

UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



**CONTAMINACIÓN MICROBIANA EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO
DE LA UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO**

“Documento Final del Proyecto de Investigación como requisito para obtener el grado
de Médico Veterinario y Zootecnista”.

AUTOR:

ANDREA MICAELA GARCÍA SÁNCHEZ

TUTOR:

DRA. MAYRA MONTERO

CEVALLOS-ECUADOR

2017

DECLARACIÓN DE ORIGINALIDAD

“La suscrita, ANDREA MICAELA GARCÍA SÁNCHEZ, portador de la cédula de identidad número: 1802981546, libre y voluntariamente declaro que el informe Final del Proyecto de investigación titulado: **“CONTAMINACIÓN MICROBIANA EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO DE LA UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO”** es original, autentico y personal. En tal virtud, declaro que el contenido es de mi sola responsabilidad legal y académica, excepto donde se indican las fuentes de información consultadas”.

ANDREA MICAELA GARCÍA SÁNCHEZ

C.I 1802981546

DERECHOS DE AUTOR

Al presentar el Informe Final del Proyecto de Investigación titulado **“CONTAMINACIÓN MICROBIANA EN EL HOSPITAL DOCENTE VETERINARIO DE LA UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO”** como uno de los requisitos previos para la obtención del título de grado de Médico Veterinario Zootecnista, en la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Técnica de Ambato, autorizo a la Biblioteca de la Facultad, para que este documento esté disponible para su lectura, según las normas de la Universidad.

Estoy de acuerdo en que se realice cualquier copia de este Informe Final, dentro de las regulaciones de la Universidad, siempre y cuando esta reproducción no suponga una ganancia económica potencial.

Sin perjuicio de ejercer mi derecho de autor, autorizo a la Universidad Técnica de Ambato la publicación de este Informe Final, o de parte de él.

ANDREA MICAELA GARCÍA SÁNCHEZ

C.I 1802981546

**“CONTAMINACIÓN MICROBIANA EN EL HOSPITAL DOCENTE
VETERINARIO DE LA UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO”**

REVISADO POR:

MVZ. MAYRA MONTERO, Mg

Tutora

MVZ. DIANA AVILÉS, PhD

ASESORA DE BIOMETRÍA

Dr. GERARDO KELLY

ASESOR DE REDACCION TÉCNICA

ÍNDICE

DECLARACIÓN DE ORIGINALIDAD	ii
DERECHOS DE AUTOR.....	iii
REVISADO POR:.....	iv
ÍNDICE	v
INDICE DE TABLAS.....	vii
INDICE DE ANEXOS	viii
RESUMEN.....	ix
SUMMARY.....	x
CAPÍTULO I	11
INTRODUCCIÓN	11
CAPÍTULO II.....	13
MARCO TEÓRICO	13
2.1. ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS.....	13
2.2. MARCO CONCEPTUAL.....	21
Infecciones nosocomiales	21
Factores influyentes en la manifestación de las infecciones nosocomiales	22
Desinfección Intrahospitalaria	24
Bacterias Nosocomiales.....	25
Desinfectantes y Antisépticos.....	27
CAPÍTULO III	30
HIPÓTESIS.....	30
3.1 HIPÓTESIS.....	30
3.2 OBJETIVOS	30
Objetivo general.....	30
Objetivos Específicos	30
CAPÍTULO IV.....	31
MATERIALES Y MÉTODOS	31
4.1. UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO	31
4.2. CARACTERÍSTICAS DEL LUGAR.....	31
4.3. EQUIPOS Y MATERIALES.....	31
Materiales para toma de muestra y transporte	31
Materiales de Laboratorio	32
Equipos de laboratorio	32
Materiales de Oficina.....	33

4.4. FACTORES EN ESTUDIO	33
4.5. DISEÑO EXPERIMENTAL	33
4.6. VARIABLES RESPUESTAS.....	33
4.6.1. Identificación y tipificación de Bacterias.....	33
4.6.2. Prueba de Sensibilidad a desinfectantes y antisépticos.....	36
4.7. PROCESAMIENTO DE LA INFORMACIÓN.....	38
CAPÍTULO V	39
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	39
5.1. RESULTADOS	39
5.2. DISCUSIÓN	42
CAPÍTULO VI.....	45
CONCLUSIONES, BIBLIOGRAFÍA Y ANEXOS.....	45
6.1. CONCLUSIONES.....	45
6.2. BIBLIOGRAFÍA.....	46
6.3. ANEXOS	54
CAPÍTULO VII	60
7. PROPUESTA	60
7.1 DATOS INFORMATIVOS.....	60
7.2. ANTECEDENTES DE LA PROPUESTA.....	60
7.3. JUSTIFICACIÓN	60
7.4. OBJETIVOS.....	61
7.5. ANÁLISIS DE FACTIBILIDAD	61
7.6. FUNDAMENTACIÓN.....	61
7.7. METODOLOGÍA, MODELO OPERATIVO	61
7.8. ADMINISTRACIÓN.....	62
7.9. PREVISIÓN DE LA EVALUACIÓN.....	62

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Porcentaje de bacterias aisladas en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato	39
Tabla 2. Aislados positivos de bacterias en zonas del Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato	40
Tabla 3. Porcentaje total de bacterias aisladas en el hospital docente veterinario.	41
Tabla 4. Sensibilidad de bacterias nosocomiales aisladas en el hospital docente veterinario frente a desinfectantes y antisépticos.	41

ÍNDICE DE ANEXOS

Figura 1. Croquis del Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato, las zonas sombreadas representan las áreas de toma de muestras.....	54
Figura 2. Toma de muestras del fonendoscopio	55
Figura 3. Toma de muestra de la mesa.....	55
Figura 4. Prueba de identificación bioquímica en Agar Manitol.	55
Figura 5. Exposición de Agar Sangre	55
Figura 6. Prueba de sensibilidad a la novobiocina.....	56
Figura 7. Prueba de coagulasa.	56
Figura 8. Medición de Halos de inhibición de crecimiento bacteriano	56
Figura 9. Análisis de varianza para medición de halos de inhibición de crecimiento bacteriano de Staphylococcus aureus frente a desinfectantes y antisépticos.....	57
Figura 10. Test de Tukey para la variable sensibilidad de Staphylococcus aureus frente a desinfectantes y antisépticos.....	57
Figura 11. Análisis de varianza para medición de halos de inhibición de crecimiento bacteriano de Staphylococcus coagulasa negativo frente a desinfectantes y antisépticos.	57
Figura 12. Test de Tukey para la variable sensibilidad de Staphylococcus coagulasa negativo frente a desinfectantes y antisépticos.	57
Figura 13. Análisis de varianza para medición de halos de inhibición de crecimiento bacteriano de Staphylococcus saprophyticus frente a desinfectantes y antisépticos.	58
Figura 14. Test de Tukey para la variable sensibilidad de Staphylococcus saprophyticus frente a desinfectantes y antisépticos.....	58
Figura 15. Análisis de varianza para medición de halos de inhibición de crecimiento bacteriano de Staphylococcus epidermidis frente a desinfectantes y antisépticos.....	58
Figura 16. Test de Tukey para la variable sensibilidad de Staphylococcus epidermidis frente a desinfectantes y antisépticos.....	58
Figura 17. Análisis de varianza para medición de halos de inhibición de crecimiento bacteriano de Bacilos gram positivos frente a desinfectantes y antisépticos.....	59
Figura 18. Test de Tukey para la variable sensibilidad de Bacilos gram positivos frente a desinfectantes y antisépticos.....	59

RESUMEN

El objetivo de la siguiente investigación fue identificar la presencia de bacterias nosocomiales en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato. Se recolectaron 144 muestras totales a las que se les realizó cultivo bacteriológico e identificación bioquímica, las muestras fueron tomadas con hisopos estériles con medio de transporte (Stuart). Para el ambiente hospitalario, los aislamientos se realizaron mediante la exposición de agares sangre durante toda la noche. Las muestras fueron tomadas dos veces por semana durante un mes en días alternos de zonas específicas: Consultorio 1 y 2, Hospitalización 1 y 2, Quirófano 1 y 2. Para la determinación de la sensibilidad a desinfectantes y antisépticos, se aplicó el método de difusión en agar Mueller-Hinton por medio del método (Kirby-Bauer). El diseño metodológico aplicado fue un estudio descriptivo con un diseño completamente al azar. Para el procesamiento de la información, se realizó un análisis de varianza y la prueba de Tukey al 5% para los tratamientos que resultaron significativos a través del programa estadístico Infostat versión 2017. Las cepas obtenidas fueron; *Staphylococcus aureus* (21%), *Staphylococcus coagulasa negativa* (13%), *Staphylococcus epidermidis* (6%), *Staphylococcus saprophyticus* (0,67%), Bacilos Gram positivos (59%). Los resultados de la eficacia de desinfectantes y antisépticos frente a las cepas encontradas, mostraron una mayor eficacia del amonio cuaternario frente a *S. aureus* y *S. coagulasa negativa*; el glutaraldehído actuó mejor para *S. epidermidis* y *S. saprophyticus*; por último, se observó una eficacia mayor de la clorhexidina frente a Bacilos Gram positivos. El estudio muestra la presencia de patógenos potencialmente causantes de infecciones nosocomiales, en todas las zonas estudiadas del hospital docente veterinario. Los resultados obtenidos pueden ayudar a prevenir la propagación de estos patógenos y mejorar la calidad del ambiente hospitalario del Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato.

Palabras clave: *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus coagulasa negativa*, *Staphylococcus epidermidis*, Infecciones nosocomiales, Kirby-Bauer.

SUMMARY

The objective of this research was to identify the presence of nosocomial bacteria in the Veterinary Teaching Hospital of the Technical University of Ambato. 144 total samples were collected was performed which bacteriological culture and biochemical identification, samples were taken with sterile swabs with means of transport (Stuart), the hospitable environment isolates were performed by exposing agars blood during the night, the samples were taken twice per week during one month, on alternate days in specific areas: Clinic room 1 and 2, Hospitalization room 1 and 2, Operating room 1 and 2. Kirby-Bauer method was applied for the determination of sensitivity to disinfectants and antiseptics. The applied methodological design was a descriptive study with a design completely at random. For the processing of information, was conducted an analysis of variance and Tukey test at 5% for treatments that were significant through the program statistical Infostat version 2017. The obtained strains were: *Staphylococcus aureus* (21%), *Staphylococcus* coagulase negative (13%), *Staphylococcus epidermidis* (6%), *Staphylococcus saprophyticus* (0.67%), Gram positive bacilli (59%). The results of the effectiveness of disinfectants and antiseptics against found strains, showed greater effectiveness of the quaternary ammonium against *S. aureus*, *S. coagulase negative*; glutaraldehyde acted better for *S. epidermidis* and *S. saprophyticus*, was finally observed efficacy of chlorhexidine against gram-positive bacilli. The study shows the presence of potentially causing pathogens of nosocomial infections, in all the areas studied, the results can help to prevent the spread of these pathogens and improve the quality of the hospitable atmosphere of the Hospital veterinarian teaching of the Technical University of Ambato.

Key words: *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus coagulase negative*, *Staphylococcus epidermidis*, Nosocomial infections, Kirby-Bauer.

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

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 la susceptibilidad del paciente y las fuentes de exposición (Griffin, 2007). Las superficies y equipos contaminados de hospitales pueden representar potenciales fuentes de infección si no se limpian adecuadamente (Nuñez, 2000). En el ámbito de la atención de la salud humana, los estetoscopios son potenciales vectores de infección y los termómetros han sido implicados en diversos brotes nosocomiales (Van Dijk, 2002). La cadena de propagación implica: la transferencia persistente de paciente a paciente, el traslado de animales de una clínica a otra, posible transmisión por manos de veterinarios, estudiantes y ganaderos, transporte de animales entre salas de exámenes y contaminación de los equipos (Zordan, 2011). Sin embargo, la principal fuente de infección nosocomial corresponde a las manos del personal médico, lo cual probablemente se debe a la inadecuada desinfección de sus manos entre la manipulación de los distintos pacientes (Organización Mundial de la Salud, 2003). Los lugares donde se aislaron microorganismos nosocomiales en diferentes clínicas veterinarias con más frecuencia fueron el piso de consulta externa y la mesa de examen clínico (Sánchez *et al.*, 2015).

En medicina veterinaria, las bacterias principalmente descritas como nosocomiales son: *Staphylococcus aureus* meticilina-resistente (Cuny *et al.*, 2006; Leonard & Markey, 2008) *Acinetobacter baumannii* (Francey *et al.*, 2000), *Pseudomonas aeruginosa*, *Enterococcus faecalis* y *Enterococcus faecium* (Boerlin *et al.*, 2001).

La prevención es el factor más importante para el control de estas infecciones; por lo tanto, la implementación de un protocolo de limpieza, es necesario que considere la frecuencia de aseo, tipos de desinfectantes, 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 lavado de manos es un tema transcendental en la prevención de infecciones nosocomiales. (British Medical Journal, 1999). En un estudio reciente se demostró lo

infrecuente y esporádico que es el lavado de manos entre los profesionales; aunque los médicos estiman que se lavan las manos antes de inspeccionar a un paciente, en un 73% de las ocasiones, la frecuencia observada es de sólo el 9% (British Medical Journal, 1999). Con el fin de lograr su erradicación, se emplean desinfectantes y antisépticos, que son eficaces para el control de las infecciones y la reducción de las tasas de incidencia hospitalarias. 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). Por lo tanto, este estudio tuvo como objetivo identificar la presencia de bacterias circulantes en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato y conocer su sensibilidad a diferentes desinfectantes y antisépticos.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS

Guzmán (2016), realizó un estudio con el objetivo de determinar la presencia de *Pseudomonas aeruginosa* en las mangueras de los circuitos anestésicos inhalatorios. Durante los meses de Junio a Agosto del año 2015, se realizaron cultivos in vitro, utilizando un muestreo único con hisopado de los sitios de unión de las mangueras de anestesia inhalatoria (con la máquina y con el tubo endotraqueal o mascarilla), procedente de 20 establecimientos veterinarios de Quito. Se utilizaron medios de transporte Stuart para el traslado de las muestras al Laboratorio LQ7 de Microbiología de la Universidad de las Américas, donde se realizó el cultivo in vitro en medio de cultivo MacConkey, y Mueller-Hinton, y la aplicación de pruebas bioquímicas de oxidasa y catalasa para confirmar su identificación. En conclusión, este estudio demostró la presencia de *P. putida* y de otros géneros bacterianos; sin embargo, no se logró aislar *P. aeruginosa*. Los resultados están posiblemente relacionados a los protocolos de desinfección utilizados por los profesionales.

Jara y Avendaño (2009), describen un estudio realizado en los hospitales clínicos veterinarios de la Universidad de Chile con el objetivo de aislar, identificar y determinar el perfil de sensibilidad de cepas bacterianas ambientales potencialmente responsables de infecciones nosocomiales. Así, se logró aislar y caracterizar 48 cepas de bacterias descritas como nosocomiales según literatura: *Enterococcus faecium*, *Enterobacter cloacae*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus kloosii*, *Staphylococcus intermedius*, *Pantoea agglomerans*, *Citrobacter freundii*, *Acinetobacter baumannii* y *Staphylococcus epidermidis*. El perfil de sensibilidad obtenido tiene un gran impacto, ya que el 85% de las cepas nosocomiales analizadas mostraron un perfil de multirresistencia.

Un estudio determinó la prevalencia de contaminación bacteriana en 4 superficies de 4 tipos de equipos estándar en hospitales veterinarios de pequeños animales. Cada hospital fue visitado 3 veces a intervalos de 4 meses. En cada visita, una puerta de jaula, un

estetoscopio, un termómetro rectal y una mordaza de boca fueron limpiados. Las muestras de esponja se colocaron cada una en un medio para el cultivo de enterococos y organismos en la familia *Enterobacteriaceae*. Se identificaron especies de *Enterobacteriaceae* con un kit de pruebas bioquímicas. La susceptibilidad antimicrobiana se evaluó mediante el método de difusión en disco. Entre los 10 hospitales, los enterococos se aislaron de las puertas de la jaula en 7, de los estetoscopios en 7, de los termómetros en 6, y de los gags de la boca en 1. La contaminación con especies de *Enterobacteriaceae* fue rara. Los Enterococos estuvieron representados principalmente por *Enterococcus faecium* (35,4%), *Enterococcus faecalis* (33,2%) y *Enterococcus hirae* (28,3%). La resistencia antimicrobiana fue común en *E. faecium* (Kate *et al.*, 2012).

Un estudio realizado en Michigan determinó la prevalencia y resistencia antimicrobiana de enterococos y estafilococos recolectados de superficies ambientales en un hospital de enseñanza veterinaria. Las muestras fueron recolectadas de superficies en 5 áreas (urgencias y cuidados críticos, tejidos blandos y medicina interna, ortopedias, salas de preparación y recuperación de cirugía y consultorios quirúrgicos y quirófanos). Las superficies seleccionadas se frotaron cada 3 meses, durante el período de estudio de 3 años (2007 a 2009). Se identificaron aislamientos de enterococos y estafilococos a través de pruebas bioquímicas, y se evaluó la susceptibilidad a los antimicrobianos con una técnica de dilución en micro placas. Se recogieron 430 muestras y se identificaron colonias de enterococos (n = 75) y estafilococos (110). Catorce aislados de *Enterococcus spp* y 17 de *Staphylococcus spp* fueron resistentes a ≥ 5 antimicrobianos. Las muestras recogidas de la escala a lo largo del estudio sugirieron un aumento general en la resistencia antimicrobiana de *E. faecium* con el tiempo (Hamilton *et al.*, 2012).

En un estudio en Ibagué, Colombia, se tomaron muestras de 10 clínicas a las que se les realizó cultivo bacteriológico, identificación bioquímica, antibiograma y pruebas de conjugación bacteriana para evaluar la resistencia antimicrobiana. En todas las áreas de las 10 clínicas, se encontraron bacterias potencialmente patógenas multirresistentes que pertenecían a 8 de 16 especies aisladas. Los microorganismos que aparecieron con mayor frecuencia en los diferentes sitios de las clínicas fueron: *Staphylococcus intermedius*, *Acinetobacter baumannii*, *Pantoea agglomerans*, *Klebsiella pneumoniae* y *Burkholderia cepacia*. La resistencia se presentó principalmente a amoxicilina y cloranfenicol. El estudio muestra la presencia de patógenos potenciales de causar

infecciones nosocomiales, que se constituyen en reservorio de genes de resistencia a los antibióticos para las bacterias patógenas no resistentes (Sánchez *et al.*, 2015).

Un estudio en Alemania muestra un incremento en la prevalencia de *Acinetobacter baumani* multirresistente en animales hospitalizados en la clínica veterinaria de la Universidad Justus-Liebig de Giessen y en otras clínicas de la ciudad durante un período de 9 años. En donde registros del 2000 al 2008, del departamento de microbiología de la facultad de Veterinaria de esta universidad, muestran que de 137 animales de diferente especie hospitalizados, 56 adquirieron infecciones por *Acinetobacter spp*, identificados y diferenciados por combinación de métodos genotípicos y susceptibilidad a los antimicrobianos. El estudio concluye que *A. baumani* multirresistente ha sobrevivido en el ambiente hospitalario y se ha propagado tanto en el hospital y en otras clínicas por años, indicando una ocurrencia endémica del organismo en estas salas (Zordan, 2011).

El colegio veterinario de Ontario en el 2010, planteó un estudio para determinar la población de *E. coli* y de algunos patógenos veterinarios y zoonóticos del ambiente de 101 comunidades hospitalarias veterinarias. La proporción de hospitales con hisopos ambientales positivos fue para *E. coli* en el 92%, aislado principalmente de los pisos de las clínicas, *Clostridium difficile* 58% aislado principalmente en salas de aislamiento, *Staphylococcus aureus* resistente a la meticilina (SARM) 9%, *E. coli* productora de CMY-29%, *Staphylococcus pseudintermedius* resistente a la meticilina (SPRM) 7% y *Salmonella spp.* 2%. La prevalencia de la resistencia a los antimicrobianos en cepas de *E. coli* fue baja, pero en todos los aislados se presentó resistencia al menos a 1 de los 15 antimicrobianos evaluados. El estudio concluye que la alta frecuencia de patógenos potenciales recuperados, combinado con las inadecuadas políticas de control, provee una oportunidad para el establecimiento de infecciones adquiridas en comunidades hospitalarias veterinarias (Murphy *et al.*, 2010).

Se realizó un estudio aplicando técnicas de muestreo, siembra, aislamiento e identificación de las bacterias aerobias encontradas con más frecuencia (flora residente) en las superficies y objetos que tienen contacto con los animales que acuden a Clínicas Veterinarias, y se determinó la resistencia o susceptibilidad a los antibióticos mediante antibiogramas, con el fin de aportar herramientas para la implantación de planes de contingencia. En los resultados se encontraron 109 bacterias identificadas, de las cuales

35 correspondieron a Gram positivas y 74 Gram negativas, la población bacteriana dominante fue Gram negativa entre las cuales se pueden mencionar: *Klebsiella ozaenae*, *Enterobacter agglomerans*, *Escherichia coli* y las bacterias Gram positivas como *Staphylococcus schleiferi*, *Micrococcus sedentarius* (Chaparro, 2015).

En un hospital de enseñanza veterinaria, se obtuvieron muestras ambientales para análisis bacteriológico y antimicrobiano. Los aislamientos medioambientales se compararon con aislamientos obtenidos de animales durante el mismo período, para investigar posibles fuentes de contaminación ambiental. 54 aislamientos se recuperaron de 452 (11,9%) muestras ambientales cultivadas. Se recuperaron cinco serotipos diferentes; los serotipos más comunes fueron *Salmonella newport* y *Salmonella agona*. Dentro de los 5 serotipos recuperados, 10 fenotipos distinguibles fueron identificados por el uso de serotipo y patrones de susceptibilidad antimicrobiana. De los aislamientos medioambientales, 41 de 54 (75,9%) podrían ser emparejados a fenotipos de aislamientos obtenidos de envíos de animales en el mes previo a la recolección de muestras ambientales. Los resultados indicaron que los entornos en los hospitales veterinarios pueden estar frecuentemente contaminados con *Salmonella enterica* cerca de donde se manejan los animales infectados y las muestras fecales que contienen *S. enterica* se procesan para cultivo en un laboratorio de diagnóstico (Burgess, 2004).

Un estudio tuvo como objetivo cuantificar e identificar las especies de *Staphylococcus* presentes en Unidades de Cuidados Intensivos (UCI) del Hospital Universitario Fernando Troconis. Se recolectaron muestras en aire por triplicado en dos estaciones monitorizadas en cada una de las tres UCI, utilizando agares selectivos. Las muestras se incubaron a 37° C durante 48 horas para recuento de colonias e identificación de especies. La máxima concentración de *Staphylococcus spp.* ($412,25 \pm 56,3$ UFC/m³) correspondió a la estación 1 de la UCI adultos, mientras que el máximo valor promedio fue obtenido en la estación 2 de esta unidad con 287,99 UFC/m³. Las concentraciones mínimas de *Staphylococcus spp.* se registraron en las UCI pediátrica y neonatal ($2,36 \pm 1,5$ UFC/m³), y el promedio mínimo en la estación 1 de la neonatal (77 UFC/m³). La especie de *Staphylococcus* más frecuente fue *S. haemolyticus sp.* La concentración de *Staphylococcus spp.* supera la reportada por estudios similares, aumentando la probabilidad de contraer infecciones nosocomiales por bacterias ambientales al recolectar el 67,12% de aerosoles respirables (Vélez, 2012).

En un estudio realizado en el Queen Mother Hospital for Animals (QMHA), Royal Veterinary College, Reino Unido, se evaluó la contaminación microbiana del medio ambiente en un hospital veterinario usando estándares recomendados para humanos hospitales y para proporcionar una línea de base contra la cual más investigaciones se pueden comparar. Se muestrearon las superficies dos veces al día durante cinco días consecutivos utilizando un método de conteo basado en contacto para medir los niveles de *Staphylococcus* en unidades formadoras de colonias (ufc) por cm². Las recomendaciones actuales para hospitales humanos se aplicaron en este estudio; se consideró que todas las muestras con <2,5cfu / cm² *Staphylococcus* habían pasado y aquellas con >2,5cfu / cm² habían fallado. De todas las muestras, el 55.9% falló. La UCI no tuvo tasas de falla significativamente más altas que otras áreas del hospital. El piso como una superficie se asoció con un aumento de más de un triple en las probabilidades de concentraciones elevadas de ufc en relación con el tirador de la puerta. Este estudio proporciona información sobre la limpieza microbiológica de un hospital docente veterinario utilizando técnicas y estándares adoptados por la industria alimentaria y recomendados para hospitales humanos. Estos datos pueden usarse como línea de base para otros hospitales, para evaluar la efectividad en las mejoras en las medidas de higiene y limpieza y para diseñar protocolos efectivos de limpieza hospitalaria y evaluar los estándares de higiene en curso (Aksoy, 2010).

En un estudio realizado en el Hospital General Imam Khomeini del Islam durante un período de 6 meses en 2010, se determinó el patrón de microorganismos resistentes a los aislamientos que se aislaron de sala de cirugía y unidad de cuidados intensivos y compararla con aislados de infección nosocomial. En un descriptivo y estudio transversal, durante 6 meses se realizó el muestreo desde dispositivos y personal de cirugía y sala de ICU. La susceptibilidad a los antibióticos se realizó de acuerdo con el método de difusión en disco de Kirby-Bauer. Después de cultivar, 130 muestras fueron positivas, la mayor frecuencia de bacterias aisladas en ambas salas fueron *Staphylococcus saprophyticus*. Las bacterias más frecuentes en UCI y salas de cirugía involucraron; *Enterobacter* (35%) y *E. coli* (25%). En las infecciones nosocomiales, la frecuencia de las muestras que se cultivaron se incluyeron positivamente en; lesión (45%), esputo (42.5%) y orina (12.5%). *E. coli*, *Klebsiella* y *S. aureus* aislados desde la UCI se muestra alta resistencia a ampicilina, ceftazidima/cefotaxima, ceftriaxona, respectivamente. Mientras que las

bacterias que se aislaron de la sala de cirugía mostraron alta resistencia a tetraciclina, amoxicilina-tetraciclina, ceftriaxona. Se concluyó que los dispositivos y el personal tienen un papel principal para diseminar la infección. De este modo, el control apropiado de la enfermedad podría ser tan útil para combatir el problema (Azizi, 2004).

En este trabajo se realizó un estudio piloto para determinar la calidad del aire en dos hospitales en León, Guanajuato, México. Los objetivos de este trabajo fueron identificar, determinar y caracterizar a los propágulos fúngicos y bacterias dentro de estos sitios públicos, así como aislar e identificar organismos que pudieran comportarse como patógenos potenciales en el ambiente hospitalario, en áreas donde permanecen pacientes vulnerables sometidos a cirugía, quimioterapia y terapia intensiva. El hospital 1 presentó concentraciones de bacterias de 40 a 280 ufc/m³ con lo que su calidad de aire fue calificada como pobre, además de que en este aire se encontraron 17 géneros de bacterias y 15 de hongos. El hospital 2 con más años de servicio y mayor incidencia de pacientes presentó una mayor concentración microbiana tanto de propágulos fúngicos (32 a 442 ufc/m³) como de bacterias (90 a 548 ufc/m³). En este segundo hospital se identificaron 17 géneros de bacterias y 22 de hongos. En cuanto al aislamiento e identificación de organismos, se encontraron más del tipo Gram-negativos que Gram-positivos en ambos hospitales. Las enterobacterias como *Escherichia coli*, *Enterobacter cancerogenus* y *Acinetobacter spp.* fueron predominantes y de importancia clínica para los usuarios del hospital, mientras que las bacterias del género *Bacillus* fueron las Gram-positivas predominantes. La identificación y densidad de los microorganismos en el aire de estos hospitales son el primer paso para tomar medidas preventivas y reducir los niveles de microorganismos (Maldonado, 2014).

Este estudio se realizó en cuatro hospitales de San José, Costa Rica. Se analizaron 120 muestras de agua acumulada en 79 respiradores y 41 aires acondicionados; cada una se concentró por filtración, se suspendió y se inoculó en medios de cultivo adecuados. Los aislamientos se identificaron utilizando un sistema semiautomatizado API® y el método de Kirby y Bauer o tiras ATB® para las pruebas de sensibilidad. El 80% de los aires acondicionados y 53% de los respiradores fueron positivos, lo que representa un 63% de muestras positivas. La mayoría de los aislamientos fueron bacilos Gram negativos (73%), *Pseudomonas* y géneros relacionados el grupo más frecuente (47%), mostrando mayor resistencia antimicrobiana hacia cefalotina (77%), menor a imipenem (6%) y una

multirresistencia de 64%. *Staphylococcus* fue el género más frecuente de los cocos Gram positivos (84%), con la mayor resistencia a rifampicina (86%), la menor a penicilina (25%) y una multirresistencia del 50%; seis cepas (todas coagulasa negativas) fueron resistentes a vancomicina (Gamboa, 2003).

Un estudio realizado en el Hospital del Mar, Barcelona, España, formó un grupo de trabajo compuesto por 4 enfermeras y un médico de UCI. Se incluyeron 55 pacientes en los que se indicó aislamiento de contacto (tasa de aislamiento 15,2 por 100 pacientes), durante un período de 16 meses. Las bacterias aisladas fueron: *Pseudomonas aeruginosa* en 17 casos, *Staphylococcus aureus* en 17 casos, *Stenotrophomonas maltophilia* en 15 casos, *Acinetobacter baumannii* en 4 casos y enterobacterias productoras de betalactamasas de espectro ampliado (BLEAS) en 2 casos. En ninguna ocasión se han identificado *Enterococcus spp.* resistentes a vancomicina. Las bacterias fueron clasificadas como nosocomiales intra-UCI en 39 casos (70,9%), nosocomiales extra-UCI en 10 casos (18,2%) y comunitarias en 6 casos (10,9%). La puesta en funcionamiento de un equipo de trabajo para la detección precoz de bacterias ha supuesto la aplicación de medidas de aislamiento de contacto en el 15,2% de los pacientes ingresados. La vigilancia del cumplimiento de las medidas de aislamiento en una UCI médico-quirúrgica se ha acompañado de ausencia de brotes epidémicos por bacterias nosocomiales durante el período de estudio (Álvarez, 2002).

Un estudio describió los aislamientos microbiológicos y perfiles de resistencia a los antimicrobianos de las principales bacterias gram-negativas y gram-positivas en clínicas y hospitales de alta complejidad de Santiago de Cali, Colombia. Se recolectaron archivos mensualmente en formato WHONET, se realizaron pruebas de calidad de datos. El análisis fue estratificado por tipos de localización hospitalaria, además de análisis de tendencia a través de los 3 años de seguimiento. El 65% de los aislamientos son bacterias de la familia enterobacteriaceae y el 11,4% corresponden a *Staphylococcus spp.*, *Escherichia coli* presenta hasta un 17% de resistencia a cefalosporinas de 3ª generación mientras que *Klebsiella pneumoniae* ha incrementado su perfil de resistencia a carbapenémicos hasta un 2,7% en las UCI; *Pseudomonas aeruginosa* presenta un perfil multi-drogo resistentes (MDR) de hasta el 21% en UCI y salas de hospitalización general. Existen altas prevalencias de resistencia a los antimicrobianos en la región; se requiere

fortalecer estrategias de vigilancia, prevención y control de la resistencia bacteriana en ambientes hospitalarios y de la comunidad (Martínez, 2014).

Se realizó un estudio observacional descriptivo transversal, con el objetivo de analizar el nivel de resistencia a los antimicrobianos en los gérmenes aislados en las unidades de cuidados intensivos e intermedios del Hospital Universitario Clínico Quirúrgico Comandante Faustino Pérez, de Matanzas, durante el año 2010. Se trabajó con el total de cepas positivas obtenidas de los pacientes ingresados en las unidades de cuidados intensivos e intermedio. Para la recogida de la información se revisaron los libros de los registros microbiológicos existentes en el laboratorio. Para la determinación de resistencia y susceptibilidad de los gérmenes se aplicó el método de difusión en agar en placa de Mueller-Hinton, interpretándose los resultados según el National Commite for Clinical Laboratory Standar. Los principales resultados obtenidos mostraron que los gérmenes Gram negativos representaron el mayor por ciento de aislamiento en el estudio. Dentro de los gérmenes gram positivos que más frecuentemente fueron aislados están: *Staphylococcus coagulasa negativo* y el *Staphylococcus aureus*. Los gérmenes gram negativos mostraron elevada resistencia frente a cefalosporinas. Mientras que los gram positivos mostraron elevada resistencia a la penicilina, oxacilina y kanamicina. Los gérmenes aislados con mayor frecuencia en cultivo de secreción endotraqueal fueron BNF, *enterobacter*, y *pseudomona aeruginosa*, quienes mostraron marcada resistencia a las cefalosporinas (Trujillo, 2010).

Un estudio realizado en el Hospital Infantil de México Federico Gómez (tercer nivel de atención), analizó los resultados en cuanto a resistencia antimicrobiana de los principales patógenos gramnegativos obtenidos por diversos métodos de cultivo recabados mediante un sistema de vigilancia epidemiológica de control de las infecciones asociadas a la atención a la salud durante todo el 2006 para compararlos con los obtenidos en el 2012. Se identificó 10 patógenos gramnegativos que sumaron un total de 387 aislamientos, con una prevalencia mayor en el 2012 (0.37) vs. 2006 (0.36). Destacaron 4 patógenos, en orden de importancia: *Klebsiella pneumoniae* (113-29.1%), *Escherichia coli* (88-22.7%), *Enterobacter cloacae* (65-16.7%) y *Pseudomonas aeruginosa* (63-16.2%). Hubo otros con menos aislamientos, pero que en conjunto estaban dentro del grupo de patógenos (*Enterococcus faecium*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *Acinetobacter baumannii*, *Pseudomonas aeruginosa* y *Enterobacter spp.*). Estos son causantes de

infecciones asociadas a la atención de la salud desde el 2006, pero en menor proporción de eventos y con mejor susceptibilidad antimicrobiana. A diferencia del 2012 donde las resistencias a la mayoría de los antibióticos aumentó en poco más del 20%. Asociado al hecho de que no hay nuevos antimicrobianos, el realizar estudios y crear mapas de resistencias bacterianas en nuestras instituciones nos puede ayudar a tomar mejores decisiones al iniciar una terapéutica empírica (Lorenzo, 2016).

Se determinó los gérmenes intrahospitalarios más frecuentes y su sensibilidad antibiótica en la sala de Clínica Médica del Hospital Regional de Encarnación periodo 2014-2015. Fue estudio descriptivo, observacional de corte transversal, prospectivo, de prevalencia y con componente analítico. Se evaluaron pacientes hospitalizados encontrándose 114 (6%) pacientes con infecciones intrahospitalarias. El perfil epidemiológico se caracterizó por predominio del sexo femenino (53%), con edad media $56,5 \pm 22,5$ años y una estancia hospitalaria prolongada. Los aislamientos fueron más frecuentes en orina. Las comorbilidades más frecuentes fueron la hipertensión arterial y la diabetes mellitus. El germen más frecuente aislado fue *Klebsiella pneumoniae*, con una sensibilidad solo a amikacina y cabapenemicos, seguido por *Escherichia coli* y *Staphylococcus aureus* con buena sensibilidad a oxacilina. Se halló 6% de infecciones intrahospitalarias y el germen más frecuente fue *K. pneumoniae* (Kodas, 2016).

2.2. MARCO CONCEPTUAL

Infecciones nosocomiales

Las infecciones nosocomiales constituyen un problema de salud importante a lo largo de todo el mundo. No sólo significan un riesgo para la vida del paciente o para el éxito de un tratamiento, sino que también implican un incremento en la morbilidad, mortalidad, costos en los pacientes y en el sistema de Salud pública (Raka *et al.*, 2006).

Las infecciones nosocomiales son aquellas que no están presentes, cuando el paciente ingresa al recinto hospitalario. De manera general, se considera que éstas se presentan posterior a las 48-72 horas del ingreso al centro asistencial (Alpuche & Daza, 2002).

Para ser clasificada como una infección, esta condición debe manifestarse como una enfermedad clínica y no como una simple colonización, la cual significa que los microorganismos están presentes, pero no ejercen efectos adversos en el hospedero. Sin

embargo, un paciente asintomático puede considerarse infectado si los microorganismos patógenos son encontrados en algún sitio del cuerpo que normalmente es estéril, como el líquido cerebroespinal o la sangre (Emori & Gaynes, 1993).

Factores influyentes en la manifestación de las infecciones nosocomiales

a) 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 (Hinojosa, 2012). Los patógenos comúnmente asociados con infecciones nosocomiales veterinarias son cocos Gram positivos (*Staphylococcus spp.* y *Enterococcus spp.*), miembros de la familia *Enterobacteriaceae* y bacilos Gram negativos no fermentadores (*Acinetobacter baumannii* y *Pseudomonas aeruginosa*) (Hinojosa, 2012).

b) Paciente

El paciente designa a un individuo que es examinado medicamente 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 originadas por microorganismos normalmente inocuos, como aquellos que forman parte de la flora bacteriana normal de humanos y animales que pueden llegar a ser patógenos cuando se ven comprometidas las defensas inmunitarias del organismo (Organización Mundial de la Salud, 2003).

c) Factores ambientales

Los establecimientos de atención de salud son un entorno donde se congregan las personas infectadas y las expuestas a un mayor riesgo de infección. Los pacientes hospitalizados que tienen infección o son portadores de microorganismos patógenos son focos potenciales de infección para los demás pacientes y para el personal de salud. Los pacientes que se infectan en el hospital constituyen otro foco de infección. Las condiciones de hacinamiento dentro del hospital, el traslado frecuente de pacientes de una unidad a otra y la concentración de pacientes muy vulnerables a infección en un pabellón (por ejemplo, de recién nacidos, pacientes quemados, cuidados intensivos) contribuyen a la manifestación de infecciones nosocomiales. La microbiota microbiana puede contaminar objetos, dispositivos y materiales que ulteriormente entran en contacto con sitios vulnerables del cuerpo de los pacientes. Además, se siguen diagnosticando nuevas infecciones bacterianas, por ejemplo, por bacterias transmitidas por el agua (micobacterias atípicas), además de infecciones víricas y parasitarias. (Organización Mundial de la Salud, 2003).

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 comportamientos, 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 y tal vez otros sitios, 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).

d) 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 (GreenFacts, 2001). La amplia aparición de antimicrobianos en la práctica médica humana y veterinaria, el

uso de antibióticos en la agricultura (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. La resistencia a múltiples drogas ha sido demostrada en organismos nosocomiales, tanto en hospitales humanos como veterinarios y es factible de encontrar en pacientes con y sin tratamiento previo de antibiótico, siendo menos común en estos últimos (Johnson, 2002; Ogeer-Gyles *et al.*, 2006).

Desinfección Intrahospitalaria

La limpieza y la desinfección, constituyen, junto con la esterilización, los elementos primarios y más eficaces para romper la cadena epidemiológica de la infección (Repáraz *et al.*, 2000).

La limpieza se define como la remoción mecánica de toda materia extraña en el ambiente, en superficies y en objetos, utilizando para ello el lavado manual o mecánico, cuyo objetivo es la disminución de la carga microbiológica a través del arrastre mecánico (Repáraz, 2000). El material destinado a procesos de esterilización y desinfección requiere estar limpio y, por lo general, seco. 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 (afinidad por el agua) y otra lipofílica (afinidad por los lípidos), lo que permite formar puentes de agua y aceite, lo que ayuda a remover la suciedad (Borja *et al.*, 2002). Los detergentes comunes pueden contener compuestos ácidos, alcalinos, cáusticos o abrasivos que, con el tiempo, causan deterioro en las superficies intrahospitalarias, los equipos clínicos o el instrumental quirúrgico, para lo cual se recomienda emplear productos biodegradables específicos para material biomédico (Hernández & Negro, 2009). La práctica de la limpieza no es aplicable exclusivamente a los objetos inanimados, sino también debe ser autoejecutada por parte del personal médico y auxiliar mediante el proceso de lavado de manos de manera rutinaria y el empleo de jabones antibacteriales de uso cotidiano. La limpieza de manos es una práctica que, por lo general, no debe ser tan rigurosa, como el ejercido, durante el lavado prequirúrgico (lavado antiséptico), pero sí lo suficientemente eficaz para lograr reducir la flora microbiológica patógena (Anaya, 2007).

Bacterias Nosocomiales

Staphylococcus aureus

Staphylococcus aureus corresponde a uno de los principales agentes nosocomiales descritos en hospitales humanos (Saïd-Salim *et al.*, 2003). Los pacientes colonizados con esta bacteria y el personal médico del lugar corresponden a la mayor fuente de infección, y su transmisión ocurre principalmente a través de las manos contaminadas del personal (Boerlin *et al.*, 2001). Las cepas meticilino-resistentes han sido registradas como un problema emergente en medicina veterinaria particularmente en pequeños animales (Weese *et al.*, 2007) y equinos (Seguin *et al.*, 1999 & Weese *et al.*, 2004).

Staphylococcus epidermidis

Staphylococcus epidermidis es principalmente un habitante normal de la piel humana sana y de la microbiota mucosal, y como bacteria comensal tiene un potencial patogénico bajo. De hecho, *S. epidermidis* rara vez causa enfermedad en pacientes ambulatorios inmunocompetentes. En las últimas décadas, sin embargo, la bacteria ha surgido como una causa común de numerosas infecciones nosocomiales (Lim, 2005). 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).

Staphylococcus coagulasa negativa

Staphylococcus coagulasa negativa (SCN) se encuentran entre los microorganismos más frecuentemente aislados en el laboratorio de microbiología. Sin embargo, su significado clínico en muchas situaciones es difícil de establecer, pues pueden ser comensales inofensivos o patógenos invasores (Koneman, 1999; Cunha, 2006). 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 bacteriemias 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, 2006; Predari, 2007; Kloos, 1994).

Staphylococcus saprophyticus

Las infecciones urinarias ocasionadas por *Staphylococcus saprophyticus* se describen en un grupo muy particular de pacientes. Frecuentemente, éstas son diagnosticadas en mujeres jóvenes no hospitalizadas, con clínica de cistitis, pielonefritis y en oportunidades relacionadas al embarazo (Andrade, 2007).

Staphylococcus saprophyticus es un coco gram positivo no fermentador de glucosa, coagulasa negativa, catalasa y ureasa positiva. Son similares en morfología y características bioquímicas a otros ECN, pero se diferencian de estos últimos por su resistencia a la novobiocina. No son aislados como colonizantes del tracto urinario y su presencia en las vías urinarias del humano sintomático le ha atribuido un rol patogénico (Conville, 1984).

Bacilos Gram positivos

Si bien dentro de los bacilos Gram positivos (BGP) 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. Muchos forman parte de la flora normal del cuerpo humano (piel, tracto gastrointestinal, cavidad oral) y se encuentran ampliamente distribuidos en el ambiente. Por este motivo, se debe ser cuidadoso en la interpretación del hallazgo de un BGP en un estudio microbiológico, ya que frecuentemente se trata de contaminantes. 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).

Desinfectantes y Antisépticos

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. Su fórmula química es 1,6-di (4-clorofenil-diguanido)-hexano.

Es una base fuerte. Sus distintas sales (diacetato, diclorhidrato, digluconato) son más solubles en alcohol que en agua. Es incolora, inodora (con excepción de las sales de diacetato) y tiene gusto amargo (Gibsson, 2010).

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. Sin embargo, a altas concentraciones su acción bactericida se debe a la precipitación de proteínas y ácidos nucleicos (Sáenz, 2008).

Tiene una duración de acción prolongada de 6 horas, a causa de su afinidad por adherirse a la piel y a las membranas mucosas. Alcanza su máxima eficacia a un pH neutro o ligeramente ácido (Ortiz, 2012).

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. Un yodóforo es una combinación de yodo y un agente solubilizante o vehículo; el complejo resultante proporciona un depósito de liberación sostenida de yodo y libera pequeñas cantidades de yodo libre en solución acuosa. El yodóforo más conocido y más ampliamente utilizado es yodo-povidona, un compuesto de polivinilpirrolidona con yodo. Este producto y otros yodóforos conservan la eficacia germicida del yodo, pero a diferencia del yodo, por lo

general no tienen retención y relativamente libres de toxicidad e irritación (Gottardi, 2001).

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) (Garner, 1985).

Iodopovidona

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

Es un iodóforo que resulta de la combinación de yodo con un agente solubilizador (PVP o povidona) que mantiene la eficacia germicida del yodo y resulta en un antiséptico relativamente libre de toxicidad e irritación (Uttley, 1994).

Glutaraldehído

El glutaraldehído es un dialdehído saturado que ha ganado amplia aceptación como desinfectante de alto nivel y esterilizante químico (Cheung, 1999). Las soluciones acuosas de glutaraldehído son ácidas y generalmente en este estado no son esporicidas. Sólo cuando la solución es "activada" (alcalinizada) mediante el uso de agentes alcalinizantes a pH 7,5-8,5, la solución se vuelve esporicida. Una vez activadas, estas soluciones tienen una vida de almacenamiento de al menos 14 días debido a la polimerización de las moléculas de glutaraldehído a niveles de pH alcalinos. Esta polimerización bloquea los sitios activos (grupos aldehído) de las moléculas de glutaraldehído que son responsables de su actividad biocida. El uso de soluciones basadas en glutaraldehído en instalaciones de asistencia sanitaria es generalizado debido a sus ventajas, incluyendo excelentes propiedades biocidas; actividad en presencia de materia orgánica (20% de suero bovino); y la acción no corrosiva a equipos endoscópicos, termómetros, caucho o equipos de plástico.

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 (Scott, 2001).

Amonio Cuaternario

Los compuestos de amonio cuaternario se usan ampliamente como desinfectantes. Se han reportado infecciones relacionadas con el cuidado de la salud a partir de compuestos de amonio cuaternario contaminados usados para desinfectar suministros o equipo de cuidado de pacientes, tales como cistoscopios o catéteres cardíacos (Ehrenkranz, 1980). Los cuaternarios son buenos agentes de limpieza, pero de alta dureza y materiales tales como almohadillas de algodón y gasa pueden hacer que sean menos microbicidas debido a precipitados insolubles o algodón y almohadillas de gasa que absorben los ingredientes activos, respectivamente.

Mecanismo de acción.

La acción bactericida de los cuaternarios se ha atribuido a la inactivación de enzimas productoras de energía, a la desnaturalización de las proteínas celulares esenciales y a la disrupción de la membrana celular. Existe evidencia que apoya estas y otras posibilidades (Petrocci, 1983).

CAPÍTULO III

HIPÓTESIS

3.1 HIPÓTESIS

Ho: No existen bacterias nosocomiales en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato.

3.2 OBJETIVOS

Objetivo general

Evaluar la contaminación microbiana en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato.

Objetivos Específicos

- Aislar y tipificar bacterias circulantes en áreas concurridas de pacientes en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato.
- Detectar el área más contaminada con bacterias nosocomiales del Hospital Docente veterinario de la Universidad Técnica de Ambato
- Evaluar la sensibilidad de las bacterias aisladas e identificadas en zonas específicas del Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato frente a los desinfectantes y antisépticos: amonio cuaternario, glutaraldeído, clorhexidina y yodopovidona.

CAPÍTULO IV

MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO

El experimento se ubicó en el sector de Cevallos, latitud: 01°14'57"S, Altitud: 78°37'00"W, zona horaria: UT-5:00 (INAMHI, 2016).

4.2. CARACTERÍSTICAS DEL LUGAR

La investigación se realizará en el Hospital Docente Veterinario – UTA, Cantón Cevallos Km 2 vía a Quero, sector Querochaca, Cevallos, Ecuador.

El cantón Cevallos está ubicado en el sector centro-sur de la provincia de Tungurahua (Ecuador) y al sur-oriente de la ciudad de Ambato. La superficie del cantón Cevallos es de 19km² en la cual viven 8.163 habitantes. Cevallos es el cantón más pequeño del Ecuador y su superficie contrasta con la del cantón Pastaza que tiene más de 19.000 km². Cevallos tiene un clima templado con temperaturas desde los 10 a los 25 °C, a 2 577 msnm.

4.3. EQUIPOS Y MATERIALES

Materiales para toma de muestra y transporte

- Hisopos con medio de transporte Stuart
- Guantes de examinación de látex
- Mascarillas
- Termo para transporte de muestras
- Gel refrigerante
- Hojas de registro
- Esfero

Materiales de Laboratorio

- Cajas monopetri 100 x 15 mm
- 100 g de medio de cultivo (Agar Base Sangre)
- Mueller Hinton agar 100 gr.
- Manitol agar 100 gr.
- Peróxido de hidrógeno
- Plasma sanguíneo
- Agua destilada estéril
- Matraz de 1000 ml
- Probeta de 250 ml
- Porta y cubre objetos
- Balanza
- Mezclador de vidrio
- Platos para pesar
- Rejilla
- Tubos de ensayo 15 cm con tapa rosca
- Asa de estriación
- Mechero Bunsen
- Fósforos
- Gotero
- Hisopos de madera estériles
- Discos vacíos OXOID
- Discos de novobiocina
- Amonio cuaternario
- Clorhexidina
- Glutaraldehído
- Yodo-povidona

Equipos de laboratorio

- Incubadora Incucell
- Estufa de esterilización

Materiales de Oficina

- Marcador negro permanente
- Cinta química para esterilización
- Cámara Fotográfica
- Tabla de resultados

4.4. FACTORES EN ESTUDIO

- Tipificación bioquímica de bacterias
- Áreas de mayor afluencia de pacientes
- Sensibilidad a desinfectantes y antisépticos

4.5. DISEÑO EXPERIMENTAL

En la presente investigación se utilizó el diseño completamente al azar con tres repeticiones para evaluar los desinfectantes frente a las bacterias aisladas.

4.6. VARIABLES RESPUESTAS

4.6.1. Identificación y tipificación de Bacterias

Se eligieron las zonas a muestrearse en dependencia de la concurrencia de los pacientes; teniendo así 6 áreas diferentes: consulta 1 y 2, hospitalización 1 y 2 y quirófano 1 y 2.

Todas las superficies se muestrearon utilizando hisopos estériles (Hisopos con medio de transporte Stuart), excepto la muestra del aire circulante en los quirófanos, esta se tomó dejando expuesto un agar sangre (HIMEDIA Microbiology Products) durante toda la noche. Una vez recolectadas las muestras se trasladaron al laboratorio SAN FRANCISCO ubicado en la ciudad de Ambato, se procedió a sembrar cada una de las muestras en agar Sangre, y Mueller Hinton para la prueba de sensibilidad a desinfectantes (HIMEDIA Microbiology Products), la incubación se realizó a 37°C por 24 horas.

Direcciones para preparación de Agar Sangre

Indicaciones del proveedor (HIMEDIA Microbiology Products); se diluyó 40 g en 1 litro de agua destilada, luego se llevó a ebullición para disolverse por completo. Se esterilizó en autoclave a 121 ° C durante 15 minutos, continuamente se enfrió a 45-50 ° C y agregar 7% de sangre estéril. Finalmente se mezcló con rotación suave y se vertió en las cajas estériles.

Tinción Gram de colonias

Es de gran importancia en Microbiología, ya que permite hacer diferenciaciones taxonómicas, separando dos grandes grupos de bacterias (gram-positivas, de color violeta azulado, y gram-negativas, de color granate o rojo-rosado), según se comporten ante esta tinción (López, 2003).

- Se preparó un extendido fino del material en estudio y se dejó secar al aire.
- Se fijó el material al portaobjeto de modo que no sea arrastrado durante el proceso de tinción, pasando el portaobjeto 3 o 4 veces por la llama de un mechero de Bunsen.
- Se colocó el preparado sobre un soporte de tinción y cubrir la superficie con solución de Cristal Violeta por 1 minuto. Pasando el minuto, lavar con agua destilada.
- Se cubrió el preparado con Lugol Gram por 1 minuto. Se lavó nuevamente con agua destilada.
- Se sostuvo el portaobjeto entre el pulgar y el índice y se bañó la superficie con unas gotas del decolorante: alcohol acetona hasta no arrastrar más colorante violeta. Esto, requirió 30 segundos.
- Se lavó con agua destilada y se colocó nuevamente el portaobjeto sobre el soporte. Se cubrió la superficie con Safranina (contracolor), durante un minuto. Se lavó con agua destilada.
- Se colocó el preparado en un soporte de tinción en posición vertical, dejando que escurra el exceso de agua y que se seque el extendido.
- Se examinó el extendido al microscopio con objetivo de inmersión (100X) (Stuart, 2000).

Pruebas Bioquímicas para identificación de bacterias

Catalasa. La catalasa es un enzima presente en la mayoría de los microorganismos que poseen citocromos. Las bacterias que sintetizan catalasa hidrolizan el peróxido de hidrógeno en agua y oxígeno gaseoso que se libera en forma de burbujas. El principal objetivo de esta prueba es separar *Micrococacceae* (positiva) de *Streptococcus spp.* y *Enterococcus spp.* (negativa) (Fernández, 2010).

Procedimiento: Se colocó una gota de H₂O₂ al 3% sobre un portaobjetos y luego se transfirió una porción de colonia sobre el H₂O₂ realizándose una emulsión. En lo posible debe tomarse la colonia a partir de un medio sin sangre ya que los eritrocitos tienen actividad de catalasa y pueden falsear los resultados (Seija, 2002).

Coagulasa. Permite determinar la capacidad de coagular el plasma por la acción de la enzima coagulasa. Se utiliza para diferenciar *S. aureus* (coagulasa positivo) de otras especies de Staphylococcus. La prueba de la coagulasa en tubo se puede leer tras incubación de 4h, pero si es negativa debe incubarse hasta 24h (Fernández, 2010).

Procedimiento: Se emulsionaron varias colonias en un tubo con 0,5 ml de plasma citratado de sangre humana. Se incubó a 35° y se chequea la formación del coágulo a las 4 horas. Si es negativo se reincuba toda la noche y se procede a su lectura a las 18 horas. La lectura a las 4 horas, es fundamental porque en alguna oportunidad puede suceder que las fibrinolisinias de *S.aureus* lisen el coágulo luego de 18 horas de incubación y de esta manera se produzcan un test falso negativo (Seija, 2002).

Agar Manitol. Se trata de un medio altamente selectivo debido a su alta concentración salina. Los estafilococos coagulasa positiva hidrolizan el manitol acidificando el medio; las colonias aparecen rodeadas de una zona amarilla brillante. Los estafilococos coagulasa negativos, presentan colonias rodeadas de una zona roja o púrpura. Las colonias sospechosas, se repicarán en un medio sin exceso de cloruro de sodio para efectuarles, posteriormente, la prueba de la coagulasa. Las bacterias que crecen en un medio con alta concentración de sal y fermentan el manitol, producen ácidos, con lo que se modifica el pH del medio y vira el indicador de pH del color rojo al amarillo. Los estafilococos coagulasa positiva fermentan el manitol y se visualizan como colonias amarillas rodeadas

de una zona del mismo color. Los estafilococos que no fermentan el manitol, se visualizan como colonias rojas, rodeadas de una zona del mismo color o púrpura (Britanialab, 2013).

Procedimiento: Se suspendió 111 g del polvo de agar en 1 litro de agua destilada. Se dejó reposar 5 minutos y calentar con agitación frecuente, llevando a ebullición durante 2 minutos para disolución total. Se distribuyó en tubos estériles. Se dejó enfriar por 20 minutos. Se sembró en la superficie el inóculo denso de la muestra por estría. La incubación se realizó a 37° C durante 18 a 24 hs.

Susceptibilidad a la novobiocina. Separa *S.saprophyticus* (resistente a la novobiocina) de los demás *Staphylococcus* coagulasa negativos. Fundamento: Varias especies del Género *Staphylococcus* son resistentes a la novobiocina (disco de 5 µg).

Procedimiento: Se sembró una placa de Mueller Hinton con un hisopo embebido en una suspensión de la cepa a estudiar. Luego se aplicó el disco de novobiocina y se incubó a 35° por 18 horas.

Interpretación de resultados: Un halo de inhibición de crecimiento menor o igual a 16 mm corresponde a *S. saprophyticus*. Un halo de inhibición mayor de 16 mm corresponde a otros *Staphylococcus* coagulasa negativos (Seija, 2002).

4.6.2. Prueba de Sensibilidad a desinfectantes y antisépticos

Técnica de discos impregnados con antisépticos y desinfectantes sobre placa con siembra masiva de un microorganismo.

En esta técnica, el inóculo bacteriano fue llevado a una concentración igual a la del estándar 0,5 de McFarland, se aplicó sobre la superficie de una placa seca de agar Mueller-Hinton que tenga un pH entre 7,2 y 7,4 medido a temperatura ambiente y una vez solidificado el medio de cultivo. La cepa se rayó sobre la superficie del medio solidificado en el medio de cultivo. La cepa se debe rayar sobre la superficie del medio de forma tal que se logre un crecimiento confluyente. Una vez realizado esto, se tomó con unas pinzas previamente flameadas los discos vacíos (OXOID) impregnados previamente uno con yodo-povidona al 10%, el otro con clorhexidina al 3%, el siguiente con amonio cuaternario al 20% y el último con glutaraldehído al 2% y se colocó un disco en cada una de las cajas Petri. Luego, la placa se incubó a 37° C por 18 horas, cada caja fue observada

en una luz indirecta y cada halo de inhibición fue medido utilizando una regla graduada (Reyes, 2009).

Preparación del inóculo

Método directo de suspensión de colonias

- Se preparó el inóculo haciendo un caldo directo o una suspensión salina de colonias aisladas seleccionadas de una placa de agar de 18 a 24 horas
- Se ajustó la suspensión para lograr una turbidez equivalente a un estándar 0.5 McFarland. Esto resulta en una suspensión que contiene aproximadamente $1 \text{ a } 2 \times 10^8$ unidades formadoras de colonias (UFC) / ml.

Procedimiento para realizar la prueba de difusión de disco

Inoculación de cepas en las placas

- Óptimamente, dentro de los 15 minutos posteriores al ajuste de la turbidez de la suspensión del inóculo, se sumergió un hisopo estéril de algodón en la suspensión ajustada. Se giró el hisopo varias veces y presionó firmemente en el interior de la pared del tubo por encima del nivel del líquido. Esto eliminó el exceso de líquido del hisopo.
- Se inoculó en la superficie seca de una placa MHA (Mueller Hinton agar) al sembrar el hisopo sobre toda la superficie de agar estéril. Se repitió este procedimiento haciendo rayas dos veces más, rotando la placa aproximadamente 60° cada vez para asegurar una distribución uniforme del inóculo. Como último paso, se limpió el borde del agar.
- Se dejó la tapa entreabierta por tres a cinco minutos, pero no más de 15 minutos, para permitir cualquier exceso de la humedad de la superficie debe ser absorbida antes de aplicar los discos impregnados con el producto seleccionado.

NOTA: Evitar los extremos en la densidad del inóculo. Nunca usar cultivos de caldo sin diluir durante la noche u otros inóculos no estandarizados para placas de rayas.

Aplicación de discos a placas de agar inoculadas

- Se distribuyó los discos predeterminados con los desinfectantes y antisépticos en la superficie del agar inoculado plato. Cada disco se presionó para asegurar el contacto completo con la superficie del agar. Los discos se colocaron individualmente.
- Se invirtieron las placas y colocaron en la incubadora a $35 \pm 2^\circ \text{C}$ (NCCLS, 2012).

4.7. PROCESAMIENTO DE LA INFORMACIÓN

Para el procesamiento de la información, se realizó un análisis de varianza y la prueba de Tukey al 5% para los tratamientos, los cuales fueron realizados a través del programa estadístico Infostat versión 2017.

CAPÍTULO V

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. RESULTADOS

Tabla 1. Porcentaje de bacterias aisladas en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato

BACTERIAS	CONSULTORIO 1						CONSULTORIO 2						HOSPITALIZACIÓN 1						HOSPITALIZACIÓN 2						QUIRÓFANO 1						QUIRÓFANO 2						
	ambiente		mesa		pared		Ambiente		mesa		fonendoscopio	ambiente		mesa		Jaula		ambiente		mesa		jaula		ambiente		mesa		tubo de anestesia		ambiente		mesa		pared			
	ap	%	ap	%	ap	%	Ap	%	Ap	%	ap	%	ap	%	ap	%	ap	%	ap	%	ap	%	ap	%	ap	%	ap	%	ap	%	ap	%	ap	%			
<i>S. aureus</i>	2	18	5	56	0	0	2	18	1	14	3	38	4	44	0	0	5	56	2	25	1	13	1	11	1	13	0	0	1	11	1	14	0	0	2	29	
<i>S. coagulasa negativa</i>	0	0	0	0	2	29	0	0	1	14	1	13	1	11	2	29	0	0	3	38	1	13	3	33	0	0	1	13	1	11	0	0	1	13	0	0	
<i>S. epidermidis</i>	2	18	0	0	1	14	0	0	0	0	0	0	0	0	1	14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	13	1	13	2	22	0	0	2	25	0	0
<i>S. saprophyticus</i>	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	11	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Bacilos gram positivos	7	64	4	44	4	57	7	65	5	71	4	50	4	44	4	57	4	44	3	38	6	75	4	44	6	75	6	75	5	56	6	86	5	63	5	71	

ap: aislados positivos

En la tabla 1 se observa la cantidad de bacterias en número y porcentaje aisladas de seis diferentes zonas del hospital; consultorio 1 y 2, hospitalización 1 y 2, quirófano 1 y 2. Las muestras fueron tomadas de diversas superficies inertes y del ambiente hospitalario

Tabla 2. Aislados positivos de bacterias en zonas del Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato

BACTERIAS	CONSULTORIO 1	CONSULTORIO 2	HOSPITALIZACIÓN 1	HOSPITALIZACIÓN 2	QUIRÓFANO 1	QUIRÓFANO 2
	Aislados positivos					
<i>Staphylococcus aureus</i>	7	6	9	4	2	3
<i>Staphylococcus coagulasa negativa</i>	2	4	3	7	3	1
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	3	0	1	0	3	2
<i>Staphylococcus saprophyticus</i>	0	0	0	1	0	0
Bacilos gram positivos	15	16	12	13	17	16
TOTAL	27	26	25	25	25	22

En la tabla 2 se observa la cantidad total de aislados positivos por cada zona estudiada del Hospital Docente Veterinario, obteniendo un total superior en el consultorio N° 1 con 27 aislamientos positivos de bacterias.

Tabla 3. Porcentaje total de bacterias aisladas en el hospital docente veterinario.

BACTERIAS	Muestras	Porcentaje
<i>Staphylococcus aureus</i>	31	21
<i>Staphylococcus coagulasa</i> negativa	20	13
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	9	6
<i>Staphylococcus saprophitycus</i>	1	0,67
Bacilos gram positivos	89	59
TOTAL	150	

En la tabla 3 se observa la cantidad de bacterias en número y porcentaje aisladas de todas las zonas estudiadas conjuntamente teniendo un total de 150 bacterias aisladas y mostrando que la bacteria con mayor presencia fueros los Bacilos gram positivos (59%), seguido de *Staphylococcus aureus* (20%), *Staphylococcus coagulasa* negativa (13%), *Staphylococcus epidermidis* (6%) y *Staphylococcus saprophitycus* (0,67%).

Tabla 4. Sensibilidad de bacterias nosocomiales aisladas en el hospital docente veterinario frente a desinfectantes y antisépticos.

BACTERIAS	AMONIO CUATERNARIO	GLUTARALDEHÍDO	CLORHEXIDINA	YODOPOVIDONA	E.E¹	P. VALOR
HALOS MEDIDOS EN MM						
<i>Staphylococcus aureus</i>	80,33 a	75,33 a	54,00 a	33,33 a	24,05	0,5264
<i>Staphylococcus coagulasa</i> negativa	73,00 a	57,00 a	52,00 a	33,33 a	27,32	0,7852
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	38,67 a	47,00 a	22,00 ab	0 b	1,87	0,004
<i>Staphylococcus saprophitycus</i>	76,33 b	100 a	59,33 c	45,33 d	1,87	<0,0001
Bacilos gram positivos	22,00 a	19,00 ab	27,67 a	0 b	4,27	0,0195

¹ Error estándar

a - d = Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

En la tabla 8 se observan los promedios obtenidos de acuerdo al análisis de varianza y la prueba de Tukey al 5%, para cada uno de los desinfectantes y antisépticos probados frente a las bacterias aisladas en el Hospital Docente Veterinario, donde se interpreta que; *Staphylococcus aureus* ($P = 0,5264$) no obtuvo diferencias estadísticamente significativas en la formación de halos de inhibición de crecimiento bacteriano, el mismo resultado se obtuvo con el estudio de *Staphylococcus coagulasa* negativa ($P = 0,7852$), no así para

Staphylococcus epidermidis ($P = 0,004$) que obtuvo un promedio entre 47 y 0 de crecimiento de halos de inhibición bacteriana donde el glutaraldehído muestra una eficacia superior a los demás desinfectantes y mostrándose resistente a la yodopovidona. El estudio de *Staphylococcus saprophitycus* ($P < 0,0001$) tuvo valores entre 100 y 45,33, mostrando una eficacia máxima inhibitoria con la exposición a glutaraldehído y una mínima eficacia frente a yodopovidona, respectivamente. Finalmente los Bacilos gram positivos ($P = 0,0195$) tuvieron un promedio entre 27,67 y 0 mostrando reacción positiva a la exposición de clorhexidina y una resistencia a la yodopovidona.

5.2. DISCUSIÓN

Las infecciones adquiridas en el hospital pueden ser causadas por microbiota endógena de animales con inmunidad deprimida o causada por bacterias exógenas provenientes de fuentes ambientales, como lo reporta KuKanich (2012).

En este estudio se estableció al consultorio 1 como la zona más contaminada del Hospital Docente Veterinario, recalando que la mayor presencia de *Staphylococcus spp.* se halló en las superficies inertes estudiadas. Estos resultados guardan relación con los detectados por Aksoy (2010), en donde evaluaron los estafilococos en las superficies ambientales de un Hospital de Enseñanza Veterinario, en donde encontraron mayor prevalencia en las superficies inertes.

Se evidenció también un predominio de crecimiento bacteriano en los aislamientos de las muestras tomadas de las jaulas del área de hospitalización en el Hospital Docente Veterinario, similar a lo reportado por Kruger (2009) donde las superficies de las jaulas de un Hospital de Enseñanza Veterinario en Michigan (EU), tuvieron el mayor impacto en el aislamiento de bacterias nosocomiales.

En cuanto a las bacterias aisladas en el fonendoscopio, en este estudio la cepa más frecuente fue *Staphylococcus aureus* (21%), seguido por *Staphylococcus coagulasa negativa* (13%), mientras que los resultados de Shiferaw et al. (2013) muestran aislamientos de bacterias en fonendoscopios de un hospital en Etiopía teniendo la especie *Staphylococcus coagulasa negativa* (40.2%) como el aislado más frecuente; seguido por

Staphylococcus aureus (30.9%), esto podría deberse al contacto directo del fonendoscopio con la microbiota cutánea humana, que contiene principalmente bacterias gram-positivas. Los resultados de esta investigación muestran aislamiento de *Staphylococcus aureus* (21%), *Staphylococcus epidermidis* (6%), *Staphylococcus saprophyticus* (0,67%), mismas cepas que coinciden con el estudio de Azizi et al. (2014) en diferentes porcentajes de bacterias frecuentes aisladas en un hospital de Irán teniendo (*Staphylococcus aureus* (10%), *Staphylococcus saprophyticus* (10%), *Staphylococcus epidermidis* (5%), la diferencia de porcentajes se puede deber a la proveniencia de la muestras, en este estudio todas las muestras fueron tomadas de equipos y superficies inertes mientras que en el estudio del Hospital de Irán parte de las muestras también fueron tomadas de la indumentaria del personal médico.

En el Hospital Docente Veterinario *Staphylococcus aureus* fue la cepa identificada en primer lugar dentro de los aislamientos de *Staphylococcus spp.*, así como lo reporta Barrios-Casarrubias (2007) estableciendo el *Staphylococcus aureus* como la especie más abundante en la primera campaña de su estudio, debido a que las bacterias aisladas del aire son en general cocos Gram positivos, y siendo *Staphylococcus aureus* una de las cepas que mejor se desarrolla en el ambiente.

Staphylococcus epidermidis se aisló en diferentes zonas del Hospital Docente Veterinario, de la misma forma Jara (2009) en su investigación aisló diferentes bacterias nosocomiales en los hospitales veterinarios de la Universidad de Chile siendo una de las predominantes *S. epidermidis*. Este mismo resultado lo evidenció Fariña et al. (2013) donde evidencian a *S. epidermidis* como el *Staphylococcus* coagulasa negativa (SCN) más frecuentemente implicado en infecciones nosocomiales, probablemente porque la mayoría de muestras recolectadas provienen de equipos o superficies que tienen contacto directo con las manos del personal médico siendo principalmente *S. epidermidis* un habitante normal de la piel humana sana y la microbiota de la mucosa.

En cuanto a la sensibilidad de los desinfectantes y antisépticos en el presente estudio se obtuvieron resultados con el glutaraldehído y clorhexidina frente a las cepas de estafilococos aisladas, mostrando un mayor halo de inhibición de crecimiento bacteriano, mismos resultados que Reynaldo (2004) muestra en su investigación indicando que el digluconato de clorhexidina y el glutaraldehído alcalino manifiestan una eficacia contra

cepas de estafilococos, similar al estudio realizado por Mengistu (1999) donde evaluó el efecto de la clorhexidina frente a estafilococos mostrando que todos fueron susceptibles, esto se debe al mecanismo de acción que tiene cada desinfectante y antiséptico sobre las bacterias, en el caso del glutaraldehído actúa sobre la pared celular mediante la alquilación de los grupos químicos de las proteínas y ácidos nucleicos de las bacterias (Rodríguez, 2005), por otro lado el sitio de acción primario de la clorhexidina es la membrana citoplasmática, dando como resultado la modificación en la permeabilidad, debido a la interacción electrostática con los fosfolípidos ácidos (Sánchez, 2005).

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES, BIBLIOGRAFÍA Y ANEXOS

6.1. CONCLUSIONES

- Se identificó y tipificó diferentes tipos de bacterias nosocomiales presentes en todas las zonas muestreadas como: Consultorio 1 y 2, Hospitalización 1 y 2, Quirófano 1 y 2, teniendo las siguientes cepas; *Staphylococcus aureus* (21%), *Staphylococcus coagulasa negativa* (13%), *Staphylococcus epidermidis* (6%), *Staphylococcus saprophyticus* (0,67%), Bacilos Gram positivos (59%), siendo los porcentajes mencionados de las cepas aisladas, inofensivos para pacientes inmunológicamente estables.
- El área más contaminada del Hospital Docente Veterinario resultó al Consultorio N°1 con un total de 27 muestras positivas al momento de la identificación y tipificación de bacterias, al ser este el consultorio menos concurrido es al que menos atención se presta en el momento de desinfección.
- Se determinó la sensibilidad de las cepas aisladas a desinfectantes y antisépticos teniendo una mayor eficacia del Amonio cuaternario frente a *S. aureus*, *S. coagulasa negativa*; el glutaraldehído actuó mejor para *S. epidermidis* y *S. saprophyticus*, por último se observó una eficacia mayor de la clorhexidina frente a Bacilos Gram positivos.

6.2. BIBLIOGRAFÍA

1. Aksoy, E., Boag, A., Brodbelt, D., & Grierson, J. (2010). Evaluation of surface contamination with staphylococci in a veterinary hospital using a quantitative microbiological method. *Journal of Small Animal Practice*, 51(11), 574–580. <https://doi.org/10.1111/j.1748-5827.2010.00994.x>
2. Aldea-Mansilla C, García de Viedma D, Cercenado E, Martín-Rabadán P, Marín M, Bouza E. Comparison of phenotypic with genotypic procedures for confirmation of coagulase-negative Staphylococcus catheterrelated bloodstream infections. *J Clin Microbiol* 2006; 44: 3529-32.
3. Alpuche, C.; Daza, C. 2002. Infecciones nosocomiales por bacterias Gram negativas resistentes a cefalosporinas de espectro extendido: asociación de dos peligrosos enemigos. *Enf. Infec. Microbiol.* 22(4): 192-199.
4. Álvarez-Ilerma, F., Abad, V., José, M., Pont, P., & Tarragó, E. (2002). Efectividad del aislamiento de contacto en el control de bacterias multirresistentes en un servicio de medicina intensiva. *Enfermedades Infecciosas Y Microbiología Clínica*, 20(2), 57–63. [https://doi.org/10.1016/S0213-005X\(02\)72742-0](https://doi.org/10.1016/S0213-005X(02)72742-0)
5. Anaya, V., Ortiz, S., Hernández, V., García, A., Jiménez, M., Ángeles, U., 2007. Prevalencia de lavado de manos y factores asociados al incumplimiento. Estudio de sombra. *Revista de Enfermería del Instituto Mexicano del Seguro Social* 15, 141-146.
6. Andrade P, González M, Villaruel E, Bolívar A, Navarro P. Infección urinaria por Staphylococcus saprophyticus. Abstracts A48. *Enfermedades infecciosas y Microbiología* 2001:21.Suplemento 2001. S12.
7. Arévalo, AM; Arribas, MJ; Herruzo, R. Guía de utilización de antisépticos (en línea). Consultado 12 mayo 2008. Disponible en <http://www.mpsp.org/mpsp/Documentos/Desinfec/antisept.htm>
8. Azizi, M., Pakzad, I., Karam, Z., Khodayari, F., Azizian, R., Azizi, F., ... Pakzad, R. (2014). Microbiological Pattern and Antibiotic Susceptibility of Agents Isolated from Nosocomial Infections , Staff and Equipment of ... *Jornal of Pure and Applied Microbiology*, 8(October), 1059–1064.
9. Barrios-Casarrubias A, Castro-Ramírez J, Rivera-Casales G, Vences-Martínez. Aislamiento de bacterias del ambiente y superficie resistente a antibiótico y antisépticos, del Hospital General de la SSA de Jojutla Morenos, México. *Bioquímica* 2007; 32:10.

10. Bloock, S. 1994. Desinfección, esterilización y preservación. 4 edición. Philadelphia. Les & Fegiber.
11. Boerlin P, Eugster S, Gaschen F, Straub R, Schawalder P. 2001. Transmission of opportunistic pathogens in a veterinary teaching hospital. *Veterinary Microbiology* 82(4): 347-359.
12. Borja, A., Burga, P., Chang, J., Loyola, W., Llanos, F., Rosales, R., Yagui, M., Yeckle, M., 2002. Manual de desinfección y esterilización hospitalaria. Proyecto Vigía (MINSA-USAID). <http://spe.epiredperu.net/SE-IIIH/17%20Norma%20Esterilizacion.pdf> (consultado 12 enero 2012).
13. Britanialab. (2013). Manitol Salado Agar. Disponible en: <http://www.britanialab.com.ar/esp/productos/b02/manitosalagar.htm>
14. Burgess, B., Morley, P., & Hyatt, D. (2004). Environmental surveillance for Salmonella enterica in a veterinary teaching hospital *Public Veterinary Medicine : Public Health Environmental surveillance in a veterinary teaching hospital. Journal of the American Veterinary Medical Association* •, 225(September 2015). <https://doi.org/10.2460/javma.2004.225.1344>
15. Carrasco, D. (2012). Detección de tres genes de resistencia a tetraciclinas en bacterias nosocomiales gram positivas, aisladas en recintos hospitalarios veterinarios de la Universidad de Chile. Universidad de Chile.
16. Centers for Disease Control and Prevention. Recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC) 2003. Available from http://www.cdc.gov/ncidod/dhqp/gl_envirioninfection.html Last accessed July 13, 2010.
17. Chaparro, J. L., Hernández, Y. K., Castellanos, V., & Arcila, V. H. (2005). Inmunología y microbiología. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 18(4), 381-383.
18. Cheung RJ, Ortiz D, DiMarino AJ, Jr. GI endoscopic reprocessing practices in the United States. *Gastrointest. Endosc.* 1999;50:362-8.
19. Conville PS and Albers A. *Staphylococcus saprophyticus*: A review of the literatura. *J Medical Technology.* 1984;1 (6): 51319.
20. Coria Lorenzo JJ, et al. Patrones de susceptibilidad de gramnegativos en aislamientos nosocomiales en un hospital de tercer nivel de atención pediátrica: análisis de su frecuencia y prevalencia en 2 periodos de tiempo (2006 vs. 2012). *Perinatol Reprod Hum.* 2017. <http://dx.doi.org/10.1016/j.rprh.2016.10.002>

21. Cunha M L, Rugolo L M, Lopes C A. Study of virulence factors in coagulase-negative staphylococci isolated from newborns. *MemInst Oswaldo Cruz* 2006; 101: 661-8.
22. Cuny C, Kuemmerle J, Stanek C, Willey B, Strommenger B, Witte W. 2006. Emergence of MRSA infections in horses in a veterinary hospital: Strain characterisation and comparison with MRSA from humans. *Euro Surveill* 11(1): 44-47.
23. Derivados de biguanidas y amidinas (en línea). Consultado 12 mayo 2008. Disponible en <http://www.academia.cat/societats/farmcl/libre/higiene/235.pdf>
24. Ehrenkranz NJ, Bolyard EA, Wiener M, Cleary TJ. Antibiotic-sensitive *Serratia marcescens* infections complicating cardiopulmonary operations: contaminated disinfectant as a reservoir. *Lancet* 1980;2:1289-92.
25. Emori, G.; Gaynes, R. 1993. An overview of nosocomial infections, including the role of the microbiology laboratory. *Clin. Microbiol. Rev.* 6(4): 428-442.
26. Fariña, N., Carpinelli, L., Samudio, M., Guillén, R., Laspina, F., Sanabria, R., de Kaspar, H. M. (2013). [Clinically significant coagulase-negative staphylococci: most frequent species and virulence factors]. *Revista Chilena de Infectología: Órgano Oficial de La Sociedad Chilena de Infectología*, 30(5), 480–8. <https://doi.org/10.4067/S0716-10182013000500003>
27. Fernández, A., García, C., Saéz, J. A., & Valdezate, S. (2010). *Metodos de identificación bacteriana en el laboratorio de microbiología*.
28. Fitzgerald KA, Davis A, Russell AD. Uptake of ¹⁴C-chlorhexidine diacetate to *E. coli* and *P. aeruginosa* and its release by azolectin. *FEMS Microbiol Lett* 1989;60:327-32
29. Francey T, Gaschen F, Nicolet J, Burnens A. 2000. The role of *Acinetobacter baumannii* as a nosocomial pathogen for dogs and cats in an intensive care unit. *Journal of Veterinary Internal Medicine*. 14(2): 177-183.
30. Gamboa, M. M., Rodríguez, E., & Rojas, M. (2003). Bacterias de importancia clínica en respiradores y aires acondicionados de hospitales de San José, Costa Rica. *Biomed*, 14(3), 143–151.
31. Griffin FA. 5 Million Lives Campaign. Reducing methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) infections. *Jt Comm J Qual Patient Saf* 2007;33:726–731.

32. Guzmán, A. B. (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. Universidad de las Américas. Retrieved from http://repositorio.uch.edu.pe/bitstream/handle/uch/51/Robles_Hurtado_Isabel.pdf;sequence=3&isAllowed=y
33. Hamilton, E., Kaneene, J., May, K., Kruger, J. M., Schall, W., Beal, M. W., DeCamp, C. (2012). of *Enterococcus* spp and *Staphylococcus* spp isolated from surfaces in a veterinary teaching hospital. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 240, 1463–1473.
34. Hand Washing Liaison Group, “Hand washing a modern measure with big effects,” *British Medical Journal*, vol. 318, p. 686, 1999.
35. Hernández, S., Negro, V., 2009. *Cirugía en pequeños animales*. 1.a edición. Argentina: Editorial Intermédica. 128 p.
36. Jara, M. A., Avendaño, P., & Navarro, C. (2009). Identificación y estudio de susceptibilidad antimicrobiana de bacterias potencialmente responsables de infecciones nosocomiales en los hospitales veterinarios de la Universidad de Chile. *Avances en Ciencias Veterinarias*, 24(1-2).
37. Johnson, J. 2002. Nosocomial infections. *Vet. Clin. North. Am. Small. Anim. Pract.* 32(5): 1101- 1126.
38. Kloos W E, Bannerman T L. Update on clinical significance of coagulase-negative staphylococci. *Clin Microbiol Rev* 1994; 7: 117-40
39. Kloos W E, Schleifer K H. Isolation and characterization of staphylococci from human skin. Descriptions of four new species: *Staphylococcus warneri*, *Staphylococcus capitis*, *Staphylococcus hominis*, and *Staphylococcus simulans*. *Int J Syst Bacteriol* 1975; 25: 62-79.
40. Koneman E, Allen S, Janda W, Schreckenberger P, Winn W. *Diagnóstico microbiológico. Texto y Atlas a color*. 5ta ed. Buenos Aires: Médica Panamericana 1999; p. 282-3.
41. Kukanich, K. S., Ghosh, A., Skarbek, J. V, Lothamer, K. M., & Zurek, L. (2012). Surveillance of bacterial contamination in small animal veterinary hospitals with special focus on antimicrobial resistance and virulence traits of enterococci. *Journal of the American Veterinary Medical Association* •, 240, 437–445.
42. Leonard F, Markey B. 2008. Meticillin-resistant *Staphylococcus aureus* in animals: A review. *Vet Jour-Vet Journal* 175 (1): 27-36. national committee for

- clinical laboratory standards. 1997. Performance standards for antimicrobial disk susceptibility test. Approved standards. NCCLS document M2-A3. National Committee for Clinical Laboratory Standards.
43. Lim SM, Webb SA. Nosocomial bacterial infections in Intensive Care Units. I. Organisms and mechanisms of antibiotic resistance. *Anaesthesia* 2005; 60:887–902.
 44. López, J., Castillo, E., & Salavert, M. (n.d.). Técnicas de Identificación.
 45. Macedo, M., & Vola, M. (2008). Principales grupos de bacilos Gram positivos aerobios, 339–353.
 46. Maldonado-Vega, M., Peña-Cabriales, J. J., Villalobos, S. D. L. S., Castellanos-Arévalo, A. P., Camarena-Pozos, D., Arévalo-Rivas, B., ... Guzmán, D. (2014). Bioaerosoles y evaluación de la calidad del aire en dos centros hospitalarios ubicados en León, Guanajuato, México. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 30(4), 351–363.
 47. Martínez Dobois, A. 1996. Cirugía, bases del conocimiento quirúrgico (en línea). Consultado 23 ago. 2007. Disponible en http://www.hgm.salud.gob.mx/ensenanza/temario/pdf/Cuidados_pre_trans_ope.pdf
 48. Martínez Dobois, A. 1996. Cirugía, bases del conocimiento quirúrgico (en línea). Consultado 23 ago. 2007. Disponible en http://www.hgm.salud.gob.mx/ensenanza/temario/pdf/Cuidados_pre_trans_ope.pdf
 49. Martínez, E., Hernández, C., Pallares, C., Pacheco, R., Hurtado, K., & Recalde, M. (2014). Frecuencia de aislamientos microbiológicos y perfil de resistencia bacteriana en 13 clínicas y hospitales de alta complejidad en Santiago de Cali - Colombia. *Asociación Colombiana de Infectología*, 18(1), 3–11. [https://doi.org/10.1016/S0123-9392\(14\)70734-9](https://doi.org/10.1016/S0123-9392(14)70734-9)
 50. Mengistu, Y., Ergie, W., & Belleste, B. (1997). In vitro susceptibility of staphylococci to chlorhexidine and antibiotics, (January 1996), 1–6.
 51. Merianos JJ. Surface-active agents. In: Block SS, ed. *Disinfection, sterilization, and preservation*. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, 2001:283-320.
 52. Murphy C, Reid-Smith RJ, Boerlin P, Weese JS, Prescott JF, Janecko N, Hassard L, McEwen SA. *Escherichia coli* and selected veterinary and zoonotic pathogens isolated from environmental sites in companion animal veterinary hospitals in southern Ontario. *Can Vet J* 2010; 51:963–972.

53. National Committee for Clinical Laboratory Standards (NCCLS). 2012. Performance Standards for Antimicrobial Disk Susceptibility Test. M02-A11. 32(1): 76 p
54. Nuñez S, Moreno A, Green K, et al. The stethoscope in the emergency department: a vector of infection? *Epidemiol Infect* 2000; 124:233–237.
55. Ogeer-Gyles, J. S.; Mathews, K.A.; Boerlin, P. 2006. Nosocomial infections and antimicrobial resistance in critical care medicine. *J Vet Emerg Crit Care*.16: 1-18.
56. OMS. Organización mundial de la salud. 2003. Epidemiología de las infecciones nosocomiales. [en línea] Introducción. In: Prevención de las infecciones nosocomiales. <http://www.who.int/csr/resources/publications/drugresist/PISpanish3.pdf>
57. Petrocci AN. Surface active agents: quaternary ammonium compounds. In: Block SS, ed. *Disinfection, sterilization, and preservation*. Philadelphia: Lea & Febiger, 1983:309-29.
58. Predari S. Estafilococos coagulasa negativos: el enemigo silente. *Rev Arg Microbiol* 2007; 39: 1-3.
59. Raka, L.; Zoutman, D.; Mulliqi, G.; Krasniqi, S.; Dedushaj, I.; Raka, N.; Ahmeti, S.; Shala, M.; Vishaj, A.; Elezi, Y. 2006. Prevalence of nosocomial infections in high-risk units in the University Clinical Center of Kosova. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 27(4): 421-423.
60. Repáraz, F., Arina, P., Artajo, P., Sánchez, M., Escobar, E., 2000. Limpieza y desinfección en el hospital. *Anales del Sistema Sanitario de Navarra* 23, 81-93.
61. Reynaldo MB, Flores MB, Viegas Caetano JA, Magariños MC. Eficacia de algunos biocidas contra estafilococos hospitalarios sensibles y resistentes a la meticilina en la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Rev Panam Salud Publica*. 2004; 16(3):187–92.
62. Rodríguez Ferri, E. (2005). *La Desinfección Como Práctica Útil En La Lucha Contra Las Infecciones Animales*. Retrieved from http://ourworld.compuserve.com/homepages/Academia_Veterinaria/news26.htm
63. Saïd-salim, Battouli; Mathema, B.; Kreiswirth, B. 2003. Community-acquired methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: An emerging pathogen. *Infect. Control. Hosp. Epidemiol*. 24(6): 451-455.

64. Sánchez MP, Gutiérrez NP, Padilla MY, Suárez LL. Resistencia antimicrobiana de bacterias aisladas de clínicas veterinarias de la ciudad de Ibagué, Colombia. *Rev Univ. salud.* 2015; 17(1):18-31.
65. Scott EM, Gorman SP. Glutaraldehyde. In: Block SS, ed. *Disinfection, sterilization, and preservation.* Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, 2001:361-81.
66. Seguin, J.; Walker, R., Caron, J.; Kool, W.; George, C.; Hollis, R.; Jones, R.; Pfaller, M. 1999. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* outbreak in a veterinary teaching hospital: Potencial human-to-animal transmission. *J. Clin. Microbiol.* 37(5): 1459-1463.
67. Seija, V. (2002). *Cocos gram positivos: Aspectos prácticos.*
68. Shere L. Some comparisons of the disinfecting properties of hypochlorites and quaternary ammonium compounds. *Milk Plant Monthly* March 1948:66-9.
69. Shickman MD, Guze LB, Pearce ML. Bacteremia following cardiac catheterization. *N. Engl. J. Med.* 1959; 260:1164-6.
70. Shiferaw, T., Beyene, G., Kassa, T., & Sewunet, T. (2013). Bacterial contamination, bacterial profile and antimicrobial susceptibility pattern of isolates from stethoscopes at Jimma University specialized hospital. *Annals of Clinical Microbiology and Antimicrobials*, 12, 1–8. <https://doi.org/10.1186/1476-0711-12-39>
71. Sykes G. *Disinfection and sterilization.* London: E & FN Spon Ltd, 1965.
72. T Stuart Waiker, Me Graw Hill, Mexico-2000-Editores S.A-Microbiología.
73. Tan T Y, Ng S Y, Ng W X. Clinical significance of coagulase negative staphylococci recovered from nonsterile sites. *J Clin Microbiol* 2006; 44: 3413-4.
74. Trujillo, Y., Fernández, A., González, A., López, I., & Delgado, L. (2010). Resistencia microbiana de gérmenes aislados en pacientes de las unidades de cuidados intensivos e intermedios. Hospital Universitario Clínico Quirúrgico Comandante Faustino Pérez. 2010 Microbial resistance of isolated germs in patients of the intermedia. *Revista Médica Electrón*, 509–520.
75. Van Dijk Y, Bik EM, Hochstenbach-Vernooij S, et al. Management of an outbreak of *Enterobacter cloacae* in a neonatal unit using simple preventative measures. *J Hosp Infect* 2002; 51:21–26.
76. Vélez, P., & Camargo, Y. (2012). Aerobacterias *Staphylococcus* sp. en las Unidades de Cuidados Intensivos de un hospital universitario. *Trauma Fund*

MAPFRE, 23(3), 183–190. Retrieved from
<https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4035377>

77. Weese, S.; Faires, M.; Rousseau, J.; Bersenas, A.; Mathews. 2007. Cluster of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* colonization in a small animal intensive care unit. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 231(9): 1361-1364.
78. Ziebuhr W. *Staphylococcus aureus* and *Staphylococcus epidermidis*: pathogens in nosocomial infections. *Contrib Microbiol* 2001; 8:102–7.
79. Zordan S, Prenger-Berninghoff E, Weis R, Van der Reijden T, Van den Broek P, Baljer G, Dijkshoorn Lenie. Multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii* in veterinary clinics, Germany. *Emerg Infect Dis.* 2011; 17 (9):1751-4.

6.3. ANEXOS

Figura 1. Croquis del Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato, las zonas sombreadas representan las áreas de toma de muestras.

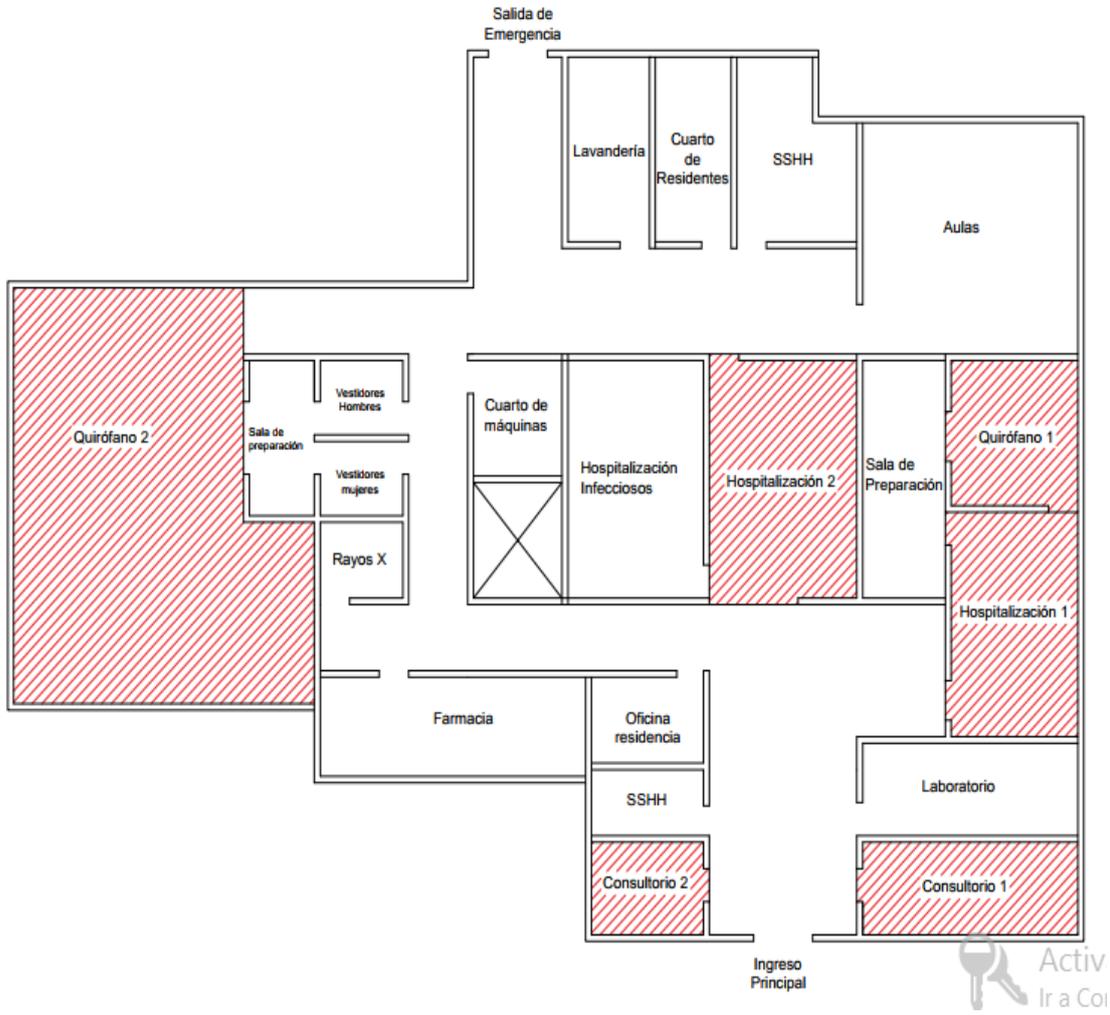


Figura 3. Toma de muestra de la mesa de consulta



Figura 2. Toma de muestras del fonendoscopio



Figura 5. Exposición de Agar Sangre



Figura 4. Prueba de identificación bioquímica en Agar Manitol.



Figura 7. Prueba de coagulasa.



Figura 6. Prueba de sensibilidad a la novobiocina.

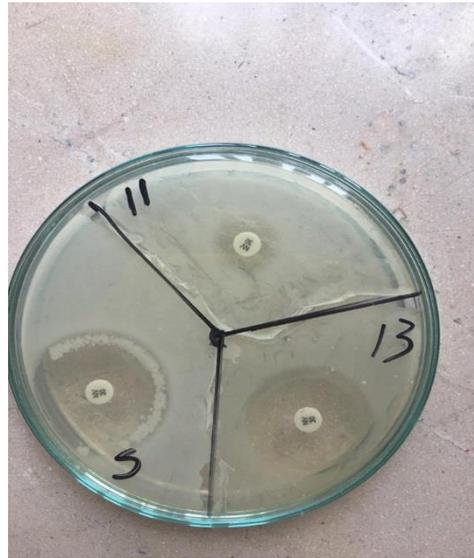


Figura 8. Medición de Halos de inhibición de crecimiento bacteriano

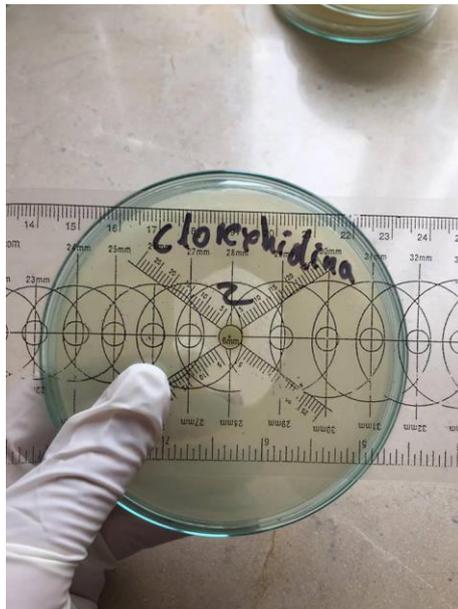


Figura 9. Análisis de varianza para medición de halos de inhibición de crecimiento bacteriano de *Staphylococcus aureus* frente a desinfectantes y antisépticos.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	4180,25	3	1393,42	0,80	0,5264
DESINFECTANTES	4180,25	3	1393,42	0,80	0,5264
Error	13882,00	8	1735,25		
Total	18062,25	11			

Figura 10. Test de Tukey para la variable sensibilidad de *Staphylococcus aureus* frente a desinfectantes y antisépticos.

DESINFECTANTES	Medias	n	E.E.
AMONIO	73,00	3	27,32 A
GLUTARALDHEIDO	57,00	3	27,32 A
CLORHEXIDINA	52,00	3	27,32 A
YODO	33,33	3	27,32 A

Figura 11. Análisis de varianza para medición de halos de inhibición de crecimiento bacteriano de *Staphylococcus coagulasa* negativo frente a desinfectantes y antisépticos.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	2403,00	3	801,00	0,36	0,7852
DESINFECTANTES	2403,00	3	801,00	0,36	0,7852
Error	17914,67	8	2239,33		
Total	20317,67	11			

Figura 12. Test de Tukey para la variable sensibilidad de *Staphylococcus coagulasa* negativo frente a desinfectantes y antisépticos.

DESINFECTANTES	Medias	n	E.E.
AMONIO	73,00	3	27,32 A
GLUTARALDHEIDO	57,00	3	27,32 A
CLORHEXIDINA	52,00	3	27,32 A
YODO	33,33	3	27,32 A

Figura 13. Análisis de varianza para medición de halos de inhibición de crecimiento bacteriano de *Staphylococcus saprophyticus* frente a desinfectantes y antisépticos.

<u>F.V.</u>	<u>SC</u>	<u>gl</u>	<u>CM</u>	<u>F</u>	<u>p-valor</u>
Modelo.	4986,25	3	1662,08	158,29	<0,0001
DESINFECTANTES	4986,25	3	1662,08	158,29	<0,0001
Error	84,00	8	10,50		
<u>Total</u>	<u>5070,25</u>	<u>11</u>			

Figura 14. Test de Tukey para la variable sensibilidad de *Staphylococcus saprophyticus* frente a desinfectantes y antisépticos.

<u>DESINFECTANTES</u>	<u>Medias</u>	<u>n</u>	<u>E.E.</u>	
GLUTARALDHEIDO	100,00	3	1,87	A
AMONIO	76,33	3	1,87	B
CLORHEXIDINA	59,33	3	1,87	C
YODO	45,33	3	1,87	D

Figura 15. Análisis de varianza para medición de halos de inhibición de crecimiento bacteriano de *Staphylococcus epidermidis* frente a desinfectantes y antisépticos.

<u>F.V.</u>	<u>SC</u>	<u>gl</u>	<u>CM</u>	<u>F</u>	<u>p-valor</u>
Modelo.	3870,25	3	1290,08	10,36	0,0040
DESINFECTANTES	3870,25	3	1290,08	10,36	0,0040
Error	996,67	8	124,58		
<u>Total</u>	<u>4866,92</u>	<u>11</u>			

Figura 16. Test de Tukey para la variable sensibilidad de *Staphylococcus epidermidis* frente a desinfectantes y antisépticos.

<u>DESINFECTANTES</u>	<u>Medias</u>	<u>n</u>	<u>E.E.</u>	
GLUTARALDHEIDO	47,00	3	6,44	A
AMONIO	38,67	3	6,44	A
CLORHEXIDINA	22,00	3	6,44	A B
YODO	0,00	3	6,44	B

Figura 17. Análisis de varianza para medición de halos de inhibición de crecimiento bacteriano de Bacilos gram positivos frente a desinfectantes y antisépticos.

<u>F.V.</u>	<u>SC</u>	<u>gl</u>	<u>CM</u>	<u>F</u>	<u>p-valor</u>
Modelo.	1110,00	3	370,00	5,96	0,0195
DESINFECTANTES	1110,00	3	370,00	5,96	0,0195
Error	496,67	8	62,08		
Total	1606,67	11			

Figura 18. Test de Tukey para la variable sensibilidad de Bacilos gram positivos frente a desinfectantes y antisépticos.

<u>DESINFECTANTES</u>	<u>Medias</u>	<u>n</u>	<u>E.E.</u>	
CLORHEXIDINA	27,67	3	4,27	A
AMONIO	22,00	3	4,27	A
GLUTARALDHEIDO	19,00	3	4,27	A B
YODO	0,00	3	4,27	B

CAPÍTULO VII

7. PROPUESTA

Aplicar muestreos periódicos para el diagnóstico y tipificación de bacterias nosocomiales y la implementación de un protocolo de desinfección.

7.1 DATOS INFORMATIVOS

Las instituciones involucradas en la presente propuesta serían, la Facultad de Ciencias Agropecuarias, carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Técnica de Ambato, y el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato.

7.2. ANTECEDENTES DE LA PROPUESTA

Existen estudios en el país en donde exponen protocolos de aislamiento bacteriano en centros hospitalarios potencialmente causantes de infecciones nosocomiales, de esta forma logran evaluar la calidad sanitaria de los mismos. Con los datos obtenidos en este estudio se puede incorporar un plan para el mejoramiento de la asepsia, desinfección y calidad del servicio que se ofrece en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato.

7.3. JUSTIFICACIÓN

La incorporación de muestreos diagnósticos en centros hospitalarios tiene como fin evaluar y descartar la presencia de bacterias potencialmente causantes de infecciones nosocomiales, a partir de esto se mejoran los protocolos de desinfección y se disminuiría eficazmente la contaminación bacteriana.

7.4. OBJETIVOS

- Diagnosticar periódicamente la presencia de bacterias en el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato, como posibles causantes de infecciones.
- Implementar un protocolo de desinfección en donde rijan normas tanto para el personal médico como para las zonas concurridas por los pacientes.

7.5. ANÁLISIS DE FACTIBILIDAD

La inversión de la aplicación del plan de muestreo periódico sería financiado por el Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato y el protocolo de desinfección estaría a cargo del personal médico del Hospital.

7.6. FUNDAMENTACIÓN

Las infecciones nosocomiales son un problema económico y clínico para el paciente ingresado en las instalaciones del Hospital, una vez controlada la asepsia del Hospital se mejoraría ampliamente la calidad del servicio del mismo y el Bienestar del paciente.

7.7. METODOLOGÍA, MODELO OPERATIVO

Promover al Director del Hospital Docente Veterinario y al personal médico del mismo participar en el plan de muestreo periódico y desinfección. El método sería la toma de muestras de zonas inertes del Hospital estableciendo las áreas ya estudiadas: Consultorio 1 y 2, Hospitalización 1 y 2, Quirófano 1 y 2, las tomas se realizarían de mesas de consultorio y quirófanos, jaulas de hospitalización, fonendoscopios, tubos de anestesia y del ambiente hospitalario, seguido del análisis en el laboratorio de bacteriología de la carrera de medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Técnica de Ambato. El protocolo de desinfección puede implementarse a partir de los resultados de este estudio teniendo así una eficacia superior contra las bacterias aisladas usando glutaraldehído y amonio cuaternario como desinfectante y la clorhexidina como antiséptico.

7.8. ADMINISTRACIÓN

La Universidad Técnica de Ambato mediante el personal de la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia en conjunto con el Hospital Docente Veterinario, serían los responsables de la realización de esta propuesta para beneficio de toda la comunidad.

7.9. PREVISIÓN DE LA EVALUACIÓN

El Hospital Docente Veterinario de la Universidad Técnica de Ambato podrá mediante esta propuesta mejorar la calidad de trabajo y servicio que brindan a la comunidad.