

UCUENCA

Facultad de Ciencias Agropecuarias

Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia

“Determinar la carga bacteriana persistente post-desinfección empleando el medio de cultivo agar sangre en superficies de cinco áreas diferentes de clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca”

Trabajo de titulación previo a la obtención del título de Médico Veterinario Zootecnista

Autores:

Luis Vinicio Luzuriaga Chuchuca

CI: 0106812142

Correo electrónico: luis.luzuriagachuchuca@gmail.com

Juan Esteban Cobos Guevara

CI: 0106522055

Correo electrónico: juancobos22@gmail.com

Director:

Dr. Fredi Marco Carpio Alemán Mgs.

CI: 1900298660

**Cuenca, Ecuador
22 de junio del 2022**

Resumen

El presente estudio tuvo como finalidad determinar la carga bacteriana persistente (UFC), en las superficies de diferentes áreas post desinfección de los centros médicos veterinarios de pequeñas especies, y así, evaluar cuál es el protocolo de desinfección que más reduce la carga bacteriana. La investigación se llevó a cabo en 20 clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca, provincia del Azuay, las cuales contaron con las áreas específicas para el estudio: hospitalización, quirófano, consulta, laboratorio y área de secretaría. Para obtener la información de los protocolos de desinfección que emplea cada clínica, se realizó una encuesta y posterior a ello, la toma de muestras mediante hisopos estériles en las superficies de cada área, dando como resultado 100 muestras. Se procedió a realizar el cultivo bacteriano en agar sangre en un laboratorio particular, el cual tuvo un tiempo de duración de 72 horas para la identificación de UFC. Mediante el análisis estadístico descriptivo se concluye que en el 84 % de muestras tomadas no existe crecimiento bacteriano y que, en base a los resultados, en el área de hospitalización y consulta externa existe la presencia de carga bacteriana. Finalmente, aquellas clínicas veterinarias que hacen uso de 4 o más productos de desinfección en sus protocolos, poseen una proliferación nula de bacterias.

Palabras clave: Bacterias persistentes. Agar sangre. Desinfección. Clínica veterinaria.

Abstract

The main objective of this study was to determine the persistent bacterial load (UFC) on different post - disinfection surfaces at small species veterinary centers in order to evaluate which disinfection protocol is better at reducing the UFC. The research was carried out in 20 veterinary clinics in the city of Cuenca, province of Azuay, which had specific areas for the study: hospitalization, operating room, consultation, laboratory and secretarial area. In order to obtain information about the disinfection protocols used by each clinic, a survey was carried out followed by the sampling of each area, finally obtaining 100 samples. Bacterial culture was carried out on blood agar in a private laboratory, which lasted 72 hours for the identification of CFU. Through the descriptive statistical analysis, it was concluded that there was not bacterial growth in 84% of the samples taken. Based on the results, it was determined the presence of bacterial load in the hospitalization and consultation areas. Finally, the veterinary clinics that used 4 or more disinfection products in their protocols did not show the absence of bacterial proliferation.

Keywords: Persistent bacteria. Blood agar. Disinfection. Veterinary clinic

ÍNDICE

1.	<i>INTRODUCCIÓN</i>	17
2.	<i>OBJETIVOS</i>	20
2.1.	Objetivo general	20
2.2.	Objetivos específicos	20
3.	<i>REVISIÓN DE LITERATURA</i>	21
3.1.	Definición	21
3.2.	Factores influyentes en la manifestación de las infecciones	22
3.2.1.	Factores Ambientales	22
1.1.1.	Paciente	22
1.1.2.	Agente microbiano	23
1.1.3.	Mecanismos de trasmisión	23
1.1.3.1.	Transmisión Directa	23
1.1.3.2.	Transmisión Indirecta	23
1.1.3.3.	Transmisión por Vehículo	24
1.2.	Resistencia Bacteriana	24
1.3.	Principales bacterias infecciosas	25
1.3.1.	<i>Staphylococcus aureus</i>	25
1.3.2.	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	25
1.3.3.	<i>Staphylococcus</i> coagulasa negativo	25
1.3.4.	<i>Escherichia coli</i>	26
1.3.5.	<i>Salmonella spp</i>	26
1.3.6.	<i>Acinetobacter spp</i>	26
1.3.7.	<i>Pseudomonas spp</i>	27
1.3.8.	<i>Bacilos Gram positivos</i>	27
1.4.	Control de infecciones en medicina veterinaria	27
1.4.1.	Desinfección Intrahospitalaria	28
1.4.2.	Desinfección en centros médicos veterinarios	28
1.4.3.	Principales métodos de desinfección utilizados en medicina veterinaria	29
1.5.	Desinfectantes y antisépticos	30
1.5.1.	Clorhexidina	30
1.5.2.	Yodo y derivados	30

UCUENCA

1.5.3.	Iodopovidona	31
1.5.4.	Glutaraldehído.....	31
1.5.5.	Amonio Cuaternario	31
1.6.	Medio de cultivo agar sangre.....	32
1.6.1.	Componentes de un medio de cultivo	34
2.	<i>MATERIALES Y MÉTODOS</i>	35
2.1.	Materiales	35
2.1.1.	Materiales Físicos	35
2.1.2.	Materiales Biológicos	35
2.1.3.	Materiales Químicos	35
2.2.	Métodos	36
2.2.1.	Área de estudio	36
2.2.2.	Ubicación política-geográfica	37
2.2.3.	Metodología	38
2.2.4.	Muestreo	39
2.2.5.	Conservación y transporte de muestras	40
2.2.6.	Análisis estadístico	40
3.	<i>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</i>	41
3.2.	<i>Determinación del área con mayor carga bacteriana de contaminación en las clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca.</i>	41
3.3.	<i>Protocolo de desinfección más efectivo de las clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca.</i>	44
4.	<i>CONCLUSIONES</i>	59
5.	<i>RECOMENDACIONES</i>	61
6.	<i>BIBLIOGRAFÍA</i>	62
7.	<i>ANEXOS</i>	69
Anexo 1.	Preguntas que conformaron la Encuesta	69
Anexo 2.	Ficha de campo	73
Anexo 3.	Plantilla utilizada para recolectar las muestras	80
Anexo 4.	Fotografías.....	81

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mapa de Ubicación del área de estudio (Azuay).....	36
Figura 2. División Política de las parroquias de la ciudad de Cuenca.....	38
Figura 3. Superficie de toma de muestra con técnica de barrido en 5 áreas.....	40
Figura 4. Plantilla usada para la toma de muestra en el quirófano.....	80
Figura 5. Preparación para la toma de muestras.....	81
Figura 6. Toma de muestra en el quirófano.....	81
Figura 7. Toma de muestra en la zona de hospitalización.....	81
Figura 8. Toma de muestras en el consultorio	82
Figura 9. Toma de muestra en el laboratorio.....	82
Figura 10. Envío de muestras al laboratorio.....	82

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Morfologías típicas de las colonias en agar sangre.....	33
Tabla 2. Ubicación de las Clínicas Veterinarias por Parroquia en la ciudad de Cuenca.....	37
Tabla 3. Valoración de crecimiento bacteriano medido en UFC, posterior a la desinfección.....	41
Tabla 4. Efecto del crecimiento bacteriano-UFC posterior a la desinfección sobre las superficies de las áreas clínicas.....	42
Tabla 5. Prueba de Chi-Cuadrado entre crecimiento bacteriano-UFC post desinfección y el lugar de muestra.....	43
Tabla 6. Prueba de Kruskal Wallis para muestras independientes entre crecimiento bacteriano medido en UFC posterior a la desinfección, según el lugar de obtención de la muestra.....	43
Tabla 7. Efecto del crecimiento bacteriano-UFC, según el protocolo de desinfección empleado sobre las superficies de las áreas clínicas.....	44
Tabla 8. Chi-Cuadrado entre crecimiento bacteriano-UFC, según el protocolo de desinfección empleado sobre las superficies de las áreas clínicas	46
Tabla 9. Prueba de Kruskal Wallis para muestras independientes entre crecimiento bacteriano-UFC y el protocolo de desinfección empleado sobre las superficies de las áreas clínicas.....	46
Tabla 10. Efecto del crecimiento bacteriano-UFC, según el protocolo de desinfección con mejor efecto antiséptico empleado sobre las superficies de las áreas clínicas.....	47
Tabla 11. Chi Cuadrado entre crecimiento bacteriano-UFC post desinfección y protocolos con mejor eficiencia de desinfección.....	48
Tabla 12. Prueba de U de Mann-Whitney entre crecimiento bacteriano UFC post desinfección y protocolos con menor eficiencia de desinfección.....	49
Tabla 13. Efecto del crecimiento bacteriano-UFC, según el protocolo de desinfección con reducido efecto antiséptico empleado sobre las superficies de las áreas clínicas.	50

UCUENCA

Tabla 14. Chi-Cuadrado entre crecimiento bacteriano-UFC post desinfección y protocolos con menor eficiencia de desinfección	50
Tabla 15. Kruskal Wallis para crecimiento bacteriano y protocolos según los protocolos con menor desinfección.....	51
Tabla 16. Frecuencia de uso de protocolos de desinfección.....	52
Tabla 17. Frecuencia sobre el uso de señalización dentro del establecimiento.....	52
Tabla 18. Frecuencia sobre el conocimiento de tráfico de personas y protocolos.....	53
Tabla 19. Frecuencia de zonas de desinfección.....	53
Tabla 20. Frecuencia de áreas delimitadas dentro de los establecimientos.....	54
Tabla 21. Frecuencia sobre control de tráfico de personas.....	54
Tabla 22. Frecuencia de personal para limpieza y desinfección.....	54
Tabla 23. Frecuencia sobre el uso de desinfectantes.....	55
Tabla 24. Frecuencia de otros métodos de limpieza.....	56
Tabla 25. Frecuencia de desinfección.....	56
Tabla 26. Frecuencia sobre intercalar el uso de desinfectantes.....	57
Tabla 27. Frecuencia del intervalo de desinfección dentro del establecimiento.....	57
Tabla 28. Frecuencia de dosificación del desinfectante.....	58

ÍNDICE DE ANEXOS

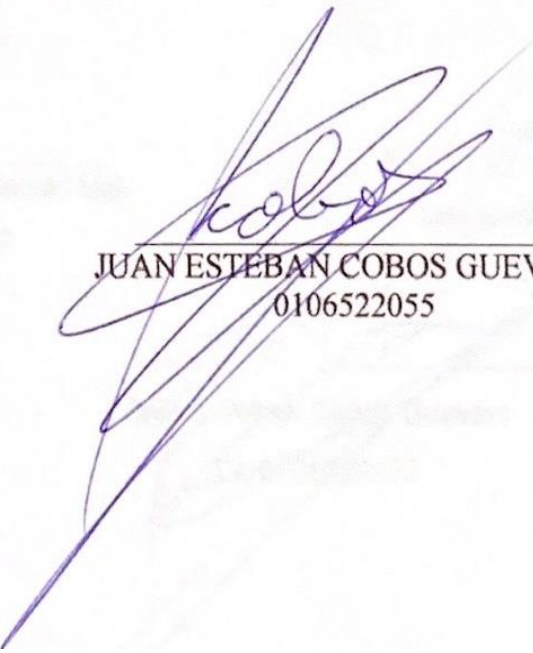
Anexo 1. Preguntas que conformaron la encuesta.....	68
Anexo 2. Ficha de campo.....	72
Anexo 3. Plantilla utilizada para recolectar las muestras.....	79
Anexo 4. Fotografías de tomas de las muestras.....	80

Cláusula de licencia y autorización para publicación en el Repositorio Institucional

Juan Esteban Cobos Guevara en calidad de autor y titular de los derechos morales y patrimoniales del trabajo de titulación **“Determinar la carga bacteriana persistente post-desinfección empleando el medio de cultivo agar sangre en superficies de cinco áreas diferentes de clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca”** de conformidad con el Art. 114 del CÓDIGO ORGÁNICO DE LA ECONOMÍA SOCIAL DE LOS CONOCIMIENTOS, CREATIVIDAD E INNOVACIÓN reconozco a favor de la Universidad de Cuenca una licencia gratuita, intransferible y no exclusiva para el uso no comercial de la obra, con fines estrictamente académicos.

Asimismo, autorizo a la Universidad de Cuenca para que realice la publicación de este trabajo de titulación en el repositorio institucional, de conformidad a lo dispuesto en el Art. 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior.

Cuenca, 22/6/22



JUAN ESTEBAN COBOS GUEVARA
0106522055

UCUENCA

Cláusula de licencia y autorización para publicación en el Repositorio Institucional

Luis Vinicio Luzuriaga Chuchuca en calidad de autor y titular de los derechos morales y patrimoniales del trabajo de titulación **“Determinar la carga bacteriana persistente post-desinfección empleando el medio de cultivo agar sangre en superficies de cinco áreas diferentes de clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca”**, de conformidad con el Art. 114 del CÓDIGO ORGÁNICO DE LA ECONOMÍA SOCIAL DE LOS CONOCIMIENTOS, CREATIVIDAD E INNOVACIÓN reconozco a favor de la Universidad de Cuenca una licencia gratuita, intransferible y no exclusiva para el uso no comercial de la obra, con fines estrictamente académicos.

Asimismo, autorizo a la Universidad de Cuenca para que realice la publicación de este trabajo de titulación en el repositorio institucional, de conformidad a lo dispuesto en el Art. 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior.

Cuenca, 22/6/22

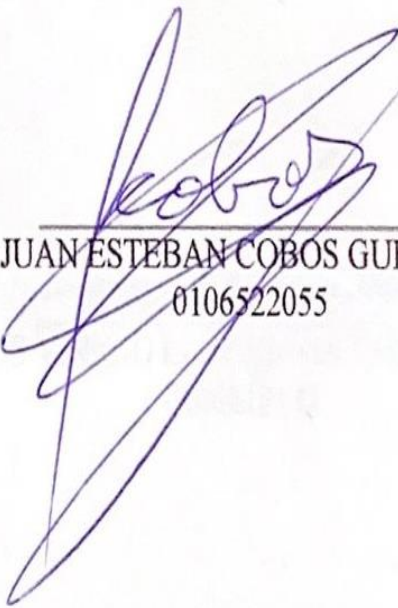


LUIS VINICIO LUZURIAGA CHUCHUCA
0106812142

Cláusula de Propiedad Intelectual

Juan Esteban Cobos Guevara, autor del trabajo de titulación **“Determinar la carga bacteriana persistente post-desinfección empleando el medio de cultivo agar sangre en superficies de cinco áreas diferentes de clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca”**, certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autor.

Cuenca, 22/6/2022



JUAN ESTEBAN COBOS GUEVARA
0106522055

Cláusula de Propiedad Intelectual

Luis Vinicio Luzuriaga Chuchuca, autor del trabajo de titulación “Determinar la carga bacteriana persistente post-desinfección empleando el medio de cultivo agar sangre en superficies de cinco áreas diferentes de clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca”, certifico que todas las ideas, opiniones y contenidos expuestos en la presente investigación son de exclusiva responsabilidad de su autor.

Cuenca, 22/6/2022



LUIS VINICIO LUZURIAGA CHUCHUCA
0106812142

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a nuestros padres por el apoyo brindado durante esta etapa, por estar presentes en nuestros logros y sobre todo en nuestros fracasos.

Agradecemos a nuestros maestros por los conocimientos brindados, guiarnos en este camino y compartirnos sus experiencias.

También agradecemos de manera infinita a nuestro director de tesis, Mgs Fredi Marco Carpio Alemán por brindarnos el apoyo necesario para culminar esta etapa, por su tiempo y paciencia.

DEDICATORIA

Dedicamos esta tesis a todas las personas que son parte de la universidad de Cuenca, que juntos nos esforzamos para que Cuenca sea una ciudad con personas ricas en conocimientos académicos.

Dedicamos esta tesis a nuestros padres porque este es el resultado de su ejemplo, y constancia.

Acrónimos

Acrónimos

UFC	Unidades Formadoras de Colonias
HAI	Infecciones Intrahospitalarias
ARN	Ácido Ribonucleico
ADN	Ácido Desoxirribonucleico
<i>Spp</i>	Especies

1. INTRODUCCIÓN

En los últimos años, la resistencia de las bacterias a los distintos compuestos químicos (desinfectantes) ha crecido considerablemente, ocasionando así un problema para los médicos veterinarios, quienes tratan de controlar las enfermedades infecciosas de varias índoles en los perros y gatos. La técnica de cultivo nos permite determinar e identificar claramente la carga bacteriana que existe en un determinado lugar (superficie animada o inanimada). Las bacterias han sido documentadas como principales responsables de las infecciones nosocomiales y a lo largo del tiempo han llegado a ser un tema de gran preocupación en la medicina veterinaria debido al incremento de casos, lo cual a su vez es de importancia económica (Willemsen *et al.*, 2019).

En este caso las infecciones contraídas en hospitales son una causa primaria de morbilidad y mortalidad en pacientes humanos y veterinarios, las cuales están asociadas con diversos factores, entre ellos encontramos la susceptibilidad del paciente y las fuentes de exposición (Griffin, 2007). En las fuentes de exposición tenemos que las superficies y equipos contaminados de hospitales pueden representar potenciales fuentes de infección si no se limpian/desinfectan adecuadamente (Núñez *et al.*, 2000). Sin embargo, en todo este problema encontramos una gran cantidad de bacterias que se encuentran y alojan en las principales áreas de los centros veterinarios y que posiblemente causan enfermedades en los pacientes (perros y gatos), médicos veterinarios y personal administrativo; todo esto debido a que, según Valenzuela, (2001), en los centros de salud veterinario no se emplean protocolos de limpieza y desinfección adecuados, que permitan contrarrestar este problema, como es el caso de Ontario Veterinary College el cual fue documentado por el autor.

Algunos estudios han reportado que ciertos agentes bacterianos pueden sobrevivir por períodos prolongados en el ambiente y continuar siendo infecciosos, lo cual sugiere que los ambientes hospitalarios pueden ser importantes reservorios de estos microorganismos. (Rojas *et al.*, 2017). Hamilton *et al.*, (2012) emitieron reportes de brotes en animales y humanos que han sido estudiados y publicados

principalmente en países desarrollados. Estudios realizados en 38 hospitales veterinarios universitarios de Estados Unidos y Europa, han reportado que el 82 % habían presentado brotes de infecciones bacterianas asociadas a hospitales (HAI) en los 5 años anteriores al estudio. Además, varios estudios describen que

La frecuencia de infección bacteriana es similar al de los hospitales de medicina humana, estimando un 90 % de la frecuencia, esto debido a que no se ha tomado este tema con la mayor importancia posible.

Si bien, todos estos factores han sido minuciosamente estudiados en medicina humana, en medicina veterinaria existen pocos reportes sobre el tema, especialmente, en Latinoamérica. En consecuencia, es necesario buscar nuevas alternativas de limpieza y desinfección que sean eficaces para aplicar en las diversas áreas de los centros veterinarios, y así prevenir reinfecciones y también evitar la selección de bacterias resistentes a los diferentes compuestos químicos (desinfectantes) (Valenzuela, 2001; Arroyave *et al.*, 2019).

La prevención es el factor más importante para el control de estas infecciones bacterianas; por lo tanto, para la implementación de un buen y eficaz protocolo de limpieza, es necesario que se considere la frecuencia de aseo, tipos de desinfectantes que se utilizan, práctica de lavado de manos, así como el tipo de técnicas asépticas en el manejo de dispositivos invasivos, las barreras de protección entre animales y reducción de los tiempos de hospitalización (Johnson, 2002).

El no contar con un protocolo de desinfección establecido en los diferentes centros veterinarios sumado a la escasa identificación de agentes bacterianos en estos, puede generar grandes pérdidas económicas e incluso de vida de los pacientes y por ende la credibilidad de un centro médico veterinario. Las alternativas de desarrollo de protocolos de desinfección ideales, también se pueden ver reflejadas en estudios que se realicen a nivel regional o a nivel de país para tener en cuenta la presencia de los posibles patógenos (de manera epidemiológica) a los cuales se puede enfrentar en el día a día y así poder desarrollar técnicas de

mitigación de agentes con potencial infecto transmisible para resguardar la salud de los pacientes y personal que labora en el centro veterinario (Alulema, 2020).

En la actualidad, se viene estudiando las principales bacterias que reinciden en los centros veterinarios y su frecuencia post desinfección para así poder generar protocolos de limpieza y desinfección eficaces en las distintas áreas de interés de los centros veterinarios, con el objetivo de mejorar la asepsia del mismo y así asegurar una adecuada salud de los pacientes, médicos veterinarios y personal administrativos (Arroyave *et al.*, 2019).

Adicionalmente, el presente trabajo pretende valorar la carga bacteriana post-desinfección en las superficies de diferentes espacios físicos de centros veterinarios de la ciudad de Cuenca abrir las puertas para afianzar el conocimiento de los médicos veterinarios con aspectos asociados a infecciones hospitalarias y su importancia. Además, provee información valiosa para el desarrollo de un programa de vigilancia en la clínica y crea las bases para futuros trabajos de investigación, dirigidos hacia la búsqueda de factores de virulencia en las cepas aisladas, resistencia a antibióticos y epidemiología molecular.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

Valorar la carga bacteriana post-desinfección en las superficies de diferentes áreas de 20 centros veterinarios de la ciudad de Cuenca, utilizando como medio de cultivo agar sangre.

2.2. Objetivos específicos

- Evaluar la carga bacteriana presente en las superficies siguiendo el protocolo descrito por Torres, (2018) modificado y acoplado para nuestra investigación
- Determinar el área con mayor carga bacteriana de contaminación en las clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca.
- Establecer qué tipo de protocolo de desinfección produce menor carga bacteriana en las clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Definición

Las infecciones bacterianas son un problema de salud que representa importantes costos en lo económico, en el bienestar de los animales como de las personas afectadas. La transmisión de microorganismos intrahospitalarios a pacientes y al personal médico dentro de los centros de atención veterinaria causa un aumento de la morbilidad en infecciones bacterianas tanto a personas como a mascotas inmunocomprometidas. El desarrollo de estas infecciones intrahospitalarias está asociado al uso de dispositivos médicos contaminados que al tener contacto con pacientes inmunodeprimidos colonizan fácilmente al hospedador (Torres, 2018).

Las infecciones intrahospitalarias representan un riesgo para la salud pública ya que se han identificado patógenos multirresistentes a antimicrobianos y desinfectantes, lo que genera complicaciones en la recuperación de pacientes veterinarios y humanos. El riesgo va mucho más allá de animales infectados dentro de hospitales o clínicas veterinarias, ya que puede afectar a personas como propietarios de mascotas o personal veterinario (Damborg *et al.*, 2016).

Las enfermedades zoonóticas que se producen en el personal veterinario como resultado de estar en contacto con animales infectados se denominan riesgos laborales infecciosos. Los riesgos laborales son causados principalmente por agentes de infecciones zoonóticas como *Brucella spp.*, *Mycobacterium spp.*, *Salmonella spp.*, *Bacillus spp.*, *Neisseria spp.*, *Yersinia spp.*, *Listeria spp.*, etc. (Health, 2005).

La prevención es el factor más importante para el control de estas infecciones; por lo tanto, es necesario la implementación de un protocolo de limpieza y desinfección que considere la frecuencia de aseo, tipos de desinfectantes y su uso adecuado, así como el tipo de técnicas asépticas en el manejo de dispositivos invasivos, las barreras de protección entre animales y reducción de los tiempos de hospitalización (Johnson, 2002). Estos compuestos tienen diferentes mecanismos de acción y su empleo genera inconvenientes,

porque las concentraciones de uso recomendadas no son eficaces y muchas veces no se tiene en cuenta la frecuencia y el mecanismo de aplicación (Reynaldo *et al.*, 2004).

3.2. Factores influyentes en la manifestación de las infecciones

3.2.1. Factores Ambientales

En la medicina humana, los sitios ambientales no suelen considerarse frecuentemente fuentes importantes de exposición a patógenos y no se recomienda la vigilancia rutinaria de sitios ambientales (HICPAC, 2003). Sin embargo, esto puede no aplicarse a la medicina veterinaria de animales de compañía debido a los compartimentos, el alojamiento y el manejo de los animales de compañía. Por ejemplo, los animales de compañía tienen un contacto estrecho con los pisos durante el examen clínico, la venopunción y la recuperación de la anestesia. Además, es más probable que los suelos de los hospitales veterinarios estén contaminados con material infeccioso (heces, por ejemplo) y el comportamiento exploratorio de los animales puede poner la nariz y la boca de los animales en contacto con estas áreas. Los sitios como los pisos, por lo tanto, pueden ser de mayor importancia como reservorios ambientales de patógenos en la medicina de animales de compañía, que en la medicina humana (Murphy *et al.*, 2010).

1.1.1. Paciente

El paciente designa a un individuo que es examinado médicamente o al que se administra un tratamiento. Entre los factores de los pacientes que influyen en la posibilidad de contraer una infección se encuentran: la edad, el estado de inmunidad, cualquier enfermedad subyacente y las intervenciones quirúrgicas ya sean diagnósticas y/o terapéuticas. Así, muchas de las infecciones nosocomiales son causadas por microorganismos normalmente inocuos, como aquellos que forman parte del microbioma bacteriano normal de humanos y animales que pueden comportarse como patógenos oportunistas cuando se ven comprometidas las defensas inmunitarias del organismo (OMS, 2003).

1.1.2. Agente microbiano

El contacto entre el paciente y el microorganismo, en sí, no produce necesariamente una enfermedad clínica. La posibilidad de infección depende, en parte, de las características de los microorganismos, como la virulencia intrínseca además de la cantidad de material infeccioso (inóculo). Una gran cantidad de bacterias, virus, hongos y parásitos pueden causar infecciones nosocomiales. Los patógenos comúnmente asociados con infecciones nosocomiales veterinarias son cocos Gram positivos (*Staphylococcus spp.* y *Enterococcus spp.*), miembros de la familia Enterobacteriaceae y otros bacilos Gram negativos no fermentadores (*Acinetobacter baumannii* y *Pseudomonas aeruginosa*) (García, 2017).

1.1.3. Mecanismos de transmisión

La transmisión es el mecanismo por el cual, un agente potencialmente infeccioso es diseminado a otro hospedero, situación que se da independientemente de que el segundo individuo estuviera afectado o no previamente (Mateos & Pérez, 2019). La transmisión puede ser directa o indirecta.

1.1.3.1. Transmisión Directa

Se produce por contacto entre hospederos, a través de gotas expulsadas por tos o estornudos. A su vez, por contacto directo entre un hospedero susceptible y el reservorio ambiental del agente. La transmisión se produce en un tiempo considerado breve (Alulema, 2020).

1.1.3.2. Transmisión Indirecta

Es el mecanismo más común de propagación. Los agentes infecciosos transportándose en las manos de los trabajadores de salud, es el mecanismo más frecuente. La transmisión indirecta puede producirse por medio de vehículos, vía aérea o por vectores (Alulema, 2020).

1.1.3.3. Transmisión por Vehículo

Transmisión que ocurre a través de alimentos, agua, fluidos biológicos, o mediante los dispositivos médicos contaminados. Regularmente inicia con una única fuente contaminada y debido a su modo de operar, puede ocasionar brotes (Alulema, 2020).

1.1.3.4. Transmisión Aérea

Las pequeñas partículas (1-5 μm .), que los aerosoles contienen, se diseminan en el aire y permanecen suspendidos por largos períodos y al ser inspiradas hacia el sistema respiratorio pueden ocasionar la infección. El alcance es mayor debido a que las corrientes de aire promueven su disipación (Alulema, 2020).

1.1.3.5. Transmisión por Vectores

Artrópodos u otros insectos son los vectores, mecanismos indirectos, de transmisión. Principalmente ocurren en hospitales ubicados en lugares tropicales que presentan enfermedades endémicas transmitidas por vectores (Alulema, 2020).

1.2. Resistencia Bacteriana

La resistencia bacteriana es la capacidad que tienen las bacterias de soportar los efectos de los antibióticos o biocidas destinados a eliminarlas o controlarlas (García, 2017). La amplia aparición de antimicrobianos en la práctica médica humana y veterinaria, el uso de antibióticos en la ganadería (particularmente producción lechera y de carne) y el uso de antisépticos y desinfectantes, generan presión selectiva sobre las bacterias, potenciando la supervivencia de las cepas multirresistentes a antimicrobianos. Este uso generalizado para tratamiento o profilaxis, es el principal factor determinante de la aparición de resistencia (Johnson, 2002; Ogeer, Mathews & Boerlin, 2006).

Algunos estudios han reportado que ciertos agentes nosocomiales pueden sobrevivir por períodos prolongados en el ambiente y continuar infecciosos, lo cual sugiere que los ambientes hospitalarios pueden ser importantes reservorios de

estos microorganismos. Entender el papel que juegan los equipos hospitalarios y el ambiente con respecto al mantenimiento de infecciones nosocomiales y la transmisión es crucial (Arroyave *et al.*, 2019).

1.3. Principales bacterias infecciosas

1.3.1. *Staphylococcus aureus*

Corresponde a uno de los principales agentes nosocomiales descritos en hospitales humanos. Los pacientes colonizados con esa bacteria y el personal médico del lugar corresponden a la mayor fuente de infección y su transmisión se da principalmente a través de las manos contaminadas del personal. Las cepas Meticilino-resistentes han sido registradas como un problema emergente en medicina veterinaria particularmente en pequeños animales (Boerlin *et al.*, 2001; Weese *et al.*, 2007).

1.3.2. *Staphylococcus epidermidis*

Habitante normal de la piel humana sana y del microbiota mucosal y como bacteria comensal tiene un potencial patogénico bajo. De hecho, *S. epidermidis* rara vez causa enfermedad en pacientes ambulatorios inmunocompetentes. Estas infecciones ocurren en asociación con el uso de dispositivos médicos tales como los sistemas de catéter intravascular e intratecal, electrodos de marcapasos, catéteres del tracto urinario y una gama de otros implantes de polímero y metal. Las infecciones por *S. epidermidis* afectan preferentemente a los pacientes inmunocomprometidos, a largo plazo hospitalizados y críticamente enfermos (Ziebuhr, 2001).

1.3.3. *Staphylococcus coagulasa negativo*

Se encuentran entre los microorganismos más frecuentemente aislados en el laboratorio de microbiología. El protagonismo de este grupo de bacterias como patógeno ha ido en aumento y se los ha asociado con el progreso de la tecnología médica. Han sido reportados como agentes etiológicos de bacterias relacionadas a catéteres, peritonitis asociadas a contaminación del catéter, infecciones en válvulas

derivativas ventrículo-atriales o ventrículo-peritoneales, endocarditis de válvulas protésicas y nativas, infecciones asociadas al empleo de otros dispositivos protésicos, abscesos superficiales, infecciones en piel y tejidos blandos, infecciones oftalmológicas post-quirúrgicas e infecciones urinarias (Tan, Yong, & Xing, 2006; Predari, 2007).

1.3.4. *Escherichia coli*

E. coli es un componente frecuente de la microbiota gastrointestinal comensal y es un patógeno importante, particularmente en las infecciones urinarias. La *E. coli* se elimina con frecuencia en las heces de animales pequeños tanto comunitarios como hospitalizados. Se ha documentado una alta mortalidad (> 40 %) para las infecciones invasivas por *E. coli* en humanos (Patel et al., 2008). Recientemente se ha identificado *E. coli* productora de Carbapenemasa en animales pequeños, con una posible transmisión nosocomial. La transmisión nosocomial actualmente parece ser una ocurrencia rara, aunque preocupante y una que probablemente aumente a medida que aumente la prevalencia de resistencia en la población humana, con la consiguiente exposición de las mascotas (Stolle et al., 2013).

1.3.5. *Salmonella spp*

Una preocupación importante con las HAI de *Salmonella* es la aparición de transmisión zoonótica con infecciones humanas acompañantes. Debido a que la mayoría de las infecciones en perros y gatos son subclínicas, existe un alto riesgo de contaminación ambiental inadvertida en todo el hospital y transmisión nosocomial. Los factores notificados que conducen a un mayor riesgo de diseminación de *Salmonella* en animales pequeños incluyen el consumo de dietas de carne cruda, la exposición al ganado y la recepción de un probiótico en los 30 días anteriores (Lenz et al., 2009).

1.3.6. *Acinetobacter spp*

El *Acinetobacter* está bien reconocido como un patógeno importante en la medicina humana, en parte debido a los altos niveles de resistencia antimicrobiana

reconocidos recientemente en *A. baumannii*. Dado su papel como patógeno oportunista en animales pequeños, su capacidad para persistir en el medio ambiente durante períodos prolongados y los brotes documentados en las instalaciones veterinarias, también es una preocupación para la medicina veterinaria. Las HAI documentadas que involucran a *A. baumannii* incluyen catéteres intravenosos y urinarios, infecciones de drenaje quirúrgico y neumonía (Francey *et al.*, 2000; Boerlin *et al.*, 2001).

1.3.7. *Pseudomonas spp*

La resistencia a múltiples fármacos se encuentra con frecuencia con *Pseudomonas spp*. En las especies de animales de compañía, las infecciones por *Pseudomonas spp* a menudo involucran la piel, el sistema urinario y los oídos, junto con las infecciones del sitio quirúrgico y las infecciones por dispositivos invasivos. La formación de biopelículas por *Pseudomonas spp* puede complicar aún más el tratamiento. La identificación de grupos hospitalarios de infecciones por *Pseudomonas* debe impulsar la investigación de fuentes ambientales, de equipos (Ej., Endoscopio) o consumibles (Ej., Suministros para la preparación de catéteres) potencialmente contaminados (Peremans *et al.*, 2002).

1.3.8. *Bacilos Gram positivos*

Se encuentran algunos de los patógenos más agresivos para el ser humano, la gran mayoría de las especies bacterianas de este grupo no son patógenos primarios. Característicamente dentro de este grupo se encuentran bacterias capaces de esporular. *Clostridium spp.* y *Bacillus spp.* son capaces de sobrevivir en medios hostiles mediante la formación de una estructura muy resistente, la endospora (también llamada espora o ésporo), la estructura con vida más resistente a los agentes físico-químicos, y, por lo tanto, a la esterilización y desinfección (Macedo & Vola, 2008).

1.4. Control de infecciones en medicina veterinaria

Existen métodos de control de infecciones en medicina veterinaria, el objetivo principal es el de disminuir la posible presentación o manifestación de estas

infecciones, es decir, prácticas que reduzcan la mortalidad y también la morbilidad de los pacientes de veterinarias. Es importante recalcar que, para asegurar un buen control de infecciones, los costos de la práctica médica veterinaria también pueden verse elevados (Willemsen *et al.*, 2019).

1.4.1. Desinfección Intrahospitalaria

La correcta limpieza y desinfección, constituyen, junto con la esterilización, elementos primarios y más eficaces para romper la cadena epidemiológica de la infección (García, 2017).

La limpieza es la remoción mecánica de toda materia extraña en el ambiente, en superficies y en objetos, utilizando para ellos el lavado manual o mecánico, cuyo fin es la disminución de la carga microbiológica a través del arrastre mecánico. Usualmente, el proceso de limpieza es llevado a cabo utilizando agua y productos con poder detergente, cuya estructura básica está compuesta por dos partes: una hidrófila y otra lipofílica, lo que ayuda a remover la suciedad. La práctica de la limpieza no es aplicable exclusivamente a los objetos inanimados, sino también debe ser auto ejecutada por parte del personal médico y auxiliar mediante el proceso de lavado de manos de manera rutinaria y el empleo de jabones antimicrobianos de uso cotidiano (Borja *et al.*, 2002).

1.4.2. Desinfección en centros médicos veterinarios

El principal objetivo de la desinfección es eliminar o disminuir el crecimiento de agentes nocivos para reducir la probabilidad de ocasionar una infección. La adecuada desinfección del ambiente también es de suma importancia para brindar una atención adecuada a los pacientes, además de que disminuirá la probabilidad del tránsito bacteriano. Dicha actividad en ambientes hospitalarios veterinarios será esencial para el control de posibles futuras infecciones e idealmente se deben escoger protocolos de desinfección para patógenos que se puedan alojar en las superficies intrahospitalarias (Alulema, 2020):

a) Limpieza

Es el proceso que remueve físicamente sangre, fluidos corporales u otros materiales extraños visibles como polvo o suciedad, de la piel y de los objetos inanimados. Se utilizan paños limpios, agua y detergentes (Alulema, 2020).

- **Descontaminación**

Es el proceso de saneamiento que hace más segura la manipulación de objetos inanimados (no vivos) por el personal encargado, antes de su limpieza. Tales objetos comprenden los mobiliarios grandes, los enseres médicos, etc. (Alulema, 2020).

b) Desinfección

- **De alto nivel:** Es el proceso aplicado en superficies inanimadas que elimina la mayoría de agentes nocivos. La desinfección remueve físicamente, a través de la evolución o del uso de productos químicos todos los microorganismos, a excepción de algunas endosporas bacterianas.
- **De nivel intermedio:** Elimina bacterias vegetativas, la mayoría de virus y hongos.
- **De bajo nivel:** Elimina casi todas las bacterias y algunos virus y hongos (Alulema, 2020).

1.4.3. Principales métodos de desinfección utilizados en medicina veterinaria

La desinfección ayuda a reducir el número de patógenos en una superficie inanimada, minimizando el riesgo de infecciones adquiridas en la práctica, tomando en cuenta que la desinfección no es igual que una esterilización. Los principales métodos de desinfección en la práctica veterinaria son soluciones en base Alcohol etílico o soluciones en base a Clorhexidina. Sin embargo, la literatura en medicina veterinaria sobre el método de limpieza efectivo es limitada (Verwilghen *et al.*, 2011).

1.5. Desinfectantes y antisépticos

1.5.1. Clorhexidina

La Clorhexidina es un derivado de las biguanidas y amidinas, pertenece al grupo químico de la Clorofenilbiguanida. Es el antiséptico más efectivo del grupo de las biguanidas. Es una base fuerte. Sus distintas sales (diacetato, diclorhidrato, digluconato) son más solubles en Alcohol etílico que en agua. El efecto bactericida de la Clorhexidina empieza con su unión a la pared celular de las bacterias (cargadas negativamente), por tratarse de una molécula catiónica a pH fisiológico. A bajas concentraciones esa unión causa una alteración del equilibrio osmótico de la bacteria que provoca un efecto bacteriostático (García, 2017).

Mecanismo de acción

Se absorbe rápidamente por difusión pasiva a través de las membranas, tanto de las bacterias como de las levaduras. El efecto bactericida de la Clorhexidina empieza con su unión a la pared celular de las bacterias (cargadas negativamente), por tratarse de una molécula catiónica a pH fisiológico. A bajas concentraciones esa unión causa una alteración del equilibrio osmótico de la bacteria que provoca un efecto bacteriostático (García, 2017).

1.5.2. Yodo y derivados

Las soluciones de Yodo o tinturas han sido utilizadas por los profesionales de la salud principalmente como antisépticos en la piel o el tejido. Los yodóforos, por otra parte, han sido utilizados tanto como antisépticos como desinfectantes. Es un oxidante precipitante de proteínas bacterianas y ácidos nucleicos. Altera las membranas celulares de los ácidos grasos. Es muy activo contra la mayoría de microorganismos (bacterias Gram positivas y negativas, hongos, virus e incluso esporas) (García, 2017).

Mecanismo de acción del Yodo

Es un oxidante precipitante de proteínas bacterianas y ácidos nucleicos. Altera las membranas celulares de los ácidos grasos. Se forman iones de triyodo e

incluso de pentayodo que incrementan el poder germicida, aunque su concentración sea muy baja. Es muy activo contra la mayoría de microorganismos (bacterias Gram positivas y negativas, hongos, virus e incluso esporas) (García, 2017).

1.5.3. Iodopovidona

Es un germicida de acción rápida para la limpieza y antisepsia cutánea. Algunas de sus presentaciones pueden producir reacción alérgica, por lo que no se debe usar en pacientes con antecedentes alérgicos al Yodo (García, 2017).

1.5.4. Glutaraldehído

El Glutaraldehído es un dialdehído saturado que ha ganado amplia aceptación como desinfectante de alto nivel y esterilizante químico. La actividad biocida del Glutaraldehído resulta de su alquilación de grupos sulfhidrilo, hidroxilo, carboxilo y amino de microorganismos, que altera la síntesis de ARN, ADN y proteínas (Rutala & Weber, 2015).

Mecanismo de acción

La actividad biocida del Glutaraldehído resulta de su alquilación de grupos sulfhidrilo, hidroxilo, carboxilo y amino de microorganismos, que altera la síntesis de ARN, ADN y proteínas (Block, 2001).

1.5.5. Amonio Cuaternario

Los compuestos de Amonio cuaternario se usan ampliamente como desinfectantes, debido a que son conocidos por su naturaleza neutra y su amplio espectro fungicida, bactericida, virucida y su baja corrosividad (García, 2017).

Mecanismo de acción.

La acción bactericida de los compuestos de Amonio cuaternarios se ha atribuido a la inactivación de enzimas productoras de energía, a la desnaturalización de las proteínas celulares esenciales y a la interrupción de la

membrana celular. Existe evidencia que apoya estas y otras posibilidades (García, 2017).

1.6. Medio de cultivo agar sangre

El medio de cultivo agar sangre proporciona el crecimiento de la gran mayoría de las bacterias Gram-positivas y Gram-negativas, así como de hongos (mohos y levaduras), a partir de una base rica y complementada, ofreciendo óptimas condiciones de desarrollo para microorganismos no fastidiosos. Se pueden utilizar muestras clínicas como: orina, secreciones y otros fluidos corporales, materiales biológicos diversos, muestras o cualquier otra muestra que pueda contener microorganismos con capacidad de desarrollarse en este producto (Montero, 2019).

El Agar sangre permite el crecimiento de la mayoría de las bacterias con importancia clínica. Está compuesto por un medio base 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, es decir, si tienen capacidad para romper los glóbulos rojos presentes en el medio (Barrera, 2015). En la tabla 1, se describe la morfología de las colonias pertenecientes a las principales bacterias infecciosas descritas en el presente estudio.

Tabla 1.

Morfologías típicas de las colonias en agar sangre.

Microorganismo	Características
<i>Staphylococcus aureus</i>	Colonias grandes, opacas, cremosas con bordes circular, elevación convexa, de coloración blanca o amarilla, en general β -hemolíticas.
<i>Staphylococcus coagulasa negativo</i>	Colonias medias, opacas, cremosas con borde circular, elevación convexa, de coloración blanca-grisácea, no hemolítica.
<i>Streptococcus viridans</i> grupo	Colonias pequeñas, translúcidas, cremosas con bordes puntiformes, de coloración blanca-grisácea, elevaciones achatadas, α -hemolíticas.
<i>Streptococcus agalactiae</i>	Colonias medias, circulares, translúcidas con bordes circular, elevación convexa, de coloración gris, en general β -hemolíticas (aprox. 11% no presentan hemólisis)
<i>Streptococcus pyogenes</i>	Colonias pequeñas, puntiformes, translúcidas, elevación convexa, de coloración gris, β -hemolíticas.
<i>Streptococcus anginosus</i>	Colonias pequeñas, puntiformes, translúcidas, elevación convexa, de coloración gris, β -hemolíticas.
<i>Streptococcus pneumoniae</i>	Colonias pequeñas, con borde circular, transparentes, elevación umbilicada o achatada, de coloración gris, α -hemolíticas.
<i>Enterococcus spp.</i>	Colonias medias con bordes circulares, opacos y elevados de coloración gris, en general no hemolíticas.
<i>Moraxella catarrhalis</i>	Colonias grandes, con borde circular, opacas y con elevación domo, de coloración "café con leche", seca, no hemolíticas y que se desprenden por entero del medio.
<i>Neisseria gonorrhoeae</i>	Colonias pequeñas, con bordes circular, translúcidas y brillantes, elevadas, de coloración gris, no hemolíticas.
<i>Listeria monocytogenes</i>	Colonias pequeñas translúcidas con pequeñas zonas de beta-hemólisis.

Fuente: Monteiro, (2019)

1.6.1. Componentes de un medio de cultivo

De una forma muy general, se puede decir que los medios de cultivo se componen de:

- a) Una fuente de Carbono. Normalmente son azúcares sencillos como, por ejemplo: Glucosa, Lactosa, etc., pero existen también algunos organismos que usan CO_2 (en este caso serían autótrofos, al igual que las plantas).
- b) Una fuente de nitrógeno y se suelen usar proteínas parcialmente hidrolizadas, conocidas como peptonas.
- c) Otros componentes como Na^+ , K^+ , vitaminas, etc.
- d) Amortiguadores de pH (soluciones tampón o buffer). Son sustancias que ayudan a mantener el pH del medio de cultivo dentro de un intervalo adecuado para el crecimiento de los microorganismos. Por ejemplo, suelen usarse como tampones los fosfatos disódicos (Na_2HPO_4) o monosódicos (NaH_2PO_4) (Barrera, 2015).

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Materiales

2.1.1. Materiales Físicos

- Guantes de inspección
- Filipina
- Mascarillas
- Gorros
- Papel secante
- Bata Quirúrgica
- Hielera térmica / Caja poliestireno
- Hojas de registro
- Cámara fotográfica
- Hisopos
- Plantilla

2.1.2. Materiales Biológicos

- Muestras de hisopados (bacterias)

2.1.3. Materiales Químicos

- Medio de transporte para hisopos
- Geles isotérmicos
- Agar sangre

UCUENCA

2.2. Métodos

2.2.1. Área de estudio



Fuente: Quezada, (2015).

Figura 1. Mapa de Ubicación del área de estudio (Azuay)

Provincia: Azuay

Ciudad: Cuenca

Latitud: 2° 53' 57" sur

Longitud: 79° 00' 55" oeste

Altitud: Aproximadamente 2583 msnm

Población: 500.000 - 600.000 habitantes

Ubicación: Se encuentra geográficamente en la parte sur del Ecuador, en un valle de la cordillera de los Andes.

UCUENCA

2.2.2. Ubicación política-geográfica

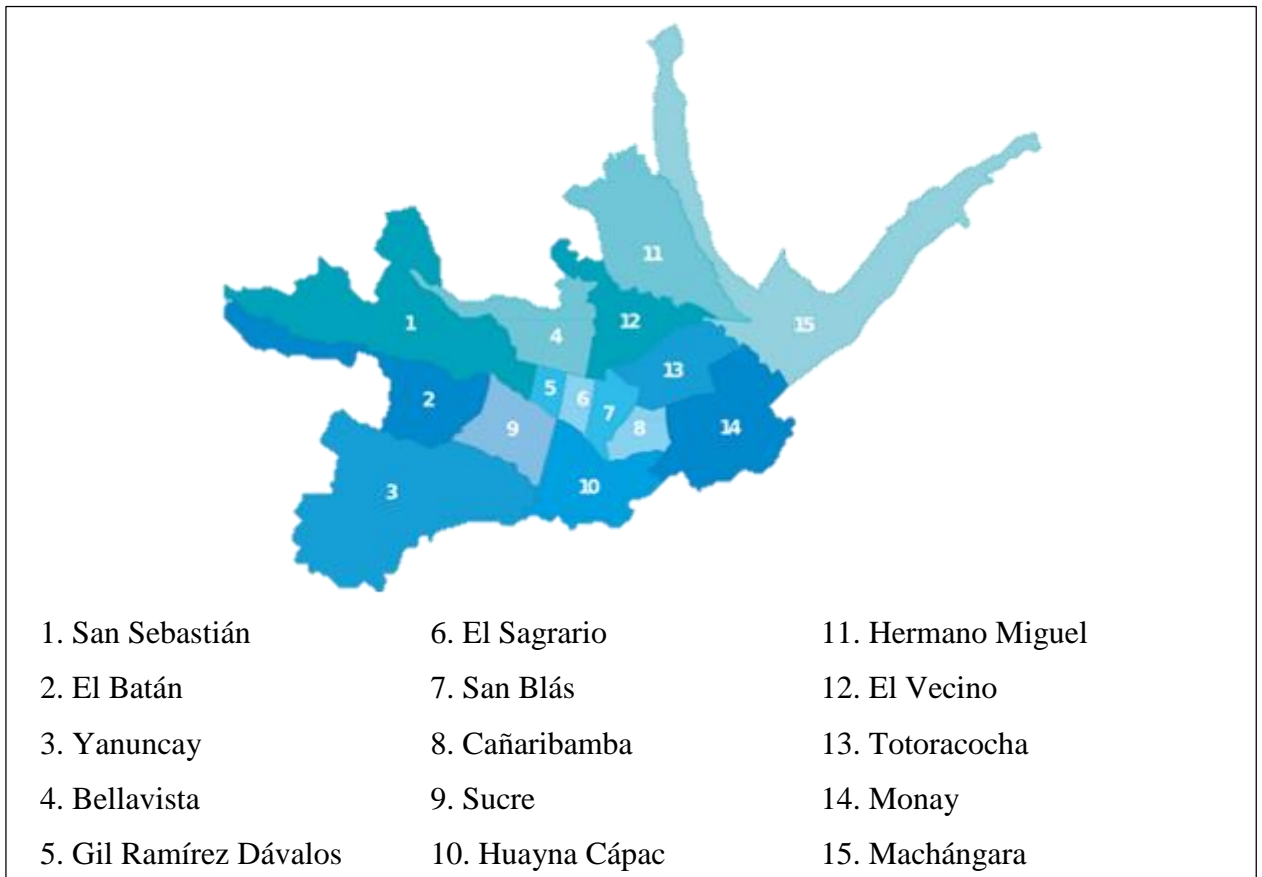
Los centros veterinarios que se tomaron en cuenta para este estudio, se encuentran descritos en la tabla 2 y figura 2 según las parroquias urbanas del cantón Cuenca a las que pertenecen, las cuales son 9: Yanuncay, Sucre, El Batán, Totoracocha, Monay, Cañaribamba, San Sebastián, Huaynacapac y Sucre.

La obtención del material biológico (hisopos con bacterias) fue recolectada en las diferentes áreas (hospitalización, consulta, laboratorio, recepción y quirófano) de 20 Centros Veterinarios ubicados en diferentes parroquias de la ciudad de Cuenca.

Tabla 2.

Ubicación de las Clínicas Veterinarias por parroquia en la ciudad de Cuenca

CLÍNICAS VETERINARIAS	PARROQUIAS
Clínica Veterinaria 1	
Clínica Veterinaria 2	
Clínica Veterinaria 3	Parroquia Yanuncay
Clínica Veterinaria 4	
Clínica Veterinaria 5	
Clínica Veterinaria 6	Parroquia Sucre
Clínica Veterinaria 7	Parroquia El Batan
Clínica Veterinaria 8	
Clínica Veterinaria 9	
Clínica Veterinaria 10	Parroquia Totoracocha
Clínica Veterinaria 11	
Clínica Veterinaria 12	Parroquia Monay
Clínica Veterinaria 13	
Clínica Veterinaria 14	Parroquia Cañaribamba
Clínica Veterinaria 15	
Clínica Veterinaria 16	Parroquia San Sebastián
Clínica Veterinaria 17	
Clínica Veterinaria 18	Parroquia Huaynacapac
Clínica Veterinaria 19	
Clínica Veterinaria 20	Parroquia Sucre



Fuente: Anón, (2016)

Figura 2. División Política de las parroquias de la ciudad de Cuenca

2.2.3. Metodología

El experimento incluyó 100 muestras de superficies de 5 áreas de centros veterinarios seleccionadas bajo un muestreo no probabilístico por conveniencia, provenientes de 20 Clínicas Veterinarias, cada muestra fue considerada como una unidad experimental. Cada muestra fue sometida a cultivo en el laboratorio Mercorlab, para obtener la carga bacteriana (UFC).

Previo a la toma de muestras, se aplicó una encuesta a la persona encargada de la clínica veterinaria sobre los protocolos de desinfección que emplean para su limpieza-desinfección utilizando la herramienta de Google Forms, dicha encuesta se detalla en el Anexo 1.

Para este estudio, se usaron medios fabricados en el laboratorio particular Mercorplab. Las muestras recolectadas con hisopos estériles con medio de transporte fueron incluidas en la investigación de acuerdo con los siguientes criterios de inclusión y exclusión:

Criterios de inclusión de la investigación:

- Clínicas que cuenten con las áreas a investigar.
- Clínicas que tengan un protocolo de desinfección.

Criterios de exclusión de la investigación:

- Clínicas que no posean con todas las áreas.
- Clínicas que no posean protocolos de desinfección

2.2.4. Muestreo

Para la toma de muestra, en un tubo de ensayo con solución salina 0,9 % con un hisopo esterilizado se procedió a la toma sobre la superficie inerte. Se realizó una técnica de barrido ida y vuelta aplicando un protocolo modificado de Torres, (2018). Las muestras fueron obtenidas de las superficies de 5 áreas de las 20 clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca dando un total de 100 muestras recolectadas, las áreas que se tomaron en cuenta son: quirófano, hospitalización, secretaría, laboratorio y consulta.

- 1) Área de quirófano: la muestra fue tomada únicamente de la superficie de la mesa, realizando la técnica de barrido en 5 áreas.
- 2) Área de hospitalización: la muestra fue tomada en la superficie de una sola jaula al azar de manera indiferente al número de jaulas que presenta la clínica
- 3) Área de secretaría: la muestra fue obtenida de la superficie del escritorio general realizando la técnica de barrido en 5 partes de dicha mesa
- 4) Área del laboratorio: la muestra fue obtenida mediante una técnica de barrido completo al microscopio.
- 5) Área de consulta: la muestra fue tomada únicamente de la mesa, con la técnica de barrido dividiendo la mesa en 5 partes.

UCUENCA

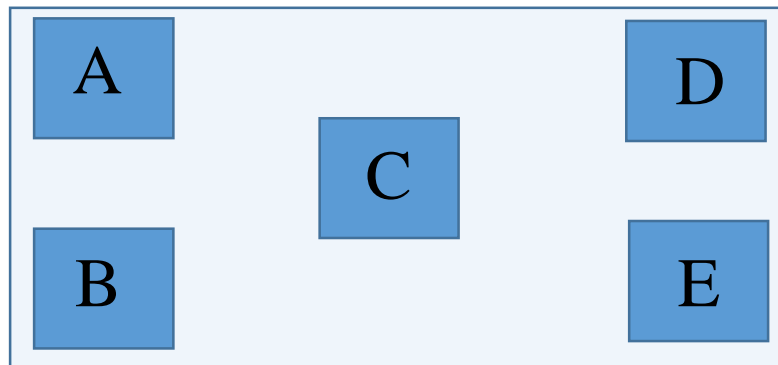


Figura 3. Superficies de las áreas a tomar en cuenta

La plantilla que se utilizó para tomar las muestras en las diferentes áreas fue de una dimensión de 5 X 5 cm y se adjunta en anexo 2.

2.2.5. Conservación y transporte de muestras

Las muestras obtenidas fueron rotuladas y almacenadas en una hielera térmica con bolsas de gel refrigerante isotérmico a una temperatura de 4 a 8 grados centígrados, la misma fue sellada para facilitar la conservación por 2 horas. Posteriormente, se llevó las mismas al laboratorio Mercolab, en el cual, se procedió a realizar la siembra y cultivo, para luego ser observado e interpretado. Durante todo el procedimiento los analistas utilizaron: bata de laboratorio, guantes de látex, cofia, tapabocas y zapatos cubiertos (Acevedo & Buritica, 2017).

2.2.6. Análisis estadístico

Este estudio se ejecutó por medio de un diseño no experimental de tipo descriptivo con corte transversal, los datos fueron procesados mediante Microsoft Excel 2016 y SPSS versión 25. Se generaron tablas de frecuencias absolutas y porcentuales en base a las variables analizadas (área con mayor carga bacteriana y desinfectante más eficiente). Posteriormente para evaluar la eficiencia del protocolo de desinfección se empleó el método estadístico Chi-cuadrado para tablas de contingencia entre las variables de estudio, mientras que para verificar homogeneidad de datos se aplicó la prueba de Shapiro Wilk y para la demostración de significancia entre las variables no paramétricas se aplicó la prueba de Kruskal Wallis.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Evaluación de la carga bacteriana presente en las superficies

El protocolo realizado para la investigación actual fue adaptado del descrito por Torres, (2018), y dentro de los diferentes niveles de crecimiento bacteriano medidos en Unidades Formadoras de Colonias (UFC) posterior al proceso de desinfección, con mayor frecuencia se obtuvo muestras donde no existió crecimiento bacteriano con un 84 %; mientras que para crecimiento de 1×10^5 UFC presentó 7 %; seguidos por un crecimiento de $1,5 \times 10^5$ y 3×10^5 UFC con 3 %, el crecimiento de $2,5 \times 10^5$ UFC con un 2 % y un crecimiento de 2×10^5 UFC con el 1 %. Por lo que se determina que el proceso de desinfección en las clínicas veterinarias presenta un 84 % de eficiencia, resultado contrario a los presentados por Sánchez, Gutiérrez, Padilla y Suárez en el 2015, quienes afirman la existencia de microorganismos potencialmente patógenos en el ambiente hospitalario de 10 clínicas veterinarias de Ibagué posterior a la implementación de métodos de desinfección, encontrando bacterias en el 70 % de muestras analizadas (Tabla 3).

Tabla 3.

Valoración de crecimiento bacteriano medido en UFC, posterior a la desinfección.

		N Muestras	Porcentaje
CRECIMIENTO BACTERIANO (UFC)	0 UFC	84	84 %
	1×10^5 UFC	7	7 %
	$1,5 \times 10^5$ UFC	3	3 %
	2×10^5 UFC	1	1 %
	$2,5 \times 10^5$ UFC	2	2 %
	3×10^5 UFC	3	3 %
	Total	100	100 %

3.2. Determinación del área con mayor carga bacteriana de contaminación en las clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca.

Según los diferentes niveles de crecimiento bacteriano posterior al proceso de desinfección y su relación con el lugar de la toma de muestra (Tabla 4), se determinó que no existe crecimiento de bacterias dentro de quirófano 23,80 %, seguido por secretaria con 22,60 %, consulta en un 21,40 %, laboratorio con 17,90 % y hospitalización con 14,3 %. Para el crecimiento bacteriano en 1×10^5 UFC se determina a laboratorio y hospitalización con el 42,9 % y a secretaria con el 14,30

%. Con crecimiento bacteriano $1,5 \times 10^5$ UFC tenemos a hospitalización con 66,70 % y laboratorio con 33,30 %. En el crecimiento bacteriano de 2×10^5 UFC el área de hospitalización obtuvo 100 %. Con $2,5 \times 10^5$ UFC se encuentra laboratorio y hospitalización con 50 %. Finalmente, con 3×10^5 UFC se ha representado en consulta con 66,70 % y hospitalización con 33,30 %.

Tabla 4

Efecto del crecimiento bacteriano-UFC posterior a la desinfección sobre las superficies de las áreas clínicas.

Crecimiento bacteriano		Superficies evaluadas en las áreas clínicas					Total
		Secretaria	Quirófano	Laboratorio	Hospitalización	Consulta	
0 UFC	N Muestra	19	20	15	12	18	84
	% en crec. bacteriano	22,60 %	23,80 %	17,90 %	14,30 %	21,40 %	100,00 %
1×10^5 UFC	N Muestra	1	0	3	3	0	7
	% en crec. bacteriano	14,30 %	0,00 %	42,90 %	42,90 %	0,00 %	100,00 %
$1,5 \times 10^5$ UFC	N Muestra	0	0	1	2	0	3
	% en crec. bacteriano	0,00 %	0,00 %	33,30 %	66,70 %	0,00 %	100,00 %
2×10^5 UFC	N Muestra	0	0	0	1	0	1
	% en crec. bacteriano	0,00 %	0,00 %	0,00 %	100,00 %	0,00 %	100,00 %
$2,5 \times 10^5$ UFC	N Muestra	0	0	1	1	0	2
	% en crec. bacteriano	0,00 %	0,00 %	50,00 %	50,00 %	0,00 %	100,00 %
3×10^5 UFC	N Muestra	0	0	0	1	2	3
	% en crec. bacteriano	0,00 %	0,00 %	0,00 %	33,30 %	66,70 %	100,00 %
Total	N Muestra	20	20	20	20	20	100
	% en crec. bacteriano	20,00 %	20,00 %	20,00 %	20,00 %	20,00 %	100,00 %

Dichos resultados guardan relación a los presentados por Aksoy *et al.*, (2010), en el cual concluyen que las superficies consideradas como inertes son las que guardan una mayor prevalencia de bacterias nosocomiales con la presencia de 55,9 % en $2,5 \times 10^5$; mientras que, un estudio realizado en el Hospital de Enseñanza Veterinario en Michigan, señala que existe una mayor carga bacteriana en las jaulas pertenecientes a hospitalización del recinto estudiado con un 49,36 %, situación que coincide con los resultados actuales (Hamilton, Kruger, Beal, 2013).

Tabla 5.

Prueba de Chi-Cuadrado entre crecimiento bacteriano-UFC post desinfección y el lugar de muestra.

	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	26,786 ^a	20	0,141
Razón de verosimilitud	29,691	20	0,075
Asociación lineal por lineal	5,502	1	0,019
N de casos válidos	100		

a. 25 casillas (83,3%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 0,20.

La prueba Chi-cuadrado realizada para determinar si existe relación de dependencia entre las variables de crecimiento bacteriano-UFC y lugar de toma de la muestra (Tabla 5), demuestra un valor de significancia asintótica de 0,141; el cuál es mayor a 0,05 y se establece que las categorías de las variables de crecimiento bacteriano - UFC y lugar de toma de la muestra no se encuentran relacionadas. No existe literatura previa que relacione las dos variables mencionadas, sin embargo, el estudio actual es un aporte a la relación de dependencia que puede servir como línea base para futuras investigaciones.

Tabla 6.

Prueba de Kruskal Wallis para muestras independientes entre crecimiento bacteriano medido en UFC posterior a la desinfección, según el lugar de obtención de la muestra.

	Valor
N total	100
Estadístico de contraste	15,375
Grados de libertad	4
Sig. Asintótica (prueba bilateral)	0,004

La tabla 6 realizada para determinar si existe relación entre el crecimiento bacteriano-UFC y el lugar de muestra, señala un valor de significación asintótica de 0,004 el cual es menor a 0,05 y se establece que las variables si se encuentran relacionadas. En la cual, la relación es mayor en el área de hospitalización y laboratorio, resultado que es respaldado en las tablas de frecuencia relativa con los niveles de carga bacteriana y coinciden con un estudio realizado en Colombia, donde los lugares con mayor frecuencia de microorganismos bacterianos son hospitalización con 47 % de bacterias Gram negativas y el cuarto de preparación y recuperación con un 53 % de bacterias Gram positivas de la clínica veterinaria Universitaria del Área Metropolitana del Valle de Aburrá (Arroyave *et al.*, 2019).

3.3. Protocolo de desinfección más efectivo de las clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca.

Tabla 7.

Efecto del crecimiento bacteriano-UFC, según el protocolo de desinfección empleado sobre las superficies de las áreas clínicas.

		CRECIMIENTO BACTERIANO - UFC						
Protocolos de desinfección		0	1 X 10 ⁵	1.5 X 10 ⁵	2 X 10 ⁵	2.5 X 10 ⁵	3 X 10 ⁵	TOTAL
P1	N Muestra	13	1	0	0	0	1	15
	% en protocolo de desinfección	86,70 %	6,70 %	0,00 %	0,00 %	0,00 %	6,70 %	100,00 %
P2	N Muestra	12	1	1	0	0	1	15
	% en protocolo de desinfección	80,00 %	6,70 %	6,70 %	0,00 %	0,00 %	6,70 %	100,00 %
P3	N Muestra	21	1	0	1	2	0	25
	% en protocolo de desinfección	84,00 %	4,00 %	0,00 %	4,00 %	8,00 %	0,00 %	100,00 %
P4	N Muestra	12	2	0	0	0	1	15
	% en protocolo de desinfección	80,00 %	13,30 %	0,00 %	0,00 %	0,00 %	6,70 %	100,00 %
P5	N Muestra	26	2	2	0	0	0	30
	% en protocolo de desinfección	86,70 %	6,70 %	6,70 %	0,00 %	0,00 %	0,00 %	100,00 %
Total	N Muestra	84	7	3	1	2	3	100
	% en protocolo de desinfección	84,00 %	7,00 %	3,00 %	1,00 %	2,00 %	3,00 %	100,00 %

Nota: Los protocolos y sus números hacen referencia a la cantidad de principios activos usados para el proceso de desinfección de cada una de las áreas testeadas.

Según los diferentes niveles de crecimiento bacteriano posterior al proceso de desinfección y su relación con los protocolos de desinfección establecidos en este estudio (Tabla 7), se determinó que con el Protocolo 1 no hubo crecimiento bacteriano en un 86,70 % y con 1×10^5 y 3×10^5 UFC se determinó 6,70 %. Para el Protocolo 2 no existió crecimiento de bacterias en un 80,00 % y con 1×10^5 , $1,5 \times 10^5$ y 3×10^5 UFC se determinó 6,70 %. Con el empleo del Protocolo 3 no existió un crecimiento de bacterias en un 84,00 %, con $2,5 \times 10^5$ UFC en 8,00 % y con 1×10^5 y 4×10^5 UFC se determinó 4,00 %. Para el Protocolo 4 no se evidencia crecimiento bacteriano en un 80,00 %, con 1×10^5 UFC en 13,30 % y con 3×10^5 se determinó 6,70 % y finalmente con el Protocolo 5 no se registra crecimiento bacteriano en un 86,70 %, mientras que con 1×10^5 y $1,5 \times 10^5$ UFC se obtuvo 6,70 %.

Los protocolos usados en la investigación actual, responden al número de principios activos usados para el proceso de limpieza y desinfección en cada una de las clínicas veterinarias. A la par, los protocolos que hacen uso de compuestos como Clorhexidina, Cloro, Alcohol etílico y Peróxido de hidrógeno no presentan crecimiento de bacterias, situación contraria a lo concluido en la Universidad de la Salle, en la cual mediante hisopado y cultivo agar demostraron que existe una proliferación de bacterias de 34,6 % luego de la jornada de limpieza en aire y suelo de la clínica veterinaria que hacen uso de los principios activos mencionados (Jara & Mórtola, 2016).

Cabe mencionar que los resultados expuestos indican que entre los protocolos que hacen uso de 2 principios activos y 3 principios activos, no se encuentra una diferencia significativa, ya que P2 y P3 evitan la proliferación bacteriana en un porcentaje similar. Aunque no se cuenta con literatura que permita conocer más sobre este resultado, futuras investigaciones podrían indagar dicho efecto en base a los principios activos usados para el proceso de desinfección en clínicas veterinarias.

Tabla 8

Chi-Cuadrado entre crecimiento bacteriano-UFC, según el protocolo de desinfección empleado sobre las superficies de las áreas clínicas

	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	17,619 ^a	20	0,612
Razón de verosimilitud	19,064	20	0,518
Asociación lineal por lineal	0,452	1	0,502
N de casos válidos	100		

a. 25 casillas (83,3%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 0,15.

La prueba Chi-cuadrado realizada para determinar si existe relación de dependencia entre las variables de crecimiento bacteriano - UFC y los protocolos de desinfección, muestra un valor de significancia asintótica de 0,612; el cuál es mayor a 0,05 y se establece que las categorías de las variables de crecimiento bacteriano - UFC y los protocolos de desinfección no se encuentran relacionadas (Tabla 8). Resultado que es contrario a lo planteado por parte de Sandoval en el 2016, quien concluye que en 20 clínicas veterinarias de la ciudad de Quito existe la presencia de 30 % de carga bacteriana posterior a la implementación de protocolos de limpieza en las distintas instituciones, pero que en el 70 % de las mismas, no se proliferan bacterias debido a protocolos más rigurosos.

Tabla 9.

Prueba de Kruskal Wallis para muestras independientes entre crecimiento bacteriano-UFC y el protocolo de desinfección empleado sobre las superficies de las áreas clínicas.

	Valor
N total	100
Estadístico de contraste	0,644
Grados de libertad	4
Sig. Asintótica (prueba bilateral)	0,958

En la tabla 9 realizada para muestras independientes establecida para determinar si existe relación entre el crecimiento bacteriano-UFC y los protocolos con mejor eficiencia de desinfección, demuestra un valor de significación asintótica de 0,958; el cuál es mayor a 0,05 y se establece que las variables no se encuentran relacionadas; conclusión contraria a lo expuesto por Arroyade *et al.*, (2019), quienes señalan que es importante los protocolos de limpieza y desinfección eficaz de los centros veterinarios, con la finalidad de asegurar el bienestar de pacientes, con lo cual, los autores relacionan procesos de desinfección y asepsia con la inhibición en el crecimiento bacteriano.

Los diferentes niveles de crecimiento bacteriano posterior al proceso de desinfección y su relación con los protocolos con mejor eficiencia, la tabla 10 determina que el Protocolo 3 obtuvo crecimiento nulo 84,00 %, seguido por 2.5×10^5 UFC con 8 % y con 1×10^5 y 2×10^5 UFC se determinó 4,00 %; mientras que para el Protocolo 5 se obtuvo un crecimiento nulo 86,71 % y con 1×10^5 y 1.5×10^5 UFC un 6,70 %.

Tabla 10

Efecto del crecimiento bacteriano-UFC, según el protocolo de desinfección con mejor efecto antiséptico empleado sobre las superficies de las áreas clínicas.

Protocolo		Crecimiento bacteriano (UFC)					Total
		0	1×10^5	$1,5 \times 10^5$	2×10^5	$2,5 \times 10^5$	
P3	N Muestra		1				25
	% en protocolo de desinfección	21 84,00 %	4,00 %	0 0,00 %	1 4,00 %	2 8,00 %	100,00 %
P5	N Muestra		2				30
	% en protocolo de desinfección	26 86,70 %	6,70 %	2 6,70 %	0 0,00 %	0 0,00 %	100,00 %
TOTAL	N Muestra		3				55
	% en protocolo de desinfección	47 85,50 %	5,50 %	2 3,60 %	1 1,80 %	2 3,60 %	100,00 %

Nota: Los protocolos y sus números hacen referencia a la cantidad de principios activos usados para el proceso de desinfección de cada una de las áreas testeadas.

Los protocolos expuestos en la tabla 10, hacen referencia al uso de 3 y 5 principios activos, entre ellos el Cloro es uno de los compuestos que usan, químico que es recomendado como uno de los elementos que deben ser incluidos en protocolos de desinfección por los resultados de inhibición bacteriana y fúngica, conclusión presentada en una investigación que se realizó en 2 clínicas veterinarias del estado de Puebla al exponer distintas bacterias al producto mencionado con una disminución de ≥ 4 log de UFC (Zenteno, 2015).

Tabla 11.

Chi Cuadrado entre crecimiento bacteriano-UFC post desinfección y protocolos con mejor eficiencia de desinfección.

	Valor	Df	Significación asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	5,456 ^a	4	0,244
Razón de verosimilitud	7,349	4	0,119
Asociación lineal por lineal	0,827	1	0,363
N de casos válidos	55		

a. 8 casillas (80,0 %) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es ,45.

La prueba Chi-cuadrado realizada para determinar si existe relación de dependencia entre las variables de crecimiento bacteriano-UFC y los protocolos con mejor eficiencia de desinfección (Tabla 11), se muestra un valor de significación asintótica de 0,244 el cual es mayor a 0,05 y se establece que las categorías de las variables de crecimiento bacteriano - UFC y los protocolos con mejor eficiencia de desinfección no se encuentran relacionadas. Lo cual guarda relación con lo expuesto por Reynaldo *et al.*, (2004), quienes señalan que, debido a los distintos mecanismos de acción, el empleo de los compuestos para desinfección y el uso recomendado, los procesos de asepsia no suelen ser eficaces y a la par, la frecuencia o aplicación de los concentrados no eliminan el crecimiento bacteriano.

Tabla 12.

Prueba de U de Mann-Whitney entre crecimiento bacteriano UFC post desinfección y protocolos con menor eficiencia de desinfección.

	Valor
N total	55
U de Mann-Whitney	360,000
W de Wilcoxon	825,000
Estadístico de Contraste	360,000
Error Estándar	36,268
Estadístico Contraste Estándar.	-0,414
Sig. Asintótica (prueba bilateral)	0,679

En la tabla 12 realizada para determinar si existe relación para muestras independientes entre el crecimiento bacteriano-UFC y los protocolos con menor eficiencia de desinfección, se muestra un valor de significación asintótica de 0,679 el cual es mayor a 0,05 y se establece que las variables no se encuentran relacionadas; situación que puede ser explicada por los aportes de Reynaldo *et al.*, (2004) y Arroyade *et al.*, (2019).

Según los diferentes niveles de crecimiento bacteriano posterior al proceso de desinfección y su relación con los protocolos con menor eficiencia (Tabla 13), se determinó que el Protocolo 1 obtuvo crecimiento nulo 86,70 %, seguido por 1×10^5 y 3×10^5 UFC con 6,7 %. Para el Protocolo 2 demuestra crecimiento nulo 80,00 %, seguido por 1×10^5 , $1,5 \times 10^5$ y 3×10^5 UFC con 6,7 %, mientras que para el Protocolo 4 puntúa con crecimiento nulo 80,00 %, seguido por 1×10^5 UFC con 13,3 % y 3×10^5 UFC con 6,7 % (Tabla 13).

Tabla 13

Efecto del crecimiento bacteriano-UFC, según el protocolo de desinfección con reducido efecto antiséptico empleado sobre las superficies de las áreas clínicas.

Protocolo	N Muestra % en protocolo de desinfección	Crecimiento bacteriano – UFC				Total
		0	1 X 10 ⁵	1,5 X 10 ⁵	3 X 10 ⁵	
P1	N Muestra % en protocolo de desinfección	13 86,7 %	1 6,7 %	0 0,0 %	1 6,7 %	15 100,0 %
P2	N Muestra % en protocolo de desinfección	12 80,0 %	1 6,7 %	1 6,7 %	1 6,7 %	15 100,0 %
P4	N Muestra % en protocolo de desinfección	12 80,0 %	2 13,3 %	0 0,0 %	1 6,7 %	15 100,0 %
TOTAL	N Muestra % en protocolo de desinfección	37 82,2 %	4 8,9 %	1 2,2 %	3 6,7 %	45 100,0 %

Nota: Los protocolos y sus números hacen referencia a la cantidad de principios activos usados para el proceso de desinfección de cada una de las áreas testeadas.

Dichos protocolos hacen referencia al número de compuestos que se usan para realizar el proceso de desinfección dentro de las clínicas veterinarias, siendo el Cloro (Hipoclorito sódico) uno de los principales, el cual es recomendado con un tiempo de exposición de 20 a 30 minutos en áreas semicríticas y críticas por autores como Buritica, Bonilla, James y Gómez en el año 2012.

Tabla 14.

Chi-Cuadrado entre crecimiento bacteriano-UFC post desinfección y protocolos con menor eficiencia de desinfección

	Valor	df	Significación asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	2,554 ^a	6	0,862
Razón de verosimilitud	2,722	6	0,843
Asociación lineal por lineal	,030	1	0,863
N de casos válidos	45		

Nota: a. 9 casillas (75,0 %) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 0,33.

La prueba Chi-cuadrado realizada para determinar si existe relación de dependencia entre las variables de crecimiento bacteriano - UFC y los protocolos con menor eficiencia de desinfección (Tabla 14), señala un valor de significancia asintótica de 0,862 el cual es mayor a 0,05 y se establece que las categorías de las variables de crecimiento bacteriano - UFC y los protocolos con menor eficiencia de desinfección no se encuentran relacionadas. Sin embargo, existen investigaciones en las cuales el uso de protocolos de limpieza estrictos con elementos específicos como el Amonio cuaternario, garantiza que no exista la expansión de bacterias dentro de las instancias físicas de centros de atención veterinaria, señalando una relación entre las variables debido a la sensibilidad de las bacterias a los compuestos (Ramos y Alonso, 2011).

Tabla 15.

Kruskal Wallis para crecimiento bacteriano y protocolos según los protocolos con menor desinfección.

	Valor
N total	45
Estadístico de Contraste	,278
Grados de libertad	2
Sig. Asintótica (prueba bilateral)	,870

La tabla 15 realizada para determinar si existe relación para muestras independientes entre el crecimiento bacteriano-UFC y los protocolos con menor eficiencia de desinfección, se muestra un valor de significación asintótica de 0,870 el cual es mayor a 0,05 y se establece que las variables no se encuentran relacionadas, situación que es contraria a Londoño, 2021, quien expone sobre la importancia en los procesos de desinfección para el control de enfermedades en especies que acuden a clínicas veterinarias y señala que existe relación entre un protocolo adecuado y el crecimiento bacteriano.

3.4. Resultados de la encuesta empleada

La encuesta aplicada a cada una de las clínicas se puede observar en el anexo 2; en la primera pregunta se observa que, de las 20 clínicas evaluadas en

la ciudad de Cuenca, el 100% determinaron que presentan protocolos de bioseguridad para sus establecimientos, situación que concuerda con las recomendaciones realizadas por la Organización Mundial de Salud en el 2003, en cuanto a tener un protocolo de limpieza para prevenir infecciones nosocomiales.

Pregunta 1: Dispone de un protocolo de bioseguridad

Tabla 16

Frecuencia de uso de protocolos de desinfección

	Frecuencia	Porcentaje
Si	20	100%
No	0	0%
Total	20	100%

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 100 % determinaron que presentan protocolos de bioseguridad para sus establecimientos, situación que concuerda con las recomendaciones realizadas por la Organización Mundial de Salud en el 2003, en cuanto a tener un protocolo de limpieza para prevenir infecciones nosocomiales.

Pregunta 2: Cuenta con una señalización de bioseguridad adecuada

Tabla 17

Frecuencia sobre el uso de señalización dentro del establecimiento

	Frecuencia	Porcentaje
Si	20	100%
No	0	0%
Total	20	100%

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 100 % determinaron que cuenta con una señalización de bioseguridad adecuada dentro sus establecimientos, lo cual está acorde a los lineamientos para el funcionamiento planteado dentro de los parámetros del gobierno nacional (Ecuador - Guía Oficial de Trámites y Servicios, 2021).

Pregunta 3: El personal de trabajo tiene conocimiento sobre el adecuado tráfico de personas y protocolos establecidos.

Tabla 18

Frecuencia sobre el conocimiento de tráfico de personas y protocolos

	Frecuencia	Porcentaje
Si	20	100%
No	0	0%
Total	20	100%

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 100 % determinaron que su personal de trabajo tiene conocimiento sobre el adecuado tráfico de personas y protocolos determinados dentro sus establecimientos. Lo cual coincide con la investigación de Herrera, Méndez y García en el 2019, en la cual el personal tiene conocimiento sobre cómo realizar los procesos de limpieza y esto a su vez, fortalece el cuidado de animales y personas que asisten a consulta.

Pregunta 4: Existe zona de desinfección a la entrada/salida del establecimiento

Tabla 19.

Frecuencia de zonas de desinfección

	Frecuencia	Porcentaje
Si	16	80%
No	4	20%
Total	20	100%

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 80 % determinaron que existen zonas de desinfección a la entrada/salida del establecimiento y el 20 % no presenta; medidas que responden a lo establecido por parte del gobierno nacional, debido a la bioseguridad para tráfico de personas (Ecuador - Guía Oficial de Trámites y Servicios, 2021).

Pregunta 5: Posee sus áreas bien delimitadas

Tabla 20.

Frecuencia de áreas delimitadas dentro de los establecimientos

	Frecuencia	Porcentaje
Si	18	90 %
No	2	10 %
Total	20	100 %

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 90 % determinaron que presentan áreas bien delimitadas dentro sus establecimientos y el resto no presenta.

Pregunta 6: Existe control de tráfico de personas

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 100 % determinaron que existe control de tráfico de personas dentro de sus establecimientos.

Tabla 21.

Frecuencia sobre control de tráfico de personas

	Frecuencia	Porcentaje
Si	20	100%
No	0	0%
Total	20	100%

Pregunta 7: Cuenta con personal propiamente para la limpieza y desinfección

Tabla 22.

Frecuencia de personal para limpieza y desinfección

	Frecuencia	Porcentaje
Si	15	75%
No	5	25%
Total	20	100%

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 75 % determinaron que cuentan con personal propiamente para la limpieza y desinfección de sus establecimientos y el 25 % no presenta.

Pregunta 8.1: Tipo de desinfectante (principio activo)

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 75 % utiliza Clorhexidina, Cloro y Alcohol etílico; el 50 % utiliza Amonio cuaternario; el 40 % emplea Peróxido de hidrógeno, el 10 % utiliza otro tipo de desinfectantes, el 5 % emplea Glutardehido y Formaldehido, pero ninguna clínica hace uso de Hexaclorofeno.

Tabla 23.

Frecuencia sobre el uso de desinfectantes dentro del protocolo de desinfección aplicado en las clínicas encuestadas.

Clorhexidina			Cloro		
	Frecuencia	Porcentaje		Frecuencia	Porcentaje
Si	15	75%	Si	15	75%
No	5	25%	No	5	25%
Total	20	100%	Total	20	100%
Glutardehido			Alcohol		
	Frecuencia	Porcentaje		Frecuencia	Porcentaje
Si	1	5%	Si	15	75%
No	19	95%	No	5	25%
Total	20	100%	Total	20	100%
Amonio			Formaldehido		
	Frecuencia	Porcentaje		Frecuencia	Porcentaje
Si	10	50%	Si	1	5%
No	10	50%	No	19	95%
Total	20	100%	Total	20	100%
Hexaclorofeno			H2o2		
	Frecuencia	Porcentaje		Frecuencia	Porcentaje
Si	0	0%	Si	8	40%
No	20	100%	No	12	60%
Total	20	100%	Total	20	100%
Otros					
	Frecuencia	Porcentaje			
Si	2	10%			
No	18	90%			
Total	20	100%			

Pregunta 8.2: Otros métodos complementarios de desinfección

Tabla 24.

Frecuencia de otros métodos de limpieza

	U.V.			Flameado	
	Frecuencia	Porcentaje		Frecuencia	Porcentaje
Si	2	10%	Si	1	5%
No	18	90%	No	19	95%
Total	20	100%	Total	20	100%

	Ozono	
	Frecuencia	Porcentaje
Si	10	50%
No	10	50%
Total	20	100%

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 50 % emplea Ozono como método complementario de desinfección principal, el 10 % utiliza Luz ultravioleta y el 5 % el flameado.

Pregunta 9: Frecuencia de desinfección

Tabla 25.

Frecuencia de desinfección

	Frecuencia	Porcentaje
1 vez al día	2	10%
2 veces al día	9	45%
3 veces al día	4	20%
4 veces al día	2	10%
5 veces al día	3	15%
Total	20	100%

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 45 % desinfecta su área 2 veces al día, el 20 % 3 veces al día, el 15 % 5 veces al día y el 10 % desinfecta 1 o 4 veces al día.

Pregunta 10: ¿Intercala el uso de desinfectantes?

Tabla 26.

Frecuencia sobre intercalar el uso de desinfectantes

	Frecuencia	Porcentaje
Si	12	60%
No	8	40%
Total	20	100%

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 60 % intercala el uso de diferentes desinfectantes en sus establecimientos mientras que el 40 % no intercala.

Pregunta 11: Intervalo de desinfección

Tabla 27.

Frecuencia del intervalo de desinfección dentro del establecimiento

	Frecuencia	Porcentaje
Mes	3	15%
Semana	6	30%
Día	3	15%
no intercala	8	40%
Total	20	100%

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 40 % no presenta un tiempo definido de intercalado, el 30 % lo realiza cada semana y el 15 % por día o mes.

Pregunta 12: Que dosificación de desinfectante utiliza

Tabla 28.

Método de dosificación del desinfectante

Método de dosificación	Frecuencia	Porcentaje
Producto	17	85%
Por tapa	1	5%
Consideración del encuestado	2	10%
Total	20	100%

De las 20 clínicas evaluadas en la ciudad de Cuenca, el 85 % emplea la dosificación sugerida en el producto, el 10 % emplea una medida subjetiva a consideración del encuestado y el 5 % lo emplea por cantidad de tapas.

4. CONCLUSIONES

La investigación llevada a cabo en 20 clínicas veterinarias de la ciudad de Cuenca, da a conocer la carga bacteriana post desinfección en las superficies de diferentes áreas dentro de los establecimientos participantes, el lugar específico con mayor carga bacteriana y el tipo de protocolo de desinfección que produce una menor carga bacteriana, con la finalidad de plantear la minimización del riesgo de infecciones adquiridas dentro de la práctica médica veterinaria.

Se concluye que las clínicas veterinarias participantes luego del proceso de desinfección en superficies inertes no presentan proliferación de bacterias, es decir que, al mantener un protocolo de desinfección establecido que contiene un manejo adecuado de tráfico de personas, zonas de desinfección, señalización, personal de limpieza, frecuencia de desinfección y uso de desinfectantes u otros métodos, la propagación bacteriana es mínima, lo cual reduce de manera potencial el riesgo de una infección adquirida dentro de los establecimientos y seguridad en el trato de animales por parte de los profesionales de salud.

En consecuencia, al exponer que existe un porcentaje mínimo de áreas en las cuales antecede la presencia de carga bacteriana contaminante persistente posterior al proceso de post desinfección, se concluye que en hospitalización y consulta existe dicha carga, por lo cual, es necesario que los protocolos de desinfección sean modificatorios para estos espacios físicos, con la finalidad de asegurar el bienestar de los pacientes que demandan los servicios de consulta y hacen uso de jaulas dentro de hospitalización por diferentes motivos.

Esto demuestra que las clínicas veterinarias tienen que hacerle frente al desafío que conlleva el control, prevención y eliminación de organismos que provoquen infecciones en animales de compañía que requieren tratamiento veterinario, situación que pretende vital atención por el riesgo que los mismos suponen de una propagación animal - humana o viceversa.

Al realizar los análisis en laboratorio que permiten conocer cuáles protocolos de desinfección son los más adecuados dentro de las clínicas veterinarias testeadas, se concluye que aquellos establecimientos de salud que dentro de sus

protocolos de limpieza y desinfección tienen el uso de 4 o más principios activos, no poseen una proliferación de bacterias o menor en comparación a aquellos que usan de 1 a 3 productos para limpieza de la infraestructura. Sin embargo, es necesario que el uso de desinfectantes responda a la frecuencia adecuada según la demanda de pacientes en cada establecimiento, para asegurar mejores efectos antisépticos.

En cuanto a los principios activos que corresponden al tipo de desinfectante usado dentro de los establecimientos estudiados, la mayor parte de los centros utilizan Clorhexidina, Alcohol etílico y Ozono; la mitad incluye en sus protocolos Amonio cuaternario y ninguna hace uso de Hexaclorofeno, situación que data el conocimiento y manejo de protocolos de desinfección de cada uno de los centros estudiados y el uso de desinfectantes para que los pisos de los mismos no mantengan microorganismos, que en compañía de la conducta exploratoria de los animales por nariz y boca, puedan ser sujetos de contaminación.

Los resultados de la investigación indican que la mayor parte de las clínicas veterinarias hacen uso de la dosificación sugerida por parte del producto al momento de hacer la limpieza, lo cual disminuye la probabilidad de que exista una transmisión de determinadas bacterias que puedan haber colonizados a un paciente con una infección activa y se derive la misma de manera involuntaria hacia el resto de población que asiste a los centros de salud o al personal sanitario que es parte del establecimiento.

En cuanto a la frecuencia con la que usan los desinfectantes o realizan la limpieza de las superficies inertes, los resultados indican que la frecuencia es de 1 vez al día en la mayor parte de casos estudiados y de 4 a 5 veces por parte de un mínimo de clínicas, lo cual es una consideración de que no existe un sistema protocolario de desinfección único para cada uno de los establecimientos de la ciudad y esto puede facilitar una gran oportunidad para el desarrollo de infecciones adquiridas al momento de requerir atención veterinaria.

Para finalizar, si bien es cierto que existe la preocupación de posibles infecciones por microorganismos en clínicas veterinarias, ya sea por mala ejecución

de protocolos de limpieza o uso inadecuado de desinfectantes, el reto actual y la colaboración de la investigación actual por medio de la academia es contribuir a un mejor manejo o control de bacterias, con la finalidad de fortalecer el bienestar del personal de salud y de los pacientes que en su mayoría son animales de compañía.

5. RECOMENDACIONES

En base a los datos estadísticos recopilados en la investigación actual, se recomienda que el análisis de carga bacteriana post desinfección dentro de establecimientos médicos veterinarios, se extienda a conocer si los protocolos de bioseguridad del personal de salud son los adecuados para evitar posibles infecciones no deseadas entre pacientes con infecciones activas, esto quiere decir, que futuras investigaciones puedan conocer la carga bacteriana en celulares, uniformes, utensilios y manos del personal de salud luego de la atención de cada paciente en una jornada laboral.

Por otra parte, el alcance de la investigación fue sobre los protocolos de desinfección y la carga de bacterias posterior a la ejecución de los mismos, sin embargo, se recomienda que futuras investigaciones puedan conocer sobre la resistencia de las bacterias encontradas en los establecimientos a los desinfectantes de uso común, lo cual puede ser un indicador sobre cómo los protocolos de desinfección pueden mejorar para asegurar el bienestar del personal médico y pacientes que habitualmente hacen uso de servicios veterinarios.

Por otra parte, la investigación actual se basó en el número de principios activos y la frecuencia de su uso frente a la proliferación de bacterias, sin embargo, futuras investigaciones pueden enfocarse en la necesidad de modificación de principios activos en zonas que cuentan con carga bacteriana post desinfección, como en el caso actual, hospitalización y consulta.

Finalmente, se recomienda que, por medio de la academia y la docencia, se pueda fortalecer los servicios de salud veterinaria que se ofertan dentro de la ciudad, es decir, que exista una difusión masiva de aquellas investigaciones que promueven o cuestionan los servicios actuales y buscan constantemente la mejora de los mismos para bienestar de la población en general.

6. BIBLIOGRAFÍA

- Acevedo, S., & Buritica, J. (2017). Aislamiento de Bacterias Nosocomiales Circulantes en la Clínica Veterinaria Lasallista Hermano Octavio Martínez López f.s.c. *Universidad La Salle*.
- Aksoy, E., Boag, A., Brodbelt, D., & Grierson, J. (2010). Evaluation of surface contamination with staphylococci in a veterinary hospital using a quantitative microbiological method. *Jour Anim Prac*, 51(11), 574-580. <https://doi.org/10.1111/j.1748-5827.2010.00994.x>
- Anón. 2016. «División Política de Cuenca». *parroquiascuenca*. Recuperado 17 de marzo de 2022 (<https://parroquiascuenca.wordpress.com/2016/06/25/division-politica-de-cuenca/>).
- Alulema, D. (2020). Detección e identificación de género bacterianos asociados a infecciones nosocomiales en clínicas veterinarias de pequeñas especies. Una revisión sistemática. *Udla*.
- Arroyave, E., Uribe-Buritica, J., Granados-Acevedo, S., Gutierrez, L. A., Arismendi, L. M., Arboleda, J. L. V., & Londoño, A. F. (2019). Aislamiento e identificación de bacterias con potencial nosocomial procedentes de ambientes y superficies de una clínica veterinaria Universitaria del Area Metropolitana del Valle de Aburrá, Antioquia-Colombia. *Infectio*, 23, 227–233.
- Barrera, L. (2015). Microbiología clínica. *Síntesis Médica*. Retrieved from <https://www.sintesis.com/data/indices/9788490773185.pdf>
- Benedict, K. M., Morley, P. S., & Van Metre, D. C. (2008). Characteristics of biosecurity and infection control programs at veterinary teaching hospitals. *Jour AmerVet Medl Assciat*, 233(5), 767–773. <https://doi.org/10.2460/javma.233.5.767>
- Boerlin, P., Eugster, S., Gaschen, F., Straub, R., & Schawalder, P. (2001). Transmission of opportunistic pathogens in a veterinary teaching hospital. *Vet Microb*, 82(4), 347–359. [https://doi.org/10.1016/s0378-1135\(01\)00396-0](https://doi.org/10.1016/s0378-1135(01)00396-0)

- Borja, A., Burga, P., Chang, J., Loyola, W., Llanos, F., Rosales, R., ... Yeckle, M. (2002). Manual de desinfección y esterilización hospitalaria. *MINSA-USAID*.
- Burítica, E. F., Bonilla, D. F. E., Jaimes, J. A., & Gómez, A. P. (2012). Control antimicrobiano integral: Estrategia contra las infecciones nosocomiales en veterinaria. *Rev Colom Cien Anim*, 5.<http://revistas.ut.edu.co/index.php/ciencianimal/article/view/132>
- Block, S. S. (2001). Disinfection, sterilization, and preservation. Philadelphia, PA: Lippincott Williams & Wilkins.
- Damborg, P., Broens, E. M., Chomel, B. B., Guenther, S., Pasmans, F., Wagenaar, J. A., ... Guardabassi, L. (2016). Bacterial Zoonoses Transmitted by Household Pets: State-of-the-Art and Future Perspectives for Targeted Research and Policy Actions. *Jour Compare Pathol*, 155(1 Suppl 1), S27-40. <https://doi.org/10.1016/j.jcpa.2015.03.004>
- Francey, T., Gaschen, F., Nicolet, J., & Burnens, A. P. (2000). The role of *Acinetobacter baumannii* as a nosocomial pathogen for dogs and cats in an intensive care unit. *Jour Vet Int Med*, 14(2), 177–183. [https://doi.org/10.1892/0891-6640\(2000\)014<0177:trobba>2.3.co;2](https://doi.org/10.1892/0891-6640(2000)014<0177:trobba>2.3.co;2)
- García, A. & Montero, M. (2018). *Contaminación microbiana en el hospital docente veterinario de la Universidad técnica de Ambato*. Universidad Técnica de Ambato Facultad de Ciencias Agropecuarias carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Griffin, F. A. (2007). 5 Million Lives Campaign. Reducing methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) infections. *Joint Comm Jour QualPat Saf*, 33(12), 726–731. [https://doi.org/10.1016/s1553-7250\(07\)33087-0](https://doi.org/10.1016/s1553-7250(07)33087-0)
- Hamilton, E., Kaneene, J. B., May, K. J., Kruger, J. M., Schall, W., Beal, M. W., ... DeCamp, C. E. (2012). Prevalence and antimicrobial resistance of *Enterococcus* spp and *Staphylococcus* spp isolated from surfaces in a veterinary teaching hospital. *JourAmer Vet Med Assoc*, 240(12), 1463–1473. <https://doi.org/10.2460/javma.240.12.1463>

- Herrera, S. L. G., Méndez, M. L., & García, N. A. H. (2019). Protocolo de limpieza y desinfección de mesas de trabajo en los laboratorios de enseñanza de Ciencias de la Salud-Xalapa. *UVserva*, 7, Article 7. <https://doi.org/10.25009/uvs.v0i7.2607>
- Health, V. N. A. of S. P. (2005). Compendium of measures to prevent diseases associated with animals in public settings. Retrieved from (www.cdc.gov/mmwr/preview/mmwrhtml/rr5404a1.htm)
- HICPAC. (2003). Centers for Disease Control and Prevention. Recommendations of CDC and the
- Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee. Retrieved from http://www.cdc.gov/ncidod/dhqp/gl_environmentinfection.html
- Jara, E., & Mórtola, J. P. (2016). Determinación de la calidad de aire intramural en la clínica veterinaria, Universidad de La Salle. *Ingeniería Ambiental y Sanitaria*. https://ciencia.lasalle.edu.co/ing_ambiental_sanitaria/532; **Error! Referencia de hipervínculo no válida.** Adecuar el formato de la referencia
- Johnson, J. A. (2002). Nosocomial infections. *Vet ClinNorAme. Small Animal Pract*, 32(5), 1101–1126. [https://doi.org/10.1016/s0195-5616\(02\)00038-4](https://doi.org/10.1016/s0195-5616(02)00038-4)
- Lenz, J., Joffe, D., Kauffman, M., Zhang, Y., & LeJeune, J. (2009). Perceptions, practices, and consequences associated with foodborne pathogens and the feeding of raw meat to dogs. *Canad Vet Jour = Rev Vet Canad*, 50(6), 637–643. Retrieved from <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/19721784>
- Londoño, D. (2021). Práctica empresarial en el área de pequeñas especies en la Clínica Veterinaria Lasallista Hermano Octavio Martínez López f.s.c Caso clínico de complejo respiratorio felino. *Unilasallista Corporación Universitaria*. Retrieved from <http://repository.unilasallista.edu.co/dspace//handle/10567/3146>
- Macedo, M., & Vola, M. (2008). Principales grupos de bacilos Gram positivos aerobios. *Enfermedades*.

- Mateos, A., y B. Pérez. 2017. «Percepción de la bioseguridad entre los alumnos colaboradores del Hospital Clínico Veterinario Complutense (HCVC) ¿Son conscientes los estudiantes de Veterinaria de los riesgos de la profesión?» *Rev. Comp. Cien. Veter.* 11(1):53-58. doi: 10.5209/RCCV.55180.
- Montero, A. (2019). Agar Sangre. *LABORCLIN*.
- Murphy, C. P., Reid-Smith, R. J., Boerlin, P., Weese, J. S., Prescott, J. F., Janecko, N., ... McEwen, S. A. (2010). Escherichia coli and selected veterinary and zoonotic pathogens isolated from environmental sites in companion animal veterinary hospitals in southern Ontario. *Canad. Vet Jour =Revue Vet Canad*, 51(9), 963–972. Retrieved from <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/21119862>
- Núñez, S., Moreno, A., Green, K., & Villar, J. (2000). The stethoscope in the Emergency Department: a vector of infection? *Epidem and Infec*, 124(2), 233–237. <https://doi.org/10.1017/s0950268800003563>
- Ogeer, J., Mathews, K., & Boerlin, P. (2006). *Nosocomial infections and antimicrobial resistance in critical care medicine (Veterinary)*. Ontario: <https://doi.org/10.1111/j.1476-4431.2005.00162.x>.
- OMS. (2003). Epidemiología de las infecciones nosocomiales. *Organización Mundial de La Salud*. Retrieved from <http://www.who.int/csr/resources/publications/drugresist/PISpanish3.pdf>
- Patel, G., Huprikar, S., Factor, S. H., Jenkins, S. G., & Calfee, D. P. (2008). Outcomes of carbapenem-resistant Klebsiella pneumoniae infection and the impact of antimicrobial and adjunctive therapies. *InfecCont Hosp Epidey*, 29(12), 1099–1106. <https://doi.org/10.1086/592412>
- Peremans, K., De Winter, F., Janssens, L., Dumont, F., Van Bree, H., & Dierckx, R. (2002). An infected hip prosthesis in a dog diagnosed with a 99mTc-ciprofloxacin (infecton) scan. *Veterinary Radiology & Ultrasound: Off Jour AmerColle Vet RadilInter Vety Radi Asso*, 43(2), 178–182. <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.2002.tb01666.x>
- Predari, S. (2007). Estafilococos coagulasa negativos: el enemigo silencioso. *Rev*

ArgentMicrob, 39, 1–3.

Quezada, Martha. 2015. «CANTÓNES DE LA PROVINCIA DEL AZUAY». cantones de la provincia del azuay. Recuperado 26 de marzo de 2022 (<http://cantonesdelaprovinciadelazuay.blogspot.com/2015/01/>).

Ramos, Y., & Alonso, G. (2011). Evaluación de la resistencia a agentes desinfectantes de bacterias aisladas de ambientes naturales. *RevSoc Venezol Microb*, 31(2), 130-137.

Reynaldo, M. B., Flores, M. B., Viegas Caetano, J. A., & Magariños, M. del C. (2004). Efficacy of biocides against hospital isolates of *Staphylococcus* sensitive and resistant to methicillin, in the province of Buenos Aires, Argentina. *Rev panamer salud publica*, 16(3), 187–192. <https://doi.org/10.1590/s1020-49892004000900005>

Rojas, I., Barquero-Calvo, E., van Balen, J. C., Rojas, N., Muñoz-Vargas, L., & Hoet, A. E. (2017).

High Prevalence of Multidrug-Resistant Community-Acquired Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* at the Largest Veterinary Teaching Hospital in Costa Rica. *Vector Borne Zoo Dis (Larchmont, N.Y.)*, 17(9), 645–653. <https://doi.org/10.1089/vbz.2017.2145>

Ruple, A., Aceto, H. W., Bender, J. B., Paradis, M. R., Shaw, S. P., Van Metre, D. C., ... Morley, P. S. (2013). Using syndromic surveillance to estimate baseline rates for healthcare-associated infections in critical care units of small animal referral hospitals. *Jour VetInternal Med*, 27(6), 1392–1399. <https://doi.org/10.1111/jvim.12190>

Rutala, W. A., & Weber, D. J. (2015). Disinfection, Sterilization, and Control of Hospital Waste. *Mandell, Douglas, and Bennett's Principles and Practice of Infectious Diseases*, 3294-3309.e4. <https://doi.org/10.1016/B978-1-4557-4801-3.00301-5>

Sandoval, G. (2016). *Identificación de Pseudomona Aeruginosa en el equipo de anestesia inhalatoria en 20 clínicas y hospitales veterinarios de la ciudad de Quito mediante estudios microbiológicos.*

<http://repositorioslatinoamericanos.uchile.cl/handle/2250/2786886>

Sánchez B, M., Gitierrez, N., Padilla, M., & Suarez, L. (2015). Resistencia antimicrobiana de bacterias aisladas de clínicas veterinarias de la ciudad de Ibagué, Colombia. *Rev Univ. Salud.* ;17(1):18-31.

Solicitud de permiso zoosanitario de funcionamiento de centros de concentración de animales de

producción. | Ecuador - Guía Oficial de Trámites y Servicios. (2021, 25 febrero). Gob.ec. Recuperado 18 de febrero de 2022, de <https://www.gob.ec/arcfz/tramites/solicitud-permiso-zoosanitario-funcionamiento-centros-concentracion-animales-produccion>

Scott, R. D. (n.d.). The Direct medical costs of healthcare-associated infections in U.S. hospitals and the benefits of prevention. (D. National Center for Preparedness and Control of Infectious Diseases (U.S.). Division of Healthcare Quality Promotion., Ed.). Division of Healthcare Quality Promotion National Center for Preparedness, Detection, and Control of Infectious Diseases, Centers for Disease Control and Prevention]. Retrieved from <https://stacks.cdc.gov/view/cdc/11550>

Stolle, I., Prenger-Berninghoff, E., Stamm, I., Scheufen, S., Hassdenteufel, E., Guenther, S., ... Ewers, C. (2013). Emergence of OXA-48 carbapenemase-producing *Escherichia coli* and

Klebsiella pneumoniae in dogs. *Jour.Anti.Chem.*, 68(12), 2802–2808. <https://doi.org/10.1093/jac/dkt259>

Stull, J. W., & Weese, J. S. (2015). Hospital-associated infections in small animal practice. *The Vet. Clin. North America. Small Animal Practice*, 45(2), 217–v. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2014.11.009>

Tambuwal, F. M., Shittu, A., Abubakar, M. B., Salihu, M. D., Junaidu, A. U., Magaji, A. A., ... Danyaro, M. (2009). A survey of veterinary hospitals in Nigeria for the presence of some bacterial organisms of nosocomial and zoonotic potential. *Vet. Itali.*, 45(2), 235–241.

Tan, T. Y., Yong, S., & Xing, W. (2006). Clinical significance of coagulase-negative

staphylococci recovered from nonsterile sites. *Jour.Clin.Microb.* 44(9), 3413–3414.
<https://doi.org/10.1128/JCM.00757-06>

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. *UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR Uso de mayúsculas*. Retrieved from <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/17243/1/T-UCE-0014-MVE-033.pdf>

Valenzuela, C. (2001). Infecciones nosocomiales: un tema emergente en medicina veterinaria. *TecnoVet*, 2.

Verwilghen, D. R., Mainil, J., Mastrocicco, E., Hamaide, A., Detilleux, J., van Galen, G., ... Grulke, S. (2011). Surgical hand antisepsis in veterinary practice: evaluation of soap scrubs and alcohol based rub techniques. *Vet. Jour.(London, England : 1997)*, 190(3), 372–377. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2010.12.020>

Willemsen, A., Cobbold, R., Gibson, J., Wilks, K., Lawler, S., & Reid, S. (2019). Infection control practices employed within small animal veterinary practices-A systematic review. *Zoo. Pub.Hea.*, 66(5), 439–457. <https://doi.org/10.1111/zph.12589>

Weese, J., Faires, M., Rousseau, J., Bersenas, A., & Mathews, K. (2007). Cluster of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* colonization in a small animal intensive care unit. *Jour. Amer. Vet. Med. Ass.*, 231, 1361–1364. <https://doi.org/10.2460/javma.231.9.1361>

Zenteno, D. (2015). Identificación cualitativa de hongos ambientales presentes en dos hospitales veterinarios de pequeñas especies del estado de Puebla. *Benemérita Universidad Autónoma de Puebla*. Retrieved from: <https://repositorioinstitucional.buap.mx/handle/20.500.12371/12475>

Ziebuhr, W. (2001). *Staphylococcus aureus* and *Staphylococcus epidermidis*: emerging pathogens in nosocomial infections. *Cont. Microb.* 8, 102–107. <https://doi.org/10.1159/000060402>

7. ANEXOS

Anexo 1. Preguntas que conformaron la Encuesta

Protocolo de desinfección de Clínicas Veterinarias en la ciudad de Cuenca

Información del tipo de desinfectantes aplicados en las diferentes áreas de las clínicas veterinarias

Nombre de la clínica *

Texto de respuesta corta
.....

Dispone de un protocolo de bioseguridad

- Sí
- No

Cuenta con una señalización de bioseguridad adecuada

- Sí
- No

El personal de trabajo tiene conocimiento sobre el adecuado tráfico de personas y protocolos establecidos

- Sí
- No

Existe zona de desinfección a la entrada/salida del establecimiento

Sí

No

Posee sus áreas bien delimitadas

Sí

No

Existe control de tráfico de personas

Sí

No

A veces

Cuenta con personal propiamente para la limpieza y desinfección

Sí

No

Tipo de desinfectante (principio activo)

- Clorhexidina
- Cloro
- Glutardehído
- Alcohol
- Amonio Cuaternario
- Formaldehído
- Hexaclorofeno
- Agua Oxigenada
- Otro

Otros métodos complementarios de desinfección

- Luz ultravioleta
- Ozono
- Flameado
- Otro

Frecuencia de desinfección

- Una vez al día
- Dos veces al día
- Tres veces al día
- Cuatro veces la día
- Cinco o más veces al día

¿Intercala el uso de desinfectantes?

- Si
- No

En caso de que su respuesta anterior sea Si. ¿Cada que tiempo intercala el uso de desinfectante?

Texto de respuesta corta

.....

Que dosificación de desinfectante utiliza

- La del producto
- Medicion por tapa
- Al ojo

Anexo 2. Ficha de campo

1. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria betel	La niña y don bosco	8:30 am	8:33 am	8:37 am	8:40 am	8:45 am	Tecnica de barrido
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	8:00 AM	25 de agosto de 2021	25 de agosto de 2021	25 de agosto de 2021	25 de agosto de 2021	25 de agosto de 2021	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
2. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Bojorque	Carlos Berrezueta 3-123	9:00 AM	9:05 AM	9:11 AM	9:20 AM	9:27AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	8:20 AM	26 de agosto	26 de agosto	26 de agosto	26 de agosto	26 de agosto	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
3. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Colitas	Av. De las Américas y Francisco Aguilar	8:30 AM	8:37 AM	8:42 AM	8: 46 AM	8:53 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	8:00 AM	27 de Agosto	27 de Agosto	27 de Agosto	27 de Agosto	27 de Agosto	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS

4. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Consulvet	Diego de Daza entre Av. Loja y Santa María	9:15 AM	9:22 AM	9:26 AM	9:33 AM	9:40 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	8:35 AM	30 de agosto	30 de agosto	30 de agosto	30 de agosto	30 de agosto	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
5. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Mundo Animal	Av. Don bosco y Fernando de Rojas	8:30 AM	8:33 AM	8:37 AM	8:40 AM	8:45 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	8:05 AM	31 de agosto	31 de agosto	31 de agosto	31 de agosto	31 de agosto	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
6. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Clinican	Av. Diez de Agosto 1-357	9:35 AM	9:39 AM	9:44 AM	9:53 AM	10:00 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	9:00 AM	9 de septiembre	9 de septiembre	9 de septiembre	9 de septiembre	9 de septiembre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS

7. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Animal Health	Av. Primero de Mayo 5-93 y Fernando de Aragon	10:00 AM	10:05 AM	10:11 AM	10:18 AM	10:23 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	9:30 AM	10 de septiembre	10 de septiembre	10 de septiembre	10 de septiembre	10 de septiembre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
8. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria petgo	Don Bosco y Av. Loja	8:30 AM	8:33 AM	8:37 AM	8:40 AM	8:45 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	8:10 AM	13 de septiembre	13 de septiembre	13 de septiembre	13 de septiembre	13 de septiembre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
9. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Felican	Av. 24 de Mayo	10:10 AM	10:16 AM	10:22 AM	10:27 AM	10:33 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	9:35 AM	14 de septiembre	14 de septiembre	14 de septiembre	14 de septiembre	14 de septiembre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS

10. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Santa Barbara	Max Uhle 2-88 y Paseo de los Cañaris	8:33 AM	8:36 AM	8:42 AM	8:48 AM	8:53 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	8:12 AM	15 de septiembre	15 de septiembre	15 de septiembre	15 de septiembre	15 de septiembre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
11. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Mora	Av. Huaynacapac y Pachacamac	9:40 AM	9:46 AM	9:53 AM	10:00 AM	10:06 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	9:15 AM	23 de septiembre	23 de septiembre	23 de septiembre	23 de septiembre	23 de septiembre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
12. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Austrovet	Av. Gonzalez Suarez y Rayoloma	8:30 AM	8:33 AM	8:37 AM	8:40 AM	8:45 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	8:00 AM	24 de septiembre	24 de septiembre	24 de septiembre	24 de septiembre	24 de septiembre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS

13. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria San Bernardo	Yanahurco 11-23 y Lumbaqui	8:40 AM	8:46 AM	8:53 AM	8:57 AM	9:04 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	8:10 AM	27 de septiembre	27 de septiembre	27 de septiembre	27 de septiembre	27 de septiembre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
14. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria San Martin	Juan Montalvo entre 9 de Octubre y 24 de Mayo	10:15 AM	10:21 AM	10:28 AM	10:33 AM	10:40 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	9:35 AM	28 de septiembre	28 de septiembre	28 de septiembre	28 de septiembre	28 de septiembre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
15. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Patas	Av. Paseo Los Cañaris y Enrique Gil Gilbert	9:33 AM	9:48 AM	9:42 AM	9:47 AM	9:52 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	9:00 AM	29 de septiembre	29 de septiembre	29 de septiembre	29 de septiembre	29 de septiembre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS

16. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Gallardo	Calle Guayas 4-53 entre Morona y Remigio Crespo	8:20 AM	8:24 AM	8:32 AM	8:39 AM	8:46 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	7:35 AM	7 de octubre	7 de octubre	7 de octubre	7 de octubre	7 de octubre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
17. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria vetpro	Francisco Moscoso 5-39 y Av. 10 de Agosto	8:20 AM	8:25 AM	8:32 AM	8:38 AM	8:44 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	7:30 AM	8 de octubre	8 de octubre	8 de octubre	8 de octubre	8 de octubre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
18. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Animalia	Miguel Diaz 444	10:22 AM	10:26 AM	10:33 AM	10:40 AM	10:46 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	9:45 AM	11 de octubre	11 de octubre	11 de octubre	11 de octubre	11 de octubre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS

19. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Tomebamba	Pio Bravo 14-33 y Estevez de Toral	8:03 AM	8:07 AM	8:13 AM	8:18 AM	8:23 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	7:37 AM	12 de octubre	12 de octubre	12 de octubre	12 de octubre	12 de octubre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS
20. Nombre de la clínica	Dirección	Hora toma de muestra consulta	Hora toma de muestra quirófano	Hora toma de muestra hospitalización	Hora toma de muestra peluquería	Hora toma de la muestra secretaria	Método de recogida
Clinica veterinaria Recuвет	Av. Ordoñez Lasso y Del Sarar	8:31 AM	8:35 AM	8:42 AM	8:47 AM	8:52 AM	TÉCNICA DE BARRIDO
	Última desinfección Hora	Fecha toma de muestra consulta	Fecha toma de muestra quirófano	Fecha toma de muestra hospitalización	Fecha toma de muestra peluquería	Fecha toma de la muestra secretaria	Responsable toma de muestra.
	7:53 AM	13 de octubre	13 de octubre	13 de octubre	13 de octubre	13 de octubre	VINICIO LUZURIAGA Y JUAN COBOS

Anexo 3. Plantilla utilizada para recolectar las muestras



Figura 4. Plantilla para toma de muestras.

Anexo 4. Fotografías



Figura 5. Preparación para la toma de muestras.



Figura 6. Toma de muestra en el quirófano.



Figura 7. Toma de muestra en la zona de hospitalización.



Figura 8. Toma de muestra en el consultorio



Figura 9. Toma de muestra en el laboratorio



Figura 10. Envío de muestras al laboratorio.