneros fúngicos también fueron identificados en la presente investigación, respaldando así la validez de nuestros datos.

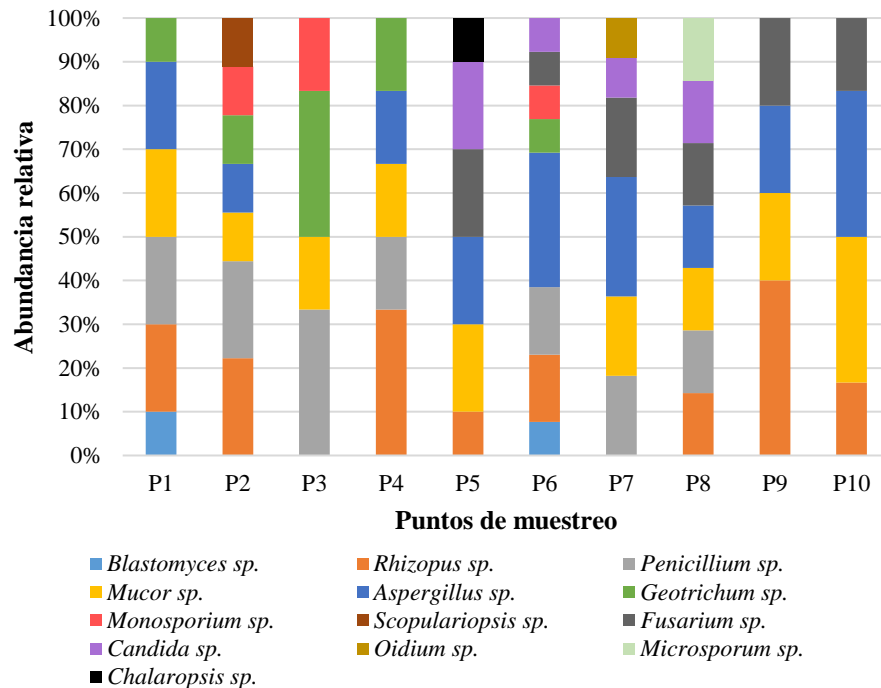


Figura 9. Diversidad de fungi encontradas en el área de estudio

Las concentraciones de *Aspergillus sp* en los rellenos sanitarios, son considerablemente inferiores en comparación con las observadas en otras actividades (Sánchez *et al.*, 2006). Por otro lado, Rodríguez *et al.* (2005) encontró mayor presencia de *Aspergillus sp* en el sitio de la Planta de Composteo. En este contexto, nuestras observaciones concuerdan con los resultados de los autores mencionados, ya que se pudo notar una predominancia de *Aspergillus sp* en la planta de compostaje en comparación con las celdas transitorias, tal como se puede observar en la figura 5.

En el entorno de la planta de compostaje (P6 y P7), se constató la detección de *Candida sp.*, lo cual podría relacionarse con la presencia previa de este fungi en la piscina de lixiviados. Esta transferencia podría acontecer a través de la acción del viento, dado que dichas zonas están ubicadas en proximidad. Adicionalmente, el Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo (2004) señala que es plausible encontrar levadura como *Candida sp.* en plantas de compostaje. Además, Pop *et al.* (2022) también encontró *Candida sp.* en un vertedero municipal.

En la entrada se encontró presencia de fungi, sin embargo, las especies identificadas fueron principalmente hongos comunes, que son asociados a la vegetación, al tráfico vehicular e incipiente desarrollo urbano en las cercanías. Amato *et al* (2007), menciona que *Aspergillus* y *Rhizopus* son ciertamente los géneros más descritos en los estudios microbianos de la atmósfera.

4.3. Clasificación de los microorganismos presentes según su patogenicidad y al nivel de riesgo que representa en la salud humana

4.3.1. Bacterias

En la tabla 14 se presenta las bacterias identificadas, el grupo de riesgo al que pertenecen conforme con el Real Decreto 664/1997 de España, patogenicidad y las enfermedades que pueden ocasionar. En la figura 12, se muestra una cuantificación de los agentes biológicos dependiendo al grupo que pertenecen. Se observa que el 57 % pertenecen al grupo II, que incluye *Staphylococcus* sp, *Streptobacillus* sp., *Escherichia* sp, *Salmonella* sp., *Proteus mirabilis*, *Enterobacter aerogenes*, *Enterobacter cloacae* y *Enterobacter agglomerans*, estos agentes encontrados pueden causar enfermedades y presentan peligro para los trabajadores, la tendencia a propagarse es poco probable. Por otro lado, el 43 % pertenecen al grupo N.I como agentes no identificados, que incluye a *Lactobacillus* sp. *Bacillus* sp., *Citrobacter freundii*, *Enterobacter haniae*, *Serratia marcescens* y *Serratia ribadaea*.

El 50 % de las bacterias encontradas son oportunistas, lo que quiere decir causan daño solo en circunstancias específicas, usualmente cuando hay una disminución en los mecanismos inmunológicos locales y generales, especialmente en individuos inmunodeprimidos. El 36 % son patógenos potenciales y el 14 % son no patógenos.

Córdova et al. (2017) y Campaña & Navarrete (2018), investigaron la aerobiología en el relleno sanitario del Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal de Riobamba. Ambos autores identificaron agentes biológicos clasificados en los grupos de riesgo II y III. Así mismo, Flores (2018) y Solís & Vásquez (2017), también identificaron agentes biológicos clasificados en los grupos de riesgo II y III en el relleno sanitario de Cantón Salcedo. En contraste con nuestros resultados, que solo identificaron agentes biológicos del grupo riesgo II. Esta diferencia puede atribuirse al hecho de que los autores mencionados llevaron a cabo sus investigaciones en rellenos sanitarios donde se depositaban residuos hospitalarios, lo cual podría haber introducido agentes biológicos del grupo III. Cabe destacar que en el relleno sanitario objeto de nuestro estudio, solamente se dispusieron residuos sólidos municipales y no residuos peligrosos como los de origen hospitalario.

Gerba et al. (2011) menciona que las principales fuentes de patógenos entéricos que contribuyeron a los RSU fueron los desechos de alimentos, las heces de mascotas, los productos absorbentes y los biosólidos. En comparación, los productos de higiene absorbentes no parecen contribuir significativamente a la carga general de patógenos para ningún grupo de patógenos. Esto se debe en gran medida al volumen relativamente bajo de estas

fuentes de patógenos en los RSU, en comparación, por ejemplo, con el desperdicio de alimentos que representa casi el 40% del total de los RSU.

La presencia de bacterias patógenas en el entorno del estudio plantea una preocupación significativa para el personal que desempeña sus funciones en el relleno sanitario, la planta de compostaje y la valorización. Según Nair (2021), los trabajadores se enfrentan a una exposición considerable a concentraciones elevadas de bioaerosoles debido a las diversas actividades de manejo de desechos en el vertedero, especialmente a través de la inhalación y el contacto directo con las mucosas. La exposición a estos bioaerosoles conlleva una amplia gama de efectos negativos para la salud, que abarcan desde infecciones hasta respuestas inmunológicas alérgicas, efectos tóxicos y problemas respiratorios. La gravedad de las afecciones está influenciada por la resistencia individual y el nivel de contacto con los organismos, como señala Schlosser *et al.* (2016).

Tabla 14. Clasificación de bacterias según al Real Decreto 664/97 de España, patogenicidad y enfermedades.

Bacteria	Grupo de riesgo	Patogenicidad	Enfermedades que puede ocasionar
<i>Staphylococcus</i> sp	II	Potencial	Las bacterias <i>Staphylococcus</i> son patógenos importantes que causan diversas enfermedades sistémicas en humanos, desde problemas cutáneos hasta infecciones respiratorias y genitourinarias. La especie <i>Staphylococcus aureus</i> es especialmente el más virulento y destaca dentro del género. ¹
<i>Lactobacillus</i> sp.	N.I	No patógeno	Los <i>Lactobacillus</i> forman parte de la microbiota humana. Pero en algunas situaciones pueden contribuir a enfermedades como bacteriemia y neumonía, especialmente en grupos vulnerables como ancianos, inmunocomprometidos y diabéticos. ²
<i>Bacillus</i> sp.	N.I	No patógeno	El riesgo por <i>Bacillus</i> sp. puede variar dependiendo de la especie y las condiciones. La especie <i>Bacillus anthraci</i> , es el agente causal del carbunco, una zoonosis transmitida por la entrada de esporas a través de la piel, la inhalación o la ingestión. ³
<i>Streptobacillus</i> sp.	II	Potencial	Este microorganismo se localiza en el sistema respiratorio y digestivo de las ratas. Su principal modo de transmisión ocurre generalmente a través de la mordedura de la rata y raramente provoca infección por inhalación. ⁴
<i>Escherichia</i> sp	II	Potencial	Las cepas de <i>E. coli</i> enteropatógenas son causas importantes de la enfermedad diarreica aguda (EDA). ⁵
<i>Salmonella</i> sp	II	Potencial	La salmonelosis es una afección que puede generar síntomas como náuseas, vómitos y diarrea, siendo ocasionada por la <i>Salmonella</i> spp. ⁵

<i>Citrobacter freundii</i>	N.I	Oportunista	Esta bacteria provoca infecciones tanto intestinales como infecciones extra intestinales, como las del tracto urinario (ITU) y la septicemia. ⁶
<i>Proteus mirabilis</i>	II	Potencial	Esta especie es comúnmente responsable de infecciones en el sistema urinario y cutáneo. También se asocia con casos de septicemia, especialmente en individuos con sistemas inmunocomprometidos y ocasionalmente puede desencadenar infecciones pulmonares. ⁷
<i>Enterobacter haniae</i>	N.I	Oportunista	Las cepas de <i>Enterobacter</i> son patógenos que pocas veces originan enfermedades en personas no inmunodeprimidas. Estas especies provocan bacteriemia, infección respiratoria, del tracto urinario y abdominal. ⁸
<i>Enterobacter aerogenes</i>	II	Oportunista	
<i>Enterobacter cloacae</i>	II	Oportunista	
<i>Enterobacter agglomerans</i>	II	Oportunista	
<i>Serratia marcescens</i>	N.I	Oportunista	Estos microorganismos muestran una notable habilidad para subsistir en entornos adversos y han sido vinculado con infecciones en el sistema respiratorios, vías urinarias, casos de meningitis, endocarditis y afectaciones del sistema musculoesquelético. ⁹
<i>Serratia ribadaea</i>	N.I	Oportunista	

N.I: No identificado en el Real Decreto 664/97

Fuente: Despaigne & Oliver (2015)¹, (Sanchez *et al.*, 2022)², (Fernández *et al.*, 2014)³, (Kawashima *et al.*, 2022)⁴, (Marcillo, Murillo *et al.*, 2019)⁵, (Ullauri & Freire, 2019)⁶, (Villamil *et al.*, 2006)⁷, (Tato *et al.*, 2016)⁸ y (Martínez *et al.*, 2019)⁹.

Sin embargo, las bacterias aerotransportadas en ambientes al aire libre tienen relevancia no solo para la salud pública sino también para la agricultura, dada la dispersión y depósito de fitopatógenos en las superficies de hojas y tallos (Ruiz *et al.*, 2020).

4.3.2. Fungi

En la tabla 15 se presenta los fungi identificadas, el grupo de riesgo al que pertenecen conforme con el Real Decreto 664/1997 de España, patogenicidad y las enfermedades que pueden ocasionar. En la figura 13, se muestra una cuantificación de los agentes biológicos dependiendo al grupo que pertenecen. Se observa que el 23 % pertenecen al grupo II, que incluye *Aspergillus* sp., *Candida* sp. y *Microsporium* sp., estos agentes encontrados pueden causar enfermedades y presentan peligro para los trabajadores, la tendencia a propagarse es poco probable. El 8 % pertenece al grupo III, que incluye a *Blastomyces* sp. Por otro lado, el 69 % pertenecen al grupo N.I como agentes no identificados, que incluye a *Rhizopus* sp., *Mucor* sp., *Penicillium* sp., *Geotrichum* sp., *Monosporium* sp., *Scopulariopsis* sp., *Fusarium* sp., *Oidium* sp. y *Chalaropsis* sp.

El 69 % de los fungi encontradas son oportunistas, lo que quiere decir causan daño solo en circunstancias específicas, usualmente cuando hay una disminución en los mecanismos inmunológicos locales y generales, especialmente en individuos inmunodeprimidos y el 31% son patógenos potenciales.

Morgano (2017) identifico agentes biológicos fúngicos clasificados en los grupos de riesgo II y III en el relleno sanitario del Municipio de Tubara. Medina (2016) identifico géneros fúngicos que perteneces al grupo de riesgo II y III. En ambos casos, los autores identificaron al género *Cladosporium* sp en el grupo III. En nuestra área de estudio, también se identificaron a grupos de riesgo II y III, siendo género *Blastomyces* sp. el único identificado en el grupo III. González & Campo (2018) identifico agentes biológicos fúngicos clasificados en los grupos de riesgo II y III, en el grupo III también identifico al género *Blastomyces* sp. Por otra parte, en la investigación de Jambo & Mendoza (2019) solo se encontró un generó fúngico perteneciente al grupo II.

La mayoría de los mohos no son dañinos para los humanos. Sin embargo, ciertas especies pueden causar enfermedades de las vías respiratorias y pulmonares actuando como aeroalérgeno o como patógeno infeccioso, y en el caso de algunas especies, por ambos mecanismos (Schlosser *et al.*, 2016). Sin dudar, el mayor potencial de riesgo biológico asociado con el compostaje es *A. fumigatus*, un patógeno oportunista y alérgeno (Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo, 2004).

Tabla 15. Clasificación de fungi según al Real Decreto 664/97 de España, patogenicidad y enfermedades.

FUNGI	Grupo de riesgo	Patogenicidad	Enfermedades que puede ocasiona
<i>Blastomyces</i> sp.	III	Potencial	La blastomicosis provoca una infección pulmonar que suele manifestarse como neumonía. Las personas afectadas experimentan síntomas como fiebre, escalofríos y sudoración intensa y en algunos casos dolor en el pecho, dificultad para respirar y tos. ¹⁰
<i>Rhizopus</i> sp.	N.I	Oportunista	Las mucormicosis suelen producir enfermedades pulmonares, cutánea, digestiva o desminada, y su desarrollo se ve favorecido por ciertas enfermedades base o factores de riesgo. ¹¹
<i>Mucor</i> sp.	N.I	Oportunista	
<i>Penicillium</i> sp.	N.I	Oportunista	La peniciliosis provoca infecciones en el sistema respiratorio, así como infecciones localizadas o superficiales como neumonías, queratitis, otomicosis, esofagitis e infecciones a la piel. Además, desempeña un papel destacado como agente causal. ¹²
<i>Aspergillus</i> sp.	II	Oportunista	La aspergilosis afecta las vías aéreas inferiores y sus síntomas pueden asemejarse como el asma, la neumonía, la sinusitis o una afección sistémica que se desarrolla rápido. ¹³
<i>Geotrichum</i> sp.	N.I	Oportunista	La Geotricosis es una micosis que afecta a los pulmones, intestino y, en menor proporción, la boca y piel. ¹⁴
<i>Monosporium</i> sp.	N.I	Oportunista	Se relaciona a infecciones localizadas o diseminadas en pacientes inmunocomprometidos.
<i>Scopulariopsis</i> sp.	N.I	Oportunista	Se asocia a enfermedades como neumonía, queratitis, onicomycosis, lesiones cutáneas, sinusitis y entre otros. ¹⁵

<i>Fusarium</i> sp.	N.I	Potencial	Entre las principales expresiones clínicas se encuentran la afectación a la piel, las infecciones a la uñas(onicomicosis) y los problemas oculares como la queratitis y la endoftalmitis. ¹⁶
<i>Candida</i> sp.	II	Oportunista	La candidiasis es una afección cutánea que presenta síntomas como placas blanquecidas, picor y sensación de quemazón. ¹⁷
<i>Oidium</i> sp.	N.I	Potencial	Provoca la cenilla que afectan principalmente a las planta.
<i>Microsporum</i> sp.	II	Potencial	Causa infecciones cutáneas como la dermatofitosis o tiña. ¹⁸
<i>Chalaropsis</i> sp.	N.I	Oportunista	Afecta a los plantas frutales, produciendo pudrición de los frutos.

N.I: No identificado en el Real Decreto 664/97

Fuente: (Coleman, 2011)¹⁰, (Martín & Salavert, 2021)¹¹, (INSST, 2022)¹², (Revankar, 2021)¹³, (Bonifaz, 2015)¹⁴, (Odero *et al.*, 2014)¹⁵, (Guerreos *et al.*, 2022)¹⁶, (Gil, 2022)¹⁷ y (INSST, 2022)¹⁸.

Sin embargo, los fungi aerotransportados en ambientes al aire libre tienen relevancia no solo para la salud pública sino también para la agricultura, dada la dispersión y depósito de fitopatógenos en las superficies de hojas y tallos (Ruiz *et al.*, 2020).

4.4. Verificación final de la hipótesis

La tabla 16 muestra la verificación de la hipótesis, la cual se obtuvo a partir de los promedios de la concentración de bacterias y fungi a lo largo del periodo de evaluación. Se observaron que las concentraciones superaron los umbrales de 1000 UFC/m³ (indicativo de mala calidad). En consecuencia, la hipótesis ha sido refutada.

Tabla 16. Verificación de hipótesis

Objetivo	Hipótesis	Resultado	Aceptación
Determinar la calidad microbiológica del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos de la Municipalidad Provincial de Leoncio Prado, febrero-mayo 2023	La calidad microbiológica del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos de la Municipalidad Provincial de Leoncio Prado será mala	Concentración de bacterias y fungi > 1000 UFC/m ³	Se rechaza la hipótesis

V. COLCLUSIONES

- La mayor y la menor temperatura se evidencio en el P2 y P8, en cuanto a la humedad relativa la máxima y la mínima se obtuvieron en P6 y P2. La velocidad del aire fue constante a 0.5 m/s, con una dirección predominante hacia el SE.
- Se identificaron 14 géneros y especies bacterianas, destacando *Bacillus* sp., *Enterobacter* sp., *Staphylococcus* sp., *Salmonella* sp. y *Escherichia* sp., así como 13 géneros de hongos, siendo los más comunes *Aspergillus* sp., *Rhizopus* sp., *Mucor* sp. y *Penicillum* sp. El P2 de la celda transitoria presento la mayor contaminación bacteriana y el P7 de la planta de compostaje se encontró la mayor contaminación fúngica.
- De los 14 géneros y especies de bacterias que se encontraron, 8 pertenecen al grupo II de riesgo de agentes biológicos. Para los fungis, se encontró 13 géneros, de los cuales 3 pertenecen al grupo II y 1 al grupo III
- Se rechaza la hipótesis, la calidad microbiológica del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos se considera peligrosa para bacterias y muy mala para hongos.

VI. PROPUESTA A FUTURO

1. Continuar con el estudio microbiológico del aire en planta de tratamiento de residuos sólidos durante los meses restantes para apreciar el aumento o disminución de concentración en diferentes temporadas.
2. Realizar estudios de calidad microbiológica del aire tanto en exteriores como en el interior de las viviendas en las poblaciones cercanas a la planta de tratamiento de residuos sólidos.
3. En futuras investigaciones, se recomienda la instalación de equipos meteorológicos insitu para una mayor precisión en la medición de las condiciones climáticas locales.
4. En investigaciones futuras, se recomienda emplear el moderno muestreador microbiológico de aire disponible en el laboratorio de microbiología, ya que esto posibilitará la obtención de resultados más precisos y efectivos.
5. Para reducir los riesgos para la salud asociados con bioaerosoles presentes en la planta de tratamiento de residuos sólidos los trabajadores están obligados utilizar controles de ingeniería (encerrar el proceso de compostaje), controles administrativos (cambiarse de ropa, lavarse las manos y tareas rotativas) y equipo de protección personal.
6. Crear un manual de seguridad dirigido a los empleados y al personal de la planta de tratamiento de residuos sólidos, con el objetivo de evitar posibles riesgos para su salud. Esto se debe a que los microorganismos presentes en el aire del vertedero son peligrosos y se clasifican con un nivel de riesgo dos.

VII. REFERENCIA BIBLIOGRAFICA

- Adams, M., & Moss, M. (2007). *Microbiología de los alimentos*. RSC Publishing.
- Advincula, J. (2021). *Contaminación microbiológica del aire por bacterias y fungi en el distrito de Castillo Grande Leoncio Prado*. Tesis pregrado, Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María.
- Amato, P., Parazols, M., Sancelme, M., Laj, P., Mailhot, G., & Delort, A. (2007). Microorganisms isolated from the water phase of tropospheric clouds at the Puy de Dôme: major groups and growth abilities at low temperatures. *FEMS Microbiology Ecology*, 59(2), 242–254.
- Ather, B., Mirza, T., & Edemekong, P. (23 de Julio de 2021). Airborne Precautions. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK531468/>
- Balasubramanian, R., Nainar, P., & Rajasekar, A. (2012). Airborne bacteria, fungi, and endotoxin levels in residentia. *Aerobiologi*, 28(3), 375-390.
- Bonifaz, A. (2015). *Micologia Medica Basica* (Quinta ed.). Ciudad de México: McGraw-Hill.
- Breza, B. (2016). The assessment of airborne bacterial and fungal contamination emitted by a municipal landfill site in Northern Poland. *Atmospheric Pollution Research*, 7(6), 1043-1052. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S130910421630037X>
- Camargo, Y., & Vélez, A. (2010). Estudio aerobiológico de las etapas de tratamiento del relleno sanitario Palangana, Santa Marta-Colombia. En *Simposio Ambiental Regional Ecosistemas del Caribe Colombiano La Investigacion Formativa Comprometida con nuestros ecosistemas*. Fundación Universitaria Tecnológico de Comfenalco.
- Campaña, B., & Navarrete, G. (2018). “Determinación del nivel de riesgo biológico en el aire del Relleno Sanitario del. Universidad Técnica de Ambato, Ambato.
- Castro, C. (2009). *Evaluación aeromicológica en la calidad del aire de la zona aledaña al relleno sanitario Portillo Grande en el otoño del 2009*. Tesis de Maestría, Universidad Nacional Agraria de la Molina, Lima.
- Cervantes, J., Orihuela, R., & Rutiaga, J. (2017). Acerca del Desarrollo y Control de Microorganismos en la Fabricación de Papel. *Conciencia Tecnológica*, 54-78. https://www.redalyc.org/journal/944/94454631001/html/#redalyc_94454631001_ref13
- Cisterna, R., & Madariaga, L. (1986). Patogenia de la infección por *Staphylococcus aureus*. En G. Verger, & L. Carbó, *Problemas que se plantean en el tratamiento de infecciones*

- graves por por *Staphylococcus aureus* (págs. 11-17). Madrid: Elsevier.
<https://www.esteve.org/capitulos/documento-completo-37/>
- Coleman, J. (2011). Blastomycosis. *AJRCCM*, 3-4.
- Córdova, M., Vega, J., Ruíz, O., Campaña, B., & Navarrete, G. (2018). Contaminación por bioaerosoles en el relleno sanitario del Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal de Riobamba. *Ciencia Digital*, 2(3), 1-15.
<https://cienciadigital.org/revistacienciadigital2/index.php/CienciaDigital/article/view/168>
- Cyprowski, M., Ławniczek-Wałczyk, A., Gołofit-Szymczak, M., Frączek, K., Kozdrój, J., & Górný, R. (2019). Bacterial aerosols in a municipal landfill environment. *Science of The Total Environment*, 660, 288-296.
- Danuta, L., Krzysztof, U., Wlazło&Józef, A., & Pastuszka, J. (2010). Microbial Air Quality in Offices at Municipal Landfills. *Journal of Occupational and Environmental Hygiene*, 1, 62-68. <https://doi.org/10.1080/15459620490275489>
- De la Rosa, M., Mosso, M., & Ullán, C. (2002). El aire: hábitat y medio de transmisión de microorganismos. *Observatorio Medioambiental*, 5, 375-402.
- Despaigne, E., & Oliver, M. y. (2015). *Staphylococcus aureus* extrahospitalario resistente a la meticilina. *MEDISAN*, XI(19), 1363-1368.
- Després, V., Huffman, A., Burrows, S., Hoose, C., & Safatov, A. B. (2012). Primary biological aerosol particles in the atmosphere: a review. *Tellus B: Chemical and Physical Meteorology*, 1-58.
https://www.researchgate.net/publication/233401604_Primary_biological_particles_in_the_atmosphere_A_review
- EPA. (17 de Mayo de 2021). Introduction to Indoor Air Quality. Obtenido de United States Environmental Protection Agency: <https://www.epa.gov/indoor-air-quality-iaq/introduction-indoor-air-quality>
- Estrada, G., Parra, J., Ortigón, L., Hernández, R., & Gallego, S. (2015). Fungosis podales en psitácidos en cautiverio en el Municipio de Florencia – Caquetá. *Revista de la Facultad de Ciencias Agropecuarias*, 7(2), 65-69.
- Etzel, R. (2001). Indoor air pollutants in homes and schools. *Children's environmental health*, 48(5), 1153-1165.
- Feldman, F. (2016). Calidad ambiental. En *Guía de Calidad del Aire Interior* (págs. 169-179). Madrid.
https://www.diba.cat/documents/467843/172263104/Guia_qualitat_aire.pdf/eeba42ef-8af3-40e4-b4b3-2f399ed91f31

- Fernández, M., Cattana, M., Rojas, F., Sosa, M., Aguirre, C., Vergara, M., & Giusiano, G. (2014). Especies de *Aspergillus* en ambientes hospitalarios con pacientes pediátricos en estado crítico. *Revista Iberoamericana de Micología*, 31(3), 176-181. <https://www.elsevier.es/es-revista-revista-iberoamericana-micologia-290-pdf-S1130140613000867>
- Fernández, M., Ruiz, C., & Fariñasa, M. (2014). Infecciones por *Corynebacterium* spp., *Bacillus* spp. y *Listeria*. *Medicine*, 11(59), 3493-3504.
- Fernstrom, A., & Goldblatt, M. (2013). Aerobiology and its role in the transmission of infectious diseases. *Journal of Pathogens*, 1-13. https://www.researchgate.net/publication/235386763_Aerobiology_and_Its_Role_in_the_Transmission_of_Infectious_Diseases
- Flores, V. (2018). Estudio de la contaminación por la presencia de partículas biológicas aerotransportables en el relleno sanitario de la Mancomunidad GIDS Pujilí-Saquisilí. Tesis Pegrado, Universidad Técnica de Ambato, Ambato. <https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/26993/1/BQ%20141.pdf>
- Frączek, K., Kozdrój, J., Górny, R., M., C., & Gołofit-Szymczak, M. (2017). Fungal air contamination in distinct sites within a municipal landfill area. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 14, 2637–2648. <https://link.springer.com/article/10.1007/s13762-017-1344-9#citeas>
- Gálvez, R., Carranco, J., Cárdenas, A., & Sánchez, G. (2020). Infección de piel y tejidos blandos por *Bacillus cereus*. *Anales Médicos*, 65(2), 148-152. <https://www.medigraphic.com/pdfs/abc/bc-2020/bc202k.pdf>
- Gerba, C., Tamimi, A., Pettigrew, C., Weisbrod, A., & Rajagopalan, V. (2011). Sources of microbial pathogens in municipal solid waste landfills in the United States of America. *Waste Management & Research*, 28(9), 781-790.
- Gil, P. (2022). Candidiasis. Obtenido de Clínica Universidad de Navarra: <https://www.cun.es/enfermedades-tratamientos/enfermedades/candidiasis>
- González, E., & Campo, M. (2018). Evaluación de bioaerosoles desde un relleno sanitario en el departamento del Atlántico. Tesis pregrado, Universidad de la Costa, Barranquilla.
- Guerreos, C., Marulanda, C., & Díaz, C. (2022). Infección por *Fusarium* spp.: importancia de un diagnóstico temprano. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 40(6), 339-341.
- Huertas, L. (2008). El control ambiental en invernaderos: humedad relativa. *Horticultura*, 52-54.

- INEI. (2017). Encuesta nacional de programa presupuestales 2011-2016. Lima.
https://www.inei.gob.pe/media/MenuRecursivo/publicaciones_digitales/Est/Lib1442/libro.pdf
- Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo. (2004). Evaluación de los riesgos higiénicos por agentes químicos y biológicos en plantas de compostaje. Salamanca.
- Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo. (2016). *Penicillium* spp. España.
<https://www.insst.es/documents/94886/353749/Penicillum+spp+2017.pdf/57121544-9157-4bbe-a6eb-b394c83bf9e1>
- Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo. (1998). NTP 203: Contaminantes biológicos: evaluación en ambientes laborales. Madrid.
- Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo. (22 de Febrero de 2022). *Microsporum* spp.
- Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo. (18 de Mayo de 2022). *Penicillium* spp.
<https://www.insst.es/agentes-biologicos-basebio/hongos/penicillium-spp>
- Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo. (2001). NTP 597: Plantas de compostaje para el tratamiento de residuos: riesgos higiénicos. Madrid.
- Jaimes, J. (2014). Estudio de la calidad microbiológica del aire del interior de la Biblioteca Agrícola Nacional (BAN) de la Universidad Nacional Agraria la Molina en base a los hongos ambientales. Tesis Pregrado, Universidad Nacional Agraria la Molina, Lima.
<https://repositorio.lamolina.edu.pe/handle/20.500.12996/2438>
- Jambo, L., & Mendoza, L. (2019). Evaluación de la calidad microbiológica del aire en el área de influencia de la planta de tratamiento de residuos sólidos de Cajamarca. Tesis pregrado, Universidad Privada del Norte, Cajamarca.
<https://repositorio.upn.edu.pe/bitstream/handle/11537/23016/Jambo%20Mar%20c3%adn%20Luz%20Nelda%20%20Mendoza%20Chugnas%20Luis.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Kawashima, A., Kutsuna, S., Shimomura, A., Sato, L., Ando, H., Tanikawa, T., . . . Ohmagari, N. (2022). *Streptobacillus notomytis* Bacteremia after Exposure to Rat Feces. *Emerging Infectious Diseases*, 28(4), 886-888.
- Koneman, E., Allen, S., Janda, W., Schreckenberger, P., & Washinton, C. (2008). *Diagnóstico Microbiológico*. (Sexta ed.). Buenos Aires: Médica Panamericana.
- Marcillo, C., Murillo, A., Peñaherrera, M., & Parrales, I. (2019). Síndrome diarreico infeccioso causado por *Salmonella* spp. *RECIMUNDO*, 3(3), 493-508.

- Martín, M., & Salavert, M. (2021). Mucormicosis: perspectiva de manejo actual y de futuro. *Revista Iberoamericana de Micología*, 38(2), 91-100.
- Martínez, G., Carvajal, D., & Fernandez, J. (2019). Infección por *Serratia marcescens*: una inusual causa de lesiones cutáneas. *Revista Chilena de Dermatología*, 35(4), 162-165.
- Medina, L. (2016). Evaluación aeromicológica de las zonas aledañas al relleno sanitario de la Ciudad de Celendín. Tesis pregrado, Unisidad Nacional de Cajamarca, Cajamarca. <https://repositorio.unc.edu.pe/bitstream/handle/20.500.14074/1754/tesis%20MEDINA%20VEREAU.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Mendell, G., Bennett, J., & Douglas, R. (2015). Enfermedades infecciosas. Principios y práctica (Octava ed.). Barcelona, España: DRK Edición.
- Méndez, C., Camacho, J., & Echevarry, S. (2015). Identificación de bacterias y hongos en el aire de Neiva, Colombia. *Revista salud pública*, 17(5), 728-735. <http://www.scielo.org.co/pdf/rsap/v17n5/v17n5a07.pdf>
- Meyer-Dombard, D., Bogner, J., & Malas, J. (2020). A Review of Landfill Microbiology and Ecology: A Call for Modernization With 'Next Generation' Technology. *Frontiers in Microbiology*, 11, 1-24.
- Ministerio de la Protección Social. (2011). Perfil de riesgo *Salmonella* spp. (no tifoideas) en pollo entero y en piezas. Bogotá.
- Ministerio del Ambiente. (20 de Marzo de 2023). Generación anual de residuos sólidos municipales. <https://www.datosabiertos.gob.pe/dataset/generaci%C3%B3n-anual-de-residuos-s%C3%B3lidos-municipales-0>
- Mohr, A. (2007). Fate and Transport of Microorganisms in Air. En C. Hurst, R. Crawford, J. L. Guirnalda, & A. Molinos (Edits.), *Manual of Environmental Microbiology* (thre ed., págs. 961-971).
- Morgano, W. (2017). Evaluación de bioaerosoles fungí asociados a un relleno sanitario ubicado en el municipio de Tubara, departamento del Atlántico. Tesis maestría, Universidad de Manizales.
- Morris, C., Leyronas, C., & Nicot, P. (2013). Movement of Bioaerosols in the Atmosphere and the Consequences for Climate and Microbial Evolution. *Aerosol Science*, 393-415.
- Municipalidad Provincial de Leoncio Prado. (2017). Estudio de Caracterización de Residuos Sólidos Municipales 2017, del distrito de Rupa Rupa-Provincia de Leoncio Prado-Huánuco. Tingo María.

- Nair, A. (2021). Bioaerosols in the landfill environment: an overview of microbial diversity and potential health hazards. *Aerobiologia* (Bologna), 37(2), 185–203. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC7860158/>
- Nair, A. (2021). Bioaerosols in the landfill environment: an overview of microbial diversity and potential health hazards. *Aerobiologia*, 37(2), 185–203.
- Nair, A., Senthilnathan, J., & Nagendra, S. (2019). Emerging perspectives on VOC emissions from landfill sites: Impact on tropospheric chemistry and local air quality. *Process Safety and Environmental Protection*, 121, 143-154. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0957582018307572>
- National Human Genome Research Institute Home. (10 de Julio de 2023). Bacteria.
- Odero, V., García, L., Guerrero, I., Aznar, P., García, P., & Rodríguez, M. (2014). Sensibilidad a antifúngicos de especies de *Scopulariopsis* de origen clínico. *Rev. esp. quimioter*, 27(1), 17-21.
- Odonkor, S., & Mahami, T. (2020). Microbial Air Quality in Neighborhoods near Landfill Sites: Implications for Public Health. *Journal of Environmental and Public Health*, 20, 1-10. <https://doi.org/10.1155/2020/4609164>
- Olivera, L. (2020). Calidad microbiológica del aire en seis áreas de la Microestación Biológica-Zoocriadero de la Universidad Nacional Agraria de la Selva-Tingo María- Perú. Tesis pregrado, Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María.
- Olusoji, M., & Sunday, O. (2023). Introduction to aeromicrobiology. *Aeromicrobiología*, 1-16.
- Oré, L., Evangelista, E., Loarte, W., Falcón, I., Oré, D., & Fernández, A. (2023). Caracterización de lixiviados de residuos sólidos generados en las celdas transitoria de Santa Rosa de Shapajilla –Leoncio Prado –Huánuco. *Qantu Yachay*, 149-154.
- Polish Standard PN-89/Z-04111/03. Protection of air cleanness. Microbiological study. Enumeration of fungi in atmospheric air during samples collection by impact and sedimentation methods.
- Pop, M., Bucur, I., Zoldan, D., Imre, K., Nichita, I., Cristina, G., . . . Tîrziu, E. (2022). Chemical and Microbiological Air Quality in a Municipal Solid Waste Landfill and Its Surroundings, in South-Eastern Romania. *Sustainability*, 156.
- Ramírez, L., & Vivanco, M. (2007). Análisis de parámetros meteorológicos utilizando el modelo de la rosa de los vientos. Tesis pregrado, Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey.

- Revankar, S. (Abril de 2021). Aspergilosis. Obtenido de Manual MSD versión para profesionales: <https://www.msdmanuals.com/es-pe/professional/enfermedades-infecciosas/hongos/aspergilosis>
- Rivas, M., Miliwebsky, E., & Datek, B. (2016). Diagnóstico y caracterización de *Escherichia coli* diarreigénico. En H. Lopardo, S. Predari, & C. Vay (Edits.), Manual de microbiología clínica de la Asociación Argentina de Microbiología (Primera ed., pág. 429). Buenos Aires: Asociación Argentina de Microbiología.
- Rodriguez, S., Sauri, M., Peniche, I., Pacheco, J., & Ramírez, J. (2005). Aerotransportables viables en el área de tratamiento y disposición final de residuos sólidos municipales de Mérida, Yucatán. *Ingeniería*, 9(3), 19-29.
- Romero, C., Castañeda, D., & Acosta, G. (2016). Determinación de la calidad bacteriológica del aire en un laboratorio de microbiología en la Universidad Distrital Francisco José de Caldas en Bogotá, Colombia. *NOVA*, 13(26), 129-137. <http://www.scielo.org.co/pdf/nova/v14n26/v14n26a12.pdf>
- Romero, M., Diego, F., & Álvarez, M. (2006). La contaminación del aire: su repercusión como problema de salud. *Revista Cubana de Higiene y Epidemiología*, 44(2), 1-14. <http://scielo.sld.cu/pdf/hie/v44n2/hie08206.pdf>
- Rosas, I., Cravioto, A., & Escurra, E. (2004). *Microbiología ambiental* (Primera ed.). Mexico, D.F. https://books.google.com.pe/books/about/Microbiolog%C3%ADa_ambiental.html?id=oQOSGAJPwZkC&redir_esc=y
- Roy, C., & Milton, D. (2004). Airborne Transmission of Communicable Infection-The Elusive Pathway. *The New England Journal of Medicine*, 350(17), 1710-1712. <https://aiha-assets.sfo2.digitaloceanspaces.com/AIHA/resources/Public-Resources/Airborne-Transmission-of-Communicable-Infection.pdf>
- Ruiz, T., Acuña, J., Fujiyoshi, S., Tanaka, D., Noda, J., Maruyama, F., & Jorquera, M. (2020). Airborne bacterial communities of outdoor environments and their associated influencing factors. *Environment International*, 145, 1-14.
- Sáez, E. (2017). Análisis de la calidad de aire interior en función de la tipología de ventilación. Universitat Politècnica de València, Valencia. <https://riunet.upv.es/handle/10251/85368>
- Salguero, I., Nájera, L., Orden, B., & Roustan, G. (2019). Fungemia diseminada por *Saprochaete clavata*. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 37(4), 278-

284. <https://www.elsevier.es/es-revista-enfermedades-infecciosas-microbiologia-clinica-28-pdf-S0213005X18301903>
- Sanchez, A., Gouts, N., Gardinio, E., De Turrís, F., & Tamborini, A. (2022). *Lactobacillus* spp: potencial patógeno de osteomielitis. *Infectología*, 50-62.
- Sánchez, E., Ortiz, L., & Catrejón, L. (2014). Contaminación del aire: aspectos fisicoquímicos, microbiológicos y sociales. Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Morelos. https://www.uaem.mx/dgds/files/libros/2014_LIBRO_CONTAMINACION%20URBANA%20DEL%20AIRE.%20ASPECTOS%20FISICOQUIMICOS%20MICROBIOL%20Y%20SOCIALES.pdf
- Sánchez, M., & Stentiford, E. (2003). Generation and Dispersion of Airborne Microorganisms from Composting Facilities. *Process Safety and Environmental Protection*, 81(3), 166-170.
- Sánchez, M., Roig, A., Cayuela, M., & Stentiford, E. (2006). Emisión de bioaerosoles asociada a la gestión de residuos orgánicos. *Revista Ingeniería*, 10(1), 39-47. <https://www.redalyc.org/pdf/467/46710104.pdf>
- Schlosser, O., Robert, S., & Debeaupuis, C. (2016). *Aspergillus fumigatus* and mesophilic moulds in air in the surrounding environment downwind of non-hazardous waste landfill sites. *International Journal of Hygiene and Environmental Health*, 219(3), 239-251.
- Solís, D., & Vásquez, I. (2017). Desarrollo de instructivos de Seguridad e Higiene Industrial a partir del. Tesis pregrado, Universidad Técnica de Ambato, Ambato.
- Tapia, C., & Amaro, J. (2014). Género *Fusarium*. *Revista Chilena de Infectología*, 31(1), 85-86.
- Tato, R., Oteo, J., Álvarez, P., Zamora, M., Martínez, J., Pallarés, A., & Pulían, M. (2016). Brote de *Enterobacter cloacae* complex multirresistente productor de CTX-M-9 en una unidad de cuidados intensivos. *InfermInfeccMicrobiolClin*, 34(4), 237-242.
- Ullauri, C., & Freire, S. (2019). *Citrobacter freundii* multirresistente como agente etiológico de infección de vías urinarias. *Kasmera*, 47(1), 09-13.
- Universidad de Buenos Aires. (2010). Microbiología e inmunología. Guía de trabajos prácticos, Departamento de Química Biológica.
- Universidad Nacional Autónoma de México. (2015). La contaminación del aire y los problemas respiratorios. *Revista de la Facultad de Medicina (México)*, 58(5), 44-47. https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S002617422015000500044

- Universidad Nacional Autónoma de México. (15 de Agosto de 2021). Penicillum. https://masam.cuautitlan.unam.mx/mohos_toxigenos_unigras/penicillium.html#introduccion
- Villamil, I., Eynde, V. d., Villacián, M., Martínez, C., Rodríguez, L., & Rodríguez, M. (2006). Neumonía comunitaria por *Proteus mirabilis*. *Anales de Medicina Interna*, 23(6), 146.
- Wang, X., Cao, A., Zhao, G., Zhou, C., & Xu, R. (2017). Microbial community structure and diversity in a municipal solid waste landfill. *Waste Management*, 66, 79-87.
- Zhao, J., Jin, L., Wu, D., Xie, J., Li, J., Fu, X., . . . Li, X. (2022). Global airborne bacterial community—interactions with Earth’s microbiomes and anthropogenic activities. *Proc Natl Acad Sci U S A.*, 119(42), 1-9. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC9586312/pdf/pnas.202204465.pdf>
- Zhen, Q., Deng, Y., Wang, Y., Wang, X., Zhang, H., Sun, X., & Ouyang, Z. (2017). Meteorological factors had more impact on airborne bacterial communities than air pollutants. *Science of The Total Environment*, 703-712.

ANEXOS

Anexo A. Tramite de solicitud a la MPLP



"Año de la unidad, la paz y el desarrollo"

Tingo María, 09 de febrero del 2023

CARTA N°012-2023-SGUPPJ0-MPLP/TM

Bach. Luis Gilberto Díaz Pérez

Tesista-UNAS

Presente. -

ASUNTO : **ACEPTACIÓN PARA LA REALIZACIÓN DE TOMA DE MUESTRAS**
 REFERENCIA : **N° Exp. 202302161**

Mediante el presente me dirijo a usted para saludarle cordialmente y a la vez manifestarle lo siguiente:

La subgerencia de Limpieza Pública, Parques, Jardines y Ornato a través de la evaluación de Técnico de la Celda transitoria; tiene el agrado de aceptar la realización de tomas de muestras para aire, solicitada mediante la CARTA N°01-2023-D-LGDP-TEIA.

Esto será realizado durante los meses de febrero, marzo, abril y mayo del 2023, por lo que se solicita al equipo de protección mínimos requeridos (casco, zapatos punta de acero/botas, doble mascarilla, etc.) para ambas personas, caso contrario no se permitirá el ingreso. Además, la información y datos obtenidos será brindados a la Subgerencia de Limpieza Pública. **Nota:** Se tendrá que tomar un tarro de leche por persona para la desintoxicación.

Sin otro en particular, me suscribo de usted, no sin antes expresarle las muestras de mi especial consideración y estima personal.

Atentamente,


 Ing. Rina Garrido García
 Subgerente (e) de Limpieza Pública, Parques, Jardines y Ornato

Figura 10. Documento de aceptación para poder realizar la toma de muestra

Anexo B. Tablas complementarias

Tabla 17. Temperatura (°C) y Humedad relativa (%)

Punto de muestreo	Febrero		Marzo		Abril		Mayo	
	T °C	HR (%)	T °C	HR (%)	T °C	HR (%)	T °C	HR (%)
1	30.8	53	30.6	54	31.5	51	31.4	52
2	32.5	51	31.8	50	32	53	31.5	50
3	32.1	51	30.4	55	32	54	31.9	48
4	32	54	31	54	31.5	51	31.6	51
5	32.6	53	30.4	51	31	51	31.6	52
6	32.4	52	30.9	53	30.7	53	30.9	53
7	31.4	52	31.2	52	31	53	30.7	53
8	31.6	51	30.6	51	30.2	49	30.9	52
9	32.8	53	31.6	52	30.4	52	30.6	52
10	31.8	50	30.9	53	31.8	50	31.8	51

Tabla 18. Bacterias encontradas mediante la coloración Gram

Punto de muestreo	1er muestreo	2do muestreo	3er muestreo	4to muestreo
1	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.
	<i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.
	<i>Lactobacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.		<i>Lactobacillus</i> sp.
2	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i>	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.
	<i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Staphylococcus</i> sp.		<i>Staphylococcus</i> sp.
	<i>Bacillus</i> sp.			
3	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Lactobacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.
	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.
			<i>Bacillus</i> sp.	
4	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.
		<i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Staphylococcus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.
		<i>Bacillus</i> sp.	<i>Lactobacillus</i> sp.	
5	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.
		<i>Streptobacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Staphylococcus</i> sp.
		<i>Bacillus</i> sp.		
6	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.
	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Lactobacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	
7	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.
	<i>Lactobacillus</i> sp.	<i>Bacillus</i> sp.		<i>Bacillus</i> sp.

Tabla 23. Bacterias identificadas de las pruebas bioquímicas

Punto de muestreo	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
1	<i>Enterobacter haniae</i> <i>Enterobacter aerogenes</i>	<i>Proteus mirabilis</i> <i>Escherichia sp.</i>	-	<i>Enterobacter haniae</i> <i>Enterobacter aerogenes</i>
2	<i>Serratia marcescens</i>	<i>Serratia ribadaea</i>	-	<i>Enterobacter cloreae</i>
3	-	<i>Serratia ribadaea</i> <i>Proteus mirabilis</i>	<i>Escherichia sp</i> <i>Salmonella sp</i>	<i>Salmonella sp.</i>
4	<i>Salmonella sp.</i> <i>Enterobacter aerogenes</i>	<i>Enterobacter agglomerans</i>	<i>Enterobacter agglomerans</i>	<i>Salmonella sp</i>
5	<i>Salmonella sp.</i> <i>Enterobacter cloreae</i>	<i>Serratia ribadaea</i>	<i>Citrobacter freundii</i> <i>Enterobacter agglomerans</i> <i>Enterobacter haniae</i>	<i>Salmonella sp.</i>
6	-	<i>Serratia ribadaea</i> <i>Escherichia sp</i>	-	-
7	-	-	<i>Proteus mirabilis</i> <i>Escherichia sp</i>	<i>Escherichia sp.</i> <i>Salmonella sp.</i>
8	<i>Enterobacter aerogenes</i> <i>Enterobacter agglomerans</i>	<i>Enterobacter agglomerans</i>	-	<i>Salmonella sp.</i>
9	-	-	<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Enterobacter haniae</i>
10	<i>Salmonella sp.</i>	-	<i>Enterobacter agglomerans</i>	-

Tabla 24. Fungi identificados durante los cuatro meses

Punto de muestreo	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
1	<i>Blastomyces</i> sp.	<i>Penicillium</i> sp.	<i>Aspergillus</i> sp. <i>Mucor</i> sp.	<i>Aspergillus</i> sp.
	<i>Rhizopus</i> sp.	<i>Mucor</i> sp.	<i>Rhizopus</i> sp. <i>Penicillium</i> sp.	<i>Geotrichum</i> sp.
2	<i>Rhizopus</i> sp.	<i>Aspergillus</i> sp.	<i>Scopulariopsis</i> sp.	<i>Penicillium</i> sp.
	<i>Penicillium</i> sp.	<i>Rhizopus</i> sp. <i>Mucor</i> sp.		<i>Monosporium</i> sp. <i>Geotrichum</i> sp.
3	<i>Penicillium</i> sp.	-	<i>Mucor</i> sp.	<i>Geotrichum</i> sp.
	<i>Geotrichum</i> sp.		<i>Monosporium</i> sp. <i>Penicillium</i> sp.	
4	<i>Rhizopus</i> sp.	-	<i>Rhizopus</i> sp.	<i>Geotrichum</i> sp.
				<i>Penicillium</i> sp. <i>Aspergillus</i> sp. <i>Mucor</i> sp.
5	<i>Aspergillus</i> sp. <i>Mucor</i> sp.	<i>Chalaropsis</i> sp.	<i>Candida</i> sp.	<i>Fusarium</i> sp.
	<i>Rhizopus</i> sp. <i>Fusarium</i> sp.	<i>Mucor</i> sp.	<i>Aspergillus</i> sp.	<i>Candida</i> sp.
6	<i>Geotrichum</i> sp.	<i>Penicillium</i> sp.	<i>Rhizopus</i> sp.	<i>Blastomyces</i> sp.
	<i>Aspergillus</i> sp. <i>Rhizopus</i> sp. <i>Penicillium</i> sp.	<i>Aspergillus</i> sp. <i>Monosporium</i> sp.	<i>Aspergillus</i> sp.	<i>Aspergillus</i> sp. <i>Candida</i> sp. <i>Fusarium</i> sp.
7	<i>Aspergillus</i> sp.	<i>Mucor</i> sp.	<i>Mucor</i> sp.	<i>Fusarium</i> sp.
	<i>Penicillium</i> sp. <i>Fusarium</i> sp.	<i>Oidium</i> <i>Candida</i> sp.	<i>Aspergillus</i> sp.	<i>Penicillium</i> sp. <i>Aspergillus</i> sp.
8	<i>Microsporium</i> sp.	<i>Aspergillus</i> sp.	<i>Candida</i> sp.	<i>Fusarium</i> sp.
		<i>Mucor</i> sp.	<i>Penicillium</i> sp. <i>Rhizopus</i> sp.	
9	<i>Rhizopus</i> sp.	<i>Aspergillus</i> sp.	<i>Fusarium</i> sp.	<i>Rhizopus</i> sp.
				<i>Mucor</i> sp.
10	<i>Rhizopus</i> sp.	<i>Fusarium</i> sp.	<i>Aspergillus</i> sp.	<i>Mucor</i> sp.
		<i>Aspergillus</i> sp.	<i>Mucor</i> sp.	

Tabla 25. Tabla de identificación de bacterias por reacciones diagnósticas, clave para separar los distintos géneros de bacterias entéricas

PRUEBAS BIOQUIMICA	ESCHERICHE AE		EDWARDSI ELLEAE	SALMONELLEAE					KLEBSIELLEAE						PROTEEA						
	<i>Escherichia</i>	<i>Shigella</i>	<i>Edwardsiella</i>	<i>Salmonella</i>	<i>Arizona</i>	<i>Citrobacter</i>		<i>Klebsiella pneumoniae</i>	<i>Enterobacter</i>			<i>Serratia</i>			<i>Proteus</i>			<i>Providencia</i>			
						<i>Freundii</i>	<i>Diversus</i>		<i>Cloacae</i>	<i>Aerogenes</i>	<i>Hafnia</i>	<i>Agglomerans</i>	<i>Marcens</i>	<i>Liquefaciens</i>	<i>Ribidea</i>	<i>Vulgaris</i>	<i>Mirabilis</i>	<i>Morganii</i>	<i>Rettgeri</i>	<i>Alcalifaciens</i>	<i>Situarti</i>
INDOL	(-)	(+o-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)	(+o-)	(-)	(-)	(-)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)
MOTILITY (SIM)	(+o-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+o-)	(+)	(+)	(+o-)	(+)	(+)	(+o-)	(+)	(+)	(+)
METHYL RED	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+o-)	(-)	(-)	(+o-)	(+o-)	(+o-)	(+o-)	(+o-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
VOGE - PROSKAUER	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+o-)	(+o-)	(+)	(+o-)	(+)	(-)	(+o-)	(-)	(-)	(-)	(-)
LISINE DESCARBOXILASE (TSI)	(d)	(-)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+o-)	(+o-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
GRAS FROM GLUCOSE (TSI)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+o-)	(+o-)	(+o-)	(d)	(+o-)	(+)	(+o-)	(+o-)	(+o-)	(-)
HYDROGEN SULFIDE (TSI)	(-)	(-)	(+)	(+)	(+)	(+o-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
SIMONS CITRATE	(-)	(-)	(-)	(d)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(d)	(d)	(+)	(+)	(+o-)	(d)	(+o-)	(-)	(+)	(+)	(+)
MALONATE	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)	(+o-)	(+)	(+)	(+o-)	(+o-)	(+o-)	(+o-)	(-)	(-)	(+o-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
UREA	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(d)	(d)	(+)	(+o-)	(-)	(-)	(d)	(d)	(d)	(d)	(+)	(+)	(+)	(+)	(-)	(-)

Anexo C. Gráficos complementarios

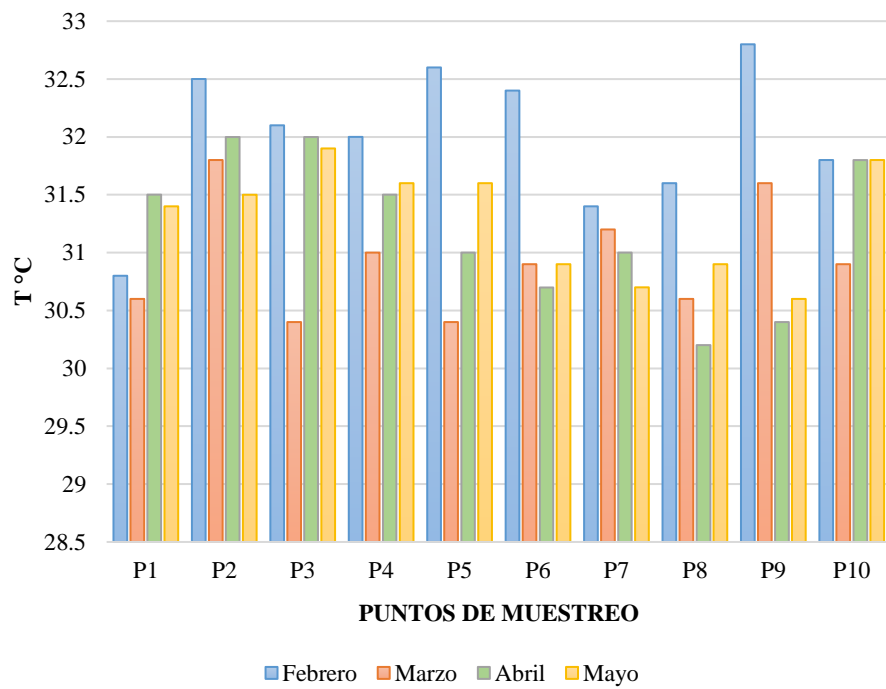


Figura 11. Temperatura (°C) durante los cuatro meses de muestreo

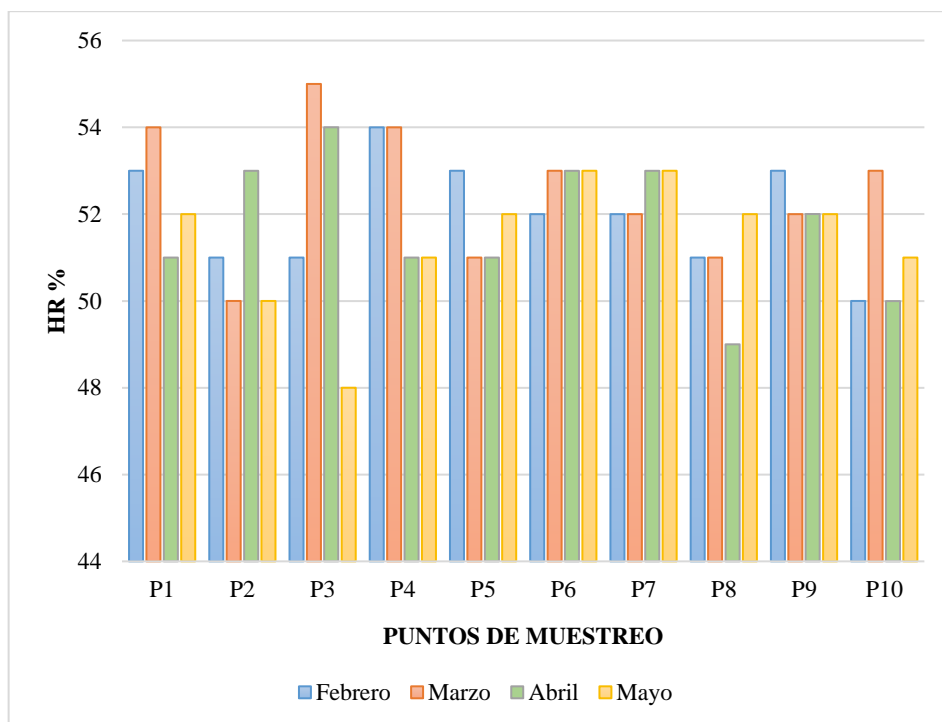


Figura 12. Humedad relativa (%) durante los cuatro meses de muestreo

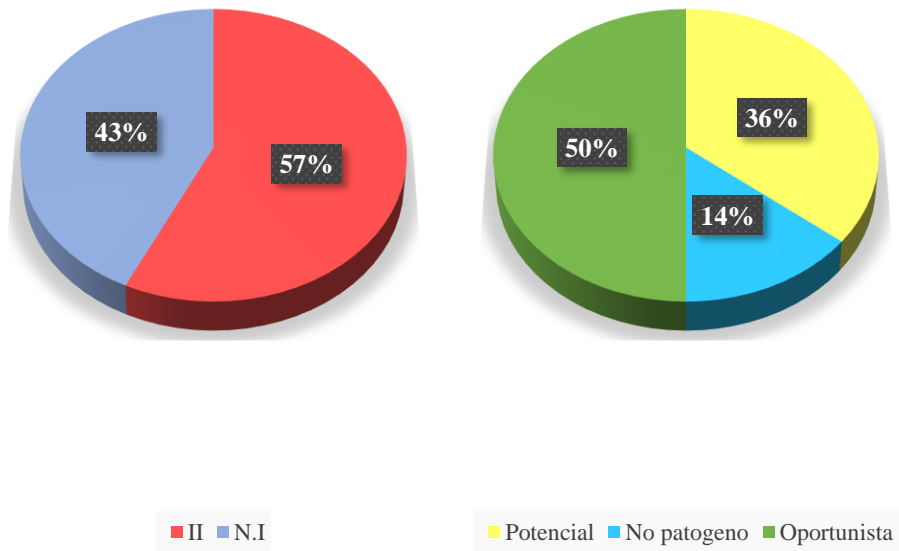


Figura 13. Cuantificación de los agentes biológicos bacterianos

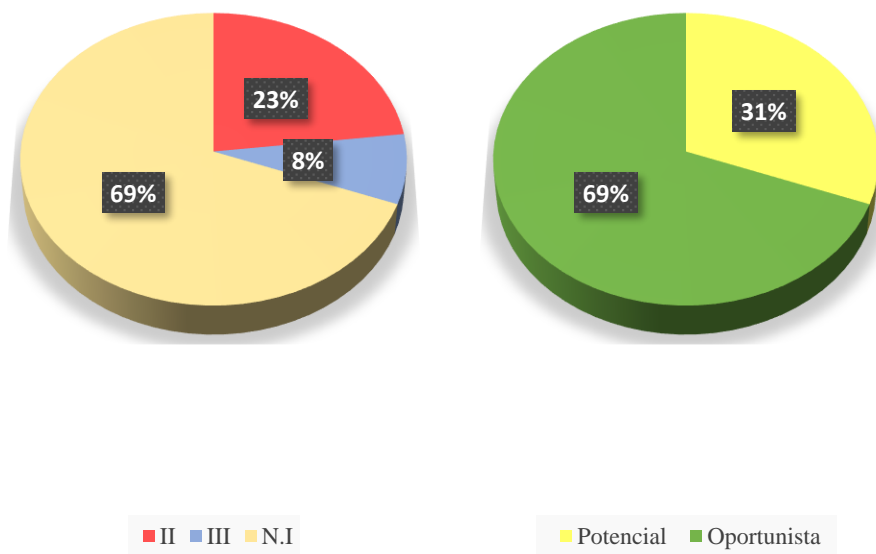


Figura 14. cuantificación de los agentes biológicos fúngicos

Anexo D. Mapas/planos

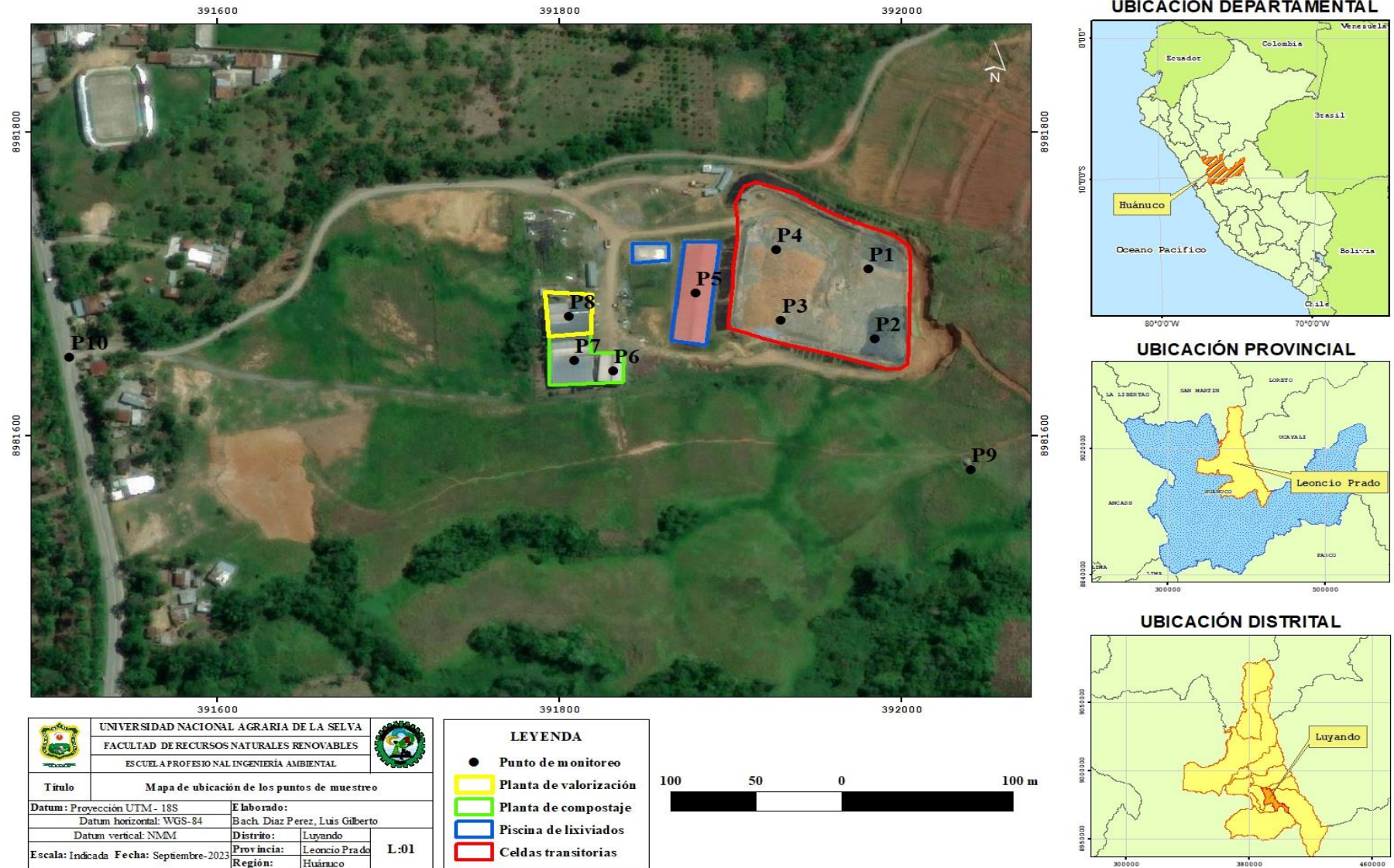


Figura 15. Mapa de ubicación de puntos de muestreo



Figura 16. Zona de estudio

Anexo E. Panel fotográfico

Apéndice A. Toma de muestra en el área de estudio



Figura 17. Georreferenciación de los puntos de muestreo



Figura 18. Toma de muestra de aire en la celda transitorias



Figura 19. Toma de muestra de aire en el sotavento



Figura 20. Muestra de aire succionado depositado en el matraz con caldo BHI

Apéndice B. Análisis llevados a cabo en el laboratorio de Microbiología General

Figura 21. Adición de 1 μl de la muestra para realizar el recuento microbiológico

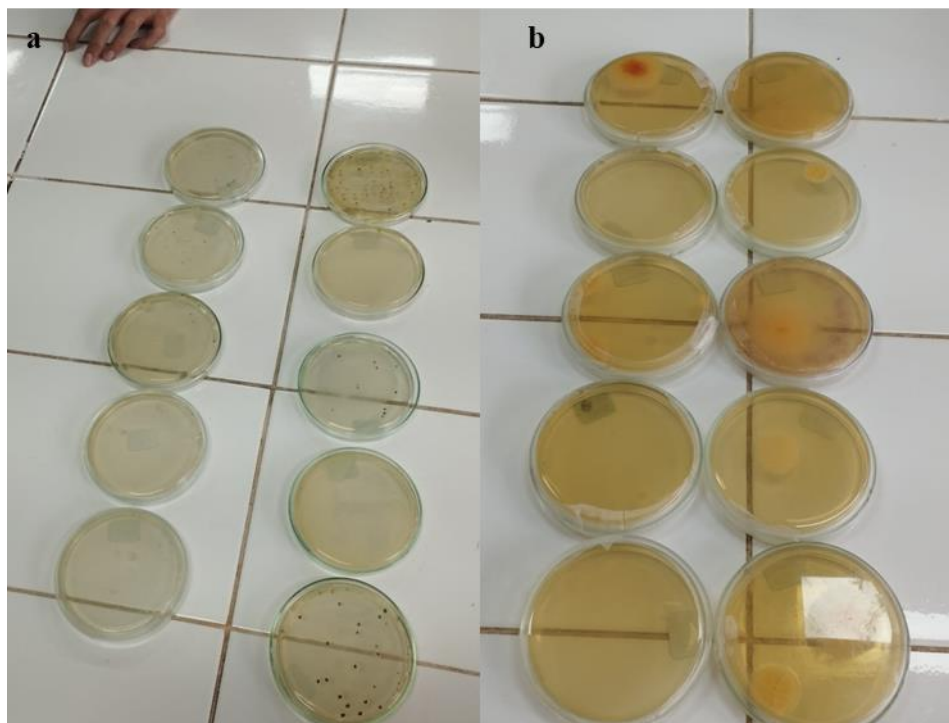


Figura 22. Recuento microbiológico (a) bacteria (b) Fungi



Figura 23. Matraces después de 48 horas de incubación



Figura 24. Siembra del inculo de la muestra de bacteria en el medio de cultivo CLED



Figura 25. Crecimiento de bacterias (a) y de fungi (b)



Figura 26. Coloración de bacterias Gram (-) y (+)



Figura 27. Tubos de ensayos sembrados en los distintos medios de crecimiento para realizar la diferenciación bioquímica



Figura 28. Adición del reactivo de KOVAC a los tubos con indol



Figura 29. Lectura e interpretación de las pruebas de DBQ



Figura 30. Realizando el Microcultivo de fungi



Figura 31. Retiro del cubre objeto del Microcultivo



Figura 32. Observando bacterias y fungí por medio de un microscopio

Apéndice C. Microorganismos identificados: Bacteria

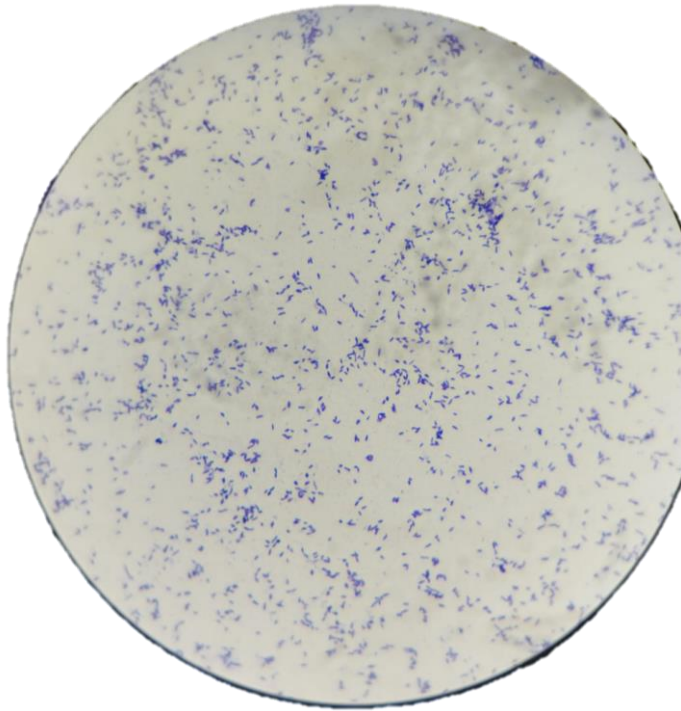


Figura 33. Bacillus Gram (+)

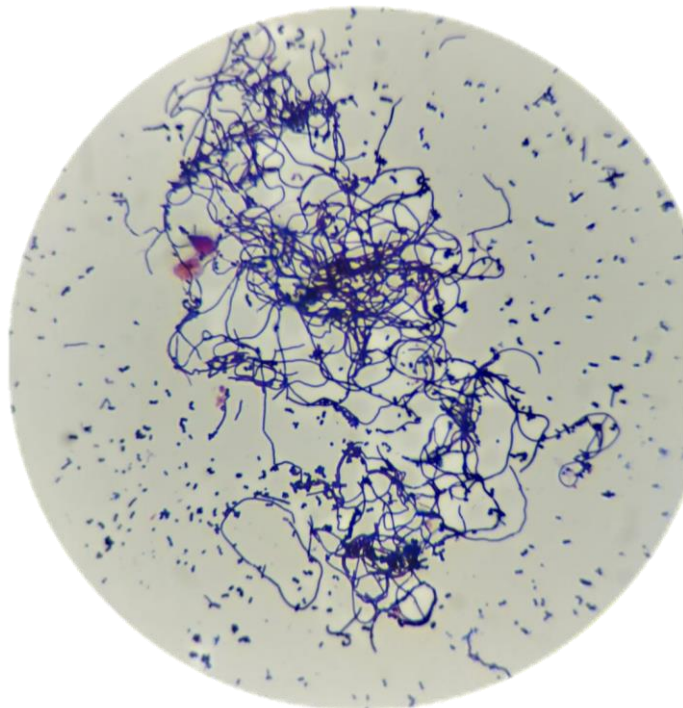


Figura 34. Lactobacillus Gram (+)

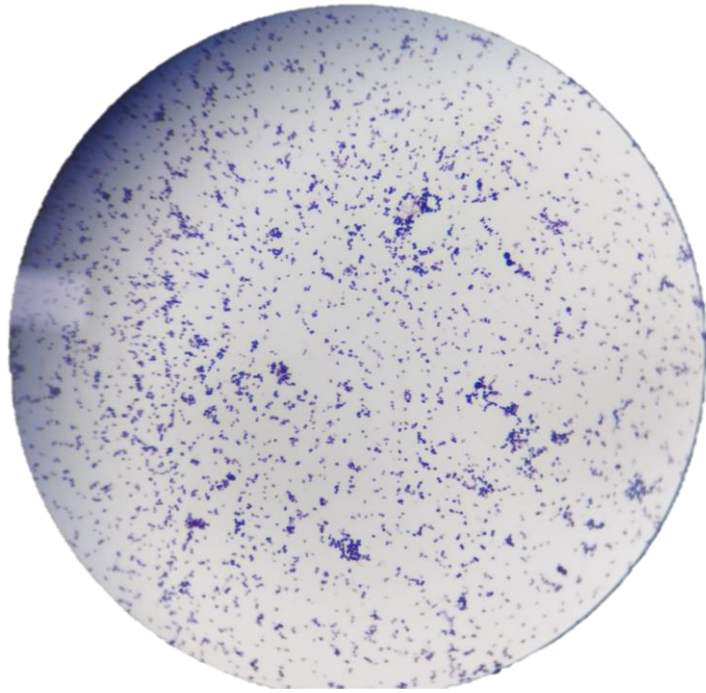


Figura 35. Staphylococcus sp. Gram (+)

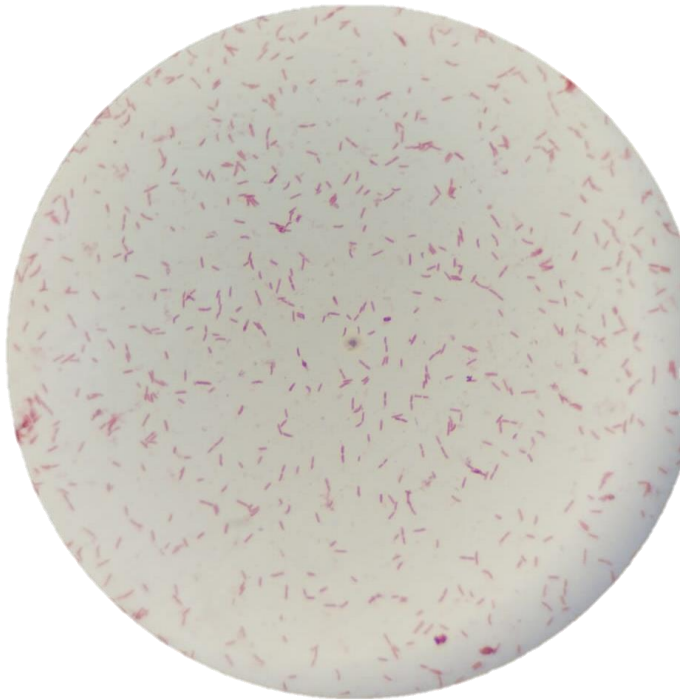


Figura 36. Bacillus Gram (-)

Apéndice D. Microorganismos identificados: Fungi

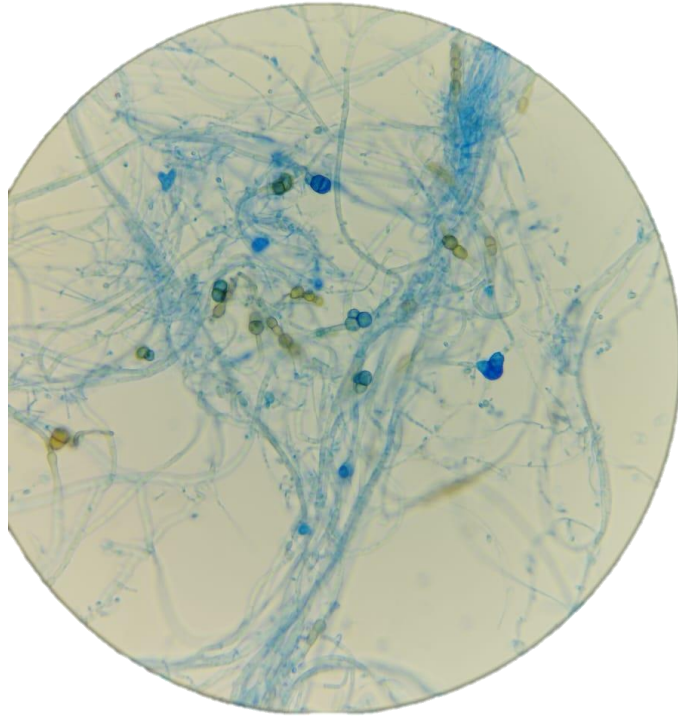


Figura 37. *Blastomyces* sp.

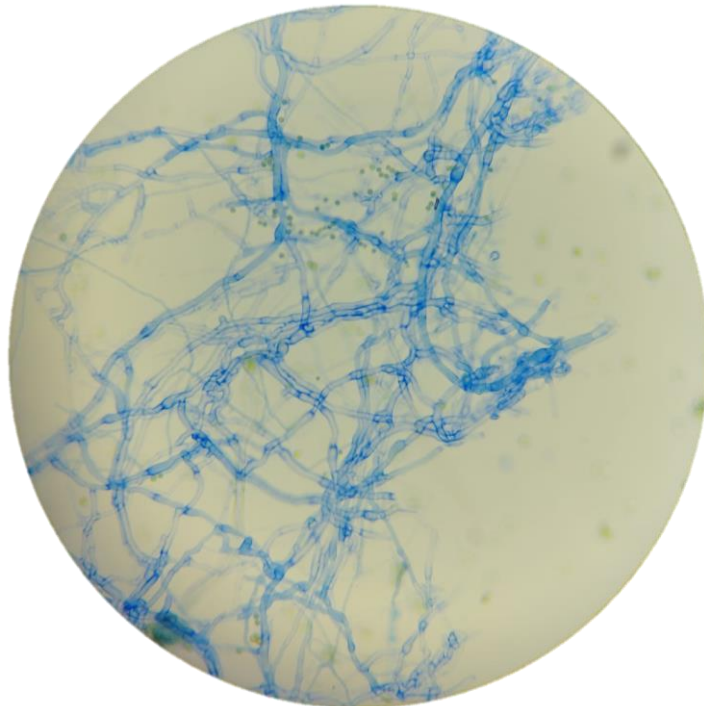


Figura 38. *Geotrichum* sp.

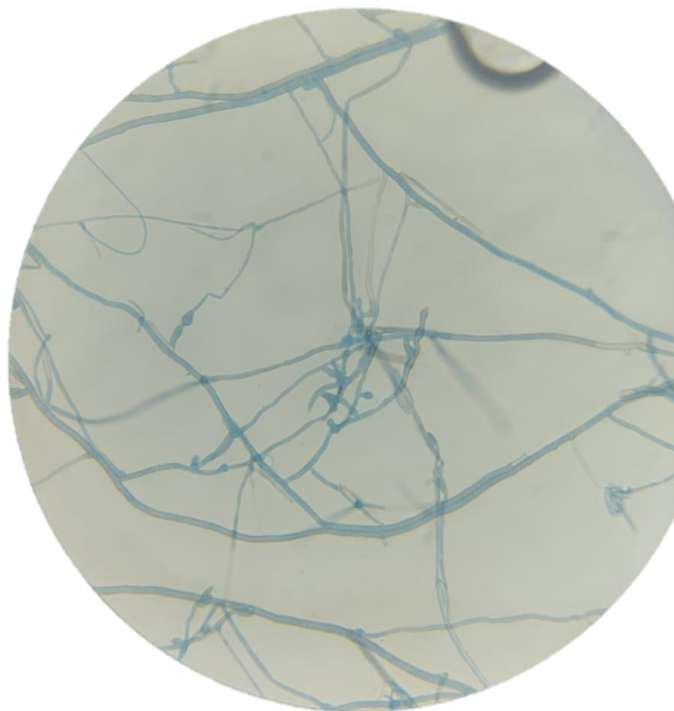


Figura 39. *Scopulariopsis* sp.

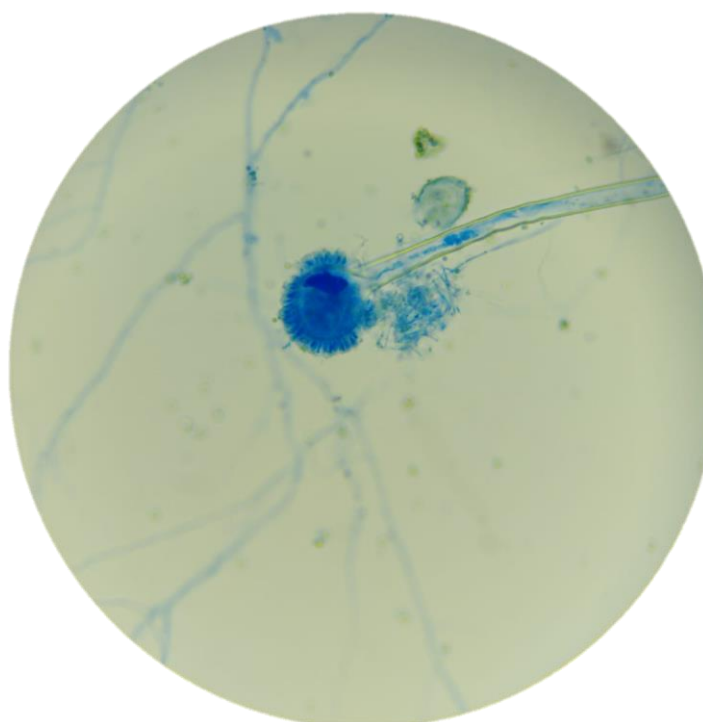


Figura 40. *Aspergillus* sp.

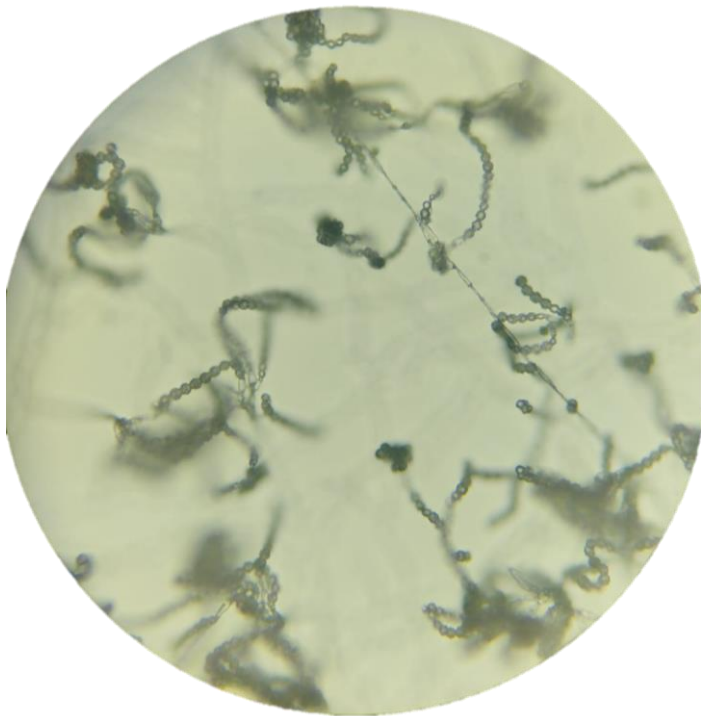


Figura 41. *Oidium* sp.

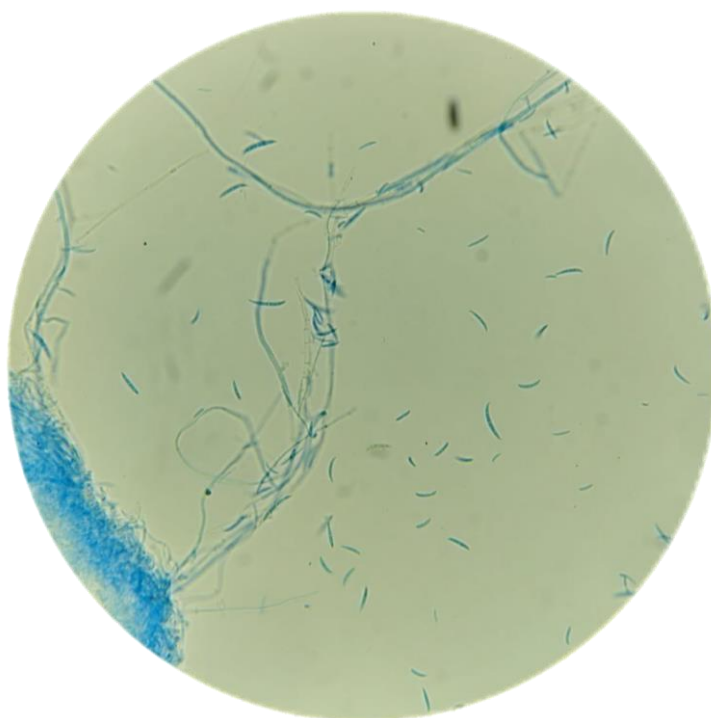


Figura 42. *Fusarium* sp.

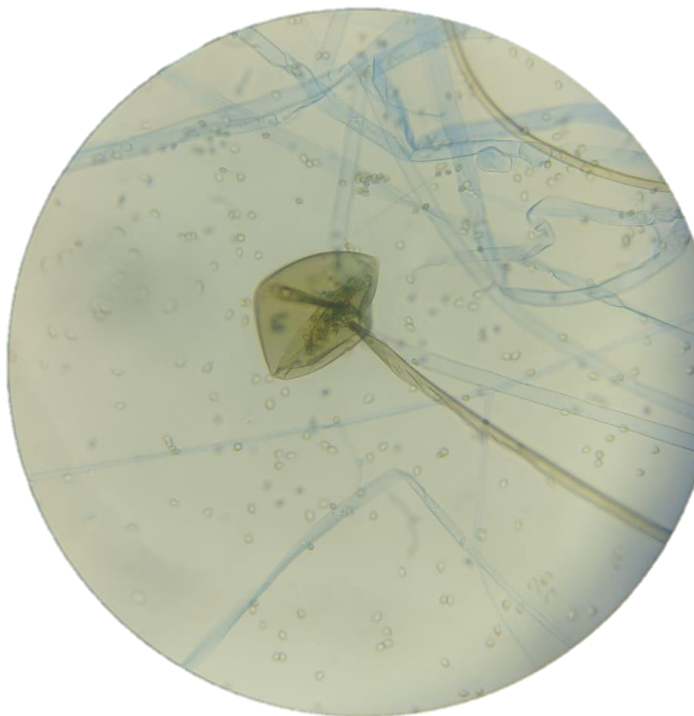


Figura 43. *Rhizopus* sp.

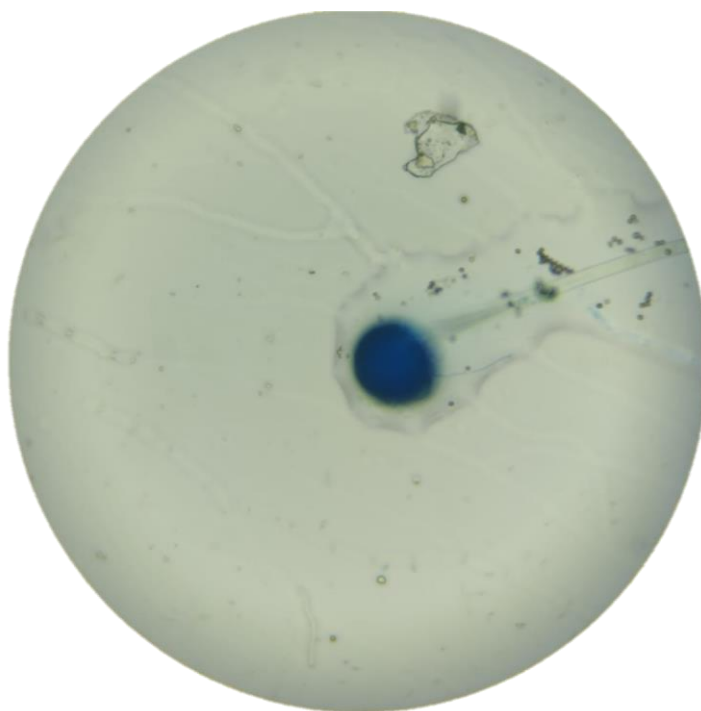


Figura 44. *Mucor* sp.



Figura 45. *Penicillium* sp.

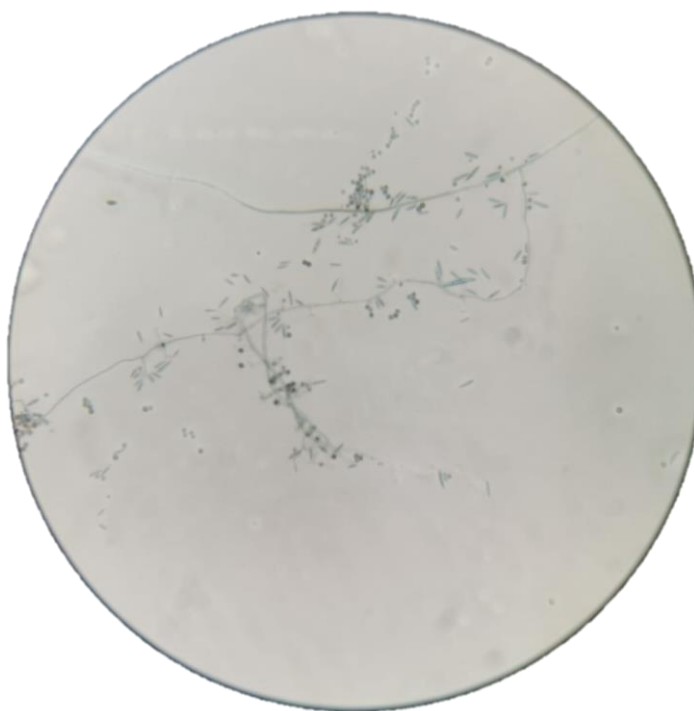


Figura 46. *Microsporium* sp.

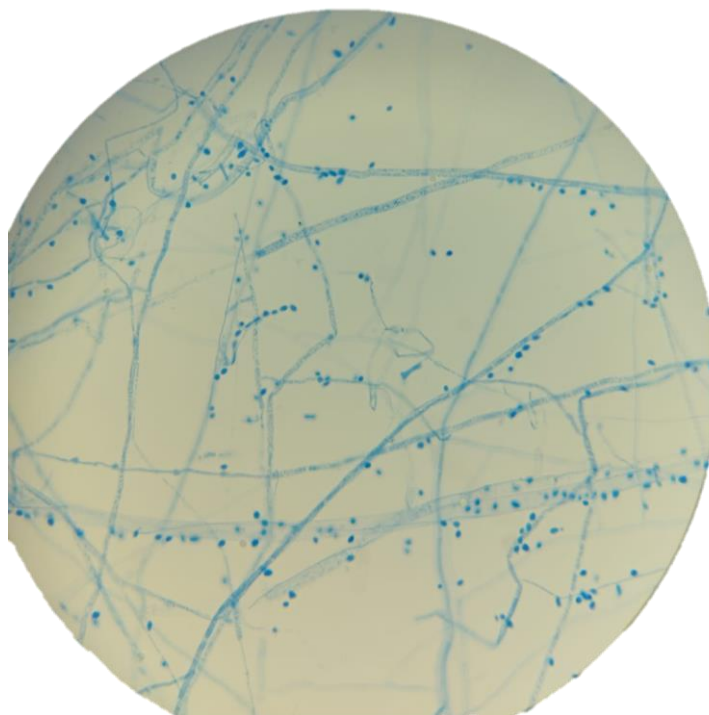


Figura 47. *Monosporium* sp.

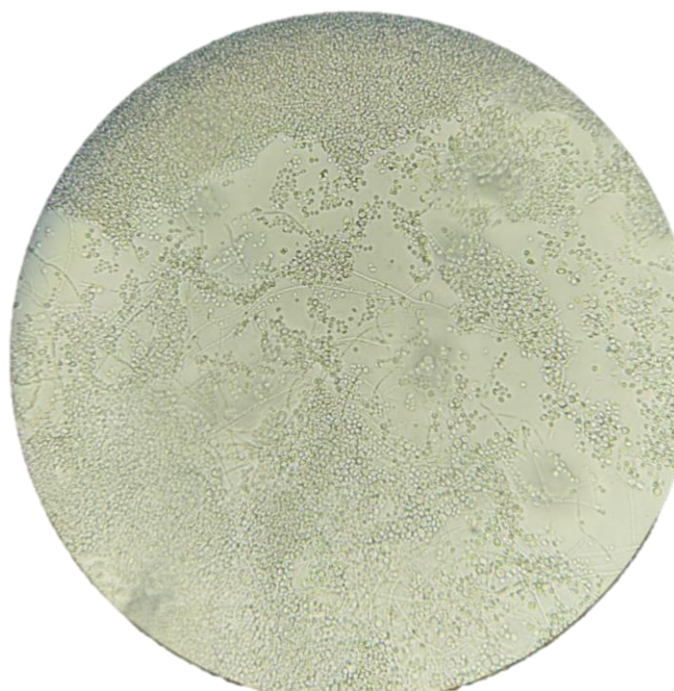


Figura 48 *Candida* sp