

UNIVERSIDAD INTERNACIONAL ANTONIO DE VALDIVIESO

RIVAS, NICARAGUA

CARRERA: MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



**TESIS PARA OPTAR AL TITULO DE LICENCIADO EN MEDICINA
VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**RESISTENCIA ANTIMICROBIANA DE BACTERIAS AISLADAS DE
CONSULTORIOS VETERINARIOS DE LA CIUDAD DE NANDAIME,
GRANADA.**

AUTOR:

Br. JOSÉ INÉS ESCOBAR SAAVEDRA

TUTORA:

MSC. JUDYANA AGUIRRE

Nandaime, Granada 2025



UNIVERSIDAD INTERNACIONAL ANTONIO DE VALDIVIESO

COORDINACIÓN DE CARRERA MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

CONSTANCIA DE DEFENSA DE MONOGRAFÍA

El Suscrito Coordinador de la Carrera Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Internacional Antonio de Valdivieso, hace constar que en el Folio 48 del Tomo II del libro de inscripción de tesis, a los 10 días del mes de diciembre del año dos mil veinticinco, a las 11:00 am, en la Sala Santo Tomás de Aquino, se inscribió **presentación y defensa de monografía** titulada “**Resistencia antimicrobiana de bacterias aisladas de consultorios veterinarios de la ciudad de Nandaime, Granada**”, para optar al Título de Licenciado en Medicina Veterinaria y Zootecnia, presentada por el estudiante:

José Inés Escobar Saavedra
20A-10868

firma: _____

Evaluadores:

1- Benito Alí Luna Turcios

firma: _____

2- Francisca Lisette Lacayo González

firma: _____

Nombres y Apellidos del Coordinador:

Luis Manuel Salinas Rodríguez

Firma y Sello del Coordinador:

ÍNDICE DE CONTENIDO

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	OBJETIVOS	4
2.1.	OBJETIVO GENERAL	4
2.2.	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	4
III.	HIPÓTESIS	5
IV.	METODOLOGÍA	6
4.1.	Tipo de estudio	6
4.2.	Área de estudio	6
4.3.	Población de estudio.....	6
4.4.	Tamaño de la muestra	6
4.5.	Definición del caso	6
4.6.	Criterios de inclusión	7
4.7.	Recolección de la información	7
4.8.	Toma y envío de muestras.....	7
4.9.	Análisis de laboratorio	7
4.9.1.	Siembra y Aislamiento de bacterias	7
4.9.2.	Identificación bacteriana	8
4.9.3.	Prueba de catalasa	8
4.9.4.	Prueba de coagulasa	8
4.9.5.	Pruebas bioquímicas	8
4.9.6.	Prueba de antibiograma.....	9
4.10.	Análisis de datos	10
4.11.	Aspectos éticos.....	10
4.12.	Operaciones de variables	10
V.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	13
VI.	CONCLUSIONES.....	16
VII.	RECOMENDACIONES	17
VIII.	BIBLIOGRAFÍA	18

IX.	ANEXOS.....	20
------------	--------------------	-----------



DEDICATORIA

A Dios, fuente de sabiduría y fortaleza, por iluminar mi camino y permitirme terminar con éxito esta etapa de gran significado. Su presencia constante me brindó serenidad en los momentos de dificultad, orientación en los de incertidumbre y gratitud en cada logro alcanzado.

A mis padres, por su amor incondicional, sacrificio y ejemplo de esfuerzo. En especial a mi mamá, Carmen, mi mayor motivación, cuya dedicación, paciencia y fe inquebrantable han sido mi mayor inspiración. Su apoyo y sus palabras de aliento me impulsaron a seguir adelante aún en los momentos más difíciles.

A mi familia en general, por su comprensión, cariño y respaldo durante todo este proceso. Cada palabra de ánimo y cada gesto de apoyo fueron fundamentales para mantenerme firme en el cumplimiento de esta meta.

A mis amigos y personas de confianza, por su acompañamiento sincero, por compartir conmigo momentos de esfuerzo, aprendizaje y satisfacción. Su presencia constante fue un incentivo invaluable que me motivó a no rendirme.

A todos ellos, expreso mi más profundo agradecimiento. Este logro no solo representa el fruto de mi esfuerzo, sino también el reflejo del apoyo que recibí de cada uno.



AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, agradezco a Dios, por concederme la fortaleza, sabiduría y perseverancia necesarias para avanzar con firmeza en cada etapa de este proceso académico. Su guía constante me permitió superar los desafíos y mantener la fe en mis capacidades.

A mi mamá, Carmen, por su amor incondicional, por ser mi mayor apoyo y ejemplo de entrega, fortaleza y dedicación. Gracias por todo madre.

A mis padres y familia, por su comprensión, cariño y respaldo constante. Su apoyo ha sido fundamental para mantener mi compromiso y alcanzar esta meta con determinación.

A mis amigos y personas cercanas, quienes compartieron conmigo este camino académico, brindándome su apoyo y motivación. Su compañía hizo de este proceso una experiencia más significativa.

Extiendo mi agradecimiento a mis profesores, por su dedicación, compromiso y por compartir con generosidad sus conocimientos. En especial, a la MSc. Judyana Aguirre, por su orientación, paciencia y valiosas aportaciones durante el desarrollo de este trabajo. Su guía académica y humana fue fundamental para alcanzar los objetivos propuestos.

Así mismo, agradezco a Universidad Internacional Antonio de Valdivieso, por brindarme las herramientas y el espacio académico necesarios para mi formación profesional.

Finalmente, a todas las personas que, de manera directa o indirecta, aportaron a la realización de esta tesis, les expreso mi más profundo agradecimiento. Cada gesto, palabra o acción fue parte esencial para la culminación de esta meta.

INDICE DE FIGURAS

FIGURA 1: FICHA DE RECOLECCIÓN DE MUESTRAS.....	20
FIGURA 2 ASOCIACIÓN ENTRE EL RECuento DE MESÓFILOS EN 100 CM ² Y LAS CLÍNICAS ANALIZADAS.....	21
FIGURA 3 ASOCIACIÓN DE ENTEROBACTERIAS PRESENTES EN AGAR MC CONKEY Y LAS CLÍNICAS SOMETIDAS EN EL ESTUDIO.....	21
FIGURA 4 ASOCIACIÓN DE COLIFORMES FECALES PRESENTES EN 100 CM ² Y LAS CLÍNICAS INCLUIDAS EN EL ESTUDIO.	22
FIGURA 5 ASOCIACIÓN DE COLIFORMES Y LAS CLÍNICAS SOMETIDAS AL ESTUDIO.....	22
FIGURA 6 ASOCIACIÓN DE COLIFORMES TOTALES EN 100 CM ² Y LAS CLÍNICAS.....	23
FIGURA 7 ASOCIACIÓN ENTRE LOS MESÓFILOS PRESENTES EN 100 CM ² Y LOS ELEMENTOS CONSIDERADOS EN EL ESTUDIO.....	23
FIGURA 8 ASOCIACIÓN ENTRE ENTEROBACTERIAS DEL AGAR MC CONKEY Y LOS ELEMENTOS INCLUIDOS EN EL ESTUDIO.....	24
FIGURA 9 ASOCIACIÓN ENTRE LOS COLIFORMES FECALES PRESENTES Y LOS ELEMENTOS TOMADOS EN CUENTA EN EL MUESTREO.	24
FIGURA 10 ASOCIACIÓN ENTRE COLIFORMES Y LOS ELEMENTOS SOMETIDOS EN ESTA INVESTIGACIÓN.	25
FIGURA 11 ASOCIACIÓN ENTRE COLIFORMES TOTALES Y LOS ELEMENTOS INCLUIDOS EN EL ESTUDIO.	25
FIGURA 12 SENSIBILIDAD Y RESISTENCIA ANTIMICROBIANA DE BACTERIAS AISLADAS EN LOS CONSULTORIOS VETERINARIOS.....	26
FIGURA 13 AGAR MUELLER HINTON.....	27
FIGURA 14 AGAR MC CONKEY	27
FIGURA 15 TOMA DE MUESTRAS EN BÁSCULA DE PESAJE	28
FIGURA 16 TOMA DE MUESTRAS EN INSTRUMENTAL QUIRÚRGICO.	28
FIGURA 17 PETRIFILM Y AGARES MC CONKEY Y MUELLER HINTON 24 HORAS DESPUÉS DE LA SIEMBRA.	29
FIGURA 18 CRECIMIENTO BACTERIANO	29
FIGURA 19 APLICACIÓN DE DISCOS DE ANTIBIÓTICOS PARA ANTIBIOGRAMA ...	30
FIGURA 20 APLICACIÓN DE DISCOS DE ANTIBIÓTICOS PARA ANTIBIOGRAMA. ...	30
FIGURA 21 REALIZACIÓN DE ANTIBIOGRAMAS	31
FIGURA 22 RESULTADO DE UN ANTIBIOGRAMA DONDE S, CTR, COT, CD PRESENTAN RESISTENCIA	32
FIGURA 23 ANTIBIOGRAMAS	32
FIGURA 24 PRUEBA DE CATALASA.....	33

RESUMEN

Este estudio evaluó la presencia de bacterias y su resistencia a antibióticos en cuatro consultorios veterinarios de Nandaime, Granada. Se tomaron 32 muestras en superficies críticas: mesas de exploración, jaulas, básculas e instrumental quirúrgico antes y después de la desinfección. Las muestras fueron procesadas mediante técnicas de cultivos bacterianos: Agar Müller Hinton y McConkey, recuento bacteriano, pruebas bioquímicas y antibiogramas. Los resultados mostraron que, en la mayoría de los consultorios, la desinfección no redujo la carga microbiana; en varias superficies incluso aumentó, evidenciando fallas en los protocolos de limpieza. El instrumental quirúrgico evidenció más carga de bacterias previo a la desinfección, sin embargo, las jaulas y mesas fueron las áreas con mayor contaminación después de la desinfección. En cuanto a la sensibilidad antimicrobiana, la ciprofloxacina y gentamicina mostraron una eficacia del 100 %, mientras que clindamicina y trimetoprim-sulfametoxazol presentaron altos niveles de resistencia. El estudio concluye que es necesario mejorar y estandarizar los procesos de desinfección, capacitar al personal en bioseguridad y promover un uso responsable de antimicrobianos para reducir riesgos de infecciones y frenar el avance de la resistencia bacteriana en la práctica veterinaria.

ABSTRACT

This study evaluated the presence of bacteria and their resistance to antibiotics in four veterinary clinics in Nandaime, Granada. Thirty-two samples were taken from critical surfaces such as examination tables, cages, scales, and surgical instruments before and after disinfection. The samples were processed using Agar Müeller Hinton and McConkey bacterial culture techniques, bacterial counts, biochemical tests, and antibiograms. The results showed that, in most clinics, disinfection did not reduce the microbial load; on several surfaces, it even increased, evidencing failures in cleaning protocols. Surgical instruments showed a higher bacterial load prior to disinfection; however, cages and tables were the areas with the highest contamination after disinfection. In terms of antimicrobial sensitivity, ciprofloxacin and gentamicin showed 100 % efficacy, while clindamycin and trimethoprim-sulfamethoxazole showed high levels of resistance. The study concludes that it is necessary to improve and standardize disinfection processes, train staff in biosafety, and promote the responsible use of antimicrobials to reduce the risk of infection and slow the advance of bacterial resistance in veterinary practice

I. INTRODUCCIÓN

La resistencia a los antimicrobianos (RAM) representa uno de los retos más importantes para la salud pública a nivel mundial. El uso excesivo e inadecuado de los antibióticos, tanto en medicina humana como en veterinaria, ha favorecido la aparición de microorganismos resistentes, lo cual disminuye la efectividad de los tratamientos y representa una amenaza para la salud de los animales, las personas y el medio ambiente.

Por otra parte, pese a que las bacterias son organismos con una estructura sencilla, tienen una gran capacidad de adaptación que les permite modificar sus mecanismos biológicos frente a condiciones adversas, como la exposición a agentes antimicrobianos. En este aspecto, la resistencia antimicrobiana debe considerarse un proceso natural dentro de la evolución bacteriana, potenciado por el uso de antibióticos. No obstante, el aumento y la propagación de la resistencia bacteriana se vinculan, como se ha señalado, principalmente con la administración excesiva e inapropiada de antibióticos, muchas veces sin indicación médica o veterinaria. Además, el empleo de antimicrobianos en animales de producción, de compañía y en especies silvestres o exóticas ha contribuido significativamente a la selección y expansión de cepas bacterianas resistentes

En Medicina Veterinaria, los antibióticos representan una herramienta fundamental en el día a día tanto en la práctica clínica como en la producción animal. De esta forma, el uso de los antibacterianos ha permitido controlar enfermedades bacterianas que afectan la salud de las mascotas y reducir pérdidas en sistemas productivos. Asimismo, tienen un rol importante en la salud pública mediante la prevención de zoonosis y seguridad alimentaria.

Ahora bien, el aislamiento e identificación de bacterias resistentes en animales resulta fundamental para comprender la magnitud del problema, también para establecer estrategias de control y promover un uso racional de los antimicrobianos. Asimismo, el estudio de los patrones de resistencia permite reconocer tendencias locales, orientar la elección de tratamientos y contribuir a la vigilancia epidemiológica.

Diversos estudios han señalado que los entornos clínicos veterinarios representan focos importantes para la generación y dispersión de resistencia antimicrobiana. En dichos espacios, las bacterias patógenas y comensales pueden adquirir genes de resistencia que circulan entre animales, personas y el ambiente, por ello, la OMS (Organización Mundial de la Salud), reconoce el reto que representa la RAM y enfatiza la interconexión entre la

salud humana, animal y ambiental. Así pues, el monitoreo del uso de antimicrobianos y la caracterización de los perfiles de resistencia bacteriana resultan fundamentales para diseñar estrategias que permitan un manejo más responsable y sostenible de estos fármacos.

Existen investigaciones que permiten comprender la magnitud de la situación. A continuación, se presentan unas investigaciones que ayudarán como antecedentes del problema en el que se basa este estudio:

Una investigación realizada en 2023 en el consultorio médico de la Clínica Veterinaria de la Universidad Católica de Cuenca, Ecuador, donde las unidades de análisis fueron los elementos y superficies del área de quirófano, determinaron un Porcentaje de contaminación positiva del 8 % en Quirófano y 2 % en consultorio. Además, se presentó *Staphylococcus epidermidis* en el 100 % de las muestras contaminadas.

En Ibagué, Colombia se realizó un estudio en 10 clínicas de pequeñas especies, muestreando 5 áreas por Clínica: mesa de exploración, piso, quirófano, fonendoscopio y manos del médico veterinario de turno, realizando 50 cultivos y obteniendo 32 aislamientos correspondientes a 16 especies bacterianas, 6 de estas (37,5 %) presentaron sensibilidad a todos los antimicrobianos probados: *Actinomyces pyogenes*, *Bacillus brevis*, *Bacillus circulans*, *Rothia dentocariosa*, *Staphylococcus saprophyticus* y *Streptococcus intermedius*. Por otro lado, dos especies (12,5 %) fueron resistentes a un solo antimicrobiano *A. baumannii* y *B. megaterium*. Las demás especies (50 %) mostraron resistencia a dos o más antimicrobianos. Por su parte, a los antibióticos que se les presentó mayor resistencia fueron la amoxicilina y el cloranfenicol los dos en el 43,75 % de las especies aisladas, posteriormente, doxiciclina, gentamicina y norfloxacin estos últimos en el 37,5 % de las especies.

Un estudio realizado en la sala de autopsias del Departamento de Patología y Teriogenología de la Facultad de Ciencias Agrarias y Veterinarias (FCAV / Unesp), Campus Jaboticabal, en Brasil, determinó la presencia de bacterias clasificadas como cocos gram positivas sugeridas a *Staphylococcus* spp (75 %) y bacilos gram negativos como *Pseudomonas* spp, *E. coli* y *Klebsiella* spp (25 %).

En la ciudad de Nandaime, Granada, los consultorios veterinarios constituyen espacios clave donde se emplean antibióticos para el tratamiento de diversas patologías en animales domésticos. Sin embargo, no hay evidencia científica documentada sobre los

perfiles de resistencia antimicrobiana de las bacterias presentes en este contexto local. Esta falta de información limita la implementación de estrategias terapéuticas adecuadas y el diseño de programas de vigilancia que permitan un uso racional y responsable de los antimicrobianos.

Por lo tanto, la presente investigación se justifica en la necesidad de generar datos actualizados y específicos sobre el aislamiento de bacterias y su resistencia antimicrobiana en consultorios veterinarios de Nandaime. Los resultados aportarán al fortalecimiento del conocimiento científico en el área, al reforzamiento de protocolos de tratamiento, y servirán como base para recomendaciones orientadas a la prevención y control de la resistencia bacteriana, en concordancia con las políticas internacionales de salud animal y salud pública.

II. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar la resistencia antimicrobiana de bacterias aisladas de consultorios veterinarios de la ciudad de Nandaime, Granada.

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Aislar e identificar bacterias de muestras obtenidas en consultorios veterinarios de la ciudad de Nandaime, Granada.

Determinar el perfil de susceptibilidad antimicrobiana de las bacterias aisladas.

Analizar los patrones de resistencia encontradas, relacionándolos con antibióticos de uso común en la práctica veterinaria.

Estimar la resistencia de las bacterias aisladas a desinfectantes comunes en consultorios veterinarios.

III. HIPÓTESIS

Ho: Las bacterias aisladas en los consultorios veterinarios de Nandaime no presentan resistencia significativa frente a los antibióticos y desinfectantes comúnmente utilizados en medicina veterinaria.

Ha: Las bacterias aisladas en los consultorios veterinarios de Nandaime presentan resistencia significativa frente a los antibióticos y desinfectantes comúnmente utilizados en medicina veterinaria.

IV. METODOLOGÍA

4.1. Tipo de estudio

Descriptivo de corte transversal longitudinal ya que el proceso de toma de muestras se realizó en dos etapas, la primera, previo a la desinfección del consultorio y la segunda, después de la desinfección.

4.2. Área de estudio

Municipio de Nandaime, departamento de Granada

Nandaime: es un municipio del departamento de Granada en la República de Nicaragua, con una superficie total de 372.0 km², con una altitud de 142 ms.n.m. Está ubicado en las coordenadas 11°45'23.01" N, 86°3'11.1". De igual forma, tiene una población de 42 045 habitantes, con una densidad de 113,0 hab/km². También, posee un clima tropical de sabana, con precipitaciones anuales de 1200 a 1400 mm, la temperatura media anual varía pero generalmente se sitúa entre los 22 °C y 32 °C, con el día más caluroso usualmente alrededor de los 32 °C y el más frío sobre los 22 °C.

4.3. Población de estudio

4 consultorios veterinarios de la ciudad de Nandaime, en los barrios Oscar Turcios, Jonathan González, Ricardo Morales Avilés.

4.4. Tamaño de la muestra

Correspondió al número de elementos en común presentes dentro de los 4 consultorios de las clínicas consideradas en este estudio y que cumplieron con los criterios de inclusión. Se estableció un máximo de 32 muestras que consiste en mesa de exploración, jaula, báscula de pesaje e instrumental quirúrgico realizando el muestreo en dos días, visitando cada establecimiento al iniciar el turno matutino.

4.5. Definición del caso

Las infecciones nosocomiales, denominadas también Infecciones Asociadas a la Atención Médica (IAAS), se adquieren durante el proceso de la atención médica y no están presentes en el momento del ingreso, estas surgen como consecuencia de la transmisión de agentes patógenos a un huésped susceptible (Tobin y Zahra, 2025).

4.6. Criterios de inclusión

Clínicas debidamente registradas y con médico titulado.

Aprobación del médico regente para realizar la toma de muestras.

Que el consultorio cuente con mesa de exploración, instrumental quirúrgico, jaulas y báscula de pesaje.

4.7. Recolección de la información

La fuente de información fue primaria, utilizando una ficha de recolección que contenía los datos necesarios para llevar a cabo este estudio (Ver figura 1).

4.8. Toma y envío de muestras

Las muestras se recolectaron al iniciar el turno matutino de cada clínica incluida en este estudio, considerando los elementos dentro del consultorio médico como son mesa de exploración, báscula de pesaje, instrumental quirúrgico y jaulas. La toma de muestras primero se realizó antes de la desinfección de cada elemento mencionados anteriormente, después, fueron desinfectados de acuerdo a los métodos de sanidad usados en cada establecimiento, dejando actuar los productos por 15 minutos, luego, se efectuó la segunda recolección en cada unidad de estudio. El muestreo se realizó mediante método de hisopado, utilizando hisopos estériles con los cuales se ejecutó barrido en las superficies y elementos ya mencionados, delimitando un perímetro de 10cm² en las superficies planas, utilizando un cuadro de metal, el cual se esterilizó mediante flameo después de utilizarlo en cada superficie, posteriormente, se colocaron los hisopos individualmente en tubos estériles con 2 ml de solución salina fisiológica, siendo cada uno debidamente rotulados para asegurar la trazabilidad de los análisis.

4.9. Análisis de laboratorio

4.9.1. Siembra y Aislamiento de bacterias

Con las muestras obtenidas mediante hisopado, se inició a la inoculación en medios de cultivo agar Müeller Hinton y McConkey, utilizando la técnica de estirado por agotamiento. De cada muestra de hisopado diluida en 1ml de solución salina fisiológica fueron inoculados 50µl de dilución en los agares con ayuda del asa de inoculación. A su vez, se utilizaron placas de petrifilm para recuento de coliformes fecales en cada una de las muestras, colocando 1ml de dilución en cada placa. Después, las placas fueron

incubadas en condiciones aeróbicas a una temperatura de 37 °C por 24 horas, posteriormente se realizó el análisis de unidades formadoras de colonias.

4.9.2. Identificación bacteriana

Se observó el crecimiento bacteriano en los agares, donde se evaluó la forma, tamaño, color y aspecto de las colonias trascurridas aproximadamente 24 horas de incubación. De esta forma, las bacterias que crecieron tanto en agar Müller Hinton como en agar McConkey se identificaron como gram negativas y las que se desarrollaron solo en agar Müller Hinton se consideraron gram positivas.

Por su parte, en las placas de petrifilm se evaluó la presencia de colonias coliformes (*E. coli*), las muestras que dieron un color rojo-violeta se interpretaron como positivos.

4.9.3. Prueba de catalasa

En una lámina porta objeto se colocó una colonia de las bacterias clasificadas como gram positivos, se le añadió una gota de peróxido de hidrógeno y las que reaccionaron produciendo burbujas se categorizó como positivos a *Staphylococcus* y los negativos se clasificaron como *Streptococcus*.

4.9.4. Prueba de coagulasa

Se realizó la prueba de coagulasa en tubo a aquellas bacterias que fueron positivas en la prueba de catalasa, por lo tanto, en un tubo de ensayo se colocó 1 mL de plasma citratado, también, se agregó una colonia en el plasma, se procedió a su incubación a 37 °C por 2 horas. Por lo tanto, en las que se formó un coágulo se consideron positivas, identificándose como *Staphylococcus aureus* y en las muestras negativas se identifican como *Staphylococcus* coagulasa negativo (SCN)

4.9.5. Pruebas bioquímicas

a. Triple sugar iron (TSI)

Del agar McConkey se tomó una colonia de bacterias gram negativas con el asa recta, perforó en la profundidad del agar y después se rayó la superficie, si resultaba amarillo indica fermentación de múltiples azúcares, si era rojo/amarillo señala fermentación únicamente de glucosa, rojo/rojo sugirió que no hay fermentación y la presencia de grietas o burbujas indica producción de gas.

b. Lisina desaminasa (LIA)

El agar se dejó en incubación por 24 horas a una temperatura de 37 °C, haciéndose lectura en base a la coloración en la superficie y el fondo, además de la aparición de ácido sulfhídrico con pigmentación negra y la formación de gas observando burbujas.

c. Citrato de Simmon

Se realizó el mismo procedimiento que en LIA, con el mismo propósito, sin embargo, la diferencia fue que en este no se pinchó al fondo, solo se rayó la superficie inclinada, marcando como positivos aquellos que cambiaron de color verde a color azul.

d. Azufre, Indol, Motilidad (SIM)

Es un medio semisólido, se pinchó en el centro sin que se mueva el asa y de igual forma se incubó a 37 °C durante 24h, después se visualizó si se torna negro, es ácido sulfhídrico positivo, se le agregará reactivo de Kovac al formarse se clasifica como un anillo rosado es indol positivo y si la turbidez se va más allá del pinchazo significa que es motilidad positiva.

4.9.6. Prueba de antibiograma

Con un tiempo aproximado de 24 horas realizada la incubación de bacterias se seleccionaron las colonias de interés y se preparó el medio de cultivo utilizando agar Mueller Hinton. Asimismo, se utilizó un asa bacteriológica y con suavidad se tomó una parte de la superficie de la colonia, colocando esta misma en el medio correspondiente. Después, con suero fisiológico estéril se diluyó el cultivo, hasta alcanzar la turbidez estándar 0.5 de McFarland, correspondiente a una concentración aproximada de 1.5×10^8 microorganismos/mL. En la suspensión bacteriana se introdujo un aplicador de algodón estéril, girándolo suavemente contra las paredes internas del tubo, por encima del nivel del líquido para eliminar el excedente, posteriormente, el aplicador se pasó sobre la superficie del agar en tres direcciones diferentes para garantizar la uniformidad en el cultivo.

La superficie se dejó secar por cinco minutos con la tapa de la placa cerrada para colocar los discos antibióticos de Clindamicina (CD), Ciprofloxacina (CIP), Ceftriaxona (CTR), Tetraciclina (T), Gentamicina (HLG), Estreptomocina (S) y Sulfametoxazol-

Trimetoprina (COT). Al momento de colocarlas se utilizaron pinzas estériles, presionando ligeramente para asegurar el contacto completo con la superficie, previniendo la superposición de las zonas de inhibición. Los discos se colocaron a una distancia considerable, de tal forma que quedaron uno en el centro y el resto en la periferia, cerrando las placas a lo inmediato, incubándose a una temperatura de 37 °C como máximo. Por último, transcurrido un período aproximado de 18 a 24 horas, se midió la zona de inhibición de cada disco, usando luz reflejada y sobre un fondo oscuro, de esta forma, los resultados se interpretaron y clasificaron como Resistente, Intermedio y Sensible, como lo propone el Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI) (Hindler y Stelling, 2027).

4.10. Análisis de datos

Los resultados se expresaron como frecuencias relativas en porcentajes, acompañadas de su intervalo de confianza del 95 % para las variables categóricas. Por su parte, en las variables numéricas se utilizaron medidas de tendencia central, como la media y la mediana, junto con sus respectivas medidas de dispersión, como la desviación estándar y el rango. Asimismo, para evaluar la asociación entre variables categóricas se aplicó la prueba exacta de Fisher, mientras que en las variables numéricas se emplearon la prueba de *t* de Student o el análisis de varianza (ANOVA). Por otro lado, los datos fueron gestionados y analizados mediante el paquete estadístico para las ciencias sociales (SPSS). Los resultados se presentaron en tablas, gráficas de barras para variables categóricas y gráficos de barras de errores en variables numéricas.

4.11. Aspectos éticos

Antes de comenzar el muestreo, se entregó al regente de cada establecimiento una carta explicando detalladamente el propósito del estudio y solicitando su aprobación para tomar las muestras, asegurando la confidencialidad de cada clínica.

Los datos recopilados fueron utilizados para el estudio ya mencionado y datos específicos sobre los consultorios no serán publicados ni divulgados bajo ninguna circunstancia.

Todo fue realizado con personal altamente calificado como parte de UNIAV (Universidad Internacional Antonio de Valdivieso)

4.12. Operaciones de variables

Variables	Definiciones	Indicadores	Valores
-----------	--------------	-------------	---------

Superficies evaluadas	Las mesas de exploración, jaulas e instrumental quirúrgico representan los elementos más comunes causantes de infecciones intrahospitalarias en medicina veterinaria basculas de pesaje de mascotas,	Muestreo de superficies y realización de pruebas de laboratorio.	Superficie plana, y Superficie curva.
Cultivo	Es el proceso de crecimiento bacteriano para su estudio en un medio controlado.	Siembra y Aislamiento bacteriano	Positivo o negativo
Tipo de bacterias	Las diferentes bacterias encontradas en las superficies estudiadas.	Identificación bacteriana observando al microscopio la morfología de las colonias	Gram positivas o Gram negativas
Antibiograma	Prueba de susceptibilidad antimicrobiana	Colocando discos de antibióticos para evaluar la zona de inhibición de cada uno.	Resistente, Intermedio y Sensible
Productos químicos	Son los productos utilizados para la desinfección dentro de los consultorios	Se realizó toma de muestras antes y después de la desinfección para evaluar la	Efectivo y No efectivo

efectividad de los
productos

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los análisis gráficos de los recuentos de mesófilos, coliformes ambientales, coliformes fecales y coliformes totales obtenidos en cuatro clínicas veterinarias, mostraron significativos cambios al comparar los valores registrados antes y después de realizar los procedimientos de limpieza y desinfección.

En las representaciones agrupadas por clínica se evidenció que, las bacterias mesófilas aumentaron en 3/4 clínicas, y solo 1/4 disminuyó el conteo total post desinfección. En cuanto a las bacterias coliformes totales disminuyeron en 1/4 clínicas, en 2/4 aumentaron y en 1/4 se mantuvieron los conteos totales post desinfección, lo que indica que los protocolos de desinfección funcionan solamente en una clínica en disminuir de manera considerable la carga microbiana presente en las superficies evaluadas, por el contrario, en las demás clínicas sus protocolos de desinfección, no fueron eficaces. Aun así, la amplitud de los intervalos de confianza revela una notable variabilidad entre muestras, lo que sugiere diferencias tanto en las condiciones operativas como en los niveles de contaminación en cada clínica (Ver figura 2 y 3).

Por su parte, los resultados de coliformes ambientales, fecales y totales obtenidos a partir de las placas de petrifilm evidenciaron que, en cuanto a los coliformes totales en 2/4 clínicas aumentó el número de estos, en 1/4 se mantuvo igual y en 1/4 disminuyó; con respecto a los fecales, en 1/4 clínicas disminuyeron, en 2/4 se mantuvo igual y en 1/4 aumentaron; por último, el número de coliformes ambientales se redujo en 2/4 clínicas y aumentó en 2/4 clínicas (Ver figura 4, 5 y 6).

Por otra parte, al examinar los datos por tipo de área (instrumental, jaula, mesa de trabajo y pesa), se determinó que el instrumental quirúrgico fue donde se presentó la carga más alta de mesófilos antes de la desinfección, posteriormente (2070 UFC/100 cm²), la jaula (110 UFC/100 cm²), a su vez, la mesa de exploración (10 UFC/cm²) y la pesa (40 UFC/cm²) presentaron niveles de contaminación mas bajos. No obstante, después de la desinfección se evidenció un aumento importante de bacterias en mesa (2130 UFC/cm²) y pesa (2000 UFC/cm²), mientras que en instrumental quirúrgico y jaula hubo una muy ligera disminución (Ver Figura 7).

En cuanto al conteo de coliformes totales en cada uno de los elementos estudiados dentro de los consultorios, se determinó que, inicialmente el instrumental quirúrgico fue el área que reflejó más con la mesa (24 UFC/cm²) y la jaula (35 UFC/cm²). Sin embargo, los

datos obtenidos después de la desinfección demostraron que hubo un notable aumento de contaminación en jaula (101 UFC/cm²), mesa de exploración (158 UFC/cm²) y pesa (134 UFC/cm²), por lo contrario, el instrumental quirúrgico presentó una ligera disminución (102 UFC/cm²) (Ver Figura 11).

En lo que respecta a los coliformes ambientales y fecales, el instrumental quirúrgico fue el que reveló mas contaminación inicial, pero, después de la desinfección fue donde mas reducción de colonias coliformes. En cambio, la mesa de exploración, jaula y pesa presentaron menos grados de contaminación antes de la desinfección, aunque, post desinfección aumentó sus valores de contaminación.

De esta forma, los resultados obtenidos en las cuatro clínicas veterinarias evidenciaron que los procedimientos de limpieza y desinfección no tuvieron similitud en cuanto a su eficacia. En la mayoría de los establecimientos, los recuentos de mesófilos y coliformes aumentaron después de la desinfección, lo que indicó fallas importantes en la aplicación de los protocolos, ya sea por uso inadecuado del desinfectante, tiempos de contacto insuficientes o deficiencias en la limpieza previa.

Solo una de las clínicas logró reducir de manera consistente la carga microbiana, mientras que en las demás los valores se mantuvieron iguales o aumentaron, situación que también se reflejó en la variabilidad mostrada por los intervalos de confianza. De igual forma, las placas Petrifilm reforzaron este patrón: los coliformes totales, fecales y ambientales no disminuyeron de manera generalizada, lo que sugiere falta de estandarización y manejo inconsistente del proceso de higiene.

El análisis por tipo de superficie mostró que el instrumental quirúrgico presentó la mayor contaminación inicial, aunque fue la única área donde se evidenció una leve disminución después de la desinfección. Por el contrario, la mesa de exploración y la pesa registraron aumentos significativos, lo que podría relacionarse con contaminación cruzada o técnicas ineficaces de limpieza.

En conjunto, estos hallazgos demostraron que los protocolos aplicados en la mayoría de las clínicas no lograron reducir adecuadamente la carga bacteriana, resaltando la necesidad de mejorar la capacitación del personal, reforzar los procedimientos establecidos y realizar monitoreos microbiológicos periódicos para garantizar condiciones óptimas de bioseguridad.

La variabilidad entre clínicas también refleja posibles diferencias en la frecuencia y rigidez de las labores de limpieza, en la capacitación del personal y en el tipo de actividades que se realizan en cada uno de los consultorios. Estos factores podrían haber contribuido a la variabilidad observada y deben considerarse al valorar la eficacia global del procedimiento.

Por su parte, los perfiles de sensibilidad antimicrobiana obtenidos evidenciaron variaciones importantes entre los diferentes antibióticos evaluados. Así pues, la Ciprofloxacina y Gentamicina fueron los únicos antimicrobianos que mantuvieron sensibilidad del 100 %, ambos con 14 aislamientos sensibles y sin registros de resistencia ni sensibilidad intermedia, esto indica una alta eficacia frente a las bacterias aisladas en este estudio.

Así mismo, la ceftriaxona mostró un comportamiento positivo, con 12 aislamientos sensibles (85 %), sin embargo, 2 aislamientos presentaron resistencia (15 %), esto sugiere la posibilidad que disminuya su efecto en algunos casos clínicos.

Por lo contrario, la estreptomycin presentó 9 aislamientos sensibles (56 %), acompañados de 2 intermedios (13 %) y 3 resistentes (31 %), reflejando un patrón mas variado. A su vez, la tetraciclina mostró un comportamiento similar, con 10 aislamientos sensibles (63 %), 2 intermedios (12 %) y 2 resistentes (25 %).

Por otra parte, los resultados mas negativos correspondieron a Sulfametoxazol-Trimetropim y Clindamicina. En el caso de Sulfametoxazol-Trimetropim únicamente 3 aislamientos fueron sensibles (19 %), mientras que 11 presentaron resistencia (81 %). De forma similar, la Clindamicina presentó solo 2 aislamientos sensibles (12 %) y 12 resistentes (88 %), lo que evidencia una pérdida de utilidad terapéutica frente a los microorganismos aislados.

De esta forma, se determinó que las bacterias mesófilas fueron las más determinantes en comparación con enterobacterias. Esto concuerda con investigaciones anteriores que sugieren la presencia de bacterias mesófilas gram positivas como lo son *Staphylococcus* spp en mayor cantidad que las bacterias mesófilas gram negativas como *Pseudomonas* spp y *Klebsiella* spp (Perossi et al., 2021).

De igual forma, otro estudio determinó la presencia de bacterias mesófilas gram positivas como *Staphylococcus epidermis* en todas las muestras contaminadas (Criollo, 2002).

VI. CONCLUSIONES

El estudio demostró que los procedimientos de limpieza y desinfección aplicados en las clínicas veterinarias evaluadas no fueron realmente eficaces, ya que en la mayoría de los casos los recuentos de mesófilos y coliformes aumentaron tras la desinfección. Solo una clínica logró reducir de manera ligera la carga microbiana, lo que evidencia diferencias en la correcta aplicación y estandarización de los protocolos. El análisis por superficies mostró que, aunque el instrumental quirúrgico presentó la mayor contaminación inicial, la mesa de exploración y la pesa registraron incrementos posteriores, sugiriendo fallas operativas y posible contaminación cruzada.

En cuanto a la sensibilidad antimicrobiana, se observaron patrones de resistencia relevantes, especialmente frente a Sulfametoxazol-Trimetropim y Clindamicina, mientras que Ciprofloxacina y Gentamicina mantuvieron una sensibilidad del 100 %. Estos hallazgos reflejan un riesgo sanitario asociado tanto a deficiencias en bioseguridad como al uso inadecuado de antimicrobianos, resaltando la necesidad de fortalecer la capacitación del personal, estandarizar los procesos de higiene y promover una prescripción responsable para reducir la persistencia bacteriana y la resistencia antimicrobiana.

VII. RECOMENDACIONES

- Fortalecer la estandarización de los protocolos de limpieza y desinfección para asegurar que la aplicación del desinfectante, su concentración y el tiempo de contacto sean efectivos.
- Implementar capacitaciones periódicas al personal.
- Considerar la desinfección continua de áreas críticas, especialmente en jaulas
- Instaurar equipos de autoclave para los instrumentales quirúrgicos.
- Evaluar la capacidad del desinfectante utilizado, especialmente en los casos donde la reducción microbiana no fue la esperada.
- Asegurar el cumplimiento del tiempo de contacto, evitando la manipulación del área con otros elementos que pueden disminuir la efectividad del desinfectante.
- Mejorar la organización del espacio puede reducir la contaminación y hacer más fácil la limpieza.

VIII. BIBLIOGRAFÍA

- Doti, FJ. 2009. Uso práctico de los antibióticos en la clínica de pequeños animales. Buenos Aires, Argentina. Inter-Médica S.A.I.C.I. 262 p.
- Caneschi, A., Bardhi, A., Barbarossa, A. y Zaghini, A. (2023). El uso de antibióticos y la resistencia antimicrobiana en medicina veterinaria: un fenómeno complejo. Revisión narrativa. *Antibiotics*, 12 (3), 487. <https://doi.org/10.3390/antibiotics12030487>.
- Guardabassi, L.; Prescott, J. (2015). Administración de antimicrobianos en la práctica veterinaria de pequeños animales: de la teoría a la práctica. *Clínicas Veterinarias de Norteamérica: Práctica de Pequeños Animales*. 45(2), 361:376. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2014.11.005>.
- Tobin, E. H., & Zahra, F. (2025, August 2). Nosocomial Infections. In StatPearls [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/32644738/>.
- Stull, J. W., & Weese, J. S. (2015). Hospital-associated infections in small animal practice. *The Veterinary clinics of North America. Small animal practice*, 45(2), 217–v. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2014.11.009>.
- Palma, E., Tilocca, B., & Roncada, P. (2020). Antimicrobial resistance in veterinary medicine: An overview. *International Journal of Molecular Sciences*, 21(6), 1914. <https://doi.org/10.3390/ijms21061914>
- Westman, E. L., Taylor, V. L., & Lam, J. S. (2022, November 13). *Pseudomonas* [Artículo]. *Veteriankey*. <https://veteriankey.com/pseudomonas/>
- Sykes, J. (2020). Streptococcus Infections in Dogs and Cats – An underestimated pathogen. *VIN*. Retrieved from <https://www.vin.com/doc/?id=8506228>
- Burgos, A.(2011). Enfermedades zoonóticas de los primates. *Clínicas Veterinarias de Norteamérica: Práctica de animales exóticos*. 14(3). 557:575. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2011.05.006>
- Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria. (2021). Manual de limpieza y desinfección en salud animal. (2.^a ed.) Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria. <https://share.google/eSTJMHMBUANN9lnye>
- Perossi, Isabela FS, Martinelli, Paulo E.B., Vedovelli Cardoso, Marita, & de Moraes, Julieta R.E. (2022). Aislamiento de bacterias presentes en la sala de

necropsias veterinarias y riesgos para la salud. Revista MVZ Córdoba, 27(1), 1-8. Epub 07 de noviembre de 2022. <https://doi.org/10.21897/rmvz.2021>

- Criollo, D. 2002. Prevalencia de bacterias nosocomiales en instalaciones de clínicas veterinarias mediante cultivo y citología. Trabajo Experimental. MVZ. Lic. Cuenca, Ecuador. Universidad Politécnica Salesiana SEDE Cuenca. 75 p.
- Morales, M.; Mena, L. 2025. Evaluación del uso responsable de antibióticos en clínicas de animales afectivos del departamento de Managua en el período de diciembre 2024. Monografía. MVZ. Lic. Managua, Nicaragua. Universidad de Ciencias Comerciales. 56 p.
- Muñoz, E. 2017. Análisis del comportamiento de los principales géneros bacterianos frente antimicrobianos, obtenidos a partir de muestras clínicas de origen animal remitidas a un laboratorio veterinario de la ciudad de Cali, Colombia durante los años 2013-2014. Trabajo final Integrador. Lab. Vet. Esp. Argentina. Universidad Nacional de la Plata. 28 p.
- Cárdenas, M. 2023. Prevalencia de bacterias nosocomiales en las instalaciones de la clínica veterinaria de la Universidad Católica de Cuenca. Monografía. MV. Lic. Cuenca, Ecuador. Universidad Católica de Cuenca. 55 p.
- Granados, S.; Uribe, J. 2017. Aislamiento de bacterias nosocomiales circulantes en la Clínica Veterinaria Lasallista Hermano Octavio Martínez López f.s.c. Lic. MV. Caldas, Antioquia. Corporación Veterinaria Lasallista. 41 p.
- Sánchez, María del Pilar, Gutiérrez, Norma Patricia, Padilla, Mónica Yamile y Suárez, Leidy Lorena. (2015). Resistencia antimicrobiana de bacterias aisladas de clínicas veterinarias de la ciudad de Ibagué, Colombia. Universidad y Salud, 17 (1), 18-31. Recuperado el 18 de noviembre de 2025 de http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0124-71072015000100003&lng=en&tlng=es

IX. ANEXOS



UNIVERSIDAD INTERNACIONAL
ANTONIO DE VALDIVIESO

Resistencia antimicrobiana de bacterias aisladas de
consultorios veterinarios de la ciudad de Nandaime, Granada.

FICHA DE MUESTREO

Número de la Clínica: _____ Fecha: _____

Médico Veterinario: _____ Código: _____

Superficie: _____ Numero de muestra: _____

Toma de muestra: Antes de la desinfección ☐

Después de la desinfección ☐

PRUEBAS DE LABORATORIO

CULTIVO:

Bacteria	Método	Positivo/Negativo

ANTIBIOGRAMA

Bacteria: _____

Antimicrobiano	Interpretación	C.I.M
<u>Gentamicina</u>		
<u>Ciprofloxacina</u>		
<u>Ceftriaxona</u>		
<u>Clindamicina</u>		
<u>Estreptomocina</u>		
<u>Sulfametoxazol- Trimetoprim</u>		
<u>Tetraciclina</u>		

DESINFECTANTES

Desinfectante	Interpretación

Figura 1: Ficha de recolección de muestras

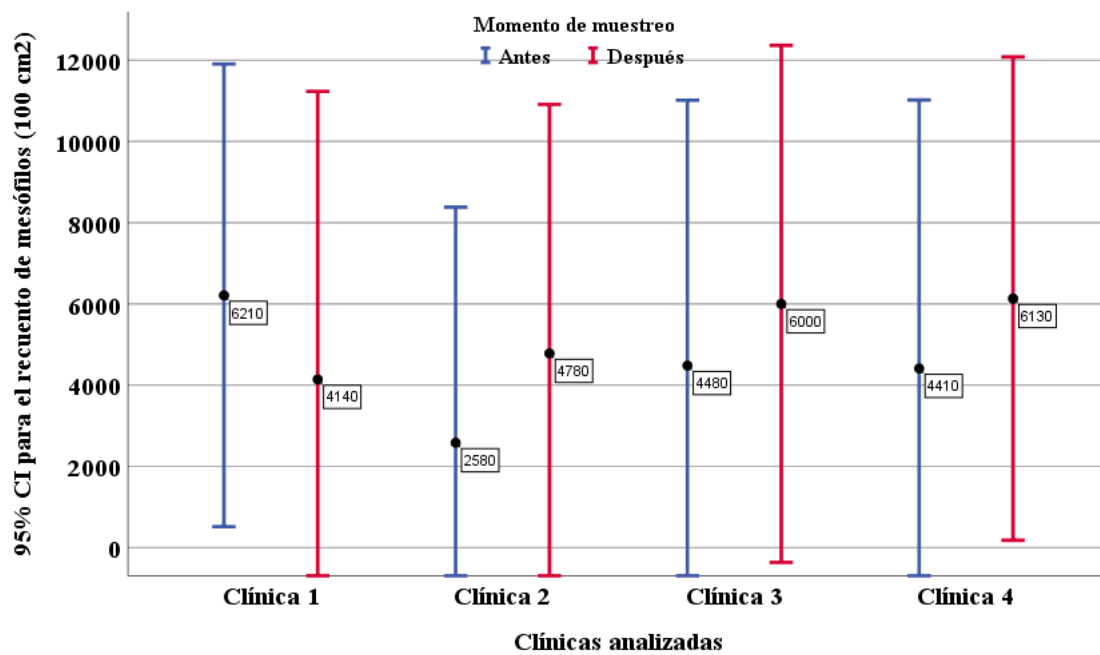


Figura 2 Asociación entre el recuento de mesófilos en 100 cm² y las clínicas analizadas.

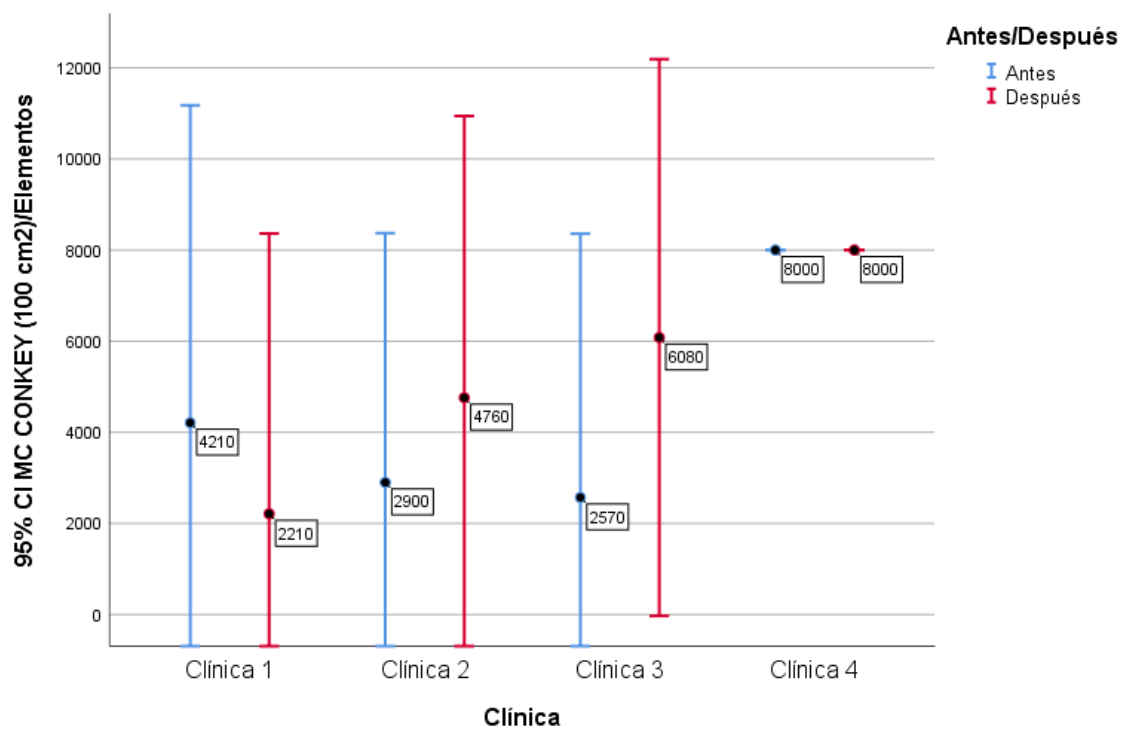


Figura 3 Asociación de enterobacterias presentes en agar Mc Conkey y las clínicas sometidas en el estudio.

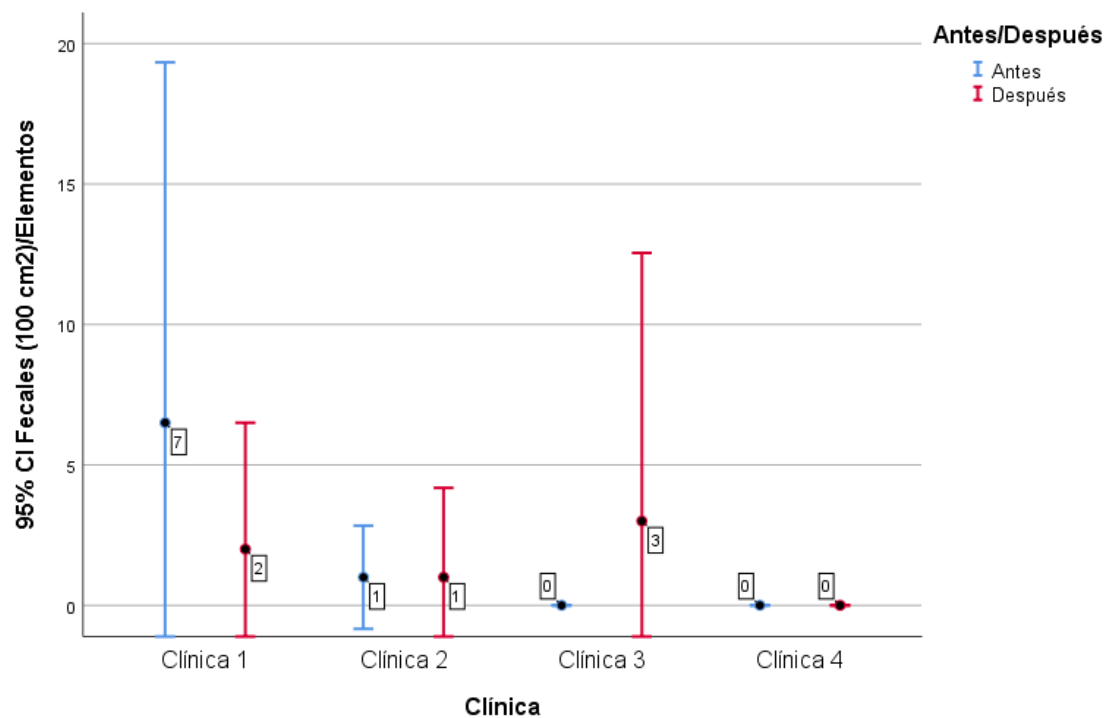


Figura 4 Asociación de coliformes fecales presentes en 100 cm² y las clínicas incluidas en el estudio.

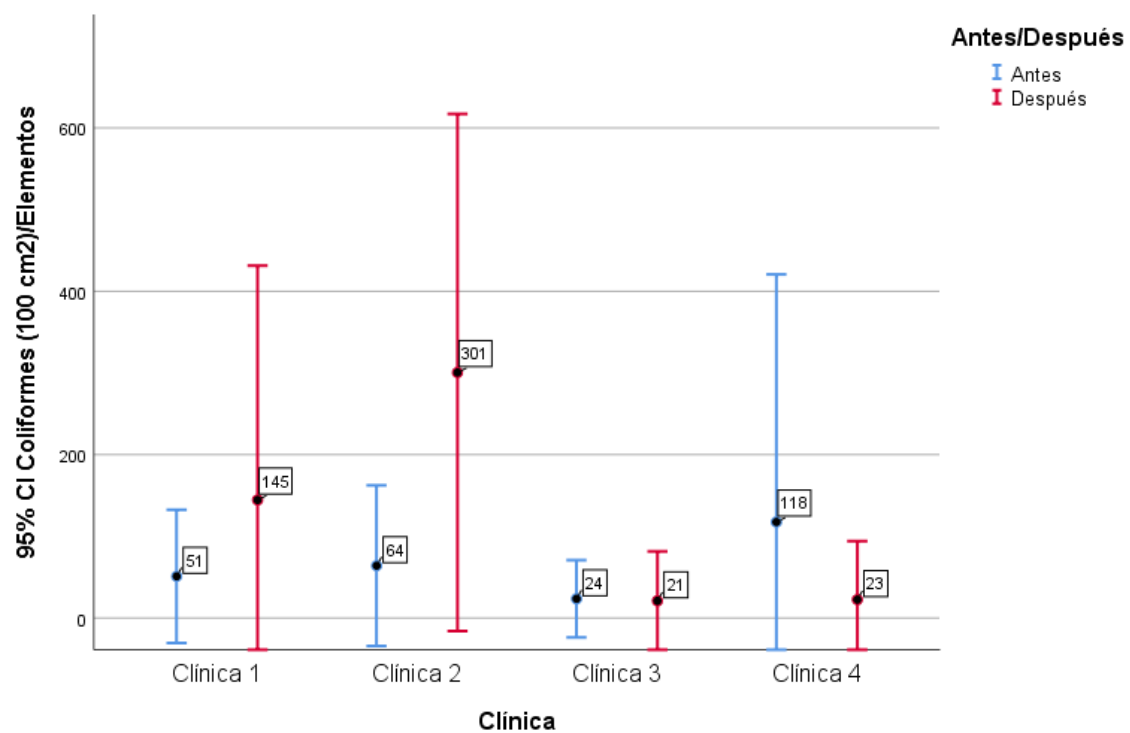


Figura 5 Asociación de coliformes y las clínicas sometidas al estudio.

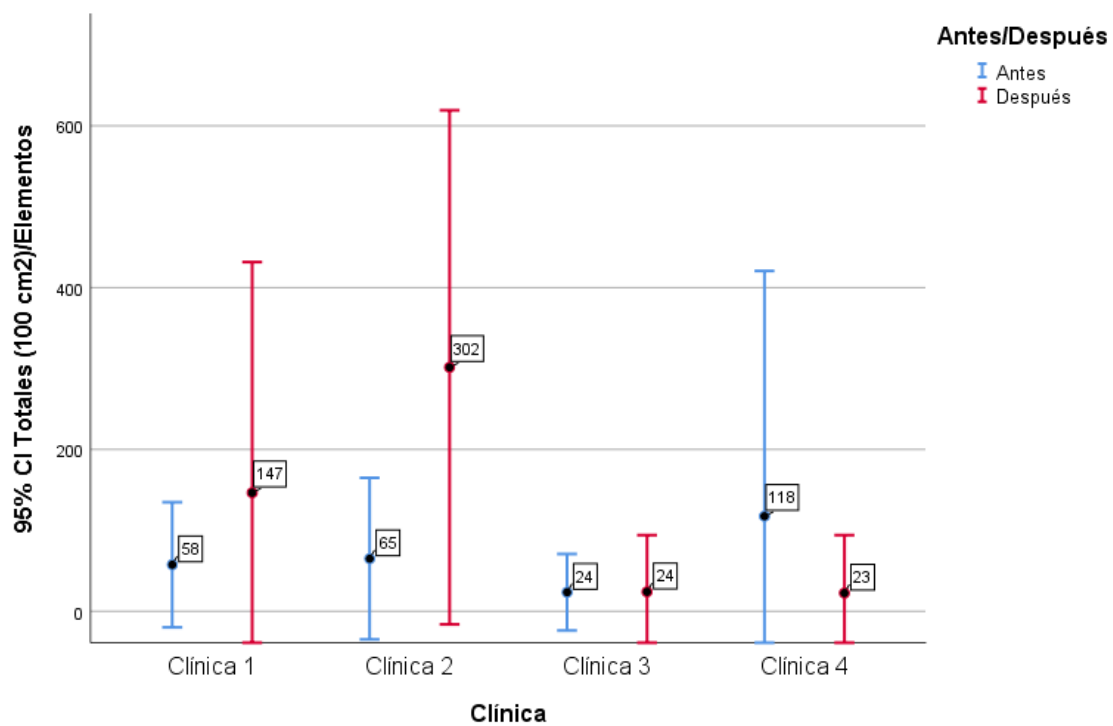


Figura 6 Asociación de coliformes totales en 100 cm² y las clínicas.

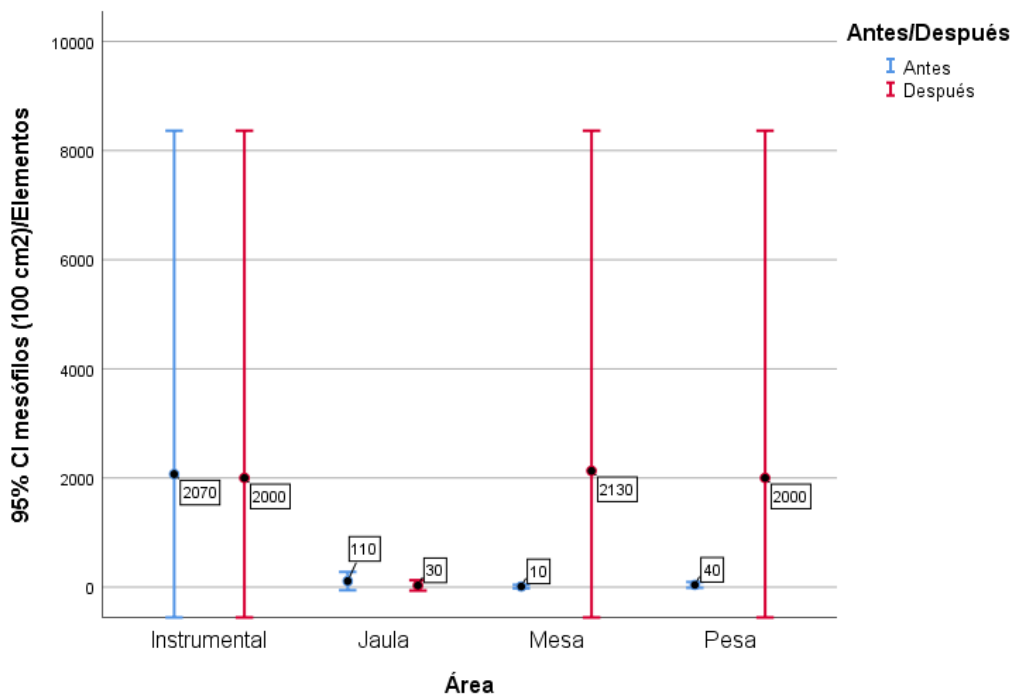


Figura 7 Asociación entre los mesófilos presentes en 100 cm² y los elementos considerados en el estudio.

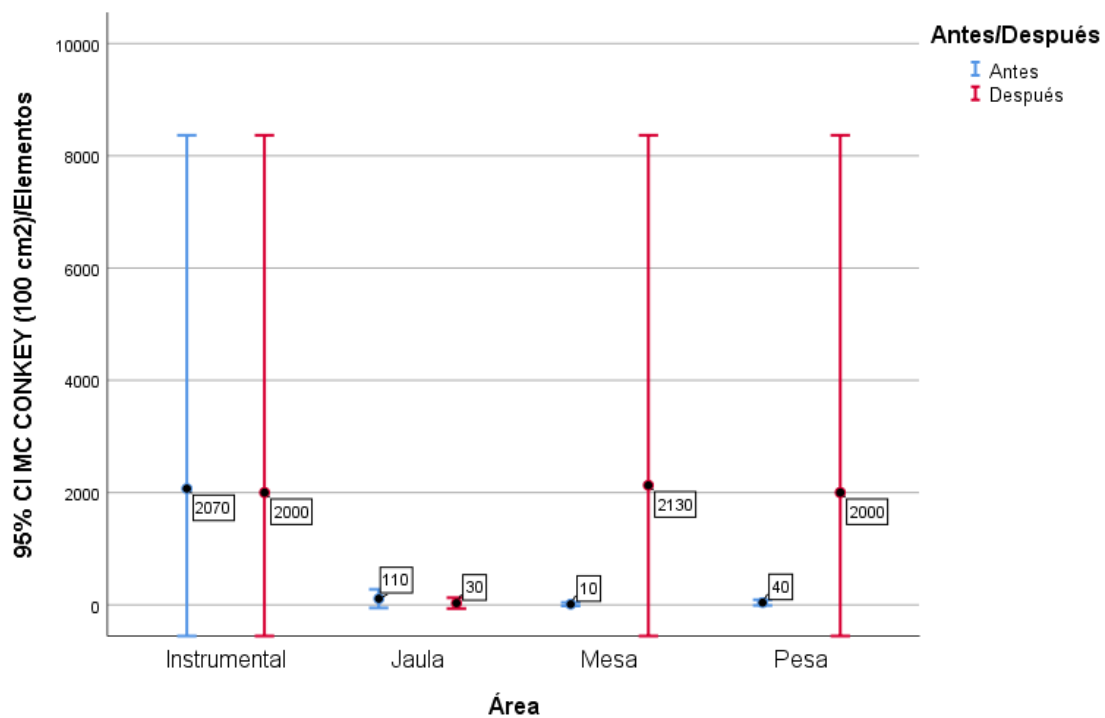


Figura 8 Asociación entre enterobacterias del agar Mc Conkey y los elementos incluidos en el estudio.

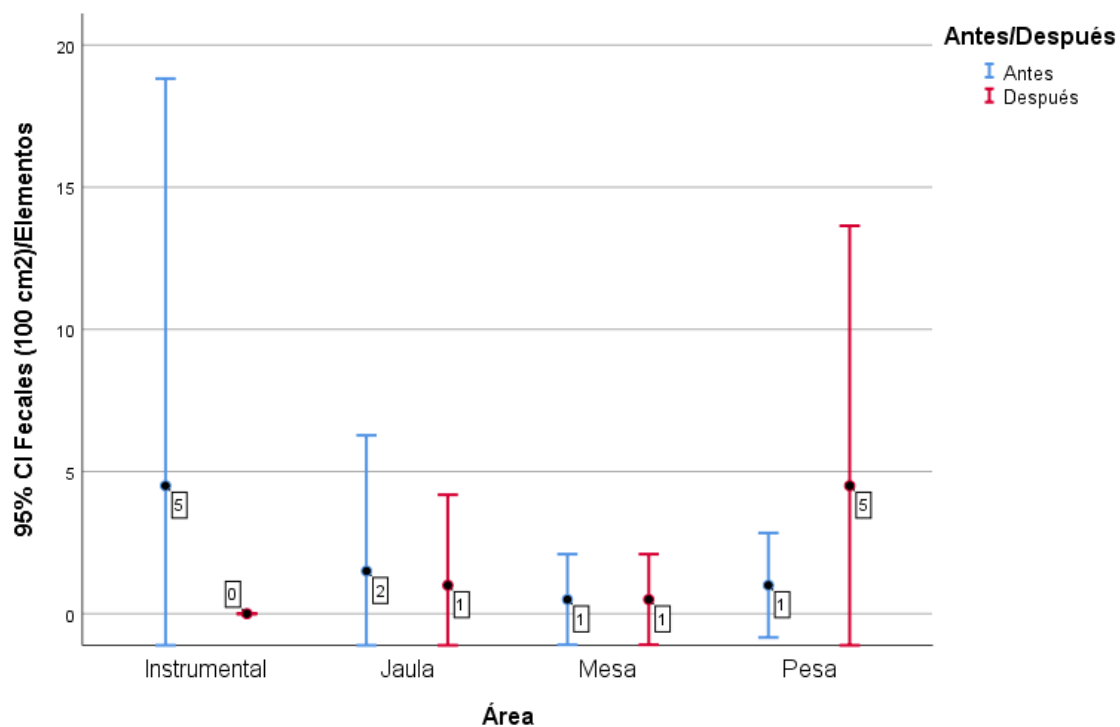


Figura 9 Asociación entre los coliformes fecales presentes y los elementos tomados en cuenta en el muestreo.

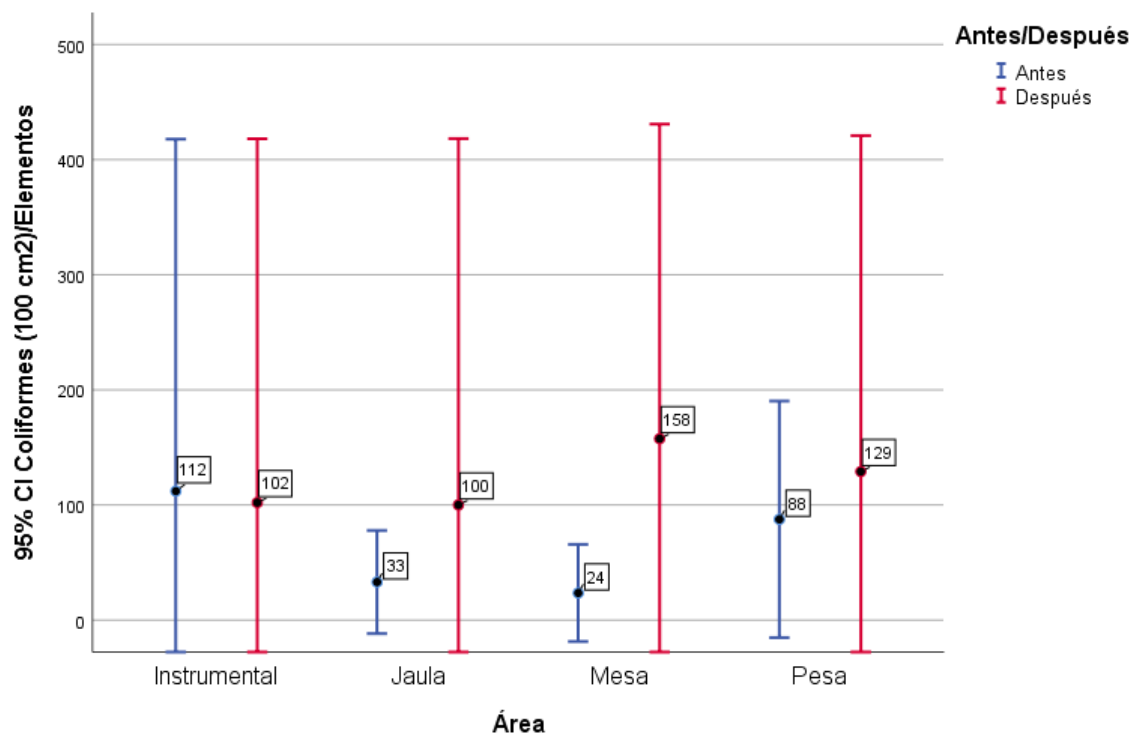


Figura 10 Asociación entre coliformes y los elementos sometidos en esta investigación.

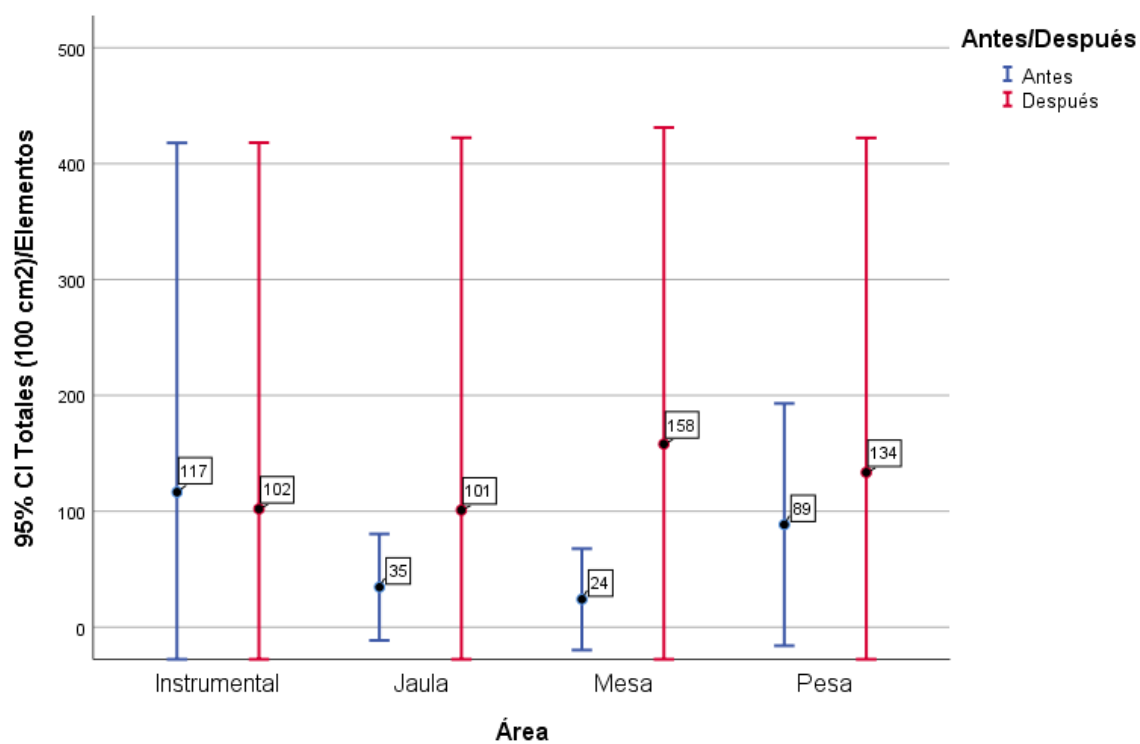


Figura 11 Asociación entre coliformes totales y los elementos incluidos en el estudio.

SENSIBILIDAD ANTIBACTERIANA DE MICROORGANISMOS AISLADOS DE LAS CLINICAS VETERINARIAS

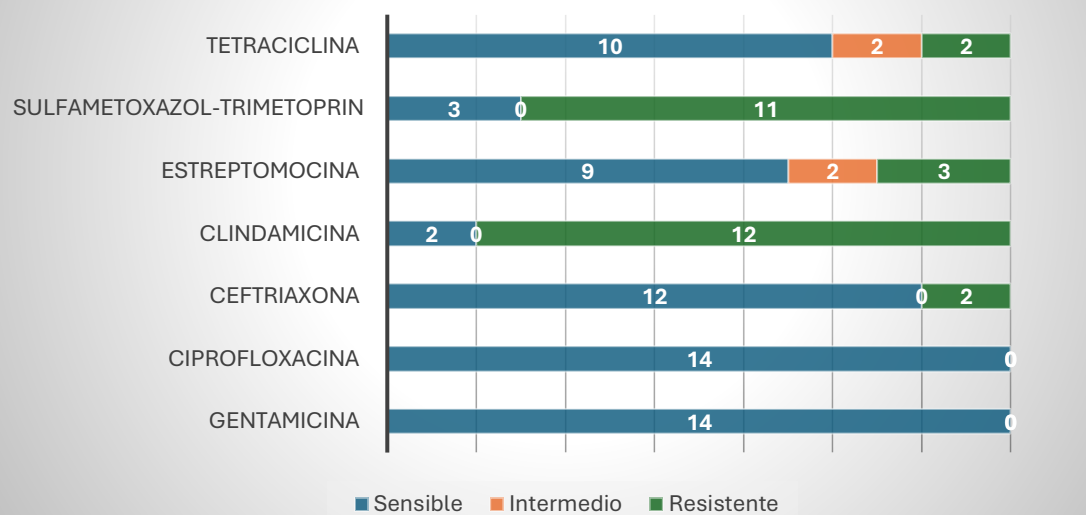


Figura 12 Sensibilidad y Resistencia antimicrobiana de bacterias aisladas en los consultorios veterinarios.



Figura 13 Agar Mueller Hinton



Figura 14 Agar Mc Conkey



Figura 15 Toma de muestras en báscula de pesaje

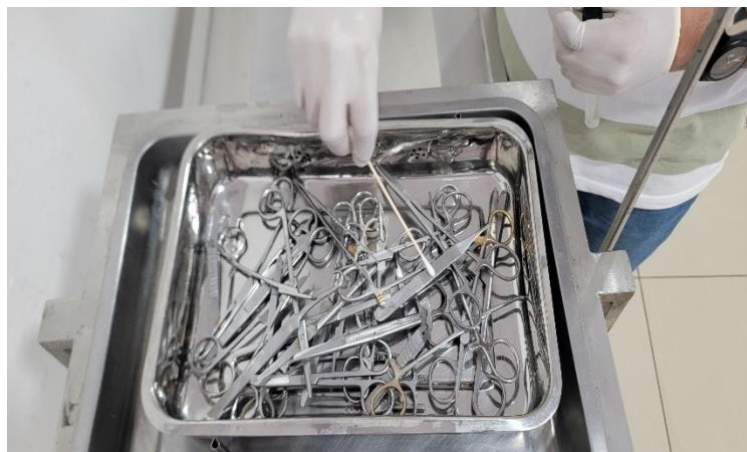


Figura 16 Toma de muestras en instrumental quirúrgico.



Figura 17 Petrifilm y agares Mc Conkey y Mueller Hinton 24 horas después de la siembra.



Figura 18 Crecimiento bacteriano



Figura 19 Aplicación de discos de antibióticos para antibiograma



Figura 20 Aplicación de discos de antibióticos para antibiograma.



Figura 21 Realización de antibiogramas



Figura 22 Resultado de un antibiograma donde S, CTR, COT, CD presentan resistencia

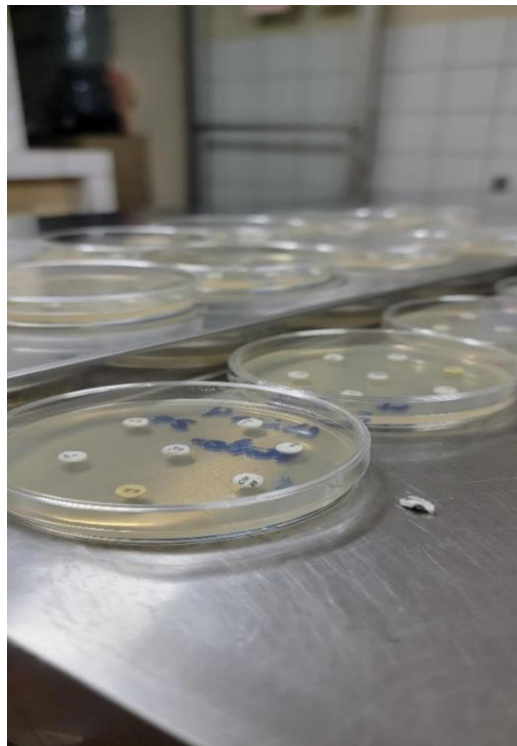


Figura 23 Antibiogramas

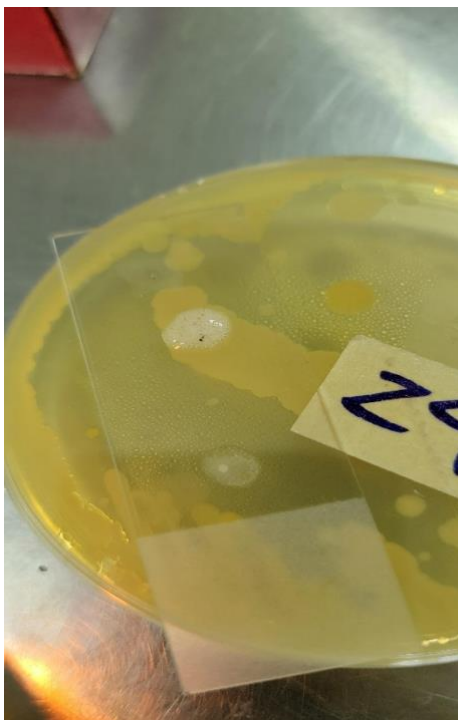


Figura 24 Prueba de catalasa