

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



CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE DEL CRIADERO DE CERDOS DE LA
UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA – TINGO MARÍA

TESIS

Para optar el título de:

INGENIERO AMBIENTAL

Presentado por:

HIDALGO DOMÍNGUEZ, ROSARIO DEL CARMEN

TINGO MARÍA – PERÚ

2023



ACTA DE SUSTENTACION DE TESIS N°021-2023-FRNR-UNAS

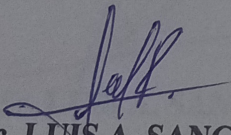
Los que suscriben, Miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 27 de febrero de 2023, a horas 04:30 p.m. de la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental de la Facultad de Recursos Naturales Renovables para calificar la tesis titulada:

“CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE DEL CRIADERO DE CERDOS DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA-TINGO MARIA”

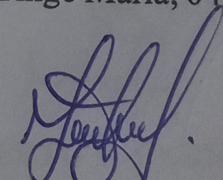
Presentado por el Bachiller: **HIDALGO DOMÍNGUEZ, Rosario del Carmen**, después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara **APROBADO** con el calificativo de “**MUY BUENO**”.

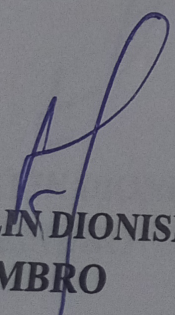
En consecuencia, el sustentante queda apto para optar el Título Profesional de **INGENIERO AMBIENTAL** que será aprobado por el Consejo de Facultad, Tramitándolo al Consejo Universitario para el otorgamiento del Título Correspondiente.

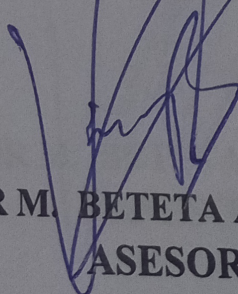
Tingo María, 04 de abril de 2023


Mblgo. M.Sc. **LUIS A. SANCHEZ ROMERO**
PRESIDENTE




Ing. M.Sc. **ALBERTO F. CERNA CUEVA**
MIEMBRO


Ing. M.Sc. **FRANKLIN DIONISIO MONTALVO**
MIEMBRO


Dr. **VICTOR M. BETETA ALVARADO**
ASESOR



UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
REPOSITORIO INSTITUCIONAL DIGITAL
(RIDUNAS)

Correo: repositorio@unas.edu.pe



“Año de la unidad, la paz y el desarrollo”

CERTIFICADO DE SIMILITUD T.I. N° 105 - 2023 - CS-RIDUNAS

El Coordinador de la Oficina de Repositorio Institucional Digital de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, quien suscribe,

CERTIFICA QUE:

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

Facultad:


Facultad de Recursos Naturales Renovables

Tipo de documento:

Tesis	X	Trabajo de investigación	
-------	---	--------------------------	--

TÍTULO	AUTOR	PORCENTAJE DE SIMILITUD
CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE DEL CRIADERO DE CERDOS DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA – TINGO MARÍA	HIDALGO DOMÍNGUEZ, ROSARIO DEL CARMEN	15% Quince

Tingo María, 02 de mayo de 2023


Mg. Ing. García Villegas, Christian
Coordinador del Repositorio Institucional
Digital (RIDUNAS)

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



CALIDAD MICROBIOLÓGICA DEL AIRE DEL CRIADERO DE CERDOS DE LA
UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA – TINGO MARÍA

Autor : Hidalgo Domínguez, Rosario del Carmen
Asesor : Dr. Beteta Alvarado, Victor Manuel
Programa de investigación : Microbiología
Línea de investigación : Biodiversidad
Eje temático : Caracterizar microorganismos del aire
Lugar de ejecución : Laboratorio de microbiología - UNAS
Duración del trabajo :
Fecha de inicio: 22 de noviembre del 2021
Término : 25 de marzo del 2022
Financiamiento : S/. 7613.00
FEDU : NO
Propio : SI
Otros : NO

TINGO MARÍA – PERÚ. 2022

DEDICATORIA

A Dios por haberme dado la fortaleza, valentía, coraje y sabiduría que requerí para culminar mi carrera profesional y por nunca haberme abandonado cuando más lo necesité, además de su paciencia infinita, su amor más allá de lo convencional y por su manera de abrirme los caminos en medio de la desventura para que yo lograra éste, mi objetivo profesional.

A mi querido y estimado padre, Rolando Hidalgo Valera dedico este trabajo de investigación por haberme dado los medios y el soporte para culminar con éxito mi carrera profesional; y también a mi amorosa, comprensiva, bella y dulce madre por ser el pilar de mi motivación.

AGRADECIMIENTOS

A mi al máter la Universidad Nacional Agraria de la Selva por haberme dado la mejor formación profesional para poder contribuir con la sociedad.

A mi asesor el Dr. Victor Manuel Beteta Alvarado por haberme instruido en la etapa de mi formación universitaria y haberme orientado y guiado en este trabajo de investigación.

A la Msc. Blga. Gabriela Cecilia Carhuamaca Yabar por haberme brindado su conocimiento en la microbiología y haberme encaminado en el proceso de ejecución de este trabajo de investigación.

Al Ing. Richard por compartirme su sabiduría, su enseñanzas y paciencia en el desarrollo del presente trabajo de investigación.

A mi mejor amigo Luis Robinson, Ian Elliot, Victoria, Luly y “mamá Vickyta”, por haberme brindado los ánimos y todo el apoyo moral necesarios en mi etapa universitaria y en la culminación de este trabajo de investigación.

A mi gran e incondicional amigo Aaron por su apoyo y motivación para el cumplimiento de mis objetivos como profesional.

A mis amigos, Paolita, Enrique, mi papá Rolando y mi hermanita Diana por haberme acompañado a tomar datos y muestras.

A mi amiga Fely por haberme brindado su apoyo y soporte para la culminación de este presente trabajo de investigación.

A la Facultad de Zootecnia por permitirme realizar el presente trabajo de investigación en sus instalaciones.

ÍNDICE

Contenido	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Antecedentes de la investigación.....	3
2.1.1. Antecedentes nacionales	3
2.1.2. Antecedentes Internacionales	3
2.2. Calidad del aire	5
2.3. Contaminación del aire	5
2.4. Calidad microbiológica del aire.....	5
2.5. Tipos de microorganismos presentes en el aire	6
2.5.1. Bacterias	6
2.5.2. Fungi (Hongos).....	8
2.6. Condiciones del medio ambiente favorecedoras al crecimiento de microorganismos	10
2.6.1. Temperatura.....	10
2.6.2. Humedad relativa.....	11
2.7. Patogenicidad de los microorganismos	12
2.8. Marco Reglamentario	12
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	14
3.1. Ubicación y descripción del área de estudio.....	14
3.1.1. Ubicación política.....	14
3.1.2. Aspectos sociales y ambientales.....	14
3.2. Materiales	15
3.2.1. Tipo de investigación.....	16
3.2.2. Variables en estudio.....	16
3.2.3. Diseño de investigación	16
3.2.4. Procedimiento estadístico	17
3.3. Metodología.....	17

3.3.1. Identificación del lugar a investigar	17
3.3.2. Muestreo	19
3.3.3. Preparación de medios	19
3.3.4. Factores físicos	20
3.3.5. Toma de las muestras de aire	20
3.3.6. Recuento microbiano	20
3.3.7. Preparación de los medios enriquecedores	21
3.3.8. Pruebas de diferenciación bioquímica	21
3.3.9. Tinción gram.....	23
3.3.10. Microcultivo de hongos	24
3.3.11. Calidad microbiológica del aire.....	25
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	26
4.1. Variación micro climática.....	26
4.1.1. Temperatura.....	26
4.1.2. Humedad relativa.....	27
4.2. Microorganismos presentes en el aire del criadero de cerdos de la UNAS y sus alrededores.....	28
4.2.1. Unidades formadoras de colonias bacterianas por metro cúbico de aire (UFC/m ³)	28
4.2.2. Unidades formadoras de colonias fúngicas por metro cúbico de aire (UFC/m ³).	29
4.3. Identificación del género de los microorganismos patógenos.....	31
4.3.1. Géneros bacterianos.....	31
4.3.2. Géneros Fungi.....	34
4.4. Calidad microbiológica del aire.....	37
4.4.1. Para bacterias	37
4.4.2. Para fungi.....	38
V. CONCLUSIONES	40
VI. PROPUESTAS A FUTURO	41
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	42
VIII. ANEXOS	47

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla	Página
1. Concentración de bacterias mediante niveles de contaminación.....	12
2. Concentración de hongos mediante niveles de contaminación	13
3. Procedimiento estadístico	17
4. Características de los espacios de muestra	18
5. Condiciones del medio ambiente	18
6. Ubicación geográfica de los espacios de muestra del criadero de cerdos	119
7. Procedimiento estadístico de la temperatura	26
8. Procedimiento estadístico de la humedad.....	28
9. Unidades formadoras de colonia bacteriana por metro cúbico.....	28
10. Procedimiento estadístico para bacterias	29
11. Unidades formadoras de colonia fúngica por metro cúbico	30
12. Procedimiento estadístico para fungi.....	30
13. Microorganismo, espacio, patogenicidad y afecciones de las bacterias identificadas	31
14. Microorganismo, espacio, patogenicidad y afecciones de los fungi indentificados	34
15. Temperatura (°C) del 1 ^{er} , 2 ^o , 3 ^{er} y 4 ^o muestreo en los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero del 2021 y 2022	48
16. Humedad relativa (HR %) del 1 ^{er} , 2 ^o , 3 ^{er} y 4 ^o muestreo en los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero del 2021 y 2022	50

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
1. Ubicación del área de estudio	14
2. Diseño de repeticiones.....	16
3. Promedio de la temperatura (°C) por espacio.....	26
4. Promedio de la humedad relativa (%) por espacio	27
5. Promedio de UFC/m ³ y el límite del nivel de contaminación bacteriana.....	38
6. Promedio de UFC/m ³ y el límite del nivel de contaminación fúngica.....	39
7. Promedio por meses de la temperatura (°C) y la humedad relativa (%)	50
8. Vertiendo agua destilada a los matraces.....	51
9. Matraces con 100 ml de agua destilada	51
10. Pesando el agar BHI	52
11. Agar BHI pesado	52
12. Echando el agar BHI a los matraces con agua destilada	53
13. Agitando vigorosamente para que se disuelva el agar.....	53
14. Matraces con caldo BHI listos para llevarlos a la autoclave	54
15. Matraces puestos en la autoclave.....	54
16. Colocando antibiótico Ceftriaxona a los matraces para fungi	55
17. Toma de muestra de aire en el espacio M1-A (módulo 1 sección A)	56
18. Toma de muestra de aire en el espacio M1-B (módulo 1 sección B).....	56
19. Medición de los factores físicos con el Termohigrómetro y toma de muestras en el espacio M2-A (módulo 2 sección A)	57
20. Medición de los factores físicos con el Termohigrómetro y toma de muestras en el espacio M2-B (módulo 2 sección B).....	57
21. Medición de los factores físicos con el Termohigrómetro y toma de muestras en el espacio “O-A” de la oficina sección A.....	58
22. Medición de factores físicos con el Termohigrómetro y toma de muestras en el espacio “V-A” de la vereda sección A	58
23. Se sacó 1 ml de la muestra tomada en campo	59
24. Bacterias y fungi sembradas en las placas Petri	59
25. Placas Petri y matraces llevadas a incubación a temperatura ambiente por un lapso de 8 días	60

26. Siembra de bacterias en placas Petri y los matraces, llevadas a incubación a 37°C por 48 horas	60
27. Placas con crecimiento micótico del mes de enero	61
28. Placas con crecimiento micótico del mes de febrero.....	61
29. Crecimiento de bacterias en el espacio “O-A” de la muestra 2.....	62
30. Crecimiento de bacteria en el espacio “O-A” de la muestra 2	62
31. Diferentes medios con crecimiento bacteriano.....	63
32. Diferentes agares con crecimiento bacteriano	63
33. Realizando el sembrado para las pruebas bioquímicas	64
34. Realizando el sembrado para la diferenciación bioquímica	64
35. Utilizando el ansa circular para realizar el sembrío de bacterias en el tubo de ensayo ...	65
36. Colocando los tubos de ensayo con las bacterias sembradas en la incubadora a una temperatura de 37 °C por un lapso de 48 horas	65
37. Sacando los tubos de ensayo de la incubadora después de 48 horas para adicionar sus respectivos reactivos	66
38. Observando las reacciones de cada medio	66
39. Tubos con medios INDOL sin reacción (-)	67
40. Medios SIM con presencia de H ₂ S	67
41. Tubos con caldo RM (-) Tubos con caldo VP con reacción (+).....	68
42. Tubos con Citrato de Simmos positivos de color azul	68
43. Tubos con medio SIM con presencia de H ₂ S los de color negro, y los de color caramelo son tubos negativos	69
44. Tubos con medio LIA con presencia de gas.....	69
45. Tubos con medio TSI con presencia de gas y presencia de H ₂ S en los espacios M1-A, M2-B y “O-A”.....	70
46. Medio con caldo Malonato sin reacción (-).....	70
47. Tubos con medio ÚREA, y presencia de gas en los espacios M2-A, M2-B y “O-A” significando que es (+).....	71
48. Tubos con medio Úrea, ambos con presencia de gas. El de color rojo es (+) y el de color naranja es (-).....	71
49. Realizando la coloración Gram a la lámina portaobjeto.....	72
50. Echando Acetona a la lámina del portaobjeto	72
51. Láminas con frotis y coloración Gram de la muestra 2 para ser observadas al microscopio	73

52.	Bacteria Bacilo Gram (-)	73
53.	Bacteria Bacilo Gram (-)	74
54.	Bacteria Bacillos Gram (+).....	74
55.	Bacteria Lactobacillos Gram (+)	75
56.	Bacteria Staphylococcus Gram (+).....	75
57.	Bacteria Streptobacillos Gram (+)	76
58.	Bacteria Lactobacilos Gram (+)	76
59.	Placas Petri con crecimiento de hongos de la muestra N°4.....	77
60.	Placas Petri con el microcultivo realizado.....	77
61.	Llevando las placas Petri de fungi a incubadora a temperatura ambiente.....	78
62.	Placas de microcultivo colocados en la incubadora a temperatura ambiente.....	78
63.	Placas Petri con crecimiento de fungi.....	79
64.	Láminas selladas para observar los fungi	79
65.	Observación de láminas del microcultivo en el microscopio	80
66.	<i>Pyricularia sp.</i>	80
67.	<i>Fusarium sp.</i>	81
68.	<i>Fusarium oxysporium sp.</i>	81
69.	<i>Geotrichum sp.</i>	82
70.	<i>Epidermophyton sp.</i> y <i>Fusarium sp.</i>	82
71.	<i>Aspergillus sp.</i>	83
72.	<i>Aspergillus sp.</i>	83
73.	<i>Aspergillus sp.</i> – M1, espacio M2-B	84
74.	<i>Fusarium sp.</i>	84
75.	<i>Penicillium sp.</i>	85
76.	<i>Aspergillus niger sp.</i>	85
77.	<i>Rhizopus sp.</i> – M1 espacio M2-B.....	86
78.	<i>Microsporum sp.</i>	86
79.	<i>Microsporum sp.</i>	87

RESUMEN

El presente estudio de investigación tiene como objeto determinar la calidad microbiológica del aire del criadero de cerdos de la UNAS – Tingo María para tal fin se realizó una prueba de calidad del aire mediante el método Impringer en 4 espacios del criadero de cerdos y en 2 espacios alrededor del criadero. Para realizar la investigación se tomaron en cuenta factores tales como temperatura y humedad para cada espacio de muestra y se determinó la calidad microbiológica tanto de hongos como bacterias. El estudio dio por resultado el máximo valor promedio de la temperatura de 30°C y un valor mínimo de 25.5°C. En el caso de microorganismos se evidenció como valor máximo la presencia de bacterias en el espacio M2-B con 200 000 UFC/ m³ en el aire y la presencia de hongos como valor máximo en el espacio M1-B con 304 000 UFC/ m³ en el aire. Los géneros patógenos encontrados en el aire fueron un total de 6 para bacterias y un total de 7 para hongos.

Según los resultados se precisó que la calidad microbiológica del aire del criadero de cerdos de la UNAS tiene un nivel de contaminación microbiana muy alta sobrepasando los límites establecidos por la Organización Mundial para la Salud. En el caso de la temperatura se determinó que los valores no tienen significancia estadística, al mismo, se identificaron géneros patógenos para humanos en todos los espacios de muestra para microorganismos tanto de hongos como bacterias.

Palabras Clave: bacterias, hongos, temperatura, humedad, patógenos.

ABSTRACT

The objective of this research study is to determine the microbiological quality of the air in the UNAS - Tingo María pig farm. For this purpose, an air quality test was carried out using the Impringuer method in 4 points of the pig farm and in 2 around the hatchery. To carry out the investigation, factors such as temperature and humidity were taken into account for each sampling point and the microbiological quality of both fungi and bacteria was determined. The study resulted in a maximum average temperature value of 30°C and a minimum value of 25.5°C. In the case of microorganisms, the maximum value was the presence of bacteria at point 3 with 200,000 CFU/m³ in the air and the presence of fungi as the maximum value at point 2 with 304,000 CFU/m³ in the air. The pathogenic genera found in the air were a total of 6 for bacteria and a total of 7 for fungi.

According to the results, it was specified that the microbiological quality of the air in the UNAS pig farm has a very high level of microbial contamination exceeding the limits established by the World Health Organization. In the case of temperature, it was determined that the values do not have statistical significance, at the same time, pathogenic genera for humans were identified at all sampling points for microorganisms, both fungi and bacteria.

Keywords: bacteria, fungi, temperature, humidity, pathogens.

I. INTRODUCCIÓN

En los últimos años la contaminación del aire y su calidad microbiológica ha ido complicándose debido a diferentes actividades antropogénicas, tales como las actividades producidas en las granjas. En este caso la crianza de cerdos, que en muchas ocasiones emplean un tipo de crianza convencional, que consiste en criar a estos animales sobre el piso de concreto con un manejo de excretas en forma líquida o limpieza de los corrales, la exposición de estas excretas, además de componentes no digeridos de la dieta y las bacterias del tracto intestinal que son las que producen gases que emanan olores desagradables expandiéndose por el aire y recorriendo grandes extensiones desde su fuente de generación. Es así como el aire se esparce teniendo gran repercusión en la salud humana, con factores físicos que influyen en la dispersión y concentración de hongos y bacterias tales como la temperatura y la humedad relativa que son primordiales en el transporte; siendo así en muchas ocasiones estos microorganismos patógenos causantes de diferentes enfermedades respiratorias que en ocasiones llegan a causar la muerte.

El criadero de cerdos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva no es ajeno a esta problemática porque cuenta con dos galpones de cerdos dentro del campus universitario y cuyas excretas de los cerdos emanan olores desagradables y son una fuente importante para la presencia de diferentes microorganismos que son transportados a través del aire llevándolos por largas extensiones, siendo una fuente de contaminación al medio ambiente así como una molestia por los malos olores para las áreas cercanas tales como OBU, la Biblioteca Central, la Facultad de Industrias Alimentarias, por lo tanto afecta de manera directa a los trabajadores y personas que se encuentran dentro del área.

Hasta la fecha, los efectos a largo plazo por contaminación ambiental no se comprenden completamente a escala respiratoria, sistémica y celular, por lo que es necesario desarrollar un procedimiento futuro para la correlación entre la contaminación ambiental y la contaminación microbiana.

Es por esta razón que este proyecto determinará la calidad microbiológica del aire en el criadero de cerdos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva con el propósito de reconocer a las bacterias y hongos patógenos que pudieran afectar al personal que labora in situ, así como a los alumnos y visitantes de otros lugares que puedan venir a conocer dichos porcinos.

La presente investigación plantea resolver la siguiente incógnita: ¿Cuál será la calidad microbiológica del aire del criadero de cerdos de la Universidad Nacional de la Selva – Tingo María?

Se tiene como hipótesis que la calidad microbiológica del aire del criadero de cerdos de la UNAS es buena.

Objetivo General

Determinar la calidad microbiológica del aire del criadero de cerdos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva – Tingo María.

Objetivo Específico

- Determinar la variabilidad micro climática en las instalaciones del criadero de cerdos.
- Estudiar la presencia o ausencia de los microorganismos en el aire del criadero de cerdos de la UNAS y sus alrededores.
- Identificar el género de microorganismos patógenos en el aire del criadero de cerdos de la UNAS y sus alrededores.
- Establecer la calidad microbiológica del aire del criadero de cerdos en función a los valores referenciales de la Organización Mundial de la Salud.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes de la investigación

2.1.1. Antecedentes nacionales

Según Olivera (2020), en su trabajo de investigación acerca de calidad microbiológica del aire en seis áreas de la microestación biológica del zoológico de la Universidad Nacional Agraria de la Selva en Tingo María, concluye, que la cantidad de especies bacterianas encontradas fueron 12 entre ellos los más patógenos eran *Klebsiella sp*, *Staphylococcus sp*, *Arizona sp*, *Shigella sp* y *Pantoea agglomerans sp*, donde manifiesta que están relacionados a la materia fecal de los animales y a la abundante humedad del medio; entre los géneros fúngicos, se encontraron 6 y los patógenos tales como *Candida sp*, *Rhizopus sp*, *Penicillium sp* y *Aspergillus sp*, donde nos dice que estos provocan afecciones en la salud y la agricultura.

Ramos (2019), realizó un estudio de microorganismos patógenos que se encuentran en el aire presentes en partículas atmosféricas y nos dice que éstas pueden depositarse en siete áreas verdes de Tingo María, arrojando que se encontraron 28 géneros de patógenos, entre ellos bacterias comunes como: *Staphylococcus sp*, *Bacillus sp*, *Pantoea agglomerans* y entre los hongos más representativos: *Candida sp*, *Rhizopus sp*, *Aspergillus sp*. y estos fitopatógenos como *Fusarium sp*, *Trichoderma sp*, *Trichosporium sp* y *Botrytis sp*; también realizó las pruebas de Pearson donde evidenció una buena correlación estadística significativa con respecto a las partículas atmosféricas sedimentables y los patógenos encontrados en el aire.

Advíncula (2021), afirma su estudio sobre la contaminación microbiana del aire por bacterias y hongos en el distrito de Castillo Grande – Leoncio Prado, concluyendo, haber encontrado 12 especies bacterianas patógenos tales como: *Pantoea agglomerans*, *Proteus mirabilis*, *Bacillus sp.*, *Staphylococcus epidermis* y *Staphylococcus aureus* siendo estos los más importantes. En el caso de fungi encontró 9 géneros patógenos, el cual tuvo mayor predominancia el género *Geotrichum sp.* y *Fusarium sp.* Asimismo expresa que la presencia de estos géneros y especies de microorganismos encontrados son indicadores de contaminación microbiana en el aire de Castillo Grande.

2.1.2. Antecedentes Internacionales

Este primer trabajo se realizó en la ciudad de Neiva, Colombia por (Mendez, 2015), donde identificaron bacterias y hongos en el aire de Neiva, Colombia, allí

muestrearon en seis zonas estratégicas, como la Zona Industrial Norte (ZIN), Universidad Sur Colombiana (USC), Zona Industrial Sur (ZIS), Centro de la ciudad, Oriente y Río Magdalena; encontrándose ciertas variedades de microorganismos en el aire, sobre todo que los factores ambientales como la temperatura y la humedad relativa son importantes para el crecimiento de microorganismos en el aire, especialmente en poblaciones bacterianas, y se registraron gran cantidad de UFC durante la estación seca. Demostraron que los bacilos Gram positivos no esporulados son de frecuencia muy común en la ZIN y ZIS, los bacilos Gram positivos esporulados se presentan de forma ocasional en ZIN y rara en las demás zonas mientras que los bacilos Gram negativos son de aparición rara en todas las zonas y los cocos Gram positivos son frecuentes en la ZIN y ZIS; también aislaron 15 morfotipos fúngicos y descubrieron que el género *Aspergillus* sp. es el de mayor frecuencia de aparición, y el de mayor número de especies reportadas: *A. clavatus*, *A. flavus*, *A. fumigatus*, *A. niger* y *A. terricola*. Con respecto a las seis zonas de muestreo lograron observar en temporadas de lluvia las levaduras identificadas como *Candida* sp., y *Saccharomyces* sp.; y otras más que se aislaron seis zonas no fueron posible identificarlas.

Así mismo, otro trabajo realizado por (Herrera, 2009) titulado: “Impacto de la calidad microbiológica del aire externo en el ambiente interno en la salud del personal de cuatro laboratorios de instituciones públicas en la ciudad de Guatemala y Bárcenas Villa Nueva, menciona que solamente los laboratorios que se encontraron mayor carga de hongos en el aire interior durante todo el estudio fue Empagua (8100 UFC/m³), y por lo contrario, en el aire exterior fue Amsa (14460 UFC/m³); por otro lado, todas las cargas bacterianas del laboratorio estuvieron por debajo del estándar bacteriano aplicable (1,000 UFC/m³) por lo que no representa un riesgo para la salud ocupacional; con respecto a las especies fúngicas, concluyeron que el género con mayor predominancia durante los seis meses de muestreo fue *Cladosporium*, y también se encontraron efectos celulolíticos significativos en *Aspergillus* sp., *Fusarium* sp. y *Penicillium* sp., que presentan riesgos para los documentos que se archivan en los laboratorios.

Según Solís (2011), que realizó el estudio de fungi presentes en el aire de las áreas ocupacionales y exteriores del laboratorio de investigación en productos naturales, ubicado en el edificio T-10 en la ciudad universitaria en zona 12, y el laboratorio ubicado en zona 1 del centro de información y asesoría toxicológica del Departamento de Toxicología, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala, muestra que la mayor carga fúngica fue de 1786 UFC/m³ en agosto y 2240 UFC /m³ al aire libre en el mes de junio. La carga fúngica más baja fue de 773 UFC/ m³ en el interior en marzo y de 843

UFC /m³ en el exterior en agosto. La humedad más baja se registró en marzo (35% en interiores y 23% en exteriores).

2.2. Calidad del aire

No disfrutar de un ambiente ventilado de calidad es una cuestión de riesgo potencial o de daño a la seguridad, salud de las personas y el medio ambiente, al mismo tiempo se sabe que, sus componentes, como la carencia o abundancia de alguno de sus elementos, determinan la causa de la calidad del aire. Por tanto, dichos componentes están representados por la densidad o por el tamaño del contaminante, su apariencia física y la presencia de microorganismos (Vargas, 2011).

2.3. Contaminación del aire

Vaquero De La Hoz (2011) afirma que el aire y sus contaminantes son una de las mayores amenazas para la salud humana en todo el mundo, y las emisiones de las fábricas, las esporas y los mohos están suspendidos en partícula de sólidos. La toxicidad del aire contaminado provoca una serie de problemas de salud para las personas mayores, entre ellos el riesgo de enfermedades cardíacas y pulmonares, que afectan al cuerpo humano porque contamina no solo el exterior sino también el interior de las viviendas.

2.4. Calidad microbiológica del aire

En las últimas décadas se han registrado altos niveles de contaminación, tanto gaseosa como particulado, con repercusiones en el bienestar de las personas. Tradicionalmente, la investigación sobre los efectos sobre la salud que ocasionan las partículas en suspensión o material particulado (PM) en el aire, se han centrado en partículas <10> 2,5 µm. En comparación con PM 2,5, estas partículas se caracterizan por tener diferentes orígenes y composiciones (Barahona, 2010).

Los estudios científicos de la contaminación no han relacionado ni descartado la presencia de los componentes bióticos, específicamente microorganismos, en el material particulado, con el aumento consecuente de las enfermedades respiratorias. Tomando en cuenta que el material particulado tiene rangos de tamaño en la fracción respirable, sería posible que retuviera microorganismos de un tamaño más pequeño a 10 micrómetros (Barahona, 2010).

Pastor (2010), nos dice que los microorganismos presentes en el aire son de gran importancia biológica y económica porque causan afecciones en vegetales, animales y personas, también contribuyen a la descomposición y corrosión de monumentos y metales. Su transporte se realiza sobre partículas de polvo, restos de hojarasca, la piel, la fibra de las

prendas de vestir, las gotas de agua o las gotas de saliva que son esparcidas al toser, estornudar o al hablar.

2.5. Tipos de microorganismos presentes en el aire

Rodríguez (2002) afirma sobre las enfermedades respiratorias que son de importancia socioeconómica porque se transmiten fácilmente a través de las actividades humanas. Las enfermedades respiratorias son la ocurrencia más común en la comunidad. Cabe recordar que una persona respira millones de m³ de aire durante su vida en la que hay muchos microorganismos. Hay muchas enfermedades causadas por bacterias en el aire.

Méndez *et al.*, (2015), afirman que se ha demostrado que los microorganismos bacterianos y fúngicos transportados por el aire son causantes de afecciones en plantas, animales y personas. Aquí están incluidos *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas*, *Aspergillus* y especies de *Fusarium*. Con base en lo anterior se ha registrado enfermedades propias que afectan al sistema respiratorio, como asma, bronquitis, neumonía y enfermedades la piel.

2.5.1. Bacterias

Según Catalina (2018), se trata de microorganismos unicelulares que se reproducen por fisión binaria y son procariotas. Gran parte de estos microorganismos son de vida libre, con excepciones en aquellos microorganismos que son de vida intracelular obligada. Las principales estructuras que representan son la pared celular, la membrana celular, los ribosomas y el ADN.

Las bacterias se caracterizan por crecer mejor a temperaturas entre 25 y 38 °C y en un pH en el rango de 7-8, con algunas especies tolerantes a temperaturas inferiores a 0°C, mientras que las especies termófilas persisten por encima de los 45°C. Alguno de ellos logran sobrevivir tanto con presencia de oxígeno como sin la presencia de este mismo (Herrera, 2009).

Los estudios realizados en la ciudad de Marsella han demostrado que las bacterias aumentan en cantidad a medida que se incrementa la temperatura y la intensidad del viento (Rojas *et al.*,2010).

2.5.1.1. Género *Staphylococcus*

(Cervantes *et al.*,2014) afirman que estas bacterias pertenecen a la familia Micrococcaceae, con forma de racimos de uva y son Gram positivas. Esta bacteria se caracteriza por ser inmóvil, no esporogénico, no capsulada, anaerobios facultativos, catalasa

negativa, pueden causar inflamación y esporulación. Según (Nicolle, 2006) entre las especies relacionadas frecuentemente con las enfermedades en el ser humano están *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus saprophyticus*, *Staphylococcus capitis* y *Staphylococcus haemolyticus*.

2.5.1.2. Género *Salmonella*

Según (Barreto *et al.*, 2016), son bacterias Gram negativas, pertenecientes a la familia Enterobacteriaceae, facultativamente intracelulares y que suelen agruparse entre especies como *Salmonella bongori* o también *Salmonella enterica*, no obstante, la patogenicidad de esta última contiene más de 2600 serotipos identificados hasta ahora. Estas bacterias son conocidas como las causantes de enfermedades que infectan a animales de sangre caliente y pertenecen a la subespecie – entérica. Su forma infecciosa son las heces y puede contagiarse directa o indirectamente a través de los alimentos. Estas bacterias pueden crecer a 5°C y 47°C con una temperatura óptima de 37°C. Varias especies de este género viven en los intestinos de los humanos y algunos animales (Pascual, 2005).

2.5.1.3. Género *Enterobacter*

En su mayor parte estos microbios pertenecientes al género *Enterobacter* suelen ser oportunistas y pueden causar enfermedades infecciosas en diferente parte del organismo vivo, en especial si este presenta afectación por inmunodeficiencia. Las bacterias intestinales pueden irrumpir cualquier fragmento del cuerpo ocasionando afecciones en el sistema respiratorio y diversas enfermedades del tracto digestivo. Estos microbios suelen sobrevivir durante mucho tiempo si la humedad del aire es la adecuada para ellos (Cruz, 2006).

Se encuentran ampliamente distribuidos en las plantas, el agua, suelo y la flora intestinal de humanos y animales (Fariñas *et al.*, 2013).

2.5.1.4. Género *Serratia*

Son bacterias Gram y oxidasa negativas, siendo la más patógena *Serratia marcescens*, bacterias oportunistas y de hábitats naturales. Crece frecuentemente en los agares Chocolate, Sangre, MacConkey. Sus colonias suelen estar pigmentadas y se logran transmitir de persona a persona, debido a esto es de suma relevancia la higiene en las manos, de enseres en los laboratorios, etc. (Pérez 2017). Este organismo puede soportar condiciones extremas, incluidos muchos desinfectantes, y a menudo se aísla del tracto respiratorio y de las heridas. Las infecciones de transmisión sanguínea pueden provocar casos de osteomielitis y artritis séptica, entre otros (Mandell *et al.*, 2006).

2.5.2. Fungi (Hongos)

Estos microorganismos forman parte del reino de los hongos, que son grupos sumamente distintos de las plantas y los animales. Los hongos son muy diferentes a las plantas, puesto a que no fabrican su propio alimento, sino que son dependientes de la descomposición de éstas para lograr obtener su alimento, como también logran alimentarse de otros compuestos.

Ya que estos microorganismos suelen alimentarse de materia orgánica muerta, se les suele llamar saprófitos, también son conocidos como simbióticos porque se asocian a la raíz de una planta para poder vivir y en cambio la planta puede obtener mejores nutrientes del suelo, o parasitarios porque suelen ocasionar alguna afección a la planta u organismo q se encuentran habitando. Los hongos realizan formación de hifas que son pequeños filamentos que sobresalen de las esporas con forma de hilos, son estas hifas las que, al expandirse, forman una consistencia blanquecina y pomposa llamada micelio que sirven para formar estructuras para su reproducción (Oei, 2003). Su función principal, es producir esporas para su liberación al medio ambiente (Mata, 2005). Lo que principalmente determina que los fungi se preserven en el ecosistema es el porcentaje de agua disponible en el medio en el que ellos se encuentren (Mishalski, 1985). Así mismo, Bovallius *et al.*, (1978) manifiestan que su abundancia es sobre todo en verano, pero, por otro lado, afirma que el crecimiento bacteriano ocurre en otoño y primavera a razón de la existencia de factores como la exhibición a la luz del sol, la humedad relativa y la temperatura.

2.5.2.1. Género *Fusarium*

Según Tapia et al., (2014), mencionan que el género *Fusarium* pertenecen a aquellos grupos de hongos con filamentos que se encuentran ampliamente dispersados en suelos y plantas.

Se les considera oportunistas por su facultad de crecimiento a los 37°C. Al mismo, aseguran que suelen ser el motivo de infecciones sistémicas en pacientes inmunodeprimidos, lo que conduce a un elevado índice de mortandad. Algunas de estas especies fabrican sustancias tóxicas que son dañinas para humanos y animales. Incluso indican que hay más de 100 especies de *Fusarium* enumeradas y solo 12 son consideradas dañinas para los humanos, incluida *F. solani*, *F. oxysporum* y *F. verticilloides* en orden de frecuencia.

Para Jawetz (2010), el reconocimiento de las especies de este género es un poco limitado debido a las diferencias que estas presentan en el Agar Papa

Dextrosa (PDA), medio que se utiliza para el aislamiento de hongos. Del mismo modo, observaron que varios pigmentos pueden alcanzar el blanco-rosa y el naranja para determinar la unión de este patógeno.

2.5.2.2. Género *Geotrichum*

Este género de hongos está muy extendido y se deriva de la Geotricosis, una enfermedad infecciosa causada por este género que habita el cuerpo humano, la epidermis y las mucosas. Esta afección puede darse por una causa extrínseca o intrínseca, y los síntomas son similares a los de la tuberculosis. La piel tiene lesiones abultadas que pueden tratarse con yoduro de potasio de genciana (Romero, 2007).

2.5.2.3. Género *Aspergillus*

Barahona (2010), menciona que es un hongo filamentoso común y ampliamente distribuido en todas partes del medio ambiente, se caracteriza por ser un hongo cosmopolita. Se regenera fácilmente a altas temperaturas y está presente en el suelo, el aire, el agua, las plantas y la materia orgánica descompuesta. Cuando los conidios están en el aire, se inhalan, afectando así los senos paranasales y los pulmones, donde la enfermedad es más común. En personas inmunodeprimidas, puede actuar como un alérgeno fuerte o invadir cavidades preexistentes donde luego se desarrollan. Se reconocen alrededor de 180 especies, 33 de las cuales se han asociado con enfermedades humanas. Algunos de ellos tales como: *A. fumigatus*, *A. flavus*, *A. niger*, *A. terreus*, *A. nidulans*.

Antonio *et al.*, (2018), menciona que este hongo generalmente crece en abonos, fertilizantes, hojas caídas y granos almacenados. Provoca infecciones o aspergilosis, que es una reacción alérgica.

2.5.2.4. Género *Penicillium*

Los integrantes de este género, *Penicillium*, son hongos filamentosos y peludos con una textura esponjosa que están muy extendidos en la naturaleza y se encuentran en el suelo, plantas en descomposición y el aire. Estos son capaces de ocasionar afecciones, particularmente en pacientes con algún factor de inmunodepresión. Produce micotoxinas. Inicialmente son blancos y luego se vuelven, azules, gris verdoso, gris oliva, amarillentos o rosados (Romero, 2007). Este género posee una gran variedad de especies, dentro ellos tenemos: *Penicillium purpurogenum*, *Penicillium chrysogenum*, *Penicillium janthinellum*, *Penicillium citrinum*, *Penicillium marneffeii* y (Martinez, 2003).

2.6. Condiciones del medio ambiente favorecedoras al crecimiento de microorganismos

Según Prescott (2008), la capacidad de algunos microorganismos para adaptarse a entornos hostiles y extremos es verdaderamente extraordinaria. Están en todos lados. Muchos hábitats donde las bacterias pueden prosperar matan a la mayoría de los otros microbios. Los microorganismos que se reproducen a condiciones tan extremas a menudo se denominan extremófilos. Se explicará brevemente cómo algunos de los factores o condiciones ambientales más importantes afectan el crecimiento microbiano. Se pone más énfasis en los efectos del agua, el pH, la humedad y la temperatura, también cabe decir que estas condiciones del medio ambiente influyen en la descomposición de materiales orgánicos.

De La Rosa *et al.*, (2002), mencionan que el tiempo de residencia de los microorganismos en el aire depende de la forma, el tamaño, el peso de los microorganismos y la presencia de la resistencia del flujo del aire para mantener y levantar los microorganismos. Los factores negativos son obstáculos que ralentizan la velocidad y la fricción contra el viento y la precipitación que atrae partículas en el aire al suelo. Aparte, se producen más esporas y muchas esporas mueren en la atmósfera, pero cierto éxito da por garantizar la subsistencia y esparcimiento de muchos de los microorganismos. Se sabe que la subsistencia bacteriana varía según su diversidad en estructura y metabolismo. Por lo regular, estas bacterias Gram positivas tienden a ser muy resistentes a diferencia de las Gram negativas debido a sus gruesas paredes celulares. Por ejemplo, cuando el aire es seco, alguna de estas especies de *Bacillus* y *Clostridium* pueden vivir más de 200 años, *Mycobacterium* un mes y *Salmonella* solo 10 minutos.

Juantunen *et al.*, (1987), mencionan que la temperatura y la humedad son necesarias para la vitalidad de bacterias y hongos que flotan en la atmósfera y cada uno de estos microbios se caracteriza por tener una temperatura y una humedad relativa óptima para su crecimiento y desarrollo.

2.6.1. Temperatura

Según (Prescott *et al.*, 2008), la temperatura del ambiente tiene un fuerte efecto en los microorganismos y son especialmente susceptibles. Como suelen ser células unitarias y su temperatura varía con el entorno, es por ello por lo que la temperatura de las células microbianas refleja directamente la temperatura de su entorno. La reacción catalizada es más vulnerable, ya que el factor que más influye sobre el crecimiento es la sensibilidad a la temperatura que tiene la enzima. En condiciones subóptimas, la tasa de crecimiento aumenta al

elevarse la temperatura. Esto se debe a que la velocidad con que ocurren las reacciones catalíticas por las enzimas, como la reacción química, casi se duplica con cada aumento a 10°C. Según va aumentando la aceleración de cada reacción, el proceso de metabolismo se vuelve cada vez más activo a altas temperaturas y los microorganismos crecen más rápido. Desde la temperatura óptima a otras mayores retardan el crecimiento y las temperaturas más altas provocan la muerte. Las altas temperaturas dañan los microorganismos y desnaturalizan las enzimas y proteínas; así mismo, el calor también degrada las membranas microbianas. La bicapa lipídica puede derretirse y colapsar. A temperaturas muy bajas, la membrana se acidificará y las enzimas no funcionarán a alta velocidad. En resumen, cuando un organismo excede la temperatura óptima, la estructura y función celular se ven afectadas.

Según el rango de temperatura a la que prosperan, los microorganismos se clasifican de la siguiente manera: psicrófilos, son microorganismos que pueden crecer a bajas temperaturas de 5°C a 10°C; mesófilos, microorganismos con una temperatura de crecimiento óptima de 25°C a 40°C. y por último los termófilos, la temperatura óptima de estos microorganismos es de 50°C a 60°C con excepciones de algunas especies con una temperatura superior entre 80°C a 120°C, a estos se les denomina hipertermófilos (Prescott *et al.*, 2008).

2.6.2. Humedad relativa

De La Rosa (2002), manifiesta que la humedad relativa es un factor importante, ya que a medida que disminuye en el aire circundante, la cantidad de agua accesible para los microbios disminuye, se produce la desecación y muchos microorganismos pierden su capacidad de reproducción. En zonas de altitud, esta condición promueve la transpiración, lo que permite que ciertas esporas germinen entre las nubes. La humedad relativa atmosférica varía en las zonas desérticas entre el 10 al 20%. Las epidemias de hongos son al menos del 65%, pero la microflora requiere más humedad.

Lidwell (1990), también recalca la gran importancia de la humedad relativa en los microorganismos y nos dice que a medida que reduce esta humedad, se suministra menos cantidad de agua que necesitan los microbios, por tanto, esto produce la desecación lo que conlleva a la inoperatividad de gran cantidad de microorganismos. La sequía generalmente provoca una disminución de la vitalidad, particularmente en la atmósfera inferior durante el día. Mientras mayor altitud, la evaporación mejora las condiciones y algunas de las esporas logran

germinar en las nubes y también está de acuerdo que el límite inferior para que puedan crecer los hongos es de un 65% y que las bacterias necesitan más humedad.

2.7. Patogenicidad de los microorganismos

Montaño *et al.*, (2010), mencionan que los microorganismos patógenos son microorganismos nocivos para la salud humana, principalmente bacterias, virus y protozoos. Así mismo Prescott *et al.*, (2008) mencionan que algunos de los microorganismos patógenos son las bacterias del género *Pseudomonas* que se encuentran con mucha facilidad en el suelo, el agua y ambientes hospitalarios, y que estos microorganismos suelen ser muy resistentes a los antibióticos.

De acuerdo con Atlas (2002), los microorganismos se transmiten por secreciones nasofaríngeas, se propagan al estornudar, toser y hablar y pueden propagarse a un ritmo notable. Varias enfermedades cuya causa son principalmente ocasionadas por microorganismos, virus, bacterias y hongos se deben a que se propagan a través en la atmósfera.

También De La Rosa *et al.*, (2002), afirman que muchas enfermedades infecciosas en humanos y animales son transmitidas mediante los microorganismos aerotransportados y cuyo efecto es ocasionar enfermedades sobre todo dentro del sistema respiratorio. El organismo involucrado se transmite a través de las secreciones nasales y faríngeas, que se propagan al toser, estornudar y hablar, alcanzando velocidades de hasta 300 km/h.

2.8. Marco Reglamentario

El Perú actualmente no cuenta con estándares relacionados con la calidad del aire interior. Por lo tanto, no existe un valor de referencia o un estándar para la calidad del aire según Jaimes, (2014). En tal sentido no existe normativa peruana para un estándar de calidad de aire microbiológico tanto para ambientes internos como para exteriores, sin embargo, organizaciones como la OMS (Organización mundial para la salud), tienen valores referenciales para la calidad de aire microbiológico que se muestran a continuación:

Tabla 1. Concentración de bacterias mediante niveles de contaminación

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

Fuente. Organización Mundial de Salud (OMS); (Cost Project 613 Report n° 12)

Tabla 2. Concentración de hongos mediante niveles de contaminación

Nivel de contaminación	Concentración de hongos (UFC/m3 en el aire)
Muy baja	< 25
Baja	25 - 100
Intermedia	100 - 500
Alta	500 - 2000
Muy alta	> 2000

Fuente. Organización Mundial de Salud (OMS); (Cost Project 613 Report n° 12)

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación y descripción del área de estudio

El presente estudio fue desarrollado en el criadero de cerdos de la granja de la Facultad de Zootecnia y en el laboratorio de Microbiología de la Universidad Nacional Agraria de la Selva en la ciudad de Tingo María.

3.1.1. Ubicación política

Región : Huánuco
Provincia : Leoncio Prado
Distrito : Rupa Rupa

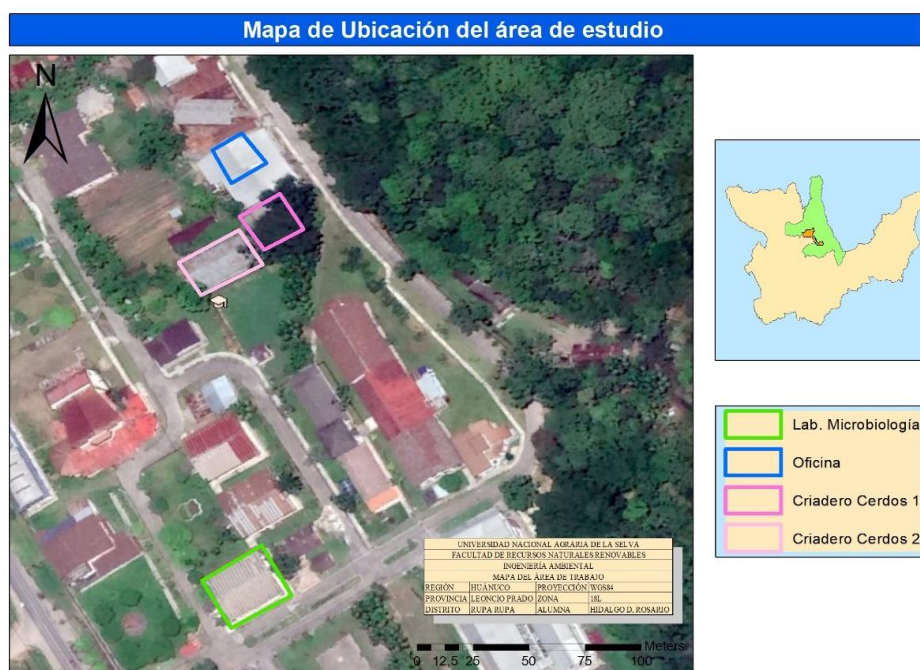


Figura 1. Ubicación del área de estudio

3.1.2. Aspectos sociales y ambientales

3.1.2.1. Clima

Tingo María se caracteriza por tener un clima tropical, alcanzando temperaturas máximas hasta los 35°C y temperaturas mínimas que oscilan entre los 17 °C a 15°C con una humedad atmosférica relativa máxima del 88% y una humedad mínima del 74%. La precipitación media anual de 3155 mm. (Holdrige, 1987). De acuerdo con la rosa de dispersión entre el periodo de abril a mayo del 2018 nos muestra que vienen distribuidos con

una predominancia en dirección al oeste-suroeste (WSW), oeste (W) y oeste-noroeste (WNW) teniendo valores de 28%, 26% y 16 % estos vientos tienen una rapidez que alcanzan hasta los 5,5 m/s medidos por la estación meteorológica de la UNAS, 2018.

3.1.2.2.Zona de vida

El Mapa Ecológico pertenece a la zona de vida bosque muy húmedo Premontano Tropical (bmh-PT), dicha área se establece en la clase N°09 de la norma de lista de tierras (HOLDRIGE, 1987).

3.1.2.3.Población

Según La Dirección de Asuntos Académicos de la UNAS 2021; la facultad de zootecnia tiene una población estudiantil de 423 alumnos y un total de 41 docentes.

3.2. Materiales

Se utilizaron los siguientes materiales: un termohigrómetro digital, matraz de Erlenmeyer, placa petri, vaso precipitado, tubo de ensayo, jeringa de 60 ml, algodón, pipeta, pinza, varilla de vidrio, cubre objeto, porta objeto, gradillas, mechero de Bunsen, asa de siembra, ansa micológica, agitadores, espátulas, papel Craft, mascarillas, gorros y guantes quirúrgicos.

Para la determinación de microorganismos utilizamos los siguientes medios enriquecedores: Brain Heart Broth (BHI), Agar Plate Count, Agar manitol salado, Agar M77, Agar Cistina-Lactosa Deficiente en Electrolitos (CLED), Agar Mac Conkey, Agar Cetrimide, Agar Staphylococcus, Agar Sabouraud glucosado al 4%, Caldo peptona, Agar Plate Count.

Para realizar las pruebas bioquímicas utilizamos: Caldo peptona 0.1%, Caldo rojo de metilo y Voges-Proskauer (RM, VP), Agar hierro-triple azúcar (TSI), Agar lisina hierro (LIA), Agar citrato de Simmons, Caldo malonato y Agar úrea.

En los reactivos utilizamos el reactivo según Kovacs, Rojo de metilo, Hidróxido de sodio al 4% (NaOH), Alfa naftol y Azul lactofenol-glicerol.

Entre los equipos utilizamos un microscopio, autoclave, balanza, baño María, contador de colonias, cabina de bioseguridad, cámara fotográfica digital y un GPS (GARMIN)

3.2.1. Tipo de investigación

El presente estudio es de tipo experimental, para lo cual se plantean las siguientes variables:

3.2.2. Variables en estudio

3.2.2.1. Variable dependiente

Calidad microbiológica del aire.

3.2.2.2. Variable independiente

Criadero de cerdos.

3.2.2.3. Variables intervinientes

- Variedad de microorganismos encontrados.
- Factores ambientales (Temperatura y humedad relativa).

3.2.3. Diseño de investigación

El diseño que se adaptó fue de tipo descriptivo longitudinal con seis espacios de muestra denominados de la siguiente manera: M1 - A: módulo 1 – A, M1-B: módulo 1-B, M2 - A: módulo 2 – A, M2-B: módulo 2-B, y O-A: Oficina – A, V-A: vereda – A, para el criadero de cerdos y 6 repeticiones según el siguiente esquema:

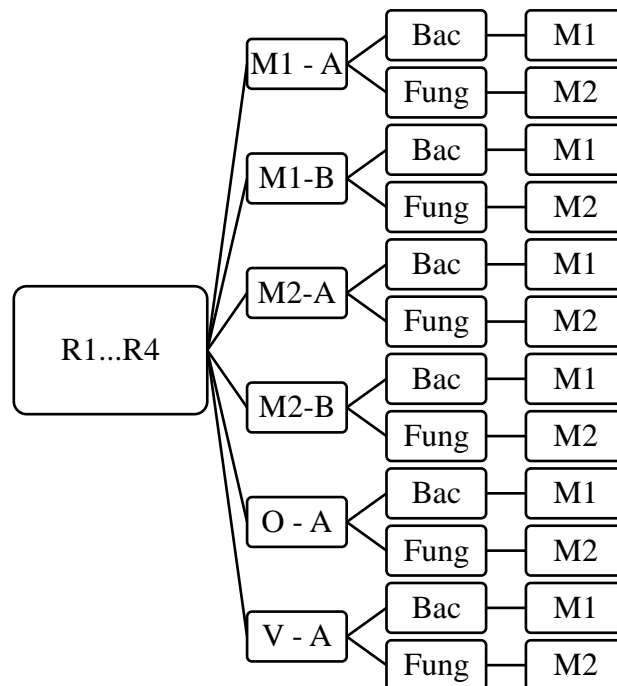


Figura 2. Diseño de repeticiones

[R] Repeticiones 1,2,3,4. [E]: Espacios de muestra, [Bac]: Bacterias, [Fun]: Fungi, [M]: Muestras.

3.2.4. Procedimiento estadístico

Se implantó un procedimiento estadístico con el 5% de error experimental, y se determinó la existencia de diferencias significativas entre los espacios y las repeticiones, se demostró la existencia de esta diferencia y se aplicó una prueba de Duncan a un nivel de confianza del 95%, dónde se determinó entre que observaciones se da estas diferencias.

Tabla 3. Procedimiento estadístico

Fuente de variación	GL	SC	CM	Fc	Signif
Tratamientos	$t - 1$	ST- e	SCtrat/GLtrat	CMtrat/CMe	$F_c > F_t$
Error	$t(r-1)$	SCT-SCtrat	SCerror/GLe		
TOTAL	$t.r-1$				

3.3. Metodología

3.3.1. Identificación del lugar a investigar

Se llevó a cabo las visitas correspondientes para reconocer y familiarizarnos con el lugar a investigar, de esa manera se estableció los espacios de muestra de manera estratégica en el criadero de cerdos de la UNAS. (Ver Anexo 1).

3.3.1.1. Selección del espacio de muestreo

Se seleccionó cada espacio de muestra mediante percepción olfativa, se percepto los malos olores de mayor a menor intensidad, obteniendo dos espacios de muestra por cada módulo. Para los alrededores se tomó en consideración solo un espacio de muestra para el lado izquierdo de la oficina, tomando el espacio donde se percibió con más intensidad el mal olor y para el lado del frente en la vereda del mismo modo.

3.3.1.2. Características de los espacios de muestra

Se expresa las características en la siguiente tabla donde se considera que un cerdo de 100 kg excreta aproximadamente 6.7 kg entre heces y orina, en el caso del criadero de cerdos se calculó de acuerdo con la cantidad y el peso de cerdos, marranas y lechones que se encontraban en los módulos durante las fechas de muestra.

Tabla 4. Características de los espacios de muestra

Lugar de ejecución	Punto de muestreo	Características	Individuo	Cantidad	Volumen (Kg) de excretas al día
Módulo 1	M1-A	Planta de cerdos de engorde	Cerdos / Lechones	18	79.6
	M1-B		Cerdos / Lechones	16	107.38
Módulo 2	M2-A	Planta ganado porcinos maternidad	Marranas / Lechones	15	61.7
	M2-B		Marranas / Lechones	20	72.5
Oficina	O -A	Trabajo administrativo	Persona	3 a 5	-
Vereda	V-A	Tránsito peatonal	Persona	8	-

3.3.1.3. Condiciones del medio ambiente

En la tabla 5 se detallan las condiciones ambientales como la temperatura, humedad relativa, velocidad y dirección del viento, factores que se relacionan con el entorno de los espacios de muestra durante los meses de muestreo.

Tabla 5. Condiciones ambientales

Año	Meses de muestreo	Temperatura (°C)	Humedad Relativa (%)	Velocidad del viento	Dirección del viento
2021	Noviembre	30.6	53	0.06 m/s	SE
	Diciembre	29.8	53.7	0.08 m/s	SE
2022	Enero	29.5	54.2	0.08 m/s	SE
	Febrero	29.7	64	0.06 m/s	SE

3.3.1.4. Condiciones de limpieza del criadero

Realizaron la limpieza con frecuencia diaria durante una vez al día, para ello utilizaron abundante agua con ayuda de una manguera para que el agua pueda llegar a todos los ambientes de los módulos, también ocasionalmente aplicaban cloro.

3.3.2. Muestreo

Se realizaron cuatro muestreos, la primera toma de la muestra se llevó a cabo en noviembre del 2021, la segunda muestra fue en diciembre del año 2021, la tercera muestra se realizó en enero del 2022, la cuarta y última muestra se llevó a cabo en febrero del año 2022. Los muestreos se realizaron a partir de las once de la mañana (11: am.). En cada espacio se realizaron en total cuatro repeticiones.

Tabla 6. Ubicación geográfica de los espacios de muestra del criadero de cerdos

Lugar de ejecución	Espacios de muestreo	Coordenadas UTM	
		Este	Norte
Módulo 1	M1 - A	390551.5	89704602
	M1 - B	390552.3	89704572
Módulo 2	M2 - A	390530.2	89704466
	M2 - B	390541.5	89704397
Oficina	O - A	390534.3	89704772
Vereda	V - B	390571.3	89704728

3.3.3. Preparación de medios

Se separaron doce matraces con caldo BHI para seis espacios de muestra de aire, donde se consideró 3.7 g para 100 ml de agua destilada, se echó el caldo BHI a cada uno de los matraces y se agitó vigorosamente para diluir los grumos del caldo BHI, así mismo se seleccionó seis matraces para la muestra tanto de bacterias como para hongos, luego se llevaron los matraces a la autoclave hasta llegar a 15 lb de presión.

Después se sacaron los doce matraces de la autoclave y se dejaron enfriar, se rotularon seis matraces para bacterias y para hongos, para este último se adicionó 0.25 g/l de antibiótico ceftriaxona para restringir el crecimiento de bacterias. (Ver Anexo 2)

3.3.4. Factores físicos

Los factores físicos que fueron evaluados en esta investigación son la temperatura en grados centígrados (°C) y la humedad relativa (%). Estos factores se lograron medir haciendo uso de un termohigrómetro en el cual consistió en exponer al sensor de éste en el aire por un lapso de tres a cuatro minutos hasta que los datos del equipo se estabilizaran, se realizó el mismo proceso en cada espacio de muestra.

3.3.5. Toma de las muestras de aire

Para el presente estudio se realizaron las tomas de muestra de aire al interior y alrededor del criadero de cerdos, mediante el método volumétrico o método Impringer, en el cual se utilizaron doce jeringas estériles descartables de 60 ml cada uno, en cada espacio de muestra se utilizó dos jeringas estériles descartables, tanto uno para bacteria como el otro para hongo, y se realizaron 20 aspiraciones. Las aspiraciones se realizaron a 1.5 m de altura, se sostuvieron los matraces junto con el mechero encendido. El aire succionado de la jeringa se expulsó dentro del frasco con medio de caldo BHI para bacterias, se usó también otro frasco que contenía antibiótico mezclado con el caldo BHI para fungi. Se realizó el mismo procedimiento para los seis espacios de la muestra y finalmente se colocaron los frascos en una caja de tecnopor para ser trasladados al laboratorio de microbiología con mucho cuidado. Ver Anexo 3.

3.3.6. Recuento microbiano

Para realizar el recuento microbiano se usó el procedimiento de conteo en placa en el cual se prepararon seis frascos o matraces conteniendo cada uno 90 ml de caldo peptonado, luego se extrajo 10 ml de cada caldo BHI de la muestra y se añadió a cada matraz con caldo de peptona de acuerdo con el método de dilución en serie, por último, se agregó al frasco con caldo peptona (10^{-1}).

Los resultantes se homogenizaron y diluyeron tres veces, se tomaron muestras de 1 ml para luego ser colocadas en un tubo de ensayo que contenía 9 ml de caldo peptona (10^{-2}), posterior a ello se mezcló homogéneamente para repetir el mismo procedimiento (10^{-3}), y por último se hizo lo mismo (10^{-4}) para que con este se realice el procedimiento de la placa vertida. Se tomó 1 ml del diluyente final para ser vertido a la placa Petri estéril y vacía, después se agregó 10 ml del medio Plate Count a una temperatura de 45°C o 50°C, luego se agitó muy lentamente con cinco movimientos a la derecha y cinco

movimientos a la izquierda y 3 movimientos en forma de infinito, luego se dejó solidificar el agar agregado durante aproximadamente 5 minutos para después llevar las placas a la incubadora a unos 37°C por 48 horas para el caso de recuento de bacterias; en cambio, para el caso de recuento de fungi, se vertió el agar Sabouraud Glucosado al 4% adicionando al antibiótico Ceftriaxona de 1g/l en la placa Petri estéril y se realizó el mismo procedimiento a excepción que la incubación fue por ocho días a temperatura ambiente. Ver Anexo 4.

Después de este periodo, los microorganismos se contaron con el contador de colonias. Se usó la siguiente fórmula para calcular el número de microorganismos (m.o.):

$$\text{m.o.} / m^3 \text{ aire} = \text{Número de colonias} * \text{Inóculo} * \text{Factor de dilución (1)}$$

3.3.7. Preparación de los medios enriquecedores

Para poder realizar el recuento bacteriano y fúngico se preparó los medios enriquecedores, tales como:

CLEED: se agregó 10.87 g para 300 ml de agua destilada en un frasco y fue llevado a la autoclave.

Mac Conkey: 15 g para 300 ml de agua destilada.

M77: para 300 ml de agua destilada se utilizó 1.5 g de Peptona, 0.15 g de K₂SO₄, 0.06 g de MgSO₄, 0.06 g NaCl, 0.06 g FeCl₃, 4.5 g Manitol, 1.5 g Extracto de Levadura y 7.5 g de Agar Agar.

Manitol Salado: para 300 ml de agua se usó 33.3 g de Agar Manitol.

Una vez echado los medios enriquecedores a los matraces se llevan a la autoclave hasta ebullición. Para observar los medios de cultivo ya preparados y sembrados ver el Anexo N°5.

3.3.8. Pruebas de diferenciación bioquímica

Una vez terminada la incubación de las placa petri con bacterias se prepararon baterías con pruebas bioquímicas, las cuales se obtuvieron gracias a las posteriores diluciones: indol, SIM, rojo de metilo, Vogue Proskauer, ÚREA, malonato, TSI, citrato de Simmons y LIA.

Para el procedimiento de la identificación de bacterias por pruebas bioquímicas todos los tubos de ensayo fueron de 5 ml y el procedimiento fué el siguiente:

INDOL: se añadió 0.1 % de caldo peptona y haciendo uso del aza de siembra se sacó el inóculo de la placa Petri y se sembró mediante el método de enjuague, de esta manera se cultivó la bacteria, seguidamente se llevó a incubar por dos días, después de esto se adicionó al tubo de ensayo 3 gotas del reactivo de Kovac para poder identificar la bacteria.

SIM: Se usó 7.2 g para 200 ml de agua, para ser autoclavado a 121°C con una presión de 15 lb durante 15 minutos. Posterior a ello se dejó enfriar y se colocó en tubos de ensayo en columna. Después se sembró mediante el método de puntura. Después de 24 – 48 horas se añade a cada tubo el reactivo de KOVAC de 2 a 3 gotas. Finalmente se observó el INDOL, motilidad y la presencia de Ácido Sulfídrico (H₂S).

Rojo de Metilo: Se usó 2.99 g del caldo Rojo de Metilo y Vogues Proskauer para 250 ml de agua, se llevó al autoclave, se dejó enfriar y se colocaron 5 ml aproximadamente en los tubos de ensayo y se sembraron mediante el método de enjuague, seguidamente se llevó a incubar de 24 – 48 horas, después de esto se adicionó a los tubos de ensayo 3 gotas del reactivo de Rojo de Metilo y se esperó su reacción. Para los tubos Vogues Proskauer se adicionó 3 gotas de KOH₄ y 3 gotas del alfa Naptol, se esperó 15 minutos para la reacción.

Citrato de Simmons: Se usó 2.25 g. en 200 ml de agua para ser autoclavado a 121°C a una presión de 15 lb por un lapso de 15 minutos y posterior a ello se dejó enfriar y se colocó en tubos de ensayo de 5 ml en una inclinación y se dejó enfriar por unos minutos hasta que quedara sólido. Se sembró mediante el método de estría, seguidamente se llevó a la incubadora de 24 – 48 horas a una temperatura de 37°C, el cambio a color azul dió por resultado una reacción positiva.

LIA: Se agregó 6.8 g de agar LIA, 0.5 g de Agar Agar para 200 ml de agua, luego se llevó a ser autoclavado por un tiempo de 15 min a 15 lb de presión. Después se procedió a colocar en cada tubo de ensayo 5 ml de la solución en forma de un pico de flauta y se dejó enfriar. Se sembró mediante el método de puntura y estría, acto seguido fueron incubados por 48 horas a una temperatura de 37°C.

TSI: Se adicionó 6.8 g de LIA, 0.5 g de Agar Agar para 200 ml de agua, luego fueron llevados al autoclave a 121°C a 15 lb de presión mas 15 minutos y posterior a ello se dejó enfriar, se procedió a colocar en cada tubo de ensayo 5 ml de la solución en forma

de pico de flauta para dejarlos enfriar. Se sembró mediante el método de puntura y estría, acto seguido fueron incubados durante 48 horas a una temperatura de 37°C.

Malonato: Para preparar el caldo se adicionó 1.6 g de caldo Malonato para 200 ml de agua, luego se llevó al autoclave, se procedió a colocar en cada tubo de ensayo 5 ml de la solución, se dejó enfriar y acto seguido se realizó el procedimiento de enjuague, después se colocaron los tubos en la incubadora durante 48 horas a una temperatura de 37°C. Se observó si hubo reacción cuando cambiaba a color azul intenso.

Úrea: Se adicionó 3 g de Úrea pura para ser diluida con 10 ml de agua, posterior a ello se adicionó 190 ml de agua, luego se llevó al autoclave, se procedió a colocar en cada tubo de ensayo 5 ml de la solución en forma de columna, se dejó enfriar y acto seguido se sembró mediante el procedimiento de puntura. Fueron llevados a la incubadora por 48 horas a una temperatura de 37°C. Para saber si reaccionó observamos el cambio de color.

Observar Anexo 6.

3.3.9. Tinción gram

Para realizar la tinción Gram se utilizaron todas las células bacterianas que crecieron en los medios de cultivo CLEED, Mac Conkey, M77 y Manitol Salado, y se realizó el siguiente procedimiento:

Se prepararon los porta objetos, limpios y estériles, acto seguido se encendió el mechero Bunsen y se tomó un porta objeto limpio y rotulado, después se abrió una placa Petri detrás del mechero prendido y con ayuda de un anza circular se retiró una muestra de inóculo, para que éste sea colocado en el porta objeto. Al porta objeto se colocó una gota de suero fisiológico (NaCl). Una vez puesto el inóculo en el porta objeto, se realizó el frotis en forma horizontal, dispersando la muestra de manera homogénea. Para secar el porta objeto con el frotis realizado, se pasó por el fuego del mechero. Se Realizó el mismo procedimiento para todas las placas y todos los porta objetos para cada medio de cultivo.

Para la coloración, se agarró un porta objeto con el frotis ya realizado y se adicionó cristal violeta por el lapso de 2 minutos y se lavó a chorro. Después se hechó el lugol y se esperó 2 min. y se volvió a lavar con abundante agua.

Seguido a esto se colocó acetona sobre el frotis durante 5 segundos y realizamos movimientos de vaivén y enjuagamos rápidamente. Para obtener la tinción,

colocamos la Safranina por 30 s y se enjuagó rápidamente para escurrir el porta objeto y ser llevado al mechero para secarlo y finalmente se guardaron.

Para la identificación de bacterias se colocó al porta objeto 2 gotas de aceite de inmersión antes de ser observada al microscopio y posterior a ello se identificó si eran bacterias Gram (+) o bacterias Gram (-)

Este método de coloración Gram se realizó para observar en el microscopio si la bacteria reaccionaba con el cambio de color, ya que cuando una bacteria tiene gruesa la pared de peptidoglicano, esta retiene el color del cristal violeta y significa que es una bacteria Gram (+) y si la bacteria se tornaba de color rosa o rojo es porque era una bacteria Gram (-). Para observar, puede ver el Anexo N°6.

Este método sirvió para identificar si es una bacteria coco Gram (+) o una bacteria Bacilos Gram (-) y poder determinar el género con mayor exactitud.

3.3.10. Microcultivo de hongos

Se utilizaron los siguientes materiales: una placa Petri con soporte de vidrio en forma de herradura, un porta y un cubre objeto estéril. Los materiales mencionados son indispensables para preparar la placa del microcultivo.

Se colocó la placa Petri con medio Agar Glucosado al 0.4% más antibiótico, se dejó enfriar y se dividió en cubitos con una medida de 20 x 20 x 10 mm (espesor no debe ser mayor a 10 milímetros), cada cubito fue colocado encima del porta objeto.

Seleccionando un cultivo primario fúngico aislado de una muestra de aire y una colonia por placa de microcultivo. Se eligió la colonia del hongo utilizando un anza micológica y se procedió a tomar un inóculo para ser trasladado y colocado sobre el cubito q se encontraba en la placa del microcultivo.

Se colocó el cubre objeto sobre el cubito de agar, y se puso dentro de la placa con un algodón húmedo a su costado y finalmente se procedió a tapar la placa.

El microcultivo fué llevado a inoculación a temperie por un lapso de 5-8 días, comprobando todos los días si el algodón seguía húmedo.

Terminando la inoculación se abrió la placa del microcultivo y se retiró lentamente el cubre objeto usando una pinza, este cubre objeto fue colocado encima de un porta objeto estéril donde previamente se administró 2 o 3 gotas del colorante Lactofenol de Aman. Con ayuda de una lámina absorbente retiramos lo sobrante para posterior sellar los lados laterales con esmalte de uñas transparente. Se obtuvo 2 muestras, una del cubre objeto y otra del porta objeto.

El cubo del agar que contenía el hongo del microcultivo fue eliminado en agua con un desinfectante.

Se llevó a visualizar al microscopio usando el objetivo de 40 X donde se pudo observar las características morfológicas del fungi por cada espacio de muestra. Ver Anexo N° 7 y N° 8.

3.3.11. Calidad microbiológica del aire

Para establecer la calidad microbiológica del aire del criadero de cerdos se utilizó la “Tabla 1 y la Tabla 2” de los valores referenciales de la OMS. Los valores de las concentraciones bacterianas y fúngicas del criadero de cerdos fueron comparados con los valores referenciales de la tabla 1 de la concentración para bacterias y la tabla 2 de concentración para fungi, gracias a esto se obtuvo el nivel de contaminación dando por resultado la calidad del aire del criadero de cerdos.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Variación micro climática

4.1.1. Temperatura

La temperatura promedio en cada espacio de muestra, se visualiza en la figura 3 donde el máximo valor promedio de la temperatura es de 29.95 °C en el espacio O-A, y la temperatura promedio mínima es de 28.5 °C en el espacio del Módulo 1-A. Para observar todos los valores de los cuatro meses, puede ver el Anexo 10.

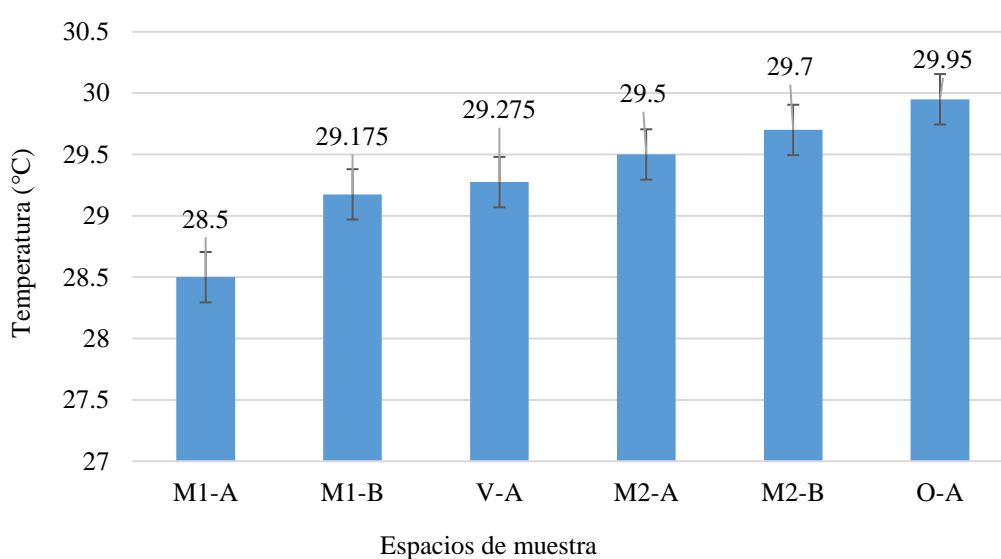


Figura 3. Promedio de la temperatura (°C) por espacio

La tabla 7 del procedimiento estadístico para temperatura nos muestra que la razón-f es igual a 0.48 y que en cambio el valor-p es de 0.79, mayor a 0.05. Esto nos dice que no hay relación ni diferencia estadística entre la media de temperatura en un espacio y otro.

Tabla 7. Procedimiento estadístico de la temperatura

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	5.055	5	1.011	0.48	0.79
Intra grupos	38.045	18	2.11361		
Total (Corr.)	43.1	23			

Según Cruz, et al., (2006) mencionan que la HR y la temperatura son a la inversa proporcional, por eso, la temperatura disminuye mientras la humedad es mayor, con lo cual estamos de acuerdo ya que el dato mínimo de temperatura en el presente trabajo de

investigación se registró en el espacio del Módulo 1-A con 28.5 °C en la figura 3, y el mayor dato de la humedad relativa está también en el espacio del Módulo 1-A con 62.5 (%HR) de la figura 4. Con esto podemos verificar que la humedad y la temperatura son inversamente proporcional.

Subero (2001), en su trabajo de investigación, donde él menciona que los hongos responden a la temperatura de manera similar a las plantas verdes. Son principalmente mediterráneos, creciendo en temperaturas moderadas de 10 a 40 °C, el nivel óptimo está entre 25 y 35 °C, con lo cual estamos totalmente de acuerdo en este trabajo de investigación, ya que las temperaturas fueron las óptimas encontrándose entre los rangos de 28 °C a 30°C los cuáles favorecieron el crecimiento microbiano.

4.1.2. Humedad relativa

En la figura 4 se detalla el valor máximo promedio de los espacios de muestra de la HR con un 62.5 % en el espacio M1 -A, y el valor mínimo promedio de la HR es de 54.25 % que presentan los espacios M2-B, O-A de la oficina y V-A de la vereda; estos valores fueron encontrados durante la muestra de aire en los 4 meses de noviembre y diciembre del 2021, enero y febrero del 2022. Para observar los valores completos ver Anexo N°2.

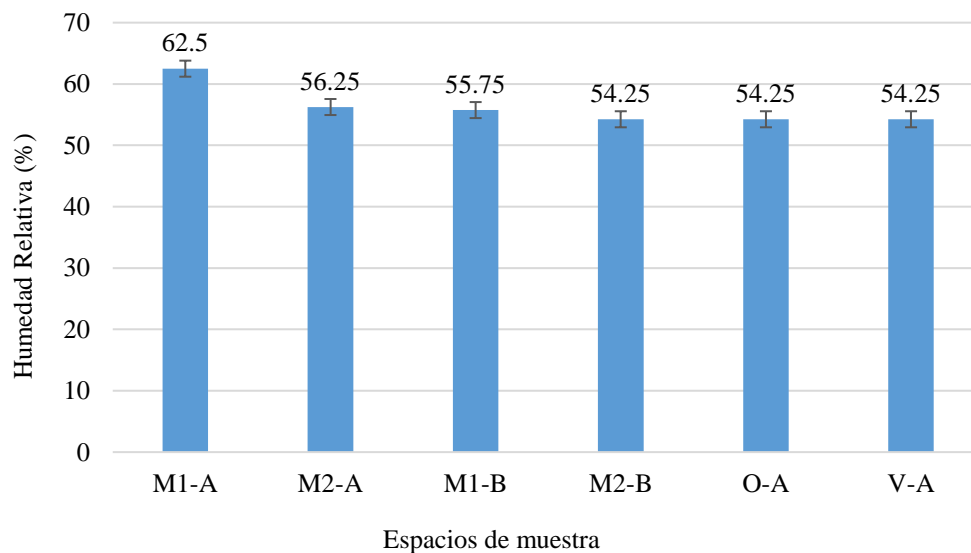


Figura 4. Promedio de la humedad relativa (%) por espacio

La tabla 8 del procedimiento estadístico de la humedad relativa nos demuestra que, la razón-F, tiene un valor de 1.07, en cambio el valor-P de la razón-F es mayor o igual que 0.05. Entonces la diferencia estadística es nula entre la media de humedad con los niveles de un espacio y otro.

Tabla 8. Procedimiento estadístico de la humedad

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	205.208	5	41.0417	1.07	0.4080
Intra grupos	688.75	18	38.2639		
Total (Corr.)	893.958	23			

(Lidwell,1990), señaló que a medida que disminuye la HR en el medio, ocurre un descenso en el agua accesible para los microorganismos, causando desecación e inactivando a muchos de ellos, también está de acuerdo que el mínimo valor tope para el desarrollo de fungi es del 65% y que las bacterias necesitan mayor humedad. Con respecto a su teoría estamos de acuerdo puesto que los valores mínimos de humedad relativa nos dieron menos carga microbiana mientras que el promedio de la humedad relativa en el presente trabajo de investigación estuvo en un rango de 62.5 % a 54.25 % época de invierno ideal para el crecimiento de hongos.

4.2. Microorganismos presentes en el aire del criadero de cerdos de la UNAS y sus alrededores

4.2.1. Unidades formadoras de colonias bacterianas por metro cúbico de aire (UFC/m³)

En la tabla 9 se detalla los microorganismos encontrados en la época de invierno durante los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero, en el criadero de cerdos de la UNAS y sus alrededores, encontrándose la presencia de bacterias en el módulo 2 del espacio M2-A en el mes de noviembre, obteniendo una cantidad máxima de 200 000 UFC/ m³ en el aire y en la oficina del espacio O-A, en el mismo mes, como cantidad mínima de 5 000 UFC/ m³ en el aire.

Tabla 9. Unidades formadoras de colonia bacteriana por metro cúbico

Lugar de ejecución	Espacios de muestra	Recuento Bacterias (UFC/m³)				Promedio
		Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	
Módulo 1	M1-A	6000	45 000	35 000	22 000	27 000
	M1-B	9000	16 000	26 000	45 000	24 000
Módulo 2	M2-A	200 000	9 000	33 000	12 000	63 500
	M2-B	10 000	23 000	6 000	9 000	12 000
Oficina	O-A	5000	21 000	24 000	120 000	42 500
Vereda	V-A	11 000	13 000	12 000	56 000	23 000

La tabla 10 del procedimiento estadístico de bacterias por espacio de muestreo, nos demuestra que, la razón f tiene un valor de 0.66 y que el valor-p de la razón-f tiene un valor mayor a 0.05. Esto quiere decir que la diferencia estadística es nula entre la media de bacterias de cada espacio de muestreo.

Tabla 10. Procedimiento estadístico para bacterias

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	6.69E9	5	1.338E9	0.66	0.6598
Intra grupos	3.6614E10	18	2.03411E9		
Total (Corr.)	4.3304E10	23			

La concentración de microbios en la atmósfera llega alcanzar los 3000 metros (troposfera), y la concentración de microorganismos por metro cúbico de aire está entre 10^1 y 10^4 según Bovallius *et al.* (1978). Con respecto a esto podemos afirmar su teoría ya que en nuestros resultados se demuestra que los mínimos valores encontrados son de 5 000 UFC/ m^3 y el mayor valor es de 200 000 UFC/ m^3 .

Las bacterias se caracterizan por tener una temperatura óptima de crecimiento entre 25 y 38 °C, con algunas especies tolerantes a temperaturas más frías a los 0°C, mientras que las especies termófilas persisten por encima de los 45°C, también logran vivir con o sin oxígeno según Herrera (2009). Según lo mencionado concordamos ya que en este trabajo de investigación el rango de temperatura ideal para que creciera un significativo número de bacterias fue de 28 °C a 30°C teniendo el mayor valor de crecimiento de 200 000 UFC/ m^3 .

Así mismo Bovallius *et al.* (1978), nos dice que las bacterias crecen en otoño y primavera a razón de la existencia de factores como la exhibición a la luz del sol, la humedad relativa y la temperatura, sin embargo el presente trabajo de investigación se realizó en una localidad donde solo se presentan 2 estaciones al año (verano e invierno) y el muestreo del trabajo se empezó en la época de invierno de los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero, donde se presentó un número muy elevado de bacterias en todos los espacios de muestra como se manifiesta en la tabla 7.

4.2.2. Unidades formadoras de colonias fúngicas por metro cúbico de aire (UFC/ m^3)

En la tabla 11 se detalla los microorganismos encontrados en los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero, en el criadero de cerdos de la UNAS y sus

alrededores, encontrándose la presencia de fungi en el espacio M1-B en el mes de enero, como cantidad máxima de 304 000 UFC/ m^3 en el aire, y en el espacio O-A (oficina) y el espacio V-A (vereda), como cantidad mínima de 2 000 UFC/ m^3 en el aire en el mes de noviembre y diciembre respectivamente.

Tabla 11. Unidades formadoras de colonia fúngica por metro cúbico

Recuento Fungi (UFC/ m^3)						
Lugar de ejecución	Espacios de muestra	Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero	Promedio
Módulo 1	M1-A	10 000	21000	280 000	68 000	94 750
	M1-B	2 000	18 000	304 000	132 000	114 000
Módulo 2	M2-A	2 000	41 000	120 000	104 000	66 750
	M2-B	4 000	63 000	200 000	31 000	74 500
Oficina	O-A	2 000	8 000	53 000	14 000	19 250
Vereda	V-A	5 000	2 000	60 000	34 000	25 250

Al obtener los datos de crecimiento fúngico en los espacios de muestra de la granja de cerdos, podemos observar que los resultados están por encima del estándar máximo que recomienda la Organización Mundial para la salud (OMS). Asimismo, podemos decir que según los resultados de la tabla 9, la OMS califica a la granja de cerdos con un nivel de contaminación muy alta >2000 UFC/ m^3 en el aire.

La tabla 12 de procedimiento estadístico para fungi por cada espacio, nos muestra que la razón-f es 0.72 y el valor-p de la misma razón es mayor a 0.05. Esto indica que la diferencia estadística significativa es nula entre la media de fungi en cada espacio de muestra.

Tabla 12. Procedimiento estadístico para fungi

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	2.82777E10	5	5.65554E9	0.72	0.6174
Intra grupos	1.41535E11	18	7.86307E9		
Total (Corr.)	1.69813E11	23			

GONZALES (2013), menciona que, para evaluar el alcance del aire contaminado a causa de hongos, el nivel debe ser inferior a 500 UFC/cm³ a fin de ser aceptable para el medio ambiente. Con respecto a esta teoría podemos afirmar con nuestro trabajo de investigación que la calidad de aire no es aceptable para el medio ambiente ya que el mínimo valor de hongos encontrados es de 2 000 UFC/ m^3 y el valor máximo de hongos es de 304 000 UFC/ m^3 .

Lo que principalmente determina que los fungi se preserven en el ecosistema es el porcentaje de agua disponible en el medio en el que ellos se encuentren (Mishalski, 1985), lo cual es sumamente cierto comparando los resultados con el presente trabajo, ya que los muestreos se realizaron durante la época de invierno y se demuestra la cantidad elevada de fungi que existe en cada espacio de muestra.

4.3. Identificación del género de los microorganismos patógenos

4.3.1. Géneros bacterianos

En la tabla 13 se puede observar cada género bacteriano hallado en el criadero de cerdos de la UNAS, resultaron ser 6 géneros, como *Serratia sp.*, *Enterobacter sp.*, *Shigella sp.*, *Klebsiella sp.*, *Escherichia sp.* y *Salmonella sp.*, donde el género bacteriano *Serratia sp.* fue el que más prevaleció en todos los espacios de muestra al igual que el género *Enterobacter sp.*, por el contrario, el género *Salmonella sp.* y *Shigella sp.* fueron encontrados en un solo espacio de muestra, en el M1-B.

Tabla 13. Microorganismo, espacio, patogenicidad y afecciones de los géneros de bacterias identificadas

Microorganismo	Espacio	Patogenicidad	Descripción patógena	Afecciones o enfermedades
<i>Escherichia sp.</i>	M1-A, M1-B	Patógeno en humanos	Contiene más de 2600 serotipos identificados hasta ahora. Estas bacterias son conocidas como las causantes de enfermedades que infectan a animales de sangre caliente y pertenecen a la subespecie – entérica. (Pascual 2005).	Gastroenterocolitis, diarreas, dolores de estómago.
<i>Serratia sp.</i>	M1-A, M1-B, M2-A, M2-B	Patógeno en humanos	La infección nosocomial por ingreso de <i>Serratia</i> al organismo es de un 2%. Esto afecta directamente al	Meningitis, endocarditis y osteomielitis.

			<p>sistema circulatorio, estructuras respiratorias apicales, vías urinarias, heridas quirúrgicas y tejidos blandos en pacientes adultos.</p>
<i>Klebsiella sp.</i>	M1-A, M2-A	Patógeno en humanos	<p>Se lo considera como nuevo agente patógeno nosocomial.</p> <p>Neumonía, infecciones del tracto urinario, septicemia, rinitis atrófica, escleroma, faringitis aguda, septicemia.</p>
<i>Enterobacter sp.</i>	M2-A, M2-B, O-A, V-A	Patógeno en humanos	<p>Las características patológicas producidas por esta bacteria serán determinadas por el hospedador. Este agente patógeno, puede infiltrarse al organismo mediante los alimentos, atravesando la barrera de la mucosa gastrointestinal y, a su vez, provocando diarreas y deshidratación.</p> <p>Fiebre tifoidea, disentería bacilar, gastroenteritis, etc.</p>
<i>Salmonella sp.</i>	M1-B	Patógeno en humanos	<p>El estadio agudo de esta bacteria produce salmonelosis (incubación de entre 5 horas a 5 días), que se caracteriza por producir diarrea y dolor abdominal. Es por esta Salmonelosis, diarrea, fiebre, vómitos.</p>

			razón que el paciente, produciendo fiebre entérica. Este periodo de incubación dura de 7 a 28 días.
<i>Shigella sp.</i>	M1-B	Patógeno en humanos	La principal puerta de infección por <i>Shigella</i> es por contaminación oral, por transmisión fecal-oral. Este agente patógeno tolera pH alcalino, por lo que una cantidad reducida de bacterias logran adaptarse al pH ácido del estómago y luego colonizar el tracto digestivo. Shigelosis, síndrome disentérico, fiebre, cólicos y defecaciones frecuentes de poco volumen, sanguinolentas y mucopurulentas.

La mayor parte de los microbios que pertenecen al género *Enterobacter* son aprovechadores y suelen ser causantes de enfermedades infecciosas en diferentes áreas del medio habitado, especialmente si la persona presenta un sistema inmunodeprimido. Las bacterias entéricas pueden invadir cualquier parte del cuerpo y causar infecciones en el sistema respiratorio y diversos trastornos gastrointestinales. Estos microbios suelen subsistir a largas temporadas si logran obtener de algún modo la humedad adecuada (Cruz 2006). Contrastando lo mencionado con esta investigación podemos decir que los géneros bacterianos encontrados en mayor abundancia en el presente estudio son de *Enterobacter* en todos los espacios de la muestra y corrobora ya que la elaboración de este trabajo se realizó durante la época de invierno donde existen antecedentes de una alta humedad relativa.

El género *Enterobacter* se encuentra ampliamente distribuido en las plantas, el agua, suelo y la flora intestinal de humanos y animales (Fariñas *et al.*, 2013), en lo cual estamos de acuerdo ya que las muestras fueron tomadas del criadero de cerdos de la UNAS dónde existe un gran número de porcinos las cuales sus heces están expuestas la mayor parte del tiempo a la intemperie y por lo tanto también se encuentra presente en el aire.

4.3.2. Géneros Fungi

En la tabla 14 se muestra los géneros fungi encontrados, con un total de 8 géneros, como *Geotrichum sp.*, *Rhizopus sp.*, *Aspergillus sp.*, *Penicillium sp.*, *Microsporium sp.*, *Fusarium sp.*, *Pyricularia sp.* y *Epidermophyton sp.*, donde los géneros fúngicos con mayor predominancia fueron el *Microsporium sp.* y *Fusarium sp.* encontrándose en todos los espacios de muestra, seguidamente del *Aspergillus sp.* encontrándose en cuatro espacios de muestra como el M1-B, M2-A, M2-B, V-A, mientras que los géneros con menor predominancia fueron el *Rhizopus sp.* y *Penicillium sp.* encontrándose en el espacio M2-A y *Pyricularia sp.* encontrándolo en el espacio V-A respectivamente.

Tabla 14. Microorganismo, espacio, patogenicidad y afecciones de los fungi identificados

Microorganismo	Espacio	Patogenicidad	Descripción patógena	Afecciones
<i>Geotrichum sp.</i>	M1-A, M2-A, O-A	Patógeno en humanos	Coloniza el tracto intestinal y puede originar afecciones oportunistas en personas inmunocomprometidas. Las infecciones usualmente son por vía ingestión o inhalación.	Geotricosis.
<i>Rhizopus sp.</i>	M2-A	Patógeno en humanos, animales y plantas	Algunas de estas especies normalmente son aprovechadoras de zigomicosis humana. Pueden causar infecciones graves (y a menudo fatales). Afecta a humanos y animales debido a su rápida adaptabilidad en temperaturas altas. Algunas especies son fitopatógenas.	Alveolitis, zigomicosis.

<i>Aspergillus sp.</i>	M1-B, M2-A, M2-B, V-A	Patógeno en humanos	Son patógenos oportunistas que originan infecciones respiratorias e infecciones locales o superficiales.	Neumonías, queratitis, endoftalmitis, otomicosis, endocarditis, esofagitis e infecciones cutáneas y de heridas quirúrgicas.
<i>Penicillum sp.</i>	V-A	Patógeno en humanos	Ampliamente renombrado por producir alergias en las personas ya que producen toxinas dañinas para estos. Una vez que este microorganismo ingresa al cuerpo humano genera toxinas nocivas, produciendo alergias de tipo I y III. Hay una probabilidad que se desarrolle infecciones como peniciliosis.	Peniciliosis, neumonitis de hipersensibilización, rinitis, asma alérgica.
<i>Microsporium sp.</i>	M1-A, M1-B, M2-A, M2-B, V-A, O-A	Patógeno en animales	Es un género de hongos causantes de la tiña de la cabeza, tiña corporis, (dermatofitosis) entre otras micosis. Es un hongo filamentoso queratinofílico agrupado dentro de los dermatofitos.	Dermatofitosis zoofílica.

<i>Fusarium sp.</i>	M1-A, M1-B, M2-A, M2-B, V-A, O-A	Patógeno en humanos	Genero oportunista, Mucormicosis cutánea en paciente inmunocomprometidos.	Rinitis, asma alérgica.
<i>Pyricularia sp.</i>	M2-A	Fitopatógeno	Caracterizado por su ataque en hojas, tallos, inflorescencias y ocasionalmente a la raíz y al grano. Provocando diferentes síntomas en cada parte afectada de la planta.	Piriculariosis
<i>Epidermophyton sp.</i>	M1-B, M2-B	Patógeno en humanos	Causan micosis superficiales que pueden afectar a distintas partes del cuerpo como la piel, el pelo y uñas.	Micosis superficiales y cutáneas. Epidermofitosis

Según Tapia et al., (2014), mencionan que el género *Fusarium* es un grupo de hongos filamentosos que se encuentran ampliamente distribuidos en el suelo y las plantas. Se les considera oportunistas por su capacidad de crecer a 37°C. Pueden causar infecciones sistémicas en pacientes inmunodeprimidos, lo que conduce a una alta mortalidad. Algunas de estas especies producen toxinas que afectan a humanos y a animales. De las más de 100 especies de *Fusarium* enumeradas, solo 12 pueden considerarse patógenas para los humanos, incluida *F. solani*, *F. oxysporum* y *F. verticilloides* en orden de frecuencia. Lo mencionado también es equivalente para decir que en este trabajo de investigación el género que más se obtuvo fue el de *Fusarium* y que no solo se encuentra en abundancia en el suelo y las plantas, sino que también en el aire tal como demostramos en la tabla 13, este género está presente en todos los espacios de muestra.

Barahona (2010), menciona que el *Aspergillus* es un hongo filamentoso común y ampliamente distribuido en el medio ambiente. Se regenera fácilmente a altas temperaturas y está presente en el suelo, el aire, el agua, las plantas y la materia orgánica descompuesta. Los conidios al ser diseminados por el aire son inhalados y de esta manera afectan los senos paranasales y los pulmones, donde la enfermedad ocurre con mayor frecuencia. En personas inmunodeprimidas, puede actuar como un alérgeno fuerte o invadir cavidades preexistentes donde luego se desarrollan. Se reconocen alrededor de 180 especies diferentes, de las cuales 33 están asociadas con enfermedades en humanos. Entre ellos tenemos: *A. fumigatus*, *A. flavus*, *A. niger*, *A. terreus*, *A. nidulans*. Con lo mencionado podemos agregar que el *Aspergillus* no solo es un hongo que crece a altas temperaturas, sino que también crece en temperaturas entre 29.2 y 29.9 °C, temperaturas de la época de invierno.

Los integrantes del género *Penicillium* suelen ser fungi con características filamentosas y peludos constituidos por una estructura esponjosa encontrados con facilidad en el medio natural, también son hallados en la tierra, hojas en descomposición y el aire, son causantes de afecciones, sobre todo en individuos inmunodeprimidos. Produce micotoxinas. Inicialmente son blancos y luego se vuelven, azules, gris verdoso, gris oliva, amarillentos o rosados (Romero, 2007). Con lo cual estamos de acuerdo en este trabajo de investigación, ya que el presente hongo ha sido encontrado en el aire con características de color gris verdoso tal cual mencionado por el autor.

4.4. Calidad microbiológica del aire

4.4.1. Para bacterias

La tabla 1 de concentración para bacterias establece que el valor mínimo debe ser inferior a 50 UFC/m³ dando un nivel de contaminación muy baja y el valor máximo mayor a 2000 UFC/m³ dando un nivel de contaminación microbiana muy alta. Al obtener los datos de crecimiento bacteriano en los espacios de muestra de la granja de cerdos, podemos verificar que los valores promedios de los cuatro meses de muestreo durante la época de invierno están por encima de los estándares que recomienda la Organización Mundial para la salud (OMS), con un grado de contaminación muy alta en todos los puntos de muestreo.

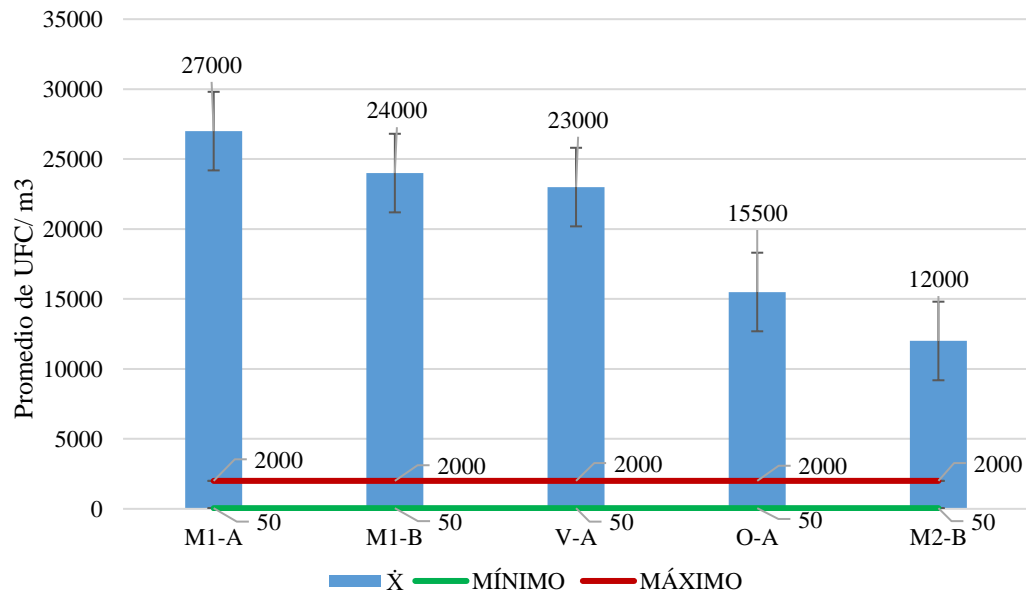


Figura 5. Promedio de UFC/m³ y el límite del nivel de contaminación bacteriana

Herrera (2009), nos menciona en su investigación de laboratorios que los niveles de concentración bacteriana no sobrepasan los niveles aplicados para bacterias. Por otro lado, la OMS en sus valores referenciales establece que el valor aceptable es de 100 – 500 UFC/m³ constatando con nuestros resultados afirmamos lo contrario, ya que los valores obtenidos sobrepasan los niveles mencionados por la OMS en todos nuestros espacios de muestreo, teniendo un valor máximo promedio de 27 000 UFC/m³ en el espacio de muestra M1-A y un valor mínimo de 12 000 UFC/m³ en el espacio de muestra M2-B.

Olivera (2020), indica en su investigación que se realizó durante tres meses en la época de invierno, que encontró valores de 2900 UFC/m³, seguido de 2177 UFC/m³ de bacterias, sobrepasando los niveles mencionados por la OMS, con respecto a esto estamos de acuerdo que en los meses de invierno se presenta una alta concentración de bacterias en el aire los cuales sobrepasan los valores establecidos.

4.4.2. Para fungi

La tabla 2 de concentración para fungi establece que el valor mínimo debe ser inferior a 25 UFC/m³ dando un nivel de contaminación muy baja y el valor máximo mayor a 2000 UFC/m³ dando un nivel de contaminación microbiana muy alta. Al obtener los datos de crecimiento fúngico en los espacios de muestra de la granja de cerdos, podemos verificar que los valores promedios de los cuatro meses de muestreo durante la época de invierno están por encima de los estándares que recomienda la Organización Mundial para la

salud (OMS), presentando un grado de contaminación fúngica muy alta en todos los puntos de muestreo.

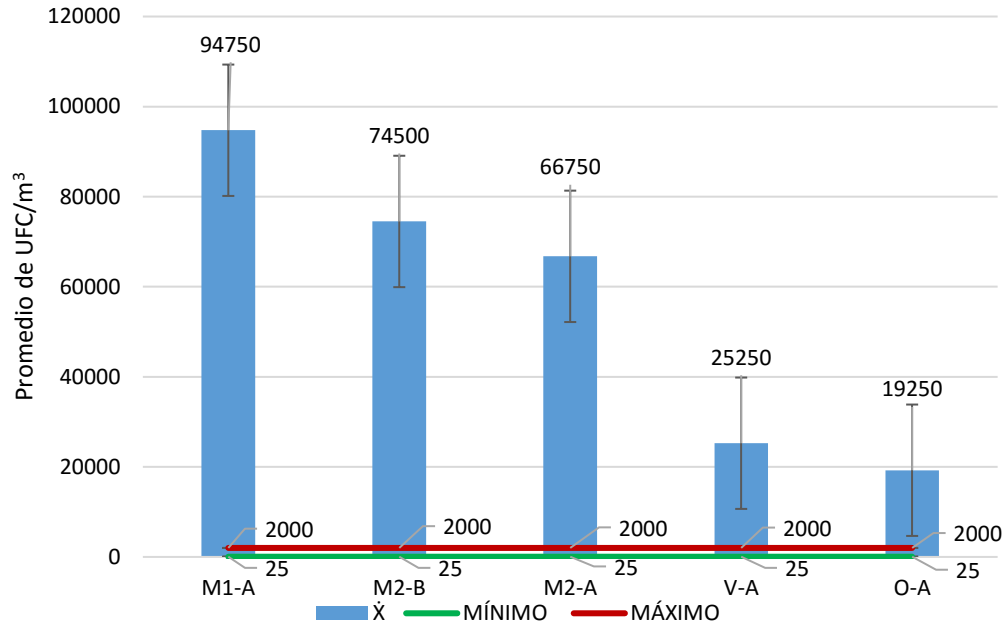


Figura 6. Promedio de UFC/m³ y el límite del nivel de contaminación fúngica

Herrera (2009), nos menciona que en los laboratorios que realizó su estudio evidenció carga fúngica de 8100 UFC/m³ dentro del aire interior y para el aire exterior una carga fúngica de 14460 UFC/ m³, sin embargo, la OMS indica que los valores permitidos son menores a 100 UFC/ m³, por lo tanto sus valores se encuentran en el nivel de contaminación muy alto, al igual que en este estudio, ya que podemos afirmar que ninguno de nuestros valores están dentro de los estándares permitidos ya que la mínima concentración promedio de los cuatro meses de muestreo es de a 19 250 UFC/m³ lo que indica un nivel de contaminación muy alto en concordancia con el autor.

Olivera (2020), describe que durante la época de invierno que realizó su muestreo, la concentración de fungi en el aire fue de 800 UFC/ m³ seguido de 667 UFC/ m³, dichos valores se encuentran en un nivel de contaminación alto, según el rango que establece la OMS, no obstante, en este trabajo las concentraciones fúngicas sobrepasan todos los niveles llegando hasta los 94 750 UFC/ m³ en su valor promedio más alto durante la época de invierno.

V. CONCLUSIONES

- Se determinó la variabilidad micro climática durante los 4 meses de muestreo en la época de invierno donde se demostró que la temperatura y la humedad relativa tienen una relación inversamente proporcional y los datos no tienen significancia estadística.
- El estudio demostró alta presencia de microorganismos en el aire tanto bacteriano como fúngico en el criadero de cerdos y sus alrededores.
- Los géneros de microorganismos patógenos identificados en el criadero de cerdos de la UNAS y sus alrededores, en el caso de bacterias fueron un total de 6 géneros siendo estos los siguientes: *Escherichia*, *Serratia*, *Klebsiella*, *Shigella*, *Enterobacter* y *Salmonella*, patógenas para humanos y el género más predominante fue el género *Enterobacter* seguidamente del género *Serratia*.
- En el caso de fungi se identificaron un total de 8 géneros patógenos estos fueron: *Geotrichum*, *Microsporum*, *Penicillium*, *Fusarium*, *Aspergillus*, *Rhizopus*, *Epidermophyton* y *Piricularia*, de los cuales el que tuvo mayor presencia fue el *Microsporum* y al mismo tiempo el género *Fusarium* seguidamente del *Aspergillus*, estos hongos son patógenos tanto para la salud como para la agricultura.
- La calidad microbiológica del aire del criadero de cerdos presenta un nivel de contaminación microbiana muy alta.

VI. PROPUESTAS A FUTURO

- Se recomienda ampliar este estudio de calidad ambiental para aire, calidad del agua residual y calidad del suelo en el criadero de cerdos de la UNAS.
- Se sugiere realizar este estudio en las épocas de invierno y verano para obtener significancia estadística de acuerdo con los parámetros evaluados.
- Se recomienda mejorar las condiciones del criadero de cerdos de la UNAS utilizando tecnologías limpias como una planta de tratamiento de agua residual y cumplimiento de las medidas de bioseguridad.
- Tomando en cuenta las concentraciones microbianas encontradas en el criadero de cerdos, que sobrepasan los niveles de contaminación establecidos, se recomienda la reubicación de este criadero a un lugar adecuado para su instalación.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ADVÍNCULA, J. 2021. Contaminación microbiológica del aire por bacterias y fungi en el distrito de Castillo Grande – Leoncio Prado, Facultad de Recursos Naturales Renovables, de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, 2021. (Tesis de Ingeniero Ambiental, Universidad Nacional Agraria de la Selva).
- ATLAS, R; BARTHA, M. *et al.* 2002. Ecología microbiana y microbiología ambiental. Addison Wesley, cuarta edición, 696p.
- ANTHONIO G. MEJÍA G. 2018. Determinación de microorganismos en el aire de los laboratorios de microbiología de la Universidad Continental, Facultad de Ciencias de la salud. Huancayo, 2018 (Tesis para Bachiller en Tecnología médica, Universidad Continental).
https://repositorio.continental.edu.pe/bitstream/20.500.12394/7198/1/IV_FCS_508_TI_Acosta_Mejia_Zanabria_2018.pdf
- BARAHONA, S. 2010. Estudio microbiológico del material particulado Atmosférico de Santiago Mediante Herramientas de Biología Molecular, Facultad de Ciencias Forestales y Conservación de la Naturaleza, de la Universidad de Chile, 2010 (Tesis de Magister en gestión y planificación ambiental, Universidad de Chile).
<http://mgpa.forestaluchile.cl/Tesis/Salvador%20Barahona.pdf>
- BARRETO, M., CASTILLO, R. y RETAMAL, P. (2018) Salmonella entérica: una revisión de la trilogía agente, hospedero y ambiente, y su trascendencia en Chile. 547-557.
- BARNETT, H. (1960). Illustrated Genera of Imperfect Fungi. West Virginia University (2.ºed.). Burgess Publishing Company. Virginia. EE.UU.
- BOVALLIUS, A., BUTCH, B., ROFFERY, R. y ANAS, P. (1978) Three-year investigation of the natural airborne bacterial flora at four locations in Sweden». Applied and Environmental Microbiology. 35:847-852.
- CATALINA, P., MOTA, M. (2018) Morfología y estructura bacteriana. pág. 6-7-23
<http://www.higiene.edu.uy/cefa/2008/MorfologiayEstructuraBacteriana.pdf>
- CERVANTES, G., GARCÍA, G, y SALAZAR, S. (2018) Características generales del Staphylococcus aureus. 2014; 61 (1): 28-40,
<http://www.medigraphic.com/pdfs/patol/pt-2014/pt141e.pdf>

CONSTITUCIÓN POLÍTICA DEL PERÚ.(1993). Art 2. Perú. 29 dic.

Congreso de la República (15 de julio de 1997). Ley general de la salud 2684 de 1997.
<https://www.digemid.minsa.gob.pe/upload/uploaded/pdf/ley26842.pdf>

Congreso de la República (15 de octubre del 2005). Ley General del Ambiente 28611 del 2005. <https://www.minam.gob.pe/wp-content/uploads/2013/06/ley-general-del-ambiente.pdf>

CRUZ, O., JIMENEZ, P. 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. Universidad de la Salle. Facultad de Ingeniería ambiental y sanitaria. Bogotá D.C.

DE LA ROSA, M., MOSSO, M, y ULLÁN, C. 2002. El aire: hábitat y medio de transmisión de microorganismos. Observatorio Medioambiental. 5:375-402.

DIRECCIÓN DE ASUNTOS ACADÉMICOS DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA. 2021.

FARIÑAS, M. y MARTÍNEZ, L. (2013). Infecciones Causadas por Bacterias Gramnegativas Multirresistentes: enterobacterias, Pseudomonas aeruginosa, Acinetobacter baumannii y Otros Bacilos Gramnegativos No Fermentadores. España 2013.
https://seimc.org/contenidos/documentoscientificos/eimc/seimc_eimc_v31n06p402a409.pdf

GONZALES, P. 2013. El problema de la toma de muestras en aire. Aparecido en Gestión Ambiental 2002. Madrid. Vol. 4 (40). 7-14p.

HERRERA, K. 2009. Impacto de la calidad microbiológica del aire externo en el ambiente interno en la salud del personal de cuatro laboratorios de instituciones públicas en la Ciudad de Guatemala y Bárcenas Villa Nueva. Guatemala, Guatemala. 564 P.

HOLDRIDGE, L. 1987. Ecología basada en zonas de vida. Trad. Por Humberto Jiménez Saa. 20 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,2014. (Tesis de Ingeniero Ambiental, Universidad Agraria La Molina)

- JANTUNEN, M., NEVELAINEN, A., RYTONEN, A. y PELLIKKA, K., (1987). The effect of humification on indoor air fungal spore counts in apartment buildings. Proceeding of the 4th Int. Conf. on Indoor air quality and climate Institute for Warwe. Soil and air hygiene Corrensplatz I. D 100 Berlin 33. F.R.G Vol 1. pp 643-647.
- JAWETZ, M. (2010). Microbiología Médica. Traductor: Dra. Ilean Naget Arsof Saab. Editorial Manual Moderno. México. Redlagrey (<http://redlagrey.com/files/MicrobiologiaMedicaJawetz25www.rinconmedico.smffy.com.pdf>, libro. 05 May. 2018).
- LIDWELL, O. M. (1990). The microbiology of air». En: Linton, A. and Dick, H. M. (ed). Topley and Wilson's. Principles de bacteriology, virology and immunity, I. 8°Edic. Edit. Edward Arnold. London.
- LOPEZ, C.A. (2015). Protocolo de prácticas de microbiología general. Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María. Perú. 6 p.
- MANDELL, G., BENNET, J., DOLIN, R. 2006. Enfermedades infecciosas. Elsevier. España.
- MARTINEZ, B. 2003. Estudio de especies mico toxígenas del género *Penicillium*. Universidad autónoma de Barcelona. Facultad de veterinaria. 288 pg.
- MATA, M. (2005). Macrohongos de Costa Rica Vol 1. 2a ed. Heredia (CR): Editorial INBio, 256 p. ISBN 9968-702-87-0
- MÉNDEZ, C., CAMACHO, J. y ECHEVERRY, S. (2015). Identificación de bacterias y hongos en el aire de Neiva, Colombia. Neiva, Colombia. 2015. 729 P.
- MINAM (Ministerio del Ambiente, Perú).2005. Ley general del ambiente – ley N° 28611, ley de creación, organización y funciones del ministerio del ambiente. DL N° 1013. Lima, Perú. 168 p.
- MISHALSKI, S. (1985). Un modelo de regulación de la humedad relativa. Instituto de Conservación, Ottawa. Museum 5. pp.130.
- MONTAÑO, N., SANDOVAL, A., CAMARGO, S. y SÁNCHEZ, J. (2010). Los microorganismos: pequeños gigantes. 77: 15-23. <http://www.elementos.buap.mx/num77/pdf/15.pdf>, revista, 07 May. 2018.
- NICOLLE, L. (2006). A practitioner's Guide CMAJ Community- acquired; Vol: 1 pp. 175-174

- OLIVERA, L. B. (2020). Calidad Microbiológica del Aire en Seis Áreas de la Microestación Biológica – Zoocriadero de la Universidad Nacional Agraria de la Selva-Tingo María, Perú, Facultad de Recursos Naturales Renovables, de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, 2021. (Tesis de Ingeniero Ambiental, Universidad Nacional Agraria de la Selva). <http://repositorio.unas.edu.pe/handle/UNAS/1807>
- OEI, P. (2003). Mushroom cultivation: appropriate technology for mushrooms growers. (3.a ed.). Backhuys Publishers, 2003. 429 p. 90-57, 82-137-0.
- Municipalidad Provincial de Leoncio Prado (27 de marzo del 2017). Ordenanza Municipal 008-2017-MPLP.
<https://www.munitingomaria.gob.pe/mplp/sites/default/files//PLAN%20PILOT%20DE%20SENSIBILIZACION%20DEL%20PROYECTO%20DE%20LA%20CRIANZA%20DE%20ANIMALES%202017.pdf>
- PASCUAL, M., CALDERON, V. (2000). Microbiología alimentaria: Metodología Analítica para Alimentos y Bebidas. Ed. Díaz de Santos. 441 p.
- PASTOR, P. (2010). Microbiología del aire. Editorial Velásquez. Madrid, España.
- PÉREZ L, VALDIVIA, Y. y TORRES, A. (2017) Aislamiento de *Serratia mercrescens* en herida quirúrgica, Scielo. <http://scielo.sld.cu/pdf/ms/v15n4/ms13415.pdf>
- PRESCOTT, L. y otros (2008). *Microbiología*, Edición 5, Editorial McGraw-Hill (5.º, ed.), pág. 128 – 145. file:///C:/Users/CAZA1/Downloads/Libro_prescott.pdf
- ROMERO, R. (2007). Microbiología y parasitología humana. Ed. Medica Panamericana. México. 1802 p.
- ROJAS M.A., 2010. Pruebas bioquímicas. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de estudios superiores Zaragoza. Laboratorio de microbiología. México. 1651 p.
- RAMOS, L. (2019). Microorganismos patógenos del aire presentes en las partículas atmosféricas Sedimentables de las áreas verdes de Tingo María, Facultad de Recursos Naturales Renovables, de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, 2018. (Tesis de Ingeniero Ambiental, Universidad Nacional Agraria de la Selva). file:///C:/Users/CAZA1/Downloads/LRE_2019.pdf

- RODRIGUEZ, E. (2002). El aire: hábitat y medio de transmisión de microorganismos. 384 pag. VOL 5.
- SOLÍS, E. (2011). Estudio micológico del aire en áreas ocupacionales y exteriores del laboratorio de investigación en productos naturales ubicado en el edificio T-10 en la ciudad universitaria en zona 12 y el laboratorio ubicado en zona 1 del Centro de Información y asesoría toxicológica del departamento de Toxicología de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia de la Universidad de San Carlos de Guatemala. San Carlos, Guatemala. (Tesis de Químico Biólogo, de la Universidad de San Carlos de Guatemala). http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/06/06_3102.pdf
- SUBERO, L. (2001). Los hongos: su morfología, reproducción y fisiología. Consultado el 11nov 2011. <http://www.infoagro.net/pages/Default.aspx>
- TAPIA, C. y AMARO, J. (2021). Género *Fusarium*. *Rev. chil. infectol.* pp.85-86. <http://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182014000100012>
- UNAS (Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo María). (2018). Informe de datos meteorológicos, Gabinete de meteorología y climatología de la Facultad de Recursos Naturales Renovables, UNAS, Tingo María. 3 p
- VARGAS, K. (2011). Indicadores microbiológicos de calidad ambiental del botadero la Muyuna, Facultad de Recursos Naturales Renovables, de la Universidad Nacional Agraria de la Selva. (Práctica para Bachiller en Ciencias Ambientales, Universidad Nacional Agraria de la Selva). file:///C:/Users/CAZA1/Downloads/INDICADORES_MICROBIOLOGICOS_DE_CALIDAD_A.pdf
- VAQUERO DE LA HOZ, M. T. (2011). Calidad del aire interior (IAQ) en las edificaciones hospitalarias. Tesis Doctoral, Escuela de Ingenierías Industriales, de la Universidad de Valladolid, (Tesis Doctoral, Universidad de Valladolid) <https://uvadoc.uva.es/handle/10324/836>

VIII. ANEXOS

ANEXO 1

Tabla de promedio de temperatura

El valor máximo que se obtuvo de la temperatura fue de 31.9°C en el espacio M2-A del módulo 2 del mes de noviembre y el valor máximo promedio por mes fue de 30.6 en el mes de noviembre, mientras que el valor mínimo de la temperatura fue de 26.1°C que se obtuvo en el M1-A del módulo 1 en el mes de febrero y el valor mínimo promedio por mes fue de 27.5°C en el mismo mes.

Tabla 15. Temperatura (°C) del 1^{er}, 2^o, 3^{er} y 4^o muestreo en los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero del 2021 y 2022

Lugar de ejecución	Espacio de muestra	1 ^{er} muestreo	2 ^o muestreo	3 ^{er} muestreo	4 ^o muestreo
		Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero
Módulo 1	M1-A	29.6	29.3	29	26.1
	M1-B	31.1	29.1	29.4	27.1
Módulo 2	M2-A	31.9	29.8	28.9	27.4
	M2-B	29.9	30.6	29.4	28.9
Vereda	V-A	30.4	30	30.5	28.9
Oficina	O-A	30.4	29.9	30	26.8
Promedio por meses		30.6	29.8	29.5	27.5

ANEXO 2

Tabla de promedio de la humedad relativa

En la tabla 14 se observa que el valor máximo de la humedad relativa es de 72 % en el espacio M1-A del módulo 1 en el mes de febrero, mientras que el valor máximo promedio por mes de la humedad relativa es de 64% en el mes de febrero. Por otro lado, el valor mínimo de la humedad relativa es de 46% en el espacio O-A de la oficina en el mes de enero, mientras que el valor mínimo promedio por mes es de 53% en el mes de noviembre.

Tabla 16. Humedad relativa (HR %) del 1^{er}, 2^o, 3^{er} y 4^o muestreo en los meses de noviembre, diciembre, enero y febrero del 2021 y 2022

Lugar de ejecución	Espacio de muestra	1 ^o	2 ^o	3 ^o	4 ^o
		muestreo	muestreo	muestreo	muestreo
		Noviembre	Diciembre	Enero	Febrero
Módulo 1	M1-A	57	57	64	72
	M1-B	52	52	56	63
Módulo 2	M2-A	52	59	54	60
	M2-B	51	54	52	60
Vereda	V-A	54	50	53	60
Oficina	O-A	52	50	46	69
Promedio por meses		53.0	53.7	54.2	64.0

ANEXO 3

Gráfica del promedio por mes de la temperatura y la humedad relativa

En la figura 5 se detalla los valores promedios de la temperatura en °C y la humedad relativa en %, que nos muestra un comportamiento inverso entre ambos factores durante la época de invierno de noviembre, diciembre del 2021 y enero, febrero del 2022, nos muestra que la temperatura es inversamente proporcional a la humedad relativa, mientras que el valor promedio mínimo por mes de la temperatura en el mes de febrero es de 29.7 °C, el valor promedio máximo por mes de la humedad relativa es de 64%. Por otro lado, el valor promedio máximo por mes de la temperatura en el mes de enero es de 30.6 °C y el valor promedio mínimo por mes de la humedad relativa es de 53%.

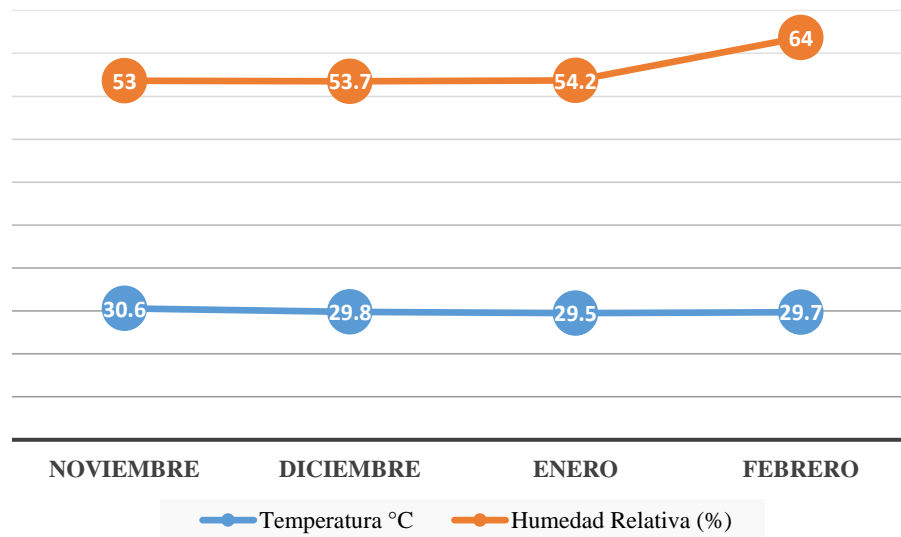


Figura 7. Promedio por meses de la temperatura (°C) y la humedad relativa (%)

ANEXO 4

Preparación de medios de muestreo



Figura 8. Vertiendo agua destilada a los matraces

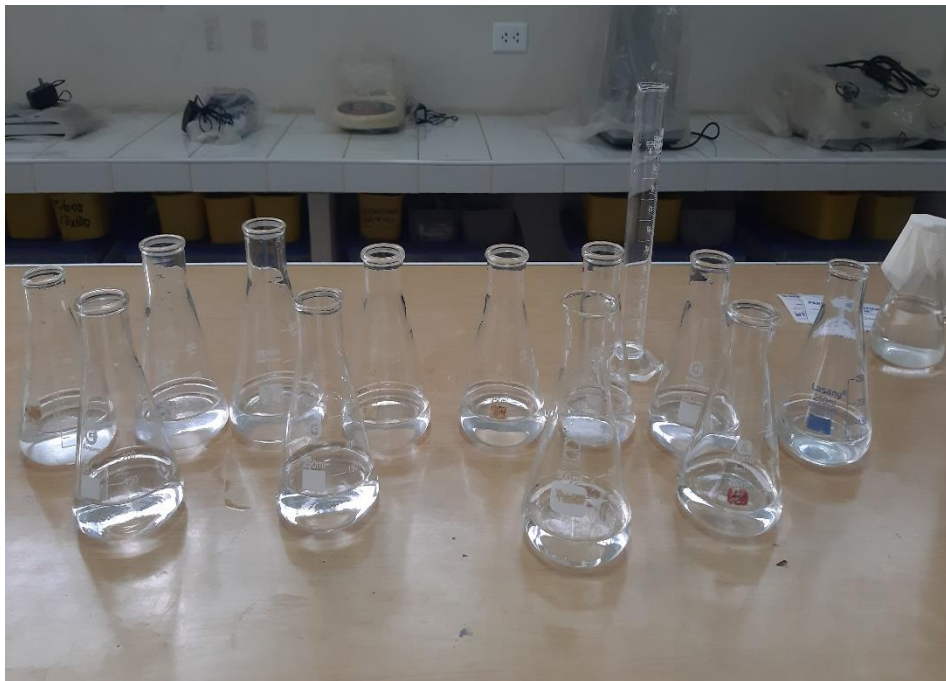


Figura 9. Matraces con 100 ml de agua destilada



Figura 10. Pesando el agar BHI



Figura 11. Agar BHI pesado



Figura 12. Echando el agar BHI a los matraces con agua destilada



Figura 13. Agitando vigorosamente para que se disuelva el agar



Figura 14. Matracas con caldo BHI listos para llevarlos a la autoclave



Figura 15. Matracas puestos en la autoclave



Figura 16. Colocando antibiótico Ceftriaxona a los matraces para fungi

ANEXO 5

Tomas de las muestras de aire



Figura 17. Toma de muestra de aire en el espacio M1-A (módulo 1 sección A)



Figura 18. Toma de muestra de aire en el espacio M1-B (módulo 1 sección B)



Figura 19. Medición de los factores físicos con el Termohigrómetro y toma de muestras en el espacio M2-A (módulo 2 sección A)



Figura 20. Medición de los factores físicos con el Termohigrómetro y toma de muestras en el espacio M2-B (módulo 2 sección B)



Figura 21. Medición de los factores físicos con el Termohigrómetro y toma de muestras en el espacio “O-A” de la oficina sección A



Figura 22. Medición de factores físicos con el Termohigrómetro y toma de muestras en el espacio “V-A” de la vereda sección A



Figura 23. Se sacó 1 ml de la muestra tomada en campo



Figura 24. Bacterias y fungi sembradas en las placas Petri



Figura 25. Placas Petri y matraces llevadas a incubación a temperatura ambiente por un lapso de 8 días



Figura 26. Siembra de bacterias en placas Petri y los matraces, llevadas a incubación a 37°C por 48 horas

ANEXO 6 Recuento microbiano

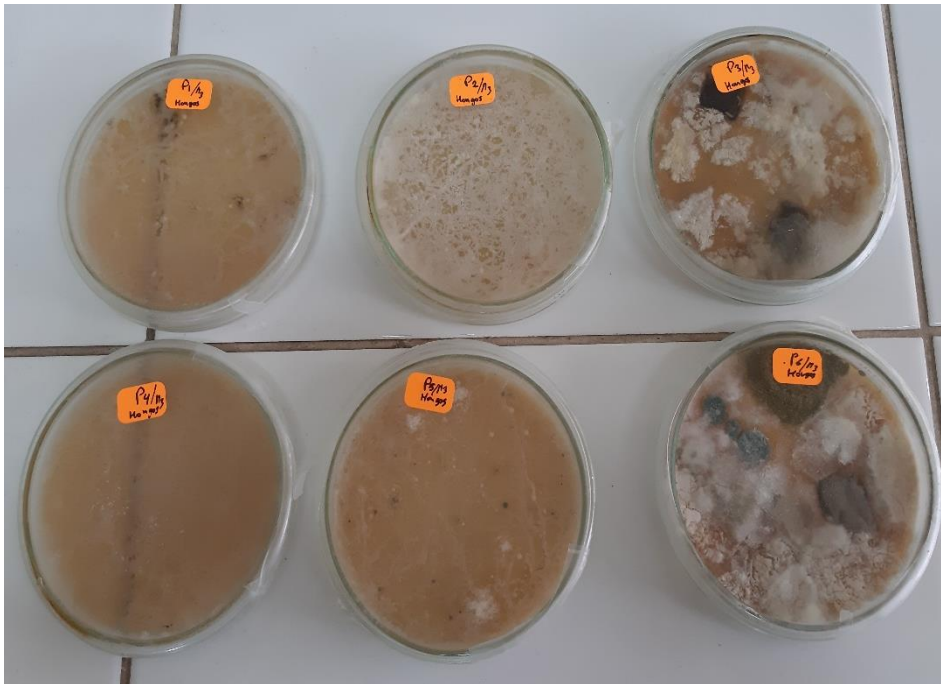


Figura 27. Placas con crecimiento micótico del mes de enero

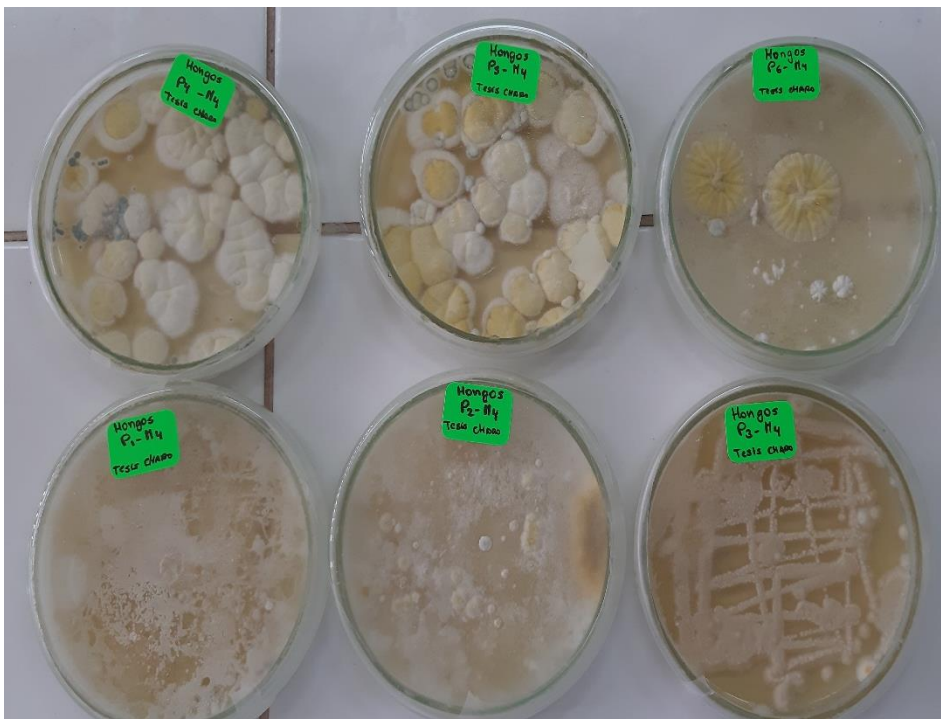


Figura 28. Placas con crecimiento micótico del mes de febrero



Figura 29. Crecimiento de bacterias en el espacio “O-A” de la muestra 2



Figura 30. Crecimiento de bacteria en el espacio “O-A” de la muestra 2

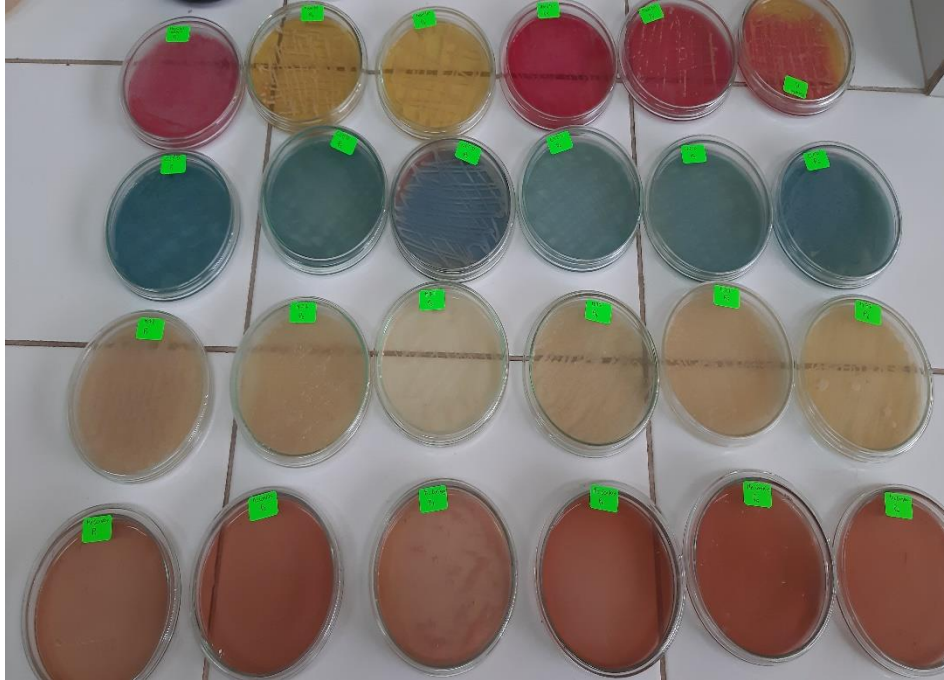
ANEXO 7**Preparación de los medios de cultivo**

Figura 31. Diferentes medios con crecimiento bacteriano

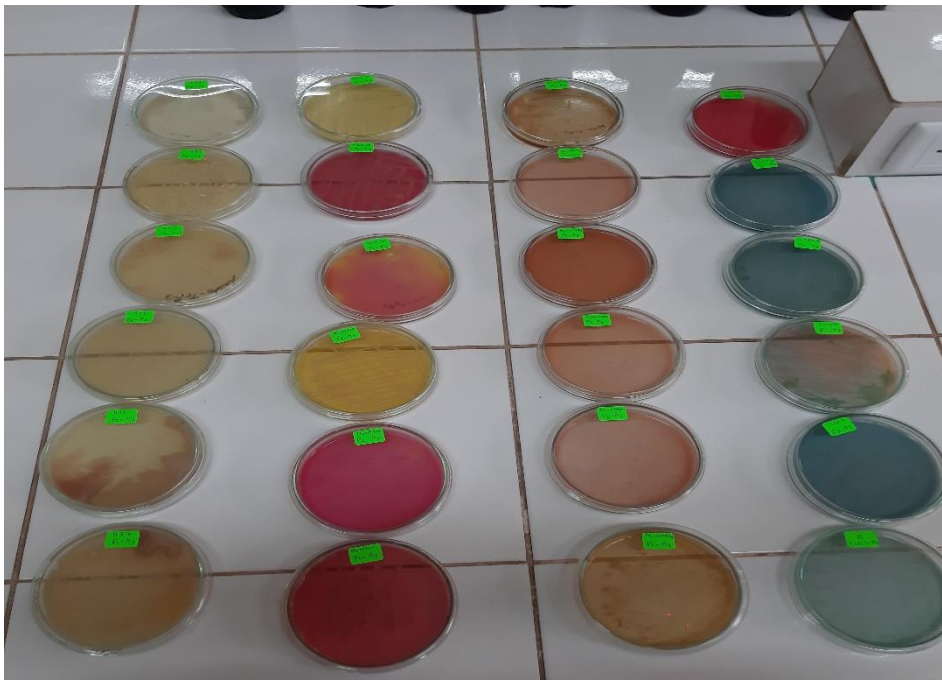


Figura 32. Diferentes agares con crecimiento bacteriano

ANEXO 8**Pruebas de diferenciación bioquímica**

Figura 33. Realizando el sembrado para las pruebas bioquímicas



Figura 34. Realizando el sembrado para la diferenciación bioquímica



Figura 35. Utilizando el ansa circular para realizar el sembrío de bacterias en el tubo de ensayo



Figura 36. Colocando los tubos de ensayo con las bacterias sembradas en la incubadora a una temperatura de 37 °C por un lapso de 48 horas



Figura 37. Sacando los tubos de ensayo de la incubadora después de 48 horas para adicionar sus respectivos reactivos



Figura 38. Observando las reacciones de cada medio



Figura 39. Tubos con medios INDOL sin reacción (-)



Figura 40. Medios SIM con presencia de H₂S



Figura 41. Tubos con caldo RM (-) Tubos con caldo VP con reacción (+)

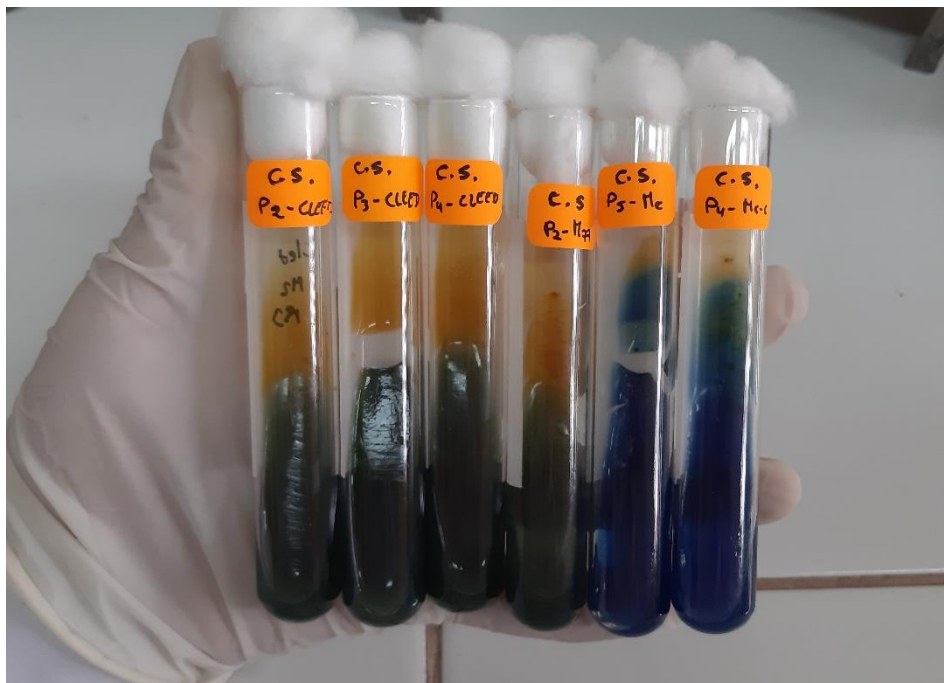


Figura 42. Tubos con Citrato de Simmos positivos de color azul



Figura 43. Tubos con medio SIM con presencia de H₂S los de color negro, y los de color caramelo son tubos negativos



Figura 44. Tubos con medio LIA con presencia de gas



Figura 45. Tubos con medio TSI con presencia de gas y presencia de H₂S en los espacios M1-A, M2-B y “O”

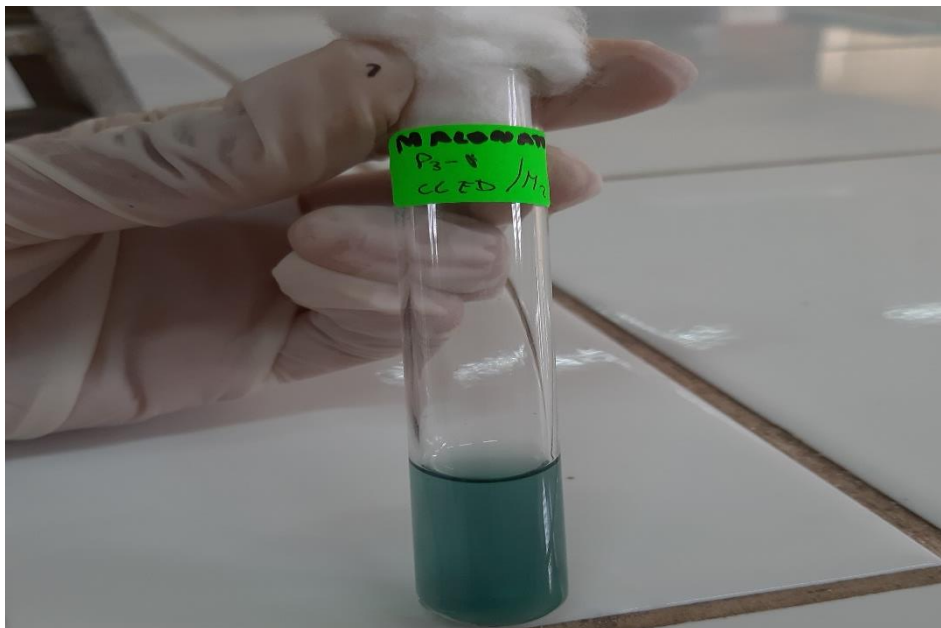


Figura 46. Medio con caldo Malonato sin reacción (-)



Figura 47. Tubos con medio ÚREA, y presencia de gas en los espacios M2-A, M2-B y “O-A” significando que es (+)

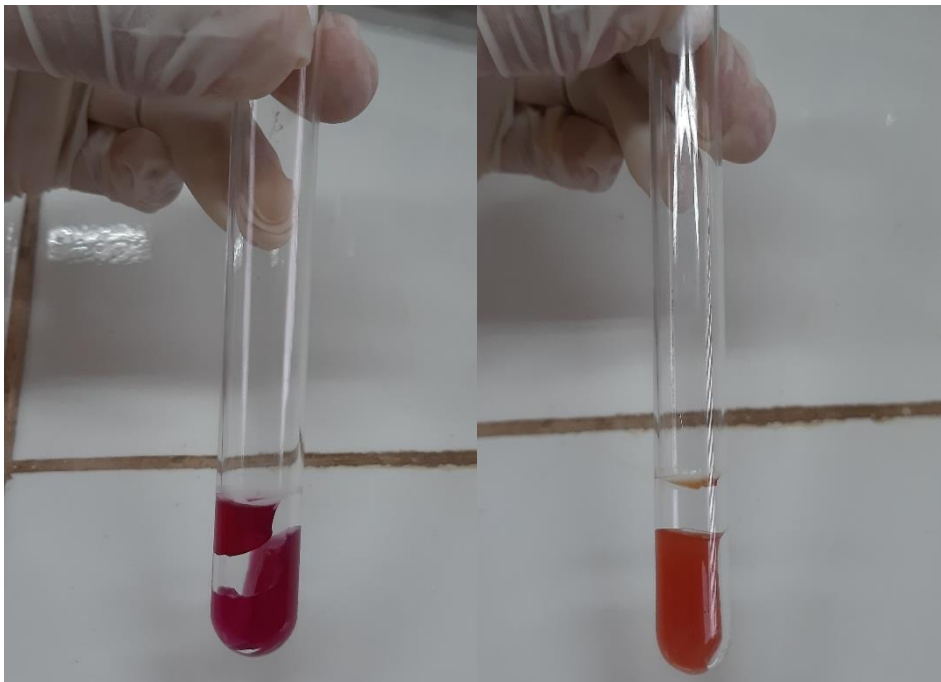


Figura 48. Tubos con medio Úrea, ambos con presencia de gas. El de color rojo es (+) y el de color naranja es (-)

ANEXO N°9 Coloración Gram



Figura 49. Realizando la coloración Gram a la lámina portaobjeto



Figura 50. Echando Acetona a la lámina del portaobjeto

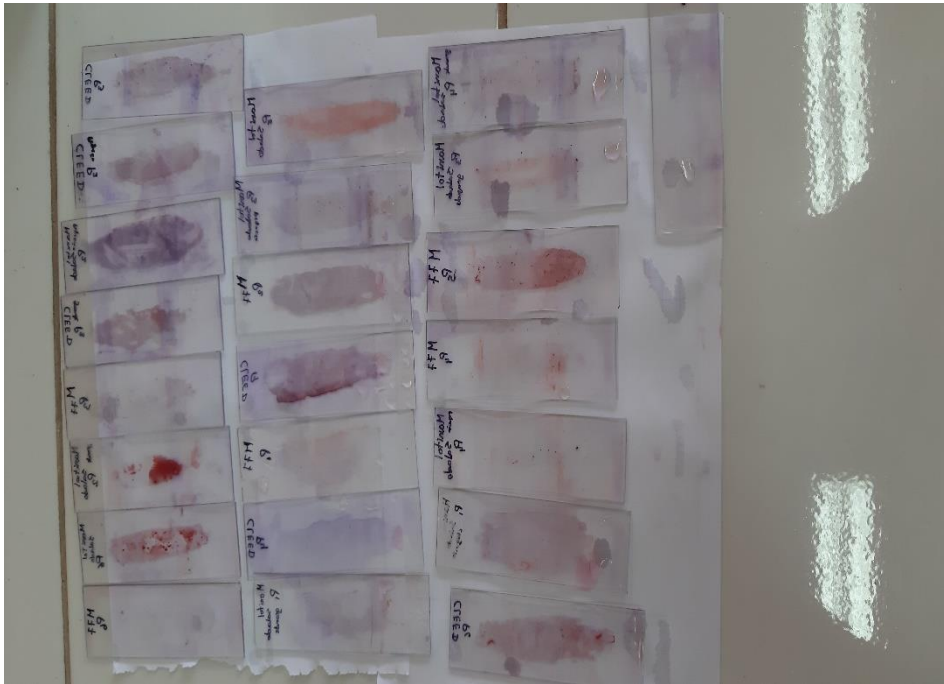


Figura 51. Láminas con frotis y coloración Gram de la muestra 2 para ser observadas al microscopio

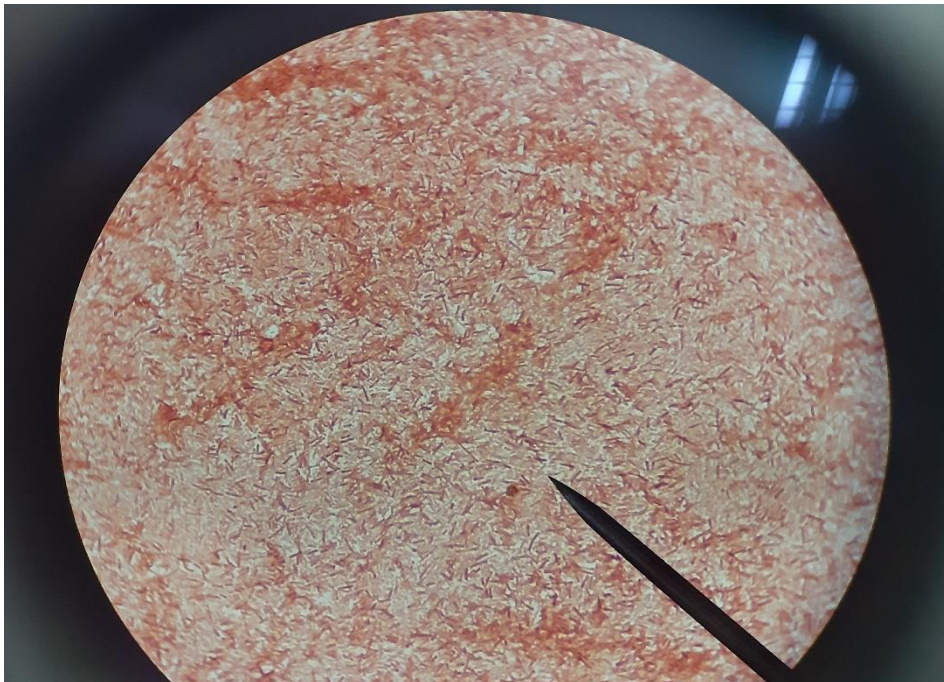


Figura 52. Bacteria Bacilo Gram (-)

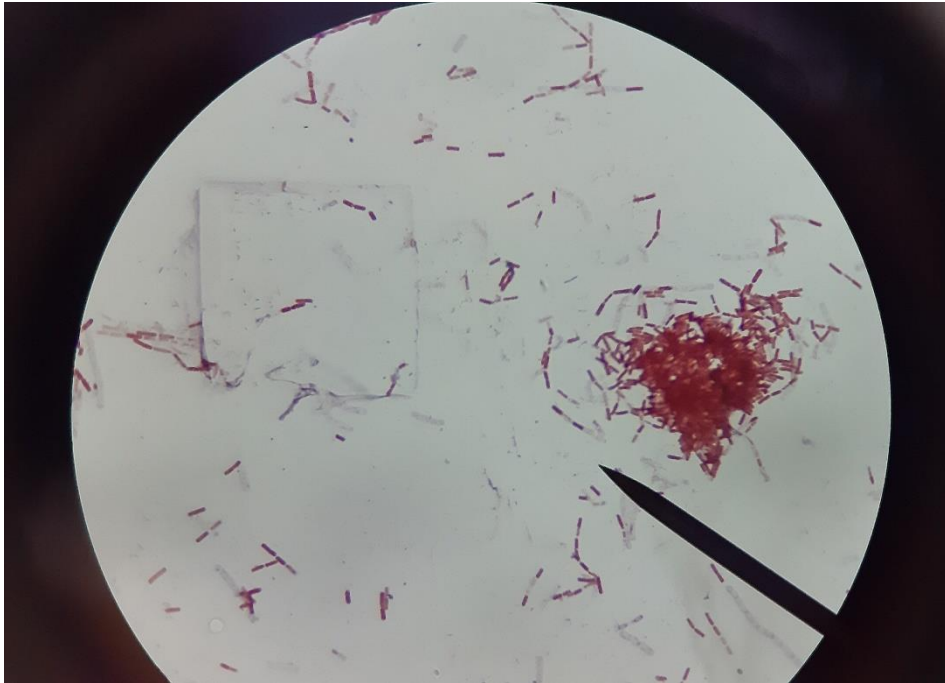


Figura 53. Bacteria Bacilo Gram (-)

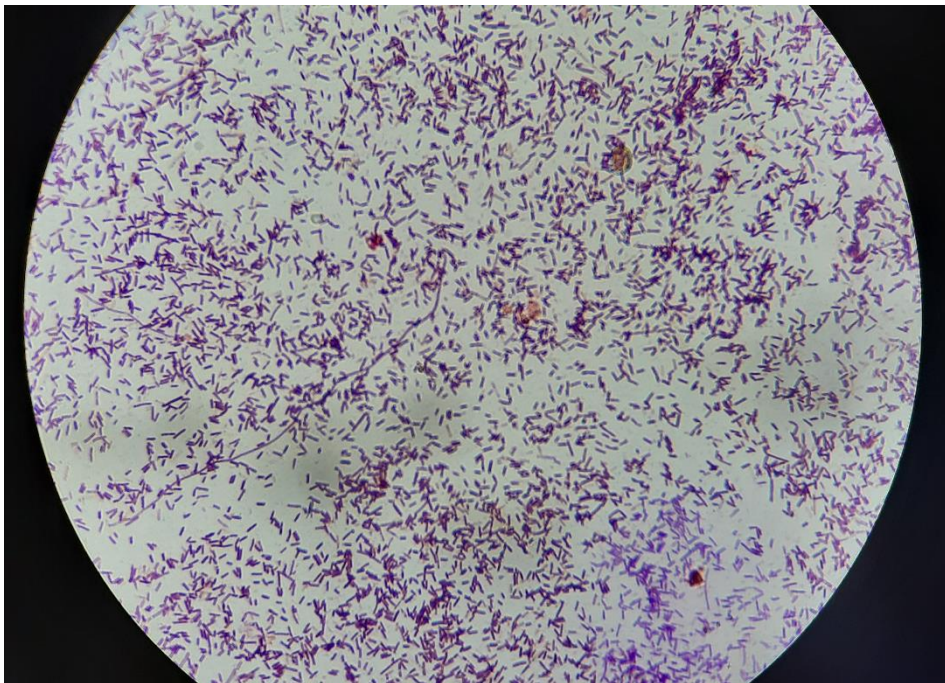


Figura 54. Bacteria Bacillos Gram (+)

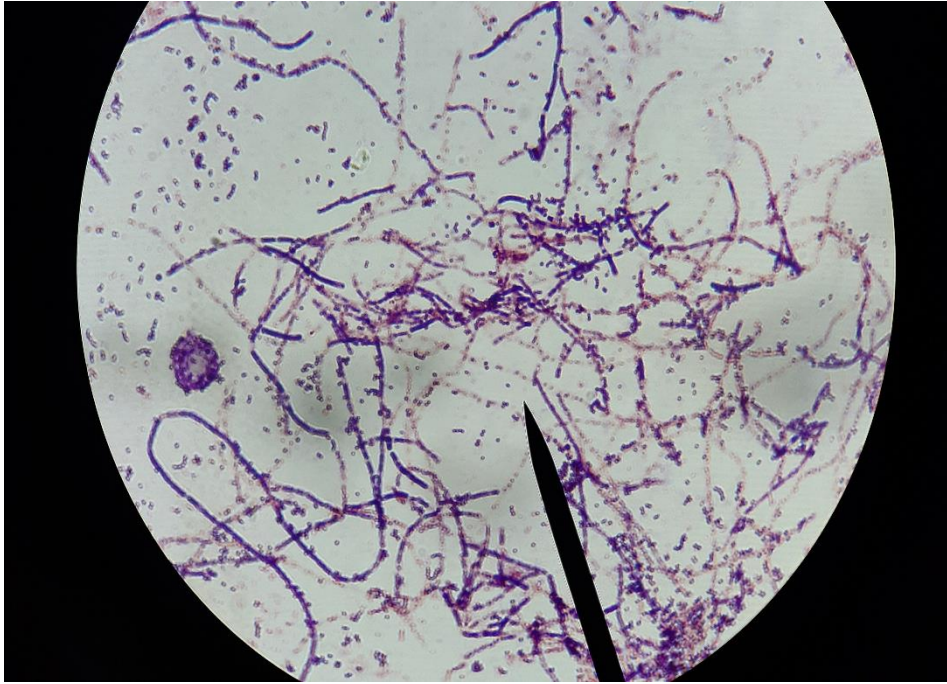


Figura 55. Bacteria Lactobacillos Gram (+)

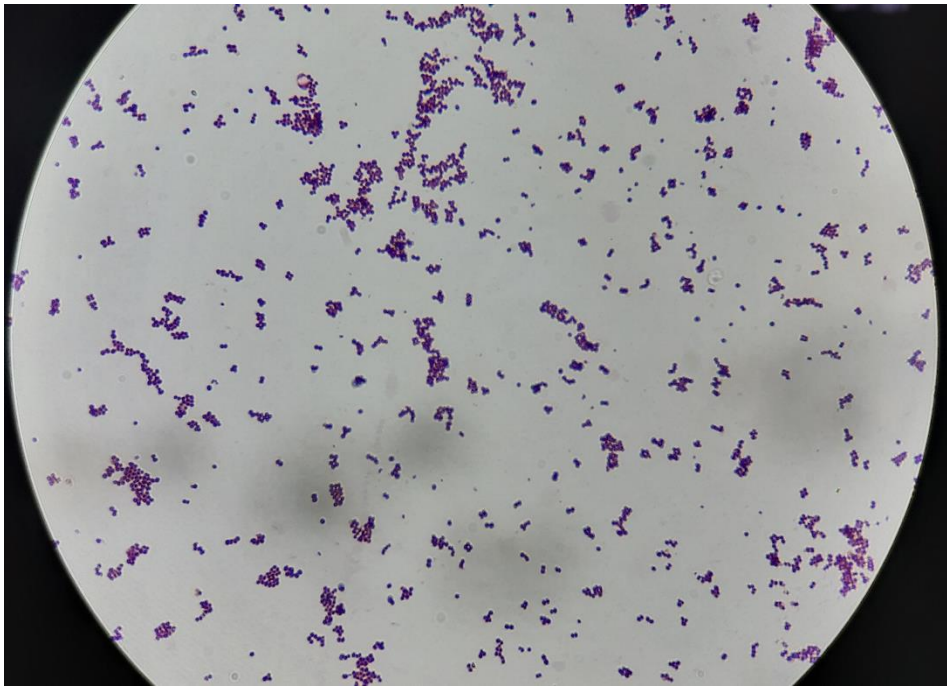


Figura 56. Bacteria Staphylococcus Gram (+)

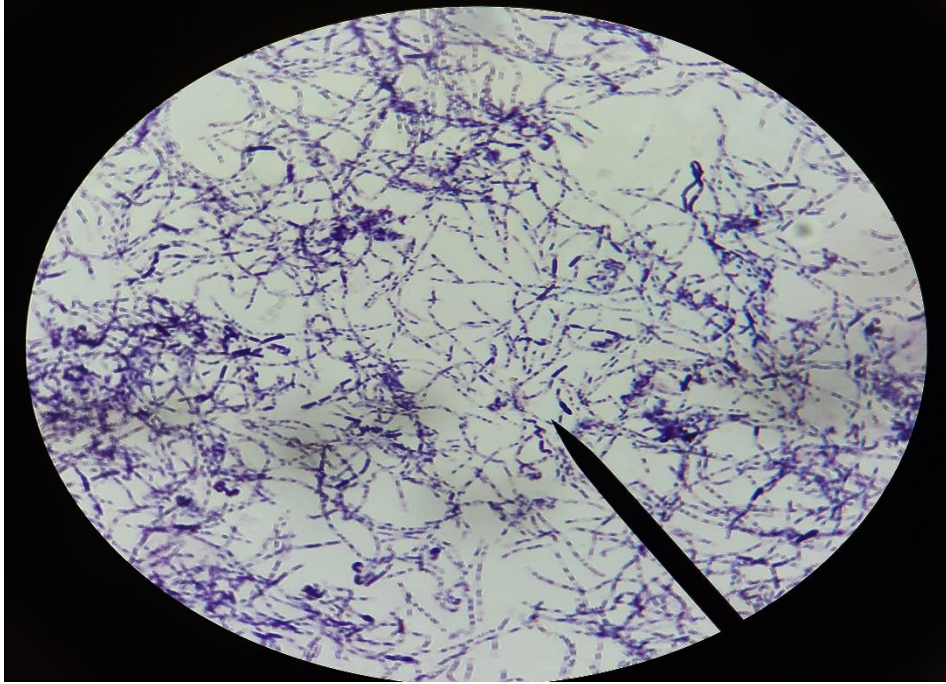


Figura 57. Bacteria Streptobacillos Gram (+)

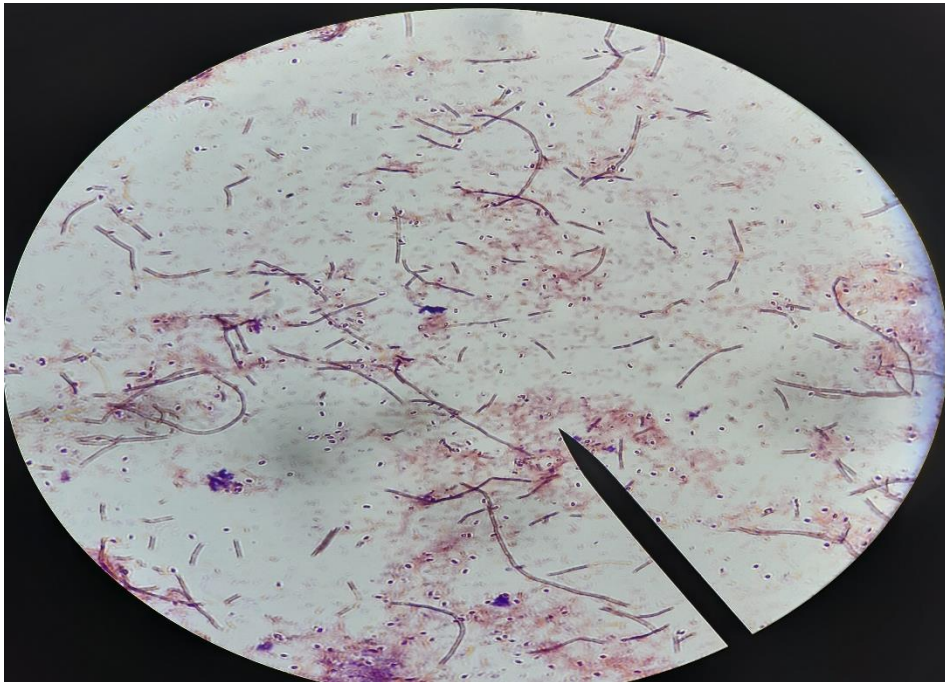


Figura 58. Bacteria Lactobacilos Gram (+)

ANEXO N°10
Microcultivo de hongos

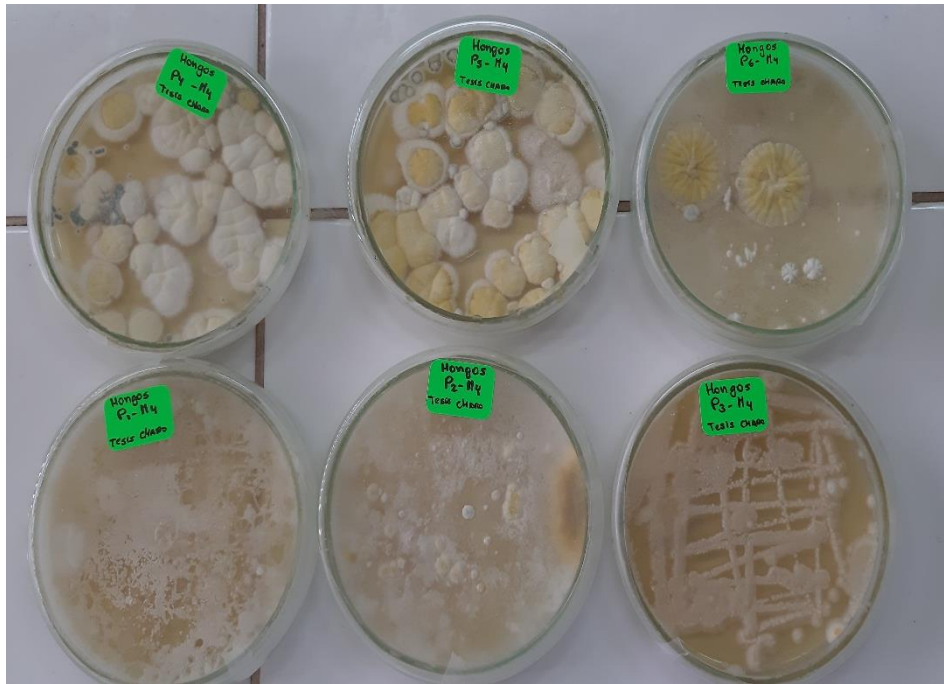


Figura 59. Placas Petri con crecimiento de hongos de la muestra N°4



Figura 60. Placas Petri con el microcultivo realizado



Figura 61. Llevando las placas Petri de fungi a incubadora a Temperatura Ambiente

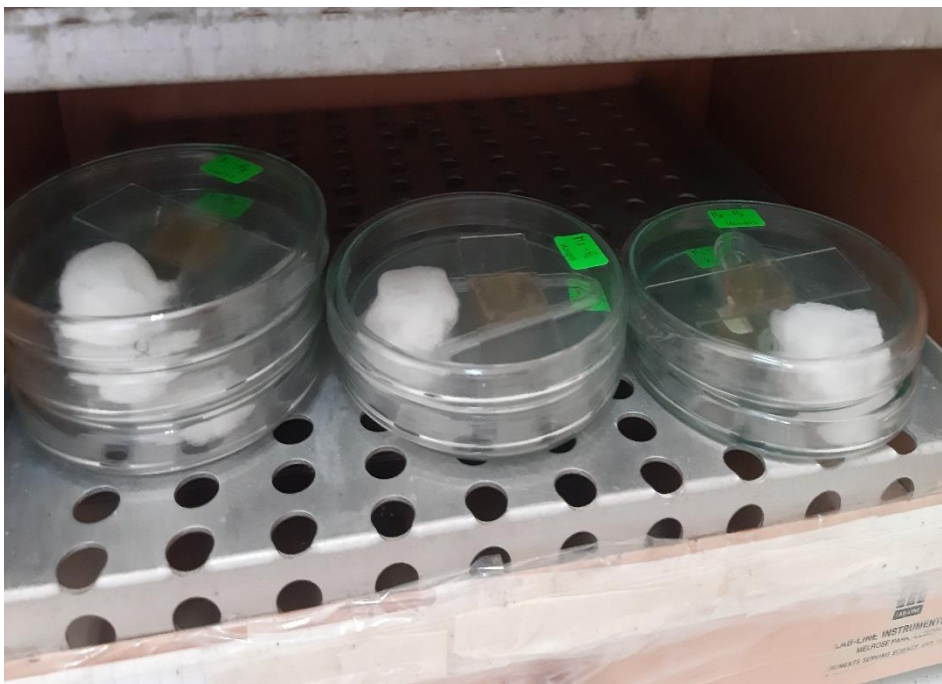


Figura 62. Placas de microcultivo colocados en la incubadora a temperatura ambiente

ANEXO N°11 Montaje de hongos



Figura 63. Placas Petri con crecimiento de fungi

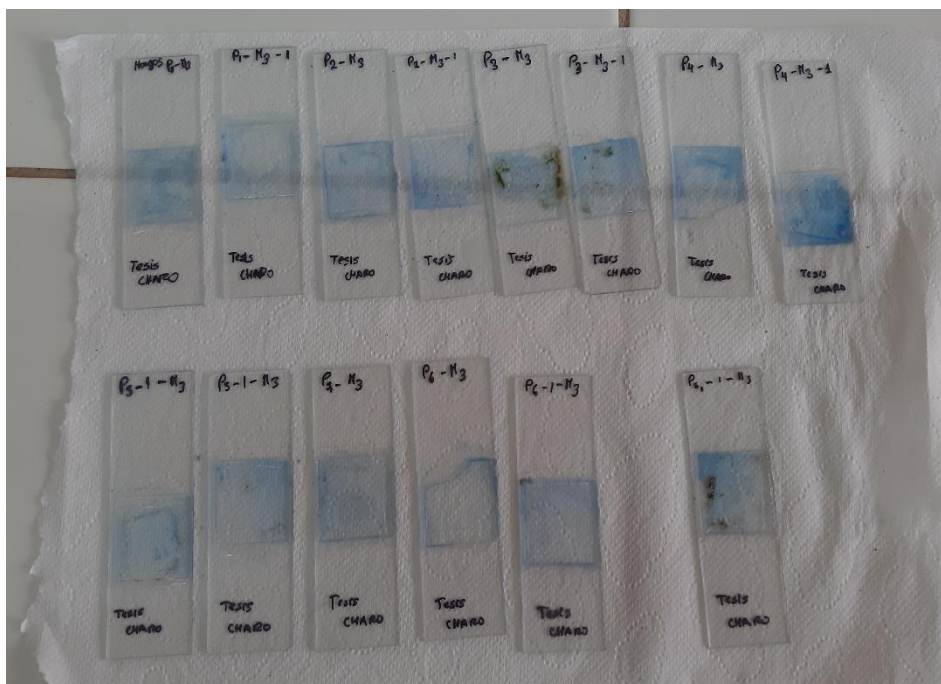


Figura 64. Láminas selladas para observar los fungi



Figura 65. Observación de láminas del microcultivo en el microscopio

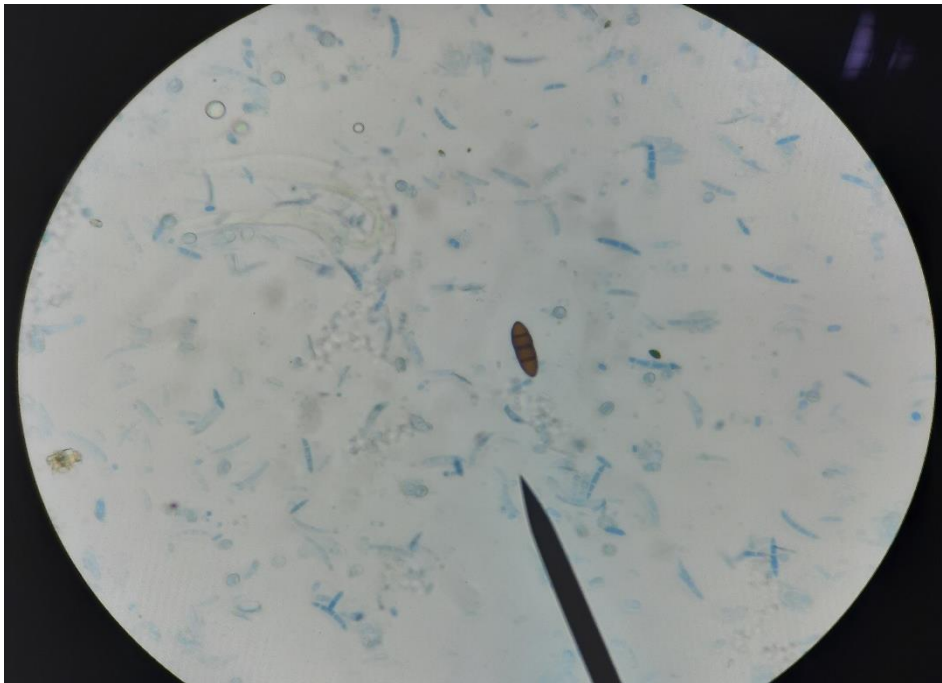


Figura 66. *Pyricularia* sp.

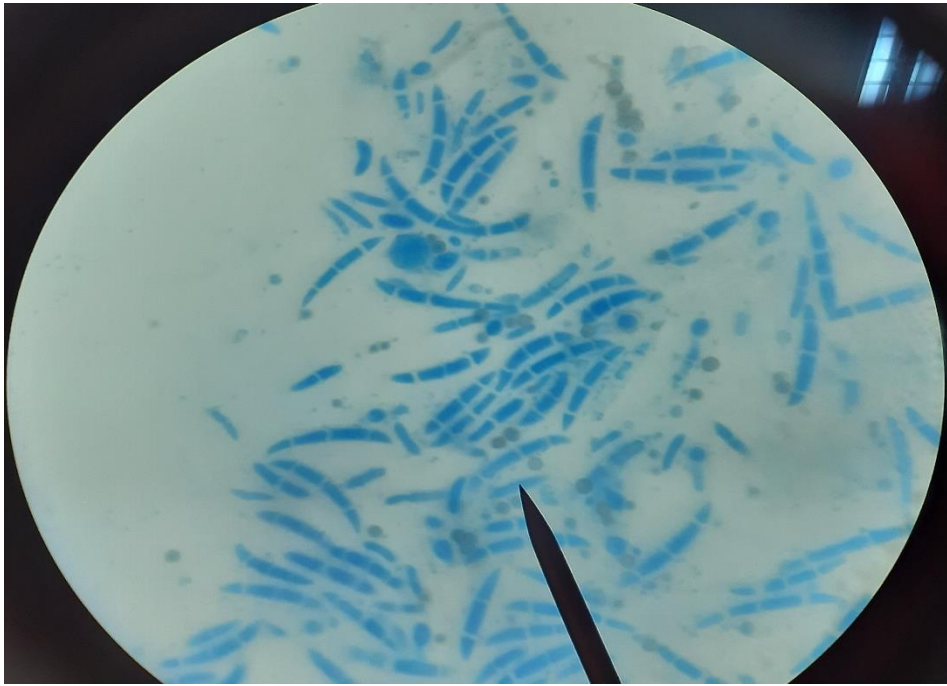


Figura 67. *Fusarium* sp.



Figura 68. *Fusarium oxysporium* sp.



Figura 69. *Geotrichum sp.*

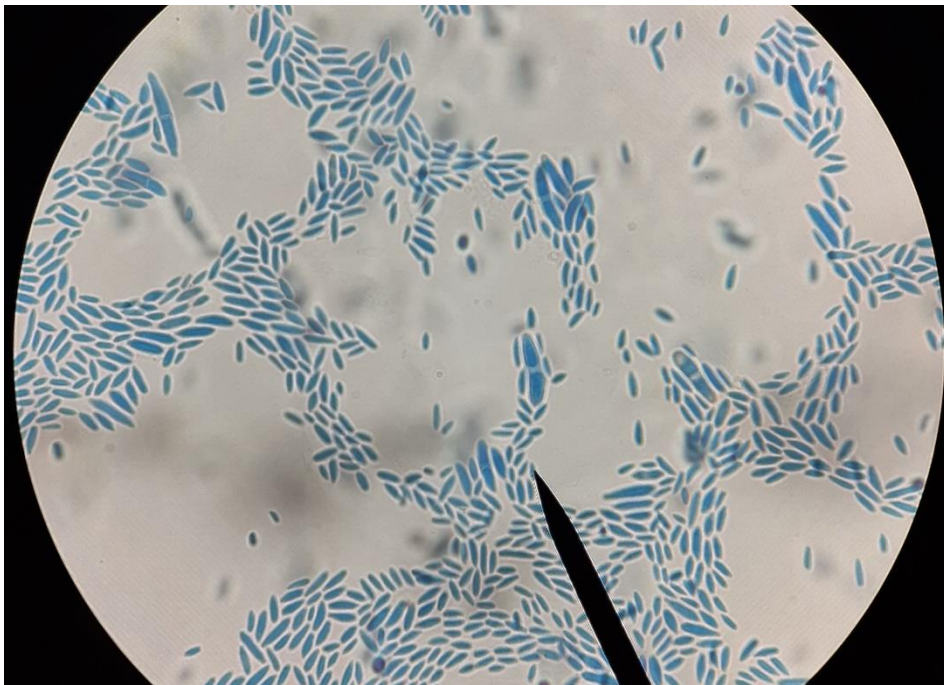


Figura 70. *Epidermophyton sp.* y *Fusarium sp.*

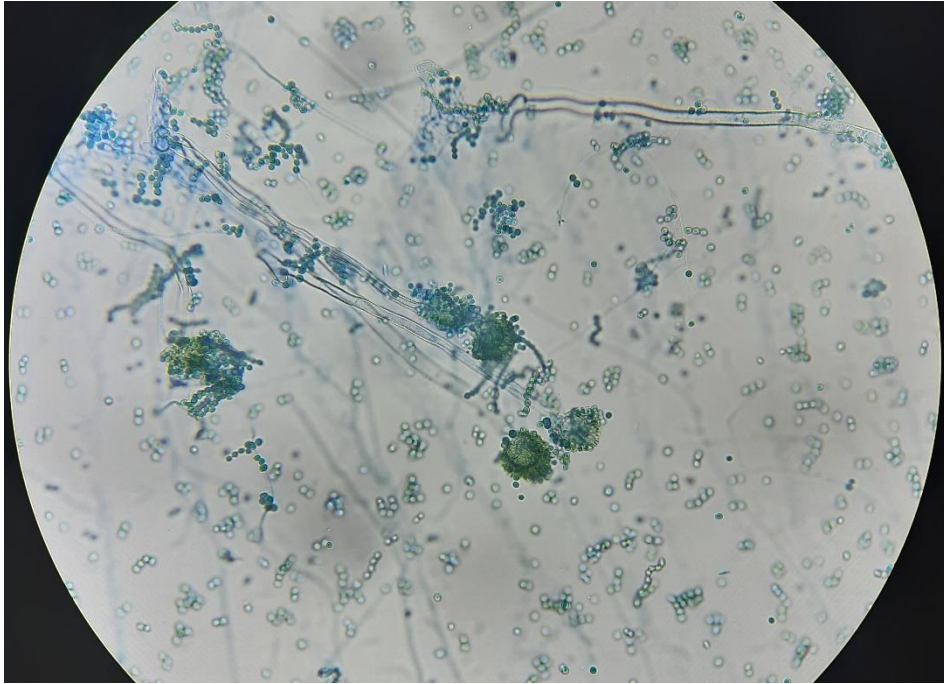


Figura 71. *Aspergillus* sp.

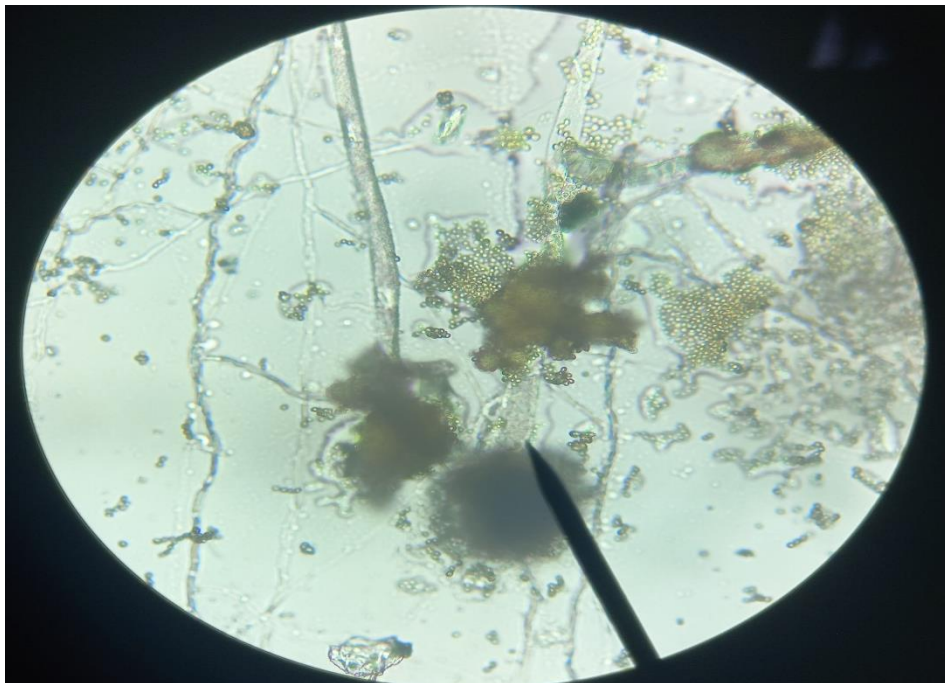


Figura 72. *Aspergillus* sp.

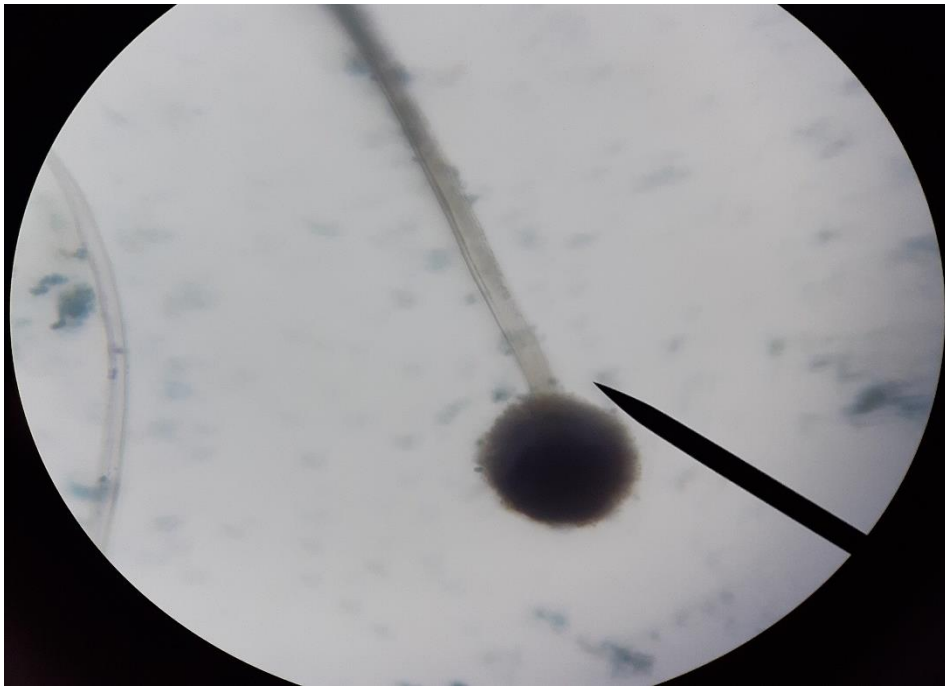


Figura 73. *Aspergillus sp.* – M1, espacio M2-B

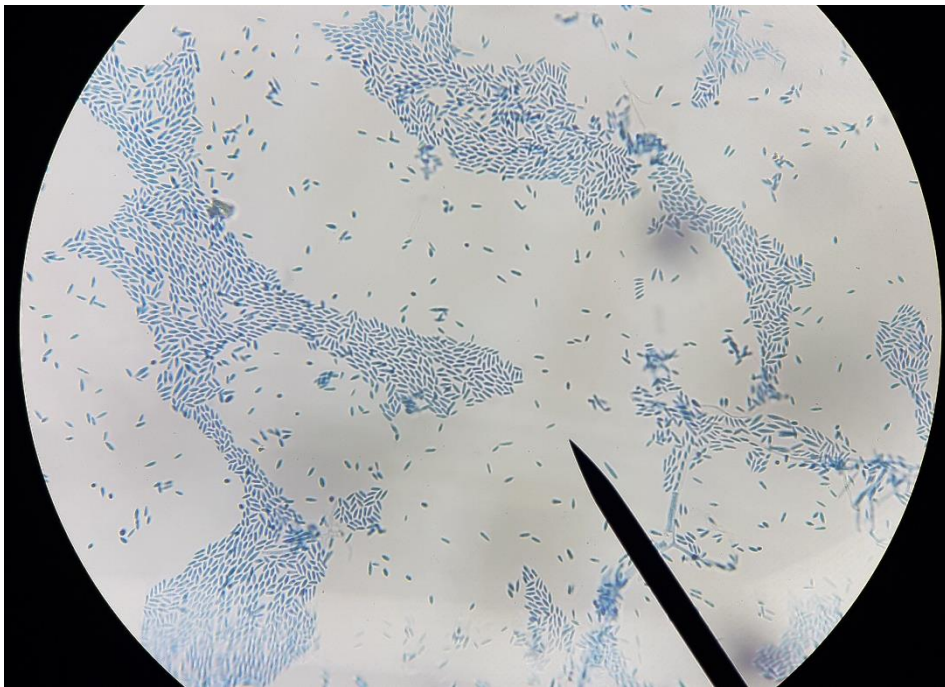


Figura 74. *Fusarium sp.*

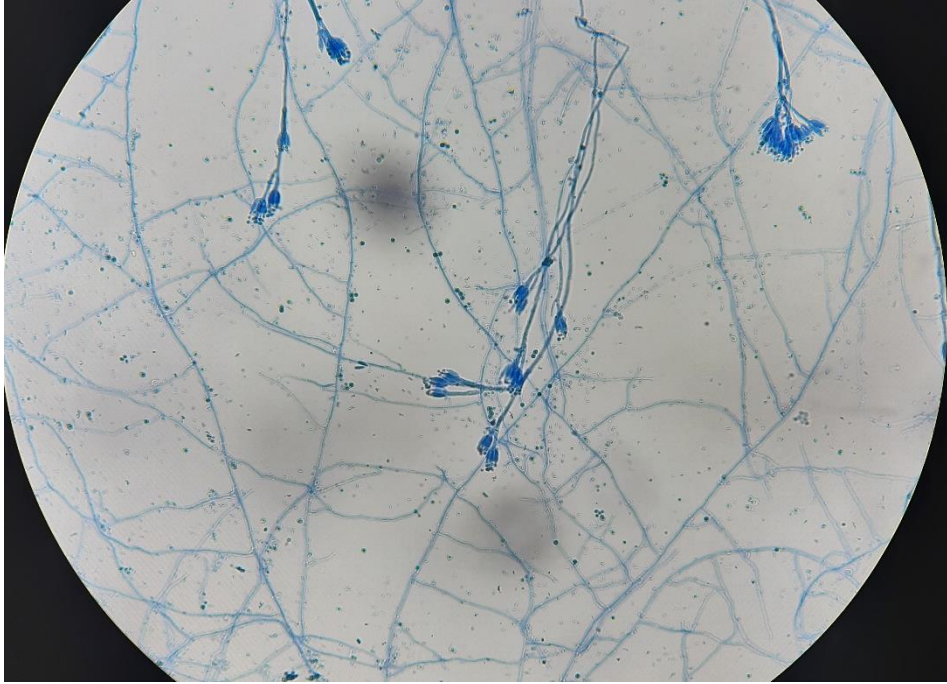


Figura 75. *Penicillium* sp.

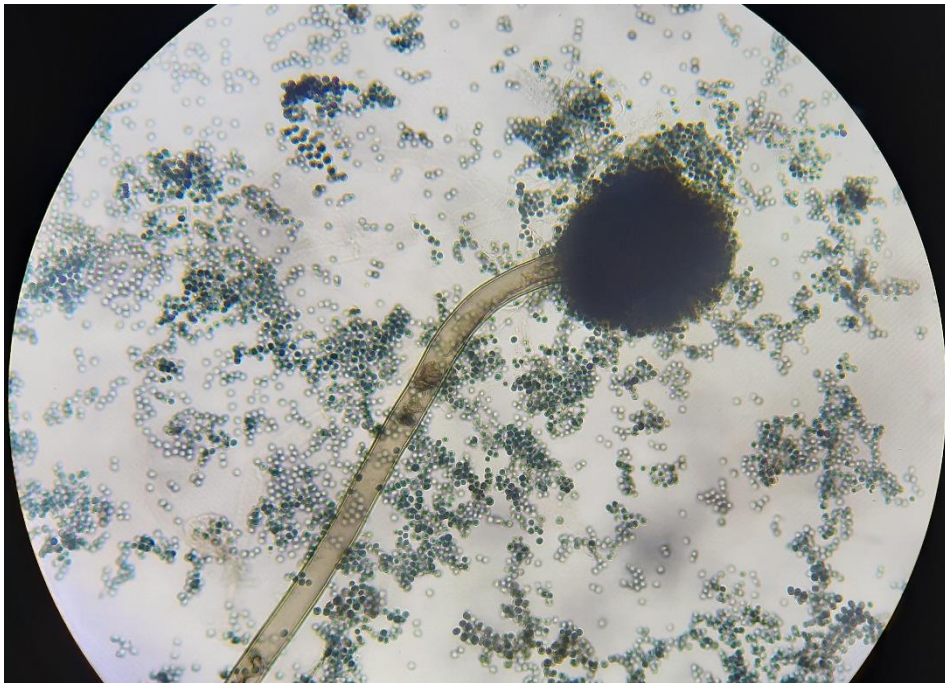


Figura 76. *Aspergillus niger* sp.

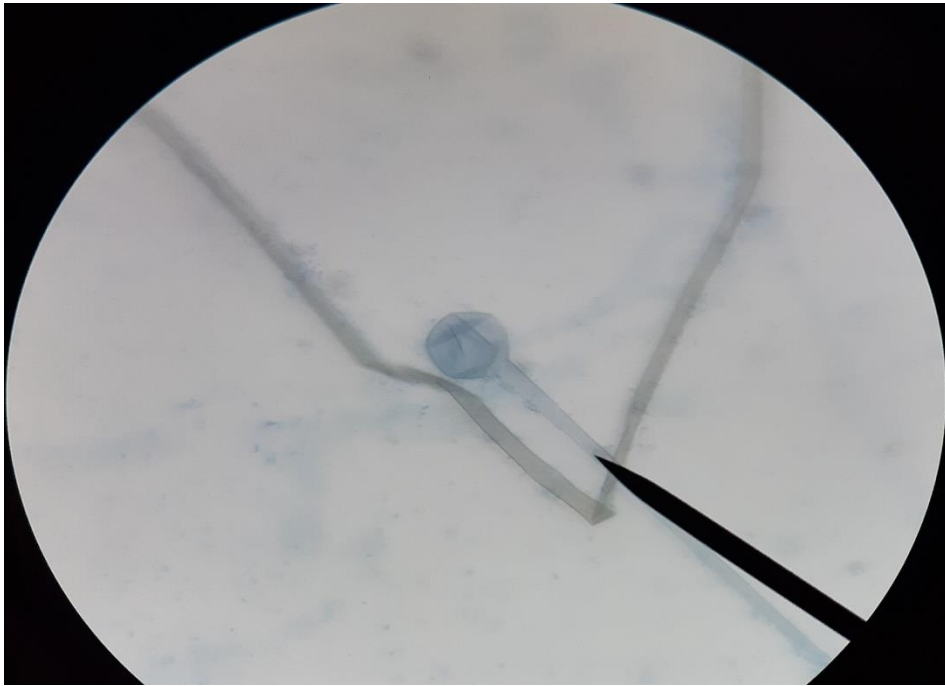


Figura 77. *Rhizopus sp.* – M1-espacio M2-B

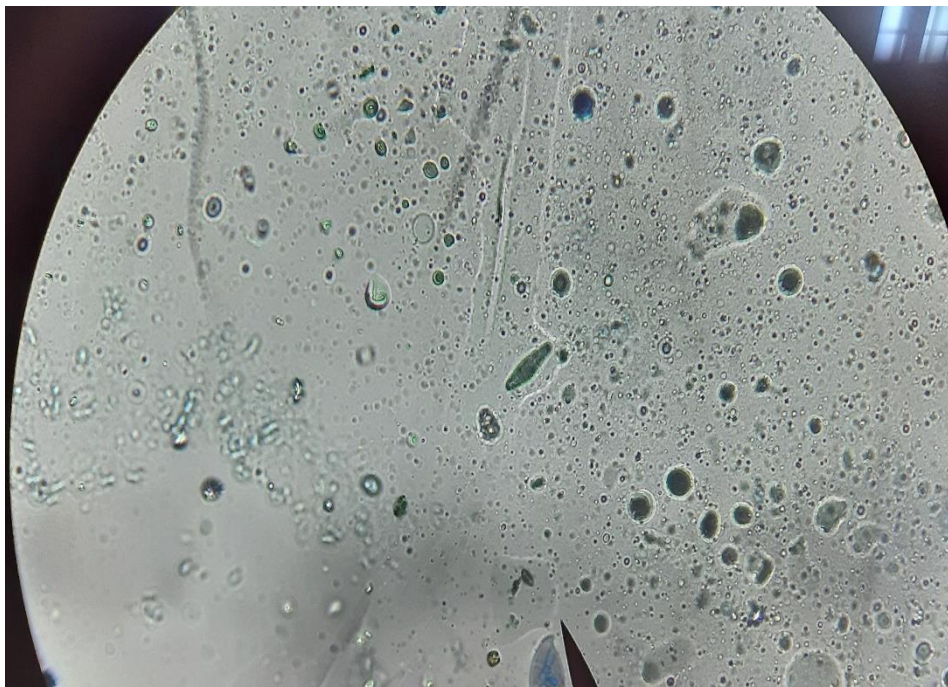


Figura 78. *Microsporium sp.*

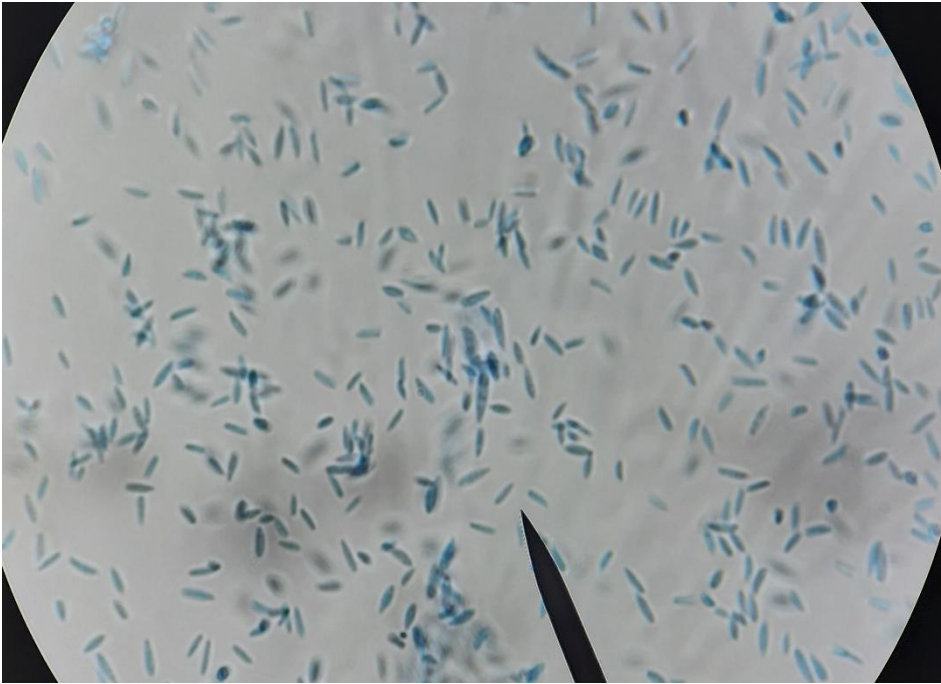


Figura 79. *Microsporium sp.*

ANEXO N°12

Plano de los espacios de muestra de aire del criadero de cerdos de la Universidad Nacional Agraria de la Selva

