

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



CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE EN LOS CRIADEROS DE PORCINOS
EN EL SECTOR BUENOS AIRES – TINGO MARÍA

Tesis

Para optar el título de:

INGENIERO AMBIENTAL

PRESENTADO POR:

JULIET LAGUNA CIERTO

Tingo María -Perú

2025



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS N°003-2026-FRNR-UNAS

Los que suscriben, Miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 21 de julio de 2025, a horas 10:00 a.m. en la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental de la Facultad de Recursos Naturales Renovables para calificar la tesis titulada:

“CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE EN LOS CRIADEROS DE PORCINOS EN EL SECTOR BUENOS AIRES - TINGO MARÍA”

Presentado por la Bachiller: **LAGUNA CIERTO, JULIET** después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara **APROBADO** con el calificativo de **“MUY BUENA”**.

En consecuencia, la 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, 15 de enero de 2026

Mchlgo. MSc. LUIS A. SANCHEZ ROMERO
PRESIDENTE

Ing. MSc. ABBY SOLANGE DA CRUZ RODRIGUEZ
MIEMBRO



Ing. MSc. PATRICIA PILAR ROMERO USHUÑAHUA
MIEMBRO

Dr. VICTOR MANUEL BETETA ALVARADO
ASESOR



UNAS

VICERRECTORADO DE
INVESTIGACIÓN

INSTITUTO DE
INVESTIGACIÓN

UNIDAD DE SOPORTE
CIENTÍFICO
REPOSITORIO INSTITUCIONAL

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

CERTIFICADO DE SIMILITUD T.I. N 055 - 2026 - CS-RIDUNAS

El Jefe de la Unidad de Soporte Científico 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% y contenido generado por Inteligencia Artificial menor o igual al 20%. Según establece el Art. 29° y 30° del Acuerdo Nro.017-2025-CIUNAS-VRI-UNAS.

Programa de Estudio:

Ingeniería Ambiental

Tipo de documento:

Tesis	X	Trabajo de Suficiencia Profesional	
-------	---	------------------------------------	--

TÍTULO	AUTOR	PORCENTAJE	
		SIMILITUD	CONTENIDO GENERADO POR INTELIGENCIA ARTIFICIAL
CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE EN LOS CRIADEROS DE PORCINOS EN EL SECTOR BUENOS AIRES – TINGO MARÍA	JULIET LAGUNA CIERTO	12 % Doce	Menor a 20 %

Tingo María, 20 de febrero de 2026.

 UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
UNIDAD DE SOPORTE CIENTÍFICO

ING. EINSTEIN A. ORTIZ MORALES
JEFE

C.C. Archivo

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA

FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERIA AMBIENTAL



CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE EN LOS CRIADEROS DE PORCINOS EN EL SECTOR BUENOS AIRES – TINGO MARÍA

Autor	: Juliet, Laguna Cierito
Asesor	: Dr. Victor Manuel Beteta Alvarado
Programa de investigación	: Ciencia y Tecnologías ambientales
Línea de investigación	: Niveles de contaminación Ambiental
Eje temático	: Contaminación del aire
Lugar de ejecución	: Laboratorio de Microbiología -UNAS
Duración	: 6 meses
Financiamiento	: S/. 8 035,50

Tingo María -Perú

2025

DEDICATORIA

A Dios, por concederme el don de la vida, por protegerme, guiarme y brindarme su protección en cada etapa de mi vida, especialmente durante mi formación profesional. Por la sabiduría y la fortaleza para no rendirme ante los obstáculos para alcanzar mis metas.

A mis padres, Bartolomé Laguna y Yolanda Cierto, por su amor inquebrantable y el respaldo constante. Por los valores inculcados que me impulsan a ser mejor persona. Por los sacrificios y las fuerzas que tuvieron para siempre darme lo mejor y verme avanzar. Este logro es fruto de su esfuerzo, sacrificio y constante apoyo que siempre me ofrecieron. Gracias por ser mi ejemplo, mi fuerza y mi mayor motivación para seguir adelante con todos mis sueños y metas.

A mis hermanos Yobart, Edward y Esmilda, quienes estuvieron presentes en cada etapa de mi vida con su amor, apoyo y cuidados. Agradezco profundamente los sabios consejos y la motivación que me brindaron para no rendirme y seguir luchando por mis metas. Los admiro profundamente por ser ejemplo de fortaleza y nobleza.

A mí misma por todo el esfuerzo, constancia y perseverancia durante el desarrollo de esta investigación. Que este logro sea un impulso para continuar avanzando y cumplir todas mis metas propuestas en la vida.

AGRADECIMIENTOS

- ✓ A Dios, por bendecirme con salud, conocimientos y la fortaleza para enfrentar y superar cada reto que se presentó en mi camino. Gracias por permitirme culminar con éxito esta etapa fundamental de mi desarrollo académico y por acompañarme con tu guía constante en cada momento.
- ✓ A mis padres, por brindarme siempre su amor, confianza y respaldo incondicional. Gracias por sus sabios consejos y por motivarme constantemente a crecer como persona y como profesional. Han sido el pilar fundamental en mi formación, y agradezco profundamente a Dios por haberme bendecido con unos padres como ustedes.
- ✓ A mis hermanos, por su constante apoyo, por sus palabras de aliento y por sus valiosos consejos, que fueron una fuente de motivación para seguir adelante y lograr culminar con éxito esta investigación
- ✓ A la Universidad Nacional Agraria de la Selva y a los docentes de la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental, por haber contribuido a mi formación profesional, al brindarme conocimientos, experiencias y herramientas que fortalecieron mi desarrollo académico, fomentaron en mí el pensamiento crítico y consolidaron mi compromiso con la responsabilidad social.
- ✓ Al Laboratorio de Calidad de Aire, por autorizarme el uso de sus equipos para la toma de muestras, lo cual fue fundamental para el desarrollo de esta investigación.
- ✓ Al Dr. MSc. Mcblgo. César Samuel López López, por facilitarme el acceso a las instalaciones y equipos del Laboratorio de Microbiología General lo cual fue esencial para la realización de los análisis y el desarrollo de mi investigación; así como por su orientación y sugerencias brindadas a lo largo del proceso de ejecución.
- ✓ A mi asesor Dr. Victor Manuel Beteta Alvarado, por su amplio conocimiento, por su orientación constante, su paciencia y su compromiso durante el desarrollo de esta investigación. Es un honor contar con un profesional tan comprometido y dedicado a la excelencia académica.

- ✓ A los miembros de jurados: M. Sc. Luis Alberto Sánchez Romero, Ing. M. Sc. Abby Solange Da Cruz Rodríguez e Ing. M. Sc. Patricia Pilar Romero Ushuñahua Escobar por sus las sugerencias brindadas para mejorar mi investigación.
- ✓ Agradezco sinceramente a los propietarios de los criaderos por permitirme el uso de sus instalaciones, lo cual fue fundamental para la realización de la presente investigación.
- ✓ De igual manera, expreso mi especial gratitud a la Ing.M.Sc. Delia Yolanda Sias Baylón por su orientación en la redacción de mi tesis. Su experiencia, paciencia y conocimientos fueron esenciales para desarrollar este trabajo con rigor y calidad académica.
- ✓ Al Ing. Richard Sias Rodríguez por su guía, consejos y recomendaciones que fueron fundamentales durante la ejecución y análisis de muestras. Un excelente ser humano y profesional. Su calidad humana y profesionalismo son excepcional; personas como el son verdaderamente únicas y difíciles de encontrar en el mundo.
- ✓ A Zeida Aguilar y familia que me motivaron, aconsejaron y acompañaron a partir de mi formación universitaria como una segunda familia para mí. Gracias por creer en mí, por impulsarme a seguir adelante y por ser parte esencial de este logro.
- ✓ A Zeidi Bernabé, Ricardo Segovia, Denís Dolores, Estiven Carranza, Andy Medina y Roland Pashco, amigos que me acompañaron en la toma de muestra de la investigación. Y también por su valiosa compañía.

ÍNDICE GENERAL

	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Objetivo general	2
1.2. Objetivos específicos.....	2
II. REVISION DE LITERATURA	3
2.1. Antecedentes	3
2.1.1. Antecedentes internacionales.....	3
2.1.2. Antecedentes Nacionales	3
2.1.3. Antecedentes locales	5
2.2. Bases Conceptuales	6
2.2.1. Calidad del aire	6
2.2.2. Contaminación microbiológica del aire.....	6
2.2.3. Microorganismos en el Aire.....	6
2.2.4. Tipos de Microorganismos.....	7
2.2.5. Microorganismos patógenos	7
2.2.6. Factores ambientales que influyen en la presencia de microorganismos contaminantes en el aire.....	12
2.2.7. Crianza de porcinos	15
2.2.8. Marco Normativo	15
2.2.9. Métodos de captación	16
III. MATERIALES Y METODOS	20
3.1. Lugar de ejecución	20
3.1.1. Ubicación política	20
3.1.2. Ubicación geográfica	20
3.1.3. Aspectos Ambientales	21
3.2. Materiales y Métodos	22
3.2.1. Materiales	22
3.2.2. Metodología.....	22
3.3. Tipo de investigación	28
3.3.1. Nivel de investigación	28
3.3.2. Variables de Investigación	28
3.3.3. Diseño de investigación	29
3.3.4. Análisis estadístico	29

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	30
4.1. Identificación de las condiciones ambientales en los criaderos de porcinos.....	30
4.2. Presencia de microorganismos patógenos en el aire en los criaderos de porcinos.....	34
4.2.1. Presencia de bacterias en el aire.....	34
4.2.2. Presencia de Fungi en el aire	36
4.3. Identificación de microorganismos patógenos en el aire en los criaderos de porcinos..	38
4.3.1. Identificación de géneros bacterianos	38
4.3.2. Identificación de géneros fúngicos	42
4.4. Comparación del nivel de contaminación microbiológica del aire en los criaderos de porcinos en función a los valores referenciales por la OMS.....	47
4.4.1. Concentración de bacterias en los criaderos de porcinos	47
4.4.2. Concentración de Fungi en los criaderos de porcinos	52
4.5. Medidas de control para reducir la contaminación microbiológica del aire generada por la crianza de porcinos.....	58
V. CONCLUSIÓN	60
VI. PROPUESTA A FUTURO	61
VII. REFERENCIAS	62
ANEXOS	68

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla	Página
1. Valores límites de bacterias establecidos por la OMS	16
2. Valores límites de Fungi establecidos por la OMS	16
3. Coordenadas UTM de los puntos de muestreo	20
4. Condiciones ambientales en criaderos de porcinos	23
5. Nivel de contaminación bacteriana en los puntos muestreados	27
6. Nivel de contaminación fúngica en los puntos muestreados	27
7. Datos de condiciones ambientales en los criaderos de porcinos	30
8. Concentración de bacterias en los criaderos de porcinos	34
9. Concentración de Fungi en los criaderos de porcinos	37
10. Cantidad de géneros de bacterias identificados	39
11. Clasificación de grupo de riesgo de bacterias según al Real Decreto 664/97 de España, patogenicidad y enfermedades	41
12. Cantidad de géneros de Fungi identificados	43
13. Clasificación de Fungi según al Real Decreto 664/97 de España, patogenicidad y enfermedades	45
14. Nivel de contaminación bacteriana en los puntos muestreados	47
15. ANVA de las concentraciones bacterianas en los distintos puntos de muestreo	51
16. Prueba Duncan entre los puntos de muestreo	51
17. Nivel de contaminación fúngica en los puntos muestreados	53
18. ANVA de las concentraciones de Fungi en los distintos puntos de muestreo	57
19. Prueba Duncan entre los puntos de muestreo	57
20. Propuesta para reducir la contaminación microbiológica generada por los criaderos de porcinos	59
21. Conversión de Feller	77
22. Identificación bacteriana mediante pruebas de diferenciación bioquímica	79
23. Clasificación de los agentes biológicos de bacterias	80
24. Clasificación de los agentes biológicos de Fungi	85
25. Enfermedades bacterianas transmitidas por el aire	86
26. Enfermedades fúngicas transmitidas por el aire.	87
27. Factores ambientales en el criadero de porcinos.	88
28. Resultados de pruebas bioquímicas del mes de setiembre.	89
29. Resultados de pruebas bioquímicas del mes de octubre.	90

30. Resultados de pruebas bioquímicas del mes de noviembre.....	91
31. Resultados de pruebas bioquímicas del mes de diciembre.....	92
32. Nivel de contaminación bacteriana en los meses muestreados.	93
33. Nivel de contaminación fúngica en los meses muestreados.....	93

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Ubicación política de los puntos de estudio.	20
2. Esquema de diseño de investigación.	29
3. Distribución de la temperatura (°C) en los puntos de muestreo.	31
4. Distribución de la humedad relativa (%) en los puntos de muestreo.	31
5. Distribución de la velocidad y dirección del viento en los puntos de muestreo.....	32
6. Concentración de bacterias en los criaderos de porcinos.	35
7. Concentración de Fungi en los criaderos de porcinos.	37
8. Concentración de bacterias en el aire (UFC/m ³) mediante los niveles de contaminación. ..	48
9. Distribución de la concentración de bacterias en el aire (UFC/m ³) en los meses de muestreo.	50
10. Concentración de Fungi en el aire (UFC/m ³) con niveles de contaminación.....	53
11. Distribución de la concentración de Fungi en el aire (UFC/m ³) por muestreo.	56
12. Solicitud al señor Abdón Cienfuegos Samán.	69
13. Solicitud a la señora Rosa Jaramillo Rodríguez.	70
14. Solicitud a la señora Margarita Tello Vásquez.....	71
15. Solicitud para uso de la vía pública con fines de tesis.	72
16. Solicitud de uso de equipo para la ejecución de proyecto de tesis (a).....	73
17. Solicitud de uso de equipo para la ejecución de proyecto de tesis (b).	74
18. Solicitud de uso de equipo para la ejecución de proyecto de tesis (c).....	75
19. Solicitud de uso de equipo para la ejecución de proyecto de tesis (d).	76
20. Puntos de la zona de muestreo.....	94
21. Medición de la temperatura y humedad relativa en el PM0.	95
22. Medición de la temperatura y humedad relativa en el PM1.	95
23. Medición de la temperatura y humedad relativa en el PM2.	96
24. Medición de la temperatura y humedad relativa en el PM3.	96
25. Medición de la velocidad y dirección del viento en el PM0.	97
26. Medición de la velocidad y dirección del viento en el PM1.	97
27. Medición de la velocidad y dirección del viento en el PM2.	98
28. Medición de la velocidad y dirección del viento en el PM3.	98
29. Pesaje de medios de cultivo.....	99
30. Medios enriquecidos para el crecimiento de microorganismos.....	99
31. Plaqueo de medios enriquecidos.	100

32. Placas con medios de enriquecidos para el muestreo microbiológico.....	100
33. Toma de muestra de aire en el PM0.	101
34. Toma de muestra de aire en el PM1.	101
35. Toma de muestra de aire en el PM2.	102
36. Toma de muestra de aire en el PM3.	102
37. Incubación a 37 °C de placas con medios de cultivo.....	103
38. Incubación a temperatura ambiente de placas con medios con agar Saboraud.	103
39. Crecimiento de colonias bacterianas en agar plate count	104
40. Crecimiento de colonias fúngicas en agar Sabouraud.	104
41. Recuento de colonias bacterianas.	105
42. Recuento de colonias fúngicas.	105
43. Medios de cultivo diferenciales para las pruebas bioquímicas.....	106
44. Tubos de ensayo taponeados y esterilizados.	106
45. Siembras de cepas bacterianas en los medios de cultivo diferenciales.	107
46. Incubación de tubos mediante la utilización de medios de cultivo selectivos y diferenciales a una temperatura controlada de 37 °C.	107
47. Reactivos de confirmación para la identificación de bacterias.....	108
48. Adición de reactivos de confirmación en los caldos correspondientes.	108
49. Lectura de los medios de cultivo diferenciales para la identificación de bacterias.	109
50. Presencia de H ₂ S en tubos con SIM.	109
51. Tubos con caldo indol positivo e indol negativo.....	110
52. Tubos con caldo RM positivo y RM negativo.....	110
53. Tubos con medio TSI con presencia de gas.	111
54. Tubos con medio LIA con presencia de H ₂ S si presentan coloración negra.	111
55. Tubos con medio citrato de Simmons con reacción negativa.	112
56. Tubos con medio citrato de Simmons con reacción positiva.	112
57. Tubos con caldo malonato con reacción negativa.	113
58. Tubos con caldo malonato con reacción positiva.....	113
69. Tubos con medio urea con reacción positiva.....	114
60. Montaje de materiales.....	114
61. Materiales para microcultivo.....	115
62. Microcultivo e incubación de placas a temperatura ambiente.....	115
63. Sellado de porta y cubreobjetos para su observación en el microscopio.....	116
64. Observación Fungi en el microscopio.	116

65. <i>Alternaria sp.</i>	117
66. <i>Aspergillus sp</i>	117
67. <i>Aspergillus sp</i>	118
68. <i>Aspergillus sp</i>	118
69. <i>Bipolaris sp.</i>	119
70. <i>Curvularia sp.</i>	119
71. <i>Fusarium sp</i>	120
72. <i>Fusarium sp.</i>	120
73. <i>Geotrichum sp.</i>	121
74. <i>Geotrichum sp.</i>	121
75. <i>Monosporium sp.</i>	122
76. <i>Mucor sp.</i>	122
77. <i>Oídium sp.</i>	123
78. <i>Penicillium sp.</i>	123
79. <i>Rhizopus sp.</i>	124

RESUMEN

La Presente investigación tuvo como objetivo evaluar la calidad microbiológica del aire en los criaderos de porcinos en el Sector Buenos Aires – Tingo María, en 4 puntos de muestreo (puente (PM0), criadero de porcinos 1 (PM1), criadero de porcinos 2 (PM2) y criadero de porcinos 3 (PM3)). Se empleó un muestreo microbiológico activo mediante impacto en fase sólida. Como resultado de la investigación, se obtuvo una temperatura promedio de 35.3 °C, humedad relativa 43.9%, velocidad del viento 0.95 m/s y la dirección del viento 129 ° SE. La concentración más alta de bacterias se obtuvo en el PM1 con un valor de 5 101 UFC/m³, mientras que, en el PM0 se identificó la menor concentración con 638 UFC/m³. En cuanto a los Fungi, la mayor concentración se evidenció en el PM2 con un valor de 3 936 UFC/m³ y la mínima se registró en el PM0 con un valor de 175 UFC/m³. Los géneros bacterianos más predominantes identificados fueron *Enterobacter sp*, *Proteus sp* y *Serratia sp*; con respecto a los géneros fúngicos, se identificaron *Aspergillus sp*, *Fusarium sp*, *Geotrichum sp* y *Penicillium sp*, quienes fueron los más abundantes. Se concluye que el área de estudio presenta niveles de contaminación muy altos para bacterias y niveles altos para Fungi, superando los límites establecidos por la OMS.

Palabras claves: Calidad microbiológica, criadero de porcinos, condiciones ambientales, bacterias y Fungi.

The Microbiological Quality of the Air at Pig Farms in the Buenos Aires Sector of Tingo Maria

Abstract

The objective of the present research work was to evaluate the microbiological quality of the air on pig farms in the Buenos Aires sector of Tingo Maria, [Peru,] at four sampling points (bridge (PM0), pig farm 1 (PM1), pig farm 2 (PM2), and pig farm 3 (PM3)). Active microbiological sampling was done through impact during the solid phase. For the results of the research, an average temperature of 35.3 °C, relative humidity of 43.9%, wind speed of 0.95 m/s, and a wind direction of 129 ° SE were obtained. The highest concentration of bacteria was obtained from PM1, with a value of 5,101 UFC/m³, while the lowest concentration was identified from PM0 with 638 UFC/m³. With respect to the fungi, the greatest concentration was evidenced from PM2, with a value of 3,936 UFC/m³, and the lowest was recorded from PM0 with a value of 175 UFC/m³. The most prominent bacterial genres that were identified were *Enterobacter* sp, *Proteus* sp and *Serratia* sp; with respect to the fungal genres, *Aspergillus* sp, *Fusarium* sp, *Geotrichum* sp, and *Penicillium* sp were identified as being the most abundant. It was concluded that the area in study presented very high levels of contamination for the bacteria and high levels for the fungi, surpassing the limits established by the WHO (OMS in Spanish).

Keywords: microbiological quality, pig farms, environmental conditions, bacteria, fungi

I. INTRODUCCIÓN

La calidad microbiológica del aire desempeña un papel muy importante en la producción pecuaria, especialmente en los criaderos de porcinos donde la carga microbiana del aire afecta a la salud animal, bienestar humano y la sostenibilidad ambiental. A nivel internacional, diversas investigaciones han confirmado que la presencia de microorganismos patógenos presentes en el aire de las granjas porcinas representa un riesgo para la salud y el bienestar humano, debido a la propagación de bacterias patógenas principalmente *Escherichia coli*, *Salmonella sp.* y *Staphylococcus aureus*.

En países como Brasil y México, principales productores de carne porcina han implementado normativas de bioseguridad y vigilancia ambiental con el fin de controlar la calidad del aire en los criaderos, disminuir la carga microbiológica y prevenir la propagación de enfermedades respiratorias.

En el Perú, las investigaciones sobre calidad microbiológica del aire en criaderos de porcinos aún son escasos, A pesar de que los criaderos de porcinos se han consolidado como una actividad económica en expansión en regiones de la selva central, donde se registra una significativa producción local, aún persisten limitaciones en la aplicación de medidas ambientales que garanticen la calidad sanitaria y ambiental de los criaderos.

A nivel local, la crianza de porcinos se considera una actividad de subsistencia para muchas familias rurales, pero se realiza en condiciones precarias como escaso control ambiental, la carencia de infraestructura adecuadas y la poca aplicación de buenas prácticas de manejo que favorecen a la proliferación de microorganismo en el aire, lo que incrementa la posibilidad de contraer enfermedades pulmonares tanto para los animales como para los habitantes cercanos. Con lo mencionado anteriormente, el sector de Buenos Aires es parte de esta problemática debido a la presencia de propietarios dedicados a la crianza de porcinos, la cual ha venido causando problemas en la salud humana, problemas ambientales e incluso problemas sociales ocasionadas por la crianza casera de porcinos dentro de la zona urbana ya que ha generado quejas de los vecinos aledaños. Por lo que se pretende determinar la presencia o ausencia de los géneros de bacterias y Fungi patógenos en este sector.

Por ese motivo, esta investigación se propuso el siguiente problema: ¿Cuál es la calidad microbiológica del aire en los criaderos de porcinos del sector Buenos Aires – Tingo María? Siendo la hipótesis que la calidad microbiológica del aire en los criaderos de porcinos del Sector Buenos Aires – Tingo María fue baja, debido a que presentó concentraciones microbianas que superaron los valores referenciales establecidos por la OMS.

1.1. Objetivo general

- Evaluar la calidad microbiológica del aire en los criaderos de porcinos en el Sector Buenos Aires – Tingo María.

1.2. Objetivos específicos

- Identificar las condiciones ambientales en los criaderos de porcinos.
- Determinar la presencia de microorganismos patógenos en el aire en los criaderos de porcinos.
- Identificar los géneros de los microorganismos patógenos en el aire en los criaderos de porcinos.
- Comparar el nivel de contaminación microbiológica del aire en los criaderos de porcinos en función a los valores referenciales por la OMS.
- Proponer medidas de control para reducir la contaminación microbiológica del aire generada por la crianza de porcinos.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1. Antecedentes

2.1.1. Antecedentes internacionales

Parra et al. (2021), llevaron a cabo un estudio sobre la calidad microbiológica del aire en un Centro Comunitario de Salud Familiar (CECOSF) ubicado en Talcahuano, Chile. Se identificaron una concentración elevada de bacterias, alcanzando 2 376 UFC/m³ durante la temporada de invierno, mientras que la mayor concentración de hongos fue de 153 UFC/m³. Los resultados evidenciaron que la humedad relativa y la temperatura no influyeron significativamente sobre la carga microbiana, aunque el flujo de personas sí mostró una relación directa con el aumento de bacterias. Identificaron 11 géneros bacterianos, con el 96% correspondientes a bacterias Grampositivas, destacando *Bacillus* y *Staphylococcus* como los géneros predominantes. En cuanto a los hongos, *Aspergillus* fue el género con mayor presencia, representando el 71% de los aislados, con potencial patógeno para el bienestar humano.

Vivas et al. (2021), realizaron un estudio en la zona urbana de Calceta, Manabí, Ecuador, con el objetivo de caracterizar microbiológicamente el aire, donde se encontró que la concentración de bacterias fue mayor en comparación con la concentración fúngica, presentando una variabilidad significativa. La concentración de bacterias osciló entre 81.00 – 151.11 UFC/m³, mientras que la concentración de hongos fluctuó entre 323.07 - 948.22 UFC/m³. Los géneros bacterianos identificados fueron *Bacillus*, *Streptococcus* y *Staphylococcus*, mientras que entre los hongos identificados fueron *Cladosporium*, *Penicillium*, *Helminthosporium* y *Rhizopus*, representando un riesgo por su patogenicidad para la salud humana.

2.1.2. Antecedentes Nacionales

Jambo y Mendoza, (2019), realizaron una investigación orientada a evaluar la calidad microbiológica del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos de Cajamarca, donde se monitorearon cinco puntos estratégicos. Los resultados mostraron que en marzo de 2019 la concentración microbiana promedio fue de 1 463 UFC/m³, valor que se encuentra dentro de los límites permitidos por los estándares normativos. No obstante, en septiembre del 2018 los resultados de la concentración promedio superaron los límites establecidos en la OSHA con un valor de 2 408 UFC/m³, lo que evidencia una calidad microbiológica del aire deficiente. Se determinó una relación directa entre la humedad relativa y la carga microbiana, observándose que, a mayor humedad, mayor es la concentración de microorganismos en el aire. El género microbiano predominante fue *Staphylococcaceae*,

bacteria Grampositiva asociada a infecciones en la piel y mucosas humanas, lo que representa un riesgo para la salud tanto de los trabajadores como de las personas que se encuentran en los alrededores de la planta.

Chuquilin y Rojas (2021), en el mercado central de Cajamarca se evaluó la calidad microbiológica del aire, hallándose una concentración de 806 UFC/m³, cifra que supera el límite de 800 UFC/m³ establecido por la norma UNE 100012. Entre los microorganismos patógenos identificados se encontraron *Pseudomonas sp.*, *Staphylococcus sp.*, *Myxomycetes sp.*, *Rhizopus sp.*, *Penicillium sp.* y *Aspergillus sp.*, siendo *Pseudomonas sp.* el género con mayor predominancia, asociado a diversas infecciones como otitis e infecciones urinarias, lo que convierte al mercado en un potencial riesgo para la salud pública. Además, se evidenció una relación directa entre la concentración microbiana y la afluencia de personas en el lugar.

Sandoval (2023) en su investigación “Determinación de la calidad microbiológica del aire en la zona urbana de Aguaytía, región Ucayali, se empleó el método volumétrico con caldos Brain-Heart Infusion (BHI) para cuantificar microorganismos en cinco ubicaciones urbanas. Durante el mes de marzo, se registraron concentraciones máximas de 528 UFC/m³ para bacterias y 464 UFC/m³ para hongos, sin encontrar correlación estadísticamente significativa con la temperatura o la humedad. Se identificaron ocho géneros bacterianos, destacando *Pantoea agglomerans*, *Bacillus sp.* y *Staphylococcus sp.*; además, seis géneros fúngicos, siendo los más representativos *Rhizopus sp.*, *Aspergillus sp.* y *Geotrichum sp.* Dado que estas especies son consideradas oportunistas o patógenas. En conclusión, el aire presentó una contaminación microbiológica intermedia.

Camones (2023), el estudio evaluó la calidad microbiológica del aire en dos mercados de Huánuco: Paucarbamba y el mercado modelo privado, tomando muestras en áreas de comidas, verduras y carnes. Se registraron variaciones en temperatura y humedad relativa, siendo la más alta de 24.9 °C en carnes del mercado modelo y la más baja de 22.6 °C en carnes de Paucarbamba. La mayor humedad fue de 59 % en carnes de Paucarbamba. La concentración más alta de bacterias se halló en carnes de Paucarbamba (50×10³ UFC/m³) y la más baja en verduras del mercado modelo (2×10³ UFC/m³). En hongos, el valor más alto fue en verduras de Paucarbamba (35×10³ UFC/m³) y el más bajo en verduras del mercado modelo (4×10³ UFC/m³). Se identificaron 4 géneros bacterianos y 5 fúngicos. Se concluyó que la calidad del aire fue muy buena en comidas de Paucarbamba y verduras y carnes del mercado modelo.

2.1.3. Antecedentes locales

Olivera (2020), en su investigación se registraron concentraciones de 2 900 UFC/m³ de microorganismos aerobios viables en el punto de muestreo correspondiente a la caseta de otorongos. Además, se detectó una concentración de 800 UFC/m³ de mohos y levaduras. Se identificaron 27 especies de microorganismos patógenos, siendo las bacterias más sobresalientes *Bacillus sp.*, *Enterobacter agglomerans*, *Staphylococcus sp.*, *Enterobacter hafniae* y *Klebsiella pneumoniae*. En cuanto a los hongos, las especies más habituales y con mayor potencial patógeno fueron *Penicillium sp.*, *Geotrichum sp.* y *Aspergillus sp.*

Hidalgo (2023), la investigación realizada en el criadero de cerdos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva -Tingo María, evaluó la calidad microbiológica del aire en seis puntos de muestreo. Los resultados mostraron una concentración máxima de bacterias de 200 000 UFC/m³ y de hongos de 304 000 UFC/m³. Asimismo, identificó géneros bacterianos como *Serratia*, *Escherichia*, *Shigella*, *Salmonella* y *Enterobacter*, siendo este último el género dominante. Los géneros fúngicos identificados son *Microsporium*, *Geotrichum*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Epidermophyton*, *Aspergillus*, *Rhizopus*, *Piricularia*, donde *Microsporium* y *Fusarium* como los géneros más frecuentes. El estudio concluyó que el aire del criadero presenta una elevada carga microbiana, lo que evidencia un alto nivel de contaminación microbiológica que puede afectar tanto a los trabajadores como al entorno del lugar.

Cavero (2024), en su investigación realizada en el mercado modelo de Tingo María, incluyó la toma de muestras de aire en 10 puntos diferentes. Los resultados indicaron que el sector de carnes presentaba la mayor concentración de microorganismos en el aire y se detectaron niveles máximos de 330×10^3 UFC/m³ de bacterias y 17×10^3 UFC/m³ de hongos. Además, se identificó 10 tipos de bacterias y 8 clases de hongos en el aire. Los resultados muestran que, aunque la calidad del aire se considera moderada, los niveles de microbios están significativos y pueden representar un riesgo para la salud de quienes trabajan o compran allí

Díaz (2024), la gestión de residuos sólidos tiene varios problemas, como los malos olores y el riesgo de contagio de microbios. En la planta de tratamiento de residuos de Leoncio Prado, evaluaron la calidad del aire en 10 puntos, encontrándose altos niveles de bacterias y hongos, especialmente en las celdas transitorias y la planta de compostaje. Las concentraciones más elevadas fueron de 13 333 UFC/m³ para bacterias y 2 917 UFC/m³ para hongos. Se identificaron microorganismo que representan riesgo biológico. En conjunto, esto

indica que el aire allí tiene una alta carga de microbios, lo cual puede ser peligroso para quienes trabajan o viven cerca.

2.2. Bases Conceptuales

2.2.1. Calidad del aire

Actualmente, la contaminación atmosférica representa una problemática medioambiental de alcance global, debido a los impactos negativos que se generan en la sociedad, tanto en el ámbito socioeconómico como en la salud y bienestar humano. Anualmente, muchas personas contraen enfermedades respiratorias, muchas de las cuales están relacionadas con la deficiencia de la calidad del aire (Romero, 2007).

2.2.2. Contaminación microbiológica del aire

Aunque el aire en sí no contiene microorganismo, pueden crecer, resistir y vivir en él. Los microorganismos están por todas partes: en espacios cerrados y al aire libre, moviéndose con el viento y cargando partículas de tierra, agua y vegetación. Además, la industria, la producción y el tráfico generan residuos ya sean químicos, biológicos, físicos o polvos que sirven como base para que esos microorganismos se mantengan y se propaguen. (Méndez et al., 2015).

Diversos estudios han evidenciado la existencia de microorganismos como las bacterias y hongos en el aire, quienes son responsables de varias enfermedades que afectan a personas, animales y plantas. Algunos de estos microorganismos incluyen *Pseudomonas sp.*, *Aspergillus sp.*, *Geotrichum sp.*, *Staphylococcus aureus*, y *Fusarium sp.*, los cuales son causantes de afecciones respiratorias, tales como neumonía, bronquitis, asma y diversas enfermedades que afectan las vías respiratorias, los pulmones e infecciones en la piel. Estos microorganismos también causan daños en las plantas tanto patológicos como biológicos, debido a la liberación de toxinas. Además, algunos de ellos pueden contribuir al deterioro de estructuras arquitectónicas, como fachadas y monumentos, e incluso a la corrosión de edificios. (Méndez et al., 2015).

2.2.3. Microorganismos en el Aire

Según Gómez et al. (2022), Aunque el aire no presenta microorganismos propios, permitiendo su supervivencia y propagación a través de las corrientes aéreas. De esta manera, puede llegar a distintos entornos como cuerpos de agua, vegetación, suelos e incluso al microbioma humano. La forma de dispersión de los microorganismos es mediante los conidios (esporas fúngicas) que les ayuda a alcanzar lugares de mayor cantidad de alimento y colonizar diversas áreas, entre ellos el aire. Además, las actividades humanas contribuyen

significativamente a esta diseminación, incrementando la exposición a una gran diversidad de agentes microbianos, lo cual incrementa el riesgo de enfermedades en las personas.

Según Mohr (1997) menciona que el destino y transporte de los patógenos en la atmósfera depende de factores bioquímicos y físicos, siendo la radiación solar, edad del aerosol, la temperatura, humedad relativa y la presencia de oxígeno, los factores más relevantes de su existencia y transporte de los microorganismos en el aire.

El número de microorganismos presentes en el aire varía según el tipo de actividad de cada zona, en las áreas más pobladas es donde hay mayor concentración de microorganismos, ya sea por la actividad que se desarrolle, número de personas y cantidad de polvo. En áreas con climas secos, el aire está cargado de diversos microorganismos, pero su cantidad disminuye cuando ocurre lluvias, ya que estas actúan como un medio para limpiar el aire, reduciendo la presencia microbiana (De la Rosa et al., 2002)

2.2.4. Tipos de Microorganismos

Se dividen en dos categorías: eucarióticos y procarióticos, dentro del primer grupo se incluye las archaeas y bacterias, mientras que los hongos, algas y protozoarios forma parte del grupo de los eucariotas. Estos microorganismos son de vital importancia porque son parte fundamentales para la industria farmacéutica, médica y alimenticia. Asimismo, intervienen en procesos esenciales como la descomposición de materia orgánica, el reciclaje de nutrientes y la fijación del nitrógeno (Montaño, 2010).

2.2.5. Microorganismos patógenos

De acuerdo con Molina et al. (2023), la patogenicidad microbiana, hace referencia a los procesos bioquímicos mediante los cuales ciertos microorganismos provocan enfermedades. No todos tienen la misma capacidad de causar infección o enfermedad, depende de las defensas del hospedero, es posible que una persona pueda ser infectada por una bacteria que cause enfermedad durante un periodo prolongado, en estos casos, se le denomina portador asintomático.

Los agentes patógenos en la atmósfera pueden causar múltiples enfermedades. En este sentido, De la Rosa et al. (2002), clasifica distintos géneros y especies de bacterias y Fungi en función de las afecciones que pueden provocar en las personas (Anexo B, tabla 25 y 26).

Asimismo, según la norma Real Decreto 664/1997 de España (2014), en su artículo 3, establece una clasificación de los agentes biológicos basadas en el nivel de riesgo que representan en cuanto a su capacidad infecciosa. La cual se detalla a continuación:

- Grupo 1: Comprende aquellos agentes biológicos que presentan una probabilidad mínima de provocar enfermedades en los seres humanos.
- Grupo 2: Incluye microorganismos capaces de originar infecciones en las personas y representar un riesgo para quienes los manipulan; no obstante, es poco común que se diseminen entre la población general y suelen contar con medidas preventivas o tratamientos eficaces.
- Grupo 3: Abarca agentes que pueden inducir patologías severas en humanos, constituyendo una amenaza considerable para los trabajadores, con posibilidad de transmisión comunitaria, aunque generalmente se dispone de vacunas o terapias efectivas.
- Grupo 4: Este grupo engloba microorganismos altamente peligrosos, responsables de enfermedades graves, con un elevado potencial de contagio colectivo y para los cuales, por lo general, no se dispone de medidas profilácticas ni tratamientos confiables.

2.2.5.1. Bacterias

Son microorganismos complejos y pueden vivir sin un huésped para su desarrollo. Por su capacidad de formar esporas, algunos de estos organismos pueden resistir a la sequedad, déficit nutricional o elevadas temperaturas y volver a su condición normal para su desarrollo (Pastor, 2010).

Las acciones humanas representan el factor más significativo en la generación de contaminantes en el aire. La degradación de los residuos sólidos causa la liberación de aerosoles, dentro de los cuales se encuentra diversas bacterias, algunas de estas suelen ser patógenas como los coliformes fecales y los estreptococos. Una investigación realizada en la ciudad de Marsella evidenció que los factores como la velocidad del viento y la temperatura favorecen la proliferación de estos agentes bacterianos en el ambiente (Rivadeneira, 2011).

– Género *Enterobacter*

Son bacilos Gram negativos que pertenecen a la familia Enterobacteriaceae y se encuentran distribuidas en la naturaleza y pueden ser hallados en diversos entornos como el suelo, el agua y formando parte del microbiota presente en animales, insectos y el tracto gastrointestinal del ser humano, este género incluye 21 especies (Silva y Martínez, 2018). En las últimas décadas el género *Enterobacter* ha ganado importancia en el ámbito clínico y ha surgido como un patógeno frecuente en las Infecciones Asociadas a la

Atención en la Salud (IAAS), principalmente de bacteriemia en Unidades de Cuidados Intensivos (Moreno et al., 2020).

– **Género Proteus**

Pertenece a la familia de las enterobacteriáceas, compuesto por 8 especies: *Proteus vulgaris*, *Proteus mirabilis*, *Proteus myxofaciens*, *Proteus hauseri*, *Proteus penneri*, y las genomoespecies 4,5 y 6. Se caracterizan por ser bacilos Gram (-), extraordinariamente móviles, su hábitad natural es el intestino del hombre (Largo et al., 1973). *Proteus mirabilis*, así como en menor medida *P. vulgaris* y *P. penneri* son causantes de diversos tipos de infecciones como del tracto urinario, infecciones quirúrgicas, bacteriemias, neumonías, septicemias e infecciones oculares. Además, diversos estudios han mostrado la creciente importancia del género *Proteus* en infecciones nosocomiales (Castro et al., 2006).

– **Género serraría**

Forma parte de la familia Enterobacteriaceae, es un gran negativo facultativo anaerobio, con resultado negativos para la prueba de oxidasa. Presenta una notable capacidad de crecimiento en medios de cultivo como agar sangre, agar chocolate y agar McConkey. Incluye ocho especies distintas: *Serratia fonticola*, *Serratia ficaria*, *Serratia entomophila*, grupo *Serratia liquefaciens* (*liquefacienes*, *proteamaculans* y *grimesii*), *serraría marcescens* y *Serratia marcescens* biogrupo1, *Serratia odorifero* biogrupos 1 y 2, *Serratiaplymthica* y *Serratia rubidae* (Duarte et al., 2001).

– **Género Escherichia y citrobacter**

El género *Citrobacter*, al igual que *Escherichia*, *Klebsiella* y *Enterobacter*, forma parte del grupo de bacterias entéricas conocidas como coliformes. Estas bacterias se caracterizan por su movilidad y por su capacidad para fermentar lactosa; además, algunas especies pueden utilizar citrato como fuente de carbono. *Citrobacter* comprende bacilos gramnegativos aerobios que se encuentran habitualmente en el suelo, el agua y la vegetación, así como en el sistema digestivo de diversos animales, donde actúan como parte de la flora saprofita. No obstante, en determinadas condiciones pueden causar infecciones como las del tracto urinario, meningitis o incluso abscesos cerebrales (Pascual & Calderón, 2000).

– **Género Klebsella**

Bartram (2003) señala que las bacterias del género *Klebsiella*, pertenecientes a la familia Enterobacteriaceae, son microorganismos gramnegativos que pueden actuar como agentes causales de infecciones oportunistas. Dentro de este grupo, las subespecies *ozaenae* y *rhinoscleromatis* están comúnmente asociadas a infecciones en la región nasofaríngea. Estas bacterias pueden encontrarse de forma natural en diversos ambientes como

suelos, vegetación y cuerpos de agua, y también habitan en el tracto gastrointestinal y en las vías respiratorias superiores de aproximadamente el 30 % de la población sana. Según Yagi et al. (2005), las principales enfermedades atribuibles a este género incluyen neumonía (conocida como neumonía de Friedländer), septicemia e infecciones del tracto urinario. El género *Klebsiella* comprende varias especies, entre las que destacan *K. pneumoniae*, *K. oxytoca*, *K. planticola* y *K. terrigena*. Un rasgo característico de estos microorganismos es la presencia de una cápsula externa compuesta por polisacáridos, lo que los distingue de otros miembros de su familia bacteriana.

2.2.5.1. Fungi

Son organismos complejos, cuya estructura vegetativa se forma por hifas, las cuales se desarrollan a partir de la germinación de sus esporas o células encargadas de su reproducción. Aunque normalmente se desarrollan en el suelo, ciertos organismos de este grupo han evolucionado para actuar como parásitos, afectando tanto a seres humanos, animales y plantas. (Pastor, 2010). Asimismo, suelen presentar una mayor presencia durante la temporada de verano, a diferencia de las bacterias, cuya concentración tiende a incrementar en primavera y otoño. Esta variación se debe a las condiciones ambientales como la humedad relativa, temperatura y la intensidad de radiación solar (Bovallius et al., 1978).

– Género Alternaria

Es un género fúngico muy común, donde se incluyen numerosas especies patógenas y saprofitas ampliamente distribuidas en el suelo y la materia orgánica en procesamiento. Como saprofito, *Alternaria* spp. persiste en forma de micelio durante los inviernos, y bajo condiciones adecuadas de humedad y temperatura producen conidios que se diseminan con la ayuda del viento, agua e insectos (Moreno et al., 2015)

– Género Aspergillus

De acuerdo con Soriano (2007), estas especies presentan una distribución amplia y pueden encontrarse en una gran variedad de sustratos, siendo más frecuentes en zonas de clima cálido. Las colonias que forman suelen crecer con rapidez y muestran una gama diversa de colores, que incluye tonos blancos, amarillos, marrón oscuro, marrón amarillento, verdes y negros. Dichas colonias están compuestas por estructuras densas de conidióforos, los cuales contienen las células conidiógenas encargadas de generar conidios, es decir, esporas asexuales.

– **Género curvularia**

Comprende hongos filamentosos dematiáceos que son fitopatógenos y patógenos oportunistas ampliamente distribuidos en humanos y animales (Manamgoda et al., 2015).

– **Género Fusarium**

Según Jawetz (2010), la diferenciación de las especies de este género es limitada cuando se utilizan medios como el Agar Papa Dextrosa (PDA), el cual es empleado comúnmente para el aislamiento de hongos debido a su contenido nutritivo. Para identificar la presencia del patógeno en las espigas, se examinan los cambios de coloración, que pueden variar desde tonos blancos y rosados hasta llegar a un color anaranjado.

Por su parte, Soriano (2007) menciona investigaciones que vinculan el consumo de maíz contaminado con *Fusarium* con posibles riesgos para la salud.

– **Género Geotrichum**

De acuerdo con Romero (2007), este microorganismo pertenece al reino Fungi y se encuentra distribuido en todo el mundo. Es responsable de la geotricosis, una infección micótica causada por este hongo, el cual puede hallarse tanto en el ambiente como en la piel y las mucosas del ser humano. La infección se adquiere principalmente por medio de la inhalación o ingestión de sus esporas. Entre sus manifestaciones clínicas se presentan diversas formas, siendo la afección pulmonar la más frecuente, cuyos síntomas se asemejan a los de la tuberculosis.

– **Género Mucor**

El género *Mucor*, perteneciente al orden Mucorales, comprende hongos de rápido crecimiento caracterizados por esporangióforos no ramificados y colonias esponjosas (Gidalishova et al., 2023)

La orden Mucorales ahora incluye 261 especies en 55 géneros, con 38 especies reportadas como causantes de infecciones humanas conocidas como mucormicosis (Walther et al., 2019).

– **Género Oidium**

Es un género de hongos anamórficos (fase asexual) que pertenece a la familia Erysiphaceae. Está compuesto principalmente por especies que son agentes causantes del mildiu polvoriento (o mildiu blanco), una enfermedad fúngica común que afecta muchas plantas cultivadas y silvestres (Braun et al., 2012).

– **Género *Penicillium***

Cruz et al. (2006) señalan que el género *Penicillium*, perteneciente al reino Fungi, agrupa hongos con morfología filamentosa, que presentan una apariencia vellosa similar a la lana o al algodón. Estos hongos están ampliamente distribuidos en la naturaleza y suelen encontrarse en restos vegetales, partículas suspendidas en el aire y suelos. Aunque muchas especies son inofensivas, algunas pueden causar enfermedades en personas con un sistema inmunológico comprometido, además de producir micotoxinas con potencial patógeno. En sus primeras etapas de desarrollo, las colonias suelen ser blancas, pero con el tiempo pueden adquirir tonalidades como verde azulado, gris oliváceo, amarillo, rosado o gris verdoso.

– **Género *bipolaris***

El género *Bipolaris* comprende importantes patógenos vegetales con distribución mundial, incluyendo algunas especies que pueden causar infecciones oportunistas en humanos (Manamgoda et al., 2015; Laforet, 2015)

Estos hongos se encuentran en el suelo y el material vegetal, y pueden infectar tanto a individuos inmunocomprometidos como inmunocompetentes (Khan et al., 2000). Las especies de *Bipolaris* pueden causar una variedad de manifestaciones clínicas, incluyendo infecciones diseminadas, infecciones del sistema nervioso central, sinusitis, queratitis, peritonitis y enfermedad broncopulmonar alérgica (Adam et al., 1986; Khan et al., 2000).

– **Género *rhizopus***

Este hongo pertenece al orden Mucorales y a la familia *Mucoraceae*, y es capaz de causar infecciones conocidas como mucormicosis. Se distingue por su amplia presencia en el entorno natural, ya que sus esporas pueden permanecer suspendidas en el aire o depositadas en el suelo. Aunque estas estructuras no son perceptibles a simple vista en dichos medios, se hacen visibles cuando proliferan sobre alimentos en proceso de descomposición. Las principales vías de infección son tres: la inhalación de esporas presentes en el aire, la entrada directa a través de heridas en la piel y la ingestión de productos alimenticios contaminados (Castañón, 2021).

2.2.6. Factores ambientales que influyen en la presencia de microorganismos contaminantes en el aire.

Las características fisicoquímicas del aire no son favorables para la proliferación ni la supervivencia de los microorganismos, lo que hace que su permanencia en este medio suele ser limitada. Las esporas representan una forma resistente de vida, ya que

pueden mantenerse activas durante extensos periodos sin necesidad de agua ni nutrientes. No obstante, algunas esporas poseen paredes resistentes que les brindan protección ante la resecación, algunas desarrollan pigmentos que les confieren cierta resistencia que las resguardan de la radiación ultravioleta y debido a su baja densidad, logran mantenerse flotando en el aire sin llegar a depositarse (Gregory, 1973).

La persistencia de bacterias en el aire depende en gran medida de su estructura celular. Las bacterias Gram positivas, como *Bacillus* y *Clostridium*, presentan una pared celular más gruesa, por lo que son capaces de permanecer viables en ambientes secos, incluso más de 200 años, gracias a la formación de endosporas altamente resistentes. Por su parte, *Mycobacterium* puede sobrevivir durante meses, mientras que *Salmonella*, debido a su menor resistencia, apenas sobrevive diez minutos minutos (De la Rosa et al., 2002).

Factores como la temperatura, la humedad relativa, el movimiento del aire, la luz, la disponibilidad de nutrientes, entre otros, influyen significativamente en la supervivencia y concentración de estos contaminantes biológicos (INSHT, 1998).

2.2.6.1. Humedad Relativa

Según Jaimes (2014), señala que los hongos son abundantes en zonas tropicales y subtropicales, numerosas especies han desarrollado una notable capacidad de adaptación en climas fríos, áridos, desérticos e incluso en entornos externos.

La diversidad bacteriana, se ha visto afectada de forma negativa por la humedad relativa y las precipitaciones, la presencia de humedad favorece la caída de partículas al incrementar su volumen, y los suelos mojados dificultan que estas se dispersen en forma de aerosol. (Zhen et al., 2017).

La humedad relativa representa uno de los factores más determinantes. Al disminuir, se reduce también el contenido de agua accesible para los patógenos, lo que conlleva a la deshidratación y pérdida de su actividad biológica. En zonas de mayor altitud, las condiciones ambientales favorecen la evaporación, permitiendo incluso la germinación de algunas esporas en las nubes. Las bacterias Gram positivas son más resistentes a la desecación que las Gram negativas, lo que explica la limitada presencia de estas bacterias en el aire. En cuanto al crecimiento de los hongos pueden crecer con una humedad relativa no menor al 65 %, a diferencia de las bacterias, que necesitan condiciones de mayor humedad para desarrollarse (De la Rosa et al., 2002).

2.2.6.2. Temperatura

La temperatura es un parámetro importante que incide directamente en la supervivencia y para el crecimiento de los microorganismos, ya que puede

inducir alteraciones que afectan su estructura y funciones vitales. La exposición prolongada a temperaturas superiores a las óptimas puede provocar una disminución gradual de las células viables e incluso su muerte. La capacidad de un microorganismo para resistir tratamientos térmicos intensos se conoce como termorresistencia y se evalúa según su tolerancia a dichas condiciones (Pérez et al., 2016).

La humedad relativa y el enfriamiento actúan conjuntamente, por lo que resulta complicado separar sus efectos. El enfriamiento no mata a los microorganismos, sino que los coloca en reposo metabólico. Las bajas temperaturas detienen el crecimiento, pero no aseguran su desaparición total (Mohr, 1997).

Cada tipo de microorganismo posee un rango específico de temperaturas en el que puede crecer, el cual está definido por un valor mínimo, uno máximo y uno óptimo. En el caso de los microorganismos patógenos que afectan a los seres humanos, la mayoría pertenecen al grupo de los mesófilos, desarrollándose a una temperatura de 20 °C a 45 °C (Adams et al., 2007).

Un incremento en la temperatura favorecería la proliferación de bacterias y aceleraría los movimientos de aire por convección, lo cual incrementa la dispersión de microorganismos en la atmósfera. Se ha encontrado una relación directa y significativa entre el aumento de temperatura y la cantidad de bacterias en el aire. Asimismo, el incremento térmico podría ejercer una presión selectiva sobre ciertas especies bacterianas, provocando cambios en la composición de las comunidades microbianas en sus fuentes originales. Estudios respaldan que a mayor temperatura hay una mayor concentración bacteriana atmosférica, mientras que el calentamiento también modifica qué microorganismos predominan influenciado por adaptaciones específicas al entorno (Zhen et al., 2017).

2.2.6.3. Velocidad y dirección del viento

De acuerdo con Gómez et al. (2022), la velocidad del viento ejerce un papel fundamental en la movilización de microorganismos y esporas bacterianas. A medida que aumenta la velocidad del viento, se propicia una mayor dispersión de estas partículas en el ambiente, facilitando su propagación en el entorno

Estos factores desempeñan una función clave en la propagación de microorganismo presentes en la atmósfera. La concentración de partículas en el aire se incrementa debido a la dirección del viento y su velocidad, esta concentración se ve influenciados por factores como la estación del año, el entorno y las condiciones climáticas predominantes (Banchón et al., 2022).

La dirección del viento influye en la dispersión de los microorganismos en el aire, ya que tiende a propagarse siguiendo la corriente predominante en cada región. Según Ramírez et al., (2007), para entender cómo los contaminantes se dispersan en la atmósfera, es fundamental conocer la frecuencia, dirección y velocidades del viento. Un diagrama de tipo "rosa de los vientos" representa visualmente el porcentaje del tiempo durante el cual el viento sopla desde cada dirección. En este gráfico polar, cada "pétalo" indica una dirección específica y su longitud refleja la frecuencia con la que ocurre esa orientación del viento

2.2.7. Crianza de porcinos

El cerdo representa una fuente importante de agentes infecciosos, algunos microorganismos pueden permanecer en estado latente durante largos periodos, otros se dispersan a través del aire, propagándose de una granja a otra. Siendo las condiciones climáticas frías y húmedas que Las condiciones descritas facilitan la propagación de enfermedades como fiebre porcina, rinitis atrófica e influenza, ya que aumentan la dispersión de patógenos a través del aire y las vías respiratorias etc. (Pérez, 2017).

Según MINAGRI (2015), la distribución de la población porcina en Perú se divide en un 60 % de crianzas caseras, 20 % en granjas medianamente tecnificadas y 20 % en instalaciones altamente tecnificadas. Sin embargo, la crianza casera solo representa el 35 % de la producción total de carne porcina, mientras que el sistema tecnificado contribuye con el 65 %, lo que sugiere que las metodologías intensivas y la mejora genética logran mayores rendimientos. En contraste, los cerdos criollos tienden a criarse en condiciones menos óptimas. De acuerdo con los datos oficiales más recientes de 2003, la población porcina nacional era de aproximadamente 2 892 000 ejemplares, y en los ocho años anteriores mostró un crecimiento anual promedio del 2,4 %

2.2.7.1. Contaminación generada por la crianza de porcinos

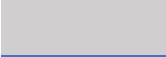




Según Blanco (2017) la producción porcina representa una fuente significativa de contaminación del suelo, el agua y el aire, generando efectos negativos como el enriquecimiento excesivo de nutrientes, el deterioro de los ecosistemas acuáticos, las afectaciones a la salud humana y el aumento en la resistencia a antibióticos, entre otros. El aumento de la producción porcina en el país ha generado consecuencias ambientales significativas y posibles amenazas para la salud humana.

2.2.8. Marco Normativo

En el Perú no existen normativas específicas sobre la calidad microbiológica del aire; sin embargo, la Organización Mundial de la Salud (OMS) sí

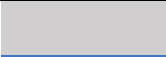




proporciona valores de referencia basados en la concentración de bacterias y hongos presentes en ambientes interiores. Estos criterios, sirven como guía para evaluar riesgos sanitarios y orientar políticas de salud ambiental.

Tabla 1. Valores límites de bacterias establecidos por la OMS

Nivel de contaminación	Concentración de bacterias (UFC/m ³)	Color
Muy baja	<50	
Baja	50-100	
Intermedia	100-500	
Alta	500-2 000	
Muy alta	>2000	

Fuente. Organización Mundial de Salud (OMS);

Tabla 2. Valores límites de Fungi establecidos por la OMS

Nivel de contaminación	Concentración de Fungi (UFC/m ³)	Color
Muy baja	<25	
Baja	25-100	
Intermedia	100-500	
Alta	500-2 000	
Muy alta	>2000	

Fuente. Organización Mundial de Salud (OMS);

2.2.9. Métodos de captación

2.2.9.1. Mecánicos

Los métodos mecánicos capturan microorganismos del aire mediante mecanismos físicos. Los principales métodos incluyen (Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo, NTP 299, 1994)

- a) **Filtración:** El aire pasa por filtros que retienen partículas y microorganismos.
- b) **Centrifugación:** Utiliza fuerza centrífuga para separar partículas del aire.
- c) **Impactación:** El aire se proyecta a alta velocidad sobre una superficie sólida, donde se retienen las partículas.

2.2.9.2. Manual

a) Impingers

Los impingers son dispositivos que capturan microorganismos presentes en el aire haciéndolo pasar a través de un líquido colector, generalmente una solución salina estéril o un medio de cultivo líquido. Este proceso se basa en el principio de burbujeo del aire a través del líquido, lo que permite que las partículas microbianas se impacten y queden suspendidas en él.

Una vez finalizado el muestreo, el líquido recolector se somete a un análisis microbiológico, como el conteo de unidades formadoras de colonias (UFC) en placas de Petri o la identificación mediante pruebas bioquímicas o moleculares. Este método es muy útil para estudios de calidad del aire en ambientes interiores o exteriores, ya que permite recuperar microorganismos viables con alta eficiencia

El método permite una recolección efectiva de bacterias y hongos, siendo especialmente útil en entornos donde se requiere una alta sensibilidad en la detección. Además, puede ser empleado para estudios cuantitativos y cualitativos del aire microbiológico. Es importante considerar factores como la velocidad de muestreo, el tiempo de exposición y la naturaleza del líquido colector, ya que influyen directamente en la eficiencia del método (García & Navarro, 2010).

2.2.9.3. Impactación en placas

El ActiveCount100H, es un equipo de muestreo microbiológico de aire de alta eficiencia, utilizado para la detección y cuantificación de microorganismos aerotransportados, como bacterias y hongos. Es un impactador de aire activo de alto rendimiento, ampliamente utilizado en sectores como la industria farmacéutica, alimentaria, sanitaria, ambiental y de investigación científica

a) Características principales:

Método de muestreo: Funciona por impactación, forzando el aire a través de una placa de agar (placa Petri) donde las partículas biológicas impactan y quedan atrapadas para su posterior incubación y conteo.

Flujo de aire: Opera con un flujo preciso de 100 litros por minuto (LPM).

Diseño estéril y ergonómico: El cabezal y los componentes en contacto con el aire están diseñados para evitar la contaminación cruzada.

Interfaz digital: Cuenta con una pantalla táctil que permite controlar los parámetros de muestreo y guardar los datos.

Compatibilidad: Acepta placas Petri estándar de 90 mm.

Material del cabezal: Generalmente es de acero inoxidable, lo cual facilita su desinfección y esterilización.

2.2.9.4. Técnicas de identificación

Tortora et al. (2013), la identificación de colonias microbianas aisladas en cultivos se realiza mediante un conjunto de técnicas microbiológicas clásicas que permiten caracterizar a los microorganismos a nivel de género e incluso especie. Entre las más utilizadas se encuentra.

a) Pruebas bioquímicas

Estas pruebas permiten identificar microorganismos en función de su capacidad para llevar a cabo ciertas reacciones enzimáticas.

b) Tinción de Gram

Permite clasificar a las bacterias en Gram positivas y Gram negativas, según la composición de su pared celular. Esta diferenciación es fundamental para seleccionar pruebas adicionales de identificación, así como posibles tratamientos antimicrobianos. La observación microscópica también permite evaluar morfología, disposición celular y tamaño.

c) Pruebas de fermentación de azúcares

Determinan la capacidad del microorganismo para fermentar distintos carbohidratos (como glucosa, lactosa, sacarosa), liberando productos como ácidos y gases. Se utilizan medios diferenciales que incluyen indicadores de pH y trampas de gas, facilitando la interpretación de los resultados. Este tipo de pruebas es muy útil en la identificación de enterobacterias y otros bacilos Gram negativos.

d) Pruebas moleculares

Abdulateef et al. (2023) señala que la prueba molecular más común para identificar microorganismos patógenos es la PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa), aunque existen otras pruebas moleculares según el nivel de precisión y recursos disponibles. A continuación, se explica los más importantes.

- La PCR del gen 16S rRNA amplifica una región común en bacterias, se secuencia y luego se compara con bases de datos, lo que facilita una identificación precisa, incluso sin cultivo previo
- La espectrometría de masas MALDI-TOF MS obtiene un “perfil proteico” único de cada microorganismo, logrando resultados en minutos al confrontarlo con una biblioteca de referencia
- La secuenciación de genoma completo (WGS) genera la información genética completa del organismo, permitiendo no solo su identificación, sino también el análisis de genes de resistencia y factores de virulencia.

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. Lugar de ejecución

3.1.1. Ubicación política

La investigación se llevó a cabo en los criaderos de porcinos ubicado en el sector Buenos Aires de Tingo María, perteneciente al distrito de Rupa Rupa, provincia de Leoncio Prado, región Huánuco. Las muestras fueron analizadas en el laboratorio de Microbiología de la Universidad Nacional Agraria de la Selva.



Figura 1. Ubicación política de los puntos de estudio.

3.1.2. Ubicación geográfica

La ciudad de Tingo María se encuentra geográficamente ubicada en las coordenadas 09° 18' 00'' de latitud sur, 76° 91' 00'' de longitud oeste y a una altitud aproximada de 660 m.s.n.m.

La ubicación de los puntos de muestreo se determinó considerando la autorización previa de los propietarios de los criaderos de porcinos del sector Buenos Aires para su respectiva evaluación.

Tabla 3. Coordenadas UTM de los puntos de muestreo

Puntos de muestreo	Coordenadas UTM	
	Este	Norte
PM0	390614	8969577
PM1	390583	8969610
PM2	390572	8969639
PM3	390549	8969674

– Descripción de los puntos de muestreo

Se seleccionaron cuatro puntos de muestreo (PM0, PM1, PM2 y PM3) en función de su accesibilidad y condiciones ambientales. El PM0 se estableció como punto de control o referencia en un puente peatonal. Esta zona, de tránsito constante y espacio abierto, daba acceso a los criaderos porcinos del sector Buenos Aires. Su entorno presentaba vegetación cercana y el paso de una quebrada con acumulación de residuos sólidos y efluentes domésticos.

Por su parte, los puntos PM1, PM2 y PM3 se ubicaron directamente en áreas de cría porcina, mostrando características distintivas:

- **PM1:** Infraestructura rústica de madera con piso de concreto. Se caracterizó por olores perceptibles, ventilación limitada y una limpieza deficiente de los corrales.
- **PM2:** Infraestructura también rústica y con escasa ventilación. Se registró un movimiento constante de animales y una mayor carga orgánica, asociada a olores intensos. Este punto estaba adyacente a una quebrada que evidenciaba la presencia de residuos sólidos y efluentes domiciliarios.
- **PM3:** Infraestructura rústica de concreto y ventilación reducida. Sin embargo, aquí los corrales presentaban una limpieza más frecuente y el entorno contaba con presencia de vegetación.

El análisis comparativo entre los recuentos microbianos del punto de control (PM0) y los puntos a la actividad porcina (PM1, PM2 y PM3) es esencial para evaluar la influencia de esta actividad en la presencia y concentración de microorganismos en el área de estudio.

3.1.3. Aspectos Ambientales

3.1.3.1. Clima

La zona de estudio se localiza en una región de selva alta, con un clima A(r)A' cálido, muy lluvioso y muy húmedo. (SENAMHI, 2021).

3.1.3.2. Temperatura

La temperatura mínima registrada es de 19°C y la temperatura máxima de 30°C (SENAMHI, 2021).

3.1.3.3. Precipitación

La zona de estudio presenta precipitaciones pluviales, de 2 848 mm anual (SENAMHI, 2021).

3.1.3.4. Humedad relativa

El promedio mensual de la humedad relativa es de 85.67%, (PDCLP, 2015).

3.1.3.5. Vientos

La región experimenta una temporada seca entre junio y julio, debido a los vientos alisios provenientes del norte. Sin embargo, entre febrero y marzo, estos vientos cambian de dirección hacia el este-noreste (PDCLP, 2015).

3.2. Materiales y Métodos

3.2.1. Materiales

a) Equipos y materiales de campo

Muestreador Microbiano ActiveCount100H, anemómetro portátil, termohigrómetro BOECO, GPS Garmin, trípodes profesionales, placas Petri, caja hermética, libreta de apuntes, lapiceros, plumón indeleble, etiquetas, alcohol 96° y 70°, papel tisú e indumentaria y equipos de protección personal como guardapolvo, mascarillas quirúrgicas, guantes y tocas quirúrgicas.

b) Equipos y materiales de laboratorio

Microscopio electrónico, refrigeradora, balanza analítica, incubadora a temperatura ambiente y graduado a 37°C, autoclave, baño maría, contador de colonias, parafina, asas de siembra, laminas portaobjetos, laminas cubreobjetos, mechero de bunsen, ceftriaxona, gradillas, tubos de ensayo, algodón, pinzas, esmalte de uñas, piseta, espátulas, papel kraft, hilo pabilo, marcador indeleble, etiquetas, esmalte de uñas, lapiceros, cuaderno de apuntes e indumentaria y equipos de protección personal como guardapolvo, mascarillas quirúrgicas, guantes y tocas quirúrgicas.

c) Reactivos y medios de cultivo

Agar Sabouraud al 4 %, Agar plate Count, Agar CLED, Agar MacConkey, Agar M77. Asimismo, para la diferenciación bioquímica se utilizaron caldos, agares y reactivos como: Caldo malonato, Caldo Rojo de Metilo y Voges-Proskauer, caldo indol, agar TSI, agar LIA agar SIM, agar citrato de Simmons, agar urea, reactivo hidróxido de potasio al 4%, reactivo alfa naftol, reactivo rojo de metilo y reactivo de kovac.

3.2.2. Metodología

3.2.2.1. Identificar las condiciones ambientales en los criaderos de porcinos

Las condiciones ambientales, como humedad relativa y temperatura, fueron medidos utilizando un termohigrómetro BOECO; mientras que, para la medición de la dirección y velocidad de viento se utilizó un anemómetro portátil.

Tabla 4. Condiciones ambientales en criaderos de porcinos

Puntos de muestreo	Temperatura (°C)	Humedad Relativa (%)	Velocidad del viento (m/s)	Dirección del viento (°)
PM0				
PM1				
PM2				
PM3				
Promedio				
CV				

3.2.2.2. Determinar la presencia de microorganismos patógenos en el aire en los criaderos de porcinos

En los puntos de muestreo se transportaron las placas con medios de enriquecedores para el crecimiento de Fungi y bacterias. Luego, se instaló el muestreador microbiológico ActiveCount100H, configurado para captar 300 L de flujo de aire durante de 5 minutos. Se colocó en el cabezal del equipo una placa con agar Plate Count y se inició el muestreo, culminando el tiempo de muestreo se retiró la placa y se reemplazó por otra con medio Sabouraud al 4% más antibiótico y se procedió a realizar el muestreo.

Las placas con agar Plate Count fueron incubadas a 37°C mientras que las placas con agar Sabouraud al 4% más antibiótico se mantuvieron a temperatura ambiente, por un periodo de 48 horas.

Culminada la incubación, se retiraron las placas y se realizó el recuento de colonias mediante el contador de colonias. Finalmente se realizaron los cálculos respectivos empleando la técnica del número más probable (MPN), comparando los resultados obtenidos con la Tabla de conversión Feller (Anexo B, Tabla 21) y se estimó la concentración de microorganismo en UFC/m³.

El volumen de muestreo en condiciones normales se calculó mediante la siguiente ecuación (1).

$$\frac{P1V1}{T1} = \frac{P2V2}{T2}$$

$$V2 = \frac{P1V1T2}{T1P2} \quad (1)$$

Dónde:

V2: Volumen en condiciones normales (L).

V1: Volumen en condiciones de campo (L).

P1: Presión atmosférica en condiciones de campo (atm).

P2: Presión atmosférica en condiciones normales (atm),

T1: Temperatura en condiciones de campo (k).

T2: Temperatura en condiciones normales (k).

Se calculó la concentración de microorganismos en UFC/m³ mediante la siguiente ecuación (2).

$$\frac{\text{UFC}}{\text{m}^3} = \frac{P_R * 1000}{V_2} \quad (2)$$

Dónde:

P_R: Numero más probable de microorganismo

1000: Conversión de litros a m³.

V₂: Volumen en condiciones normales.

3.2.2.3. Identificar los géneros de los microorganismos patógenos en el aire en los criaderos de porcinos

a) Identificación de géneros bacterianos

La identificación se llevó a cabo mediante pruebas de diferenciación bioquímica. En los puntos de muestreo se transportaron placas con diferentes medios enriquecedores, como agar CLED, MacConkey y M77, destinados para el crecimiento de bacterias. Para la recolección de aire se utilizó el muestreador microbiológico ActiveCount100H, el cual fue programado para captar 300 L de aire durante 5 minutos.

Posteriormente, se colocaron las placas con los respectivos medios de cultivo en el cabezal del equipo y se inició el muestreo. Al término de cada recolección, las placas fueron retiradas y almacenadas en una caja hermética para su transporte al laboratorio de microbiología de la Universidad Nacional Agraria de la Selva.

Las placas con agar CLED y MacConkey fueron incubadas a 37 °C por 24 a 48 horas: por otro lado, las placas con agar M77 fueron incubadas a temperatura ambiente por 5 días.

Finalizada la etapa de incubación, se procedió a la identificación de los géneros y especies bacterianas mediante pruebas de diferenciación bioquímica.

- Pruebas de diferenciación bioquímica

Se emplearon diferentes medios de cultivo diferenciales, entre ellos caldos como indol, malonato, rojo de metilo (RM) y Voges-Proskauer (VP); así como

agares como el agar de hierro y lisina (LIA), el citrato de Simmons, agar urea y agar hierro de triple azúcar (TSI). Además, se utilizó como medio semisólido SIM.

Los medios de cultivo diferenciales fueron preparados y distribuidos en tubos de ensayo, los cuales se taparon con algodón y se sometieron a un proceso de esterilización. Luego, los medios fueron solidificados en forma de plano inclinado para el Citrato de Simmons, pico de flauta para el TSI y LIA, y en columna para el SIM, urea, indol, malonato, rojo de metilo y Voges-Proskauer. Posteriormente se dejaron enfriar a temperatura ambiente.

Se seleccionaron cepas bacterianas de las placas incubadas y, utilizando un asa estéril, se procedió a sembrarlas en los tubos con los distintos medios diferenciales, aplicando técnicas como la puntura, la estría y el enjuague. Los tubos fueron incubados a 37 °C durante 48 horas.

Una vez concluido la incubación, se añadieron los reactivos de confirmación a los tubos de ensayos con caldos. Se adicionaron 3 gotas de reactivo KOVAC a los tubos con caldo indol y SIM, 3 gotas de reactivo rojo de metilo al caldo RM, 3 gotas KOH al 4% + 3 gotas de alfa naftol al caldo VP y se dejó reposar durante unos minutos para permitir su reacción.

Se registraron los cambios de color observados en los medios diferenciales y se compararon con la tabla de Pruebas Bioquímicas (Anexo B, **Tabla 22**), con el fin de identificar los géneros bacterianos presentes.

Finalmente, se realizó la clasificación por grupos de riesgo según la normativa europea establecida en el Real Decreto 664/97 de España, para determinar el riesgo asociado a los géneros bacterianos identificados de acuerdo con la **Tabla 23** del Anexo B. Asimismo, se identificaron las afecciones provocadas por agentes microbianos patógenos transmitidos por el aire y su impacto en la salud humana.

b) Identificación de géneros fúngicos

Se realizó mediante la técnica de microcultivo. En el interior de placas Petri se colocaron soportes de vidrio en forma de herradura, sobre los cuales se dispusieron portaobjetos y cubreobjetos. Posteriormente, las placas fueron llevadas al horno 24 horas para su esterilización.

Se prepararon placas Petri con medio de cultivo Sabouraud glucosa al 4% complementado con antibiótico y se dejaron enfriar a temperatura ambiente. Una vez solidificado el medio, se cortaron en cubos de aproximadamente 20 × 20 × 10 mm para su uso.

Finalizado el proceso de esterilización, se seleccionaron colonias provenientes de las placas incubadas para su identificación. Con la ayuda de una espátula, se colocó un cubo de medio Sabouraud sobre el porta objetos; posteriormente, se extrajo un inóculo de cada colonia y, utilizando un asa micológica, se transfirió sobre el cubo de agar, el cual fue cubierto con un cubre objetos.

Para mantener la humedad y favorecer el crecimiento del hongo, se introdujo un trozo de algodón humedecido en el interior de la placa, que fue finalmente incubada a temperatura ambiente durante 8 días.

Finalizado el periodo de incubación, se colocó una gota de azul Amann sobre un porta objeto y, con el uso de una pinza, se retiró cuidadosamente el cubreobjeto correspondiente a la placa de microcultivo, posicionándolo sobre el portaobjetos. Para eliminar el exceso del colorante, se utilizó papel secante, y luego se sellaron los bordes laterales con esmalte transparente para asegurar su fijación. Este procedimiento se replicó con el portaobjetos restante del micro cultivo, sobre el cual se colocó un cubreobjetos previamente esterilizado.

Las muestras fueron observadas a través de un microscopio electrónico con objetivo de 40X. Para la identificación de los géneros fúngicos presentes se utilizó el manual Illustrated Genera of Imperfect Fungi.

Finalmente, se realizó la clasificación por grupos de riesgo según la normativa europea establecida en el Real Decreto 664/97 de España, para determinar el riesgo asociado a los géneros fúngicos identificados de acuerdo con la **Tabla 24** del anexo B. Asimismo, se identificaron las afecciones provocadas por agentes microbianos patógenos transmitidos por el aire y su impacto en la salud humana.

3.2.2.4. Comparar el nivel de contaminación microbiológica del aire en los criaderos de porcinos en función a los valores referenciales por la OMS

Se determinó la concentración de microorganismos patógenos mediante la comparación con los valores referenciales establecidos por la OMS. Asimismo, se consideró los niveles de contaminación según la concentración de bacterias de la **Tabla 1** y los niveles de contaminación según la concentración de Fungi de la **Tabla 2**.

Tabla 5. Nivel de contaminación bacteriana en los puntos muestreados

Puntos de muestreo	Bacteria (UFC/m³)	Nivel de contaminación	Color	OMS (UFC/m³)
PM0				<50
PM1				50-100
PM2				100-500
PM3				500-2 000
				>2 000
Promedio				

Tabla 6. Nivel de contaminación fúngica en los puntos muestreados

Puntos de muestreo	Bacteria (UFC/m³)	Nivel de contaminación	Color	OMS (UFC/m³)
PM0				<25
PM1				25-100
PM2				100-500
PM3				500-2 000
				>2 000
Promedio				

3.2.2.5. Proponer medidas de control para reducir la contaminación microbiológica del aire generada por la crianza de porcinos

Se analizaron los resultados y se identificaron las fuentes de contaminación generados por la crianza de porcinos en el Sector Buenos Aires. A partir de ello, se propusieron medidas de control orientadas a reducir la contaminación microbiológica del aire, como el fortalecimiento de la normativa sanitaria, la reubicación de criaderos fuera del área urbana, promover el uso de biodigestores, compostaje o lombricultura, implementar sistemas de tratamiento de aguas residuales y diseñar o mejorar la infraestructura de los criaderos con sistemas de ventilación.

3.3. Tipo de investigación

Aplicada, porque se recurrió a la ciencia ambiental para determinar e identificar los microorganismos patógenos presentes en los criaderos de porcinos en el sector Buenos Aires.

Pineda (1997) citado por (Jacobo *et al*, 2013) señaló que la investigación aplicada tiene como propósito desarrollar conocimientos científicos que respondan a situaciones concretas, basándose en descubrimientos previos de la ciencia básica. A través de este enfoque permite que los saberes científicos se apliquen de forma práctica.

3.3.1. Nivel de investigación

Descriptivo, porque se determinó la calidad microbiológica del aire en los criaderos de porcinos en el sector Buenos Aires; teniendo como referencia a (Canales et al., 2004), quienes señalan que los estudios descriptivos constituyen el fundamento y el punto de partida para investigaciones posteriores. Su objetivo principal es identificar la condición o características actuales de las variables en una población específica, evaluando la existencia o inexistencia de ciertos elementos, la frecuencia con la que se presenta un fenómeno (ya sea prevalencia o incidencia), así como determinar en qué individuos, lugares y momentos se manifiesta dicho fenómeno.

3.3.2. Variables de Investigación

3.3.2.1. Variable de Dependiente

Calidad microbiológica del aire.

3.3.2.2. Variable Independiente

Crianza de porcinos.

3.3.2.3. Variables intervinientes

Condiciones ambientales (Humedad relativa, temperatura, dirección y velocidad del viento).

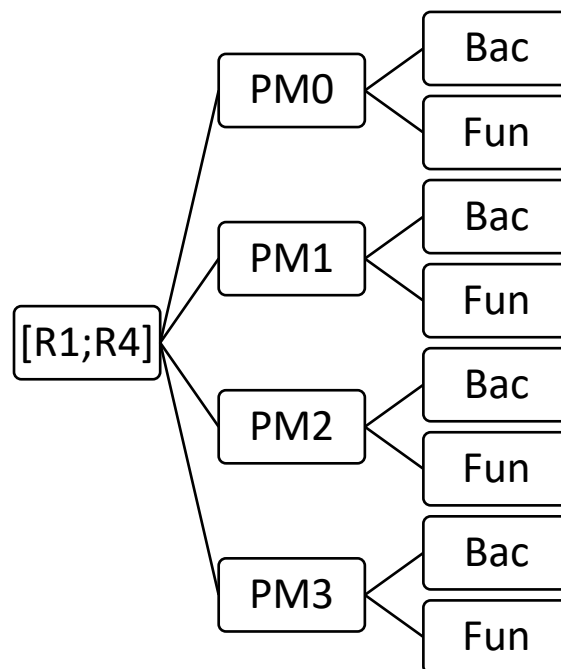
Mes del año.

Puntos de muestreo.

Diversidad de microorganismos patógenos (bacterias y Fungi)

3.3.3. Diseño de investigación

No experimental, del tipo longitudinal porque permite obtener datos detallados y comprender las dinámicas de estos microorganismos en el tiempo. El diseño se llevó a cabo a conveniencia del investigador, eligiendo los puntos de muestreo y las repeticiones de acuerdo con las condiciones del estudio. Se evaluó cuatro puntos de muestreo (PM0- PM3) y cuatro repeticiones, tal como se presenta en la (Figura 2).



[R1; R4] Repeticiones, [PM0; PM3]: Puntos de muestreos, [Bac]: Bacterias, [Fun]: Fungi

Figura 2. Esquema de diseño de investigación.

3.3.4. Análisis estadístico

Los datos se procesaron en Microsoft Excel para su ordenamiento. El análisis estadístico incluyó un ANOVA (95 % de confianza) con cuatro repeticiones por punto de muestreo, aplicando una transformación logarítmica (base 10) para reducir dispersión en datos microbiológicos (bacterias y hongos). Se usó la prueba de Duncan para identificar diferencias significativas entre medias. Además, se calculó el coeficiente de variación para evaluar la consistencia de las condiciones ambientales. Los resultados se presentaron en tablas y gráficos claros.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Identificación de las condiciones ambientales en los criaderos de porcinos

La **tabla 7**, muestran los datos sobre condiciones ambientales en los criaderos de porcinos en el sector de Buenos Aires, durante el período de setiembre a diciembre del 2024, los valores promedio registrados durante la evaluación fueron: temperatura 35.3 °C, humedad relativa 43.9 %, velocidad relativa 0.95 m/s y dirección del viento de 129° SE. El coeficiente de variación en la temperatura es 4.9 % lo que indica una gran estabilidad y no presenta fluctuaciones. Con respecto a la humedad relativa, su CV es 12.8 %, lo cual se considera aceptable, pero puede indicar cierta inestabilidad. En cuanto a la velocidad del viento alcanzó el 19.82 % evidenciando cambios frecuentes en su intensidad y la dirección del viento se encuentra en un 11.3 %, lo que indica que hay cambios en la dirección del viento.

Tabla 7. Datos de condiciones ambientales en los criaderos de porcinos

Puntos de muestreo	Temperatura (°C)	Humedad Relativa (%)	Velocidad del viento (m/s)	Dirección del viento (°)
PM0	35.8	37.5	1.2	116° SE
PM1	33.7	48.5	0.9	129° SE
PM2	35.7	45.3	1	138° SE
PM3	35.8	44.5	0.7	131° SE
Promedio	35.3	43.9	0.95	129° SE
CV	4.915	12.8	19.82	11.3

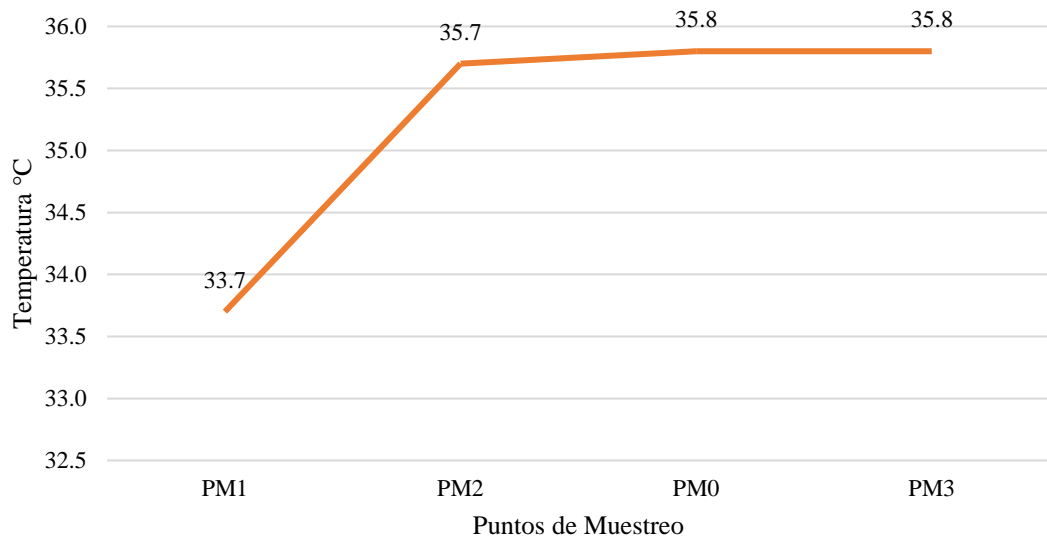


Figura 3. Distribución de la temperatura (°C) en los puntos de muestreo.

En la **figura 3**, se observa la distribución de la temperatura (°C) en las zonas de muestreo, donde se registraron los valores más altos de 35.8 °C en el PM0 y PM3 correspondientes al puente y al criadero de porcinos 3, mientras que la temperatura más baja se observó en el PM1 con un valor de 33.7 °C.

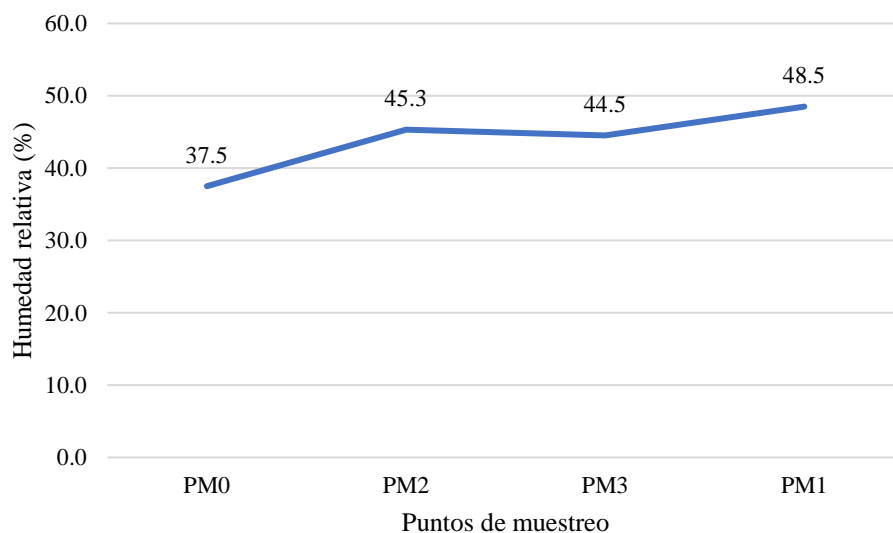


Figura 4. Distribución de la humedad relativa (%) en los puntos de muestreo.

En la **figura 4**, se observa la distribución de la humedad relativa en las áreas de muestreo, registrándose el valor más alto de 48.5 % en el PM1, correspondiente al criadero de porcinos 1 y menor humedad relativa de 37.5 % en el PM0, ubicado en el puente.

Asimismo, al contrastar estas dos figuras, se observa que la temperatura más alta es de 35.8 °C y la humedad relativa más baja de 37.5 % en el punto PM0. Sin embargo, en el punto PM1, presentó una temperatura más baja con un valor de 33.7 °C y una humedad relativa alta de 48.5 %.

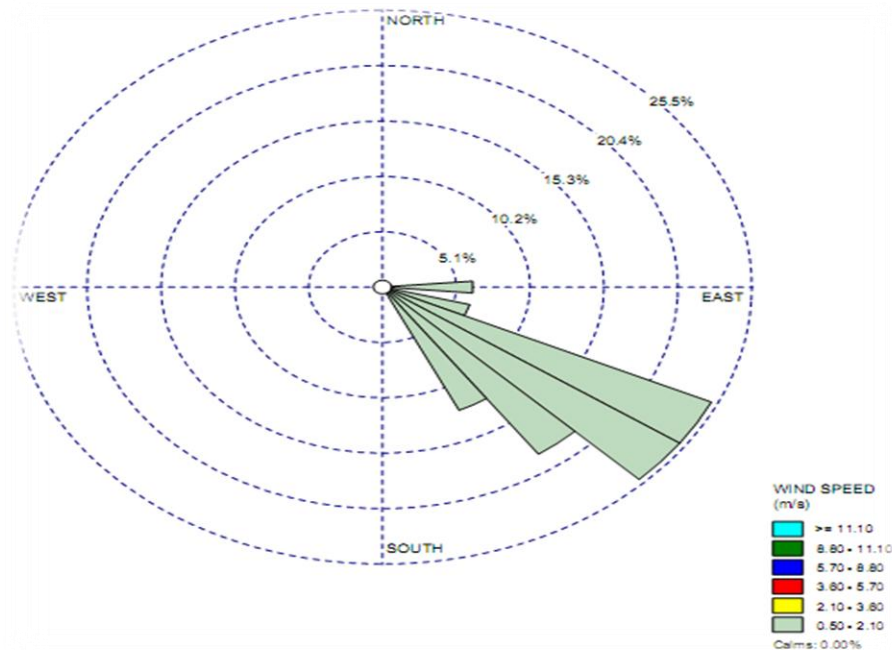


Figura 5. Distribución de la velocidad y dirección del viento en los puntos de muestreo.

En la **figura 5**, se observa la dispersión del viento en los puntos de muestreo en el periodo de evaluación de setiembre a diciembre del 2024. De este gráfico, podemos inferir que predomina la dirección Sureste (SE), con frecuencia de 25.5 % y velocidades que varían entre 0.5 m/s y 2.1 m/s, con un promedio de 0.95 m/s.

Adams et al, (2007), señalaron que la mayor parte de los microorganismos patógenos que afectan a los seres humanos corresponde al grupo de los mesófilos, con un rango de crecimiento entre los 20 °C a 45 °C. Los datos de la **Tabla 7**, coinciden con esta afirmación, las temperaturas registradas en los criaderos de porcinos (promedio de 35.3 °C) se encuentran dentro del intervalo óptimo para el crecimiento de estos microorganismos. Esto indica que las condiciones térmicas en los puntos de muestreo podrían favorecer al crecimiento de patógenos.

Mohr (1997) sostiene, que la temperatura no actúa de manera independiente en el crecimiento microbiano, ya que su efecto puede verse influidos por otros factores como la humedad relativa. Concuerdan parcialmente con los valores registrados en la **Tabla 7**. Aunque la temperatura promedio registrada se encuentra dentro del rango óptimo para el crecimiento de microorganismo mesófilos, la humedad relativa promedio es del 43.9 % esto indica que la

temperatura es un factor determinante, su efecto sobre el crecimiento bacteriano podría estar condicionado por la humedad en el ambiente. En el PM1, donde la humedad relativa es la más alta con 48.5 % es probable que se favorezca en mayor medida el crecimiento microbiano, reforzando la idea de que ambos factores deben considerarse conjuntamente en el análisis del riesgo sanitarios en los criaderos de porcinos.

Aunque Zhen et al, (2017) señalan que la humedad disminuye la dispersión bacteriana al favorecer la deposición de partículas, debido a que una mayor humedad hace que las bacterias caigan en el suelo y no se dispersen en el aire. En los puntos de muestreo en la **Tabla 7**, la humedad varió entre el 37.5 % y 48.5 %. A pesar de esto, se encontró una gran cantidad de bacterias en el aire. Esto indica, que la temperatura y el viento, ayudan a que las bacterias se mantengan en el ambiente. Por lo tanto, la humedad influye, pero no es el único factor que afecta en la dispersión de bacterias. Asimismo; indican, que el aumento de la temperatura ambiental favorece el crecimiento y la dispersión de las bacterias en la atmosfera, estableciendo una relación positiva entre la temperatura y la abundancia bacteriana en el aire. Los datos de la **Tabla 7** muestra una temperatura promedio de 35.3 °C, con un máximo de 35.8 °C en el PM0 y PM3, estas temperaturas elevadas crean condiciones óptimas para el crecimiento bacteriano. Asimismo, la actividad microbiana tiende a intensificarse en ambiente cálidos, promoviendo una mayor carga microbiana en la atmosfera. Los resultados respaldan la relación entre la temperatura y abundancia bacteriana.

Según Gómez et al. (2022) y Banchón et al. (2022), el viento ejerce una influencia directa en la dispersión de microorganismos atmosféricos, lo que respalda los patrones observados en la **Tabla 7**, donde el PM0, registró la velocidad más alta con un valor de 1.20 m/s, lo que indica que el flujo de aire en esta zona favoreció el transporte de bacterias a mayores distancias. En cambio, en el PM3, la velocidad más baja fue de 0.7 m/s, siendo una limitante en su propagación. En consecuencia, estos datos refuerzan la idea de que la dinámica del viento es un factor determinante en la expansión bacteriana dentro de los criaderos de cerdos, tal como sostienen ambos estudios.

Conforme a lo indicado por Ramírez & Vivanco (2007), la dirección y frecuencia del viento son claves para comprender la dinámica del transporte de contaminantes y microorganismos en el aire. Se ajusta a los datos de la **Tabla 7**, donde se evidencia una predominancia del viento con dirección sureste (SE), con variaciones entre 116° y 138° SE. Esta orientación favorece el desplazamiento de partículas en una trayectoria específica, permitiendo identificar las zonas con mayor riesgo de exposición. La velocidad promedio del viento registrado fue de 0.95 m/s, suficiente para movilizar agentes contaminantes sin generar

turbulencias excesivas, donde el comportamiento del viento influye directamente en la dispersión de patógenos.

En la **Figura 5**, se muestra que la dirección del viento en la zona de muestreo, es sureste (SE), con una frecuencia del 25.5 % y velocidades entre 0.5 m/s y 2.1 m/s (promedio 0.95 m/s). Lo que coinciden con la investigación de Advíncula (2021) en Castillo Grande, quien reportó vientos predominantes desde el este (E), sureste (SE) y sur-sureste (SSE) con velocidades en un rango similar (0.5-2.1 m/s) durante los meses de junio, julio y agosto de 2017. Se evidencia que los periodos de evaluación son diferentes; sin embargo, se observa que la dirección y velocidad del viento presentan patrones similares, lo que sugiere una recurrencia estacional de estos flujos de aire en la región. Es importante considerar que las variaciones en la dirección del viento pueden estar influenciadas por condiciones climáticas locales, como la humedad relativa, temperatura y la topografía del terreno.

Díaz (2024), en su investigación registró que la dirección predominante del viento fue al sureste (SE) y que la velocidad del viento varió entre 0.5 a 2.1 m/s, coincidiendo con los resultados del presente estudio. Aunque las zonas de estudio se encuentran en diferentes puntos, al estar ubicadas dentro de la misma provincia, presentan patrones similares.

4.2. Presencia de microorganismos patógenos en el aire en los criaderos de porcinos

4.2.1. Presencia de bacterias en el aire

En la **Tabla 8**, se muestra la concentración bacteriana mensual de los 4 puntos de muestreo durante los meses de setiembre a diciembre 2024. En el punto PM1 tuvo el promedio más alto de bacterias, con 5101 UFC/m³, el punto PM0 mostró un valor mucho menor, con un promedio de 638 UFC/m³. También se observaron niveles altos en PM2 y PM3, con promedios de 3 843 y 2 889 UFC/m³ respectivamente. Esto indica que hay zonas donde la concentración bacteriana es más elevada, debiéndose a la actividad o condiciones del lugar. Evaluar estas concentraciones permite identificar áreas de mayor exposición microbiana, lo cual es esencial para priorizar acciones de prevención y reducir posibles impactos en la salud

Tabla 8. Concentración de bacterias en los criaderos de porcinos

Puntos de muestreo	Meses de muestreo	Bacterias (UFC/m ³)	Promedio (UFC/m ³)
PM0	Setiembre	368	638
	Octubre	1 095	
	Noviembre	516	
	Diciembre	573	

Puntos de muestreo	Meses de muestreo	Bacterias (UFC/m ³)	Promedio (UFC/m ³)
PM1	Setiembre	7 229	5 101
	Octubre	1 854	
	Noviembre	4 117	
	Diciembre	7 205	
PM2	Setiembre	1 964	3 843
	Octubre	4 856	
	Noviembre	1 348	
	Diciembre	7 205	
PM3	Setiembre	7 229	2 889
	Octubre	1 646	
	Noviembre	982	
	Diciembre	1 697	

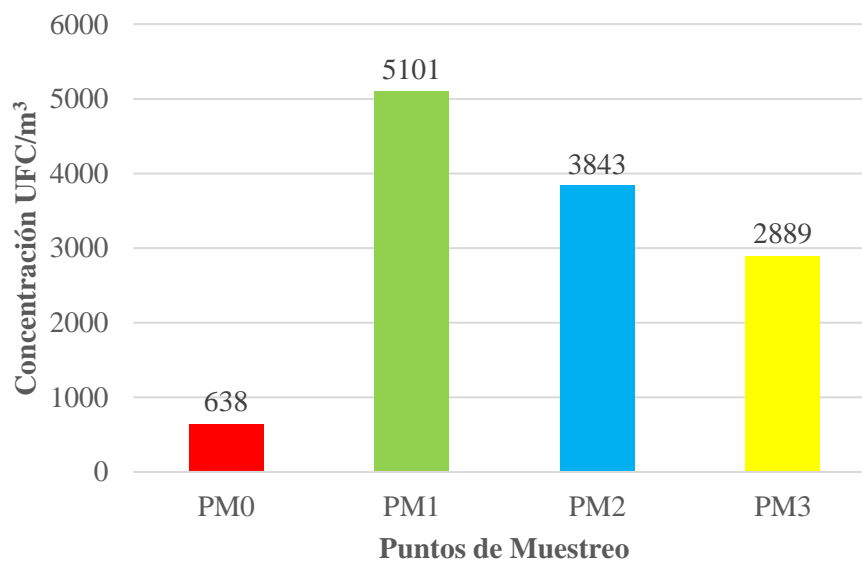


Figura 6. Concentración de bacterias en los criaderos de porcinos.

Chuquilin y Rojas (2021), en su investigación sobre calidad microbiológica del aire interior del Mercado Central de Cajamarca, reportaron concentraciones bacterianas promedio de 806 UFC/m³, superando el límite. En comparación con la presente investigación, el PM0, presentó una concentración de 638 UFC/m³, aunque este valor es inferior al reportado por Chuquilin y Rojas, sigue considerándose elevado. Si bien existen diferencias entre las condiciones ambientales de un mercado y el PM0, es importante considerar su

influencia en la presencia y distribución de microorganismos en el aire. En un mercado, la acumulación de personas, la manipulación de alimentos y la falta de ventilación pueden favorecer la proliferación de bacterias. En cambio, en el PM0 (puente) al aire libre, aunque también hay tránsito constante de personas, la exposición a la radiación solar y la circulación del aire pueden contribuir a reducir la concentración de microorganismos presentes en el ambiente.

En este estudio. En el PM1 se registró una concentración alta de 5 101 UFC/m³, mientras que en el PM0 se observó una concentración menor de 638 UFC/m³, lo cual difiere notablemente de los valores hallados en otros puntos de muestreo. Por su parte, Hidalgo (2023) registró en su investigación en un criadero de cerdos concentraciones microbianas más elevadas en el M2-A presentó la cantidad más alta con 63 500 UFC/m³, mientras que en M2-B se registró el valor más bajo, con 12 000 UFC/m³. Estas diferencias se atribuyen al método de muestreo por burbujeo utilizado, así como a la frecuencia de visitas y las labores de limpieza realizadas por el personal.

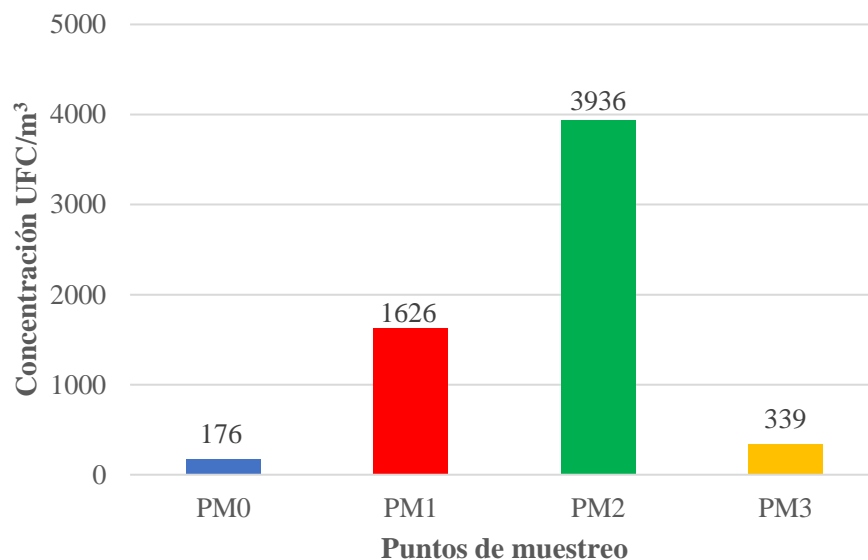
Jambo y Mendoza (2019), en su investigación sobre la evaluación de la calidad microbiológica del aire en el área de influencia de la planta de tratamiento de residuos sólidos de Cajamarca, reportaron concentraciones bacterianas que variaban entre 1 142 y 3 147 UFC/m³. Estos valores son similares a los registrados en los puntos PM2 (3 848 UFC/m³) y PM3 (2 889 UFC/m³) del presente estudio, indicando que los niveles de contaminación son similares en zonas vinculadas al manejo de residuos. Los niveles se deben a la descomposición de materia orgánica, el polvo en suspensión y la limitada ventilación. Además, la acumulación de residuos y la exposición constante a fuentes contaminantes crean un ambiente propicio para el crecimiento y dispersión bacteriana. En este sentido, la coincidencia entre ambos estudios refuerza la necesidad de establecer medidas ambientales, tales como ventilación adecuada y manejo adecuado de residuos, para minimizar los riesgos sanitarios y proteger tanto al personal como a las comunidades cercanas.

4.2.2. Presencia de Fungi en el aire

En la **Tabla 9**, se observa la concentración de Fungi en los 4 puntos de muestreo. El PM2 presentó el promedio más alto de Fungi en el aire con 3 936 UFC/m³, mientras que, el PM0 presentó un valor promedio menor con 176 UFC/m³; el PM1 también tuvo una concentración alta, con un promedio de 1 626 UFC/m³ y PM3 mostró un promedio de 339 UFC/m³. Estos datos reflejan que no todos los lugares tienen la misma carga fúngica. Por tanto, conocer estas concentraciones es clave para diseñar medidas preventivas efectivas, como mejorar la ventilación y controlar la humedad

Tabla 9. Concentración de Fungi en los criaderos de porcinos

Puntos de muestreo	Meses de muestreo	Fungi (UFC/m ³)	Promedio (UFC/m ³)
PM0	Setiembre	19	176
	Octubre	489	
	Noviembre	104	
	Diciembre	92	
PM1	Setiembre	3 659	1 626
	Octubre	1 387	
	Noviembre	709	
	Diciembre	749	
PM2	Setiembre	7 229	3 936
	Octubre	2 644	
	Noviembre	1 055	
	Diciembre	4 816	
PM3	Setiembre	100	339
	Octubre	913	
	Noviembre	212	
	Diciembre	130	

**Figura 7.** Concentración de Fungi en los criaderos de porcinos.

Hidalgo (2023), en su estudio sobre la calidad microbiológica del aire del criadero de cerdos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva – Tingo María, reportó concentraciones de Fungi que alcanzaron los 304 000 UFC/m³ en M1-B. Estos valores indican alta carga microbiana. En comparación con los resultados obtenidos de Fungi en la presente

investigación que fueron 176 UFC/m³, 339 UFC/m³, 1 626 UFC/m³ y 3 936 UFC/m³ cifras considerablemente menores, aunque también indicativas de un ambiente con presencia relevante de hongos. Las diferencias se explicaron en gran medida por los métodos de muestreo: Hidalgo empleó un impinger, cuya captura en medio líquido mediante burbujeo que ofrecía una alta eficiencia para retener esporas y células fúngicas en distintos estados fisiológicos, mientras que este estudio utilizó el muestreador ActiveCount 100H, un sistema de impacto en placa que recuperaba únicamente las unidades formadoras de colonias viables y tendía a subestimar en condiciones de polvo, humedad o estrés ambiental. Por ello, la mayor concentración reportada por Hidalgo no reflejó necesariamente una carga real superior, sino la mayor sensibilidad del método. Además, el criadero evaluado por ese autor presentó un entorno biológicamente más activo y cargado de materia orgánica, con mayor número de animales, residuos y ventilación deficiente, lo que favoreció la proliferación y dispersión de esporas fúngicas. En conjunto, ambos factores explicaron los recuentos más elevados observados en su estudio.

Cavero (2024), en el Mercado Modelo de Tingo María, reportó concentraciones fúngicas que oscilaron entre 11 000 y 17 000 UFC/m³. En comparación, los valores registrados en el presente estudio son muy bajos (176, 339, 1 626 y 3 936 UFC/m³). La diferencia se atribuye a varios factores, como el mayor flujo de personas, la manipulación constante de productos perecibles, la limitada ventilación y la acumulación de materia orgánica en los ambientes del mercado, lo que genera condiciones propicias para el crecimiento fúngico.

4.3. Identificación de microorganismos patógenos en el aire en los criaderos de porcinos

4.3.1. Identificación de géneros bacterianos

En la **Tabla 10**, se evidencian los géneros bacterianos identificados en los puntos de muestreo de los criaderos de porcinos en el sector de Buenos Aires durante el periodo setiembre a diciembre del 2024. Se observa que, en el punto PM2 y PM1, presentaron la mayor diversidad bacteriana con 6 géneros identificados; mientras que, el PM3 y PM0 evidenciaron la menor cantidad con 4 y 3 géneros bacterianos respectivamente. Entre los géneros bacterianos identificados, destacan *Enterobacter sp.*, *Escherichia sp.*, *Proteus sp.*, *Klebsiella sp.* y *Serratia sp.* con variaciones en su distribución según la ubicación del muestreo. Están relacionados con factores ambientales, condiciones de higiene y la proximidad a fuentes de contaminación en cada punto.

Tabla 10. Cantidad de géneros de bacterias identificados

Puntos de muestreo	Géneros bacterianos	Total
PM0	<i>Enterobacter sp.</i> , <i>Serratia sp.</i> y <i>Proteus sp.</i>	3
PM1	<i>Citrobacter sp.</i> , <i>Escherichia sp.</i> , <i>Enterobacter sp.</i> , <i>Klebsiella sp.</i> , <i>Proteus sp.</i> y <i>Serratia sp.</i>	6
PM2	<i>Escherichia sp.</i> , <i>Enterobacter sp.</i> , <i>Klebsiella sp.</i> , <i>Proteus sp.</i> , <i>Serratia sp.</i> y <i>Shigella sp.</i>	6
PM3	<i>Escherichia sp.</i> , <i>Enterobacter sp.</i> , <i>Proteus sp.</i> y <i>Serratia sp.</i>	4

Hidalgo (2023), en su investigación en el criadero de cerdos de la UNAS, identificó seis géneros de bacterias patógenas como *Escherichia*, *Serratia*, *Klebsiella*, *Shigella*, *Enterobacter* y *Salmonella*, coincidiendo con la mayoría de las especies de la **Tabla 10**. Este hallazgo es preocupante, ya que estas bacterias son patógenas para los humanos y podrían indicar un entorno que facilita la proliferación de microorganismo peligrosos. Se evidenció la predominancia del género *Enterobacter sp.* lo que sugiere su adaptación a las condiciones del criadero.

Díaz (2024) en su investigación identificó géneros bacterianos como *Enterobacter*, *Escherichia*, *Bacillus*, *Staphylococcus* y *Salmonella*, coincidiendo con algunos géneros en la presente investigación. Díaz reporta su punto más contaminado en P2, en el presente trabajo tanto en PM1 como PM2 registran una elevada diversidad bacteriana. Estas diferencias se explican por la variabilidad en las condiciones ambientales, la ubicación de los criaderos, el estado higiénico de las instalaciones y por el método de muestreo empleado.

Parra et al. (2021), en un centro comunitario, identificaron géneros como *Bacillus* y *Staphylococcus*, bacterias comunes en el ambiente y generalmente menos peligrosas para la salud humana. En contraste, en el criadero de porcinos, se identificaron microorganismos con mayor potencial patógeno como, *Shigella sp.* y *Escherichia sp.*, ambos géneros asociados a enfermedades infecciosas de importancia clínica. La presencia de estas bacterias patógenas en los criaderos de porcinos refuerza la necesidad de aplicar medidas de control microbiológicos específicas, tanto para prevenir la propagación de agentes infecciosos, sino también para proteger la salud pública.

Al comparar los resultados de la investigación de Chuquilin y Rojas (2021) con los datos de la **Tabla 10**, se observa que no existe una coincidencia directa en los

géneros bacterianos identificados. En el estudio del Mercado Central de Cajamarca se reportaron principalmente *Pseudomonas* sp. y *Staphylococcus* sp. como bacterias predominantes; en cambio, en el presente estudio en el criadero de porcinos se destacan *Enterobacter* sp., *Proteus* sp. y *Serratia* sp. Por tanto, los hallazgos se contrastan, ya que ambos estudios identifican microorganismos patógenos, las bacterias no coinciden, probablemente debido a las diferencias en los ambientes muestreado en un mercado y el presente estudio y condiciones ambientales.

En la investigación realizado por Cavero (2024) en el mercado modelo de Tingo María, identificó 10 géneros bacterianos en el aire, como *Bacillus* sp., *Staphylococcus* sp., *Lactobacillus* sp., *Cocobacilos* sp., *Streptobacillus* sp., *Salmonella* sp., *Escherichia* sp. y *Enterobacter Cloacae*. En el presente estudio se identificaron géneros como *Escherichia* sp. y *Enterobacter* sp., lo cual existe una coincidencia entre ambos estudios, lo que indica que estos entornos son ideales para la presencia de estos microorganismos por la alta carga orgánica, humedad persistente y flujo constante de personas o animales. Por ello, la presencia de estos mismos géneros en ambos estudios refuerza la necesidad de mantener una vigilancia continua del aire y aplicar estrategias higiénicas como manejo adecuado de residuos, ventilación efectiva y desinfección regular.

Tabla 11. Clasificación de grupo de riesgo de bacterias según al Real Decreto 664/97 de España, patogenicidad y enfermedades

Género bacteriano	Grupo de riesgo	Patogenicidad	Enfermedades que pueden ocasionar
<i>Escherichia sp.</i>	2	Potencial	Las causas más comunes de la enfermedad diarreica aguda (EDA)
<i>Enterobacter sp.</i>	2	Oportunista	Rara vez causan enfermedades en individuos con un sistema inmunológico saludable. Sin embargo, estas especies pueden generar bacteriemias, así como infecciones respiratorias, urinarias y abdominales.
<i>Serratia sp.</i>	N. I	Oportunista	Estos microorganismos poseen una notable capacidad de adaptación a condiciones ambientales desfavorables y se han asociado con infecciones en el aparato respiratorio, el tracto urinario, casos de meningitis, endocarditis y alteraciones en el sistema musculoesquelético
<i>Citrobacter sp.</i>	N. I	Oportunista	Afecciones infecciosas que comprometen el sistema urinario, las vías respiratorias y las lesiones cutáneas
<i>Proteus sp.</i>	2	Potencial	Esta bacteria suele causar infecciones en el sistema urinario y en la piel, además de septicemia en personas con sistemas inmunológicos debilitados, y en ocasiones puede provocar afecciones pulmonares
<i>Shigella sp.</i>	2	Potencial	Afecciones infecciosas que afectan el sistema urinario y el aparato digestivo, incluyendo casos de disentería.
<i>Klebsiella sp.</i>	2	Oportunista	Está asociada a neumonía, septicemia e infecciones del tracto urinario, especialmente en personas inmunocomprometidas.

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

En la presente investigación se identificaron bacterias como *Serratia sp.*, *Enterobacter sp.*, *Shigella sp.*, *Klebsiella sp.* y *Escherichia sp.* De estos, solo dos coinciden con lo hallado por Hidalgo (2023) quien identificó bacterias como *Serratia sp.* y *Enterobacter sp.*, siendo lo más

predominantes, destacando por su capacidad oportunista y capacidad de adaptación ambiental. Según la **Tabla 11**, la mayoría de las bacterias pertenecen al grupo de riesgo 2, indicando un potencial patógeno en personas vulnerables, causando infecciones respiratorias, urinarias o digestivas. *Shigella sp* y *Citrobacter sp*, fueron menos frecuentes, pero con alta patogenicidad, su presencia, aunque limitado, requiere atención por el riesgo sanitario. Es esencial aplicar medidas de control de riesgo microbiológico. Esto permitirá proteger la salud pública en zonas expuestas.

En el presente estudio se registró bacterias similares a lo reportado por Diaz (2024), como *Escherichia sp.*, coincidiendo en su clasificación dentro del grupo de riesgo 2 según el Real Decreto 664/1997. Este grupo representa un riesgo biológico, con baja probabilidad de propagación, pero con capacidad de causar enfermedades en humanos. La presencia de microorganismo implica un riesgo para la salud de los trabajadores, especialmente en contextos con exposición frecuente. En cuanto a su patogenicidad puede variar desde infecciones leves hasta complicaciones graves, es por ello que se debe aplicar medidas efectivas de control de riesgo biológico.

4.3.2. Identificación de géneros fúngicos

En la **Tabla 12**, los géneros fúngicos identificados en los puntos de muestreo de los criaderos de porcinos en el sector de Buenos Aires durante el periodo de setiembre a diciembre del 2024. Se observó que los puntos de muestreo PM0 y PM3, presentaron la mayor cantidad de géneros fúngicos (8), mientras la menor cantidad de géneros (7) fue registrado en los puntos de muestreo PM1 y PM2. Los géneros de Fungi que más abundan en la investigación y que están presentes en todos los puntos de muestreo (PM0-PM3) son *Aspergillus sp.*, *Geotrichum sp.*, *Fusarium sp.* y *Penicillium sp.*

Tabla 12. Cantidad de géneros de Fungi identificados

Puntos de muestreo	Géneros fúngicos	Total
PM0	<i>Alternaria sp.</i> , <i>Aspergillus sp.</i> , <i>Curvularia sp.</i> , <i>Fusarium sp.</i> , <i>Geotrichum sp.</i> , <i>Mucor sp.</i> , <i>Oidium sp.</i> , y <i>Penicillium sp.</i>	8
PM1	<i>Aspergillus sp.</i> , <i>Bipolaris sp.</i> , <i>Fusarium sp.</i> , <i>Geotrichum sp.</i> , <i>Oidium sp.</i> , <i>Penicillium sp.</i> , y <i>Rhizopus sp.</i>	7
PM2	<i>Aspergillus sp.</i> , <i>Fusarium sp.</i> , <i>Geotrichum sp.</i> , <i>Monosporium sp.</i> , <i>Mucor sp.</i> , <i>Penicillium sp.</i> , y <i>Rhizopus sp.</i>	7
PM3	<i>Alternaria sp.</i> , <i>Aspergillus sp.</i> , <i>Curvularia sp.</i> , <i>Fusarium sp.</i> , <i>Geotrichum sp.</i> , <i>sp.</i> , <i>Monosporium sp.</i> , <i>Penicillium sp.</i> , <i>Rhizopus sp.</i>	8

Al comparar los géneros fúngicos identificados en la presente investigación con lo reportado por Diaz (2024) en su investigación, evidenció una coincidencia significativa entre ambos estudios. De los géneros identificados se registró *Penicillium sp.*, *Aspergillus sp.*, *Rhizopus sp.*, *Monosporium sp.*, *Mucor sp.*, *Fusarium sp.*, *Geotrichum sp.*, y *Oidium sp.*, esta coincidencia sugiere la existencia de estos géneros de Fungi tanto en el criadero de porcinos como en la planta de compostaje. Esto se debe, por condiciones ambientales comunes, como la humedad, temperatura y presencia de materia orgánica, o por la posible transferencia de esporas.

Hidalgo (2023), en su estudio realizado en el criadero de cerdos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva – Tingo María, identificó ocho géneros fúngicos patógenos, entre ellos *Microsporium*, *Fusarium* y *Aspergillus*, siendo los más abundantes. Esta investigación coincide con los hallazgos del presente estudio, donde también se reporta una alta presencia de *Fusarium* y *Aspergillus*. La semejanza entre ambos estudios se debe a que los criaderos de porcinos tienen condiciones parecidas, como el ambiente, la humedad y la presencia de materia orgánica. Ambos géneros fúngicos representan un riesgo animal y para la salud humana, así como para la agricultura. Es por ello se debe monitorear la calidad microbiológica del aire en esos entornos.

Olivera (2020) identificó en su estudio hongos pertenecientes a los géneros *Penicillium sp.*, *Aspergillus sp.* y *Geotrichum sp.* Estos resultados coinciden con los del presente estudio, donde se reporta la presencia de esos géneros. La semejanza entre ambos trabajos se debe a las condiciones ambientales similares, como la humedad, temperatura y materia

orgánica. Estos géneros representan un riesgo para la salud de quienes visitan esos ambientes. Su presencia constante en distintos estudios resalta su importancia sanitaria.

A pesar de que la investigación de Cavero (2024), fue realizado en el mercado modelo de Tingo María, identificó 7 géneros fúngicos que coinciden con los hallazgos de la presente investigación como *Rhizopus sp.*, *Oidium sp.*, *Aspergillus sp.*, *Mucor sp.*, *Penicillium sp.*, *Monosporium sp.*, y *Geotrichum sp.* Esta coincidencia, a pesar de que se realizaron ambas investigaciones en diferentes entornos, sugiere que estos géneros fúngicos pueden adaptarse y proliferar en diversos espacios donde existen condiciones favorables como humedad, materia orgánica y poca circulación de aire. Reforzando la idea que los Fungi tienen una amplia distribución ambiental, convirtiéndolos en indicadores microbiológicos relevantes en estudios de calidad del aire y riesgos sanitarios.

La presente investigación coincide con los hallazgos de Chuquilín y Rojas (2021), quienes identificaron hongos como *Aspergillus sp.*, *Myxomycetes sp.*, *Penicillium sp.* y *Rhizopus sp.*, esta semejanza resulta relevante, ya que, a pesar de ambientes diferentes (mercado y criaderos de porcinos), se observa géneros fúngicos similares. Esto se debe por factores como la humedad y la ventilación de aire. Además, estos hongos pueden representar riesgos tanto para la salud humana como para el ambiente

En la presente investigación se identificó el género *Aspergillus*, el cual fue reportado por Parra et al. (2021) en su estudio realizado en un Centro Comunitario de Salud Familiar en Talcahuano, Chile. Aunque los otros géneros encontrados en su investigación, como *Meyerozyma* y *Rhodotorula*, no fueron registrados en el presente estudio, la presencia *Aspergillus sp.* en ambos trabajos resulta relevante. Este género de Fungi se puede encontrar en diversos ambientes, lo que explica su aparición tanto en entornos de salud como en criaderos y pueden resistir a diversas condiciones ambientales, lo que lo convierte en un organismo persistente y potencialmente patógeno.

Tabla 13. Clasificación de Fungi según el Real Decreto 664/97 de España, patogenicidad y enfermedades

Género Fúngico	Grupo de riesgo	Patogenicidad	Enfermedades que pueden ocasionar
<i>Aspergillus sp.</i>	2	Oportunista	La aspergilosis compromete principalmente las vías respiratorias inferiores y sus manifestaciones clínicas pueden confundirse con asma, neumonía, sinusitis o con una enfermedad sistémica de progresión rápida.
<i>Fusarium sp.</i>	N. I	Potencial	Entre las manifestaciones clínicas más frecuentes se incluyen lesiones cutáneas, infecciones ungueales como la onicomicosis, y trastornos oculares tales como la queratitis y la endoftalmitis.
<i>Geotrichum sp.</i>	N. I	Oportunista	La geotricosis es una infección fúngica que compromete principalmente los pulmones y el intestino, y en menor medida puede afectar la boca y la piel.
<i>Penicillium sp.</i>	N. I	Oportunista	La peniciliosis ocasiona afecciones en el sistema respiratorio, así como infecciones superficiales o localizadas, entre ellas neumonía, queratitis, otomicosis, esofagitis y lesiones cutáneas. Asimismo, cumple un rol importante como agente patógeno.
<i>Rhizopus sp.</i>	N. I	Oportunista	Las mucormicosis generalmente causan infecciones en los pulmones, la piel, el sistema digestivo o se diseminan por el cuerpo, y su aparición suele estar asociada a enfermedades preexistentes o factores de riesgo específicos.
<i>Monosporium sp.</i>	N. I	Oportunista	Está vinculada a infecciones tanto localizadas como generalizadas, especialmente en personas con el sistema inmunológico debilitado
<i>Alternaria sp.</i>	N. I	Oportunista	Pueden causar enfermedades respiratorias, principalmente en personas con asma o hipersensibilidad.
<i>Curvularia sp.</i>	N. I	Potencial	Pueden provocar infecciones pulmonares, principalmente en personas inmunocomprometidas o con afecciones respiratorias previas
<i>Mucor sp.</i>	N. I	Oportunista	Las mucormicosis provocan infecciones en diversos órganos y suelen presentarse en personas con enfermedades previas o factores de riesgo
<i>Oidium sp.</i>	N. I	Potencial	Las cenillas son causadas por ciertos factores que afectan principalmente a las plantas.
<i>Bipolaris sp.</i>	N. I	Potencial	Causa infecciones respiratorias y sinusitis, sobre todo en personas con enfermedades pulmonares preexistentes o sistemas inmunitarios comprometidos.

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

En la **Tabla 13**, se describen los géneros Fungi identificados, durante los cuatros meses de evaluación entre los cuales se encuentran: *Aspergillus sp.*, *Fusarium sp.*, *Geotrichum sp.*, *Penicillium sp.*, *Rhizopus sp.*, *Monosporium sp.*, *Alternaria sp.*, *Curvularia sp.*, *Mucor sp.*, *Oidium sp.* y *Bipolaris sp.* Estos microorganismos fueron clasificados por el grupo de riesgo, según la Norma Europea del Real Decreto 664/97, que establece los niveles de riesgo que representan para la salud humana. La mayoría de los Fungi identificados son oportunistas, que pueden causar enfermedades principalmente en personas con sistemas inmunológicos. Y están categorizado en el grupo de riesgo no identificado (N.I), lo cual sugiere que su peligrosidad aún no está completamente determinada o no presentan un riesgo significativo bajo condiciones normales. Sin embargo, se identificó un hongo perteneciente al grupo de riesgo 2, *Aspergillus sp.*, que ocasiona infecciones respiratorias y otros problemas de salud de individuos susceptibles. Esto evidencia la importancia de implementar medidas de bioseguridad y control ambiental. También resalta la necesidad de vigilancia continua frente a la presencia de Fungi patógenos.

Los resultados obtenidos concuerdan con la investigación de Diaz (2024), específicamente con la identificación de Fungi como *Aspergillus sp.*, *Fusarium sp.*, *Rhizopus sp.*, *Mucor sp.*, *Penicillium sp.* y *Geotrichum sp.*, presentando diversos niveles de patogenicidad. *Aspergillus sp.* pertenece al grupo 2 y representa un riesgo oportunista importante, especialmente para el sistema respiratorio. Por otro lado, *Fusarium sp.* muestra una patogenicidad potencial, causando infecciones cutáneas y oculares, aunque no clasificado en un grupo de riesgo específico (N.I.). *Mucor sp.*, *Geotrichum sp.*, *Rhizopus sp.*, y *Penicillium sp.* también son oportunistas, afectando comúnmente a personas inmunodeprimidas.

Hidalgo (2023), evidenció la presencia de ocho géneros fúngicos, algunos géneros coincidieron con el presente estudio, siendo *Fusarium sp.* el de mayor predominancia, lo cual representa un riesgo significativo debido a su capacidad para causar infecciones dérmicas y oculares, especialmente en personas inmunocomprometidas. El género *Aspergillus sp.*, se le conoce por su patogenicidad respiratoria y clasificado en el grupo 2; mientras que, *Geotrichum sp.*, *Rhizopus sp.*, y *Penicillium sp.*, presentan un riesgo oportunista, aunque menor predominancia.

4.4. Comparación del nivel de contaminación microbiológica del aire en los criaderos de porcinos en función a los valores referenciales por la OMS

4.4.1. Concentración de bacterias en los criaderos de porcinos

En la **Tabla 14**, se observó la concentración de bacterias encontradas en los puntos muestreados de los criaderos de porcinos en el sector de Buenos Aires durante el periodo de setiembre a diciembre del 2024. En el punto PM0, se encontró una concentración de 638 UFC/m³, lo cual indica un nivel de contaminación alta. En el punto PM1, el valor se elevó a 5 101 UFC/m³, siendo clasificado como contaminación muy alta. En el PM2, la carga bacteriana fue 3 843 UFC/m³ con un nivel de contaminación muy alta. Finalmente, en el punto PM3, se identificaron 2 889 UFC/m³, lo que se ubica nuevamente en el rango de contaminación muy alta. El promedio en los puntos de muestreo fue de 3 118 UFC/m³, con un coeficiente de variación promedio de 9.2 %. Esto sugiere que los criaderos de porcinos presentan mayores riesgos para la salud, debido a la alta concentración bacteriana en el aire. El color asignado en la tabla permite visualizar rápidamente las zonas afectadas, siendo el color rojo que representa el nivel de contaminación muy alta y naranja el nivel de contaminación alta. Estos resultados evidencian la necesidad de aplicar medidas de control ambiental y limpieza frecuente en los criaderos de porcinos.

Tabla 14. Nivel de contaminación bacteriana en los puntos muestreados

Puntos de muestreo	Bacteria (UFC/m ³)	Coefficiente de variación	Nivel de contaminación	Color	OMS (UFC/m ³)
PM0	638	7.15	Alta		500-2 000
PM1	5 101	7.65	Muy alta		>2000
PM2	3 843	9.67	Muy alta		>2000
PM3	2 889	11.21	Muy alta		>2000
Promedio	3 118	9.2	Muy alta		

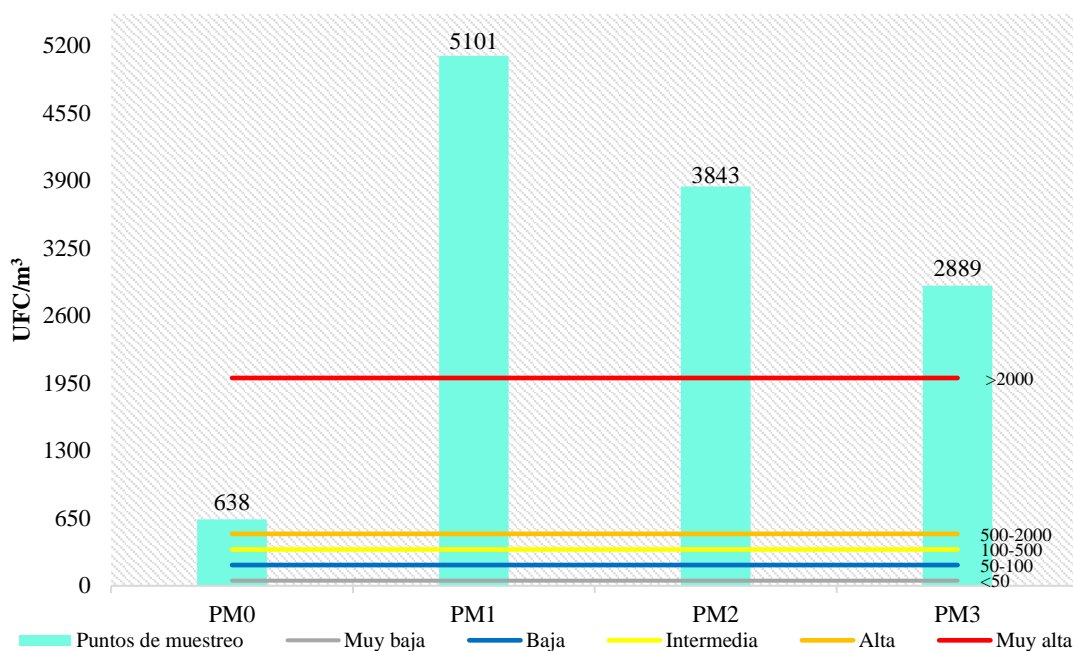


Figura 8. Concentración de bacterias en el aire (UFC/m³) mediante los niveles de contaminación.

En la **Figura 8**, se observó cómo varían los niveles de bacterias en el aire (UFC/m³) según cada punto de muestreo. Asimismo, se indican los rangos de nivel de contaminación: muy baja (<50), baja (50 - 100), intermedia (100 - 500), alta (500 - 2 000) y muy alta (>2 000 UFC/m³). Los datos muestran que, en la mayoría de los puntos analizados, las concentraciones superan los 500 UFC/m³, situándose en niveles alto y muy alto de contaminación bacteriana.

Los resultados obtenidos en el PM1 (5 101 UFC/m³), PM2 (3 843 UFC/m³) y en el PM3 (2 883 UFC/m³), indican niveles de contaminación muy alta, mientras que PM0 (638 UFC/m³) presenta un nivel de contaminación alta. Los 4 puntos de muestreo superan los 500 UFC/m³. Lo que indica un nivel de contaminación alta a muy alta, según los límites establecidos, Estos hallazgos coinciden con Jambo y Mendoza (2019), registrando una concentración de 1 463 UFC/m³ en una planta de tratamiento en el mes de marzo, pero en septiembre aumentó a 2 408 UFC/m³, superando los límites recomendados por la Administración de Seguridad y Salud Ocupacional (OSHA). Esto se debe a que la humedad influye en la proliferación de bacterias, lo que podría explicar las variaciones entre puntos de muestreo.

Los 4 puntos de muestreo superan los 500 UFC/m³, indicando una alta y muy alta concentración bacteriana en el aire. Esto es similar a lo reportado por Chuquilín y

Rojas (2021) en el mercado central de Cajamarca, donde los niveles microbianos también excedieron los límites recomendados (800 UFC/m³). Estos resultados indican que la calidad microbiológica del aire en ciertas áreas evaluadas es desfavorable, lo que podría estar relacionado con factores como la acumulación de residuos, la humedad y la falta de flujo de aire adecuado. Un ambiente con poca circulación favorece la permanencia de microorganismos en el aire, aumentando el riesgo de exposición.

Díaz (2024), en su investigación realizada en la planta de tratamiento de residuos sólidos de Leoncio Prado, reportó la mayor concentración microbiana en la celda transitoria (P2) con 13 333 UFC/m³, y la menor concentración en la entrada (P10) con 4 167 UFC/m³. Los valores, aunque más elevados, muestran un comportamiento similar al del presente estudio, donde el punto PM1 presentó la mayor carga bacteriana con 5 101 UFC/m³, seguido de PM2 (3 843 UFC/m³) y PM3 (2 889 UFC/m³), con un nivel de contaminación muy alta. El punto PM0 tuvo la menor concentración con 638 UFC/m³, considerándose una contaminación alta. Se puede explicar la proximidad de los puntos de muestreo a zonas con residuos acumulados y escasa ventilación, al igual que lo observado por Díaz. Así, ambos estudios evidencian que la acumulación de residuos orgánicos y lixiviados incrementa la presencia de microorganismos en el aire, siendo factores determinantes en la variabilidad de las concentraciones registradas.

Hidalgo (2023) reportó concentraciones de 200 000 UFC/m³ de bacterias en un criadero de cerdos. En comparación, con los valores obtenidos en PM1 (5 101 UFC/m³) y PM2 (3 843 UFC/m³), aunque menores, también se ubican en el rango de contaminación muy alta. Esto sugiere que, al igual que el criadero en el estudio de Hidalgo, esos puntos están sometidos a condiciones ambientales que favorecen al crecimiento microbiano. Por tanto, estas coincidencias respaldan la implementación de medidas más rigurosas de limpieza y control microbiológico para reducir la concentración bacteriana en estas zonas.

De la Rosa et al. (2002) señala que la cantidad de microorganismos en el aire depende de la actividad en cada punto, la presencia de polvo y las condiciones climáticas. Los resultados concuerdan con esta afirmación, el PM1 registra la mayor concentración de bacterias con 5 101 UFC/m³ y el PM0 presenta la menor concentración con 638 UFC/m³, considerándose un nivel de contaminación alto. Las condiciones ambientales, el flujo de aire y la actividad en cada área afectan estas variaciones.

Rivadeneira (2011) señala que las actividades humanas son una fuente importante de contaminación del aire, ya que la descomposición de residuos sólidos libera aerosoles con diversas bacterias, incluidas especies patógenas como coliformes fecales y

estreptococos. Los datos registrados, respaldan esta información, donde los puntos de muestreo con mayor concentración bacteriana (PM1: 5 101 UFC/m³ y PM2: 3 843 UFC/m³) podrían estar influenciados por la acumulación de residuos y la actividad humana en la zona. La investigación realizada en Marsella destaca que factores como la temperatura y el viento pueden favorecer la dispersión de bacterias en el aire, esto explicaría las variaciones entre los puntos de muestreo. Estos hallazgos indican la importancia de una adecuada gestión de residuos y monitoreo ambiental para minimizar la exposición a bacterias en el aire.

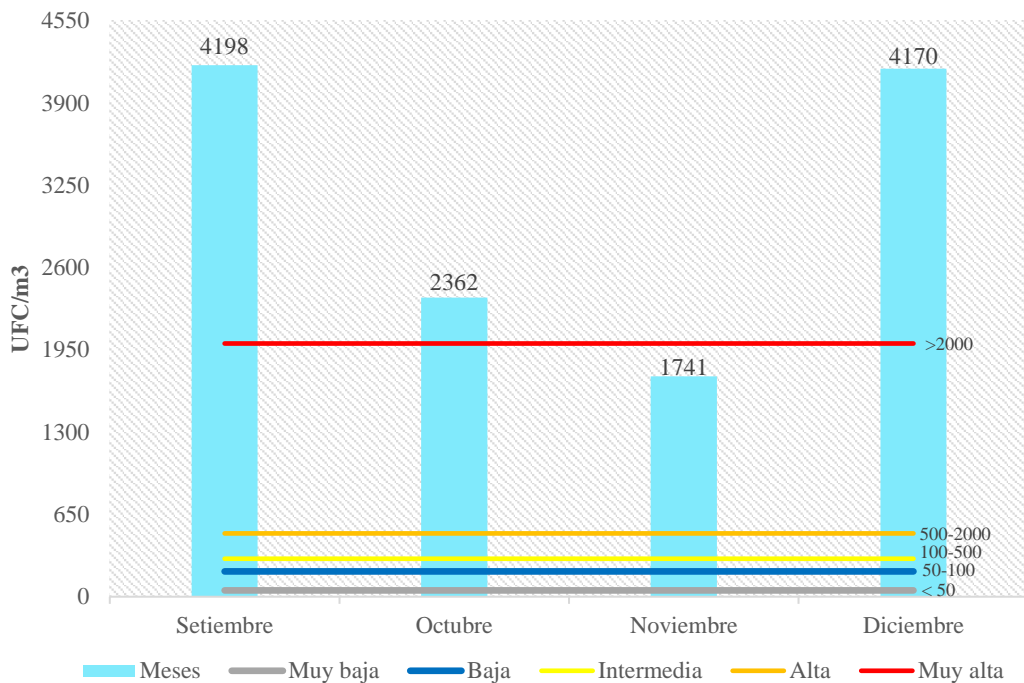


Figura 9. Distribución de la concentración de bacterias en el aire (UFC/m³) en los meses de muestreo.

El presente estudio, registró concentraciones bacterianas de hasta 4 198 UFC/m³ en el mes de septiembre, lo que corresponde a un nivel de contaminación muy alta y el valor más bajo fue en noviembre con 1 741 UFC/m³, considerándose un nivel de contaminación alta. En contraste con la investigación realizado por Hidalgo (2023), en un criadero de cerdos de la UNAS, en el mes de diciembre presento un valor 21 166 UFC/m³ y en el mes de noviembre alcanzo 40 167 UFC/m³ considerándose en ambos meses un nivel de contaminación muy alto. Estas diferencias se deben al método de muestreo, las condiciones ambientales y la presencia de visitantes como el personal que trabaja en el criadero.

- **Análisis estadístico**

Tabla 15. ANVA de las concentraciones bacterianas en los distintos puntos de muestreo

Fuente	Suma de cuadrados	Grado de libertad	F	p-valor
Entre grupos	1.77	3	6.36	0.008
Dentro de grupos	1.77	3	6.36	0.008
Error	1.11	12		
Total	2.88	15		

Tabla 16. Prueba Duncan entre los puntos de muestreo

Puntos de muestreo	Resumen de medias	Observación
PM0	2.77	A
PM1	3.32	B
PM2	3.49	B
PM3	3.65	B

En la **Tabla 15**, el resultado de análisis de varianza (ANVA) aplicado a las concentraciones de bacterias en los distintos puntos de muestreo, el valor de p (0.008) es menor que el nivel de significancia (0.05), lo que señala que existen diferencias significativas en las concentraciones bacterianas entre al menos uno de los puntos muestreados

En la **Tabla 16**, se aplicó la prueba de comparación múltiple de Duncan, para identificar diferencias significativas entre los puntos de muestreo respecto a las concentraciones bacterianas. Los puntos de muestreo fueron agrupados en función de sus medias, asignándoles letras según su similitud estadística. El punto PM0, presenta una media baja (2.77) y se encuentra en un grupo distinto de letra A, indicando concentraciones de bacteria significativamente menor. Mientras que los puntos PM1, PM2 Y PM3 con medias de 3.32, 3.49 y 3.65 respectivamente, fueron clasificados con la letra B, lo que indica que no existen diferencias estadísticas significativas entre ellos.

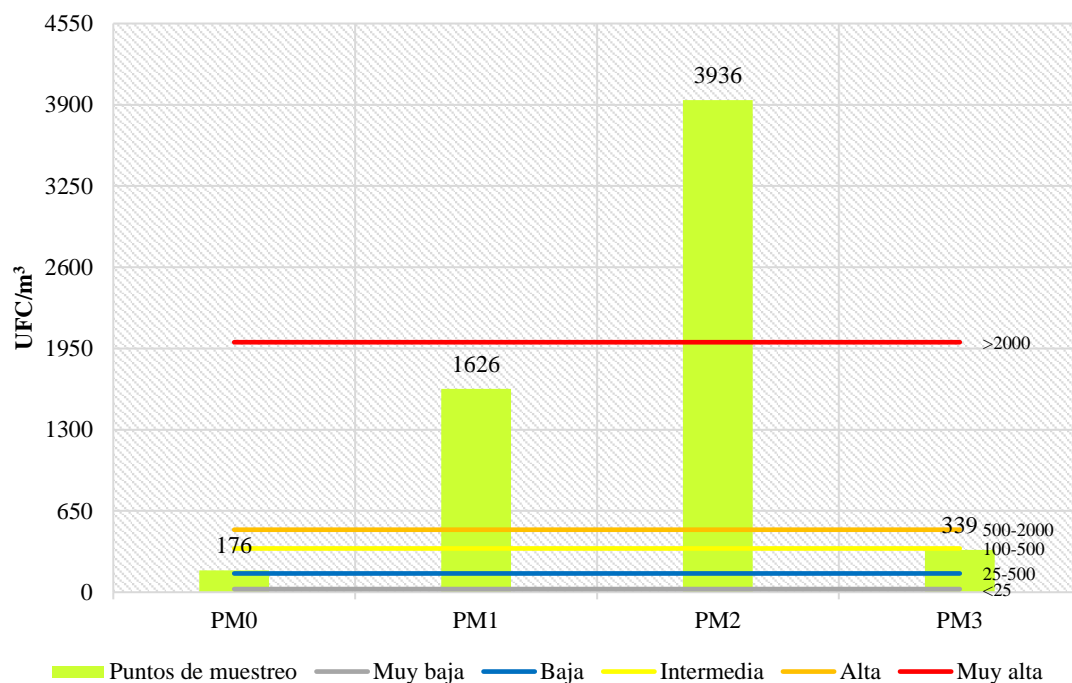
Estas diferencias, se deben a las condiciones del ambiente en cada punto de muestreo. De acuerdo con Mohr (1997), las bacterias pueden permanecer y transportarse en el aire dependiendo de factores como la humedad, el calor, la luz del sol, la cantidad de oxígeno y el tiempo que llevan en el aire. En el estudio el punto PM0, tiene mejores condiciones de ventilación, mayor exposición solar, menor humedad o presencia de materia orgánica, lo que dificulta la supervivencia de las bacterias en el aire.

4.4.2. Concentración de Fungi en los criaderos de porcinos

En la **Tabla 17**, se observa la concentración de Fungi encontradas en los puntos muestreados de los criaderos de porcinos en el sector de Buenos Aires durante el periodo de setiembre a diciembre del 2024. En el PM0, la concentración fue de 176 UFC/m³, lo cual corresponde a una contaminación intermedia, indicando una presencia moderada de Fungi. En el PM1, la concentración es 1 626 UFC/m³, lo que representa una contaminación alta y sugiere un mayor riesgo para la salud. El punto PM0, mostró el valor más elevado con 3 936 UFC/m³, considerándose un nivel muy alto, lo que indica un ambiente con alta proliferación de Fungi. Además, el punto PM3, registró una concentración de 339 UFC/m³ ubicándose en un nivel intermedio. El promedio general entre todos los puntos de muestreo fue 1 519 UFC/m³, considerándose un nivel de contaminación alto y coeficiente de variación promedio 17.07 %. Los colores permiten una visualización del nivel de contaminación en cada punto: rojo para un nivel muy alta, naranja para un nivel alta y amarillo para un nivel intermedio. Estos resultados muestran que los Fungi están presentes en mayor concentración en el punto PM2.

Tabla 17. Nivel de contaminación fúngica en los puntos muestreados

Puntos de muestreo	Fungi (UFC/m ³)	Coefficiente de variación	Nivel de contaminación	Color	OMS (UFC/m ³)
PM0	176	29.00	Intermedia	Amarelo	100-500
PM1	1 626	10.66	Alta	Laranja	500-2 000
PM2	3 936	10.38	Muy alta	Verde	>2 000
PM3	339	18.24	Intermedia	Amarelo	100-500
Promedio	1 519	17.07	Alta	Laranja	

**Figura 10.** Concentración de Fungi en el aire (UFC/m³) con niveles de contaminación.

En la **Figura 10**, se muestra cómo varía la concentración de Fungi en el aire (UFC/m³) en los distintos puntos de muestreo. Además, se incluyen líneas que indican niveles de contaminación: muy baja (<25), baja (25 - 100), intermedia (100 - 500), alta (500 – 2 000) y muy alta (>2 000 UFC/m³). Los datos revelan que la concentración de Fungi excede los 100 UFC/m³, situándose en los rangos intermedio, alto y muy alto, lo que confirma una presencia significativa de estos microorganismos en el ambiente estudiado.

En el PM2 del presente estudio, se registró una concentración fúngica de 3 936 UFC/m³, considerándose un nivel de contaminación muy alta. Este valor supera los 2 917 UFC/m³ identificados por Díaz (2024) en su investigación en una planta de tratamiento

de residuos sólidos de la MPLH. A pesar de que ambas investigaciones se realizaron en la misma provincia, es fundamental señalar que los entornos evaluados corresponden a distintas actividades. La alta concentración de microorganismo en ambos estudios se debe a la presencia de residuos sólidos, indicando que estos influyen directamente en la concentración de Fungi, diferenciando que la cantidad puede estar ligada a que la planta de residuos sólidos suelen contar con protocolos más controlados de manejo ambiental y condiciones estructurales que minimizan la proliferación de microorganismos, a diferencia de los criaderos de porcinos, donde la acumulación de estos residuos son constantes, que a su vez están influenciadas a la acumulación constante de excretas, el alto contenido de materia orgánica, la humedad adecuada y una ventilación deficiente que favorecen significativamente la proliferación y dispersión de esporas fúngicas en el ambiente.

Los resultados obtenidos evidencian una alta concentración de Fungi en algunos puntos de muestreo, especialmente en PM2 con 3 936 UFC/m³ y en PM1 con 1 626 UFC/m³ lo que indica un nivel de contaminación muy alta y alta. Estas concentraciones se explicaron por las condiciones observadas en dichos entornos, caracterizados por infraestructuras rústicas, ventilación limitada, acumulación de materia orgánica y humedad elevada, factores que favorecieron el crecimiento y la dispersión de esporas fúngicas. Al contrastar estos hallazgos con lo reportado por Hidalgo (2023), quien registró hasta 304 000 UFC/m³ de Fungi en un criadero de cerdos, se confirmó que la carga fúngica variaba considerablemente según el ambiente y el método de muestreo. Si bien los valores de Hidalgo fueron considerablemente mayores, ambos estudios coincidieron en que los criaderos constituían espacios con alta actividad biológica y condiciones propicias para la proliferación microbiana. La diferencia en los recuentos también respondió al uso del impinger en el estudio de Hidalgo, un método que ofrecía mayor eficiencia en la captura de esporas, mientras que la presente investigación utilizó un sistema de impacto en placa que tendía a registrar valores más conservadores. Los resultados resaltaron la necesidad de un control adecuado de la calidad del aire en estos entornos, dada la elevada presencia de Fungi y su potencial riesgo sanitario.

Los resultados evidencian la presencia de Fungi en algunos puntos de muestreo, especialmente en PM2 con 3 936 UFC/m³ y en PM1 con 1 626 UFC/m³, valores que corresponden a niveles de contaminación muy alto y alto. Al comparar con la investigación de Cavero (2024), que registró hasta 17 000 UFC/m³ de Fungi en un mercado en la sección de carnes, observándose que la carga microbiana difería en función del tipo de actividad y del manejo higiénico del lugar. Aunque los valores registrados por Cavero fueron mayores, las concentraciones halladas en los criaderos son relevantes desde el punto de vista sanitario, dado

que cualquier ambiente con materia orgánica en descomposición y humedad elevada podía alcanzar niveles preocupantes de Fungi. La comparación permitió concluir que tanto mercados como criaderos representaban entornos de riesgo, pero las condiciones propias de los criaderos como la acumulación de residuos y la limitada ventilación hacían necesaria la implementación de medidas de control que mejoraran la calidad microbiológica del aire y redujeran la exposición a esporas potencialmente perjudiciales.

Olivera (2020), llevó a cabo un estudio sobre calidad del aire en la estación biológica del zocriadero de la UNAS en Tingo María, encontrando una concentración de 800 UFC/m³ de mohos y levaduras. Los resultados coinciden con la **Figura 10**, si se compara con los valores del PM0 (176 UFC/m³) y el PM3 (339 UFC/m³), ambos con niveles de contaminación intermedio. Por otro lado, en el punto PM1 y PM2, se registraron concentraciones de 1 626 y 3 936 UFC/m³ respectivamente, lo cual evidencia niveles de contaminación alta y muy alta de Fungi, lo que evidencia una contaminación en dichos puntos de muestreo. Estas condiciones contrastan con las del Zocriadero, reforzando la idea de que el entorno físico, el tipo de actividad y el manejo ambiental inciden directamente en la carga microbiana del aire. Asimismo, el zocriadero es un espacio dedicado a la crianza, conservación y manejo de especies animales, especialmente de fauna silvestre, en ambientes controlados que buscan reproducir sus condiciones naturales. Estos espacios suelen estar rodeados de vegetación, con buena ventilación y un menor tránsito humano, lo que puede contribuir a niveles más bajos de contaminación microbiológica en el aire.

Al comparar los hallazgos encontrados en Sandoval (2023) con la presente investigación, se observan mayores concentraciones de Fungi en el estudio. En el PM0, ambos coinciden con un nivel de contaminación intermedia. Sin embargo, en el PM1, la concentración fue 1 626 UFC/m³, lo que representa un nivel alto de contaminación. En el punto PM2, la concentración alcanzó 3 936 UFC/m³, clasificando como un nivel muy alto de contaminación. En el punto PM3 el nivel de contaminación es intermedio, mientras que Sandoval reporta contaminación baja (80 UFC/m³) la discrepancia se debe a variaciones temporales, condiciones ambientales o metodológicas. Asimismo, la concentración fúngica en el presente estudio es alta en comparación con los resultados obtenidos por Sandoval.

En el estudio realizado por Vivas et al. (2021), se registró concentraciones de Fungi que oscila entre 323.07 y 948.22 UFC/m³, lo que reafirma que estos microorganismos son comunes en entornos urbanos. En la presente investigación, los puntos PM1 (1 626 UFC/m³) y PM2 (3 636 UFC/m³) presentaron niveles altos y muy altos respectivamente, superando los valores reportados por Vivas et al. (2021), esta diferencia podría estar relacionada

con características específicas del entorno muestreado, tales como la acumulación de residuos orgánicos, la falta de ventilación adecuada, el mayor tránsito de personas o vehículos, o incluso condiciones climáticas locales como la humedad relativa y temperatura, que favorecen la proliferación y dispersión de esporas en el aire. En este sentido, el contraste entre ambos estudios refuerza la idea de que la concentración de Fungi en el aire no solo depende del tipo de área urbana, sino también de las condiciones ambientales presentes en cada punto de muestreo.

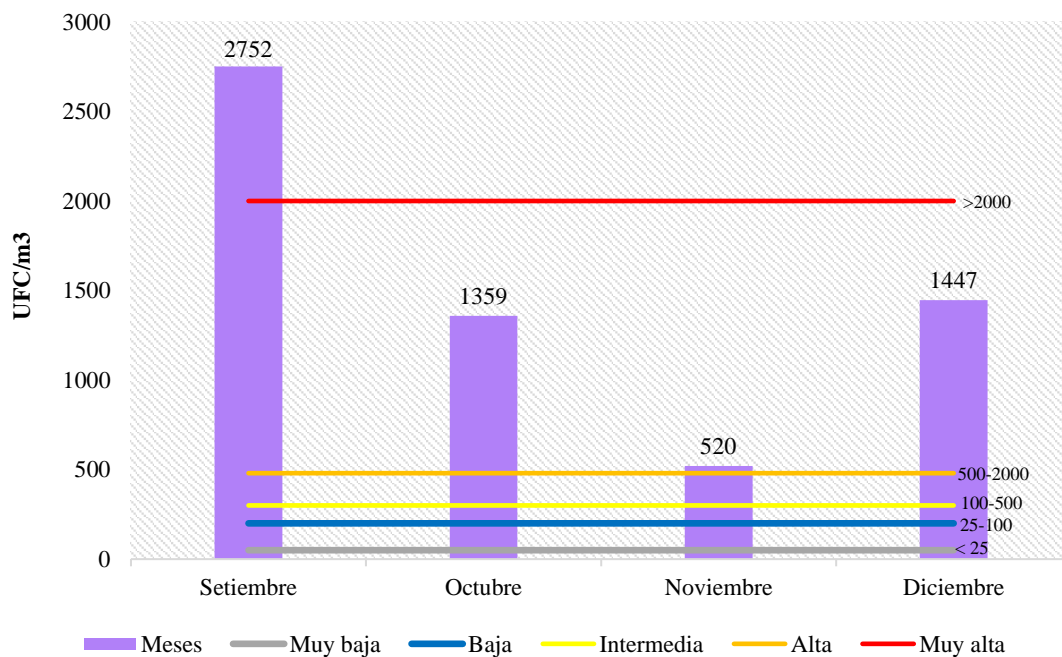


Figura 11. Distribución de la concentración de Fungi en el aire (UFC/m³) por muestreo.

En la presente investigación, se registró concentraciones fúngicas de 2 752 UFC/m³ en el mes de setiembre, considerándose un nivel muy alto de contaminación y menor concentración en noviembre 520 UFC/m³, presentando un nivel de contaminación alto. En contraste con la investigación realizado por Hidalgo (2023), en un criadero de cerdos de la UNAS, en diciembre presentó un valor de 25 500 UFC/m³ y 169 500 UFC/m³ en enero, considerándose un nivel de contaminación muy alto. Estas diferencias se deben por el método de muestreo empleado (técnica de burbujeo o impinger), así como por factores ambientales y operativos que incluyen alta humedad relativa y la presencia constante de visitantes y personal en el criadero, lo que puede favorecer la liberación y dispersión de esporas fúngicas.

- **Análisis estadístico**

Tabla 18. ANVA de las concentraciones de Fungi en los distintos puntos de muestreo

Fuente	Suma de cuadrados	Grado de libertad	F	p-valor
Entre grupos	5.71	3	10.04	0.0014
Dentro de grupos	5.71	3	10.04	0.0014
Error	2.27	12		
Total	7.98	15		

Tabla 19. Prueba Duncan entre los puntos de muestreo

Puntos de muestreo	Resumen de medias	Observación
PM0	1.99	A
PM1	2.35	A
PM2	3.11	B
PM3	3.5	B

En la **Tabla 18**, se muestra los resultados del análisis de varianza (ANVA) aplicado a las concentraciones de hongos encontradas en los distintos puntos de muestreo. El valor de p (0.0014) es menor que 0.05, lo que indica que sí existen diferencias significativas en la cantidad de hongos entre al menos uno de los puntos evaluados.

Se realizó la prueba de comparaciones múltiples de Duncan, cuyos resultados se presentan en la **Tabla 19**. Los puntos PM0 (1.99) y PM1 (2.35) están marcados con la letra A, lo que significa que no hay diferencias significativas entre ellos. A diferencia de los puntos PM2 (3.11) y PM3 (3.50) están identificados con la letra B, lo que también indica similitud estadística entre ellos, pero una diferencia significativa respecto a PM0 y PM1.

Las diferencias en las concentraciones de Fungi entre los puntos de muestreo también pueden explicarse por las condiciones ambientales. Según Mohr (1997), la supervivencia y transporte de los microorganismos en el aire, incluidos los Fungi, dependen de factores como la humedad, la temperatura, la radiación solar y la ventilación. En este estudio, los puntos PM2 y PM3 presentaron mayores concentraciones fúngicas, lo que indica que podrían tener mayor humedad, sombra o acumulación de materia orgánica, condiciones ideales para el desarrollo de esporas. Por el contrario, PM0 y PM1 mostraron menores concentraciones, posiblemente por estar en zonas más expuestas al sol y mejor ventiladas. Estas condiciones dificultan la permanencia de esporas en el aire. Por tanto, el ambiente influye directamente en la presencia de Fungi.

4.5. Medidas de control para reducir la contaminación microbiológica del aire generada por la crianza de porcinos

En la tabla 20, los resultados obtenidos en la presente investigación evidencian niveles de contaminación bacteriana y fúngica clasificados como Muy altos en los criaderos PM1, PM2 y PM3 del sector Buenos Aires, lo que representa un riesgo sanitario significativo para la población circundante. Dichos niveles de contaminación guardan relación directa con las fuentes de riesgo identificadas, tales como la inadecuada gestión de residuos orgánicos, el vertimiento de aguas residuales, la ubicación inapropiada de los criaderos en zonas urbanas y la deficiente infraestructura y ventilación.

En este contexto, las medidas propuestas que incluyen el compostaje de residuos sólidos, la implementación de fosas de tratamiento, el establecimiento de barreras vegetales, la aplicación de prácticas sanitarias rutinarias y la mejora de la ventilación e infraestructura, constituyen alternativas viables para reducir la carga microbiológica generada por esta actividad. No obstante, la magnitud del riesgo sanitario identificado evidencia que el problema trasciende la gestión técnica y se enmarca en un incumplimiento normativo.

Esta problemática ha sido reconocida por las autoridades locales y cuenta con sustento legal, dado que la Ordenanza Municipal N.º 008-2017-MPLP prohíbe expresamente la crianza y/o engorde de porcinos, tanto con fines comerciales como domésticos, en zonas urbanas y periurbanas del distrito de Rupa-Rupa. Considerando que el sector Buenos Aires se encuentra dentro de dicha jurisdicción, los criaderos evaluados en el presente estudio estarían operando en condición de incumplimiento normativo, lo que refuerza la necesidad de una intervención inmediata orientada a la protección de la salud pública y del ambiente.

Tabla 20. Propuesta para reducir la contaminación microbiológica generada por los criaderos de porcinos

Fuente	Efecto	Medidas
Inadecuada gestión de los residuos orgánicos (estiércol, orina, restos de comida).	Emisión de malos olores, proliferación de vectores y liberación de patógeno patógenos al aire.	Compostar los sólidos: Apilar el estiércol sólido con paja o aserrín, taparlo con una lona y revolver cada 15 días. En 2-3 meses se obtiene abono.
Vertimiento de aguas residuales de los criaderos.	Contaminación de suelo y cuerpos de agua, proliferación de patógenos y enfermedades.	Construir una fosa de tratamiento sencilla y segura.
Ubicación inadecuada de criaderos en zonas urbanas o cercanas a viviendas.	Mayor riesgo sanitario para la población, incremento de bioaerosoles en zonas habitadas y conflictos socioambientales.	Crear barreras vivas: Sembrar árboles de rápido crecimiento (como eucalipto o bambú) alrededor del criadero para actuar como cortina contra olores y polvo.
Falta de prácticas sanitarias y control	Enfermedades a pobladores, propietarios y animales..	Limpieza y desinfección rutinaria: Limpiar bebederos y comederos a diario. Desinfectar los corrales de animales con cal agrícola.
Infraestructura deficiente y falta de ventilación en criaderos de porcinos.	Aire viciado, humedad alta y acumulación de gérmenes que afectan la salud de los cerdos y propietarios.	Separar áreas por función: Tener áreas claramente separadas para gestación, parto, cría y engorde, para facilitar la limpieza y evitar la propagación de enfermedades

V. CONCLUSIÓN

1. Se identificó que la humedad relativa, temperatura, velocidad y dirección del viento son condiciones ambientales que favorecen el desarrollo, crecimiento y propagación de los microorganismos patógenos presentes en los criaderos de porcinos.
2. Se determinó la presencia de microorganismo patógenos con valores que varían significativamente en los puntos de muestreo. El PM1 presentó mayor concentración bacteriana, mientras que el PM2 registró la concentración más alta de Fungi. El PM0 mostró la menor concentración de ambos tipos de microorganismos
3. Se identificaron que los géneros bacterianos patógenos más comunes fueron *Enterobacter sp.*, *Serratia sp.* y *Proteus sp.* Respecto a los géneros fúngicos más abundantes fueron *Aspergillus sp.*, *Geotrichum sp.*, *Fusarium sp.* y *Penicillium sp.*
4. Se comparó el nivel de contaminación microbiológica del aire en los criaderos de porcinos excede los límites recomendados por la norma de la OMS, tanto para bacterias como para Fungi. Los puntos PM1, PM2 y PM3 presentaron niveles muy altos de contaminación bacteriana, mientras que PM0 mostró un nivel alto. En cuanto a los Fungi, se observaron niveles de contaminación intermedio a muy alto, siendo PM2 el más crítico.
5. Se propusieron medidas de control para disminuir la contaminación microbiológica del aire en criaderos de porcinos, como fortalecer la normativa sanitaria, reubicar los criaderos, implementar sistemas de aguas residuales, diseñar o mejorar la infraestructura de los criaderos y promover el uso de biodigestores, compostaje o lombricultura para tratar los residuos.

VI. PROPUESTA A FUTURO

1. Realizar un monitoreo de la calidad del aire en viviendas cercanas para evaluar el riesgo de exposición comunitaria y determinar la correlación entre la proximidad a los criaderos y la contaminación microbiológica del aire interior.
2. Implementación de un sistema de ventilación forzada y filtración de aire en los criaderos existentes
3. Elaborar y difundir un manual práctico dirigido a los criadores, que incluya protocolos de limpieza, desinfección, manejo de residuos y uso de equipos de protección personal, basado en los hallazgos de contaminación identificados
4. Realizar muestreos en diferentes horarios (mañana, tarde, noche) y estaciones del año para identificar patrones temporales de contaminación y optimizar las medidas de control en los momentos de mayor riesgo.
5. Promover el uso de biodigestores simples y técnicas de compostaje en los criaderos estudiados, con el fin de reducir la fuente de contaminación orgánica y generar subproductos útiles como biofertilizantes.
6. Desarrollar talleres informativos dirigidos a criadores y vecinos, destacando los hallazgos de la investigación y promoviendo la adopción de medidas preventivas y de bioseguridad.

VII. REFERENCIAS

- Abdulateef, S. A., Aal Owaif, H. A., & Hadi, N. A. (2023). Molecular identification techniques of bacteria: A review. *International Journal of Research Publication and Reviews*, 4(5), 388–393. <https://ijrpr.com/uploads/V4ISSUE5/IJRPR12669.pdf>
- Adam, R. D., Paquin, M. L., Petersen, E. A., Saubolle, M. A., Rinaldi, M. G., Corcoran, J. G., Galgiani, J. N., & Sobonya, R. E. (1986). Phaeohyphomycosis caused by the fungal genera *Bipolaris* and *Exserohilum*: A report of 9 cases and review of the literature. *Medicine*, 65(4), 203–217.
- Adams, M., & Moss, M. (2007). *Microbiología de los alimentos*. RSC Publishing.
- Blanco, L. (2017). *Impacto ambiental generado por la producción porcina en la zona urbana de Lomas de Lúcumo-Villa María del Triunfo*. [Tesis de título profesional, Universidad Nacional Tecnológica de Lima Sur]. Repositorio institucional. <https://repositorioslatinoamericanos.uchile.cl/handle/2250/6595255>
- Bovallius, A.; Butch, B.; Roffey, R. & Anas, P. (1978). Three year investigation of the natural airborne bacterial flora at four locations in Sweden. *Applied and Environmental Microbiology*. 35: 847-852 pág.
- Braun, U., Cook, R. T. A. (2012). *Taxonomy and phylogeny of the powdery mildew Fungi (Erysiphales)*. *Fungal Diversity*, 57(1), 1–50. <https://doi.org/10.1007/s13225-012-0170-0>
- Camones, R. 2023. *Calidad Microbiológica del aire en el interior del mercado modelo privado de Huánuco y del mercado de Paucarbamba, Huánuco – 2021*. [Tesis título profesional, Universidad Nacional Agraria de la Selva]. Repositorio institucional. <https://repositorio.unas.edu.pe/server/api/core/bitstreams/e798f1d2-3164-4c7d-8349-bd6c562e75d7/content>
- Castañón, L. 2021. Hongo negro: mitos y realidades de la mucormucosis. Gaceta UNAM, Investigadora de la Unidad de micología del Departamento de Microbiología y Parasitología de la Facultad de Medicina de la UNAM.
- Castro, C. (2006). *Caracterización de bioaerosoles después de una precipitación pluvial en relación con las infecciones respiratorias agudas en la ciudad de Ayacucho, 2018*. [Tesis de título profesional, Universidad Cesar Vallejo]. Repositorio. Institucional. <https://renati.sunedu.gob.pe/handle/sunedu/2253142>.
- Cavero, J. (2024). *Calidad microbiológica del aire en los ambientes internos del primer nivel del mercado modelo de Tingo María, 2023*. [Tesis de título profesional, Universidad

- Nacional Agraria de la Selva]. Repositorio institucional. <https://hdl.handle.net/20.500.14292/2771>
- Chuquilin, D., Rojas, N. (2021). *Calidad microbiológica del aire interior del mercado central de Cajamarca – 2020*. [Tesis de título profesional, Universidad Privada del Norte]. Repositorio Institucional. <https://hdl.handle.net/11537/24944>.
- Cruz, A., Jiménez, A. (2006). *Evaluación de la contaminación del aire por microorganismos oportunistas y su relación con material particulado (PM2.5 y PM10) en la localidad de puente Aranda*. [Tesis de título profesional, Universidad de la Salle]. Repositorio institucional Salle. https://ciencia.lasalle.edu.co/cgi/viewcontent.cgi?article=1169&context=ing_ambiental_sanitaria.
- De la Rosa, M., C; Mosso, M. & Ullán, C. (2002). El aire: hábitat y medio de transmisión de microorganismos. *Observatorio Medioambiental*, ISSN: 1139-1987(5), 375–402.
- Díaz, P, L, G.2024. *Calidad microbiológica del aire en la planta de tratamiento de residuos sólidos de la municipalidad provincial de Leoncio Prado, febrero-mayo 2023*. [Tesis de título profesional, Universidad Nacional Agraria de la Selva]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.unas.edu.pe/server/api/core/bitstreams/301de280-97fc-4d55-b427-9c763967055d/content>
- Duarte, I., Vargas, A., Herrera, J., Herrera, M., Marín, J., Yock, I., Herrera, L. (2001). *Serratia marcescens* análisis de 432 aislamientos Hospital Nacional de niños. *Revista médica del Hospital de niños*, 36 (1), 1-2.
- García Ríos, M., & Navarro, M. (2010). *Manual de Microbiología Ambiental*. Universidad de Murcia.
- Gidalishova, Ch. G., Usaeva, Y. S., & Turlova, F. S. (2023). Características biológicas de los hongos del género *Mucor*. *BIO Web of Conferences*, 63, 06009. <https://doi.org/10.1051/bioconf/20236306009>
- Gómez, D., García, D., Lache, J., y Cuéllar, L., 2022. Análisis microbiológico de contaminantes atmosféricos en la plaza de mercado del sur de la ciudad de Tunja, Boyacá. *Cuaderno Activa*, 13, 25-40.
- Gregory, P. (1973). *The microbiology of the atmosphere*. Edit John Willey and Sons. New York. 12 p.
- Hidalgo, R., (2023), *Calidad microbiológica del aire del criadero de cerdos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva – Tingo María*. [Tesis de título profesional, Universidad

- Nacional Agraria de la Selva]. Repositorio UNAS. <https://hdl.handle.net/20.500.14292/2392>.
- Instituto Nacional de Seguridad e Higiene en el Trabajo (1998). NTP 409: *Contaminantes biológicos*: criterios de valoración. Ministerio de trabajo y asuntos sociales España. Madrid. 6 p.
- Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo. (1994). NTP 299: Método para el Recuento de Bacterias y Hongos en Aire. <https://www.insst.es>
- Jacobo, S; Gonzales, F; Pérez, E; Rojas, R. 2013. Fundamentos teóricos y metodológicos para la investigación científica en ciencias agrarias. Huánuco, Perú. Biblioteca Nacional del Perú N° 2013-01196. 208 p.
- Jaimes J. (2014). *Estudio de la calidad microbiológica del aire interior de la biblioteca agrícola nacional (BAN) en la Universidad Nacional Agraria la Molina en base a los hongos ambientales*. [Tesis de título profesional, Universidad Nacional Lima]. Repositorio institucional. <https://repositorio.lamolina.edu.pe/server/api/core/bitstreams/debe8c0d-d4f5-498e-9c76-8d0ee39d815f/content>
- Jambo, L., y 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, en el periodo 2018-2019*. [Tesis de título profesional, Universidad Privada del Norte]. Repositorio Institucional. <https://repositorio.upn.edu.pe/handle/11537/23016>.
- Jawetz, M. (2010). *Microbiología Médica*. Traductor: Dra. Ilean Naget Arsof Saab. Editorial Manual Moderno. México. 833 p. Redlagrey, <http://redlagrey.com/files/MicrobiologiaMedicaJawetz25www.rinconmedi.co.smfffy.com.pdf>, libro.
- Khan, J., Hussain, S., Hasan, S., McEvoy, P., & Sarwari, A. (2000). Disseminated *Bipolaris* infection in an immunocompetent host: An atypical presentation. *Journal of the Pakistan Medical Association*, 50(2), 68–71.
- Laforet, P, E. (2015). Especies oportunistas de importancia clínica de los géneros *Bipolaris* Shoemaker y *Curvularia* Boedijn: Su caracterización bajo los nuevos criterios taxonómicos. *Boletín Micológico*, 30(2). <https://doi.org/10.22370/bolmicol.2015.30.2.348>
- Largo, R., Donoso, J., Pruyas, M. (1973). Neumonía a proteus. *Revista Chilena Pediatría*, 44(4), 354-358. <https://doi.org/10.4067/S0370-41061973000400009>
- Manamgoda, D. S., Rossman, A. Y., Castlebury, L. A., Chukeatirote, E., & Hyde, K. D. (2015). A taxonomic and phylogenetic re-appraisal of the genus *Curvularia* (Pleosporaceae):

- human and plant pathogens. *Phytotaxa*, 212(3), 1–63.
<https://doi.org/10.11646/phytotaxa.212.3.1>
- Méndez-Puentes, C. A., Camacho-Suárez, J. G., & Echeverry-Hernández, S.. (2015). Identificación de bacterias y hongos en el aire de Neiva, Colombia. *Revista de Salud Pública*, 17(5), 728–737. <http://dx.doi.org/10.15446/rsap.v17n5.38468>.
- Mohr, A. (1997). Fate and transport of microorganisms in air. En: In C. J. Hurst, R. L. Crawford, J. L. Garland, & D. A. Lipson (Eds.). *Manual of environmental microbiology*. Ed. American Society for Microbiology, Washington.
- Montaño N, Sandoval, A., Camargo, S. & Sánchez, J., (2010). Los microorganismos: Pequeños gigantes. *Elementos: Ciencia y cultura*, ISSN: 0187-9073 (7), 15-23.
- Moreno, L., Tamayo, M., Amariles, N. & Garrido, E. (2020). Infecciones por *Enterobacter* y *Enterococcus* resistentes asociadas a la atención en salud en Hispanoamérica 2002-2017. *Revista Medicina y laboratorio*, 24(3), 221-232.
- Moreno, M.Á., González, I., Martín, R., & García, T. (2015). Importancia del género *Alternaria* como patógeno de cultivos vegetales (II).
- 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 de título profesional, Universidad Nacional Agraria de la Selva]. Repositorio institucional. <https://repositorio.unas.edu.pe/handle/UNAS/1807>
- Parra, M., Valdebenito, E., Cid, N., Domínguez, M., Sanhueza, Felipe., Salvo, C., López, M., Bournas, P & Bello, H. (2021). Calidad microbiológica del aire en un Centro Comunitario de Salud Familiar de Talcahuano, Región del Biobío, Chile. *Revista chilena Infectología*. ISSN 0716-1018 (8) 324-332. <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182021000300324>.
- Pascual, M., Calderón, V. (2000). *Microbiología alimentaria. Metodología analítica para alimentos y bebidas*. Ed. Díaz de Santos. 441 p.
- Pastor, P. (2010). *Microbiología del aire*. Editorial Velázquez. Madrid, España.
- Pérez, M., Totosaus, A. & Hernández, A, (2016). Determinación del tiempo de reducción decimal “D” de bacterias ácido lácticas probióticas. *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*. Vol. 1, No. 2 (2016) 129-133.
- Pérez, R. (2017). *Estudio del impacto ambiental en una granja porcícola en el municipio Tibirita Cundinamarca, Bogotá, Colombia*. [Tesis de título profesional, Universidad Militar Nueva Granada]. Repositorio institucional.

- <https://repository.umng.edu.co/server/api/core/bitstreams/b3006e53-6fc6-4e82-8e4b-0e583579aa72/content>
- Pineda, R. (1997). *La tercera revolución Industrial y la era del conocimiento*. CONCYTEC. 239 p.
- Ramírez, L., & Vivanco, M. (2007). *Análisis de parámetros meteorológicos utilizando el modelo de la rosa de los vientos*. [Tesis de pregrado, Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey]
- Rivadeneira, D. (2011). *Evaluación del efecto de la presencia de hongos en la calidad del aire como causa del síndrome del edificio enfermo en las edificaciones antiguas de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador*. [tesis de título profesional, Universidad Católica de Ecuador]. Repositorio institucional. <https://repositorio.puce.edu.ec/server/api/core/bitstreams/3969cce5-5f2e-4bdf-aff5-63f9789677e5/content>
- Romero, C., Castaneda, 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. *Revista de Ciencias Sociales y Humanidades*. ISSN 1794-2470 (14) 103-111.
- Romero, R. (2007). *Microbiología y parasitología humana*. Ed. Medica Panamericana. México. 1802 p.
- Sandoval, S, J, J. (2023). *Determinación de la calidad microbiológica del aire en la zona urbana de Aguaytía, región Ucayali*. [Tesis de título profesional, Universidad Nacional Agraria de la Selva]. Repositorio institucional. <https://repositorio.unas.edu.pe/server/api/core/bitstreams/5f59bb60-2614-449b-a0dc-16cfb2ac83a5/content>
- Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú. (2021). *Climas del Perú – Mapa de Clasificación Climática Nacional*.
- Silva, F., Martínez, P. (2018). Complejo enterobacter cloacae. *Revista Chilena infectol*, 35(3), 297-298.
- Soriano, J. (2007). *Micotoxinas en alimentos*. Ediciones Díaz de Santos. 396 p.
- Tortora, G. J., Funke, B. R., & Case, C. L. (2013). *Microbiología. introducción a la microbiología (11ª ed.)*. Pearson Educación.
- Vivas, H., Calderón, J., Delgado, M. & Abril, R. (2021). Caracterización microbiológica del aire en el casco urbano de Calceta, Manabí, Ecuador. *Ingeniería Hidráulica y ambiental*, ISSN 1680-0338 (42) 29-38.

- Walther, G., Wagner, L., & Kurzai, O. (2019). Actualizaciones sobre la taxonomía de Mucorales con énfasis en taxones clínicamente importantes. *Jornal Fungi*, 5(4), 106. <https://doi.org/10.3390/jof5040106>
- 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. Solicitudes de autorizaciones

SOLICITUD

03 de setiembre del 2024

Sr.
Abdón Cienfuegos Samán
 Propietario del Criadero de Cerdos.


Yo, **Laguna Cierito Juliet** identificado con DNI N° **73005916**, en calidad de tesista de la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, me presento ante usted para expresarle un saludo cordial y al mismo tiempo, solicitar se me otorgue el permiso de ingreso a su criadero de cerdos ubicado en el Sector Buenos Aires para la extracción de aire; con el fin de realizar la ejecución de mi proyecto de tesis titulado: "Calidad Microbiológica del Aire en los Criaderos de Porcinos en el Sector Buenos Aires – Tingo María".

Las mediciones se realizarán durante 4 meses y teniendo en cuenta las condiciones climáticas favorables y de acuerdo al cronograma programado que se detalla a continuación:

FECHA	HORARIO	UBICACIÓN COORDENADAS UTM	DESCRIPCIÓN
09 al 11 de setiembre del 2024			
07 al 09 de octubre del 2024	08:00 a.m. - 08:45 a.m.	E: 390549 N: 8969674	Criadero de porcinos
11 al 13 de noviembre del 2024			
16 al 18 de diciembre del 2024			

Dicho estudio se realizará previa autorización y coordinación con usted de acuerdo al cronograma programado.

Atentamente;



Tesista
 Br. Juliet Laguna Cierito
 DNI N° 73005916



 22968523

Figura 12. Solicitud al señor Abdón Cienfuegos Samán.

SOLICITUD**03 de setiembre del 2024****Sra.****Rosa Jaramillo Rodríguez**

Propietario del Criadero de Cerdos.

Yo, **Laguna Cierito Juliet** identificado con DNI N° **73005916**, en calidad de tesista de la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, me presento ante usted para expresarle un saludo cordial y al mismo tiempo, solicitar se me otorgue el permiso de ingreso a su criadero de cerdos ubicado en el Sector Buenos Aires para la extracción de aire; con el fin de realizar la ejecución de mi proyecto de tesis titulado: "Calidad Microbiológica del Aire en los Criaderos de Porcinos en el Sector Buenos Aires – Tingo María".

Las mediciones se realizarán durante 4 meses y teniendo en cuenta las condiciones climáticas favorables y de acuerdo al cronograma programado que se detalla a continuación:

FECHA	HORARIO	UBICACIÓN COORDENADAS UTM	DESCRIPCIÓN
09 al 11 de setiembre del 2024			
07 al 09 de octubre del 2024	09:00 a.m. - 09:45 a.m.	E: 390572 N: 8969639	Criadero de porcinos
11 al 13 de noviembre del 2024			
16 al 18 de diciembre del 2024			

Dicho estudio se realizará previa autorización y coordinación con usted de acuerdo al cronograma programado.

Atentamente;



Tesista

 Br. Juliet Laguna Cierito
 DNI N° 73005916



 22508270

Figura 13. Solicitud a la señora Rosa Jaramillo Rodríguez.

SOLICITUD**03 de setiembre del 2024**

Sra.

Margarita Tello Vázquez

Propietario del Criadero de Cerdos.

Yo, **Laguna Cierto Juliet** identificado con DNI N° **73005916**, en calidad de tesista de la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, me presento ante usted para expresarle un saludo cordial y al mismo tiempo, solicitar se me otorgue el permiso de ingreso a su criadero de cerdos ubicado en el Sector Buenos Aires para la extracción de aire; con el fin de realizar la ejecución de mi proyecto de tesis titulado: “Calidad Microbiológica del Aire en los Criaderos de Porcinos en el Sector Buenos Aires – Tingo María”.

Las mediciones se realizarán durante 4 meses y teniendo en cuenta las condiciones climáticas favorables y de acuerdo al cronograma programado que se detalla a continuación:

FECHA	HORARIO	UBICACIÓN COORDENADAS UTM	DESCRIPCIÓN
09 al 11 de setiembre del 2024			
07 al 09 de octubre del 2024	10:00 a.m. - 10:45 a.m.	E: 390583 N: 8969610	Criadero de porcinos
11 al 13 de noviembre del 2024			
16 al 18 de diciembre del 2024			

Dicho estudio se realizará previa autorización y coordinación con usted de acuerdo al cronograma programado.

Atentamente;



Tesista

Br. Juliet Laguna Cierto
DNI N° 73005916

Figura 14. Solicitud a la señora Margarita Tello Vázquez.

GGAYRD
04/09/2024

MUNICIPALIDAD PROVINCIAL DE LEONCIO PRADO
Av. Alameda Perú N° 525
 C0602 - 02251

CARGO

Mesa
de
Partes

Datos Principales

Nro Registro	: 202426651
Fecha/H de Registro	: 03-09-2024 15:45:00
Area Origen	: MESA DE PARTES
Fecha/H Derivo	: 03-09-2024 15:45:22
Nro de Referencia	: N° 001-2024-JLC
Institución	: BR. JULIET LAGUNA CIERTO
Remitente	: BR. JULIET LAGUNA CIERTO
Tipo Documento	: CARTA

Asunto

SOLICITUD PARA USO DE VIA PUBLICA CON FINES DE TESIS

	Destino	Ind	Fecha Trans	Número de Documento	Fls	V.B.	C.Recep
1	GERENCIA DE SERVICIOS MUNICIPALES	03	03-09-2024 15:45:22		2		
2							
3							
4							

Figura 15. Solicitud para uso de la vía pública con fines de tesis.



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



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

Tingo María, 03 de setiembre del 2024

Dr.
Victor Manuel, Beteta Alvarado
 Responsable del laboratorio de Calidad de Aire

Presente. -

ASUNTO: Solicitud de uso de equipo para la ejecución del proyecto de tesis

De mi especial consideración.

Yo, **Laguna Cierito Juliet** identificado con DNI N° **73005916**, Bachiller en Ciencias Ambientales, me dirijo a usted para expresarle un saludo cordial y al mismo tiempo, solicitar ante usted en calidad de responsable del Laboratorio de Calidad del Aire el préstamo del Muestreador Microbiano ActiveCount100H, para la ejecución del proyecto de tesis titulado: "Calidad Microbiológica del Aire en los Criaderos de Porcinos en el Sector Buenos Aires – Tingo María".

Las mediciones en campo se realizarán durante 4 meses en los criaderos de cerdos del Sector Buenos Aires de la ciudad de Tingo María y teniendo en cuenta las condiciones climáticas favorables. En caso contrario, no se hará uso de dicho equipo para evitar su daño.

Finalmente se detalla la fecha programada para el uso del Muestreador Microbiano ActiveCount100H.

Figura 16. Solicitud de uso de equipo para la ejecución de proyecto de tesis (a).

FECHA	HORARIO
09 al 11 de setiembre del 2024	
07 al 09 de octubre del 2024	
11 al 13 de noviembre del 2024	08:00 a.m. - 15:00 p.m.
16 al 18 de diciembre del 2024	

Se adjunta:

- ✓ Resolución de ejecución de proyecto de Tesis RESOLUCION N°671-2024-D-FRNR-UNAS.

Sin otro en particular, me suscribo de usted.

Atentamente;



Tesista

Br. Juliet Laguna Cierro
DNI N° 73005916

Figura 17. Solicitud de uso de equipo para la ejecución de proyecto de tesis (b).



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



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

Tingo María, 21 de noviembre del 2024

Dr.
Victor Manuel, Beteta Alvarado
 Responsable del laboratorio de Calidad de Aire

Presente. -

ASUNTO: Solicitud de uso de equipo para la ejecución del proyecto de tesis

De mi especial consideración.

Yo, **Laguna Cierzo Juliet** identificado con DNI N° **73005916**, Bachiller en Ciencias Ambientales, me dirijo a usted para expresarle un saludo cordial y al mismo tiempo, solicitar ante usted en calidad de responsable del Laboratorio de Calidad del Aire el préstamo del Muestreador Microbiano ActiveCount100H, para la ejecución del proyecto de tesis titulado: "Calidad Microbiológica del Aire en los Criaderos de Porcinos en el Sector Buenos Aires – Tingo María", que se realizará en el Sector Buenos Aires y teniendo en cuenta las condiciones climáticas favorables. En caso contrario, no se hará uso de dicho equipo para evitar su daño.

Finalmente se detalla la fecha programada para el uso del Muestreador Microbiano ActiveCount100H.

FECHA	HORARIO
25 al 28 de noviembre del 2024	08:00 a.m. - 15:00
09 al 12 de diciembre del 2024	p.m.

[Firma manuscrita]
 21/11/24

Figura 18. Solicitud de uso de equipo para la ejecución de proyecto de tesis (c).

Se adjunta:

- ✓ Resolución de ejecución de proyecto de Tesis RESOLUCION N°671-2024-D-FRNR-UNAS.

Sin otro en particular, me suscribo de usted.

Atentamente;



Tesista

Br. Juliet Laguna Cierto
DNI N° 73005916

Figura 19. Solicitud de uso de equipo para la ejecución de proyecto de tesis (d).

ANEXO B. Tablas complementarias**Tabla 21.** Conversión de Feller

R	PR	R	PR	R	PR	R	PR	R	PR	R	PR
1	1	51	56	101	123	151	209	201	332	251	541
2	2	52	57	102	124	152	211	202	335	252	547
3	3	53	58	103	126	153	213	203	338	253	553
4	4	54	59	104	127	154	216	204	341	254	560
5	5	55	61	105	129	155	218	205	344	255	566
6	6	56	62	106	131	156	220	206	347	256	566
7	7	57	63	107	132	157	222	207	350	257	580
8	8	58	64	108	134	158	224	208	353	258	587
9	9	59	66	109	135	159	226	209	357	259	594
10	10	60	67	110	137	160	228	210	360	260	601
11	11	61	68	111	138	161	230	211	363	261	609
12	12	62	69	112	140	162	232	212	367	262	616
13	13	63	71	113	142	163	235	213	370	263	624
14	14	64	72	114	143	164	237	214	374	264	632
15	15	65	73	115	145	165	239	215	377	265	641
16	16	66	74	116	146	166	241	216	381	266	649
17	17	67	76	117	148	167	243	217	384	267	658
18	19	68	77	118	150	168	246	218	388	268	667
19	20	69	78	119	151	169	248	219	391	269	677
20	21	70	80	120	153	170	250	220	395	270	686
21	22	71	81	121	155	171	253	221	399	271	696
22	23	72	82	122	156	172	255	222	403	272	707
23	24	73	83	123	158	173	257	223	407	273	717
24	25	74	85	124	160	174	260	224	410	274	728
25	26	75	86	125	161	175	262	225	414	275	740
26	27	76	87	126	163	176	264	226	418	276	752
27	28	77	89	127	165	177	267	227	422	277	765
28	29	78	90	128	167	178	269	228	427	278	778
29	30	79	92	129	168	179	272	229	431	279	791
30	32	80	93	130	170	180	274	230	435	280	805

31	33	81	94	131	172	181	277	231	439	281	820
32	34	82	96	132	174	182	279	232	444	282	836
33	35	83	97	133	175	183	282	233	448	283	853
34	36	84	98	134	177	184	284	234	452	284	871
35	37	85	100	135	179	185	287	235	457	285	889
36	38	86	101	136	181	186	289	236	462	286	909
37	39	87	103	137	183	187	292	237	466	287	931
38	41	88	104	138	184	188	295	238	471	288	954
39	42	89	105	139	186	189	297	239	476	289	954
40	43	90	107	140	188	190	300	240	481	290	1006
41	44	91	108	141	190	191	303	241	486	291	1036
42	45	92	110	142	192	192	306	242	491	292	1069
43	46	93	111	143	194	193	308	243	496	293	1107
44	47	94	113	144	196	194	311	244	501	294	1150
45	49	95	114	145	198	195	314	245	507	295	1200
46	50	96	115	146	200	196	317	246	512	296	1260
47	51	97	117	147	202	197	320	247	518	297	1335
48	52	98	118	148	203	198	323	248	523	298	1435
49	53	99	120	149	205	199	326	249	529	299	1585
50	55	100	121	150	207	200	329	250	535	300	1885

Nota: R (Número de UFC contadas en la placa Petri), Pr (Número más probable de microorganismos en el volumen de aire muestreado)

Tabla 22. Identificación bacteriana mediante pruebas de diferenciación bioquímica

Prueba Bioquímica	Escherichieae		Edwardsiellae	Salmonelleae			Klebsiellae					Proteeae									
	<i>Escherichia</i>	<i>Shigella</i>	<i>Edwardsiella</i>	<i>Salmonella</i>	Arizona	Citrobacter		Klebsiella - pneumoniae	Enterobacter			Serratia		Proteus			Providencia				
						Freundil	Diversus		Cloreae	Aerogenes	Hafniae	Agglomeruns	Marcescens	liquefaciens	Rubidaea	Vulgaris	Mirabilis	Morgani	Rettgeri	Alcalifaciens	Stuartii
Indol	+	- or +	+	-	-	-	+	-	-	-	-	- or +	-	-	-	+	-	+	+	+	+
Morility	+ or -	-	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Methyl red	+	+	+	+	+	+	+	- or +	-	-	- or +	- or +	- or +	+	- or +	+	+	+	+	+	+
Voges-Proskauer	-	-	-	-	-	-	-	+	+	+	+	+	+	- or +	+	-	- or +	-	-	-	-
Simmons citrate	-	-	-	d	+	+	+	+	+	+	d	d	+	+	+	d	+	-	+	+	+
Gas from glucose	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	- or +	+	+	d	+	+	+	- or +	+	+
Hydrogn sulfide	-	-	+	+	+	+ or -	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-
Lysine decarboxylase	d	-	+	+	+	-	-	+	-	+	+	-	+	+	+	-	-	-	-	-	-
Urease	-	-	-	-	-	d	d	+	+	-	-	d	d	d	d	+	+	+	+	-	-
Malonate	-	-	-	-	+	- or +	+	+	+	+	+	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-

Tabla 23. Clasificación de los agentes biológicos de bacterias

Agente biológico	Clasificación
Actinomadura madurae.	2
Actinomadura pelletieri.	2
Actinomyces gerencseriae.	2
Actinomyces israelii.	2
Actinomyces sp.	2
Aggregatibacter actinomycetemcomitans (Actinobacillus actinomycetemcomitans).	2
Anaplasma sp.	2
Arcanobacterium haemolyticum (Corynebacterium haemolyticum).	2
Arcobacter butzleri.	2
Bacillus anthracis.	3
Bacteroides fragilis.	2
Bacteroides sp.	2
Bartonella bacilliformis.	2
Bartonella quintana (Rochalimaea quintana).	2
Bartonella (Rochalimaea) sp.	2
Bordetella bronchiseptica.	2
Bordetella parapertussis.	2
Bordetella pertussis.	2
Bordetella sp.	2
Borrelia burgdorferi.	2
Borrelia duttonii.	2
Borrelia recurrentis.	2
Borrelia sp.	2
Brachyspira sp.	2
Brucella abortus.	3
Brucella canis.	3
Brucella inopinata.	3
Brucella melitensis.	3
Brucella suis.	3
Burkholderia cepacia.	2
Burkholderia mallei (Pseudomonas mallei).	3
Burkholderia pseudomallei (Pseudomonas pseudomallei).	3
Campylobacter fetus subsp. fetus.	2
Campylobacter fetus subsp. venerealis.	2
Campylobacter jejuni subsp. doylei.	2
Campylobacter jejuni subsp. jejuni.	2
Campylobacter sp.	2
Cardiobacterium hominis.	2
Cardiobacterium valvarum.	2
Chlamydia abortus (Chlamydophila abortus).	2
Chlamydia caviae (Chlamydophila caviae).	2
Chlamydia felis (Chlamydophila felis).	2

Nota: 1 (Grupo de riesgo 1) y 2 (grupo de riesgo 2)

Agente Biológico	Clasificación
<i>Chlamydia pneumoniae</i> (<i>Chlamydophila pneumoniae</i>).	2
<i>Chlamydia psittaci</i> (<i>Chlamydophila psittaci</i>) (cepas aviares).	3
<i>Chlamydia psittaci</i> (<i>Chlamydophila psittaci</i>) (otras cepas).	2
<i>Chlamydia trachomatis</i> (<i>Chlamydophila trachomatis</i>).	2
<i>Clostridium botulinum</i> .	2
<i>Clostridium difficile</i> .	2
<i>Clostridium perfringens</i> .	2
<i>Clostridium tetani</i> .	2
<i>Clostridium</i> sp.	2
<i>Corynebacterium diphtheriae</i> .	2
<i>Corynebacterium minutissimum</i> .	2
<i>Corynebacterium pseudotuberculosis</i> .	2
<i>Corynebacterium ulcerans</i> .	2
<i>Corynebacterium</i> sp.	2
<i>Coxiella burnetii</i> .	3
<i>Edwardsiella tarda</i> .	2
<i>Ehrlichia</i> sp.	2
<i>Eikenella corrodens</i> .	2
<i>Elizabethkingia meningoseptica</i> (<i>Flavobacterium meningosepticum</i>).	2
<i>Enterobacter aerogenes</i> (<i>Klebsiella mobilis</i>).	2
<i>Enterobacter cloacae</i> subsp. <i>cloacae</i> (<i>Enterobacter cloacae</i>).	2
<i>Enterobacter</i> sp.	2
<i>Enterococcus</i> sp.	2
<i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i> .	2
<i>Escherichia coli</i> (excepto las cepas no patógenas).	2
<i>Escherichia coli</i> , cepas verocitotóxicas (O157:H7 o O103).	3 (**)
<i>Fluoribacter bozemanii</i> (<i>Legionella</i>).	2
<i>Francisella hispaniense</i> .	2
<i>Francisella tularensis</i> subsp. <i>holarctica</i> .	2
<i>Francisella tularensis</i> subsp. <i>mediasiatica</i> .	2
<i>Francisella tularensis</i> subsp. <i>novicida</i> .	2
<i>Francisella tularensis</i> subsp. <i>tularensis</i> .	3
<i>Fusobacterium necrophorum</i> subsp. <i>funduliforme</i> .	2
<i>Fusobacterium necrophorum</i> subsp. <i>necrophorum</i> .	2
<i>Gardnerella vaginales</i> .	2
<i>Haemophilus ducreyi</i> .	2
<i>Haemophilus influenzae</i> .	2
<i>Haemophilus</i> sp.	2
<i>Helicobacter pylori</i> .	2
<i>Helicobacter</i> sp.	2
<i>Klebsiella oxytoca</i> .	2
<i>Klebsiella pneumoniae</i> subsp. <i>ozaenae</i> .	2
<i>Klebsiella pneumoniae</i> subsp. <i>pneumoniae</i> .	2
<i>Klebsiella pneumoniae</i> subsp. <i>rhinoscleromatis</i> .	2
<i>Klebsiella</i> sp.	2

Nota: 1 (Grupo de riesgo 1) y 2 (grupo de riesgo 2)

Agente Biológico	Clasificación
<i>Legionella pneumophila</i> subsp. <i>fraseri</i> .	2
<i>Legionella pneumophila</i> subsp. <i>pascullei</i> .	2
<i>Legionella pneumophila</i> subsp. <i>pneumophila</i> .	2
<i>Legionella</i> sp.	2
<i>Leptospira interrogans</i> (todos los serotipos).	2
<i>Leptospira interrogans</i> sp.	2
<i>Listeria monocytogenes</i> .	2
<i>Listeria ivanovii</i> subsp. <i>ivanovii</i> .	2
<i>Listeria ivanovii</i> subsp. <i>londoniensis</i> .	2
<i>Morganella morganii</i> subsp. <i>morganii</i> (<i>Proteus morganii</i>).	2
<i>Morganella morganii</i> subsp. <i>sibonii</i> .	2
<i>Mycobacterium abscessus</i> subsp. <i>abscessus</i> .	2
<i>Mycobacterium africanum</i> .	3
<i>Mycobacterium avium</i> subsp. <i>avium</i> (<i>Mycobacterium avium</i>).	2
<i>Mycobacterium avium</i> subsp. <i>paratuberculosis</i> (<i>Mycobacterium paratuberculosis</i>).	2
<i>Mycobacterium avium</i> subsp. <i>silvaticum</i> .	2
<i>Mycobacterium bovis</i> .	3
<i>Mycobacterium caprae</i> (<i>Mycobacterium tuberculosis</i> subsp. <i>caprae</i>).	3
<i>Mycobacterium chelonae</i> .	2
<i>Mycobacterium chimaera</i> .	2
<i>Mycobacterium fortuitum</i> .	2
<i>Mycobacterium intracellulare</i> .	2
<i>Mycobacterium kansasii</i> .	2
<i>Mycobacterium leprae</i> .	3
<i>Mycobacterium malmoeense</i> .	2
<i>Mycobacterium marinum</i> .	2
<i>Mycobacterium microti</i> .	3 (**)
<i>Mycobacterium pinnipedii</i> .	3
<i>Mycobacterium scrofulaceum</i> .	2
<i>Mycobacterium simiae</i> .	2
<i>Mycobacterium szulgai</i> .	2
<i>Mycobacterium tuberculosis</i> .	3
<i>Mycobacterium ulcerans</i> .	3 (**)
<i>Mycobacterium xenopi</i> .	2
<i>Mycoplasma hominis</i> .	2
<i>Mycoplasma pneumoniae</i> .	2
<i>Mycoplasma</i> sp.	2
<i>Neisseria gonorrhoeae</i> .	2
<i>Neisseria meningitidis</i> .	2
<i>Neorickettsia sennetsu</i> (<i>Rickettsia sennetsu</i> , <i>Ehrlichia sennetsu</i>).	2
<i>Nocardia asteroides</i> .	2
<i>Nocardia brasiliensis</i> .	2
<i>Nocardia farcinica</i> .	2
<i>Nocardia nova</i> .	2

Nota: 1 (Grupo de riesgo 1) y 2 (grupo de riesgo 2)

Agente biológico	Clasificación
<i>Nocardia otitidiscaviarum</i> .	2
<i>Nocardia</i> sp.	2
<i>Orientia tsutsugamushi</i> (<i>Rickettsia tsutsugamushi</i>).	3
<i>Pasteurella multocida</i> subsp. <i>gallicida</i> (<i>Pasteurella gallicida</i>).	2
<i>Pasteurella multocida</i> subsp. <i>multocida</i> .	2
<i>Pasteurella multocida</i> subsp. séptica.	2
<i>Pasteurella</i> sp.	2
<i>Peptostreptococcus anaerobius</i> .	2
<i>Plesiomonas shigelloides</i> .	2
<i>Porphyromonas</i> sp.	2
<i>Prevotella</i> sp.	2
<i>Proteus mirabilis</i> .	2
<i>Proteus penneri</i> .	2
<i>Proteus vulgaris</i> .	2
<i>Providencia alcalifaciens</i> (<i>Proteus inconstans</i>).	2
<i>Providencia rettgeri</i> (<i>Proteus rettgeri</i>).	2
<i>Providencia</i> sp.	2
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> .	2
<i>Rhodococcus hoagii</i> (<i>Corynebacterium equii</i>).	2
<i>Rickettsia africae</i> .	3
<i>Rickettsia akari</i> .	3 (**)
<i>Rickettsia australis</i> .	3
<i>Rickettsia canadensis</i> .	2
<i>Rickettsia conorii</i> .	3
<i>Rickettsia heilongjiangensis</i> .	3 (**)
<i>Rickettsia japonica</i> .	3
<i>Rickettsia montanensis</i> .	2
<i>Rickettsia typhi</i> .	3
<i>Rickettsia prowazekii</i> .	3
<i>Rickettsia rickettsii</i> .	3
<i>Rickettsia sibirica</i> .	3
<i>Rickettsia</i> sp.	2
<i>Salmonella enterica</i> (<i>choleraesuis</i>) subsp. <i>arizonae</i> .	2
<i>Salmonella enteritidis</i> .	2
<i>Salmonella paratyphi</i> A, B, C.	2
<i>Salmonella typhi</i> .	3 (**)
<i>Salmonella typhimurium</i> .	2
<i>Salmonella</i> (otras variedades serológicas).	2
<i>Shigella boydii</i> .	2
<i>Shigella dysenteriae</i> (tipo 1).	3 (**)
<i>Shigella dysenteriae</i> , tipos distintos del tipo 1.	2
<i>Shigella flexneri</i> .	2
<i>Shigella sonnei</i> .	2
<i>Staphylococcus aureus</i> .	2
<i>Streptobacillus moniliformis</i> .	2
<i>Streptococcus agalactiae</i> .	2

Nota: 1 (Grupo de riesgo 1) y 2 (grupo de riesgo 2)

Agente biológico	Clasificación
<i>Streptococcus dysgalactiae</i> subsp. <i>equisimilis</i> .	2
<i>Streptococcus pneumoniae</i> .	2
<i>Streptococcus pyogenes</i> .	2
<i>Streptococcus suis</i> .	2
<i>Streptococcus</i> sp.	2
<i>Treponema carateum</i> .	2
<i>Treponema pallidum</i> .	2
<i>Treponema pertenuis</i> .	2
<i>Treponema</i> sp.	2
<i>Trueperella pyogenes</i> .	2
<i>Ureaplasma parvum</i> .	2
<i>Ureaplasma urealyticum</i> .	2
<i>Vibrio cholerae</i> (incluido El Tor).	2
<i>Vibrio parahaemolyticus</i> (<i>Beneckea parahaemolytica</i>).	2
<i>Vibrio</i> sp.	2
<i>Yersinia enterocolitica</i> subsp. <i>enterocolitica</i> .	2
<i>Yersinia enterocolitica</i> subsp. <i>palaearctica</i> .	2
<i>Yersinia pestis</i> .	3
<i>Yersinia pseudotuberculosis</i> g.	2
<i>Yersinia</i> sp.	2

Nota: 1 (Grupo de riesgo 1) y 2 (grupo de riesgo 2)

Fuente: Real Decreto 664/199 (2014)

Tabla 24. Clasificación de los agentes biológicos de Fungi

Agente biológico	Clasificación
<i>Aspergillus flavus</i> .	2
<i>Aspergillus fumigatus</i> .	2
<i>Aspergillus</i> sp.	2
<i>Blastomyces dermatitidis</i> (<i>Ajellomyces dermatitidis</i>).	3
<i>Blastomyces gilchristii</i> .	3
<i>Candida albicans</i> .	2
<i>Candida dubliniensis</i> .	2
<i>Candida glabrata</i> .	2
<i>Candida parapsilosis</i> .	2
<i>Candida tropicalis</i> .	2
<i>Cladophialophora bantiana</i> (<i>Xylohypha bantiana</i> , <i>Cladosporium bantianum</i> , <i>trichoides</i>).	3
<i>Cladophialophora modesta</i> .	3
<i>Cladophialophora</i> sp.	2
<i>Coccidioides immitis</i> .	3
<i>Coccidioides posadasii</i> .	3
<i>Cryptococcus gattii</i> (<i>Filobasidiella neoformans</i> var. <i>bacillispora</i>).	2
<i>Cryptococcus neoformans</i> var. <i>neoformans</i> (<i>Filobasidiella neoformans</i> var. <i>neoformans</i>).	2
<i>Emmonsia parva</i> var. <i>parva</i> .	2
<i>Emmonsia parva</i> var. <i>crescens</i> .	2
<i>Epidermophyton floccosum</i> .	2
<i>Epidermophyton</i> sp.	2
<i>Fonsecaea pedrosoi</i> .	2
<i>Histoplasma capsulatum</i> .	3
<i>Histoplasma capsulatum</i> var. <i>farciminosum</i> .	3
<i>Histoplasma duboisii</i> .	3
<i>Madurella grisea</i> .	2
<i>Madurella mycetomatis</i> .	2
<i>Microsporum</i> sp.	2
<i>Nannizzia</i> sp.	2
<i>Neotestudina rosatii</i> .	2
<i>Paracoccidioides brasiliensis</i> .	3
<i>Paracoccidioides lutzii</i> .	3
<i>Paraphyton</i> sp.	2
<i>Rhinocladiella mackenziei</i> .	3
<i>Scedosporium apiospermum</i> .	2
<i>Scedosporium prolificans</i> (<i>inflatum</i>).	2
<i>Sporothrix schenckii</i> .	2
<i>Talaromyces marneffeii</i> (<i>Penicillium marneffeii</i>).	2
<i>Trichophyton rubrum</i> .	2
<i>Trichophyton tonsurans</i> .	2
<i>Trichophyton</i> sp.	2

Nota: 1 (Grupo de riesgo 1) y 2 (grupo de riesgo 2)

Tabla 25. Enfermedades bacterianas transmitidas por el aire

Enfermedades	Bacteria
Amigdalitis, faringitis, bronquitis, escarlatina	<i>Streptococcus pyogenes</i>
Difteria	<i>Corynebacterium diphtheriae</i>
Neumonía clásica	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
	<i>Staphylococcus aureus</i>
	<i>Streptococcus 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>
Legionelosis	<i>Legionella pneumophila</i>
Nocardiosis	<i>Nocardia asteroides</i>
Actinomycosis	<i>Actinomyces israelii</i>
Tuberculosis	<i>Mycobacterium tuberculosis</i>
Fiebre Q	<i>Coxiella burnetti</i>
Carbunco pulmonar	<i>Bacillus anthracis</i>
Peste	<i>Yersinia pestis</i>

Fuente: De la Rosa et al, 2002.

Tabla 26. Enfermedades fúngicas transmitidas por el aire.

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

Fuente: De la Rosa et al, 2002.

Tabla 27. Factores ambientales en el criadero de porcinos.

Puntos de muestreo	Temperatura (°C)	Humedad Relativa (%)	Velocidad del viento (m/s)	Dirección del viento
PM0	35.0	38	1.30	131° SE
	38.0	31	1.00	139° SE
	36.3	41	1.40	90° E
	34.0	37	1.10	105° E
PM1	31.5	47	0.90	127° SE
	35.5	43	1.00	119° SE
	36.1	46	0.90	141° SE
	31.6	58	0.80	130° SE
PM2	35.0	41	0.80	134° SE
	37.3	40	1.10	117° SE
	35.7	50	1.10	154° SE
	34.9	50	0.9	146° SE
PM3	37.8	36	0.50	130° SE
	34.5	46	0.50	124° SE
	36.4	48	1.10	144° SE
	34.6	48	0.80	125° SE
Promedio	35.3	43.9	0.95	128.5° SE

Tabla 28. Resultados de pruebas bioquímicas del mes de setiembre.

Prueba DBQ	Puntos de Muestreo																	
	MACCONKEY						M77						CLED					
	PM0-2	PM1-1	PM1-2	PM1-3	PM2-1	PM2-2	PM3-1	PM0-1	PM1-1	PM1-2	PM2-1	PM2-2	PM3-1	PM0-1	PM2-1	PM2-2	PM3-1	PM3-2
Indol	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
SIM	+	-	+	-	+	-	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	-	+
RM	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+	-
VP	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	-	+
CS	-	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	+	-
TSI	K/A	K/K	K/A	A/A	A/A	A/A	K/K	K/A	K/A	K/A	K/K	K/A	K/A	K/K	K/A	K/A	A/A	K/A
LIA	K/K	K/K	K/K	K/K	K/K	K/A	K/K	K/K	A/A	K/K	K/K	K/K	K/K	K/K	K/A	K/K	K/A	K/A
Urea	+	+	+	+	-	-	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-	+	+
Malonato	-	+	+	+	+	+	-	-	+	+	-	-	-	-	+	+	+	+
Espece bacteriana	Serratia rubidaea	Serratia rubidaea	Enterobacter cloreae	Klebsiella - pneumoniae	Enterobacter hafniae	Shigella	Enterobacter agglomeruns	Enterobacter agglomeruns	Serratia rubidaea	Enterobacter agglomeruns	Shigella	Enterobacter cloreae	Enterobacter Agglomeruns	Enterobacter agglomeruns	Enterobacter hafniae	Enterobacter agglomeruns	Serratia rubidaea	Serratia rubidaea

Tabla 29. Resultados de pruebas bioquímicas del mes de octubre.

PRUEBA	Puntos de Muestreo																		
	DBQ	MACCONKEY									M77						CLED		
		PM1-1	PM1-2	PM1-3	PM2-1	PM2-2	PM2-3	PM3-1	PM3-2	PM3-3	PM1-1	PM1-2	PM1-3	PM2-1	PM3-1	PM3-2	PM1-1	PM2-1	PM3-1
Indol	+	-	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	+	
SIM	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	-	+	-	+	
RM	+	+	-	+	+	-	+	-	-	-	+	-	-	+	+	+	-	+	
VP	-	-	+	-	-	+	-	+	+	+	-	+	+	-	-	-	+	-	
CS	-	+	-	-	-	+	-	+	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-	
TSI	A/A	A/A	K/A	A/A	A/A	A/A	A/A	K/A	K/A	K/A	A/A	K/A	K/A	A/A	K/A	K/A	A/A	K/A	
LIA	A/A	K/A	K/K	A/K	K/A	K/K	K/A	K/K	K/K	K/A	K/K	K/K	K/A	K/A	K/K	K/K	K/K	K/A	
Urea	-	-	+	+	-	-	-	+	+	-	-	+	+	+	-	+	+	-	
Malonato	-	+	-	+	-	-	-	+	-	-	-	+	+	-	+	-	-	-	
Especie	Bacteriana	<i>Escherichia</i>	<i>Enterobacter Hafniae</i>	<i>Enterobacter Agglomeruns</i>	<i>Enterobacter Hafniae</i>	<i>Escherichia</i>	<i>Enterobacter Agglomeruns</i>	<i>Escherichia</i>	<i>Enterobacter Cloreae</i>	<i>Serratia rubidaea</i>	<i>Enterobacter Hafniae</i>	<i>Citrobacter Freundil</i>	<i>Serratia rubidaea</i>	<i>Serratia rubidaea</i>	<i>Enterobacter Agglomeruns</i>	<i>Enterobacter Agglomeruns</i>	<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Serratia rubidaea</i>	<i>Escherichia</i>

Tabla 31. Resultados de pruebas bioquímicas del mes de diciembre.

PRUEBA DBQ	Puntos de muestreo																				
	MACCONKEY									M77						CLED					
	PM0-2	PM1-1	PM1-2	PM2-1	PM2-2	PM2-3	PM3-1	PM3-2	PM3-3	PM0-1	PM0-2	PM1-1	PM1-2	PM2-1	PM2-2	PM3-1	PM3-2	PM2-1	PM2-2	PM3-1	PM3-2
Indol	-	-	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
SIM	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	-	-	+	+	-	+	+	+
RM	+	-	-	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	-	+	+	+	+	-	-
VP	-	+	+	+	-	+	+	-	+	+	-	+	+	+	+	-	-	-	-	+	+
CS	-	+	-	-	-	+	+	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
TSI	K/A	K/A	K/A	K/A	A/A	K/A	A/A	A/A	K/A	A/A	K/A	K/A	K/A	K/A	A/A	K/A	K/A	K/A	A/A	K/A	K/A
LIA	K/K	K/K	K/K	K/K	K/K	K/K	K/K	K/K	K/K	K/A	K/K	K/K	K/A	K/K	K/K	K/K	K/K	K/A	K/K	K/K	K/K
Urea	+	+	+	-	-	+	-	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+	-	+	-	-
Malonato	+	+	+	-	-	+	+	-	+	-	-	-	+	+	+	-	+	-	-	-	-
Espece bacteriana	<i>Enterobacter Agglomerans</i>	<i>Enterobacter Cloreae</i>	<i>Enterobacter Agglomerans</i>	<i>Enterobacter Agglomerans</i>	<i>Escherichia</i>	<i>Enterobacter Agglomerans</i>	<i>Enterobacter Hafniae</i>	<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Enterobacter Agglomerans</i>	<i>Serratia Marcescens</i>	<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Enterobacter Agglomerans</i>	<i>Enterobacter Agglomerans</i>	<i>Enterobacter Agglomerans</i>	<i>Klebsiella - pneumoniae</i>	<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Enterobacter Agglomerans</i>	<i>Shiguella</i>	<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Serratia rubidaea</i>	<i>Serratia rubidaea</i>

Tabla 32. Nivel de contaminación bacteriana en los meses muestreados.

Puntos de muestreo	Bacteria (UFC/m³)	Nivel de contaminación	Color	OMS (UFC/m³)
Setiembre	4 198	Muy Alta	■	>2 000
Octubre	2 362	Muy Alta		>2 000
Noviembre	1 741	Alta	■	500-2 000
Diciembre	4 170	Muy Alta	■	>2 000
Promedio	3 118	Muy Alta	■	

Tabla 33. Nivel de contaminación fúngica en los meses muestreados.

Puntos de muestreo	Fungi (UFC/m³)	Nivel de contaminación	Color	OMS (UFC/m³)
Setiembre	2 752	Muy Alta	■	>2 000
Octubre	1 359	Alta	■	500-2 000
Noviembre	520	Alta		500-2 000
Diciembre	1 447	Alta	■	500-2 000
Promedio	1 520	Alta	■	

ANEXO D. Plano de muestreo.



Figura 20. Puntos de la zona de muestreo.

Anexo E. Panel Fotográfico

Ápice 1. Medición de condiciones ambientales



Figura 21. Medición de la temperatura y humedad relativa en el PM0.



Figura 22. Medición de la temperatura y humedad relativa en el PM1.



Figura 23. Medición de la temperatura y humedad relativa en el PM2.



Figura 24. Medición de la temperatura y humedad relativa en el PM3.



Figura 25. Medición de la velocidad y dirección del viento en el PM0.



Figura 26. Medición de la velocidad y dirección del viento en el PM1.



Figura 27. Medición de la velocidad y dirección del viento en el PM2.



Figura 28. Medición de la velocidad y dirección del viento en el PM3.

Ápice 2. Preparación de medios enriquecidos para muestreo



Figura 29. Pesaje de medios de cultivo.

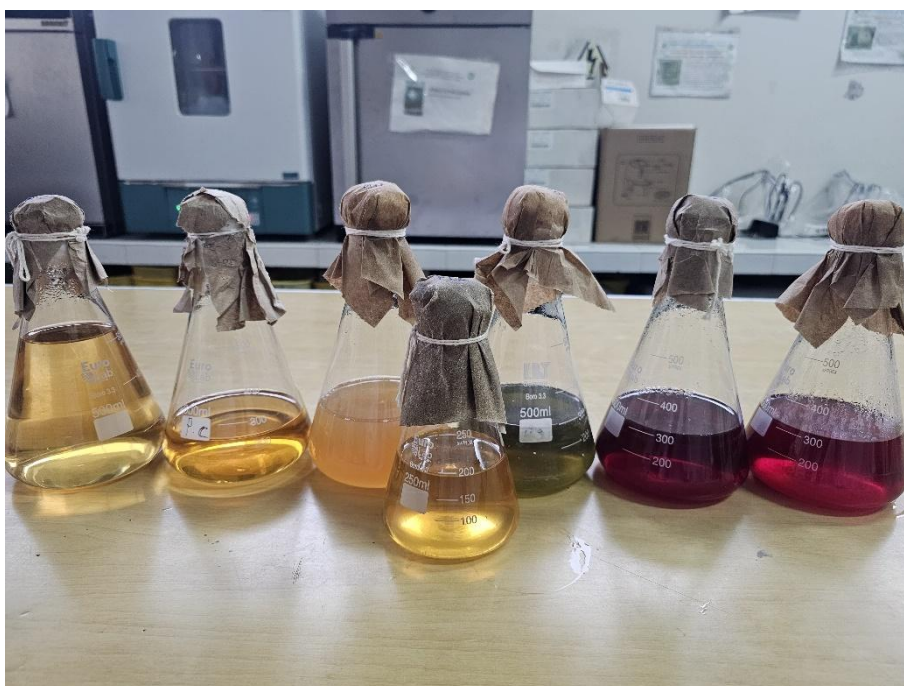


Figura 30. Medios enriquecidos para el crecimiento de microorganismos.



Figura 31. Plaqueo de medios enriquecidos.

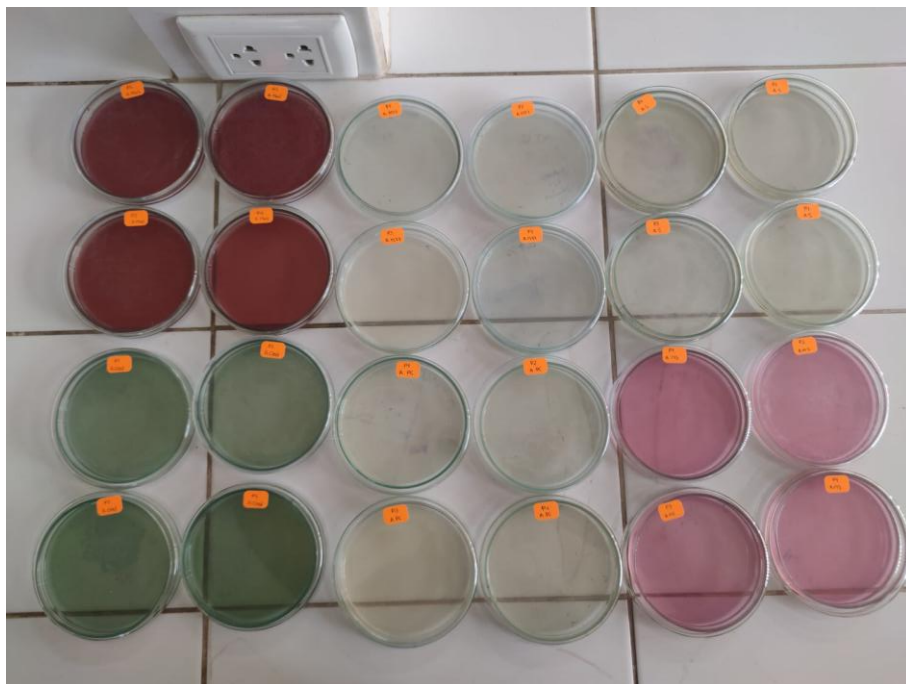


Figura 32. Placas con medios de enriquecidos para el muestreo microbiológico.

Ápice 3. Recolección de muestras



Figura 33. Toma de muestra de aire en el PM0.



Figura 34. Toma de muestra de aire en el PM1.



Figura 35. Toma de muestra de aire en el PM2.



Figura 36. Toma de muestra de aire en el PM3.



Figura 37. Incubación a 37 °C de placas con medios de cultivo.



Figura 38. Incubación a temperatura ambiente de placas con medios con agar Saboraud.

Ápice 4. Recuento de microorganismos (Bacterias y Fungi)

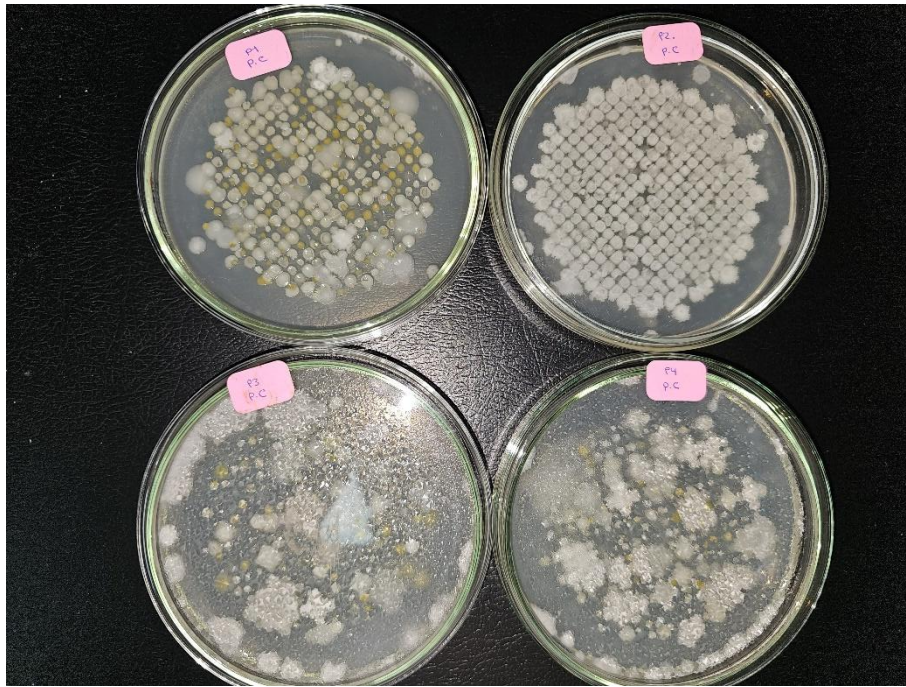


Figura 39. Crecimiento de colonias bacterianas en agar plate count

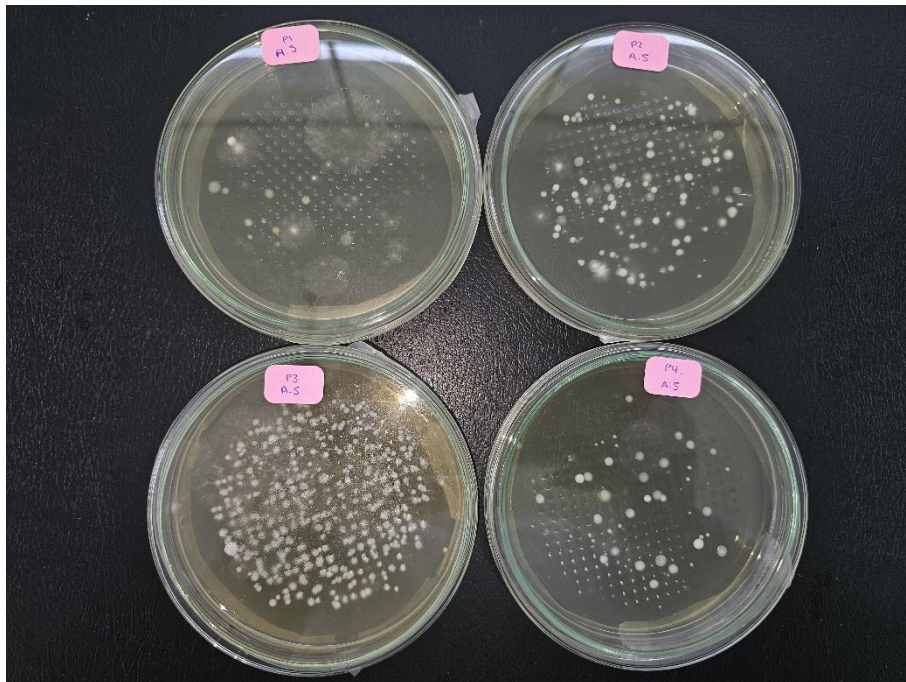


Figura 40. Crecimiento de colonias fúngicas en agar Sabouraud.



Figura 41. Recuento de colonias bacterianas.



Figura 42. Recuento de colonias fúngicas.

Ápice 5. Pruebas de diferenciación bioquímica

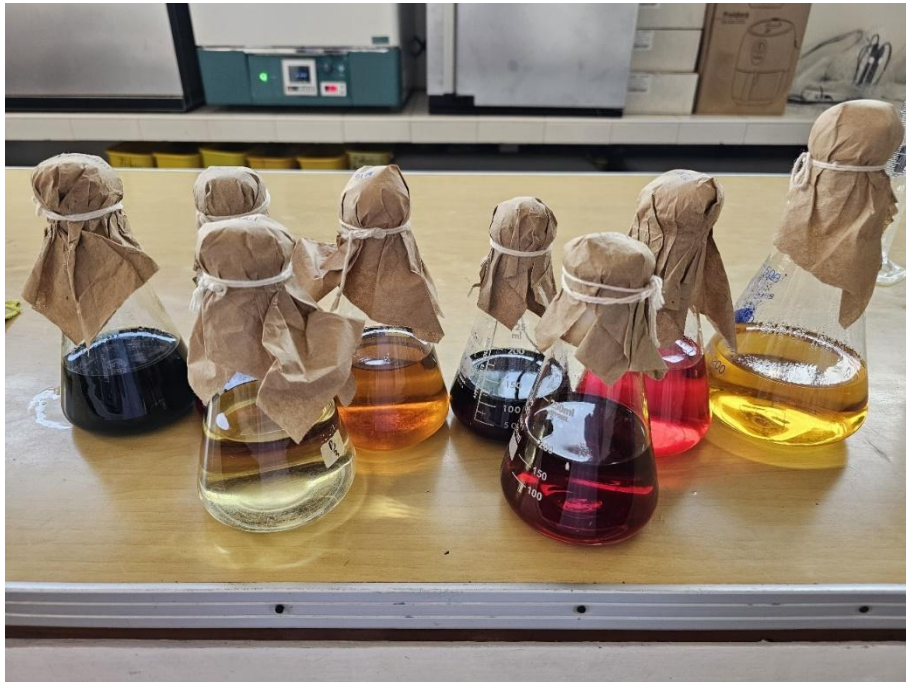


Figura 43. Medios de cultivo diferenciales para las pruebas bioquímicas.



Figura 44. Tubos de ensayo taponeados y esterilizados.

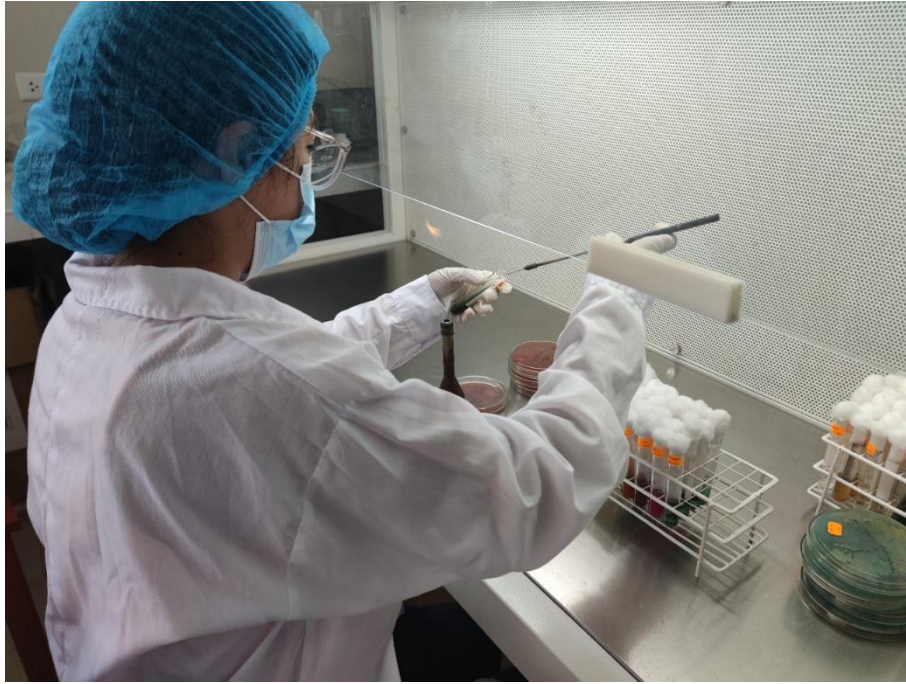


Figura 45. Siembras de cepas bacterianas en los medios de cultivo diferenciales.



Figura 46. Incubación de tubos mediante la utilización de medios de cultivo selectivos y diferenciales a una temperatura controlada de 37 °C.



Figura 47. Reactivos de confirmación para la identificación de bacterias.



Figura 48. Adición de reactivos de confirmación en los caldos correspondientes.



Figura 49. Lectura de los medios de cultivo diferenciales para la identificación de bacterias.

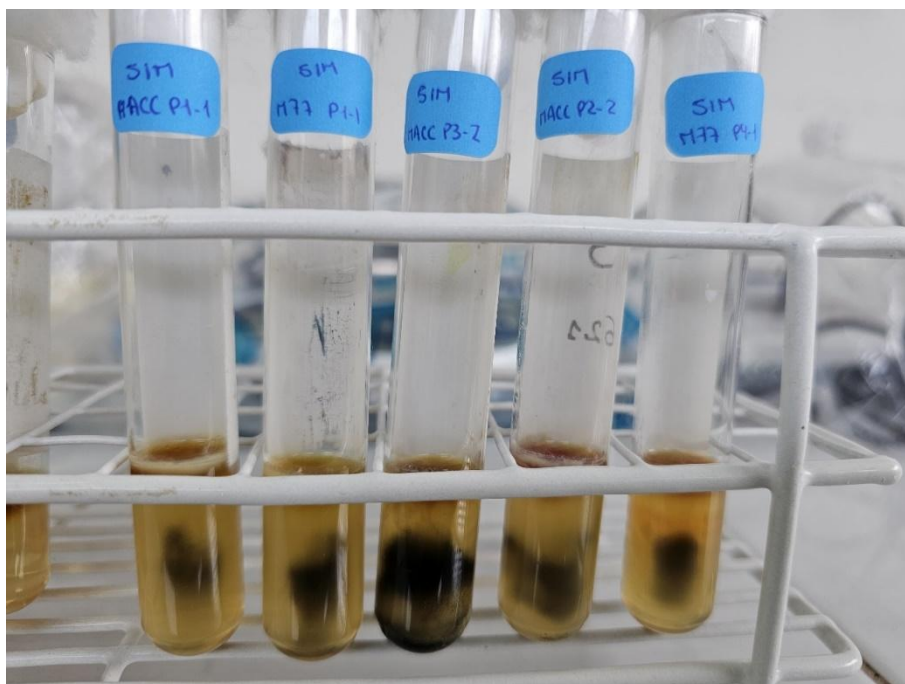


Figura 50. Presencia de H₂S en tubos con SIM.



Figura 51. Tubos con caldo indol positivo e indol negativo.

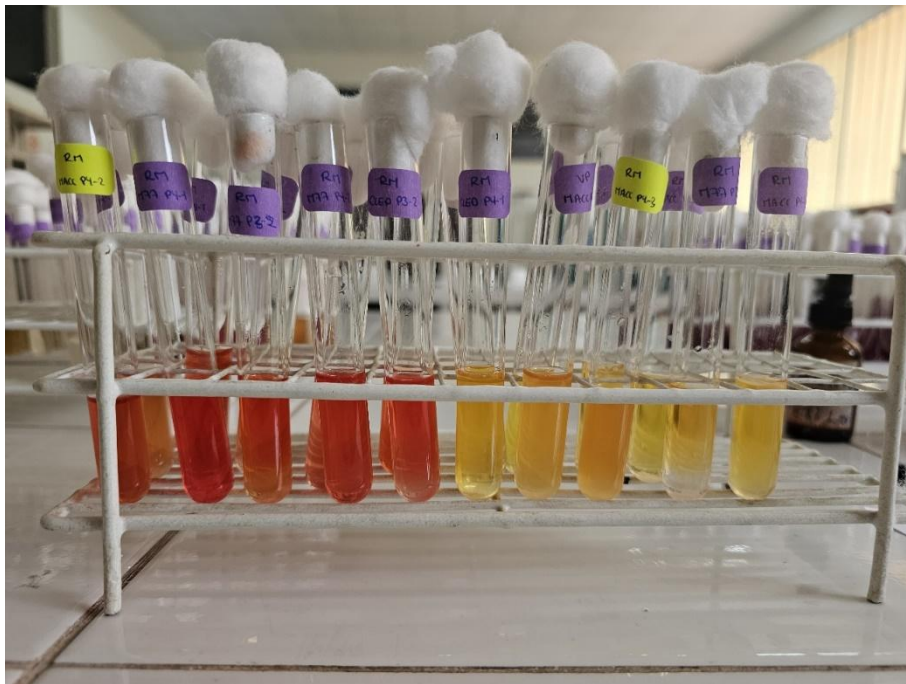


Figura 52. Tubos con caldo RM positivo y RM negativo.

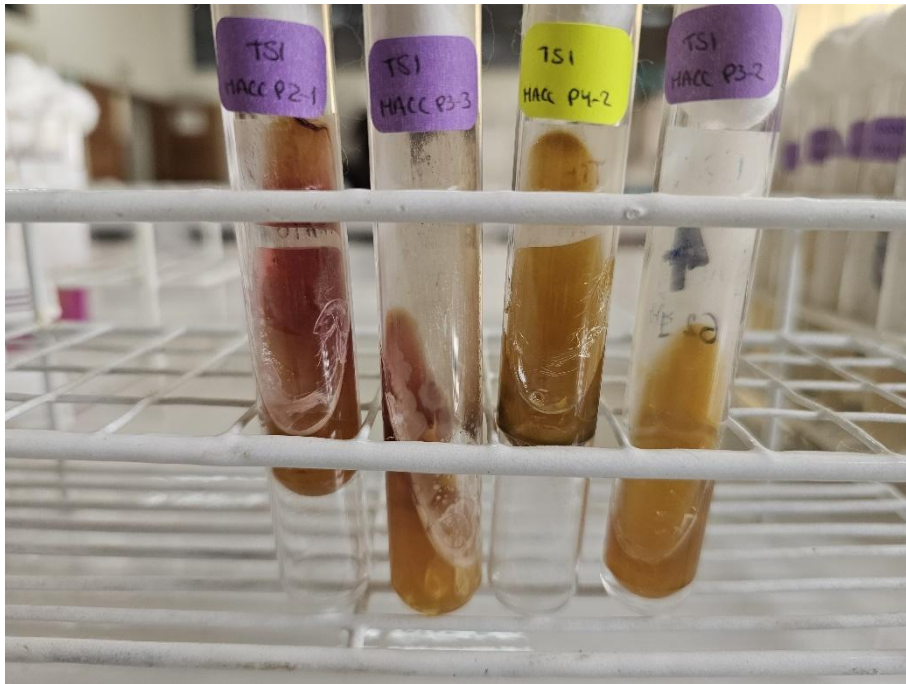


Figura 53. Tubos con medio TSI con presencia de gas.



Figura 54. Tubos con medio LIA con presencia de H₂S si presentan coloración negra.



Figura 55. Tubos con medio citrato de Simmons con reacción negativa.



Figura 56. Tubos con medio citrato de Simmons con reacción positiva.



Figura 57. Tubos con caldo malonato con reacción negativa.

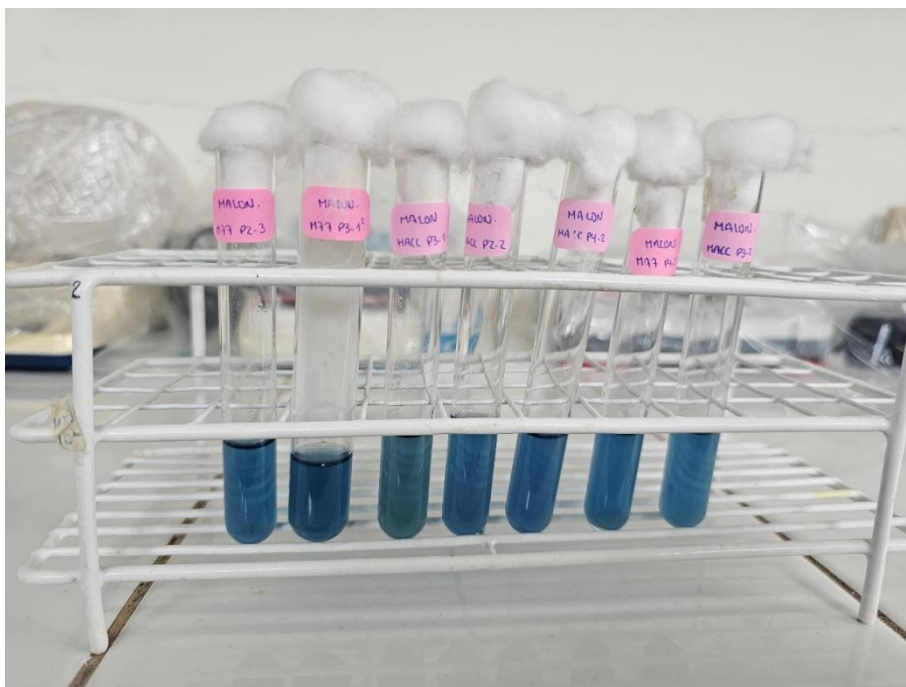


Figura 58. Tubos con caldo malonato con reacción positiva.



Figura 69. Tubos con medio urea con reacción positiva.

Ápice 6. Microcultivo



Figura 60. Montaje de materiales.



Figura 61. Materiales para microcultivo.



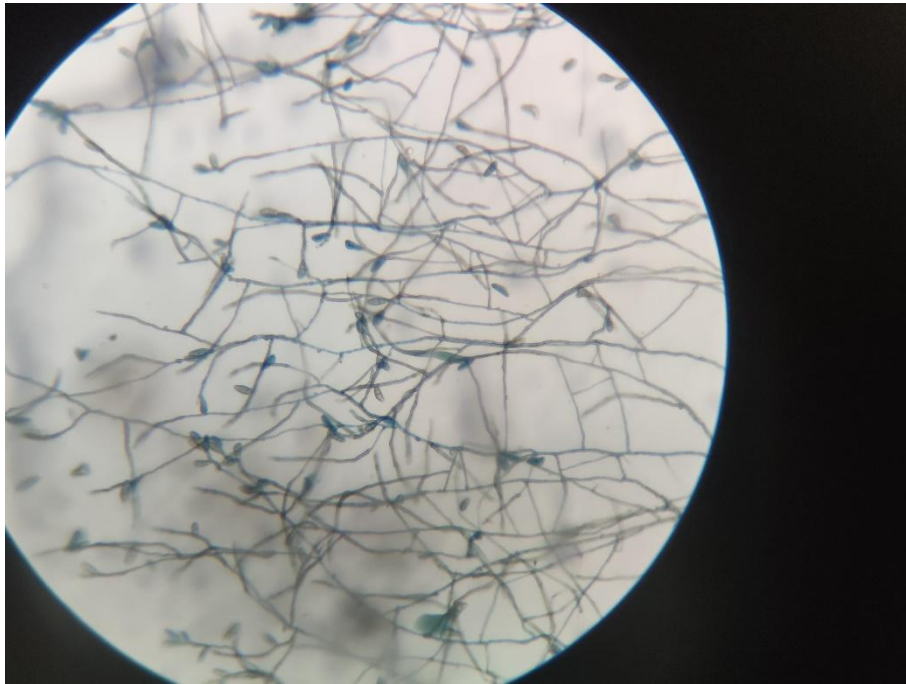
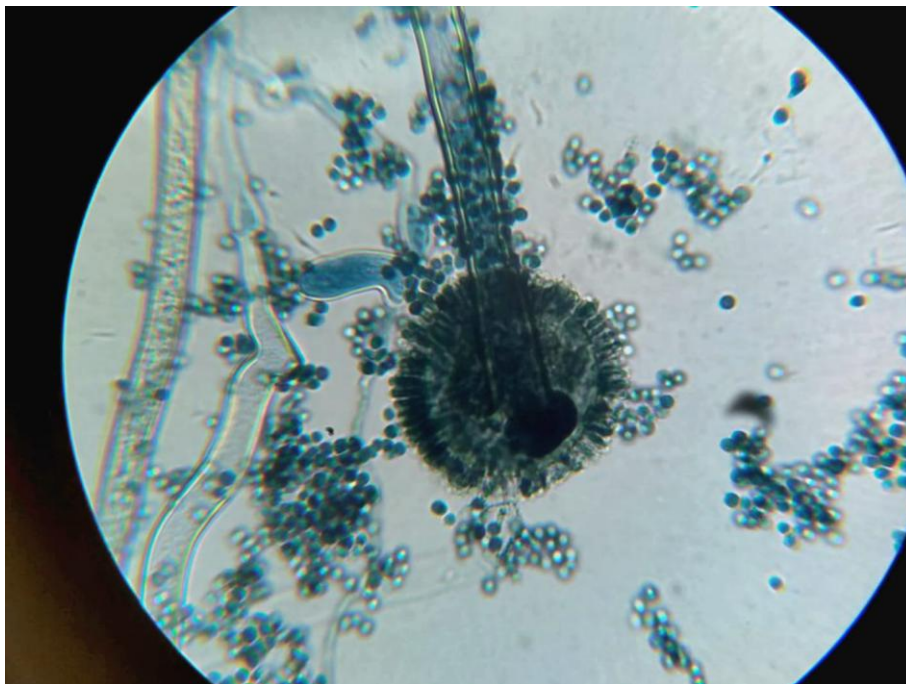
Figura 62. Microcultivo e incubación de placas a temperatura ambiente.



Figura 63. Sellado de porta y cubreobjetos para su observación en el microscopio.



Figura 64. Observación Fungi en el microscopio.

Ápice 7. Géneros fúngicos identificados**Figura 65.** *Alternaria sp.***Figura 66.** *Aspergillus sp*

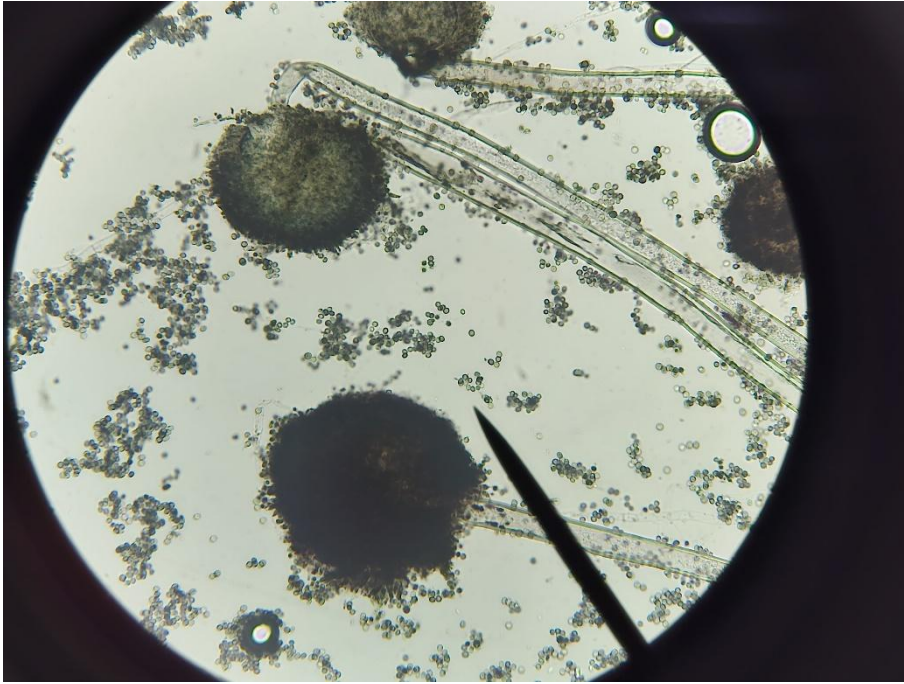


Figura 67. *Aspergillus sp*

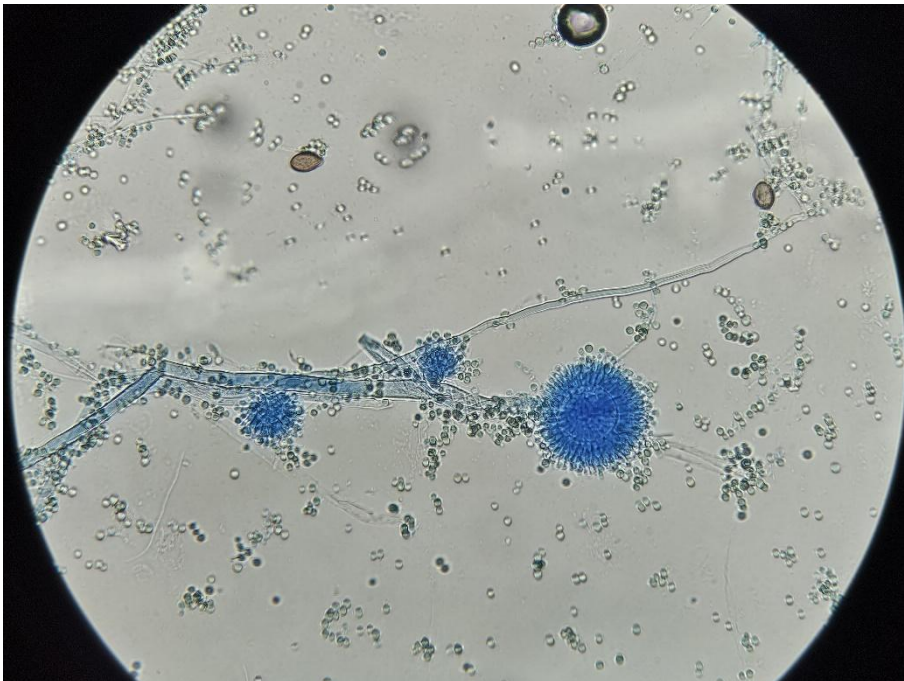


Figura 68. *Aspergillus sp*

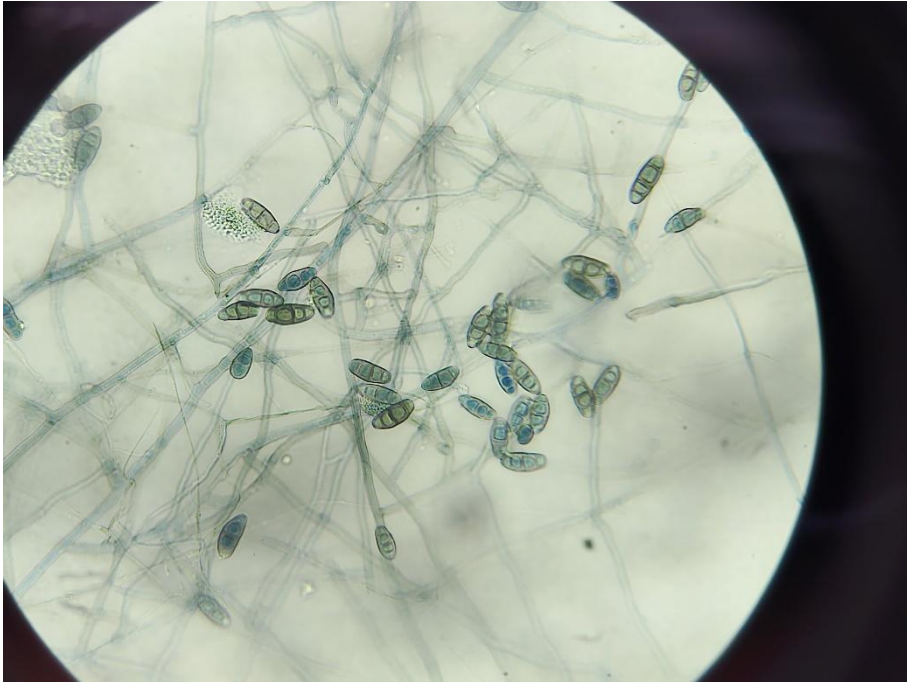


Figura 69. *Bipolaris sp*

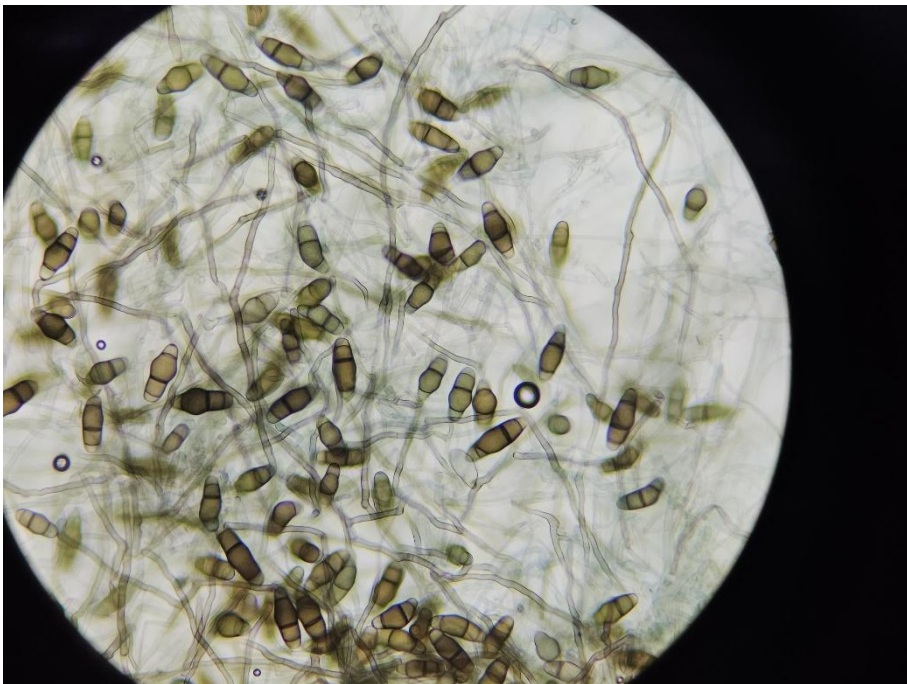


Figura 70. *Curvularia sp*

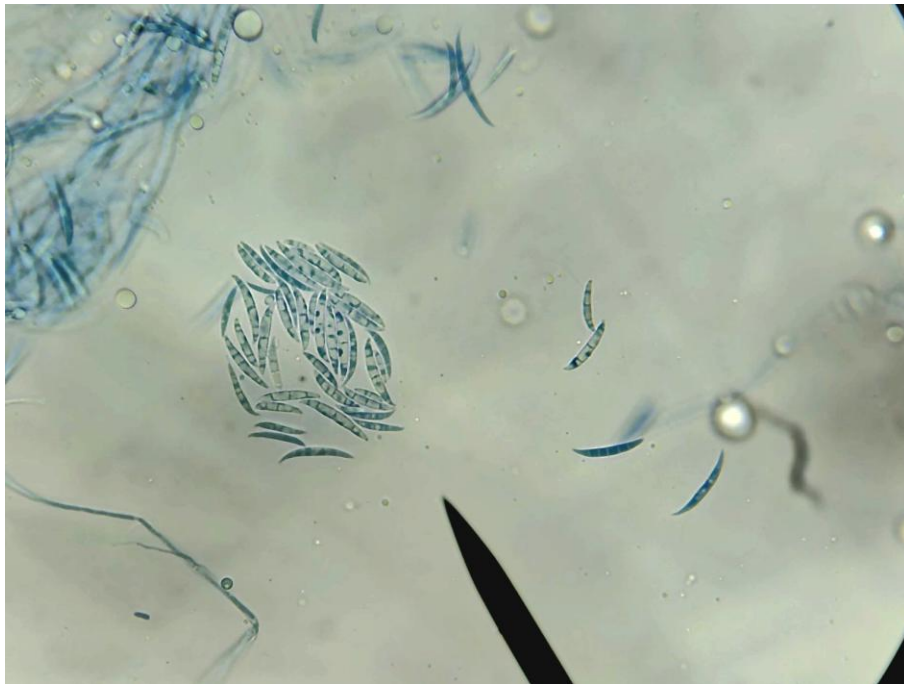


Figura 71. *Fusarium sp*

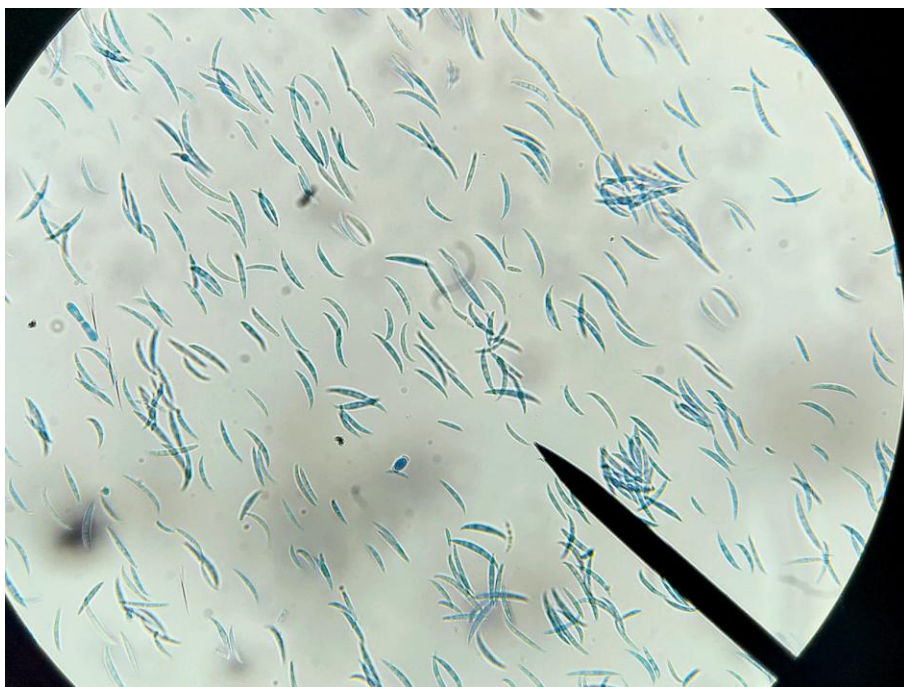


Figura 72. *Fusarium sp.*



Figura 73. *Geotrichum* sp.

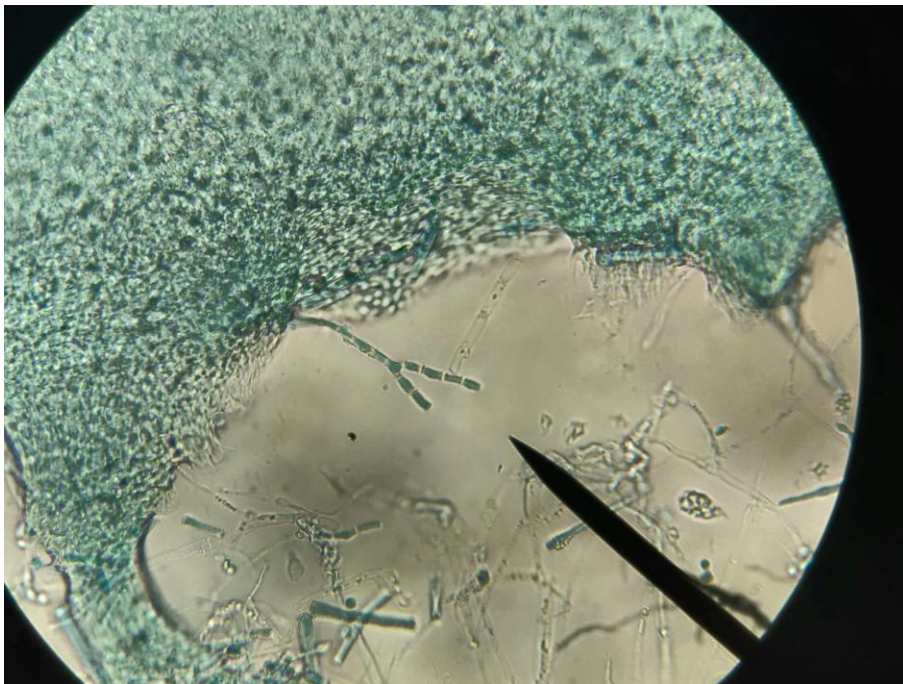


Figura 74. *Geotrichum* sp.



Figura 75. *Monosporium sp.*

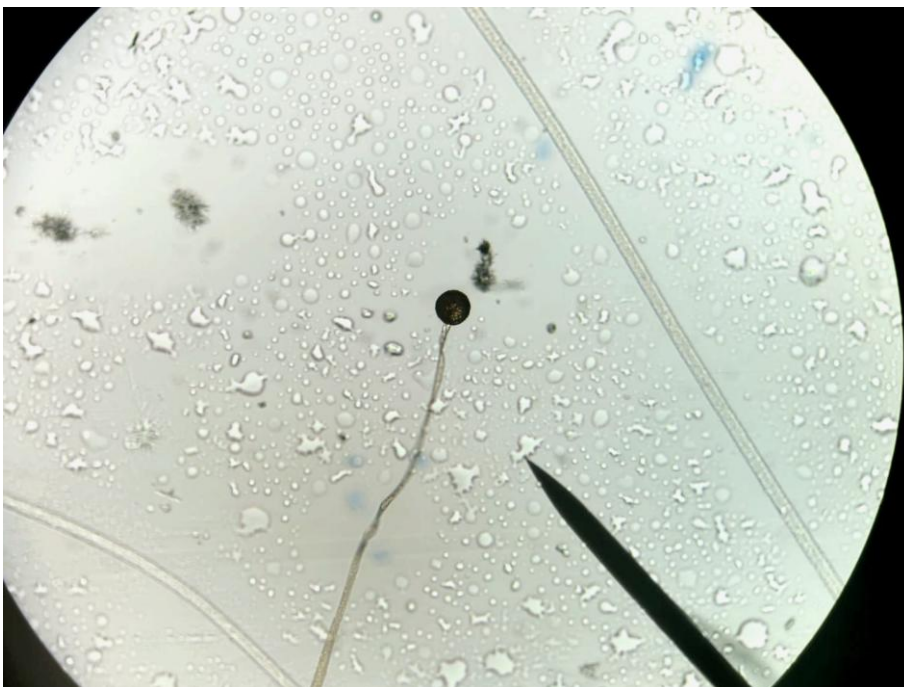


Figura 76. *Mucor sp.*

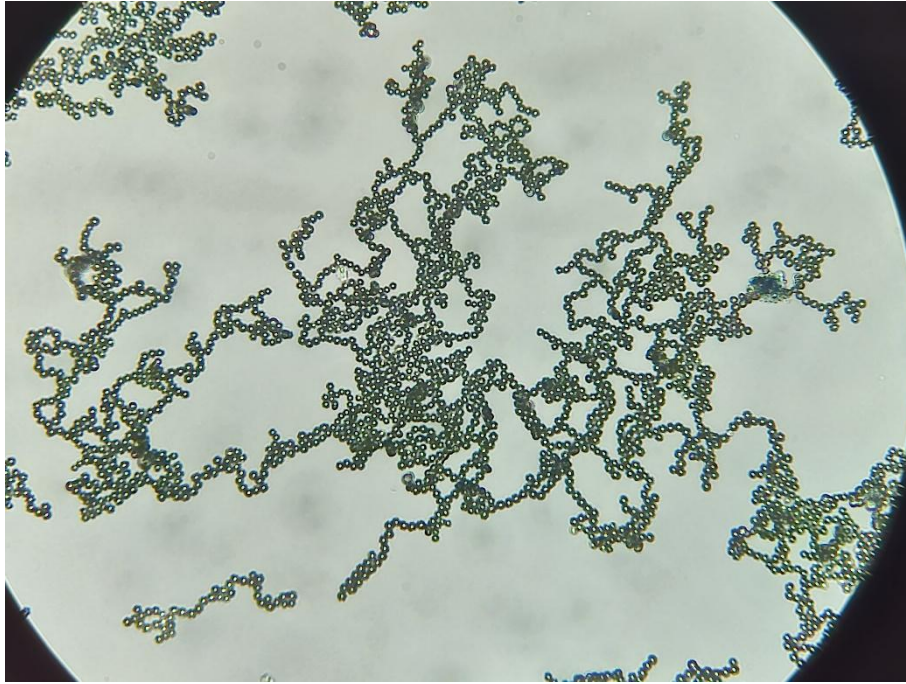


Figura 77. *Oidium* sp.

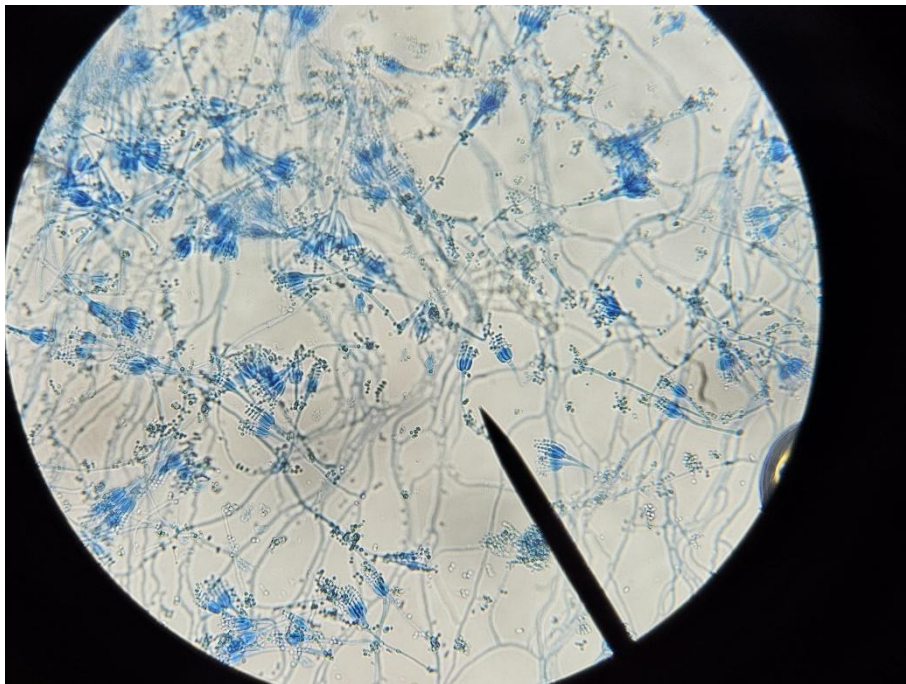


Figura 78. *Penicillium* sp.

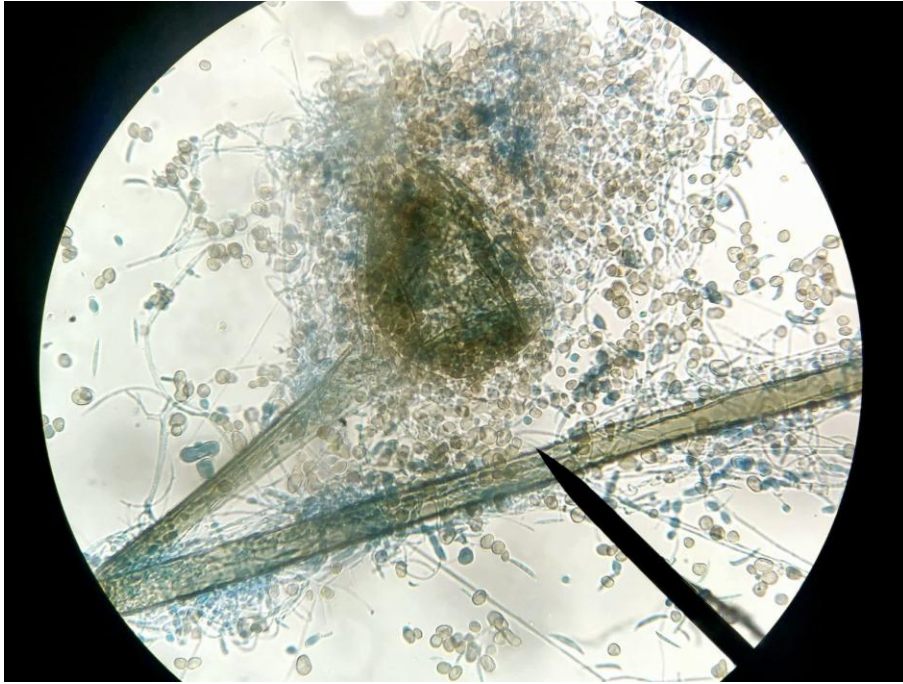


Figura 79. *Rhizopus sp.*