



**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA AGROPECUARIA DE MANABÍ
MANUEL FÉLIX LÓPEZ**

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

**INFORME DE TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR
PREVIO A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO**

MECANISMO: PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

TEMA:

**EVALUACIÓN BACTERIOLÓGICA Y FÚNGICA DEL AIRE Y
SUPERFICIES EN LAS DIFERENTES ÁREAS DE LOS CENTROS
VETERINARIOS**

AUTORES:

**ANTHONY JOSUÉ BRAVO SOLÓRZANO
FÉLIX AGUSTÍN QUIJIJE CARRANZA**

TUTOR:

Med. Vet. MARÍA KAROLINA LÓPEZ RAUSCHEMBERG, Mg. Sc.

CALCETA, NOVIEMBRE DE 2023

DECLARACIÓN DE AUTORÍA

ANTHONY JOSUÉ BRAVO SOLÓRZANO con cédula de ciudadanía 131476760-7 y **FÉLIX AGUSTÍN QUIJIJE CARRANZA** con cédula de ciudadanía 131654233-9, declaramos bajo juramento que el Trabajo de Integración Curricular titulado: **EVALUACIÓN BACTERIOLÓGICA Y FÚNGICA DEL AIRE Y SUPERFICIES EN LAS DIFERENTES ÁREAS DE LOS CENTROS VETERINARIOS**, es de nuestra autoría, que no ha sido previamente presentado para ningún grado o calificación profesional, y que hemos consultado las referencias bibliográficas que se incluyen en este documento.

A través de la presente declaración, concedemos a favor de la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López una licencia gratuita, intransferible y no exclusiva para el uso no comercial de la obra, con fines estrictamente académicos, conservando a nuestro favor todos los derechos patrimoniales de autor sobre la obra, en conformidad con el Artículo 114 del Código Orgánico de la Economía Social de los Conocimientos, Creatividad e Innovación.

Anthony Bravo



ANTHONY JOSUÉ BRAVO SOLÓRZANO
1314767607

FÉLIX AGUSTÍN QUIJIJE CARRANZA
1316542339

AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN

ANTHONY JOSUÉ BRAVO SOLÓRZANO con cédula de ciudadanía 131476760-7 y **FÉLIX AGUSTÍN QUIJIJE CARRANZA** con cédula de ciudadanía 131654233-9, autorizamos a la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López, la publicación en la biblioteca de la institución del Trabajo de Integración Curricular titulado: **EVALUACIÓN BACTERIOLÓGICA Y FÚNGICA DEL AIRE Y SUPERFICIES EN LAS DIFERENTES ÁREAS DE LOS CENTROS VETERINARIOS**, cuyo contenido, ideas y criterios son de nuestra exclusiva responsabilidad y total autoría.

Anthony Bravo

ANTHONY JOSUÉ BRAVO SOLÓRZANO
1314767607



FÉLIX AGUSTÍN QUIJIJE CARRANZA
1316542339

CERTIFICACIÓN DEL TUTOR

Med. Vet. MARÍA KAROLINA LÓPEZ RAUSCHEMBERG, Mg. Sc., certifica haber tutelado el Trabajo de Integración Curricular titulado: **EVALUACIÓN BACTERIOLÓGICA Y FÚNGICA DEL AIRE Y SUPERFICIES EN LAS DIFERENTES ÁREAS DE LOS CENTROS VETERINARIOS**, que ha sido desarrollado por **ANTHONY JOSUÉ BRAVO SOLÓRZANO Y FÉLIX AGUSTÍN QUIJIJE CARRANZA**, previo a la obtención del título de Médico Veterinario, de acuerdo al **REGLAMENTO DE LA UNIDAD DE INTEGRACIÓN CURRICULAR DE CARRERAS DE GRADO** de la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López.

Med. Vet. MARÍA KAROLINA LÓPEZ RAUSCHEMBERG, Mg. Sc.
CC: 1308698016

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL

Los suscritos integrantes del Tribunal correspondiente, declaramos que hemos **APROBADO** el Trabajo de Integración Curricular titulado: **EVALUACIÓN BACTERIOLÓGICA Y FÚNGICA DEL AIRE Y SUPERFICIES EN LAS DIFERENTES ÁREAS DE LOS CENTROS VETERINARIOS**, que ha sido desarrollado por **ANTHONY JOSUÉ BRAVO SOLÓRZANO Y FÉLIX AGUSTÍN QUIJIJE CARRANZA**, previo a la obtención del título de Médico Veterinario, de acuerdo al **REGLAMENTO DE LA UNIDAD DE INTEGRACIÓN CURRICULAR DE CARRERAS DE GRADO** de la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López.

Med. Vet. Zoot. HEBERTO DERLYS MENDIETA CHICA, Mg
CC: 1316415132
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

DR. VINICIO ALEXANER CHÁVEZ VACA, PHD.
CC: 1707778765
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Med. Vet. CARLOS ALFREDO RIVERA LEGTON, Mg.
CC: 1311182602
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

AGRADECIMIENTO

A la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López que me dio la oportunidad de crecer como ser humano a través de una educación superior de calidad y en la cual he forjado mis conocimientos profesionales día a día.

A Dios por darme fortaleza y salud para seguir adelante en todas mis metas y guiarme a lo largo de mi carrera.

A mis padres Enrique Bravo y Juana Solórzano por ese apoyo incondicional, por haberme dado la oportunidad de una excelente educación y por darme valores éticos y morales que me han ayudado en el transcurso de mi carrera universitaria, a mi hermano Ronald Bravo por ser parte importante en mi vida y ser un ejemplo a seguir.

ANTHONY JOSUÉ BRAVO SOLÓRZANO

AGRADECIMIENTO

A la Escuela Superior Politécnica Agropecuaria de Manabí Manuel Félix López que me dio la oportunidad de crecer como ser humano a través de una educación superior de calidad y en la cual he forjado mis conocimientos profesionales día a día.

A Dios por la vida y la fortaleza necesaria para lograr cada meta propuesta, es el todopoderoso quien guía mi camino y me apoya para superar cada obstáculo, quien nunca me abandona y creo firmemente en su majestuosa presencia.

A mis padres, Félix Quijije y Ligia Carranza, por ser ese apoyo fundamental en toda esta trayectoria, a mis hermanos, abuelos, primos y tíos que estuvieron apoyándome e incentivándome en todo momento.

Finalmente, a mi compañero de tesis Anthony Bravo, por ser un componente importante en el desarrollo de este trabajo de investigación, aprendiendo la importancia que es el trabajo en equipo.

FÉLIX AGUSTÍN QUIJIJE CARRANZA

DEDICATORIA

A Dios por darme las fuerzas para seguir adelante.

A mi familia por el apoyo que siempre me han dado en todo momento, y ser un pilar fundamental en todo este camino, a mis amigos que me han ayudado a seguir mis sueños y los docentes por enseñanzas que me sirvieron para mi formación profesional.

ANTHONY JOSUÉ BRAVO SOLÓRZANO

DEDICATORIA

A dios por ser la base de mis triunfos, y consuelo en momentos difíciles.

A mi familia por todo el apoyo brindado, y ser ese soporte diario para haber escalado peldaño tras peldaño, a mis amigos y conocidos por cada consejo y ánimo que formaron parte de esta trayectoria, a los docentes por las enseñanzas que me sirvieron para mi formación profesional.

FÉLIX AGUSTÍN QUIJIJE CARRANZA

CONTENIDO GENERAL

| | |
|---|------|
| DECLARACIÓN DE AUTORÍA..... | ii |
| AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN | iii |
| CERTIFICACIÓN DEL TUTOR | iv |
| APROBACIÓN DEL TRIBUNAL..... | v |
| AGRADECIMIENTO..... | vi |
| AGRADECIMIENTO..... | vii |
| DEDICATORIA..... | viii |
| DEDICATORIA..... | ix |
| CONTENIDO GENERAL..... | x |
| CONTENIDO DE TABLAS | xiii |
| CONTENIDO DE FIGURAS | xiii |
| RESUMEN | xiv |
| ABSTRACT | xv |
| CAPÍTULO I. ANTECEDENTES | 1 |
| 1.1 PLANTEAMIENTO Y FORMULACIÓN DEL PROBLEMA..... | 1 |
| 1.2 JUSTIFICACIÓN | 3 |
| 1.3 OBJETIVOS | 4 |
| 1.3.1 OBJETIVO GENERAL..... | 4 |
| 1.3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS | 4 |
| 1.4 IDEA A DEFENDER..... | 4 |
| CAPÍTULO II. MARCO TEÓRICO..... | 5 |
| 2.1 INFECCIONES NOSOCOMIALES..... | 5 |
| 2.2 FACTORES DE RIESGO | 5 |
| 2.3 FUENTES DE INFECCIÓN | 6 |
| 2.4 MODO DE TRANSMISIÓN | 7 |
| 2.4.1 POR CONTACTO | 7 |
| 2.4.2 FECAL-ORAL..... | 7 |
| 2.4.3 VÍA AÉREA | 7 |
| 2.4.4 VÍA SANGUÍNEA | 7 |

| | |
|--|----|
| 2.5 AGENTES ETIOLÓGICOS..... | 8 |
| 2.5.1 <i>Staphylococcus spp.</i> | 8 |
| 2.5.2 <i>Pseudomona aeruginosa</i> | 9 |
| 2.5.3 <i>Escherichia coli</i> | 9 |
| 2.5.4 <i>Enterococcus spp.</i> | 9 |
| 2.5.5 <i>Streptococcus spp.</i> | 10 |
| 2.5.6 <i>Aspergillus spp.</i> | 10 |
| 2.5.7 <i>Candida spp.</i> | 10 |
| 2.6 INFECCIONES INTRAHOSPITALARIAS MÁS FRECUENTES..... | 11 |
| 2.6.1 INFECCIONES URINARIAS | 11 |
| 2.6.2 INFECCIONES RESPIRATORIAS..... | 11 |
| 2.6.3 INFECCIONES GASTROENTÉRICAS | 12 |
| 2.6.4 INFECCIONES EN EL TORRENTE SANGUÍNEO..... | 12 |
| 2.6.5 INFECCIONES DEL SITIO QUIRÚRGICO | 12 |
| 2.7 IMPORTANCIA DE LA EVALUACIÓN DEL AIRE | 12 |
| 2.8 IMPORTANCIA DE LA EVALUACIÓN DE SUPERFICIES | 13 |
| 2.9 ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO | 13 |
| 2.10 MUESTREO MICROBIOLÓGICO DEL AIRE | 14 |
| 2.10.1 MÉTODO DE SEDIMENTACIÓN..... | 14 |
| 2.10.2 MÉTODO DE IMPACTACIÓN..... | 14 |
| 2.11 MUESTREO MICROBIOLÓGICO DE SUPERFICIES | 14 |
| 2.11.1 PLACAS DE CONTACTO | 14 |
| 2.11.2 MÉTODO DEL HISOPADO..... | 14 |
| 2.12 MEDIOS DE CULTIVO..... | 15 |
| 2.12.1 AGAR SANGRE | 15 |
| 2.12.3 AGAR POTATO DEXTROSA (PDA) | 15 |
| 2.13 CONSERVACIÓN Y TRANSPORTE DE LA MUESTRA..... | 16 |
| CAPÍTULO III. DESARROLLO METODOLÓGICO | 17 |
| 3.1 UBICACIÓN | 17 |
| 3.1.1 CARACTERÍSTICAS CLIMÁTICAS | 17 |
| 3.2 DURACIÓN DEL TRABAJO..... | 18 |
| 3.3 TIPO, ALCANCE Y ENFOQUE | 18 |

| | |
|---|----|
| 3.3.1 TIPO..... | 18 |
| 3.3.2 ALCANCE..... | 18 |
| 3.3.3 ENFOQUE | 18 |
| 3.4 MÉTODOS, TÉCNICAS | 18 |
| 3.4.1 MÉTODOS | 18 |
| 3.4.2 TÉCNICAS | 19 |
| 3.5 POBLACIÓN Y MUESTRA..... | 20 |
| 3.5.1 POBLACIÓN | 20 |
| 3.5.2 MUESTRA..... | 20 |
| 3.6 VARIABLES EN ESTUDIO..... | 20 |
| 3.7 PROCEDIMIENTO | 21 |
| 3.7.1 PREPARACIÓN DE MEDIOS | 21 |
| 3.7.2 TOMA DE MUESTRA..... | 22 |
| 3.7.3 RECUENTO DE UFC | 23 |
| 3.7.4 IDENTIFICACIÓN DE MICROORGANISMOS | 23 |
| 3.7.5 OBTENCIÓN DE PORCENTAJE DE FRECUENCIA DE MICROORGANISMOS..... | 24 |
| 3.8 MUESTREO | 24 |
| 3.9 ANÁLISIS ESTADÍSTICO | 25 |
| CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN..... | 26 |
| 4.1 EVALUACIÓN BACTERIOLÓGICA Y FÚNGICA DEL AIRE | 26 |
| 4.1.1 RECUENTO TOTAL DE BACTERIAS..... | 26 |
| 4.1.2 IDENTIFICACIÓN DE BACTERIAS | 27 |
| 4.1.3 RECUENTO TOTAL DE HONGOS | 28 |
| 4.1.4 IDENTIFICACIÓN DE HONGOS..... | 29 |
| 4.2 EVALUACIÓN BACTERIOLÓGICA Y FÚNGICA DE SUPERFICIES | 30 |
| 4.2.1 RECUENTO TOTAL DE BACTERIAS..... | 30 |
| 4.2.2 IDENTIFICACIÓN DE BACTERIAS | 31 |
| 4.2.3 RECUENTO TOTAL DE HONGOS | 31 |
| 4.2.3 IDENTIFICACIÓN DE HONGOS..... | 32 |
| CAPÍTULO V CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES | 34 |
| 5.1 CONCLUSIONES..... | 34 |

| | |
|---------------------------|----|
| 5.2 RECOMENDACIONES | 34 |
| BIBLIOGRAFÍA | 35 |
| ANEXOS | 42 |

CONTENIDO DE TABLAS

| | |
|--|----|
| Tabla 3.1. Características climáticas..... | 17 |
| Tabla 4.1. Concentración de bacterias (Promedio \pm DE) de UFC/M3 de aire en las áreas de centros veterinarios..... | 26 |
| Tabla 4.2. Porcentaje de bacterias Gram positivo y Gram negativo en el aire de centros veterinarios..... | 27 |
| Tabla 4.3. Porcentaje de diferentes morfologías de bacterias del aire en centros veterinarios..... | 28 |
| Tabla 4.4. Concentración de hongos (Promedio \pm DE) de UFC/M3 de aire en las áreas de centros veterinarios..... | 28 |
| Tabla 4.5. Porcentaje de los diferentes géneros de hongos en el aire de centros veterinarios..... | 29 |
| Tabla 4.6. Concentración de bacterias (Promedio \pm DE) en las superficies de las diferentes áreas de centros veterinarios..... | 30 |
| Tabla 4.7. Porcentaje de bacterias Gram positivo y Gram negativo en las superficies de centros veterinarios..... | 31 |
| Tabla 4.8. Porcentaje de diferentes morfologías de bacterias en superficies de centros veterinarios..... | 31 |
| Tabla 4.9. Concentración de hongos (Promedio \pm DE) en las superficies de las diferentes áreas de centros veterinarios..... | 32 |
| Tabla 4.10. Porcentaje de diferentes géneros de hongos en las superficies de centros veterinarios..... | 33 |

CONTENIDO DE FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura 3.1. Ubicación geográfica de la parroquia Calceta..... | 17 |
|--|----|

RESUMEN

Las infecciones nosocomiales se han vuelto un problema de importancia sanitaria en centros hospitalarios. El objetivo de este estudio fue evaluar la calidad del aire y superficies en las diferentes áreas de los centros veterinarios de la parroquia Calceta desde la perspectiva bacteriológica y fúngica para fomentar la importancia de la calidad sanitaria. Para la recolección de muestras de superficies se utilizó la técnica del hisopo, mientras que para las muestras de aire se utilizó la técnica de sedimentación en placa, las placas fueron incubadas y posteriormente se realizó el conteo de colonias. Para la identificación de bacterias se utilizó la tinción Gram y para los hongos la técnica de tinción simple. Los resultados obtenidos determinaron la presencia de bacterias y hongos en todas las muestras de aire, asimismo se encontró presencia de bacterias en las superficies de la perilla de la puerta, sillón, escritorio, balanza, mesa de exploración, fonendoscopio, mesa mayo y lámpara quirúrgica y no se halló presencia en la mesa de cirugía, por otra parte no se halló hongos en la mesa de exploración y la lámpara quirúrgica, en la mayor parte de muestras se encontró una alta concentración de bacterias y hongos, destacándose las bacterias Gram + y los hongos del género *Fusarium* y *Mucor* en las muestras de aire y superficies. Los resultados descritos sugieren alta contaminación del aire y superficies de los centros veterinarios evaluados.

PALABRAS CLAVE

Infecciones, microorganismos nosocomiales, sedimentación, contaminación, técnica del hisopado.

ABSTRACT

Nosocomial infections have become a problem of sanitary importance in hospital centers. The objective of this study was to evaluate the quality of air and surfaces in the different areas of the veterinary centers in Calceta parish from the bacteriological and fungal perspective in order to promote the importance of sanitary quality. For the collection of surface samples, the swab technique was used, while for air samples, the plate sedimentation technique was used, the plates were incubated and then the colony count was performed. For the identification of bacteria, Gram staining was used and for fungi, the simple staining technique was used. The results obtained determined the presence of bacteria and fungi in all the air samples, also bacteria were found on the surfaces of the door knob, armchair, desk, scale, examination table, phonendoscope, mayo table and surgical lamp and no presence was found on the surgical table, On the other hand, no fungi were found in the examination table and the surgical lamp, in most samples a high concentration of bacteria and fungi were found, highlighting the Gram + bacteria and fungi of the genus *Fusarium* and *Mucor* in the air and surface samples. The results described suggest high contamination of the air and surfaces of the veterinary centers evaluated.

KEY WORD

Infections, nosocomial microorganisms, sedimentation, contamination, swab technique.

CAPÍTULO I. ANTECEDENTES

1.1 PLANTEAMIENTO Y FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

Las infecciones nosocomiales son aquellas adquiridas por un paciente dentro del hospital, cualquier paciente con un estado de salud comprometido que ingrese a un centro veterinario está predispuesto a presentar infecciones por estos microorganismos, los agentes etiológicos que se encuentran con mayor frecuencia en las clínicas veterinarias son las bacterias, sin embargo, se pueden encontrar otros agentes patógenos como los hongos, virus, entre otros (Churak *et al.*, 2021).

Como afirman Jara *et al.* (2009) las infecciones causadas por microorganismos nosocomiales son aquellas que están ausentes en el paciente antes de entrar al hospital, incluso no estando en periodo de incubación, existen un gran número de agentes etiológicos, algunos de estos pueden ser contagiados a los pacientes por transmisión cruzada o por objetos inanimados, no obstante, la fuente principal para la infección de estos microorganismos son las manos del personal de la clínica, la cual se puede deber por mala desinfección después de manipular a un paciente.

Estas infecciones nosocomiales se manifiestan clínicamente 48 a 72 horas luego de la atención médica, las bacterias nosocomiales son frecuentemente resistentes a antibióticos, incluyendo a los que más se utilizan en las clínicas o hospitales, es por ello que generan complicaciones en el control y tratamiento de pacientes veterinarios y humanos (Avershina *et al.*, 2021).

Según Plasencia *et al.* (2022) las superficies del entorno del paciente facilitan en gran medida la transmisión de microorganismos patógenos a los pacientes por medio del contacto, y las manos del personal de la clínica o del hospital son el principal vector para la transmisión, estos microorganismos que contaminan las superficies son capaces de vivir durante varios días, semanas o incluso meses, y cuanto más tiempo permanezcan en su lugar, existe más la probabilidad de que se infecte un paciente.

Sitkowska *et al.* (2015) manifiestan que el aire dentro de una clínica o hospital desempeña una parte importante en la transmisión de agentes patógenos, además

nos explica que en los últimos años gracias a investigación recientes ha quedado claro el papel que juega el aire en la transmisión de estos microorganismos y otras sustancias que afectan a la salud de los pacientes e incluso afectando al personal del hospital.

Teniendo en cuenta a Donkor (2019) los principales agentes bacterianos nosocomiales corresponden a los géneros *Klebsiella*, *Pseudomonas*, *Staphylococcus*, *Escherichia*, *Proteus*, *Salmonella* y *Serratia*, no obstante, la presencia de estas bacterias depende del sitio de infección y de la clínica u hospital, entre los hongos que más predomina es el *C. albicans*, también se pueden encontrar otros agentes como los virales.

En consideración a los antecedentes expuestos se plantea la siguiente interrogante: ¿Existirá presencia de agentes bacterianos y fúngicos en el aire y superficies en las diferentes áreas de los centros veterinarios de la parroquia Calceta?

1.2 JUSTIFICACIÓN

Conocer la carga microbiana presente en el aire y la superficie, es esencial en centros veterinarios, ya que muchos pacientes pueden adquirir infecciones de tipo nosocomial por la contaminación de microorganismos patógenos presentes, por esta razón es importante que se establezcan protocolos de desinfección (Matinyi *et al.*, 2018).

Izzeddin *et al.* (2017) afirman que la técnica de cultivo permite determinar e identificar específicamente la biocarga que se encuentra presente en un determinado lugar, en este caso en centros veterinarios, cabe destacar también que las bacterias son la principal fuente de infecciones nosocomiales más presente en los últimos años.

En un estudio realizado por Criollo (2022) se determinó la prevalencia de microorganismos en instalaciones de clínicas veterinarias en la ciudad de Cuenca, teniendo una prevalencia positiva de un 86,81% consiguiendo aislar los siguientes agentes: *Staphylococcus spp* y *Bacillus spp* con un 73,61%, seguido de *Pseudomona spp* con un 9,03%, en tercer lugar, *Escherichia coli* con un 4,86%, y un 0,69% para *Streptococos spp*, también se identificó una cepa de hongo conocido como *Aspergillus spp* con un 2,78%, además en la misma investigación se determinó que la zona de recepción es el área con mayor prevalencia de bacterias nosocomiales.

Al considerar la importancia de las enfermedades nosocomiales, el presente investigativo pretende evaluar la calidad bacteriológica y fúngica del aire y superficies en las diferentes áreas de los centros veterinarios de la parroquia Calceta, para impulsar el conocimiento de los médicos veterinarios y laboratoristas con el fin de mejorar la calidad sanitaria, y así, evitar agentes infecciosos que podrían ser perjudicial para la salud de los animales y del personal de la clínica, es un tema que desprende múltiples opciones de investigación para futuros proyectos ligados a la evaluación microbiana.

1.3 OBJETIVOS

1.3.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar la calidad del aire y superficies en las diferentes áreas de los centros veterinarios de la parroquia Calceta desde la perspectiva bacteriológica y fúngica para fomentar la importancia de la calidad sanitaria.

1.3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Determinar la presencia de agentes bacterianos y fúngicos en el aire y superficies de las áreas de los centros veterinarios de la parroquia Calceta.

Valorar la concentración de bacterias y hongos presentes en el aire y superficies de las áreas de los centros veterinarios de la parroquia Calceta.

Identificar bacterias mediante tinción de Gram y tinción simple en hongos presentes en el aire y superficies de las áreas de los centros veterinarios de la parroquia Calceta.

1.4 IDEA A DEFENDER

Existe alta carga de agentes bacterianos y fúngicos en el aire y superficies en las diferentes áreas de los centros veterinarios de la parroquia Calceta.

CAPÍTULO II. MARCO TEÓRICO

2.1 INFECCIONES NOSOCOMIALES

Las infecciones nosocomiales o intrahospitalarias son aquellas enfermedades que son adquiridas por los pacientes o el personal de trabajo, que pueden darse hasta 48 h o más después del ingreso del paciente, no están relacionadas con la enfermedad del paciente y no están ni presentes en periodo de incubación al momento de ingreso al hospital (Poveda *et al.*, 2022).

Jayasree y Afzal (2019) afirman que los patógenos bacterianos representan el mayor porcentaje de las infecciones nosocomiales, los virus, parásitos y hongos representan también una gran parte de estas infecciones, además también actúan como patógenos oportunistas en pacientes inmunocomprometidos, es ideal conocer el microorganismo causante de la infección para realizar un control adecuado en el aire o instrumental que no está esterilizado apropiadamente.

Además Keck *et al.* (2020) mencionan que las consecuencias de las infecciones nosocomiales en la salud animal implican una mayor morbilidad y/o mortalidad, en la salud pública los problemas se relacionan con la transferencia de patógenos nosocomiales al personal de atención médica y/u otros animales en contacto, además aumenta el riesgo de la propagación patógenos multirresistentes, más allá de las instalaciones de atención veterinaria, incluidos los propietarios de animales y las personas en contacto, las consecuencias económicas de las infecciones también son potencialmente graves para el hospital veterinario implicado.

2.2 FACTORES DE RIESGO

Algunos de los factores importantes que a menudo se han asociado con las infecciones nosocomiales en los centros de atención ya sea humana o animal, es la utilización de dispositivos invasivos (p. ej., catéteres intravenosos y urinarios), la hospitalización prolongada de los pacientes gravemente enfermos, falta de higiene, tratamientos médicos prolongados, visitas más extensas del personal sanitario y procedimientos quirúrgicos complejos, y la explotación extensiva de antibióticos (Milton *et al.*, 2015).

Milton *et al.* (2015) también nos mencionan que los pacientes de cuidados intensivos tienen un riesgo de 5 a 10 veces mayor de desarrollar una infección nosocomial que los pacientes normales, la amenaza de desarrollar infección para los pacientes hospitalizados se debe a factores de riesgo extrínsecos, como el uso de dispositivos invasivos y factores de riesgo intrínsecos, como la dolencia subyacente durante la hospitalización.

2.3 FUENTES DE INFECCIÓN

Las fuentes de infección para los microorganismos nosocomiales más importantes son las manos del personal y superficies, las manos del personal suelen tener mucho contacto en el hospital y conduce la propagación y transmisión de estos microorganismos, las superficies de los hospitales pueden servir como reservorios de agentes patógenos y además tienen un papel importante en la cadena de infección (Jalalpoor y Ebadi, 2011).

Schmitt *et al.* (2021) afirman que las manos del personal son la fuente principal de infecciones nosocomiales, esto posiblemente sea por el lavado inadecuado de las manos después de atender un paciente, esto sumado con trabajos de un hospital veterinario como limpieza de jaulas, cajas o recipientes de alimentos de los animales, otra posible causa de infecciones es el movimiento de animales y personal en el recinto hospitalario, tapetes no limpiados correctamente también son una fuente de contaminación.

De acuerdo con Ashuro *et al.* (2022) el aire también ofrece un riesgo potencial para la adquisición de infecciones tanto para el paciente y para el personal de salud, el aire en el interior del hospital puede contener una gran cantidad de microorganismos patógenos traídos por los pacientes, personal de trabajo, estudiantes, visitantes del paciente, ventilación o el exterior, los pacientes que se encuentran internados corren un mayor riesgo de infección debido a los espacios confinados.

2.4 MODO DE TRANSMISIÓN

2.4.1 POR CONTACTO

Lupi3n *et al.* (2014) nos expresan que el modo de transmisi3n m3s habitual de microorganismos nosocomiales, es por mucho, el contacto, donde podr3a ser directo, desde el reservorio (por ejemplo: f3mites contaminados que tienen contacto con el paciente) o indirecto, por medio de un veh3culo que se contamina transitoriamente; un ejemplo de esto son las manos (además de guantes o ropa) del personal de salud, a esto se lo conoce habitualmente como transmisi3n cruzada.

2.4.2 FECAL-ORAL

De acuerdo con Perozo *et al.* (2020) un modo de transmisi3n de microorganismos pat3genos dentro del hospital proviene de las heces o secreciones orales de pacientes enfermeros, estos pueden ser ingeridos por los pacientes, adem3s pueden ser transmitidos por f3mites, contaminaci3n de aparatos m3dicos o manos del personal de salud.

2.4.3 VÍA AÉREA

En el aire se encuentran microorganismos pat3genos que pueden ser inhalados por los pacientes y causar enfermedades, la supervivencia, dispersi3n y reproducci3n de estos depende, en gran medida, de las condiciones ambientales en las que se encuentran factores como la temperatura, la humedad relativa, el movimiento del aire, la luz y las fuentes de alimentos (Morgado *et al.*, 2019).

2.4.4 VÍA SANGUÍNEA

Milton *et al.* (2015) nos dicen que, en este modo de transmisi3n por sangre, se da principalmente por transfusiones sangu3neas de pacientes que est3n enfermos, aun cuando realizan medidas de control han podido evadirlos, en este modo se destaca la cateterizaci3n endovenosa con equipos contaminados o equipos que no est3n esterilizados correctamente.

2.5 AGENTES ETIOLÓGICOS

De acuerdo con Arros *et al.* (2019) los agentes bacterianos descritos como nosocomiales, más abundantes tanto en medicina humana y en veterinaria son los siguientes: *Staphylococcus aureus* (*S. aureus*), *Pseudomonas aeruginosa* (*Ps. aeruginosa*), *Acinetobacter spp*; *Escherichia coli*; *Enterococcus faecium* (*E. faecium*), *Enterococcus faecalis* (*E. faecalis*) y otros enterococos: *Enterobacter cloacae* (*E. cloacae*), *Klebsiella pneumonia* (*K. neumonía*), *Serratia marcescens* (*S. marcescens*) y *Proteus spp*.

Los virus también pueden ser una causa de infecciones adquiridas en el hospital, algunos de los más importantes son el virus de la *hepatitis* y *rotavirus*, los hongos como *Aspergillus spp*, *Candida albicans* y *Cryptococcus neoformans* son patógenos capaces también de causar infecciones nosocomiales (Khan *et al.*, 2021).

2.5.1 *Staphylococcus spp*

Las bacterias del género *Staphylococcus* son bacterias patógenas oportunistas en casi todas las especies animales, las especies coagulasa positivas con gran importancia son: *Staphylococcus pseudintermedius*, *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus hyicus* y *Staphylococcus schleiferi subsp. coagulans*, la especie más habitual en el ser humano es el *S. aureus*, mientras que *S. pseudintermedius* y *S. schleiferi* son los principales patógenos en el perro (Ríos *et al.*, 2015).

De acuerdo con Bertelloni *et al.* (2021) aunque la piel y los tejidos blandos son los sitios más comunes de infección, cualquier sistema del cuerpo puede verse afectado, la otitis y la pioderma son las principales enfermedades asociadas con los estafilococos, pero también pueden ocurrir infecciones de la herida o del sitio quirúrgico, infecciones del tracto urinario (ITU), síndrome de shock tóxico, fascitis necrosante, artritis y osteomielitis, peritonitis, infección ocular y septicemia.

2.5.2 *Pseudomona aeruginosa*

Eliasi *et al.* (2020) mencionan que en medicina veterinaria, se ha aislado *P. aeruginosa* en animales con otitis externa crónica, pioderma, conjuntivitis,

septicemia, infecciones del tracto urinario inferior, neumonía y endocarditis bacteriana, los animales con sistemas inmunológicos comprometidos y condiciones comórbidas tienen un mayor riesgo de colonización por *P. aeruginosa*.

2.5.3 *Escherichia coli*

Escherichia coli es una bacteria Gram negativa perteneciente a la familia *Enterobacteriaceae*, ocupa un lugar especial en el mundo microbiológico ya que puede causar infecciones graves en humanos y animales, pero también representa una parte importante de la microbiota autóctona de los diferentes hospedadores (Poirel *et al.*, 2018).

2.5.4 *Enterococcus spp*

Según Criollo (2022) estas bacterias son cocos Gram positivos, además de catalasa negativas y anaerobias facultativas, estas bacterias pueden sobrevivir en el ambiente por periodos de tiempos largos y además son reconocidos como contaminantes del agua, lo cual esta es la causa de que estas bacterias nosocomiales son consideradas de gran importancia en medicina humana.

De acuerdo con Stepién *et al.* (2021) los enterococos son bacterias comensales que viven en el tracto gastrointestinal de muchos animales, se han descrito más de 50 especies, pero *Enterococcus faecium* y *Enterococcus faecalis* son las más detectadas tanto en humanos como en animales, el principal problema asociado con las infecciones por enterococos es la resistencia a los antimicrobianos, por un lado, los enterococos son intrínsecamente resistentes a algunos antimicrobianos; y por el otro, son muy capaces de adquirir y transferir genes resistentes de otras bacterias a través de plásmidos y/o transposones.

2.5.5 *Streptococcus spp*

Como afirma Haenni *et al.* (2018) el género *Streptococcus* incluye organismos Gram-positivos en forma de cocos y organizados en cadenas, son comensales, patógenos oportunistas para humanos y animales, se hallan distribuidos en el ambiente, y además generan infecciones en animales inmunodeprimidos y jóvenes.

2.5.6 *Aspergillus spp*

El género *Aspergillus* se compone de más de 300 especies, una fracción de las cuales está involucrada en infecciones animales o humanas, principalmente después de la exposición ambiental, se han reconocido varios factores de riesgo (es decir, inmunosupresión, tuberculosis) para humanos, mientras que para infecciones veterinarias se han sugerido manejo antihigiénico, traumatismo, conformación anatómica del cráneo o sospechas de deficiencias inmunológicas (Elad y Segal, 2018).

Según Tell *et al.* (2019) la presentación clínica y el sitio de infección en las diversas especies animales varían debido a características anatomopatológicas únicas (p. ej., bolsa de aire en aves, bolsa gutural en caballos, cavidad sinusal en perros, etc.) que también requieren métodos variados de diagnóstico y tratamiento (p. ej, tratamiento de lavado de perros con enfermedad de la cavidad sinusal versus tratamiento oral o parenteral de infecciones pulmonares).

2.5.7 *Candida spp*

El género *Candida* se está reclasificando actualmente a lo largo de líneas filogenéticas, en su sentido clásico, comprende más de 200 especies de las cuales 15 han sido aisladas de infecciones en humanos y animales, las más prominentes como causas de enfermedad son *C. albicans*, *C. glabrata*, *C. parapsilosis*, *C. tropicalis* y *C. krusei* (Seyedmousavi *et al.*, 2018).

Como mencionan Reagan *et al.* (2019) las enfermedades causadas por especies de *Candida* en perros y gatos incluyen infecciones del tracto urinario, peritonitis, infecciones cutáneas y mucocutáneas, sobrecrecimiento gastrointestinal, glositis ulcerosa, queratitis, artritis y diseminación, la manifestación de candidiasis más comúnmente reportada en la literatura veterinaria es la candiduria.

2.6 INFECCIONES INTRAHOSPITALARIAS MÁS FRECUENTES

2.6.1 INFECCIONES URINARIAS

Las infecciones urinarias asociadas al catéter son una de las infecciones intrahospitalarias o nosocomiales más comunes en la medicina veterinaria de animales pequeños, aunque los datos veterinarios a menudo están limitados por la incapacidad de diferenciar la bacteriuria (una afección posiblemente benigna) de la ITU (enfermedad), los estudios que se han realizado han informado que la bacteriuria asociada al catéter ocurre en el 10 % al 32 % de los perros hospitalizados, y un subconjunto de estos presenta signos clínicos u otra evidencia de infección (Stull y Weese, 2015).

Stull y Weese (2015) también nos expresan que, la interferencia de los mecanismos de defensa normales de los catéteres urinarios, como los inhibidores de la adhesión secretados por la mucosa, junto con los factores comórbidos del paciente y algunos factores de manejo del catéter, facilitan la colonización bacteriana del catéter y la ascensión del organismo u organismos a la vejiga.

2.6.2 INFECCIONES RESPIRATORIAS

Mann (2018) afirma que los pacientes con alto riesgo para esto son aquellos que pueden permanecer en decúbito durante algún tiempo, como los pacientes de cuidados intensivos y algunos pacientes neurológicos, estos pacientes deben cambiarse cada 2 a 4 horas y esto debe monitorearse de cerca y registrarse en los registros del paciente.

Las infecciones de las vías respiratorias también pueden adquirirse a partir de equipos asociados con la anestesia, y como resultado, los establecimientos deben contar con un protocolo para la limpieza y desinfección de los tubos endotraqueales y los circuitos anestésicos (incluido el desecho de equipos muy sucios o contaminados), los pacientes también pueden correr el riesgo de aspirar contenido gástrico si tuvieran que regurgitar bajo anestesia (Mann, 2018).

2.6.3 INFECCIONES GASTROENTÉRICAS

Stull y Weese (2015) expresan que las infecciones gastrointestinales generalmente se reconocen cuando hay un aumento notable (brote) de diarrea infecciosa en pacientes hospitalizados, aunque la identificación de la diarrea es simple, la determinación de la causa suele ser difícil, incluso para patógenos conocidos, en las instalaciones veterinarias de pequeños animales, la salmonelosis es el microorganismo gastrointestinal notificado con mayor frecuencia.

2.6.4 INFECCIONES EN EL TORRENTE SANGUÍNEO

De acuerdo con Mann (2018) estas infecciones ocurren principalmente a través del uso de catéteres intravenosos y se cree que la fuente de infección más común es la flora de la piel del paciente, con eso en mente, es fundamental una buena preparación aséptica del lugar previsto para la colocación del catéter, otros factores de riesgo incluyen la extracción de sangre a través del catéter, las soluciones infundidas a través del catéter y la inmunosupresión del paciente.

2.6.5 INFECCIONES DEL SITIO QUIRÚRGICO

Las infecciones del sitio quirúrgico pueden afectar las estructuras superficiales o pueden afectar estructuras más profundas y espacios de órganos, pueden dar lugar a más cirugías, mala estética e insatisfacción del cliente, así como efectos sobre el bienestar del paciente, las bacterias más implicadas son las que viven dentro de la piel del paciente, como *Staphylococcus pseudintermedius*, y cada vez muestran más resistencia bacteriana (Mann, 2018).

2.7 IMPORTANCIA DE LA EVALUACIÓN DEL AIRE

De acuerdo con Sánchez (2019) el origen de las biopartículas en el aire puede ser doble: emitidas por personas dentro de la habitación y/o provenientes del ambiente exterior a través del aire de suministro del sistema HVAC (El sistema de calefacción, ventilación y aire acondicionado), el personal médico en el sitio usa ropa que minimiza la propagación de partículas de su propio cuerpo, sin embargo, el paciente está desnudo; de esta forma, las partículas generadas por ambos pueden penetrar

en una herida y provocar una infección, esto se agrava si no se ha logrado un nivel adecuado de limpieza del área.

2.8 IMPORTANCIA DE LA EVALUACIÓN DE SUPERFICIES

La contaminación de las superficies inanimadas, contribuye a la multiplicación, diseminación y transmisión de patógenos de gran relevancia clínica, directamente relacionados con casos de infecciones, pudiendo ser transmitidos por contaminación cruzada de los profesionales de la salud, a través del contacto con superficies frecuentemente manipuladas antes del contacto con el paciente o instrumentos de trabajo (Dresh *et al.*, 2017).

De acuerdo con Traverse y Aceto (2015) en un hospital veterinario, en los que la materia fecal y las secreciones respiratorias o de otro tipo son abundantes, con frecuencia desafían la contención, es más probable que alberguen patógenos y pueden representar un riesgo de infección nosocomial, la limpieza de los espacios de tratamiento/procedimientos, el alojamiento de los animales y los quirófanos es crucial.

2.9 ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO

Un análisis microbiológico permite conocer las bacterias y microorganismos que afectan directamente a los animales y los que afectan al hombre en el ambiente de un área determinada, además de identificar los microorganismos, ayuda a cuantificar la concentración de estos mismos, se realizan pruebas bioquímicas para la identificación de los patógenos (Pérez, 2016).

Cabrera y Silverio (2019) manifiestan que los análisis microbiológicos del ambiente en las diferentes zonas del hospital son fundamentales para controlar la presencia o ausencia de microorganismos patógenos en las superficies y así reducir los niveles de contaminación de patógenos que se transportan en el aire, en moléculas inertes como los son gotas, polvo, partículas y entre otras.

2.10 MUESTREO MICROBIOLÓGICO DEL AIRE

2.10.1 MÉTODO DE SEDIMENTACIÓN

Según Pérez (2016) el método de sedimentación es un método sencillo, pasivo y semicuantitativo utilizado generalmente para toma de muestras de aire, la recogida de muestra se lleva a cabo mediante la exposición al aire de placas de Petri estándar con medio de cultivo, durante un tiempo que puede oscilar entre 10, 15, 20 minutos o una hora, no deben sobrepasarse las 4 horas de exposición por la desecación a la que se vería sometido el medio de cultivo.

2.10.2 MÉTODO DE IMPACTACIÓN

De acuerdo con Pérez (2016) este método consiste en que un volumen determinado de aire se impacta sobre un medio de cultivo sólido, por un dispositivo creado para ello, este dispositivo debe poseer una rejilla y un medio de cultivo donde el aire con microorganismos se impacta, la velocidad de impacto debe ser alta para que se capte las partículas, este método es uno de los más costosos por los dispositivos que se usa.

2.11 MUESTREO MICROBIOLÓGICO DE SUPERFICIES

2.11.1 PLACAS DE CONTACTO

Este método se emplea en superficies lisas y consiste en la aplicación, mediante una ligera presión, de una placa de contacto con un medio de cultivo ligeramente en exceso, siendo ésta a continuación incubada para la posterior identificación y recuento de las colonias, la ventaja que presenta este método es que permite la determinación relativa de la concentración de microorganismos, expresándose en ufc/cm², aunque los resultados obtenidos no son precisos (Won *et al.*, 2013).

2.11.2 MÉTODO DEL HISOPADO

Rawlinson *et al.* (2019) plantean que este método se utiliza en casos de superficies de difícil acceso, se necesita valorar parámetro como el tipo de superficie y que tipo de microorganismo se quiere recuperar, es un método rápido y económico para

observar y cuantificar los microorganismos presentes en las superficies; se utiliza un hisopo estéril anteriormente humedecido en una solución diluyente y se frota la superficie que se desea analizar.

2.12 MEDIOS DE CULTIVO

Los medios de cultivo están diseñados para un rápido crecimiento microbiano y normalmente se producirá poca o ninguna acumulación de producto, los requisitos dependen principalmente del tipo de microorganismo que se utilice en el proceso de fermentación; sin embargo, los elementos básicos esenciales para los organismos siguen siendo los mismos, es decir, fuente de energía, agua, fuente de carbono, fuente de nitrógeno, vitaminas y minerales (Criollo, 2022).

2.12.1 AGAR SANGRE

De acuerdo con Criollo (2022) el Agar sangre permite el crecimiento de la mayoría de las bacterias Gram-positivas y Gram-negativas con importancia clínica, está compuesto por un medio rico en nutrientes, más un suplemento de sangre desfibrilada animal en una proporción del 5-10 %, es un medio diferencial porque permite comprobar si las bacterias son hemolíticas.

2.12.2 AGAR NUTRITIVO

Según Devika *et al.* (2021) el agar nutritivo es un medio nutritivo de uso general, con una composición relativamente simplificada, que se utiliza para el cultivo de microbios que favorecen el crecimiento de una amplia gama de organismos no fastidiosos, el agar nutritivo es popular porque puede crecer una variedad de tipos de bacterias y hongos, y contiene muchos nutrientes necesarios para el crecimiento bacteriano.

2.12.3 AGAR POTATO DEXTROSA (PDA)

De acuerdo con Kadam *et al.* (2017) el Agar Potato Dextrosa (PDA) es un medio de uso general para levaduras y mohos que se puede complementar con ácido o antibióticos para inhibir el crecimiento bacteriano, se recomienda para métodos de conteo de placas para alimentos, productos lácteos y pruebas de cosméticos, el

PDA se puede utilizar para cultivar levaduras y mohos clínicamente significativos, la base rica en nutrientes (infusión de patata) favorece la esporulación de mohos y la producción de pigmentos en algunos dermatofitos.

2.13 CONSERVACIÓN Y TRANSPORTE DE LA MUESTRA

Según Criollo (2022) el transporte de muestras es de suma importancia para el aislamiento de los agentes patógenos, gracias a esto se optimiza el trabajo en el laboratorio y los resultados obtenidos serán más confiables, las muestras se colocan en un contenedor isotérmico a una temperatura no mayor a 10°C, el tiempo de transporte de la muestra hasta el laboratorio no debe exceder las 24 horas.

CAPÍTULO III. DESARROLLO METODOLÓGICO

3.1 UBICACIÓN

El desarrollo de esta investigación se efectuó en varios centros veterinarios de la parroquia Calceta del cantón Bolívar de la provincia de Manabí, esta parroquia se encuentra ubicada en las siguientes coordenadas geográficas: latitud $0^{\circ}50'31.0''S$ y longitud $80^{\circ}09'43.0''O$ a una altitud 15msnm. **Fuente:** Google Earth (2022).



Figura 3.1. Ubicación geográfica de la parroquia Calceta
Fuente. Google Earth (2022).

3.1.1 CARACTERÍSTICAS CLIMÁTICAS

Las características climáticas de la parroquia Calceta, ubicada en el cantón Bolívar de la provincia de Manabí son:

Tabla 3.1. Características climáticas

| CONDICIONES CLIMÁTICAS | VALORES |
|----------------------------|----------|
| Precipitación media anual: | 1166 mm |
| Temperatura media anual: | 30 °C |
| Humedad relativa anual: | 81 % |
| Evaporación anual: | 2,190 mm |

Fuente. GAD Municipal del cantón Bolívar (2023).

3.2 DURACIÓN DEL TRABAJO

El trabajo de campo y de laboratorio tuvo una duración *in situ* de cuatro meses, empezó el 10 abril de 2023 y terminó el 7 de agosto del mismo año, en este tiempo se tomaron muestras de aire y superficies en las diferentes áreas de los centros veterinarios y se realizó el respectivo análisis microbiológico.

3.3 TIPO, ALCANCE Y ENFOQUE

3.3.1 TIPO

La presente investigación es no experimental debido a que no se manipularon deliberadamente las variables independientes.

3.3.2 ALCANCE

Es cualitativo por que se identificaron conforme a la tinción de Gram bacterias Gram positiva y Negativas y con la tinción simple se identificó las géneros de hongos con base en las características morfológicas; también tuvo un alcance cuantitativo por que se midió la Unidades formadoras de colonias de bacterias y hongos presentes en el aire y las superficies de los Centros Veterinarios de la Parroquia Calceta.

3.3.3 ENFOQUE

Es de carácter diagnóstico, que se buscó la presencia de bacterias Gram positivas y negativas y géneros de hongos en el aire y las superficies de los Centros Veterinarios.

3.4 MÉTODOS, TÉCNICAS

3.4.1 MÉTODOS

En esta investigación los métodos que se realizaron fueron los siguientes:

El método documental-bibliográfico se utilizó para llevar a cabo una revisión bibliográfica, con el uso de referencias que ayudaron a la construcción de esta investigación, ya que contribuyó a obtener, analizar y seleccionar información

importante de este estudio, a partir de fuentes documentales de otros autores, tales como libros, artículos científicos, tesis, entre otras.

Por otra parte, el método de campo se empleó debido a que se recopilaban las muestras de superficies y aire directamente de las diferentes áreas de los centros veterinarios.

El método inductivo permitió tener conclusiones generales de la evaluación bacteriológica y fúngica del aire y superficies de las diferentes áreas de los centros veterinarios.

3.4.2 TÉCNICAS

Se utilizaron las técnicas de muestreo de sedimentación en placa para la toma de muestras de aire y el muestreo por hisopado para la toma de muestra de superficies en las diferentes áreas de los centros veterinarios, por otra parte, técnica de recuento de colonias en placa ayudó a determinar el tamaño de la población bacteriana y fúngica de las muestras.

Mientras que la técnica de cálculo se utilizó para cuantificar las Unidades formadoras de colonia (UFC)/cm², UFC/superficies y UFC/m³, además de determinar el porcentaje de frecuencia de las bacterias y hongos presentes en las muestras obtenidas.

La técnica de tinción ayudó a identificar a las bacterias y hongos en las diferentes áreas de los centros veterinarios, la técnica de tinción de Gram se utilizó para las bacterias, en cambio la técnica de tinción simple se usó para los hongos.

La técnica de observación se empleó para analizar y describir los resultados obtenidos del análisis bacteriológico y fúngico, además ayudó a determinar el área con mayor carga microbiana presente en el centro veterinario, esto se realizó con la ayuda de una ficha de observación.

3.5 POBLACIÓN Y MUESTRA

3.5.1 POBLACIÓN

La población de una investigación es el conjunto de personas u objetos que serán parte de la elección de una muestra, la población debe ser elegible o accesible y es aquella que cumple con los requisitos predeterminados por el investigador (Ventura, 2017). La población de estudio fueron los centros veterinarios de la parroquia Calceta del cantón Bolívar de la provincia de Manabí.

3.5.2 MUESTRA

Una muestra es entendida como un subconjunto de la población conformado por unidades de análisis, la representatividad de una muestra permite extrapolar y garantizar los resultados observados; una muestra puede ser obtenida de dos tipos: probabilística y no probabilística (Otzen y Manterola, 2017). En esta investigación se realizó un muestreo no probabilístico por conveniencia, dado que el número de centros veterinarios y muestras evaluadas no fueron seleccionados por probabilidad, fueron seleccionados por conveniencia y facilidad de acceso.

Por lo tanto, en esta investigación se evaluaron 3 centros veterinarios de la parroquia Calceta, se tomaron muestras de aire y superficies en las siguientes áreas: área de recepción, área de consultorio y área del quirófano.

3.6 VARIABLES EN ESTUDIO

Las variables en estudio de esta investigación son las siguientes:

Presencia de agentes bacterianos y fúngicos (presencia/no presencia)

Concentración de bacterias y hongos (UFC/cm², UFC/superficie, UFC/m³)

Identificación de bacterias y hongos (bacterias Gram +/-, Morfología bacteriana, hongos nosocomiales)

Área con mayor carga de bacterias y hongos (frecuencia de concentración de bacterias y de hongos).

3.7 PROCEDIMIENTO

3.7.1 PREPARACIÓN DE MEDIOS

Antes de la preparación de los medios de cultivo, los instrumentos utilizados fueron esterilizados en autoclave (Autoclave Vertical TRIDENT® EA-632) a 130 °C, la preparación de los medios de cultivo se realizó en condiciones asépticas en el área de preparación, se utilizó agar nutritivo (BD DIFCO™ Nutrient Agar 500 g) para el aislamiento de bacterias y agar potato dextrosa (PDA) (BD DIFCO™ Potato Dextrose Agar 500 g) para el aislamiento de hongos.

Para el medio de cultivo bacteriano el fabricante mencionó que la relación de preparación es de 23 g del polvo en un 1 L de agua destilada, se requirió en total para una sola área 13 cajas petri, para las muestras de aire se utilizaron dos cajas petri por cada punto por lo que se necesitaron 4 cajas petri en total, en cambio se utilizaron 9 cajas petri para las muestras de superficies debido a que las 3 superficies muestreadas se les realizaron 3 diluciones, estas se llenaron con 15 ml de medio por lo que se necesitó preparar 195 ml en total, se pesó en una balanza (Balanza Semi Analítica SHIMADZU® ELB 3000) 4.5 g del agar nutritivo y se lo colocó en un matraz de Erlenmeyer para finalmente verter 195 ml de agua destilada.

Seguidamente se agitó y calentó mediante un agitador magnético (Agitador LAB. COMPANION STIRRER® MSH-30D) hasta al punto de ebullición durante 1 minuto para disolverlo por completo, el pH final del medio debe ser de 6.8 ± 0.2 , para medirlo se utilizó un potenciómetro (Potenciómetro portátil OAKTON® PH11 SERIES), se ajustó el pH con Ácido Clorhídrico al 10 % y Cloruro de Sodio 1N para subirlo y bajarlo respectivamente.

Con respecto al medio de cultivo fúngico la relación de preparación es de 39 g de polvo en 1 L de agua destilada, pero para este caso se necesitó agregar después de la esterilización una ampolla de 2 ml del antibiótico gentamicina de 80 mg, se pesó 7.6 g del agar PDA y se utilizó 195 ml de agua destilada para las 13 cajas petri y se lo colocó en el agitador magnético, para este medio el pH final debió ser de 5.6 ± 0.2 .

Los preparados se esterilizaron en un autoclave a 121°C durante 15 minutos, continuamente se enfriaron a 45 °C, cada medio se dispensó en 13 cajas petri y las burbujas que se formaron se eliminaron al exponer la llama del mechero Bunsen (Mechero Bunsen LUZEREN® 97-5301) a cada superficie de las cajas y finalmente estas se enfriaron y solidificaron a temperatura ambiente.

Además de los medios de cultivo antes mencionados, se preparó agua peptonada que se utilizó solo para las muestras de superficies como medio de transporte y diluyente de muestra, de acuerdo a las especificaciones del fabricante (TM MEDIA ® Peptone Special) la relación de preparación es de 25 g en 1 L, se necesitó en total 111 ml para una sola área, se pesó 2.8 g de Peptone Special y se le agregó los 111 ml de agua destilada, se mezcló durante 1 minuto y se distribuyó en los tubos de ensayo, se esterilizaron en autoclave a 121°C durante 15 minutos y pH final debió ser de 7.2 ± 0.1.

3.7.2 TOMA DE MUESTRA

Se utilizó la técnica del hisopo para la toma de muestra de superficies, se usó hisopos de algodón de 10 cm de longitud, se les realizó un corte parcial en los 7 cm y se depositaron en tubos de ensayo con tapa rosca que contuvieron 10 ml de agua peptonada que ayudó a humedecer el hisopo y permitió una mayor adherencia de microorganismos.

Para las superficies regulares se utilizó una plantilla estéril de medida 10 cm x 10 cm que delimitaron 100 cm², en cambio para las superficies irregulares solo se flotó el hisopo sobre la superficie, se realizó de manera horizontal, vertical y diagonal, este proceso se llevó a cabo en todas las superficies a muestrear, los hisopos que contuvieron la muestra fueron devueltos al tubo de ensayo correspondiente con los 10 ml de agua peptonada.

Mientras para las muestras de aire se utilizó la técnica de sedimentación, donde se expuso las cajas petri con agar nutritivo y agar potato dextrosa con Gentamicina al aire de las diferentes áreas de los centros veterinarios, el muestreo se realizó en dos puntos de cada área, se dejaron las cajas abierta por un promedio de 30 minutos, después se procedió a cerrar las cajas y realizar el proceso de rotulación.

Las muestras una vez recogidas fueron llevadas en el menor tiempo posible al Laboratorio de Microbiología de la ESPAM MFL en un contenedor isotérmico (hielera) a una temperatura no mayor a 10°C, se colocó papel aluminio para así evitar cualquier tipo de contaminación durante el traslado.

3.7.3 RECUENTO DE UFC

Una vez que las muestras llegaron al laboratorio, en la cámara de flujo laminar (LABCONCO® VWT-Clase 1) se realizaron las diluciones para las muestras de superficies, mediante una micropipeta se agregó 1 ml de la solución madre en 9 ml de agua peptonada y se obtuvo la dilución 10^{-1} , a partir de este se colocó 1 ml a otro tubo con 9 ml de agua peptonada y se consiguió la dilución 10^{-2} , se repitió el mismo proceso hasta la dilución 10^{-3} , después se inoculó 0.1 ml de cada dilución en el centro de cajas petri con agar nutritivo y agar PDA, se utilizó un asa de Digralsky estéril para extender la muestra por la superficie del agar con movimientos de arriba hacia abajo.

Las cajas petri con agar nutritivo se colocaron en incubación mediante una estufa (Estufa Automática Digital MEMMERT® CNB400) a una temperatura de 37°C hasta el día siguiente (24 horas), mientras las cajas petri con agar potato dextrosa se mantuvieron dentro del laboratorio a una temperatura ambiente por 120 horas.

El recuento de colonias se realizó mediante un contador de colonias (Contador de colonias digital BOECO® CC-1), los resultados para las muestras de superficies regulares se presentaron en UFC/cm², para las superficies irregulares en UFC/superficies y para las muestras de aire se expresaron en UFC/m³, además se tomaron registros de la evaluación macroscópica de las colonias para la identificación del microorganismo.

3.7.4 IDENTIFICACIÓN DE MICROORGANISMOS

Las colonias de bacterias que proliferaron se sometieron a tinción Gram, se colocaron en un portaobjeto y se fijaron con la ayuda del mechero Bunsen, se añadió cristal violeta por un minuto en el portaobjeto y después de ese tiempo se enjuagó, se cubrió la preparación con lugol, se dejó actuar por un minuto y se

procedió a enjuagar de nuevo, se añadió acetona mediante inclinación sobre el fregadero hasta que el disolvente no arrastre consigo el cristal violeta.

Finalmente se añadió safranina, se dejó reposar un minuto antes del enjuague final, se llevó el portaobjeto al microscopio y se le colocó aceite de inmersión y el cubreobjeto, se observaron a las bacterias Gram positivas y negativas con el microscopio (Microscopio Binocular Normal BOECO® BM-120) donde se utilizó el lente de 100x, las bacterias Gram positivas se tiñeron de violeta y las Gram negativas se tiñeron de rosa o rojo.

Para la identificación fúngica se utilizó la técnica de tinción simple, se necesitó una cinta adhesiva para obtener la muestra de la colonia y se lo colocó en un portaobjeto con una gota de lugol, para la observación se utilizó el microscopio con el lente de 40x, se estudiaron las características microscópicas fúngicas predominantes.

3.7.5 OBTENCIÓN DE PORCENTAJE DE FRECUENCIA DE MICROORGANISMOS

Para determinar el porcentaje de frecuencia de las bacterias y hongos en las diferentes áreas de estudio se utilizó la siguiente fórmula:

$$P = \frac{N \text{ muestras positivas}}{n} \times 100 \quad [3.1]$$

Donde:

P= Frecuencia

n= Total de muestras

N= Total de muestras positivas

3.8 MUESTREO

Se realizó el análisis bacteriológico y fúngico a 3 centros veterinarios, los cuales constaron con las siguientes áreas: área de recepción (3), área de consultorio (3) y área del quirófano (2); se tomaron a cada una de estas áreas 2 muestras de aire y

3 muestras de superficies, en total se tuvieron 5 puntos de muestreo para cada área de los centros veterinarios.

Las muestras de superficies para el área de recepción fueron la perilla de la puerta, escritorio y sillón, en cambio las superficies muestreadas en el área de consultorio fueron la mesa de exploración, fonendoscopio y balanza, por último, en el área del quirófano se evaluaron la mesa quirúrgica, mesa Mayo y la lámpara quirúrgica, para las muestras de aire, un punto de muestreo fue junto a la puerta de ingreso del área y el otro en la esquina de la misma.

En las diferentes áreas de los 3 centros veterinarios de la parroquia Calceta, se obtuvieron los siguientes número de muestras: área de recepción (15 muestras), área de consultorio (15 muestras) y el área del quirófano (10 muestras), como se estudiaron bacterias y hongos en diferentes cajas Petri con diferentes medios de cultivo, se obtuvo un tamaño total de 80 muestras evaluadas.

3.9 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se utilizó la estadística descriptiva para la tabulación de los datos y resultados obtenidos del análisis microbiológico de las diferentes áreas de muestreo, se calculó el promedio y desviación estándar del número de bacterias y hongos, además de porcentaje de frecuencia de los microorganismos, estos datos fueron calculados y registrados en el programa Microsoft Excel (2019), los resultados se presentaron en tablas para un mejor entendimiento del lector, posteriormente se realizó el análisis de los resultados obtenidos de la investigación, apoyados a través de bases referenciales de investigaciones anteriores referentes al objeto de estudio.

CAPÍTULO IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 EVALUACIÓN BACTERIOLÓGICA Y FÚNGICA DEL AIRE

4.1.1 RECUENTO TOTAL DE BACTERIAS

Al obtener los datos del crecimiento bacteriano se comparó los resultados con los estándares que recomienda la Organización Mundial de la Salud (OMS), una carga bacteriana inferior a 50 UFC/m³ se considera “Muy bajo”, 50 a 100 UFC/m³ se estima “Bajo”, 100 a 500 UFC/m³ “Intermedio”, 500 a 2000 UFC/m³ “Alto” y más de 2,000 UFC/m³ se considera “Muy alto” (Tinoco *et al.*, 2016).

Como se expresa en la tabla 4.1. se detectaron valores promedios del recuento bacteriano de 1,613.57 UFC/m³, 1,005.45 UFC/m³ y 1,110.44 UFC/m³ en el aire de las áreas de recepción, consultorio y del quirófano respectivamente, según los rangos propuestos por la OMS, el nivel de contaminación es alto en las diferentes áreas.

Tabla 4.1. Concentración de bacterias (Promedio ± DE) de UFC/m³ de aire en las áreas de centros veterinarios

| ÁREAS | BACTERIAS (UFC/M3) | NIVEL |
|---------------------|--------------------|-------|
| ÁREA DE RECEPCIÓN | 1,613.57 ± 987.04 | ALTA |
| ÁREA DE CONSULTORIO | 1,005.45 ± 304.19 | ALTA |
| ÁREA DEL QUIRÓFANO | 1,110 ± 780.34 | ALTA |

Bulski *et al.* (2019) reportaron rangos de concentración bacteriana de 256 a 1,123 UFC/m³ en un hospital veterinario en Krakow (Poland), teniendo en cuenta el promedio de UFC/m³ se considera que tiene una carga bacteriana alta de acuerdo con los estándares de la OMS, similar a lo reportado en esta investigación.

Por otra parte, se han encontrado valores promedios de 226.9 UFC/m³ en las clínicas veterinarias ubicadas en el campo y 2,121.80 UFC/m³ en las clínicas urbanas; la diferencia en las concentraciones de microorganismos en clínicas veterinarias se puede deber a la estación del año, condiciones ambientales,

presencia de humanos y animales, su tamaño y nivel de actividad, así como los reflejos de estornudos y tos asociados con el proceso de respiración, todos estos factores tienen un impacto significativo en la composición cualitativa y cuantitativa de los microorganismos (Sitkowska *et al.*, 2015).

4.1.2 IDENTIFICACIÓN DE BACTERIAS

Como se observa en la tabla 4.2. los microorganismos Gram positivos representan la mayor parte del total de población bacteriana con un 87 %, en cambio los Gram negativos representan un 13 %. Arroyave *et al.* (2019) obtuvieron resultados similares, reportando una mayor prevalencia de microorganismos Gram positivos en comparación con los Gram negativos.

Tabla 4.2. Porcentaje de bacterias Gram positivo y Gram negativo en el aire de centros veterinarios.

| BACTERIAS | FRECUENCIA |
|-----------|------------|
| GRAM + | 87% |
| GRAM - | 13% |

La mayor prevalencia de bacterias Gram positivas en el aire se puede deber a que estas bacterias presentan una pared celular más gruesa que las Gram negativas, por lo que resisten mayor la desecación, provocan una mayor tasa de supervivencia (Rosa *et al.*, 2002).

Se aislaron e identificaron bacterias con diferentes morfologías, destacándose principalmente bacterias en forma de cocos y bacilos, estreptococos y estafilococos se encontraron con menor frecuencia (tabla 4.3.). Torres (2018) obtuvo resultados similares en una clínica veterinaria de la Ciudad de Quito, donde se reportó que los cocos y bacilos tenían una frecuencia de aislamiento casi semejantes.

Tabla 4.3. Porcentaje de diferentes morfologías de bacterias del aire en centros veterinarios.

| BACTERIAS | FRECUENCIA |
|---------------|------------|
| COCOS | 39% |
| BACILOS | 39% |
| ESTAFILOCOCOS | 19% |
| ESTREPTOCOCOS | 3% |

4.1.3 RECUENTO TOTAL DE HONGOS

Los resultados fueron comparados con los estándares que recomienda la OMS en que se especifica que para la concentración de hongos, una carga inferior a 25 UFC/m³ se considera “Muy bajo”, 25 a 100 UFC/m³ se estima “Bajo”, 100 a 500 UFC/m³ “Intermedio”, 500 a 2,000 UFC/m³ “Alto” y más de 2,000 UFC/m³ se considera “Muy alto” (Tinoco *et al.*, 2016).

Se obtuvo un nivel de contaminación intermedio para el área de recepción y consultorio con valores promedio de 421.41 UFC/m³ y 338.78 UFC/m³ respectivamente, mientras que el área del quirófano con un promedio de 553.59 UFC/m³ alcanzó un nivel de contaminación alto (Tabla 4.4).

Tabla 4.4. Concentración de hongos (Promedio ± DE) de UFC/m³ de aire en las áreas de centros veterinarias.

| ÁREAS | HONGOS (UFC/M3) | NIVEL |
|---------------------|-----------------|------------|
| ÁREA DE RECEPCIÓN | 421.41 ± 126.49 | INTERMEDIA |
| ÁREA DE CONSULTORIO | 338.78 ± 48.06 | INTERMEDIA |
| ÁREA DEL QUIRÓFANO | 553.59 ± 196.62 | ALTA |

En la investigación realizada por Bulsky (2021) en un hospital veterinario en Krakow (Poland), la concentración de hongos en el aire oscila entre 1.052 UFC/m³ a 2,739 UFC/m³. En otro estudio realizado en el aire interior de una clínica veterinaria de Shiraz (Irán) la concentración de bioaerosoles fúngicos fue de 47.21 UFC/m³ (Mosalaei *et al.*, 2021). Por otra parte Chen *et al.* (2017) determinaron en tres

hospitales universitarios veterinarios en Taiwán concentraciones fúngicas que oscilan entre 423.6 ± 140.2 UFC/m³ a $1,554.7 \pm 120.3$ UFC/m³.

Las diferencias en el nivel de bioaerosoles fúngicos podrían deberse a las condiciones físicas y ambientales, tamaño de la habitación, humedad relativa, temperatura, número de personas y mascotas, variación en los tiempos de desinfección, tipo de desinfectante, la presencia o ausencia de aire acondicionado (Tabatabaei *et al.*, 2020).

La concentración promedio de hongos en el área del quirófano fue mayor que en el área de recepción y consultorio, esto probablemente se deba a la alta densidad de población humana y animal en el área, ocupación prolongada y el tipo de operación que se realizan (Mosalaei *et al.*, 2021).

4.1.4 IDENTIFICACIÓN DE HONGOS

Como se aprecia en la tabla 4.5. se presentaron 7 diferentes géneros de hongos en el aire de los centros veterinarios, el género *Fusarium spp* obtuvo la mayor frecuencia con un 27%, seguido por los géneros *Mucor spp* y *Candida spp* con 25%% y 17%.

Tabla 4.5. Porcentaje de los diferentes géneros de hongos en el aire de centros veterinarios.

| GÉNERO | FRECUENCIA |
|-------------------------|------------|
| <i>MUCOR SPP</i> | 25% |
| <i>FUSARIUM SPP</i> | 27% |
| <i>CANDIDA SPP</i> | 17% |
| <i>PENICILLIUM SPP</i> | 15% |
| <i>ASPERGILLUS SPP</i> | 10% |
| <i>PAECILOMYCES SPP</i> | 4% |
| <i>TRICHODERMA SPP</i> | 2% |

Resultados similares fueron obtenidos por Maldonado- Vega *et al.* (2014) en dos centros hospitalarios humanos, en el cual *Fusarium* fue el género dominante. En otro estudio realizado por Mosalaei *et al.* (2021) en clínicas veterinarias se identificaron géneros de hongos similares a lo reportado en esta investigación.

Las especies de *Fusarium* son obicuas en el medio ambiente, debido a su capacidad de crecer en una amplia gama de sustratos y cuyas esporas pueden ser transportadas fácilmente por el viento y lluvia, provocando la transmisión y posterior infección a los humanos y animales (Ajmal *et al.*, 2023).

4.2 EVALUACIÓN BACTERIOLÓGICA Y FÚNGICA DE SUPERFICIES

4.2.1 RECuento TOTAL DE BACTERIAS

Al no disponer de una normativa para los niveles de contaminación para superficies hospitalarias, esta investigación toma como referencia los valores propuestos por el comité de salud Pública Americana y el INSALUD para UFC/cm² (Naranjo, 2015). Asimismo, los valores recomendados por Haars (1976) para UFC/superficie.

Los valores promedios del recuento bacteriano en las superficies se expresan en la tabla 4.6, en la que se observa, que en la perilla y el sillón fueron las superficies más contaminadas. Se ha reportado que las perillas de la puerta es una de las superficies más contaminadas en un hospital (Bhatta *et al.*, 2018). Asimismo, Akwuobu *et al.* (2021) reportó en clínicas veterinarias una alta frecuencia de microorganismos en las sillas de los clientes.

Tabla 4.6. Concentración de bacterias (Promedio \pm DE) en las superficies de las diferentes áreas de centros veterinarios.

| SUPERFICIES | ÁREAS | | | | | |
|----------------------|-------------------------------------|-------------|-------------------------------------|-------------|-----------------------------------|-----------|
| | ÁREA DE RECEPCIÓN | NIVEL | ÁREA DE CONSULTORIO | NIVEL | ÁREA DEL QUIRÓFANO | NIVEL |
| Perilla de la puerta | $3.6 \cdot 10^3 \pm 6.3 \cdot 10^3$ | Intolerable | | | | |
| Sillón | $8 \cdot 10^2 \pm 1.3 \cdot 10^3$ | Intolerable | | | | |
| Escritorio | $3.5 \cdot 10^1 \pm 5.6 \cdot 10^1$ | Tolerable | | | | |
| Balanza | | | $5.1 \cdot 10^1 \pm 4.1 \cdot 10^1$ | Intolerable | | |
| Mesa de exploración | | | $2.3 \cdot 10 \pm 4 \cdot 10$ | Optimo | | |
| Fonendoscopio | | | $6 \cdot 10^2 \pm 6.2 \cdot 10^2$ | Intolerable | | |
| Mesa quirúrgica | | | | | Ausencia | Optimo |
| Mesa Mayo | | | | | $9.5 \cdot 10 \pm 1.3 \cdot 10^1$ | Optimo |
| Lámpara quirúrgica | | | | | $5 \cdot 10^1 \pm 7 \cdot 10^1$ | Tolerable |

Akwuobu *et al.* (2021) refiere, que la alta cantidad de microorganismos en la perilla de la puerta y el sillón de los clientes se debe a que son objetos que se tocan con frecuencia en la clínicas veterinarias y que se descuidan para la limpieza y desinfección.

4.2.2 IDENTIFICACIÓN DE BACTERIAS

En la tabla 4.7. se expresa los porcentajes de las bacterias Gram + y Gram – en las superficies de los centros veterinarios, donde se reportó un 94% de Gram + y un 6% de Gram -. Asimismo en la tabla 4.8. se observa que los cocos son las bacterias más representativas de la bacterias que se encuentran en las superficies.

Alves *et al.* (2015) obtuvo resultados similares, reportó una mayor diversidad de bacterias Gram + en las diferentes superficies de clínicas veterinarias. Kukanich *et al.* (2012) nos explica que las superficies hospitalarias contaminadas pueden ser fuentes de infecciones nosocomiales si no se limpian adecuadamente entre usos con pacientes.

Tabla 4.7. Porcentaje de bacterias Gram positivo y Gram negativo en las superficies de centros veterinarios.

| BACTERIAS | FRECUENCIA |
|-----------|------------|
| GRAM + | 94% |
| GRAM - | 6% |

Tabla 4.8. Porcentaje de diferentes morfologías de bacterias en superficies de centros veterinarios.

| BACTERIAS | FRECUENCIA |
|---------------|------------|
| COCOS | 65% |
| BACILOS | 24% |
| ESTAFILOCOCOS | 12% |

4.2.3 RECUENTO TOTAL DE HONGOS

Como se observa en la tabla 4.9. se reportó crecimiento de hongos en la mayoría de superficies de los centros veterinarios, solo la mesa de exploración y la lámpara quirúrgica no presentaron crecimiento, se tomó como referencia los valores

propuestos por el comité de salud Pública Americana y el INSALUD (Naranjo, 2015).

Izzeddin *et al.* (2017) en su investigación en un hospital humano identificó crecimiento fúngico en diferentes superficies inertes similar a lo reportado en este estudio, lo que indica que son una fuente potencial de infección cruzada de las manos de los trabajadores de la salud a sus pacientes.

Tabla 4.9. Concentración de hongos (Promedio \pm DE) en las superficies de las diferentes áreas de centros veterinarios.

| SUPERFICIES | ÁREAS | | | | | |
|----------------------|-------------------------------------|--------------|-------------------------------------|--------------|-------------------------------|--------------|
| | ÁREA DE RECEPCIÓN | NIVEL | ÁREA DE CONSULTORIO | NIVEL | ÁREA DEL QUIRÓFANO | NIVEL |
| Perilla de la puerta | $5.6 \cdot 10^2 \pm 8.9 \cdot 10^2$ | No aceptable | | | | |
| Sillón | $4.3 \cdot 10 \pm 6.6 \cdot 10$ | No aceptable | | | | |
| Escritorio | $3.6 \cdot 10 \pm 4 \cdot 10$ | No aceptable | | | | |
| Balanza | | | $4.6 \cdot 10 \pm 4.1 \cdot 10$ | No aceptable | | |
| Mesa de exploración | | | Ausencia | Aceptable | | |
| Fonendoscopio | | | $6.6 \cdot 10^1 \pm 5.7 \cdot 10^1$ | No aceptable | | |
| Mesa quirúrgica | | | | | $4 \cdot 10 \pm 2.8 \cdot 10$ | No aceptable |
| Mesa Mayo | | | | | $4 \cdot 10 \pm 4.2 \cdot 10$ | No aceptable |
| Lámpara quirúrgica | | | | | Ausencia | Aceptable |

4.2.3 IDENTIFICACIÓN DE HONGOS

Se identificaron 6 diferentes géneros de hongos en las superficies de los centros veterinarios, *Mucor spp* fue el género de mayor frecuencia con un 47%, seguido de *Candida spp* con 21% y *Fusarium spp* con 16 % (tabla 4.10). Permán y Salavert (2013) nos expresan que *Candida spp*, *Aspergillus spp*, *Fusarium spp* y los mucorales son agentes frecuentes en infecciones fúngicas por superficies o dispositivos médicos.

Tabla 4.10. Porcentaje de los diferentes géneros de hongos en las superficies de centros veterinarios.

| GÉNERO | FRECUENCIA |
|-------------------------|------------|
| <i>MUCOR SPP</i> | 47% |
| <i>CANDIDA SPP</i> | 21% |
| <i>FUSARIUM SPP</i> | 16% |
| <i>ASPERGILLUS SPP</i> | 5% |
| <i>PENICILLIUM SPP</i> | 5% |
| <i>PAECILOMYCES SPP</i> | 5% |

La alta frecuencia del género *Mucor spp* en las superficies se puede deber a lo referido por Khalid *et al.* (2006) donde manifiestan que la esporulación, tasa de crecimiento, el sistema enzimático, las preferencias alimentarias y la tolerancia a diversas condiciones de estrés son responsables de una alta frecuencia y distribución de la aparición de ciertos tipos de hongos.

CAPÍTULO V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 CONCLUSIONES

De acuerdo con los resultados obtenidos se determinó la presencia de bacterias y hongos en el aire de todas las áreas de los centros veterinarios de la parroquia Calceta, asimismo se detectó en la mayoría de superficies crecimientos de estos microorganismos.

En gran parte de las muestras analizadas se encontró una alta concentración de bacterias y hongos presentes en el aire y superficies de las diferentes áreas de los centros veterinarios,

El mayor porcentaje de bacterias encontradas en el aire y superficie fueron Gram + y con forma de cocos, además se presentaron una diversidad de hongos donde destacan el género *Fusarium* en las muestras de aire y el género *Mucor* en las muestras de superficies.

5.2 RECOMENDACIONES

Se recomienda una correcta asepsia de las superficies en las áreas de los centros veterinarios, asimismo introducir un alto rendimiento de ventilación mecánica o sistema de aire acondicionado para favorecer a una mejor calidad del aire.

Evaluar en futuras investigaciones el efecto de la temperatura, humedad relativa, temporadas climáticas y desinfectantes sobre el nivel microbiológico del aire y superficies.

BIBLIOGRAFÍA

- Ajmal, M., Hussain, A., Ali, A., Chen, H., y Lin, H. (2023). Strategies for Controlling the Sporulation in *Fusarium* spp. *Journal of Fungi*, 9(1), 10. <https://doi.org/10.3390/jof9010010>
- Akwuobu, C., Ngbede, E., Mamfe, L., Ezenduka, E., y Chah, K. (2021). Veterinary clinic surfaces as reservoirs of multi-drug- and biocide-resistant Gram-negative bacteria. *Access microbiology*, 3(11), 000277. <https://bit.ly/47Fj6lY>
- Alves, R., Garino, F., y Pereira, A. (2015). Assessment of bacterial contamination in the sectors of Clinical Medicine and Surgery Small Animal Veterinary Hospital, UFCG, PB. *Revista Brasileira de Medicina Veterinária*, 2, 173-177. <https://bjvm.org.br/BJVM/article/view/369>
- Arros, M., Jara, M., Mosnaim, A., y Navarro, C. (2019). Two β -lactamics resistance genes detection in nosocomial bacteria of veterinary interest. *J. Vet. Res. Adv.*, 1(1), 1-27. <https://bit.ly/3hiAGa5>
- Ashuro, Z., Diriba, K., Afework, A., Washo, G., Areba, A., Kanno, G., Hareru, H., Kaso, A., y Tesfu, M. (2022). Assessment of Microbiological Quality of Indoor Air at Different Hospital Sites of Dilla University: A Cross-Sectional Study. *Environmental Health Insights*, 16. <https://bit.ly/3hbPes3>
- Avershina, E., Shapovalova, V., y Shipulin, G. (2021). Fighting antibiotic resistance in hospital- acquired infections: Current State and Emerging Technologies in Disease Prevention, Diagnostics and Therapy. *Frontiers in Microbiology*, 12(707330). <https://bit.ly/3YdBRs0>
- Bertelloni, F., Cagnoli, G., y Ebani, V. (2021). Virulence and Antimicrobial Resistance in Canine *Staphylococcus* spp. Isolates. *Microorganisms*, 9(3), 515. [10.3390/microorganisms9030515](https://doi.org/10.3390/microorganisms9030515)
- Bulski, K., Fraczek, K., Cendrowska, A., y Chmiel, M. (2019). Bacteriological Air Quality at Animal Veterinary Practice. *Rocznik Ochrona Środowiska*, 21, 841-854. <https://bit.ly/3skk4UD>
- Cabrera, C., y Silverio, C. (2019). Determinación de Microorganismos en Ambiente del Área de Neonatología de un Hospital ubicado al sur del Ecuador. *Polo del Conocimiento*, 4(5), 96-106. <http://bit.ly/3VLO8m0>
- Chen, C., Liu, B., Hsu, C., Liu, C., Liao, A., Chou, C., y Lin, C. (2017). Bioaerosol investigation in three veterinary teaching hospitals in Taiwan. *Taiwan Veterinary J*, 43(1), 39-45. <https://bit.ly/47JB6vN>

- Churak, A., Poolkhet, C., Tamura, Y., Sato, T., Fukuda, A., y Thongratsakul. (2021). Evaluation of nosocomial infections through contact patterns in a small animal hospital using social network analysis and genotyping techniques. *Scientific reports*, 11(1647). <https://bit.ly/3HlpCUf>
- Criollo, D. (2022). *Prevalencia de bacterias nosocomiales en instalaciones de clínicas veterinarias mediante cultivo y citología*. [Tesis de pregrado, Universidad Politécnica Salesiana]. Repositorio Institucional UPS. <https://bit.ly/3AOYI3a>
- Devika, C., Singhalage, L., y Seneviratne, G. (2021). Modification of nutrient agar medium to culture yet-unculturable bacteria living in. *Ceylon Journal of Science*, 50(4), 505-512. <https://bit.ly/3iSfsAg>
- Donkor, E. (2019). Nosocomial pathogens: An In-Depth Analysis of the vectorial potential of cockroaches. *Trop Med Infect Dis*, 4(1). <http://bit.ly/3wqBuxQ>
- Dresh, F., Rempel, C., y Jachetti, M. (2017). Microbiological analysis of surfaces in a surgical center: Identification and bacterial activity against antibiotics and disinfectant. *Ciência e Natura*, 39(3), 738-747. <https://bit.ly/3VayZKH>
- Elad, D., y Segal, E. (2018). Diagnostic Aspects of Veterinary and Human Aspergillosis. *Front Microbiol*, 9, 1303. <https://bit.ly/3hgHO6X>
- Eliasi, U., Sebola, D., Oguttu, J., y Qekwana. (2020). Antimicrobial resistance patterns of *Pseudomonas aeruginosa* isolated from canine clinical cases at a veterinary academic hospital in South Africa. *J S Afr Vet Assoc*, 91. <https://bit.ly/3FGm2CQ>
- Franco, R., Cernáková, L., Kadam, K., Salehi, B., Bevilacqua, A., Corbo, M., Antolak, H., Dybka, K., Leszczewicz, M., Relison, S., Alexandrino, V., Sharifi, J., Melo, H., Martins, N y Rodrigues, C. (2019). Advances in Chemical and Biological Methods to Identify Microorganisms—From Past to Present. *Microorganisms*, 7(5), 130. <http://bit.ly/3wkyHWS>
- Haars, E. (1976). *Guía práctica de la higiene y medicina preventiva en la industria alimentaria*. HMS Ibérica.
- Haenni, M., Agnese, L., y Madec, J. (2018). Antimicrobial Resistance in *Streptococcus* spp. *Microbiology Spectrum*, 6(2). <https://bit.ly/3h8xJZT>
- Izzeddin, N., Rodríguez, G., Medina, L., y González, L. (2017). Evaluación microbiológica de aire y superficies en quirófano de un centro de salud público. *Salus*, 21(3), 18-23. <https://bit.ly/3h8xJZT>

- Jalalpoor, S., y Ebadi, A. (2011). Effective sources of nosocomial infection: Staff hands and hospital surfaces. *Int J Biol Biotechnol*, 8, 631-636. <https://bit.ly/3VD0pJn>
- Jara, M., Avendaño, P., y Navarro, C. (2009). Identificación y estudio de susceptibilidad antimicrobiana de bacterias potencialmente responsables de infecciones nosocomiales en los hospitales veterinarios de la Universidad de Chile. *Revista Avances en Ciencias Veterinarias*, 24(1 y 2), 11-17. <https://bit.ly/3PblLdn>
- Jayasree, T., y Afzal, M. (2019). Implementation of Infection Control Practices to Manage Hospital Acquired Infections. *J Pure Appl Microbiol*, 13(1), 591-597. <https://bit.ly/3uBp84K>
- Jeong, S., Kang, Y., Hwang, Y., Yoo, S., Jang, H., Oh, H., Kang, J., Chang, D., y Gonhyung, N. (2016). Evaluation of Airborne Bacteria and Fungi in Surgical Areas at the Animal Hospital. *Journal of Veterinary Clinics*, 34(2), 76-81. <https://bit.ly/3iRAPlb>
- Kadam, A., Patil, S., Sonne, M., Dahigaonkar, K., J, K., y Jadhav, P. (2017). Cost effective alternative fungal culture media formulation using fruit and vegetables waste. *International Journal of Current Research*, 9(9), 56887-56893. <https://bit.ly/3W2MYIU>
- Keck, N., Dunie, A., Dazas, M., Hirchaud, E., Laurence, S., Gervais, B., Madec, J., y Haenni, M. (2020). Long-lasting nosocomial persistence of chlorhexidine-resistant *Serratia marcescens* in a veterinary hospital. *Veterinary Microbiology*, 245. <https://bit.ly/3HobCJr>
- Khalid, M., Yang, W. J., Kishwar, N., Rajput, Z. I., y Arijó, A. G. (2006). Study of cellulolytic soil fungi and two nova species and new medium. *Journal of Zhejiang University. Science. B*, 7(6), 459-466. <https://bit.ly/3Lmiicc>
- Khan, S., Idrees, H., Aftab, M., y Imtiaz, A. (2021). Nosocomial Infections-A Review. *Lahore Garrison University Journal of Life Sciences*, 5(1), 44-62. <https://doi.org/10.54692/lgujls.2021.0501147>
- Kukanich, K., Ghosh, A., Skarbek, J., Lothamer, K., y Zurek, L. (2012). Surveillance of bacterial contamination in small animal veterinary hospitals with special focus on antimicrobial resistance and virulence traits of enterococci. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 240(4), 437-445. <https://bit.ly/3P5scRS>
- Lupi3n, C., L3pez, L., y Rodriguez, J. (2014). Medidas de prevenci3n de la transmisi3n de microorganismos entre pacientes hospitalizados. Higiene de

- manos. *Enfermedades infecciosas y microbiológica clínica*, 32(9), 603-609. 10.1016/j.eimc.2014.02.003
- Maldonado-Vega, M., Peña-Cabriales, J., De los Santos Villalobos, S., Castellanos-Arévalo, A., Camarena-Pozos, D., Árevalo-Rivas, B., Valdés-Santiago, L., Hernández-Valadez, L y Guzmán de Peña, D. (2014). Bioaerosoles y evaluación de la calidad del aire en dos centros hospitalarios ubicados en León, Guanajuato, México. *Revista internacional de contaminación ambiental*, 30(4), 351-363. <https://bit.ly/3YGfFrF>
- Mann, A. (2018). Hospital-acquired infections in the veterinary establishment. *Veterinary Nursing Journal*, 33(9), 257-261.1080/17415349.2018.1489320
- Matinyi, S., Enoc, M., Akia, D., Byaruhanga, V., Masereka, E., Ekeu, I., y Atuheire, C. (2018). Contamination of microbial pathogens and their antimicrobial pattern in operating theatres of periurban eastern Uganda: a cross-sectional study. 18(460). <https://bit.ly/3iPI3rl>
- Milton, A., Priya, G., Aravind, M., Parthasarathy, M., Jeeva, K., y Agarwal, R. (2015). Nosocomial Infections and their Surveillance in Veterinary. *Advances in Animal and Veterinary Sciences*, 3(2s), 1-24. <https://bit.ly/3IQ0pC7>
- Morgado, G., Mendoza, M., Castillo, M., Medina, J., De la Hoz, S., Posso, H., De Alejandro, P., Teixeira, E., y Agudelo, D. (2019). Antibiotic Resistance of Airborne Viable Bacteria and Size Distribution in Neonatal Intensive Care Units. *Int. J. Environ. Res. Public Health*, 16(18), 3340. <https://bit.ly/3iPjzx4>
- Mosalaei, S., Amiri, H., Rafiee, A., Abbasi, A., Baghani, A., y Hoseini, M. (2021). Assessment of fungal bioaerosols and particulate matter characteristics in indoor and outdoor air of veterinary clinics. *Journal of environmental health science & engineering*, 19(2), 1773-1780. <https://bit.ly/3P5spEE>
- Moya, E., Moya, Y., y Mesa, A. (2020). Diagnóstico por estudio bacteriológico cuantitativo de la infección en la herida por quemadura. *Revista Archivo Médico de Camagüey*, 24(1). <https://bit.ly/3Ym2gUO>
- Naranjo, M. (2015). *Análisis de superficies con identificación de cepas nativas de quirófanos, cuartos de recuperación y baños, mediante la técnica de hisopado de superficie, antes y después del uso de desinfectantes en la clínica de unidades médicas de la ciudad de Quito*. [Tesis de pregrado, Pontificia Universidad Católica del Ecuador]. Repositorio Institucional PUCE. <https://bit.ly/3YQtVOb>
- Otzen, T., y Manterola, C. (2017). Técnicas de muestreo sobre una población a estudio. *International Journal of Morphology*, 35(1), 227-232. bit.ly/3F8Y5CI

- Permán, J., y Salavert, M. (2013). Epidemiología y prevención de las infecciones nosocomiales causadas por especies de hongos filamentosos y levaduras. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología clínica*, 31(5), 328-341. <https://bit.ly/3E3Sqh9>
- Pérez, G. (2016). *Evaluación microbiológica del aire y las superficies de las áreas de quirófanos del hospital del instituto ecuatoriano de seguridad social de Riobamba*. [Tesis de pregrado, Escuela Superior Politecnica De Chimborazo]. Repositorio Institucional ESPOCH. <https://bit.ly/3BmSR5A>
- Perozo, A., Castellano, M., y Gómez, L. (2020). Infecciones asociadas a la atención en salud. *Enfermería Investiga, Investigación, Vinculación, Docencia y Gestión*, 5(2), 48-61. <https://doi.org/10.31243/ei.uta.v5i2.877.2020>
- Plasencia, N., Zegarra, C., Failoc, V., y Díaz, C. (2022). Aislamiento microbiológico de superficies inanimadas en contacto con pacientes en un hospital. *Infectio*, 26(1). <http://www.scielo.org.co/pdf/inf/v26n1/0123-9392-inf-26-01-67.pdf>
- Poirel, L., Madec, J., Lupo, A., Schink, A., Kieffer, N., Nordmann, P., y Schwarz, S. (2018). Antimicrobial Resistance in Escherichia coli. *Microbiology Spectrum*, 6(4). <https://doi.org/10.1128/microbiolspec.ARBA-0026-2017>
- Poveda, A., Villareal, D., Baque, R., y Villareal, J. (2022). Factores de riesgo de infecciones intrahospitalarias y medidas de prevención del personal de enfermería. *UNESUM-Ciencias*, 6(4), 48-56. <https://bit.ly/3iJmnM5>
- Rawlinson, S., Ciric, L., y Cloutman, E. (2019). How to carry out microbiological sampling of healthcare environment surfaces? A review of current evidence. *Journal of Hospital Infection*, 103(4), 363-374. <https://bit.ly/3WeUjhW>
- Reagan, K., Dear, J., Kass, P., y Sykes, J. (2019). Risk factors for Candida urinary tract infections in dogs and cats. *J Vet Intern Med*, 33(2), 648-653. <https://doi.org/10.1111/jvim.15444>
- Ríos, A., Baquero, M., Ortiz, G., Ayllón, T., Smit, L., Rodríguez, M., y Sanchez, A. (2015). Staphylococcus multirresistentes a los antibióticos y su importancia en medicina veterinaria. *Clínica veterinaria de pequeños animales*, 35(3). <https://bit.ly/3VMq2Ym>
- Rosa, M., Mosso, M., y Ullán, C. (2002). El aire: hábitat y medio de transmisión de microorganismos. *Observatorio Medioambiental*. 5, 375-402. <https://bit.ly/3qGlybj>
- Sanchez, G., y Sanz, J. (2019). Evaluation of HVAC Design Parameters in High-Performance Hospital Operating Theatres. *Sustentabilidad*, 11(5), 1493. <https://bit.ly/3Hsa1IV>

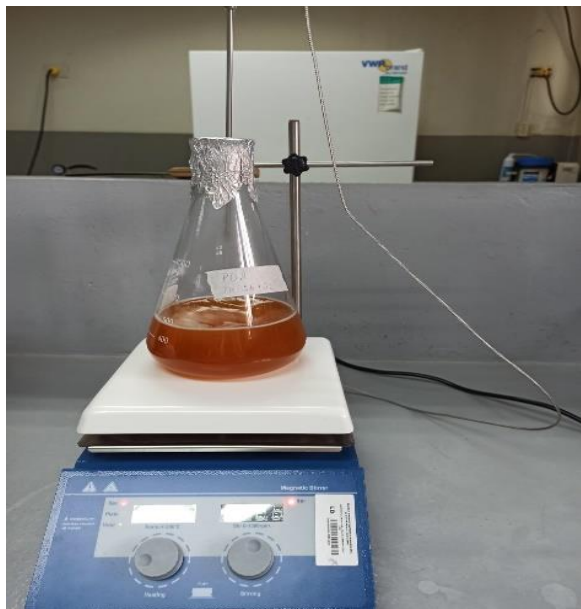
- Schmitt, K., Zimmermann, A., Stephan, R., y Willi, B. (2021). Hand hygiene evaluation using two different evaluation tools and hand contamination of veterinary healthcare workers in a swiss companion animal clinic. *Veterinary sciences*, 8(11), 260. <https://bit.ly/3PiDWij>
- Seyedmousavi, S., Bosco, S., De Hoog, S., Ebel, F., Elad, D., Gomes, R., Jacobsen, I., Jensen, H., Martel, A., Mignon, B., Pasmans, F., Piecková, E., Rodrigues, A., Singh, K., Vicente, V., Wibbelt, G., Wiederhold, N., y Guillot, J. (2018). Fungal infections in animals: a patchwork of different situations. *Med Mycol*, 56(1), 165-187. <https://doi.org/10.1093%2Fmmy%2Fmyx104>
- Sitkowska, J., Sitkowska, W., Sitkowski, L., Lutnicki, K., Adamek, L., y Wilkolek, P. (2015). Seasonal microbiological quality of air in veterinary practices in Poland. *Annals of agricultural and environmental medicine : AAEM*, 22(4), 614-624. <https://doi.org/10.5604/12321966.1185763>
- Stepién, D., Bertelloni, F., Dec, M., Cagnoli, G., Pietras, D. U., y Virginia, V. (2021). Characterization and Comparison of Enterococcus spp. Isolates from Feces of Healthy Dogs and Urine of Dogs with UTIs. *Animals (Basel)*, 11(10), 2845. <https://bit.ly/3FFM6OE>
- Stull, J., y Weese, S. (2015). Hospital-Associated Infections in Small Animal Practice. *The Veterinary clinics of North America. Small animal practice*, 45(2), 217-233. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2014.11.009>
- Tabatabaei, Z., Rafiee, A., Mehdizadeh, A., Morovati, R., y Hoseini, M. (2020). Investigation of fungal contamination in indoor air and on surfaces of traditional public baths in a historical city. *Journal of environmental health science & engineering*, 18(2), 925-932. <https://bit.ly/3YKSWKt>
- Tell, L., Burco, J., Woods, L., y Clemons, K. (2019). Aspergillosis in Birds and Mammals: Considerations for Veterinary Medicine. *Recent Developments in Fungal Diseases of Laboratory Animals*, 49-72. <https://bit.ly/3VQfxmL>
- Tinoco, J., Carhuaz, M., Flores, D., y Alvarez, J. (2016). Determinación del crecimiento microbiológico por factores ambientales y su repercusión en la salud de la comunidad estudiantil en la biblioteca de la Universidad Peruana Unión. *Revista de Investigación Ciencia, Tecnología y Desarrollo*, 2(1). <https://bit.ly/45fxxvB>
- Torres, D. (2018). *Aislamiento de cocos Gram positivos presentes en el ambiente hospitalario de la clínica veterinaria de la UCE e identificación fenotípica de patrones de resistencia*. [Tesis de pregrado, Universidad Central del Ecuador]. Repositorio Institucional UCE. <https://bit.ly/3KOfTqu>

- Traverse, M., y Aceto, H. (2015). Environmental Cleaning and Disinfection. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 45(2), 299-330. <https://bit.ly/3YcUgVM>
- Ventura, J. (2017). ¿Población o muestra?: Una diferencia necesaria. *Revista Cubana de Salud Pública*, 43(4). <https://bit.ly/3HtEAYF>
- Won, J., Ryung, H., y Chan, K. (2013). Stamp-Form Contact Plate: A Simple and Useful Culture Method for Microorganisms of the Skin. *Ann Dermatol*, 25(1), 126-128. <https://doi.org/10.5021%2Fad.2013.25.1.126>
- Yimer, R., y Kebede, M. (2022). Bacterial Contamination Level of Indoor Air and Surface of Equipment in the Operation Room in Dil-Chora Referral Hospital, Dire Dawa, Eastern Ethiopia. *Infection and Drug Resistance*, 15, 5085-5097. <https://www.dovepress.com/getfile.php?fileID=83503>

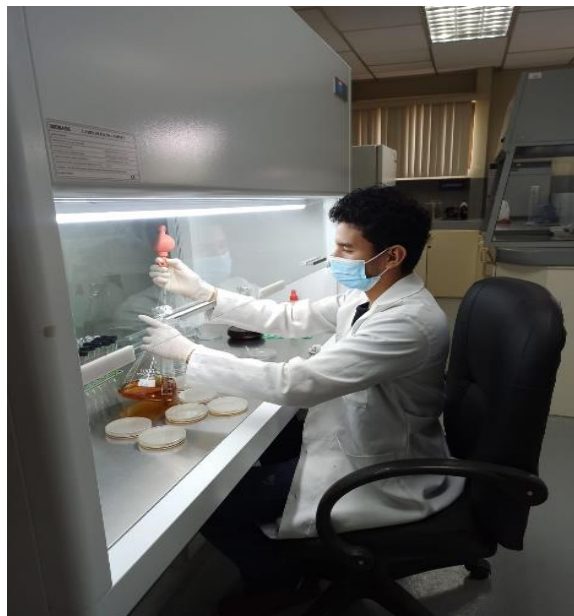
ANEXOS

Anexo N° 1: Determinación de presencia de bacterias y hongos

Anexo 1A. Preparación de medios de cultivo.



Anexo 1B. Ubicación del medio de cultivo en cajas Petri.

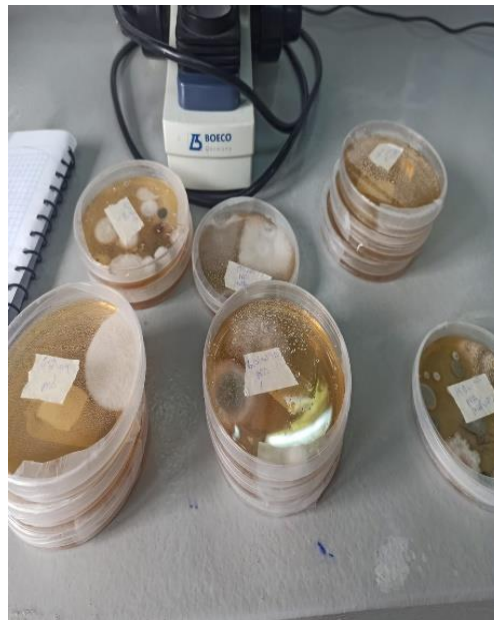


Anexo 1C. Toma de muestra de Superficie (Fonendoscopio).



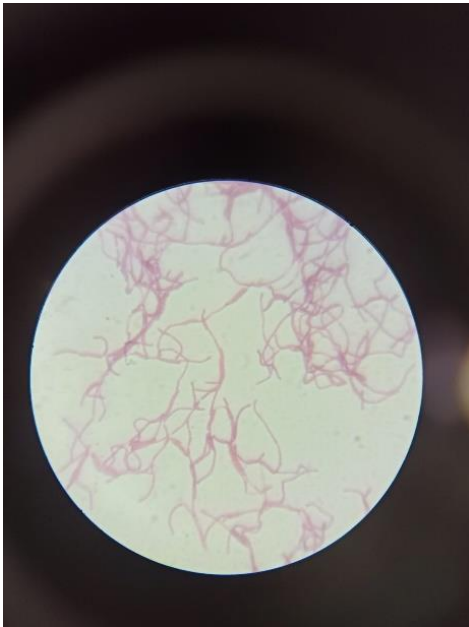
Anexo 1D. Toma de muestra de superficie (Mesa de exploratoria).



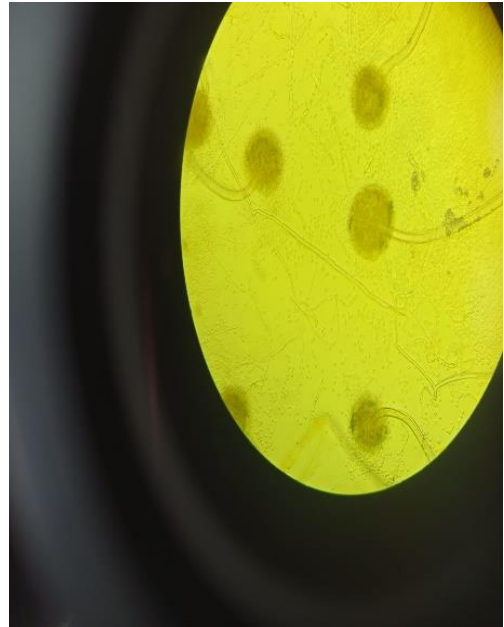
ANEXO N° 2: Recuento de colonias de bacterias y hongos**Anexo 2A.** Crecimiento bacteriano en agar nutritivo.**Anexo 2B.** Crecimiento fúngico en agar PDA.**Anexo 2C.** Recuento de UFC en el contador de colonias BOECO® CC-1

ANEXO N°3: Identificación de microorganismos

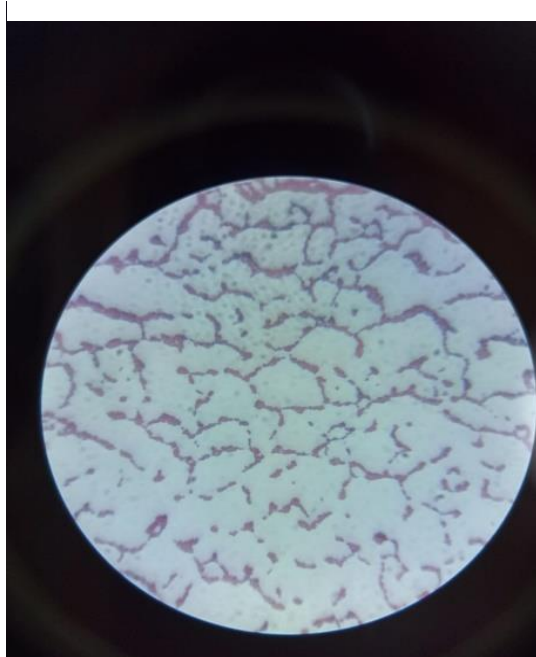
Anexo 3A. Identificación de bacteria Bacillus.



Anexo 3B. Identificación de hongo aspergillus spp.



Anexo 3C. Identificación de cocos.



ANEXO N° 4: Resultados tabulados en Microsoft Excel

Anexo 4A. Nivel de carga bacteriana en el aire.

| ÁREAS | BACTERIAS (UFC/M3) | NIVEL |
|---------------------|--------------------|-------|
| ÁREA DE RECEPCIÓN | 1.613,57 | ALTA |
| ÁREA DE CONSULTORIO | 1.005,45 | ALTA |
| ÁREA DEL QUIRÓFANO | 1.110 | ALTA |

Anexo 4B. Nivel de carga fúngica en el aire.

| ÁREAS | HONGOS | NIVEL |
|---------------------|--------|------------|
| ÁREA DE RECEPCIÓN | 421,41 | INTERMEDIA |
| ÁREA DE CONSULTORIO | 338,78 | INTERMEDIA |
| AREA DEL QUIRÓFANO | 553,59 | ALTA |

Anexo 4C. Frecuencia de bacterias en el aire

| GÉNERO | FRECUENCIA |
|---------------|------------|
| COCOS | 39% |
| BACILOS | 39% |
| ESTAFILOCOCOS | 19% |
| ESTREPTOCOCOS | 3% |

Anexo 4D. Frecuencia de hongos en aire.

| GÉNERO | FRECUENCIA |
|-------------------------|------------|
| <i>MUCOR SPP</i> | 25% |
| <i>FUSARIUM SPP</i> | 27% |
| <i>CANDIDA SPP</i> | 17% |
| <i>PENICILLIUM SPP</i> | 15% |
| <i>ASPERGILLUS SPP</i> | 10% |
| <i>PAECILOMYCES SPP</i> | 4% |
| <i>TRICHODERMA SPP</i> | 2% |

Anexo 4E. Nivel de carga bacteriana en superficies

| ÁREAS | | | | | | |
|----------------------|--------------------------------------|-------------|-------------------------------------|-------------|-----------------------------------|-----------|
| SUPERFICIES | ÁREA DE RECEPCIÓN | NIVEL | ÁREA DE CONSULTORIO | NIVEL | ÁREA DEL QUIRÓFANO | NIVEL |
| Perilla de la puerta | $3.6 \cdot 10^3 \pm 6.35 \cdot 10^3$ | Intolerable | | | | |
| Sillón | $8 \cdot 10^2 \pm 1.38 \cdot 10^3$ | Intolerable | | | | |
| Escritorio | $3.5 \cdot 10^1 \pm 5.6 \cdot 10^1$ | Tolerable | | | | |
| Balanza | | | $5.1 \cdot 10^1 \pm 4.1 \cdot 10^1$ | Intolerable | | |
| Mesa de exploración | | | $2.3 \cdot 10 \pm 4 \cdot 10$ | Optimo | | |
| Fonendoscopio | | | $6 \cdot 10^2 \pm 6.24 \cdot 10^2$ | Intolerable | | |
| Mesa quirúrgica | | | | | Ausencia | Optimo |
| Mesa Mayo | | | | | $9.5 \cdot 10 \pm 1.3 \cdot 10^1$ | Optimo |
| Lámpara quirúrgica | | | | | $5 \cdot 10^1 \pm 7 \cdot 10^1$ | Tolerable |