

Aislamiento e identificación de bacterias con potencial nosocomial procedentes de ambientes y superficies de una clínica veterinaria Universitaria del Área Metropolitana del Valle de Aburrá, Antioquia-Colombia

Esteban Arroyave¹, Jessica Uribe-Buriticá², Sara Granados-Acevedo², Luz A. Gutierrez³, Lina M. Arismendi⁴, Juana Liz Vidal Arboleda⁵, Andrés F. Londoño^{6*}

Resumen

Introducción: las infecciones nosocomiales son aquellas adquiridas por los pacientes durante la hospitalización. Son de gran importancia en medicina humana pero aún se desconoce cuál es su papel en medicina veterinaria.

Objetivo: identificar la presencia de bacterias asociadas a infecciones hospitalarias en ambientes y superficies en una clínica veterinaria.

Materiales y métodos: se realizaron dos muestreos, se determinó a través de sedimentación y torunda la presencia de bacterias en el ambiente y las superficies de las 8 unidades de la clínica veterinaria. La presencia de nosocomiales se determinó por el crecimiento y purificación en medios diferenciales, la identificación se hizo por descripción macroscópica de las colonias y tinción de Gram y posteriormente se realizó una caracterización bioquímicamente por medio del API20E y API50 CH/E y un antibiograma en las cepas relacionadas con resistencia a antibióticos.

Resultados: se obtuvo 95 aislados y se logró determinar la presencia de 28 agentes potencialmente nosocomiales, donde se destaca la presencia de *Pseudomonas aeruginosa*, *Proteus* sp. y *Staphylococcus* sp. microorganismos relacionados con infecciones asociadas a hospitales veterinarios.

Conclusiones: se realiza la primera aproximación a este tipo de infecciones en hospitales veterinarios en Antioquia, y se evidencia la circulación en ambiente y superficies de potenciales bacterias nosocomiales en la clínica veterinaria.

Palabras clave: Infecciones asociadas a hospitales, hospital veterinario, vigilancia en salud pública, infección nosocomial.

Isolation and identification of bacteria with nosocomial potential from environments and surfaces of a veterinary university clinic of Metropolitan area of Aburra Valley Antioquia-Colombia.

Abstract

Introduction: Care associated infections are of importance in human medicine but few is known in veterinary medicine.

Aims: To identify pathogenic bacteria in surfaces of veterinary clinics.

Materials and methods: Two samples with cotton hissopts were obtained in inert surfaces from 8 veterinary clinics. The presence of pathogenic bacteria was established by growth in agar media, identification of species was performed through colonies morphology and Gram stain and biochemistry identification with API20E and API50 CH/E system and antibiogram.

Results: 95 isolates were characterized and within them 28 were pathogenic. The most prevalent were *Pseudomonas aeruginosa*, *Proteus* sp. and *Staphylococcus* sp.

Conclusions: This is the first description of pathogenic microorganisms present in veterinary clinics in Antioquia that have potential for clinical consequences for personnel working at this veterinary centers.

Keywords: Hospital associated infections, veterinary hospital, Public health surveillance, nosocomial infection.

1 Grupo de Investigación en Ciencias Veterinarias - Centauro, Universidad de Antioquia, Medellín, Colombia
2 Semillero de Investigación en Medicina Veterinaria - SIVET. Corporación Universitaria Lasallista, Caldas, Colombia.
3 Grupo de Investigación en Producción, Desarrollo y Transformación Agropecuaria - GIPDTA. Corporación Universitaria Lasallista, Caldas, Colombia.
4 Grupo de Investigación en Gestión y Modelación Ambiental - GAIA Universidad de Antioquia, Medellín, Colombia.
5 Universidad de Antioquia, Facultad de Veterinaria
6 Grupo de Investigación en Medicina Veterinaria - GIVET, Corporación Universitaria Lasallista, Caldas, Colombia.

* Autor para correspondencia.

Correo electrónico: pipelb@gmail.com

Carrera 51 No. 118 sur 57, Caldas, Antioquia, Colombia, PBX: 3201999 Ext 202

Recibido: 24/07/2018; Aceptado: 11/10/2018

Cómo citar este artículo: E. Arroyave, et al. Aislamiento e identificación de bacterias con potencial nosocomial procedentes de ambientes y superficies de una clínica veterinaria Universitaria del Área Metropolitana del Valle de Aburrá, Antioquia-Colombia. Infectio 2019; 23(3): 227-233

Introducción

Las enfermedades nosocomiales o más recientemente conocidas como infecciones asociadas a hospitales o HAIs (por sus siglas en inglés hospital associated infections), corresponden a infecciones que le ocurren a un paciente durante su estado de hospitalización o cuando entra en contacto con un establecimiento de atención de salud¹. Entre los microorganismos relacionados con los HAIs, las bacterias y los virus son los agentes patógenos más comunes, respecto a estos, las bacterias son consideradas como los agentes nosocomiales de mayor importancia, ya que son responsables del 90% de las HAIs².

Este tipo de infecciones han sido ampliamente estudiadas en hospitales humanos, donde hoy en día son el foco de investigación para la búsqueda y desarrollo de estrategias de prevención y control, debido a los altos costos económicos y de vidas humanas que representan, donde, se estima que un 5% de los pacientes hospitalizados desarrollan una infección hospitalaria, produciendo la muerte de 75.000 pacientes al año en todo el mundo^{3,4}.

La problemática de las HAIs en medicina veterinaria puede llegar a ser más crítica, debido a factores como largos tiempos de hospitalización, uso prolongado de tratamientos complejos, amplio uso de inmunosupresores, gran cantidad de pacientes en estado crítico, uso indiscriminado de antibióticos y las limitaciones en el espacio de las instalaciones, los cuales inducen la transmisión e infección de estos agentes en clínicas de pequeñas especies (perros y gatos), sin considerar la escasa implementación de programas dirigidos a la identificación, prevención y control de HAIs en las clínicas veterinarias⁵.

Reportes de brotes en animales y humanos se han publicado principalmente en países desarrollados⁶⁻¹⁰. En 38 hospitales veterinarios universitarios de Estados Unidos y Europa, se reportó que el 82% habían presentado brotes de HAIs en los 5 años anteriores al estudio¹¹. Sin embargo, en Latinoamérica la información sobre las HAIs es escasa. Un estudio realizado en una clínica veterinaria en Brasil reportó la prevalencia de las HAIs encontrando únicamente un gato positivo¹², en otro estudio realizado en Costa Rica, se aislaron agentes relacionados con HAIs en 26.5% de las superficies muestreadas¹³. En Colombia solo hay dos reportes publicados a la fecha, uno realizado en Bogotá, donde se evaluó el comportamiento de algunos antibióticos de uso común veterinario en cepas de *Pseudomonas aeruginosa* aisladas de centros clínicos animales¹⁴ y otro estudio realizado en 10 clínicas veterinarias de la ciudad de Ibagué donde se encontraron bacterias potencialmente patógenas multirresistentes en todos los sitios de muestreo¹⁵.

Algunos estudios han reportado que ciertos agentes nosocomiales pueden sobrevivir por periodos prolongados en el ambiente y continuar infecciosos¹⁶, lo cual sugiere que los ambientes hospitalarios puede ser importantes reservorios

de estos microorganismos¹³. Entender el papel que juegan los equipos hospitalarios y el ambiente con respecto al mantenimiento de infecciones nosocomiales y la transmisión es crucial. En este contexto, es indispensable hacer vigilancia a las infecciones asociadas a clínicas veterinarias, por lo cual se planteó el objetivo de identificar la presencia de bacterias asociadas a infecciones hospitalarias en ambientes y superficies de una clínica veterinaria universitaria del Área Metropolitana del Valle de Aburrá, Antioquia-Colombia.

Materiales y métodos

Diseño del estudio

Se realizó un estudio observacional descriptivo, en una clínica veterinaria ubicada en el municipio de Caldas al sur del área Metropolitana del Valle de Aburrá. Las muestras fueron obtenidas en septiembre de 2016 y abril de 2017.

Toma de muestras

Se incluyeron en el estudio ocho áreas de muestreo correspondientes a dos consultorios veterinarios, dos cuartos de infecciosos, un quirófano, un cuarto de preparación-recuperación, una zona de hospitalización y una de urgencias. Dentro de cada área se tomaron muestras de ambientes y superficies, las cuales fueron obtenidas en horas de la mañana, durante la jornada laboral y sin previo aviso al personal médico. Para los análisis de ambientes, se empleó la metodología de sedimentación, que consiste en la exposición durante 15 minutos de cajas de Petri con medios de cultivos selectivos y diferenciales en cada una de las áreas y para superficies se evaluaron los mesones y las jaulas (las jaulas se encontraban en las áreas de hospitalización y preparación-recuperación), a través de la metodología de hisopado, empleando hisopos médicos multiusos estériles con los cuales se realizó el barrido de las superficies. Posteriormente, se almacenaron en agua peptona buferada (2-4h) y se sembraron en agares selectivos y diferenciales. De otro lado, se tomaron muestras de las manos del personal médico que se encontraba laborando en el momento de los muestreos, empleando para ello la metodología de lavado (introducir las manos del personal en medio de cultivo). Los recipientes fueron rotulados y codificados para garantizar la trazabilidad de los análisis y posteriormente, almacenadas en neveras de polipropileno, bajo condiciones de refrigeración (5+/-3°C) hasta su llegada al laboratorio.

Aislamiento e identificación de microorganismos

Para cada área se emplearon ocho medios de cultivo. Los agares nutritivos, Mac-Conkey, Baird-Parker, Manitol sal, EMB y Cetrimide, se incubaron a 35+/-2°C, en tanto que los agares M17 y sangre (sangre de caballo al 5%) se incubaron en condiciones de anaerobiosis a 37°C+/-2°C, con lecturas a las 24 y 48 horas. Las cajas que no reportaron crecimiento se dejaron en incubación durante 48 horas más, con seguimiento de los cambios aparentes en el medio, con el fin de minimizar el reporte de falsos negativos. Para el caso de microorganismos esporulados como *Clostridium* sp. y *Bacillus*

sp., se tomó una porción de todas las muestras de hisopado para cada área y fueron sometidas a calentamiento 10 minutos a 80°C, para eliminar biota acompañante, finalmente se inocularon 100uL de la muestra por siembra en superficie en agar sangre y agar nutritivo, e incubados en las condiciones descritas anteriormente.

En cada cultivo se realizó una identificación de la morfología típica de las colonias teniendo en cuenta forma, tamaño, color, textura, elevación y formación de halo. Posteriormente, se seleccionó una colonia tipo para cada descripción morfológica y se sometió a un proceso de purificación a través del método de agotamiento en placa empleando agar nutritivo, se hicieron lecturas a las 24 y 48 horas. Finalmente, se realizó una tinción diferencial para establecer las características microscópicas propias de la colonia como forma de la célula (bacilos, cocos, coco-bacilos y espirilos) y tipo de Gram (-positivo o -negativo).

La identificación de las colonias purificadas fue confirmada a través de test bioquímicos comerciales como el API 20 E para bacilos Gram-negativos (108 especies) y el API 50 CHB/E para bacilos Gram-positivos. En ambos casos se siguieron los protocolos recomendados por el fabricante (BioMérieux SA, Francia). La identificación de especies fue realizada a través del software de identificación api web. Finalmente, las colonias aisladas e identificadas fueron conservadas con glicerol a -80°C, con el fin de garantizar su pureza, viabilidad y estabilidad en el tiempo.

La identificación de los cocos Gram-positivos asociados a HAIs (*Micrococcus* sp., *Staphylococcus* sp. *Streptococcus* sp. y *Enterococcus* sp.) se realizó a través de pruebas bioquímicas convencionales siguiendo los protocolos previamente descritos¹⁷.

Evaluación de la susceptibilidad a antibióticos

Para la evaluación de la susceptibilidad a antibióticos, se incluyeron los siguientes patógenos por su importancia relativa a las HAIs encontrados en la clínica veterinaria, como *Pseudomonas* sp. *Staphylococcus* sp. *Klebsiella* sp. y *Streptococcus* sp. en los cuales se empleó la metodología de difusión por disco propuesta por Kirby-Bauer¹⁸. La preparación del inóculo se realizó en caldo BHI a partir de dos o tres colonias seleccionadas de una placa de cultivo no selectivo de 24 horas de incubación, dicha suspensión fue ajustada a una concentración de 0.5 Mc Farland (1 x 10⁸ UFC/mL). Una vez elaborado el inóculo se procedió a sembrar las placas de M. Hinton con un hisopo estéril, el cual fue trapeado sobre el medio sólidos en tres direcciones rotando la caja 60° cada vez para asegurar la correcta distribución del inóculo. Para los *Staphylococcus* y los *Bacillus* se empleó el agar Müller-Hinton y para los *Streptococcus* y *Enterococcus* el agar Müller-Hinton Sangre. Posteriormente, se dejó reposar la muestra con el fin de minimizar el exceso de humedad superficial que pueda interferir con el análisis y se dispusieron entre 6 y 7 sensidiscos por

aislado, los cuales se seleccionaron de acuerdo con las recomendaciones de la CLSI de 2017 para cada microorganismo en particular. Una vez ubicados los sensidiscos en las cajas, estas fueron llevadas a incubación durante 24 horas a 37°C y las cajas de agar Müller-Hinton Sangre fueron incubadas con un 5% de CO₂. Después de 24 horas de incubación se examinaron las cajas y se midieron los diámetros (mm) de las zonas de inhibición, para calcular así el grado de susceptibilidad de cada aislado frente a la batería de antibióticos evaluada.

Tratamiento de datos

A partir de los resultados obtenidos se construyeron bases de datos en Microsoft Office 2016 y el análisis estadístico se realizó a través de Epidat 4.2. Utilizando herramientas de estadística descriptiva como frecuencias y proporciones.

Resultados

Durante los dos muestreos realizados (septiembre de 2016 y abril de 2017), se evidenció la presencia de microorganismos viables y con potencial nosocomial en ambientes y superficies de las ocho áreas evaluadas en la clínica veterinaria. En total, se obtuvieron 95 aislados (61 del primer muestreo y 34 del segundo), los cuales fueron seleccionados a través de aislamientos sucesivos y caracterizados macroscópicamente y microscópicamente. Lo anterior, permitió establecer que el 47% de los organismos cultivados correspondían a bacterias Gram-negativas y el 53% a bacterias Gram-positivas. A través del API y de pruebas bioquímicas se pudo identificar 28 de los morfotipos aislados como microorganismos potencialmente nosocomiales, los cuales se encontraron distribuidos en las diferentes áreas de la clínica como se muestra en la tabla 1.

Se observó que algunos de los organismos aislados y relacionados con infecciones nosocomiales, como son *Pseudomonas aeruginosa*, *Proteus mirabilis* y *Bacillus cereus*, persistían en varias de las áreas evaluadas. Adicionalmente, se identificó que al menos un agente con potencial nosocomial fue aislado en cada sitio de la clínica veterinaria. Los lugares donde se aislaron con mayor frecuencia este tipo de microorganismos fueron: el cuarto de preparación-recuperación (10 aislados), consultorio veterinario 1 (8 aislados), hospitalización (7 aislados) y consultorio veterinario 2 (6 aislados), en tanto que la zona de cirugía y personal (manos) reportaron los porcentajes más bajos (Tabla 2).

Al realizar los análisis bioquímicos con el API 20E, se identificaron grupos taxonómicos potencialmente nosocomiales con coincidencias superiores al 80% como *Aeromonas hydrophila*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Pseudomonas luteola*, *Serratia odorifera*, *Proteus penneri*, *Proteus vulgaris* y taxones con coincidencias menores al 80% como, *Pseudomonas fluorescens*, *Pasteurella pneumotropica*, *Aeromonas salmonicida*, *Burkholderia cepacia* y *Ochrobactrum anthropi*. Los grupos no definidos fueron categorizados como *Proteus mirabilis* y *Klebsiella oxytoca*.

Tabla 1: Distribución de las bacterias con potencial nosocomial, identificadas en los diferentes sitios de muestreo de la clínica veterinaria.

Microorganismo asociados a infecciones hospitalarias	Áreas de la clínica analizadas								Personal
	Consultorio veterinario 1	Consultorio veterinario 2	Cuarto de infecciosos 1	Cuarto de infecciosos 2	Cuarto de preparación-recuperación	Hospitalización	Urgencias	Área de cirugía	Manos del personal
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	X	X		X	X		X	X	
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	x								
<i>Pseudomonas luteola</i>					x				
<i>Proteus mirabilis</i>	X	X			x		x		
<i>Proteus penneri</i>					X	X			
<i>Proteus vulgaris</i>					x				
<i>Serratia odorifera</i>			x		x				
<i>Serratia liquefaciens</i>			x						
<i>Serratia marcescens</i>						x			
<i>Klebsiella oxytoca</i>					x				
<i>Aeromonas hydrophila</i>					x				x
<i>Aeromonas salmonicida</i>					x				
<i>Pasteurella pneumotropica</i>	X	X							
<i>Ochrobactrum anthopi</i>		x							
<i>Bacillus licheniformis</i>		x			x				
<i>Bacillus circulans</i>				x					
<i>Bacillus cereus</i>		X	X				x		
<i>Bacillus lentus</i>	x								
<i>Bacillus mycoides</i>						X	X		
<i>Bacillus alvei</i>	x								
<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>						x			
<i>Leclercia adecarboxylata</i>						x			
<i>Burkholderia cepacia</i>				x					
<i>Micrococcus luteus</i>	x								
<i>Staphylococcus sp.</i>	X								
<i>Streptococcus pneumoniae</i>						x			
<i>Streptococcus mitis</i>						x			
<i>Enterococcus faecalis</i>									x

Los análisis bioquímicos con el API 50 CHB/E, permitieron la identificación de *Bacillus licheniformis*, *Bacillus circulans* y *Bacillus cereus* con coincidencias superiores al 90%. Así mismo se identificaron *Bacillus lentus* y *Bacillus mycoides* con coincidencias de 84 y 83% respectivamente.

A través de pruebas bioquímicas convencionales, se realizó la identificación de las colonias caracterizadas como cocos Gram-positivos, encontrando en las muestras *Micrococcus luteus*, *Enterococcus faecalis*, *Staphylococcus sp.*, *Streptococcus pneumoniae* y *Streptococcus mitis*, todos ellos asociados a infecciones nosocomiales. Los microorganismos con asociación nosocomial que fueron encontrados con mayor fre-

cuencia dentro de las ocho áreas de la clínica fueron, *Pseudomonas aeruginosa* (en 6 de las 8 áreas), *Proteus sp.* (en 5 de las 8 áreas) y *Bacillus cereus* (en 3 de las 8 áreas).

Con respecto a los antibiogramas se observa que el aislado de *Streptococcus sp.* obtenido en el área de hospitalización y en las manos de un operario de la clínica fue sensible solo a 2 de los 7 antibióticos usados (Amikacina (AN) y Tetraciclina (TE)). Por otro lado, los aislados de *Pseudomonas aeruginosa* obtenidos en varias áreas de la clínica, incluyendo cirugía, el consultorio 1 y urgencias, presentaron un patrón de resistencia a antibióticos similar, con resistencia a Amoxicilina con ácido clavulánico (AmC) y la Ampicilina sulbactam (SAM);

solo el aislado obtenido en el área de cirugía fue resistente además a Trimetropim sulfa (SXT). *Klebsiella oxytoca* solo presento una resistencia intermedia para Enrofloxacin (ENR) y el aislado de *Staphylococcus* sp. fue resistente solo a Cefalexina (CL), de igual forma *Pseudomonas fluorescens* solo presento resistencia a Trimetropim sulfa (SXT) (Tabla 3).

Discusión

Los agentes bacterianos asociados a infecciones hospitalarias, comúnmente corresponden a patógenos oportunistas presentes habitualmente de forma estable en el ambiente o en animales sanos, lo cual dificulta el control del ingreso de estos agentes a las diferentes áreas de las clínicas veterinaria². Hasta la fecha, son pocos los estudios que han explorado la diversidad de bacterias en ambientes y superficies de clínicas veterinarias^{6,10,15}. En Latinoamérica, la distribución de los patógenos oportunistas por la clínica puede cobrar mayor importancia, debido a las limitaciones de espacio, ocasionando que un paciente tenga acceso a diferentes áreas durante su ingreso a las instalaciones. Adicionalmente, la escasez de personal puede llegar a promover que el médico veterinario circule por toda la clínica sirviendo como vehículo para estos patógenos. Lo anterior, permite explicar porque en el presente estudio todas las áreas evaluadas presentaron por lo menos, una bacteria con características de un agente patógeno oportunista e incluso que algunos sitios compartieran el mismo agente como es el caso de *Pseudomonas aeruginosa*.

Algunos estudios han permitido establecer las zonas en las clínicas veterinarias con mayor riesgo de infección por este tipo de agentes, indicando que los puntos críticos de transmisión corresponden a la unidad de cuidados intensivos y el cuarto de recuperación, los cuales coinciden con áreas donde los animales permanecen por tiempos relativamente largos^{10,19}. En este estudio se observó que la mayor frecuencia de agentes potencialmente asociados a HAIs, se encuentran en las áreas de preparación-recuperación y hospitalización, con porcentajes de 35,71% y 25,00%, respectivamente. Cabe

destacar que dentro de los sitios donde se aisló con mayor frecuencia HAIs se encuentra un sitio considerado de paso rápido para los pacientes, como lo es "el consultorio veterinario 1" el cual presento una frecuencia de 28.57%.

Al igual que con otros estudios, donde se determina que la menor frecuencia de agentes relacionados con HAIs, se encuentra en el área de cirugía (1,6% - 9,8%) (10,19), se encontró que para nuestro caso correspondía al 3,57%. A pesar de la baja frecuencia manifiesta, en medicina humana se considera un punto crítico, ya que las infecciones en el sitio quirúrgico junto con las infecciones del tracto urinario, la neumonía y las infecciones del torrente sanguíneo representan aproximadamente el 80% de todas las HAIs², donde entre el 2 y 5% de los pacientes que se les hace un procedimiento quirúrgico presentan una infección asociada al sitio de cirugía¹. Con respecto a veterinaria, las tasas de infección para procedimientos quirúrgicos limpios son muy cercanos a los presentados en medicina humana (3.6% al 5.8%)²⁰, lo cual sugiere que este tipo de sitios son igual de importantes en veterinaria, teniendo en cuenta que la infección pos-operatoria puede afectar el éxito de la intervención quirúrgica inicial, retrasar la cicatrización e incurrir en costos adicionales para los propietarios.

Se registró el crecimiento de *Pseudomonas aeruginosa* en seis de los ocho sitios muestreados (75%), siendo la bacteria más persistente. Se destaca la importancia de esta bacteria debido a los frecuentes reportes de resistencia a antibióticos encontrados alrededor del mundo, tanto en hospitales humanos como en clínicas veterinarias^{1,9,21,22}, lo cual, ha generado que *Pseudomonas* sp. sea incluida en la lista publicada por el CDC como "amenazas graves de resistencia a los antibióticos". En el presente trabajo, se encontró que las cepas de *P. aeruginosa* aisladas son resistentes a múltiples fármacos, lo que sugiere que la presión selectiva creada por el uso persistente y posiblemente inadecuado de estos antimicrobianos en la práctica clínica veterinaria, sea uno de los factores determinantes para la aparición de dicha resistencia²³. Para Colombia, se tiene un reporte de resistencia en *Pseudomonas aeruginosa* para una clínica veterinaria en Bogotá, donde se obtuvieron 10 aislados provenientes del ambiente y muestras clínicas, con resultados que demostraron multi-resistencia para algunos de los 18 antibióticos empleados en los antibiogramas¹⁴. Las infecciones asociadas a hospitales con este patógeno se relacionan principalmente con pacientes inmunocomprometidos. En animales de compañía, se ha relacionado a *Pseudomonas* sp. con infecciones en piel, sistema urinario y oído^{2,24}.

Las bacterias del género *Proteus* sp. (*P. mirabilis*, *P. penneri* y *P. vulgaris*) fueron el segundo grupo más reportado en este estudio (5 de 8 áreas), presentando una frecuencia del 62.5%. Estos agentes usan como ruta de penetración los catéteres, lo cual, determina que las infecciones por estos organismos se relacionen con el tracto urinario y el torrente sanguíneo, sitios donde se usa frecuentemente este tipo de equipamiento^{1,25}. Cabe resaltar que, aunque solo se obtuvo un aislado

Tabla 2. Número y porcentaje de microorganismos potencialmente nosocomiales aislados en las diferentes áreas de la clínica veterinaria.

Áreas de la clínica	Número de aislados	Porcentaje (%)
Consultorio veterinario 1	8	18,18
Consultorio veterinario 2	6	13,64
Cuarto de infecciosos 1	3	6,82
Cuarto de infecciosos 2	3	6,82
Cuarto de preparación-recuperación	10	22,73
Hospitalización	7	15,91
Urgencias	4	9,09
Área de cirugía	1	2,27
Manos del personal	2	4,55
TOTAL DE AISLADOS	44	100,00

Table 3: Perfiles de susceptibilidad antimicrobiana de los microorganismos relacionados con resistente a antibióticos aislados de la clínica veterinaria.

Especie	Área de la clínica	Susceptibilidad antimicrobial											
		AN	TE	ENR	AmC	CN	SAM	CFP	P	FFC	SXT	KF	CL
<i>Streptococcus sp.</i>	Hospitalización y manos del personal	S	S	R	R	R	R	R	-	-	-	-	-
<i>Klebsiella oxytoca</i>	Preparación y recuperación (superficie)	-	S	I	-	-	S	S	-	-	S	S	-
<i>Staphylococcus aureus</i>	Consultorio 1 (superficie)	S	-	S	S	S	-	-	-	-	S	-	R
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Cirugía (ambiente)	S	S	-	R	S	R	-	-	-	R	-	-
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Consultorio 1 (superficie)	S	S	-	R	S	R	-	-	-	S	-	-
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Consultorio 1 (ambiente)	S	S	-	R	S	R	-	-	-	S	-	-
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Urgencias (superficies)	S	S	-	R	S	R	-	-	-	S	-	-
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	Consultorio 1 (ambiente)	S	S	-	S	S	S	-	-	-	R	-	-

Los antibióticos se usaron según lo descrito por el CLSI 2017 para los siguientes fármacos antimicrobianos: Amikacina (AN), Tetraciclina (TE), Enrofloxacin (ENR), Amoxicilina con ácido clavulónico (AmC), Gentamicina (CN), Ampicilina sulbactam (SAM), Cefaloperazone (CFP), Penicilina G (P), Florfenicol (FFC), Trimetropim sulfa (SXT), Cefalotina (KF) y Cefalexina (CL). R: resistente, I: intermedio y S: sensible

de *Staphylococcus aureus* (consultorio veterinario 1), este microorganismo cobra importancia debido a que algunas cepas, como las meticilino -resistentes (MRSA) constituyen un problema significativo en los hospitales por su frecuencia, gravedad y dificultad en el tratamiento², sin embargo, en nuestro estudio no se pudo determinar si la cepa aislada era resistente a la meticilina, aunque fue resistente a la cefalexina (CL).

Si bien, durante el estudio se obtuvieron 28 aislados potencialmente nosocomiales en todas las áreas muestreadas, una de las limitaciones que se presentaron al momento de los análisis, está relacionada con la ausencia de información en relación con la presencia de factores de virulencia o genes relacionados con resistencia a antibióticos. Sin embargo, este estudio constituye un primer acercamiento a los agentes nosocomiales que pueden estar circulando en la clínica veterinaria y promueve estudios futuros enfocados a establecer la prevalencia, los factores de riesgo y la dinámica de estos agentes en la clínica.

A pesar de la importancia de este campo, actualmente, el conocimiento respecto a la epidemiología de agentes multi-resistentes a antibióticos y de patógenos asociados a infecciones en hospitales veterinarios son limitados. Posiblemente, lo anterior se debe a la escasa implementación de programas de vigilancia, prevención y control dentro de las instalaciones, los cuales permitirían tener una reducción entre el 10-70% de las HAIs¹, generando un impacto positivo sobre la salud del paciente, los costos y la satisfacción del propietario y el médico veterinario.

Agradecimientos

Al Fondo para el Desarrollo de la Investigación de la Corporación Universitaria Lasallista por el apoyo económico del proyecto de baja cuantía "Aislamiento de bacterias nosocomiales circulantes en una clínica veterinaria" código 22843, año 2016. A la profesora Luz María Álzate por su asesoría en el montaje de pruebas bioquímicas convencionales.

Responsabilidades éticas

Protección de personas y animales. Los autores declaran que en este artículo no se hicieron experimentos con humanos o animales.

Confidencialidad de los datos. Los autores declaran que han seguido los protocolos de su centro de trabajo sobre la publicación de datos de pacientes.

Derecho a la privacidad y consentimiento informado. Los autores declaran que en este artículo no aparecen datos de pacientes o de propietarios de los animales. Los propietarios dieron su consentimiento para participar en el estudio.

Conflictos de interés. Los autores declaran no tener conflictos de interés

Referencias

- Kane AA, Allyn PR, Assanasen S, Wenzel RP, Duse A et al. A Guide to Infection Control in the Hospital [Internet]. Vol. 7, International Society for infectious diseases. 2014. 400 p. Available from: www.isid.org
- Stull JW, Weese JS. Hospital-Associated Infections in Small Animal Practice. *Vet Clin North Am - Small Anim Pract* [Internet]. 2015;45(2):217–33. Available from: <http://dx.doi.org/10.1016/j.cvsm.2014.11.009>
- Scott RD. The direct medical costs of healthcare-associated infections in U.S. hospitals and the benefits of prevention. *Cdc* [Internet]. 2009;(March):13. Available from: http://www.cdc.gov/hai/pdfs/hai/scott_costpaper.pdf
- Sievert DM, Ricks P, Edwards JR, Schneider A, Patel J, Srinivasan A, et al. Antimicrobial-resistant pathogens associated with healthcare-associated infections: summary of data reported to the National Healthcare Safety Network at the Centers for Disease Control and Prevention, 2009–2010. *InfectControl HospEpidemiol*. 2013;34(1559–6834 (Electronic)):1–14.
- Boerlin P, Eugster S, Gaschen F, Straub R, Schawalder P. Transmission of opportunistic pathogens in a veterinary teaching hospital. *Vet Microbiol*. 2001;82(4):347–59.
- Aksoy E, Boag A, Brodbelt D, Grierson J. Evaluation of surface contamination with staphylococci in a veterinary hospital using a quantitative microbiological method. *J Small Anim Pract*. 2010;51(11):574–80.
- Leonard FC, Abbott Y, Rossney A, Quinn PJ, O'Mahony R, Markey BK. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolated from a veterinary surgeon and five dogs in one practice. *Vet Rec*. 2006;158(5):155–9.

8. Ishihara K, Saito M, Shimokubo N, Muramatsu Y, Maetani S, Tamura Y. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* carriage among veterinary staff and dogs in private veterinary clinics in Hokkaido, Japan. *Microbiol Immunol*. 2014;58(3):149–54.
9. Yukawa S, Tsuyuki Y, Sato T, Fukuda A, Usui M, Tamura Y. Antimicrobial resistance of *Pseudomonas aeruginosa* isolated from dogs and cats in primary veterinary hospitals in Japan. *Jpn J Infect Dis*. 2017;70(4):461–3.
10. Hamilton E, Kaneene JB, May KJ, Kruger JM, Schall W, Beal MW, et al. Prevalence and antimicrobial resistance of *Enterococcus* spp and *Staphylococcus* spp isolated from surfaces in a veterinary teaching hospital. *J Am Vet Med Assoc*. 2012;240:1463–73.
11. Benedict KM, Morley PS, Van Metre DC. Characteristics of biosecurity and infection control programs at veterinary teaching hospitals. *J Am Vet Med Assoc*. 2008;233(5):767–73.
12. Quitoco IMZ, Ramundo MS, Silva-Carvalho MC, Souza RR, Beltrame CO, De Oliveira TF, et al. First report in South America of companion animal colonization by the USA1100 clone of community-acquired methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (ST30) and by the European clone of methicillin-resistant *Staphylococcus pseudintermedius* (ST71). *BMC Res Notes*. 2013;6(1).
13. Rojas I, Barquero-Calvo E, van Balen JC, Rojas N, Muñoz-Vargas L, Hoet AE. High Prevalence of Multidrug-Resistant Community-Acquired Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* at the Largest Veterinary Teaching Hospital in Costa Rica. *Vector-Borne Zoonotic Dis* [Internet]. 2017;17(9):vbz.2017.2145. Available from: <http://online.liebertpub.com/doi/10.1089/vbz.2017.2145>
14. Bernal-Rosas Y, Osorio-Muñoz K, Torres-García O. *Pseudomonas aeruginosa*: an emerging nosocomial trouble in veterinary. *Rev MVZ Cordoba*. 2015;20(Supl):4937–46.
15. del Pilar Sánchez M, 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.
16. Kramer A, Schwebke I, Kampf G. How long do nosocomial pathogens persist on inanimate surfaces? A systematic review. *BMC Infect Dis*. 2006;6:1–8.
17. Alzate T. LM. Identificación de Microorganismos que afectan la Calidad de los Alimentos. Caldas: Corporación Universitaria Lasallista; 2009. 200 p.
18. Bauer AW, Kirby WM, Sherris JC, Turck M. Antibiotic susceptibility testing by standardized single disk method. *Am J Clin Pathol*. 1966;45(4):493–6.
19. Suthar N, Roy S, Call DR, Besser TE, Davis MA. An individual-based model of transmission of resistant bacteria in a veterinary teaching hospital. *PLoS One*. 2014;9(6).
20. Frey TN, Hoelzler MG, Scavelli TD, Fulcher RP, Bastian RP. Risk factors for surgical site infection-inflammation in dogs undergoing surgery for rupture of the cranial cruciate ligament: 902 cases (2005-2006). *J Am Vet Med Assoc* [Internet]. 2010;236(1):88–94. Available from: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/20043807>
21. Lin D, Foley SL, Qi Y, Han J, Ji C, Li R, et al. Characterization of antimicrobial resistance of *Pseudomonas aeruginosa* isolated from canine infections. *J Appl Microbiol*. 2012;113(1):16–23.
22. Serrano I, Oliveira M, Santos JP, Bilocq F, Leitão A, Tavares L, et al. Antimicrobial resistance and genomic rep-PCR fingerprints of *Pseudomonas aeruginosa* strains from animals on the background of the global population structure. *BMC Vet Res*. 2017;13(1):1–8.
23. CDC. Antibiotic resistance threats in the United States, 2013. Centres for Disease Control and Prevention, US Department of Health and Human Services.; 2013.
24. Nuttall T, Cole LK. Evidence-based veterinary dermatology: A systematic review of interventions for treatment of *Pseudomonas* otitis in dogs. *Vet Dermatol*. 2007;18(2):69–77.
25. Marsh-Ng ML, Burney DP, Garcia J. Surveillance of Infections Associated With Intravenous Catheters in Dogs and Cats in an Intensive Care Unit. *J Am Anim Hosp Assoc* [Internet]. 2007;43(1):13–20.