

Estudio epidemiológico sobre resistencias antimicrobianas en el diagnóstico laboratorial de animales de compañía

Memoria del Trabajo de Fin de Máster

Máster en Zoonosis y Una Sola Salud (One Health)

Rubén Fernández Sánchez

Trabajo tutelado por Dra. Laila Darwich Soliva
Departament de Sanitat i d'Anatomia Animals

UNIVERSITAT AUTÒNOMA DE BARCELONA
FACULTAT DE VETERINÀRIA

**Estudio Epidemiológico sobre resistencias antimicrobianas en el diagnóstico
laboratorial de animales de compañía**

Memoria del Trabajo de Fin de Máster
Máster en Zoonosis y Una Sola Salud (One Health)

Autor: **Rubén Fernández Sánchez**

Firma:

Director: **Laila Darwich Soliva**

Firma:

Bellaterra (Barcelona), curso 2017-2018

AGRADECIMIENTOS

Agradecer al personal del laboratorio de veterinaria de Laboratorio Echevarne por enseñarme tanto y a su vez permitirme disfrutar de la microbiología.

Nombrar con especial cariño y agradecimiento a Núria Tarradas, mi supervisora en el laboratorio y una gran profesional, por tener tanta paciencia y siempre estar dispuesta a ayudar y aclarar mis dudas, tanto fuera como dentro del laboratorio.

También nombrar a Inma y Espiri, otras dos grandes profesionales que, además de aguantarme, me han ayudado y enseñado durante mi estancia en el laboratorio.

Tampoco olvidar mencionar a la directora del presente trabajo, Laila, por ayudarme y hacer posible el convenio con Echevarne para poder realizar mi *internship* con ellos.

Por último, y no por ello menos importante, agradecer a mi familia por apoyarme en todo momento durante esos momentos tan estresantes durante todo el curso.

ÍNDICE

Resumen	pág. 1
<i>Summary</i>	Pág. 2
1. Introducción	
1.1 Importancia de las resistencias a los antimicrobianos bajo el enfoque de One Health	pág. 3
1.1.1 Mecanismos de adquisición de resistencias antimicrobiana	pág. 4
1.2 Los animales de compañía como reservorios de bacterias con potencial zoonótico	pág. 5
1.3 Importancia del diagnóstico microbiológico en la clínica veterinaria	pág. 6
1.3.1 Métodos de cultivo e identificación microbiológicos	pág. 7
1.3.2 Pruebas de sensibilidad antimicrobiana	pág. 8
2. Objetivos	pág. 9
3. Materiales y métodos	
3.1 Población de estudio y depuración de la base de datos	pág. 10
3.2 Procesado de las muestras en el laboratorio	pág. 11
3.3 Análisis informático de los datos	pág. 13
4. Resultados y discusión	
4.1 Prevalencia del diagnóstico microbiológico en animales de compañía	pág. 13
4.2 Diagnóstico bacteriológico según el origen de la muestra y la especie animal	pág. 18
4.3 Perfil de sensibilidad antimicrobiana	pág. 22
5. Conclusiones	pág. 30
6. Bibliografía	pág. 31
7. Anexos	pág. 33

RESUMEN

La resistencia a antimicrobianos es un problema de preocupación global que necesita ser tratado desde un enfoque amplio e integrado de *One Health*. Cada vez son más las bacterias resistentes en humanos, animales, alimentos y en el medio ambiente debido al uso generalizado e indebido de antibióticos tanto en medicina como en agricultura, lo que ha provocado un aumento de la prevalencia y expresión de genes de resistencia. La gran mayoría de estudios epidemiológicos se centran en el abuso o mal uso de antibióticos en medicina humana y animales de producción. En cambio, si queremos saber cuál es la situación de estas infecciones bacterianas resistentes a los antimicrobianos de uso convencional en animales de compañía nos encontramos con que esta información no existe. El objetivo del presente trabajo ha sido analizar la base de datos de un laboratorio de veterinaria clínica para identificar qué patógenos son los principales causantes de infecciones en perros y gatos, y qué perfiles de resistencia o multiresistencia presentan. A partir de 9324 casos remitidos para diagnóstico microbiológico, la mayoría de las muestras con un diagnóstico definitivo han sido de perros (n=5086) y gatos (n=789). Las especies bacterianas más prevalentes en estas dos especies animales han sido *Staphylococcus spp.* (31,1% en perro y 30,3% en gato), seguido de *Streptococcus spp.* (19,1% en perro y 16,7% en gato) y *Pseudomonas spp.* (16,3% en perro y 9,6% en gato). Las muestras procedentes del oído han representado un 50% y 30% del total de muestras en el perro y gato, respectivamente. Las especies bacterianas entre perros y gatos han sido muy similares, aunque a veces la prevalencia de especies ha resultado diferente. Los perfiles de sensibilidad antimicrobiana nos indican que en general Penicilina (45,4% de sensibilidad) y sulfa + trimetoprim (49,3% sensibilidad) son los antibióticos con mayores resistencias. Además, los aislados bacterianos del perro presentan una menor sensibilidad a los antibióticos que los del gato.

Palabras clave del trabajo:

Diagnóstico microbiológico, animales de compañía, resistencia antimicrobiana (AMR), enfermedades infecciosas, zoonosis.

SUMMARY

Antimicrobial resistance is a problem of global concern that needs to be addressed from a comprehensive and integrated approach of One Health. There are more and more resistant bacteria in humans, animals, food and in the environment due to the empirical and improper use of antibiotics, which has led to an increase in the prevalence and expression of resistance genes. The vast majority of epidemiological studies focus on the abuse or misuse of antibiotics in human medicine and animal production. On the other hand, if we want to know what is the situation of these bacterial infections resistant to antimicrobials of conventional use in companion animals, we find that this information does not exist. The objective of this work has been to analyze the database of a clinical veterinary laboratory to identify which pathogens are the main causes of infections in dogs and cats, and which profiles of resistance or multiresistance they present. From 9324 cases referred for microbiological diagnosis, the majority of the samples with a definitive diagnosis were dogs (n=5086) and cats (n=789). The most prevalent bacterial species in these two animal species have been *Staphylococcus spp.* (31,1% in dogs and 30,3% in cats), followed by *Streptococcus spp.* (19,1% in dogs and 16,7% in cats) and *Pseudomonas spp.* (16,3% in dogs and 9,6% in cats). The samples from the ear have represented 50% and 30% of the total samples in the dog and cat, respectively. The bacterial species between dogs and cats have been very similar, although sometimes the prevalence of species has been different. The profiles of antimicrobial sensitivity indicate that in general Penicillin (45,4% sensitivity) and sulfa + trimethoprim (49,3% sensitivity) are the antibiotics with greater resistance. In addition, the bacterial isolates from dogs have a lower sensitivity to antibiotics than those from cats.

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Importancia de las resistencias a antimicrobianos bajo el enfoque de One Health

One Health se define como un enfoque colaborativo y multidisciplinar (médicos, veterinarios, ecologistas, entre otros) utilizado para diseñar e implementar programas, políticas y ayudas en investigación para lograr mejores resultados en salud humana, animal y medio ambiental. Las áreas de trabajo en las que el enfoque de *One Health* es importante son: la seguridad alimentaria, el control de las zoonosis (enfermedades que pueden propagarse entre animales y humanos) y la resistencia a antimicrobianos [1], [2].

Referente a los antimicrobianos, estos son utilizados tanto en animales como en humanos para tratar enfermedades infecciosas [3]. Sin embargo, las bacterias tienen una alta capacidad para adaptarse, evolucionar y sobrevivir desarrollando resistencia a los antibióticos. El uso de antibióticos en animales puede dar lugar a que bacterias y sus genes con resistencia a antimicrobianos lleguen a los humanos a través de diversas vías (ver figura 1) [4]. Dada a la creciente preocupación y aumento de las resistencias en animales en los últimos años, el *Código Sanitario para los Animales Terrestres* (Código Terrestre) de la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE) (en donde se establece los estándares para la mejora de la salud y el bienestar animal, y la salud pública veterinaria a nivel mundial) incluye un tema sobre el uso responsable y prudente de agentes antimicrobianos en medicina veterinaria [5]. La Organización Mundial de la Salud (OMS) y la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO) también colaboran activamente con la OIE con el fin de minimizar la aparición y propagación de la resistencia a los antimicrobianos [3].

Existe una creciente preocupación con respecto al aumento de bacterias resistentes a antimicrobianos en animales de compañía. Sin embargo, faltan estudios que comparen niveles de resistencia de estos organismos entre diferentes países, como por ejemplo, en Europa [6]. Hasta el momento, los informes comparativos que encontramos son sobre resistencias antimicrobianas en bacterias zoonóticas en humanos, animales de producción y alimentos, en donde han participado los 28 Estados miembros de la UE (EM), la Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria (EFSA) y el Centro Europeo para la Prevención y Control de Enfermedades (ECDC) (consultar [aquí](#) informes).

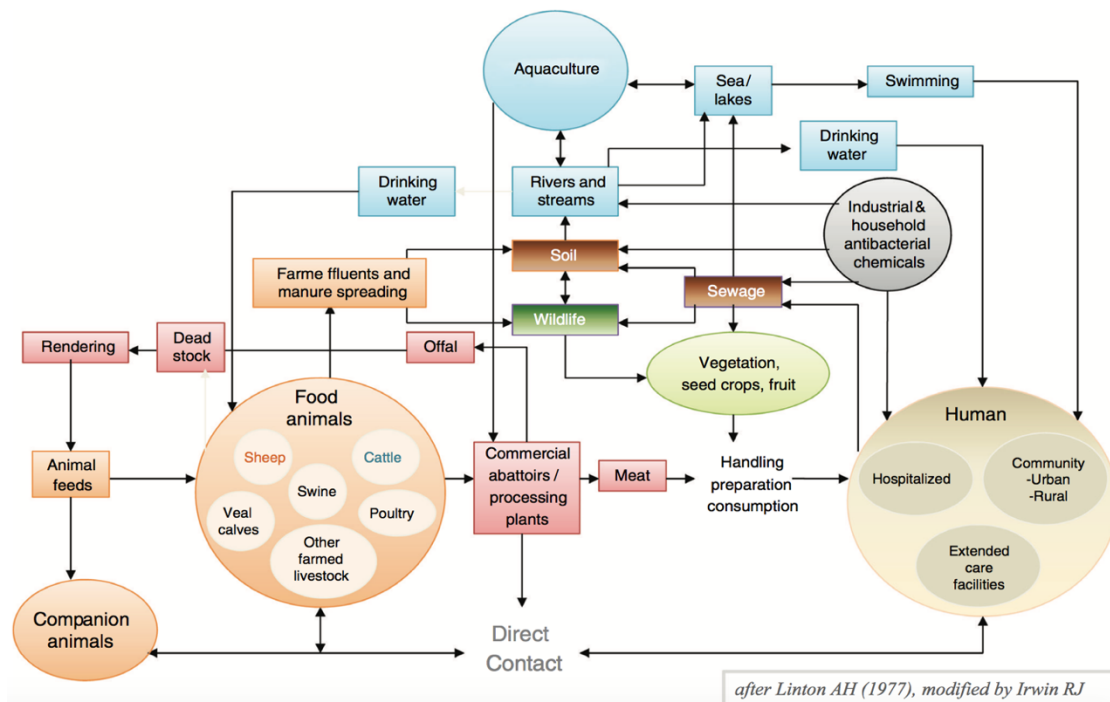


Figura 1. Rutas de propagación de bacterias resistentes y sus genes entre humanos, animales y el medio ambiente.

Son numerosos los informes sobre animales de compañía colonizados con bacterias resistentes a casi todos los medicamentos veterinarios registrados, lo que representa una grave amenaza para la salud humana. En perros y gatos sanos/enfermos, los principales microorganismos zoonóticos multiresistentes (MDR) son: *Staphylococcus aureus* y *Staphylococcus pseudintermedius* resistentes a meticilina (MRSA y MRSP), *Enterococcus faecium/faecalis*, *Escherichia coli* productora de β -lactamasa de espectro extendido (ESBL) y otros coliformes (como *E. coli* productora de carbapenemasas, *Klebsiella pneumoniae* MDR, *Enterobacter spp.*), también otras bacterias MDR gramnegativas no fermentadoras como *Pseudomonas aeruginosa* y *Acinetobacter baumannii* [7], [8]. Especies de *Salmonella*, *Campylobacter* y *Clostridium difficile* también parecen estar aumentando la resistencia a múltiples fármacos [8].

1.1.1 Mecanismos de adquisición de resistencias antimicrobiana

Antes, durante o después de haber estado bajo tratamiento antibiótico, los diferentes microorganismos pueden adquirir resistencia a estos debido a diferentes procesos: (1) mutación espontánea en la secuencia del DNA (ocurre en bacterias individuales); (2) transferencia horizontal de genes, mediante el cual las bacterias pueden adquirir genes de resistencia por transformación (captación de ADN desnudo), por virus bacterianos (transducción) o por conjugación (apareamiento mediante plásmidos). Puede darse la transferencia de resistencia a varios antibióticos, pudiéndose propagar entre diferentes bacterias; (3) conjugación mediada por plásmidos (portadores del ADN responsable de la resistencia). Una bacteria sintetiza un

pilus sexual uniéndose a otra bacteria, lo que resulta en la transferencia de copias de genes plasmídicos a los receptores. El receptor también será donador del plásmido. La conjugación puede ocurrir entre diferentes géneros y familias bacterianas; (4) transferencia de genes de resistencia, originados en el cromosoma o en plásmidos, por virus bacterianos (bacteriófagos) entre bacterias mediante transducción; (5) transformación, es decir, transferencia génica horizontal por el cual el ADN liberado por bacterias cercanas a su muerte es absorbido del medio por otras bacterias generalmente relacionadas y que luego se recombina durante la replicación del ADN para producir nuevas formas de genes existentes [4]. Estas resistencias no sólo podrán provocar problemas en futuros tratamientos de los animales afectados, sino que también se puede producir la transferencia de estas bacterias resistentes a otros animales y humanos [9].

1.2 Los animales de compañía como reservorios de infecciones bacterianas zoonóticas

Uno de los principales enfoques de *One Health* son las enfermedades infecciosas transmitidas entre humanos y animales, ya sean de producción, de compañía o vida silvestre [10], [11]. Los animales de compañía (perros, gatos, aves enjauladas, reptiles, caballos, conejos, ratones, etc.) pueden actuar como fuentes de infección zoonótica, como huéspedes intermediarios entre reservorios de vida silvestre y humanos, o como especies centinela para la vigilancia de enfermedades emergentes [12]. Sin embargo, de todos ellos, los 2 pequeños animales de compañía más habituales e importantes son el perro y el gato [10].

El espectro de enfermedades zoonóticas de origen bacteriano transmitidas por perros y/o gatos es amplio (Anexo 1). Muchas de estas son transmitidas por contacto directo entre las especies, y otras por vectores (pulgas, garrapatas, moscas y mosquitos) en donde gatos y perros actúan como reservorios [10], [13]. También se producen zoonosis inversas en donde la enfermedad en humanos se transmite al animal; el ejemplo bacteriano más conocido es *S. aureus* resistente a meticilina (MRSA) [14].

Se han implementado sistemas a nivel nacional e internacional para hacer seguimientos de enfermedades de animales de producción y humanos (y en menor medida de animales salvajes), como la ‘OIE World Animal Health Information Database’ (WAHID). Sin embargo, hay ausencias en la vigilancia en animales de compañía [10]. Ninguna de las agencias de salud internacionales, como la OIE y OMS coordinan la vigilancia de enfermedades en animales de compañía. Sólo existen sistemas de vigilancia para algunas de las zoonosis en pequeños animales (como la rabia y leishmaniosis) [10]. Para abarcar los problemas que rodean dicha área, la Asociación Mundial de Veterinarios de Pequeños Animales (‘WSAVA’ por sus siglas

en inglés) creó en 2012 el *One Health Committee*. Dicho comité está formado por expertos en investigación de enfermedades infecciosas en animales de compañía, y uno de los objetivos es mejorar la comprensión de la infraestructura necesaria para un control integrado de las enfermedades infecciosas a nivel mundial [10], [15].

1.3 Importancia del diagnóstico microbiológico en clínica veterinaria

El reconocimiento de la enfermedad es el principal punto de control y prevención de una enfermedad [16], y dicho reconocimiento es un proceso bidireccional. Comienza con el dueño del animal, pasa a través del veterinario y termina en el laboratorio de diagnóstico, y lo mismo en dirección inversa. La calidad de la comunicación entre el personal veterinario y del laboratorio influirá en la eficacia del servicio [17]. El papel principal del personal del laboratorio es ayudar al veterinario, de forma complementaria, a determinar la etiología de la enfermedad. Una vez que el laboratorio ha recibido las muestras e información necesaria, se realizan las pruebas más apropiadas. Otras actividades importantes llevadas a cabo por un laboratorio de diagnóstico son: 1) papel consultor, 2) papel interpretativo, y 3) vigilancia de enfermedades [17]. Un diagnóstico preciso se basa en la interpretación de los datos clínicos y del laboratorio [13].

La clínica privada de pequeños animales o animales de compañía es una de las ramas veterinarias más importantes en los países desarrollados, con una actividad financiera cada vez más importante. El mercado de la salud de los animales de compañía supone un 27% del mercado total de salud animal, por debajo del porcino y algo por encima del de vacuno (Asociación Madrileña de Veterinarios de Animales de Compañía, AMVAC, 2015).

En España, hay alrededor de 20 millones de mascotas registradas (AMVAC 2015), lo que representa que alrededor del 40% de los hogares españoles tienen al menos una mascota. De todas estas mascotas, 9M corresponden a especies animales con estrecho contacto con las personas: 5.5 M perros, 2.3M gatos, 2M mamíferos exóticos, 5,3M aves, 4M peces y 1M reptiles. Solo en la ciudad de Barcelona hay unos 1000 servicios veterinarios registrados en el Colegio Oficial de Veterinarios de Barcelona (850 clínicas, 37 hospitales, 89 servicios domiciliarios) y según la Asociación del Sector de Animales de Compañía (ASAC), en estos momentos existen en España unas 6.000 clínicas veterinarias y cerca de 5.000 tiendas especializadas. En la clínica privada de pequeños animales es crítico dar un diagnóstico personalizado al cliente. Si además tenemos en cuenta que todos estos animales conviven estrechamente con sus propietarios, el correcto diagnóstico de infecciones con potencial zoonótico es de extrema importancia para la salud de nuestras mascotas y la salud pública.

1.3.1 Métodos de cultivo e identificación microbiológicos

Uno de los principales objetivos del laboratorio de microbiología es aislamiento y diagnóstico de microorganismos causantes de un proceso patológico a partir de una muestra clínica [4]. Existen diversas técnicas de identificación microbiológica:

1. Técnicas fenotípicas, basadas en la morfología y propiedades bioquímicas/metabólicas del organismo. Se utilizan medios de cultivo que se diferencian en: básicos/enriquecimiento (permiten el crecimiento de la mayoría de bacterias) y selectivos/diferenciales (permiten el crecimiento de unas bacterias e inhiben el de otras). A partir de las colonias bacterianas obtenidas en los medios de cultivo, se realizan tinciones que permitirán, haciendo uso del microscopio, observar la morfología de la bacteria. También se realizan pruebas bioquímicas inmediatas, como la catalasa o oxidasa, o test bioquímicos (kits/sistemas comerciales) más completos en el que se producen reacciones enzimáticas/metabólicas (ureasa, aminopeptidasa, reducción de nitratos, etc.) que provocan cambios en el color del medio. Estos test pueden ser manuales, como el API ID (Biomérieux), o automatizados (MicroScan, Vitek, entre otros). En estos últimos también es posible realizar simultáneamente la identificación y antibiograma del patógeno [13], [18].
2. Técnicas moleculares. Dado que una misma cepa puede producir resultados diferentes o no mostrar una característica específica, los métodos genotípicos son un método alternativo para la de identificación bacteriana. Permiten la detección rápida de patógenos exigentes y no cultivables. La Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) permite la amplificación de ácidos nucleicos, amplifica una región específica del ADN millones de veces. Desde hace unos años se realiza la PCR en tiempo real (qPCR). Consiste en un método cuantitativo que transforma señales fluorescentes en un valor numérico, determina la cantidad de ADN en una muestra que extrapola como carga bacteriana. Los sistemas basados en la detección fluorescente de secuencias diana específicas permiten controlar la acumulación de producto en tiempo real después de cada ciclo, eliminando la necesidad de detección del amplicón mediante electroforesis en gel de agarosa al completar la PCR [13], [18].
3. Técnicas basadas en proteómica, estudian y caracterizan las proteínas que son expresadas por un genoma (proteoma). La técnica más utilizada para la identificación bacteriana es la que se basa en la espectrometría de masas MALDI-TOF (MALDI por sus siglas en inglés *Matrix-Assisted Laser Desorption/Ionization* y TOF por el detector de masas/iones *Time of Flight*, que mide el ‘tiempo de vuelo’ de los iones) [18]. Actúa ionizando biomoléculas no volátiles grandes, separándolas en función de su relación masa/carga. Las proteínas

ionizadas producen ‘huellas químicas espectrales’ que varían entre microorganismos y que tienen picos específicos de género, especie y subespecie. Es un método rápido, preciso y coste-efectivo para la identificación de microorganismos [19].

1.3.2 Pruebas de sensibilidad antimicrobiana

Una vez identificado al agente bacteriano causante de la infección, es necesario la realización de pruebas de sensibilidad antimicrobiana para que el veterinario/médico pueda escoger el antibiótico más eficaz. El laboratorio de microbiología clínica realiza estas pruebas de susceptibilidad antimicrobiana, para detectar la posible resistencia de los patógenos causantes a los antibióticos y poder asegurar la susceptibilidad al tratamiento de elección. Hay dos métodos generales para las pruebas de susceptibilidad antimicrobiana *in vitro*:

1. Método de difusión (Kirby-Bauer): es un método cualitativo basado en una placa de agar inoculada con el patógeno en donde se colocan discos de papel de filtro que contienen concentraciones conocidas de antibióticos. Tras la incubación habrá un halo de inhibición alrededor de cada disco que se mide y que permitirá clasificar al organismo como susceptible, resistente o con sensibilidad intermedia en función de unos valores de corte establecidos [4], [20].
2. Otro método de difusión es el E-test (Biomérieux), un sistema de tiras con un gradiente de concentración de antibiótico que proporciona resultados semi-cuantitativos. Las tiras están marcadas en la superficie con una escala de concentración. Las pruebas se leen mirando las tiras desde la parte superior de la placa. La CMI está determinada por la intersección de la parte inferior del área de inhibición del crecimiento con la tira [4], [20].
3. Métodos cuantitativos, son técnicas de dilución para determinar la concentración mínima inhibitoria (CMI) de antimicrobianos. La CMI se define como la concentración más baja de un agente antimicrobiano que inhibe el crecimiento de un microorganismo. En esta técnica, los microorganismos producen un crecimiento visible en los pocillos de una placa de microtitulación de caldo, que contienen diluciones en serie de los agentes antimicrobianos [21]. Actualmente existen sistemas automatizados que permiten estandarizar la lectura de los puntos de equivalencia y obtener resultados de pruebas de susceptibilidad de manera más rápida. Esto es debido a que los sistemas sensibles de detección óptica permiten la detección de cambios sutiles en el crecimiento bacteriano. Los dos instrumentos automatizados más utilizados son: (1) *MicroScan WalkAway* (Beckman Coulter), dispositivo que puede incubar y analizar placas de microdilución que se hidratan e inoculan

manualmente. Las placas son examinadas con un fotómetro o fluorómetro para determinar el desarrollo del crecimiento. (2) Vitek 2 (Biomérieux), utiliza tarjetas de reactivo compactas que contienen cantidades de microlitros de antibióticos y medios de prueba. Realiza una monitorización turbidimétrica del crecimiento bacteriano durante un período de incubación abreviado, que también le permite identificar patógenos al leer la actividad metabólica que tiene lugar con los sustratos [20].

En el Anexo 2 se encuentra una tabla con las principales familias de antibióticos utilizadas en veterinaria clínica y el principal espectro bacteriano de cada uno de ellos. Por otro lado, la interpretación de un antibiograma no sólo consiste en categorizar la susceptibilidad, sino que también representa la interpretación fenotípica de los mecanismos de resistencia mostrados por los microorganismos aislados. El personal clínico debe estar al día sobre las resistencias a los antibióticos, para así reconocer fenotipos de resistencia excepcionales, resistencia natural y las combinaciones de antibióticos y organismos en donde la probabilidad de desarrollar resistencia a una mutación simple es alta. El clínico debe ser capaz de interpretar el fenotipo de resistencia para seleccionar la terapia antibiótica adecuada, o que tenga un menor impacto en la ecología del sistema, causando menos resistencia y menores efectos adversos y costos en la medida de lo posible [22].

2. OBJETIVOS

El diagnóstico microbiológico forma parte de la rutina clínica veterinaria de pequeños animales. Los resultados de este diagnóstico suelen ser de carácter individual, por lo que no existe información general sobre la prevalencia de infecciones bacterianas ni del porcentaje de resistencias antimicrobianas que existe en la práctica clínica de animales de compañía. Por otro lado, es muy importante conocer cómo funciona un laboratorio de diagnóstico microbiológico para poder interpretar correctamente los resultados y dar el tratamiento antibiótico más adecuado. Por todos estos motivos, los objetivos de este estudio han sido:

- Conocer la logística diaria, las técnicas analíticas y su interpretación en un laboratorio de microbiología para el diagnóstico clínico veterinario.
- Determinar la prevalencia de infecciones bacterianas diagnosticadas en la clínica veterinaria de pequeños animales durante un periodo de tiempo determinado.
- Analizar la prevalencia de infecciones bacterianas según el origen de las muestras y la especie animal.

- Determinar los perfiles de resistencia antimicrobiana que presentan las bacterias identificadas y comparar diferencias de sensibilidad entre las especies de compañía más habituales (perros y gatos).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Población de estudio y depuración de la base de datos

El estudio epidemiológico se ha basado en analizar todos los casos de microbiología del registro informático de los Laboratorios Echevarne recibidos durante los dos últimos años (2016-2017). Este laboratorio recibe muestras de distintas clínicas y hospitales veterinarios, zoos y granjas de España, Portugal y Andorra (ver mapa de distribución de los casos remitidos Fig.2).

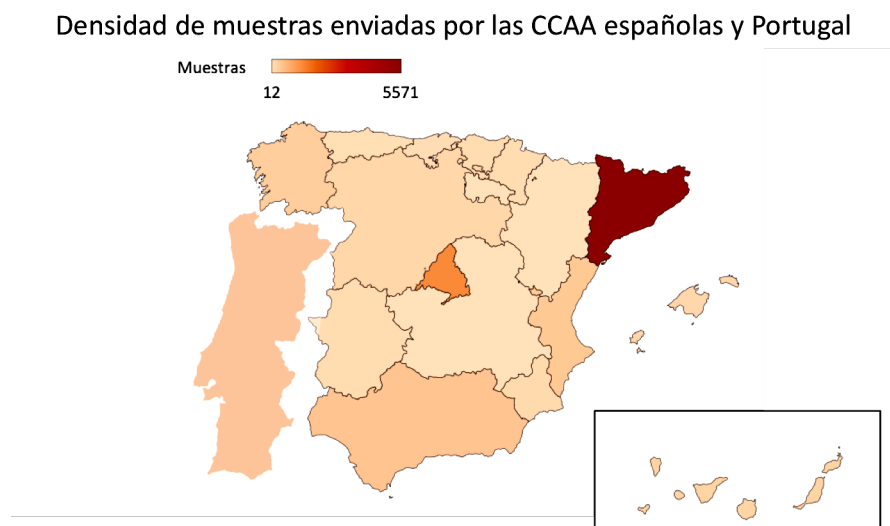


Fig. 2. Mapa de densidad de muestras enviadas por las diferentes comunidades autónomas (CCAA) de España y Portugal entre 2016 y 2017. En cuanto a España: Cataluña (5571) y Madrid (1310) son las dos principales comunidades con mayor volumen de muestras enviadas, seguido de Andalucía (439), Valencia (377), Galicia (283) y las Islas Canarias (227). La lista continúa con Castilla y León (183), Baleares (152), Murcia (112), País vasco (109). El resto de CCAA enviaron menor número de muestras: Extremadura (99), Navarra (83), Cantabria (79), Asturias (56), Castilla la Mancha (25), la Rioja (16), Aragón (12). Respecto a Portugal, entre 2016-2017 envió un total de 155 muestras. Finalmente, Andorra, que no ha sido posible indicarlo en el mapa, solamente envió un total de 12 muestras.

**Mapa realizado con © GeoNames, MSFT, Microsoft, Navteq.*

La base de datos resultante ha sido de 9,324 casos clínicos de muestras biológicas (excluyendo heces y orinas). A partir de esta base de datos inicial se han ido depurando las siguientes variables para homogenizar todos los datos y poder hacer las estadísticas descriptivas adecuadas. Las variables del estudio fueron:

- Lugar de procedencia de las muestras (población y comunidad autónoma o país).
- Especie animal y taxón, agrupado en perro, gato, pájaros (canarios, periquitos, agapornis, loros, cacaúas), otros exóticos (conejos, roedores, hurones, erizos), reptiles (lagartos pequeños, iguanas, camaleones, tortugas de pequeño tamaño, serpientes) y animales salvajes o *wild animals* (gran variedad de especies de zoológicos).

- Origen de la muestra biológica o tipo de muestras: esta variable ha sido difícil de simplificar debido a la gran variedad de orígenes. Las muestras pueden ser introducidas como: piel, exudado bronquial, nasal, conjuntival, líquido pleural, de mama o linfático, herida o biopsia sin determinar de qué lugar, etc. Para simplificar esta variable tan heterogénea, se ha creado una variable agrupada en función del sistema/región afectado: auditivo (otitis), heridas, abscesos, respiratorio (rinitis, bronquitis, neumonías, pleuritis), piel (dermatitis), ocular (conjuntivitis), reproductor (vaginitis, metritis), musculo-esquelético (artritis, osteomielitis) y otros (compuesta por un agrupamiento de zonas del cuerpo del animal en donde el recuento de infecciones es de entre 1 y 34 casos, porcentaje por debajo del 0.4%. En esta variable también están incluidos los casos clínicos en los que se desconoce la procedencia de la infección).
- Resultado microbiológico: positivo (se identifica a la especie bacteriana causante del problema) o negativo (ausencia de crecimiento bacteriano o bien crecimiento no significativo).
- La identificación de la especie bacteriana: agrupada por género y por especie.
- La sensibilidad a los diferentes antibióticos testados según el antibiograma. De los 84 antibióticos que se incluían se ha seleccionado los 23 antibióticos de uso más convencional en medicina veterinaria

3.2 Procesado de las muestras

Las muestras son remitidas en la central de Barcelona y a continuación pasan a ser manipuladas en el laboratorio por el personal cualificado. Indicar también que, hay casos en el que el cliente dispone de pequeños laboratorios en su lugar de trabajo, por lo que envía las muestras ya cultivadas y pidiendo solamente su identificación y/o estudios complementarios. Una vez que las muestras pasan a disposición del personal del laboratorio, se procede a seguir un protocolo para llegar a la correcta identificación del patógeno causante de la enfermedad e indicar el tratamiento más adecuado.

El primer paso a realizar es el cultivo de las muestras en los medios adecuados:

- Agar sangre (*Columbia Agar + 5% Sheep Blood*, Biomérieux): medio de cultivo general utilizado para el aislamiento de bacterias fastidiosas, tanto grampositivas como gramnegativas, y para la detección de hemólisis.
- Agar chocolate (*Chocolate Agar PolyViteX*, Biomérieux): medio de cultivo no selectivo y enriquecido con glóbulos rojos lisados para el aislamiento de bacterias dependientes del factor NAD, principalmente *Neisseria gonorrhoeae* y *Haemophilus influenzae*.

- Tioglicolato (Sigma-Aldrich): caldo de enriquecimiento para organismos aeróbicos, anaeróbicos y microaerofílicos. Cuando se da un aumento en el contenido de oxígeno se produce un cambio de color del indicador de oxidación-reducción *resazurin* a rojo.
- *Columbia CNA Agar + 5% Sheep Blood* (Biomérieux): medio de cultivo selectivo utilizado para el aislamiento de bacterias grampositivas, principalmente *Staphylococcus spp.*, *Streptococcus spp.* y *Enterococcus spp.*, y la detección de hemólisis. Contiene colistina y ácido nalidíxico para inhibir el crecimiento de bacterias gramnegativas.
- *Mac Conkey Agar* (Biomérieux): medio selectivo para la diferenciación de *Enterobacteriaceae* y *E. coli*, así como también de otros bacilos gramnegativos. Además, permite diferenciar entre organismos fermentadores y no fermentadores de lactosa. El medio contiene cristal de violeta para inhibir bacterias grampositivas.
- *Sabouraud Gentamicin Chloramphenicol 2 agar* (Biomérieux): medio selectivo para el crecimiento de hongos. Contiene cloranfenicol, antibiótico de amplio espectro, para inhibir el crecimiento de bacterias gram-positivas y negativas. También contiene gentamicina, otro antibiótico que inhibe el crecimiento de bacterias, pero sin afectar el crecimiento de hongos.

La lectura de las muestras se realizará después de haber estado incubando un mínimo de 24h a 35-27°C, y de haber crecimiento significativo se procederá a realizar un antibiograma (ATB) de las muestras. En caso de no tener crecimiento alguno o de no ser valorable, se dejará otras 24h incubando. El personal del laboratorio realiza dos tipos de ATB:

- Método de difusión, método cualitativo, en el que se utilizan antibióticos destinados sólo a uso veterinario. Para ello, se inocula la cepa a testar, a concentración estándar, en un medio de cultivo específico para pruebas de sensibilidad antimicrobiana, y a continuación se dispensan los discos antibióticos en el agar. Las placas se incuban 24h a 35°C y se lee el área de inhibición. Los medios utilizados son: *Mueller Hinton E agar* y/o *Mueller Hinton agar + 5% sheep blood* (Biomérieux), éste último principalmente destinado a *Streptococcus spp.*
- *MicroScan WalkAway plus System* (Beckman Coulter). Es un sistema automatizado, método cuantitativo, que permite identificar y realizar paneles de sensibilidad antimicrobiana, para grampositivos o gramnegativos, simultáneamente. Además, puede detectar resistencias antimicrobianas en tiempo real. Para la identificación de gérmenes realiza pruebas bioquímicas, como cambios de color por disminución del pH [20].

Posterior al ATB, se procede a realizar una identificación del organismo patógeno. Hasta 2016, el laboratorio utilizaba el sistema de identificación automatizado Vitek® 2 Compact

(Biomérieux) y un test de identificación manual, el API® ID (Biomérieux). Sin embargo, desde comienzos de 2017 se realiza la identificación bacteriana mediante MALDI-TOF, un método rápido, preciso y coste-efectivo para la identificación de microorganismos [19].

3.3 Análisis informático de los datos.

Los datos se han agrupado para su análisis descriptivo haciendo uso del software estadístico SPSS v.25 (IBM) y de hojas de cálculo Microsoft Excel 365. Para entender e interpretar los resultados se han creado tablas de datos con dichas herramientas informáticas.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Prevalencia del diagnóstico microbiológico en animales de compañía

De los 9324 casos clínicos remitidos, 1927 casos tuvieron un resultado microbiológico negativo, por lo que nuestra población positiva se reduce a 7397 casos. La mayoría de casos negativos se dan en animales de zoo, donde casi el 50% de los casos remitidos no se obtiene un resultado microbiológico. En cambio, en perros más del 80% de los datos han sido diagnosticados (Figura 3).

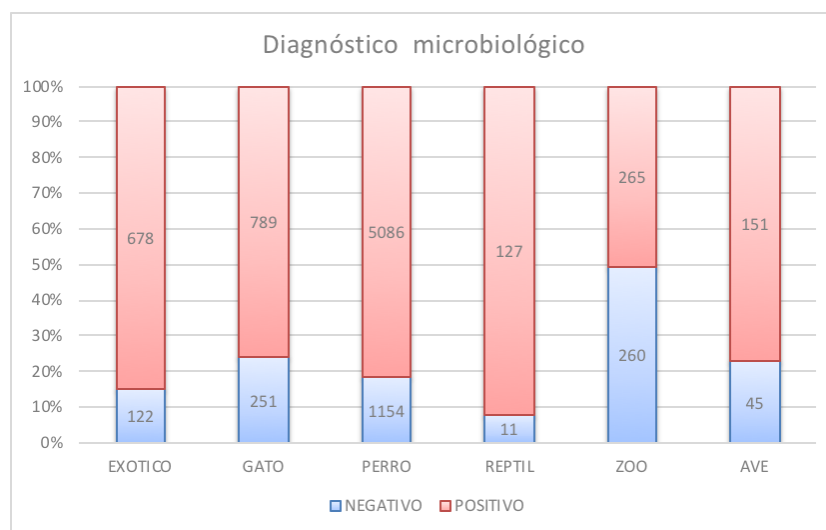


Fig. 3. Representación gráfica de los casos diagnosticados como negativos y positivos.

Como se puede observar en la Tabla 1, el mayor número de casos clínicos corresponde a perros (n=5086), seguido de gatos (n=789), animales exóticos (n=678), animales salvajes (n=265), pájaros (n=151) y reptiles (n=127). Existen unos 301 casos donde la información sobre la especie animal no estaba registrada y por tanto se agrupa en la variable especie desconocida.

ESPECIES BACTERIANAS	TAXON (recuento y %)							Total
	ANIMALES DE COMPAÑÍA					WILD ANIMAL	DESCONOCIDA	
	EXOTICO	GATO	PAJAROS	PERRO	REPTIL			
<i>Acinetobacter spp</i>	17 2,5%	18 2,3%	8 5,3%	61 1,2%	3 2,4%	5 1,9%	6 2,0%	118 1,6%
<i>Bordetella spp</i>	39 5,8%	15 1,9%	0 0,0%	47 0,9%	0 0,0%	0 0,0%	2 0,7%	103 1,4%
<i>Candida spp</i>	15 2,2%	7 0,9%	9 6,0%	30 0,6%	11 8,7%	57 21,5%	14 4,7%	143 1,9%
<i>Corynebacterium spp</i>	5 0,7%	22 2,8%	5 3,3%	194 3,8%	0 0,0%	1 0,4%	5 1,7%	232 3,1%
<i>Enterobacter spp</i>	42 6,2%	26 3,3%	11 7,3%	84 1,7%	1 0,8%	3 1,1%	5 1,7%	172 2,3%
<i>Enterococcus spp</i>	26 3,8%	54 6,8%	12 7,9%	281 5,5%	9 7,1%	17 6,4%	18 6,0%	417 5,6%
<i>Escherichia spp</i>	43 6,3%	44 5,6%	17 11,3%	405 8,0%	7 5,5%	69 26,0%	54 17,9%	639 8,6%
<i>Klebsiella spp</i>	36 5,3%	23 2,9%	9 6,0%	103 2,0%	8 6,3%	6 2,3%	9 3,0%	194 2,6%
<i>Pasteurella spp</i>	36 5,3%	62 7,9%	4 2,6%	49 1,0%	0 0,0%	3 1,1%	3 1,0%	157 2,1%
<i>Proteus spp</i>	8 1,2%	5 0,6%	1 0,7%	205 4,0%	4 3,1%	5 1,9%	4 1,3%	232 3,1%
<i>Pseudomonas spp</i>	86 12,7%	76 9,6%	22 14,6%	827 16,3%	39 30,7%	33 12,5%	46 15,3%	1129 15,3%
<i>Serratia spp</i>	13 1,9%	14 1,8%	3 2,0%	104 2,0%	4 3,1%	1 0,4%	4 1,3%	143 1,9%
<i>Staphylococcus spp</i>	113 16,7%	239 30,3%	25 16,6%	1581 31,1%	3 2,4%	22 8,3%	35 11,6%	2018 27,3%
<i>Streptococcus spp</i>	131 19,3%	132 16,7%	16 10,6%	972 19,1%	11 8,7%	22 8,3%	45 15,0%	1329 18,0%
OTRAS	68 10,0%	52 6,6%	9 6,0%	143 2,8%	27 21,3%	21 7,9%	51 16,9%	371 5,0%
Total	678 100,0%	789 100,0%	151 100,0%	5086 100,0%	127 100,0%	265 100,0%	301 100,0%	7397 100,0%

Tabla 1. Recuento, y porcentaje, de casos por infecciones, causadas por diferentes especies bacterianas en los diferentes taxones animales. En especie “Otras” se agrupan diferentes especies con prevalencias < 0.5% como *Salmonella spp.*, *Morganella spp.*, *Pantoea spp.*, *Vibrio spp.*, *Fusobacterium spp.* y *Neisseria spp.*

Según estos resultados, y teniendo en cuenta que este presente trabajo está centrado en pequeños animales de compañía, los perros y los gatos representan la mayor parte de la casuística diagnóstica del laboratorio, por ello nos centraremos en estas dos especies para la discusión de los resultados.

La especie bacteriana más prevalentemente de entre todas las especies bacterianas diagnosticadas ha sido *Staphylococcus* (27,3%), siendo la más importante en perros (31,1%), gatos (30,3%), pájaros (16,6%) y exóticos (16,7%). Hay alrededor de 30 especies de *Staphylococcus* y la mayoría se encuentran en animales (mamíferos y aves), pero pocos son patógenos como *S. aureus* [13]. En nuestro estudio, *S. aureus* sólo se aísla en un 1.5% de los *Staphylococcus spp.* diagnosticados en el perro, siendo *S. pseudintermedius* (17,4%) y *S. intermedius* (7%) las especies más prevalentes en el perro (Tabla 2). En el gato, *S. aureus* (6%) es más prevalente seguido de *S. epidermidis* (5%). Por otro lado, *Staphylococcus spp.* que tienen un hospedador asociado, como *S. felis* que forma parte de la microbiota cutánea en gatos,

aunque no es exclusivo de este, o *S. schleiferi* en perros, como también vemos en la Tabla 2. Los *Staphylococcus spp.* colonizan la cavidad nasal, la nasofaringe, la piel y las membranas mucosas. Las especies patógenas se infiltran en los tejidos después de una lesión y producen lesiones supurativas [13].

La segunda especie bacteriana más prevalente son *Streptococcus spp.* (18%), siendo también la segunda especie con más infecciones causadas en perros (19,1%) y en gatos (16,7%), pájaros y exóticos (Tabla 1). Los *Streptococcus spp.*, cocos grampositivos, son bacterias piógenas que presentan gran diversidad ecológica, fisiológica, serológica y genética. La mayoría de *Streptococcus spp.* de interés veterinario viven como comensales en la mucosa del tracto respiratorio superior, digestivo y del tracto urogenital inferior. Se transmiten por inhalación e ingestión, sexual, congénita o indirectamente a través de manos y objetos. En perros y gatos se dan infecciones por los patógenos oportunistas *S. canis* y *S. dysgalactiae* [4], [13]. Sin embargo, en nuestros resultados sólo se ha identificado a *S. canis* en gatos (Tabla 2).

Pseudomonas spp., bacilos gramnegativos y patógenos oportunistas, representan el tercer microorganismo con mayor prevalencia (15%), principalmente en reptiles, y representan el 16,3% de infecciones en perros y 9,6% en gatos. En el género *Pseudomonas (sensu stricto)*, *P. aeruginosa* y *P. fluorescens* han sido las especies principalmente identificadas en nuestros resultados. Además, son importantes en veterinaria y se encuentran, en baja frecuencia, como parte de la flora microbiana de animales sanos. Son organismos ambientales, por lo tanto, los determinantes de la enfermedad dependerán de los anfitriones y su entorno. Son patógenos oportunistas y pueden causar variedad de infecciones [13].

La lista continúa con especies de *Escherichia*, bacilos gramnegativos de la familia *Enterobacteriaceae*, con 639 casos (8,6%) y mayor prevalencia en animales de zoo (26%), y representando el 8% de infecciones en perros y el 5,6% en gatos. *E. coli* es la única especie que incluye importantes patógenos de animales (Tabla 2). La mayoría son comensales del tracto intestinal, sin embargo, muchos son patógenos oportunistas o primarios. *E. coli* patógena se divide en cepas diarreicas y extraintestinales que comúnmente ocurren en el tracto urinario, la sangre, el pulmón y heridas. La transmisión es a través de la ruta fecal-oral [13].

En cuanto a especies de *Enterococcus*, 417 casos del total (5,6%), representan el 6,8% de infecciones en gatos y 5,5% en perros (Tabla 1). Los *Enterococcus spp.* son oportunistas y se pueden encontrar en el tracto intestinal de muchos animales. En perros y gatos las infecciones se dan principalmente por *E. faecalis*, *E. faecium* [13]. Según nuestros resultados, *E. faecalis*

es la especie más prevalente, sobretodo en gatos (69,2%) y en perros (32,7%). Sin embargo, también se ha identificado *E. avium* en gatos, posiblemente por la caza/contacto con pájaros.

El género *Pasteurella*, cocobacilos gramnegativos, pertenece a la familia *Pasteurellaceae*. *Pasteurella* (*sensu stricto*), se encuentra principalmente junto a la flora microbiana del tracto oral y respiratorio de animales y/o humanos. Son comensales en las membranas mucosas de las vías respiratorias superiores y/o intestinales, actuando también como patógenos oportunistas. El portal de entrada suele ser el tracto respiratorio y la virulencia es potenciada mediante la transmisión de animal a animal. La especie *P. multocida* es productora de varias endotoxinas, jugando un papel importante en septicemias [13]. En nuestros resultados, *P. multocida* es la especie más prevalente en el gato (63%), en cambio en el perro *P. canis* (37%) es la más prevalente, seguida de *P. multocida* (20%) (Tabla 2). Otras especies causantes de infecciones respiratorias en perros y gatos son las especies de *Bordetella*, cocobacilos gramnegativos del tracto respiratorio superior. *B. bronchiseptica* es la especie principal (Tabla 2), y además de formar parte de la flora normal del tracto respiratorio superior, posee un factor de virulencia que contribuye a la supervivencia bacteriana en el tracto respiratorio inferior del huésped [13].

La especie *Acinetobacter*, bacilos gramnegativos, son patógenos oportunistas, organismos ambientales que también forman parte de la flora normal de la piel en animales. *A. baumannii* y *A. lwoffii* son las principales causantes de infecciones en animales [13]. *A. baumannii* se encuentra en mayor prevalencia en el perro (36%), en cambio *A. lwoffii* lo encontramos en el gato (44%) (Tabla 2).

Las especies de *Corynebacterium*, bacilos grampositivos pleomórficas, pertenecen a la familia *Corynebacteriaceae*. Se encuentran en la piel, membranas mucosas (nasofaringe), y en el tracto intestinal de animales y humanos. Son piógenas, pudiendo provocar diferentes afecciones supurativas. La transmisión es generalmente a través de la castración o cualquier otra herida en la piel. Las principal especie de *Corynebacterium* identificada en perros y gatos ha sido *C. amycolatum* (común en la flora de la piel en humanos) y *C. auriscanis* en perros [4], [13].

PREVALENCIA ESPECIES BACTERIANAS EN TAXÓN PERRO Y GATO			
GATO	789	PERRO	5086
Acinetobacter spp	18	Acinetobacter spp	61
Acinetobacter Iwoffii	8 (44,4%)	Acinetobacter baumannii	22 (36,1%)
Acinetobacter baumannii	2 (11,1%)	Acinetobacter Iwoffii	14 (23%)
Acinetobacter haemolyticus	1 (5,5%)	Acinetobacter haemolyticus	4 (6,6%)
		Otras	2 (3,3%)
Bordetella spp	15	Bordetella spp	47
Bordetella bronchiseptica	15 (100%)	Bordetella bronchiseptica	47 (100%)
Candida spp	7	Candida spp	30
Candida parapsilosis	3 (42,9%)	Candida parapsilosis	5 (16,7%)
Candida albicans	2 (28,6%)	Candida albicans	2 (6,5%)
		Otras	4 (13,3%)
Corynebacterium spp	22	Corynebacterium spp	194
Corynebacterium amycolatum	2 (9,1%)	Corynebacterium amycolatum	7 (3,6%)
		Corynebacterium auriscanis	5 (2,6%)
		Otras	2 (1%)
Enterobacter spp	26	Enterobacter spp	84
Enterobacter cloacae	22 (84,6%)	Enterobacter cloacae	59 (70,2%)
Enterobacter aerogenes	3 (11,5%)	Enterobacter aerogenes	13 (15,5%)
Enterobacter gergoviae	1 (3,8%)	Enterobacter gergoviae	8 (9,5%)
Enterococcus spp	54	Enterococcus spp	281
Enterococcus faecalis	18 (69,2%)	Enterococcus faecalis	92 (32,7%)
Enterococcus avium	2 (7,7%)	Enterococcus faecium	8 (2,8%)
Enterococcus faecium	1 (3,8%)	Enterococcus canintestini	1 (0,4%)
Enterococcus hirae	1 (3,8%)	Enterococcus durans	1 (0,4%)
Escherichia spp	44	Escherichia spp	405
Escherichia coli	42 (95,5%)	Escherichia coli	400 (98,8%)
		Escherichia vulneris	4 (1%)
Klebsiella spp	23	Klebsiella spp	103
Klebsiella pneumoniae	17 (73,9%)	Klebsiella pneumoniae	73 (70,9%)
Klebsiella oxytoca	6 (26,1%)	Klebsiella oxytoca	28 (27,2%)
		Klebsiella ornithinolytica	1 (1%)
Pasteurella spp	62	Pasteurella spp	49
Pasteurella multocida	39 (62,9%)	Pasteurella canis	18 (36,7%)
Pasteurella canis	4 (6,5%)	Pasteurella multocida	10 (20,4%)
Otras	4 (6,5%)	Pasteurella pneumotropica	3 (6,1%)
Proteus spp	5	Proteus spp	205
Proteus mirabilis	5 (100%)	Proteus mirabilis	198 (96,6%)
		Proteus vulgaris	3 (1,5%)
Pseudomonas spp	76	Pseudomonas spp	827
Pseudomonas aeruginosa	55 (72,4%)	Pseudomonas aeruginosa	761 (92%)
Pseudomonas fluorescens	5 (6,6%)	Pseudomonas fluorescens	18 (2,2%)
Otras	16 (21,1%)	Otras	34 (4,1%)
Serratia spp	14	Serratia spp	104
Serratia marcescens	12 (85,7%)	Serratia marcescens	96 (92,3%)
Serratia liquefaciens	2 (14,3%)	Serratia liquefaciens	7 (6,7%)
Staphylococcus spp	239	Staphylococcus spp	1581
Staphylococcus aureus	14 (5,9%)	Staphylococcus pseudintermedius	275 (17,4%)
Staphylococcus epidermidis	12 (5%)	Staphylococcus intermedius	109 (6,9%)
Staphylococcus felis	12 (5%)	Staphylococcus schleiferi	30 (1,9%)
Staphylococcus pseudintermedius	11 (4,6%)	Staphylococcus aureus	23 (1,5%)
Staphylococcus schleiferi	2 (0,8%)	Staphylococcus epidermidis	9 (0,6%)
Otras	16 (6,7%)	Otras	25 (1,6%)
Streptococcus spp	132	Streptococcus spp	972
Streptococcus canis	2 (1,5%)	Streptococcus canis	23 (2,4%)
		Streptococcus dysgalacticae	3 (0,3%)
		Streptococcus halichoeri	1 (0,1%)
OTROS	52	OTROS	143

Tabla 2. Prevalencia (n y %) de las principales especies bacterianas identificadas en perros y gatos.

Ante estos resultados, hemos podido ver que prácticamente todas las infecciones han sido debidas a bacterias que forman parte de la flora normal en perros y gatos. Todos los seres vivos pluricelulares tienen por naturaleza una microbiota normal, es decir, un conjunto de microorganismos en las diferentes partes del cuerpo que se encuentran en simbiosis con el hospedador, proporcionando beneficios como la protección contra patógenos o producción de vitaminas. Sin embargo, hay veces que tiene lugar una disbiosis, un desequilibrio en la microbiota normal debido a la pérdida de estos organismos beneficiosos, ya sea por crecimiento excesivo de organismos dañinos (infecciones) debido a traumatismos y/o por pérdida de la diversidad microbiana como consecuencia de tratamientos antibióticos o cambios fisiológicos [23].

4.2 Diagnóstico bacteriológico según origen de la muestra y la especie animal

Según el origen de la muestra remitida, de las 7397 infecciones con diagnóstico bacteriológico, el 44% de estas (n=3285) eran otitis (sistema auditivo), el 22% eran heridas/exudados (n=1646), 11% infecciones respiratorias (n=813), 5,5% abscesos (n=405), 5,3% problemas de piel o dermatitis (n=399), 3,5% problemas oculares (n=264), y en menor medida (<100 casos) problemas reproductivos y musculo-esqueléticos (Anexo 3). De todos estos porcentajes, las muestras procedentes del oído son las más prevalentes, representando un 50% y 30% del total de muestras en el perro y gato, respectivamente. En el gato, además las muestras de herida y respiratorio representan entre el 22-25% del total (Figura 4).

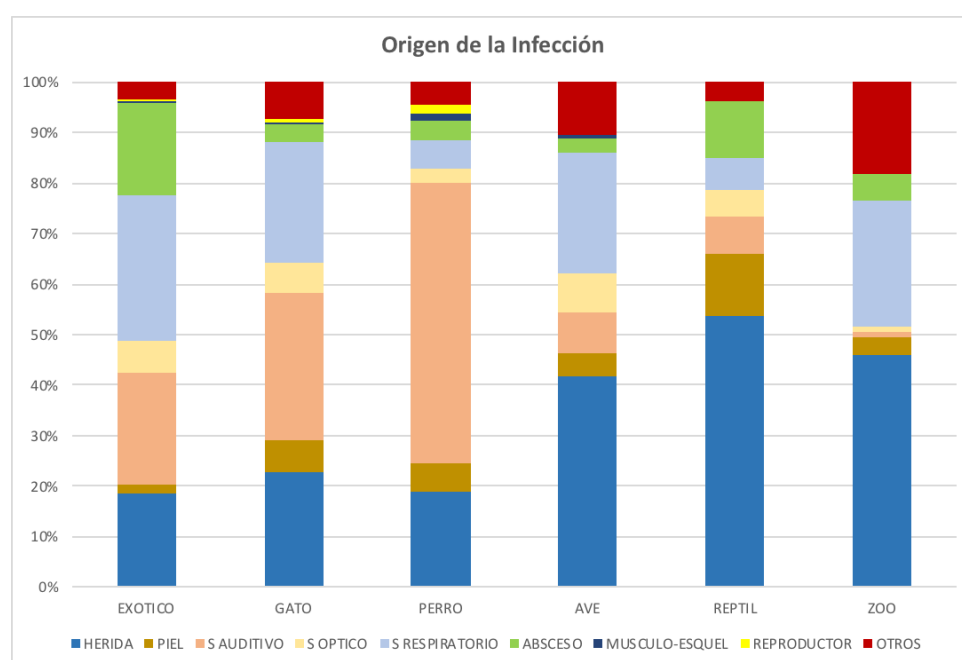


Figura 4. Gráfico de las prevalencias del origen de la muestra en cada taxón animal.



Figura 5 (A y B). Gráficos de las prevalencias de especies bacterianas según el origen de la infección en perros y gatos.

En relación a las muestras procedentes de heridas y la piel (dermatitis), encontramos que tanto en perros como en gatos, *Staphylococcus spp.* y *Streptococcus spp.* son las especies con mayor prevalencia, remarcando la alta prevalencia de *Staphylococcus spp.* en el perro (Figura 5 A y B). En perros, otras especies como *E. coli*, *P. aeruginosa* y *Enterococcus spp.* son los siguientes en predominar (Figura 5 A), y en gatos tenemos *Enterococcus spp.*, *Pasteurella spp.* y *P. aeruginosa* (Figura 5B). Un estudio analizó diferentes zonas de la piel en perros identificando una gran diversidad microbiana y abundante: *Staphylococcus spp.*, *Streptococcus spp.* α -hemolíticos, *Acinetobacter spp.* y *Micrococcus spp.* comprenden la microbiota residente, mientras que organismos gramnegativos, *Bacillus spp.*, *Corynebacterium spp.*, *P. mirabilis* y *Streptococcus spp.* β -hemolíticos comprenden la microbiota transitoria. Respecto a los gatos, se sabe aún menos sobre su microbiota. Otro estudio detectó una flora similar a perros, pero sin presencia de *Corynebacterium spp.* y con una baja presencia de *Pseudomonas spp.* y *Alcaligenes spp.* [24].

En el sistema auditivo, tanto en perros como en gatos predominan *Staphylococcus spp.* (33,9 y 58,7%), seguido de *Streptococcus spp.* (19,7 y 12,2%) como principales causantes de infecciones óticas. *P. aeruginosa* es la tercera en prevalecer. La otitis externa es la enfermedad más común del canal auditivo en perros, sobretodo en primavera, en donde el polen provoca efectos inmunosupresores que conduce al sobrecrecimiento de algunos de estos microorganismos. Los gatos también padecen otitis, pero en menor medida. La etiología de esta afectación es provocada por levaduras y bacterias que forman parte de la flora normal del oído, constituido principalmente por la levadura *Malassezia pachydermatis* (en perros) y *Candida spp.* (en gatos), y bacterias *Staphylococcus spp.*, *Streptococcus spp.*, *Pseudomonas spp.*, *Proteus spp.*, *Corynebacterium spp.*, *E. coli* y *Bacillus spp.* Otras especies aisladas en oídos caninos incluyen *Micrococcus spp.*, *Enterococcus spp.*, *Klebsiella spp.* y *P. multocida*. [25].

En cuanto a los abscesos, *Staphylococcus spp.* son los principales agentes aislados en perros (29,3%), seguido de *Streptococcus spp.* (23%). En cambio, en gatos es al revés, *Streptococcus spp.* un 40,7% y *Staphylococcus spp.* un 22,2%. En gato, especies de *Pasteurella spp.* son las siguientes en destacar (14,8%), y, en cambio, en perro son especies de *E. coli* (11%) y *Enterococcus spp.* (8,4%).

En el sistema musculoesquelético es en donde menos casos clínicos se han producido. En gatos solamente 3 casos clínicos de infección por lo que no hay resultados destacables. En cambio, en perros de los 76 casos clínicos, el 40% han sido provocados por *Staphylococcus spp.*, seguidos por *Streptococcus spp.* y *Enterococcus spp.*, *Serratia spp.*, y *Pseudomonas spp.* El

sistema musculoesquelético no posee una flora normal, sin embargo, puede ocurrir la aparición de bacteriemias transitorias o transporte a través de supuestas zonas estériles. En animales de compañía especies de *Staphylococcus* (*S. intermedius*, *S. aureus*) y *Streptococcus* están frecuentemente involucradas en infecciones óseas y/o articulaciones de los huesos. *Pseudomonas spp.* y *P. multocida* en gatos también pueden causar abscesos localizados [4], [26]. En nuestro estudio *S. intermedius* sería el patógeno más aislado en problemas óseos o articulares del perro puesto que la prevalencia de *S. aureus* es muy baja.

En infecciones del sistema ocular, conjuntivitis tanto en perros como en gatos, continúan siendo *Staphylococcus spp.* (40,6 y 46,8%), seguida de *Streptococcus spp.* (24,5 y 14,9%). En gatos un 10,6% de las infecciones es causada por *Corynebacterium spp.* En la flora normal ocular de pequeños animales de compañía, *Staphylococcus spp.* se han identificado con mayor frecuencia, seguido de *Streptococcus spp.*, *Corynebacterium spp.*, *Bacillus spp.*, *Neisseria spp.*, *Pseudomonas spp.* y *E. coli* [27].

Las muestras procedentes del sistema respiratorio son producidas mayoritariamente por *Streptococcus spp.* tanto en perros como en gatos (15,6 y 16,4%). La prevalencia en gatos continúa con *Pseudomonas spp.*, *P. multocida.* y *Staphylococcus spp.* En cambio, en perros prevalecen *Staphylococcus spp.* y *Pseudomonas spp.* seguido de *B. bronchiseptica*, *E. coli* y *Klebsiella spp.* En general, la flora nasal incluye *Streptococcus spp.* y *Staphylococcus spp.* junto con otros patógenos que varían con el huésped animal. Parte de la flora residente del tracto respiratorio superior y la orofaringe representan los principales patógenos bacterianos respiratorios (como miembros de las especies *Pasteurellaceae*, *Streptococcus* y *Mycoplasma*). *B. bronchiseptica*, *E. coli*, *Nocardia spp.* también se han encontrado como parte de la flora. Además, bacterias oportunistas de la cavidad oral y tracto digestivo inferior también pueden causar una infección respiratoria [4].

Por último, los problemas reproductivos, especialmente vaginitis, sólo tienen relevancia en perros, y son producidos principalmente por *Streptococcus spp.* (25%) y *E. coli* (20,5%). La flora uterina de caninos no se ha caracterizado a fondo debido a su complejidad, y se sabe aún menos sobre la flora uterina de los gatos. *Staphylococcus spp.* y *Mycoplasma spp.* se han aislado con mayor frecuencia; otros aislados incluyen especies de *Streptococcus*, *Micrococcus*, *Bacillus*, *E. coli*, *Proteus*, *Pasteurella*, *Brucella canis*, *Haemophilus*, *Lactobacillus*, *Bacteroidaceae* y algunos hongos [4], [28].

4.3 Perfil de sensibilidad antimicrobiana de los aislados bacterianas en perros y gatos

A partir de los resultados del antibiograma de los casos analizados se observa que del panel de los 23 antimicrobianos de uso más habitual en clínica veterinaria, la mayor prevalencia de resistencias (con más del 50% de los aislados) se observan con Penicilina (45,4% de sensibilidad), y sulfa + trimetoprim (49,3% sensibilidad), seguido por sensibilidades <53% con la ampicilina y cefalexina (Tabla 3 a y b). Estas prevalencias de resistencia son similares a la sensibilidad antimicrobianas de los aislados en perros y gatos, destacando una mayor sensibilidad en las cepas aisladas en gatos que en perros, y en especial para la Penicilina, ampicilina, eritromicina, tetraciclina, polimixina B y Sulfamidas (Figura 6 y Anexo 4).

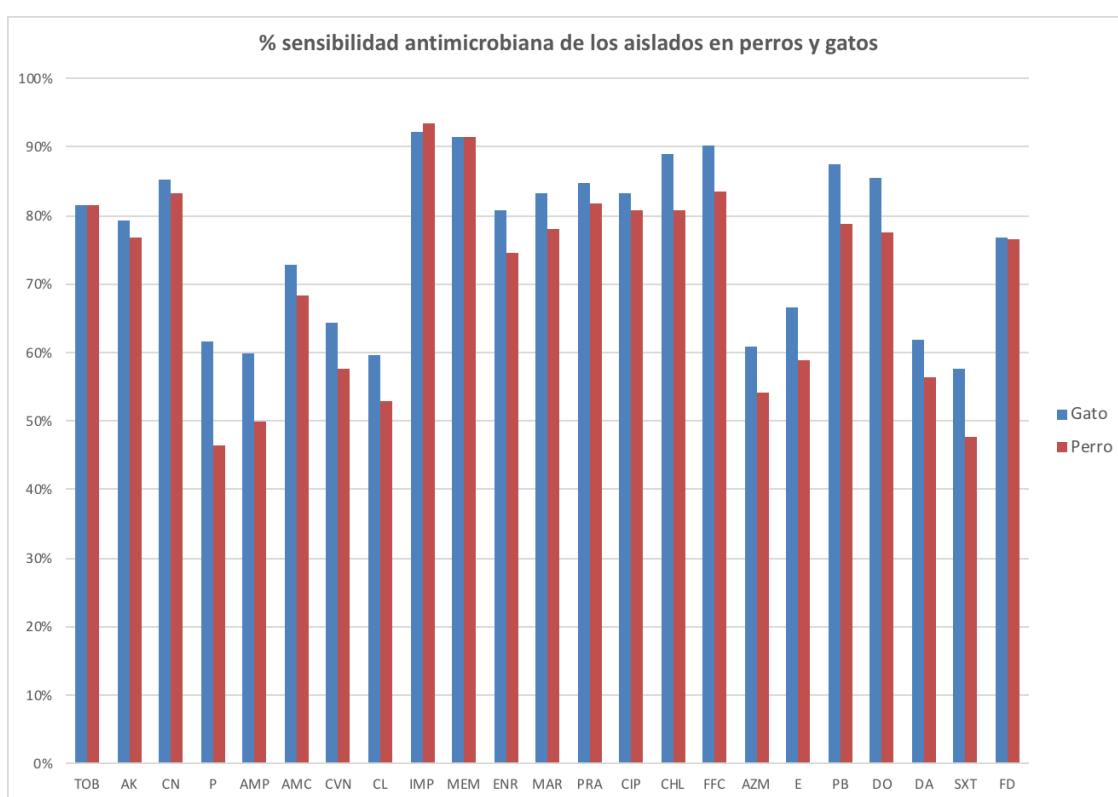


Figura 6. Porcentaje de sensibilidad antimicrobiana a los aislados en perros y gatos. Aminoglucósidos: amikacina (AK), tobramicina (TOB), gentamicina (CN). Penicilinas: penicilina G (P), ampicilina (AMP), amoxicilina + ácido clavulánico (AMC). Cefalosporinas: cefovecina (CVN), cefalexina (CL). Carbapenémicos: meropenem (MEM), imipenem (IMP). Quinolonas: Pradofloxacina (PRA), ciprofloxacina (CIP), marbofloxacina (MAR), enrofloxacina (ENR). Fenicoles: cloranfenicol (CHL), florfenicol (FFC). Macrólidos: azitromicina (AZM), eritromicina (E). Polipéptidos: polimixina B (PB). Tetraciclinas: doxiciclina (DO). Lincosamidas: Clindamicina (DA). Sulfamidas: trimetoprima + sulfametoxazole (SXT). Miscelánea: ácido fusídico (FD).

En relación a *Acinetobacter spp.*, esta presenta resistencias a todas las penicilinas, cefalosporinas y fenicoles presentes en la Tabla 3a, entre 10,5-46,2% de sensibilidad. Un 34% de sensibilidad corresponde a la cefovecina, una cefalosporina de 3ra generación que, en un principio, debería ser activa contra gramnegativos.

Acinetobacter spp. causan infección tanto en animales como en personas, en estos últimos por vía nosocomial. El principal patógeno causante de las infecciones es *A. baumannii*, identificado como un patógeno ESKAPE (*Enterococcus faecalis*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *Acinetobacter baumannii*, *Pseudomonas aeruginosa* y especies de *Enterobacter*), un grupo de patógenos, con una alta tasa de resistencia a los antibióticos, responsables de la mayoría de las infecciones nosocomiales [8], [29]. Los aislados de *A. baumannii* suelen ser resistentes a múltiples fármacos. Poseen resistencia intrínseca a penicilinas, 1ra-2da generación de cefalosporinas y cloranfenicol, y resistencia adquirida a carbapenémicos y colistina [30], lo que concuerda con nuestros resultados. Que haya completa sensibilidad a los carbapenémicos imipenem y meropenem por ahora entra dentro de la normalidad, dado que estos dos se utilizan como último recurso y sólo en hospitales veterinarios. Además, se ha observado una mayor prevalencia de aislados multirresistentes pertenecientes a cepas en animales de compañía, posiblemente por el contacto cercano entre animal y dueño [30].

Especies de *Bordetella* presentan un 45,7% de sensibilidad a la ampicilina y 100% de resistencia a la penicilina, y más del 90% de resistencia a las cefalosporinas. En el Anexo 4 encontramos una pequeña diferencia entre los taxones, la ampicilina es más activa contra *Bordetella spp.* en gatos (56% sensibilidad) que en perros (12% sensibilidad). Se han asociado infecciones en personas inmunodeprimidas por *Bordetella spp.*, principalmente *B. bronchiseptica*, con la exposición a animales de compañía infectados. Aunque también ha habido casos de transmisión nosocomial. Sin embargo, son escasos los estudios sobre el estado de susceptibilidad antimicrobiana de aislados de *B. bronchiseptica* en pequeños animales de compañía en Europa u otros países. En general los informes que hay coinciden en el aumento de *B. bronchiseptica* en algunos antibióticos betalactámicos, como las penicilinas y cefalosporinas debido a la producción de β -lactamasas, o una baja permeabilidad de la membrana bacteriana a cefalosporinas. También se han demostrado genes de resistencia en cepas de *B. bronchiseptica* a trimetoprima-sulfametoxazol y tetraciclina [31], [32]. Los resultados obtenidos también reflejan los resultados de los informes obtenidos hasta la fecha. Sin embargo, como bien se ha comentado, son necesarios más estudios de esta especie bacteriana en perros y gatos, y pruebas con otras familias de antibióticos, como los macrólidos, son necesarios debido al aumento de resistencias [32].

En *Corynebacterium spp.* el porcentaje de sensibilidad a los antibióticos es alto, siendo menos sensibles a las cefalosporinas (66,7-68,2%). Para el resto de antibióticos la sensibilidad está entre 72,9% y 99,2%, siendo los fenicoles los más activos contra esta especie. Sin embargo,

encontramos algunas diferencias entre perros y gatos (Anexo 4). La actividad de ampicilina y amoxicilinas + ácido clavulánico, cefalosporinas, carbapenémicos y quinolonas en gatos es mayor que en perros (>90% gatos y 64-85% perros).

La patogenicidad de *Corynebacterium spp.* y su correcta terapia antimicrobiana son poco claras y controvertidas. Por lo general, el tratamiento antimicrobiano, principalmente por otitis, en perros y gatos asociada con *Corynebacterium spp.* es empírico, haciendo uso de productos que contienen antibióticos de amplio espectro, como gentamicina o enrofloxacin. La idoneidad de esas terapias no se ha evaluado debido a la falta de datos de sensibilidad para esta especie y a la ausencia de registros sobre su respuesta a la terapia antimicrobiana [33], [34]. Aún así, como podemos ver en nuestros resultados, no hay perfiles de resistencias, sólo una menor sensibilidad a cefalosporinas.

En miembros de la familia *Enterobacteriaceae* tenemos lo siguientes resultados:

- *Enterobacter spp.*, son altamente resistentes a penicilinas (incluido el amoxi-clavulánico) y cefalosporinas, pero en menor medida a la cefovecina (60% sensibilidad), y presentan un 29,4% sensibilidad a la azitromicina. Para el resto de los antibióticos mostraron más del 78% de sensibilidad.
- *Escherichia spp.*, en el grupo de penicilinas la mayor resistencia es ante penicilina G (1,4% sensibilidad) y 48,7% sensibilidad ante ampicilina. En el grupo de los macrólidos resistencia a eritromizina (20% sensibilidad) y azitromicina (50%). Ante la clindamicina 14,3% sensibilidad, y 53,3% de sensibilidad a la combinación trimetoprima-sulfonamida.
- *Klebsiella spp.*, hay resistencias altas a la penicilina G y ampicilina. Ante quinolonas, cefalosporinas y tetraciclinas un 58-67,4% de sensibilidad. En gatos (Anexo 4) la resistencia a quinolonas es mayor, 43-48% sensibilidad (64-69% perros).
- *Proteus spp.* presenta resistencia en <95% a azitromicina y penicilina G y tetraciclina. Ante ampicilina, cefovecina y cloranfenicol la sensibilidad es entre 53,6-62,8%. Ante algunas quinolonas (enrofloxacin y pradofloxacin) la sensibilidad es <68%, y ante el antibiótico de amplio espectro trimetoprima-sulfonamida 40% sensibilidad. En el Anexo 4 vemos que en perros hay resistencia a cefalexina (60% sensibilidad) y en gatos alta resistencia a la cefalexina (25% sensibilidad) y en menor medida a cefovecina (67%).
- *Serratia spp.* presenta altas resistencia a las penicilinas (incluido el amoxi-clavulánico) y macrólidos. También resistencia importante a la cefalexina (2,8% sensibilidad) y a la polimixina B (30,4%). Ante el florfenicol la sensibilidad es del 55,6%.

En los 2 últimos años la creciente prevalencia de enterobacterias productoras de betalactamasa de espectro extendido (BLEE), de betalactamasa AmpC y de carbapenemasas (CRE), y enterobacterias resistentes a quinolonas en animales de compañía ha disminuido la eficacia de los antibióticos clínicamente importantes [35]. Otra forma emergente de resistencia en *Enterobacteriaceae* es la resistencia mediada por plásmidos a la colistina y quinolonas, a parte de su resistencia asociada con mutaciones en los genes que codifican estas enzimas. Genes que codifican para la producción de betalactamasa AmpC también se pueden encontrar en plásmidos. Además, la expresión de genes AmpC codificados cromosómicamente es inducida por algunos antimicrobianos betalactámicos, incluido el ácido clavulánico inhibidor de β -lactamasa. En cuanto a resistencias a tetraciclina y combinación de trimetoprima-sulfonamida, su resistencia se ha debido por su uso empírico durante años para diferentes afecciones [36], [37]. Cabe decir que, especies *Klebsiella* y *Enterobacter* forman parte del grupo ESKAPE por su multiresistencia y estar asociadas a infecciones nosocomiales [4]. Sin embargo, nuestros resultados no son tan alarmantes como los comentados en estos estudios; por ejemplo, en las quinolonas nuestros resultados no muestran resistencias a estas como tal. De hecho, las resistencias aquí obtenidas están dentro de las observaciones llevadas a cabo desde hace años.

Las especies de *Enterococcus*, como podemos ver en la tabla, presentan gran resistencia a diferentes familias de antibióticos: <22% a la akamicina, a macrólidos, cefalosporinas, ácido fusídico, clindamicina y a la polimixina B. Además, hay resistencia a medicamentos de amplio espectro como la doxiciclina y meropenem (51-63,4% sensibilidad). También presentan resistencia ante las quinolonas, principalmente a las de uso veterinario, habiendo una mayor sensibilidad a la ciprofloxacina (59,3%) y pradofloxacina (58,8%), y una menor sensibilidad a enrofloxacina (42,1%) y marbofloxacina (40,5%). Ante la combinación trimetoprima-sulfonamida han mostrado completa resistencia. En Anexo 4, vemos que hay un 70% de sensibilidad a cefovecina en gatos, en cambio en perros mayor resistencia (57% sensibilidad). Con los fenicoles lo contrario, en gatos la sensibilidad es de 75-67% y en perros 92-100%.

Varios factores, incluidos los genes de virulencia y la formación de biopelículas, pueden aumentar la patogenicidad de *Enterococcus spp.* Dicha especie puede adquirir y transmitir resistencia antimicrobiana a través de mutaciones o adquisición de plásmidos y transposones que contengan material genético extraño. [38]. *Enterococcus spp.* tiene resistencia intrínseca a compuestos betalactámicos, genes adquiridos de resistencia a la vancomicina, y la aparición de resistencia adquirida a ampicilina en *E. faecium* está relacionado con el aumento de cepas de *Enterococcus* con genes de resistencia a vancomicina en perros [7]. También se han detectado

en perros patrones de resistencia a antibióticos con respecto a la edad: resistencias a quinolonas, aminoglucósidos y trimetoprima-sulfametoxazol aumentan en la adolescencia/edad adulta y disminuyen en perros de avanzada edad; y resistencia a lincosamidas, ampicilina, cloranfenicol, amoxicilina-ácido clavulánico, imipenem, y gentamicina y estreptomycinina dadas en altas dosis se mantienen [39]. Nuestros resultados muestran resistencias a estos mismos antibióticos, con la diferencia de que en nuestro caso la sensibilidad a la amoxicilina-ácido clavulánico es alta. Para el resto de antibióticos, debido a los escasos estudios de *Enterococcus spp.* y de pruebas de sensibilidad antimicrobiana en animales de compañía no podemos discutir los resultados obtenidos. Comentar también que, esta especie bacteriana forma parte del grupo ESKAPE [4].

Especies de *Pasteurella* son las más sensibles, más del 90% de sensibilidad a prácticamente todos los antibióticos, excepto ante la clindamicina (28% sensibilidad). A pesar de la importancia del potencial zoonótico de *P. multocida*, y del papel de los plásmidos y transposones en la diseminación de los genes de resistencia entre *Pasteurellaceae* [40], [41], hay pocos datos disponibles sobre el perfil de resistencia de *Pasteurella spp.* en animales de compañía. En general *Pasteurella spp.* son resistentes a clindamicina [13], como hemos podido ver en nuestros resultados. En estudios anteriores se había descrito resistencia a sulfamidas en perros y gatos [40], sin embargo, en nuestro caso la combinación trimetoprima-sulfametoxazol no se ha utilizado en gatos y en perros sólo 2 casos (en ambos sensible). También se han descrito algunos casos de *P. multocida* en gatos resistente a penicilina y eritromicina [40], pero en nuestro caso tanto en perros como en gatos ha habido sensibilidad alta.

Pseudomonas spp. nos muestra resistencia con <10% sensibilidad a grupo penicilinas, macrólidos, azitromicina, a la combinación trimetoprima-sulfonamida y cefalosporinas. En fencoles es sensible solamente en un 16,7% al cloranfenicol y 7,3% al florfenicol. En cuanto a tetraciclinas, 49,2% sensibilidad a la doxiciclina. El grupo con menor resistencia es el de las quinolonas, 61,6% de sensibilidad a la enrofloxacinina y 63% a la pradofloxacinina.

Las terapias empíricas basadas en la aplicación tópica de quinolonas o aminoglucósidos para erradicar *P. aeruginosa* en otitis de perros y gatos está provocando la aparición de resistencia a estos antibióticos de elección [7], aunque en nuestros resultados no hemos tenido resistencia a aminoglucósidos, y en cuanto a quinolonas menor de 40%. La bacteria es generalmente multiresistente debido a la adquisición de múltiples mecanismos de resistencia importados y codificados cromosómicamente, y una sola mutación puede conducir a la sobreexpresión de bombas de eflujo. La resistencia a cefalosporinas está asociada con la producción de betalactamasa de espectro extendido, a la sobreexpresión de β -lactamasas AmpC y a bombas

de eflujo. En cuanto a quinolonas, la resistencia se adquiere principalmente por modificación de las enzimas diana y un aumento en la expresión de bombas de eflujo [42]. También se ha observado aparición de resistencias a fenicoles y tetraciclinas asociadas a mutaciones en *P. aeruginosa* [43], lo que coincide con nuestros resultados.

Staphylococcus spp. presentan resistencias a ampicilina (40,7% sensibilidad) y penicilina G (20,3% sensibilidad). En macrólidos y tetraciclinas la sensibilidad es de entre 58-67,1%. En Anexo 4, podemos ver que en gatos la ampicilina (54%) y macrólidos (62-68%) tienen mayor sensibilidad que en perros (36% AMP y 55-58% macrólidos).

En *Staphylococcus spp.*, cuando hablamos de resistencias antimicrobianas, la atención se centra en especies coagulasa positivos, particularmente *S. aureus* resistente a meticilina (MRSA) (en humanos y animales) y *S. pseudintermedius* resistente a la meticilina (MRSP) (perros y gatos). Los aislados de MRSA y MRSP suelen ser resistentes a múltiples clases de antimicrobianos de importancia crítica, incluidas las quinolonas y los aminoglucósidos, lo que limita las opciones de tratamiento [44]. Sin embargo, nuestros resultados no muestran resistencias a estos 2 grupos de medicamentos. En los últimos años, estudios han demostrado la aparición y propagación clonal de MRSA en pequeños animales de compañía, de hecho, las cepas de MRSA aisladas en estos son idénticas a las cepas MRSA adquiridas en hospitales [7]. En cepas de *S. aureus* (miembro del grupo SKAPE) se han encontrado genes resistentes a antibióticos para penicilinas, aminoglucósidos, betalactamasas, macrólidos y tetraciclinas [45]; y como podemos ver, excepto en aminoglucósidos, sí que tenemos resistencias a estos antibióticos. Además, se ha observado una diseminación global de clones de MRSP en perros y gatos resistentes a quinolonas y aminoglucósidos, lo que hace urgir la necesidad de mayor vigilancia de esta especie en pequeños animales de compañía [44].

Por último, en *Streptococcus spp.* tenemos resistencia a akamicina (36,5% sensibilidad) y ácido fusídico (35,2%) principalmente. Para clindamicina y polimixina B la sensibilidad es un poco mayor, 56,1% y 59,6% respectivamente. Para macrólidos y cefalosporinas la sensibilidad es del 67,7-69,1%. En gatos (Anexo 4) las cefalosporinas son más activas que en perro (65-68% en perro, y 78-79% en gatos). En cuanto al ácido fusídico, este es más activo en gatos (50% sensibilidad) que en perros (32%), aunque ambos presentan alta resistencia.

Son muy escasos los estudios de resistencia a antimicrobianos para *Streptococcus spp.* en animales de compañía, aun conociendo el potencial zoonótico de algunas de las especies. Principalmente se hace al *Streptococcus* β -hemolítico *S. canis*. Especies de *Streptococcus* son generalmente susceptibles a penicilinas, cefalosporinas y fenicoles, pero resistentes a

aminoglucósidos, quinolonas y tetraciclinas [4], [46]. En *S. canis* también se han registrado resistencias ocasionales a macrólidos y lincosamidas en cepas genéticamente relacionadas [46]; aunque la información sobre los determinantes genéticos en *S. canis* resistentes es también escasa, se sabe que la resistencia a tetraciclina está conferida por genes que se encuentran en otros *Streptococcus* β -hemolíticos de origen humano y animal [47]. Sin embargo, nuestros resultados presentan resistencias a un mayor número de antibióticos, como por ejemplo resistencia a la akamicina (aminoglucósido), al ácido fusídico y a cefalosporinas.

La capacidad de estas cepas patógenas de crecer como ‘biofilm’ en superficies tanto bióticas como abióticas juega un papel importante en su persistencia en el ambiente [29]. De esta forma, los hogares con animales de compañía pueden contaminarse con bacterias multirresistentes y transmitirse potencialmente entre poblaciones humanas y animales [35]. Otras fuentes preocupantes de adquisición de resistencia que se han identificado ha sido la presencia de antibióticos en piensos animales [48], y la presencia de bacterias y/o antibióticos en desechos domésticos, en aguas contaminadas y en desechos médicos, siendo fuentes de fácil acceso para perros y gatos callejeros [45]. Por otro lado, la situación de aparición de bacterias resistentes en animales se potencia por el uso no racional de antibióticos por parte del personal veterinario. Son muchos los casos de sobreprescripción, dosis inadecuada y uso empírico/mal uso de antibióticos para tratar afecciones en animales sin comprobar qué tipo de bacteria está siendo la causante de la infección, o sin comprobar si la patología del perro es realmente una infección o una simple disbiosis que podría solucionarse con el uso de probióticos [49]. Otra situación que se da comúnmente es por falta de información del veterinario a los laboratorios de diagnóstico clínico veterinario [49].

Con todo ello, la falta de atención prestada en bacterias en pequeños animales de compañía en medicina veterinaria es preocupante; son cada vez más los informes que indican transmisiones entre humanos y animales de compañía, y el aumento de resistencias [7]. La vigilancia de la resistencia a antimicrobianos en las poblaciones de animales se lleva a cabo principalmente en animales de producción. En consecuencia, muchos países han pedido establecer programas de vigilancia para vigilar la resistencia antimicrobiana emergente en pequeños animales de compañía [44], [50]. Sin embargo, la puesta en marcha de dicha vigilancia está siendo lenta.

Especies bacterianas	SENSIBILIDAD ANTIMICROBIANA (n/N y %)													
	Aminoglucósidos			Penicilinas			Cefalosporinas		Carbapenémicos		Quinolonas			
	TOB	AK	CN	P	AMP	AMC	CVN	CL	IMP	MEM	ENR	MAR	PRA	CIP
<i>Acinetobacter spp</i>	(99/105) 94,3%	(103/111) 92,8%	(101/110) 91,8%	(2/19) 10,5%	(38/106) 35,8%	(48/104) 46,2%	(29/98) 29,6%	(36/106) 34,0%	(113/114) 99,1%	(89/98) 90,8%	(95/107) 88,8%	(96/107) 89,7%	(95/107) 88,8%	(98/111) 88,3%
<i>Bordetella spp</i>	(78/84) 92,9%	(91/95) 95,8%	(98/101) 97,0%	(0/25) 0,0%	(21/46) 45,7%	(81/84) 96,4%	(4/103) 3,9%	(1/102) 1,0%	(102/103) 99,0%	(94/96) 97,9%	(75/82) 91,5%	(83/89) 93,3%	(84/90) 93,3%	(92/97) 94,8%
<i>Corynebacterium spp</i>	(194/217) 89,4%	(216/227) 95,2%	(205/228) 89,9%	(20/26) 76,9%	(161/221) 72,9%	(174/229) 76,0%	(146/214) 68,2%	(144/216) 66,7%	(178/232) 76,7%	(178/225) 79,1%	(147/185) 79,5%	(138/174) 79,3%	(178/205) 86,8%	(155/195) 79,5%
<i>Enterobacter spp</i>	(134/159) 84,3%	(170/171) 99,4%	(150/165) 90,9%	(2/37) 5,4%	(12/166) 7,2%	(14/158) 8,9%	(88/143) 61,5%	(17/162) 10,5%	(161/164) 98,2%	(156/159) 98,1%	(118/148) 79,7%	(136/162) 84,0%	(121/152) 79,6%	(143/171) 83,6%
<i>Enterococcus spp</i>	(139/367) 37,9%	(34/394) 8,6%	(163/365) 44,7%	(256/323) 79,3%	(354/410) 86,3%	(343/399) 86,0%	(48/370) 13,0%	(35/397) 8,8%	(369/408) 90,4%	(201/317) 63,4%	(91/216) 42,1%	(87/215) 40,5%	(147/250) 58,8%	(162/273) 59,3%
<i>Escherichia spp</i>	(516/582) 88,7%	(627/634) 98,9%	(568/632) 89,9%	(1/74) 1,4%	(307/630) 48,7%	(485/579) 83,8%	(463/592) 78,2%	(361/537) 67,2%	(630/632) 99,7%	(598/616) 97,1%	(412/577) 71,4%	(448/607) 73,8%	(434/593) 73,2%	(462/632) 73,1%
<i>Klebsiella spp</i>	(129/178) 72,5%	(186/191) 97,4%	(149/190) 78,4%	(0/34) 0,0%	(5/193) 2,6%	(118/163) 72,4%	(112/178) 62,9%	(105/181) 58,0%	(192/193) 99,5%	(177/183) 96,7%	(103/165) 62,4%	(120/178) 67,4%	(106/166) 63,9%	(126/194) 64,9%
<i>Pasteurella spp</i>	(147/149) 98,7%	(140/143) 97,9%	(151/153) 98,7%	(26/27) 96,3%	(149/154) 96,8%	(142/144) 98,6%	(144/150) 96,0%	(141/147) 95,9%	(153/154) 99,4%	(152/153) 99,3%	(148/150) 98,7%	(150/151) 99,3%	(148/151) 98,0%	(152/154) 98,7%
<i>Proteus spp</i>	(183/205) 89,3%	(227/230) 98,7%	(188/227) 82,8%	(0/9) 0,0%	(119/222) 53,6%	(174/202) 86,1%	(173/214) 80,8%	(92/163) 56,4%	(160/176) 90,9%	(210/225) 93,3%	(142/210) 67,6%	(174/202) 86,1%	(131/208) 63,0%	(168/200) 84,0%
<i>Pseudomonas spp</i>	(1048/1090) 96,1%	(1055/1092) 96,6%	(969/1050) 92,3%	(0/83) 0,0%	(27/515) 5,2%	(45/1070) 4,2%	(22/1120) 2,0%	(15/1091) 1,4%	(1017/1079) 94,3%	(997/1057) 94,3%	(434/705) 61,6%	(712/911) 78,2%	(499/792) 63,0%	(913/1067) 85,6%
<i>Serratia spp</i>	(116/125) 92,8%	(137/141) 97,2%	(141/141) 100,0%	(0/11) 0,0%	(12/141) 8,5%	(12/141) 8,5%	(95/114) 83,3%	(4/141) 2,8%	(134/135) 99,3%	(138/138) 100,0%	(112/119) 94,1%	(131/133) 98,5%	(93/100) 93,0%	(137/141) 97,2%
<i>Staphylococcus spp</i>	(1570/1900) 82,6%	(1663/1895) 87,8%	(1575/1920) 82,0%	(300/1099) 27,3%	(794/1945) 40,8%	(1617/1892) 85,5%	(1579/1920) 82,2%	(1625/1931) 84,2%	(1831/1983) 92,3%	(1844/1941) 95,0%	(1452/1793) 81,0%	(1494/1850) 80,8%	(1608/1740) 92,4%	(1512/1872) 80,8%
<i>Streptococcus spp</i>	(847/1143) 74,1%	(432/1183) 36,5%	(1015/1210) 83,9%	(480/617) 77,8%	(1103/1280) 86,2%	(1197/1271) 94,2%	(843/1230) 68,5%	(843/1246) 67,7%	(1247/1308) 95,3%	(1086/1236) 87,9%	(701/931) 75,3%	(710/929) 76,4%	(921/1063) 86,6%	(818/2014) 80,7%
Otras	(251/328) 76,5%	(275/348) 79,0%	(258/344) 75,0%	(47/115) 40,9%	(147/336) 43,8%	(196/313) 62,6%	(200/318) 62,9%	(151/324) 46,6%	(288/341) 84,5%	(289/331) 87,3%	(253/300) 84,3%	(271/299) 90,6%	(252/293) 86,0%	(281/334) 84,1%
TOTAL	(5451/6632) 82,2%	(5356/6855) 78,1%	(5731/6836) 83,8%	(1134/2499) 45,4%	(3249/6365) 51,0%	(4646/6749) 68,8%	(3946/6764) 58,3%	(3570/6744) 52,9%	(6575/7022) 93,6%	(6209/6775) 91,6%	(4283/568) 75,3%	(4750/6007) 79,1%	(4817/5910) 81,5%	(5219/6455) 80,9%

Tabla 3a. Sensibilidad antimicrobiana. Recuento de casos en los que se ha utilizado los medicamentos presentes en la tabla y la sensibilidad de las especies bacterianas, identificadas en todos los casos clínicos, a estos.

Los medicamentos presentes en la tabla son los siguientes:

En Aminoglucósidos: amikacina (AK), tobramicina (TOB), gentamicina (CN). En penicilinas: penicilina G (P), ampicilina (AMP), amoxicilina + ácido clavulánico (AMC). En cefalosporinas: cefovecina (CVN), cefalexina (CL). En carbapenémicos: meropenem (MEM), imipenem (IMP). En quinolonas: Pradofloxacina (PRA), ciprofloxacina (CIP), marbofloxacina (MAR), enrofloxacina (ENR).

Especies bacterianas	SENSIBILIDAD ANTIMICROBIANA (n/N y %)								
	Fenicoles		Macrólidos		Polipéptido	Tetraciclinas	Lincosamidas	Sulfamidas	Miscelánea
	CHL	FFC	AZM	E	PB	DO	DA	SXT	FD
<i>Acinetobacter spp</i>	(13/31) 41,9%	(5/12) 41,7%	(12/15) 80,0%	(2/2) 100,0%	(32/32) 100,0%	(103/112) 92,0%	(2/4) 50,0%	(2/2) 100,0%	(0/3) 0,0%
<i>Bordetella spp</i>	(8/8) 100,0%	(3/3) 100,0%	(20/23) 87,0%		(3/3) 100,0%	(96/101) 95,0%	(0/3) 0,0%	(1/1) 100,0%	
<i>Corynebacterium spp</i>	(185/198) 93,4%	(121/122) 99,2%	(21/24) 87,5%	(149/195) 76,4%	(162/181) 89,5%	(217/222) 97,7%	(147/202) 72,8%		(128/137) 93,4%
<i>Enterobacter spp</i>	(37/44) 84,1%	(11/14) 78,6%	(5/17) 29,4%	(0/1) 0,0%	(43/44) 97,7%	(122/151) 80,8%	(0/3) 0,0%	(6/7) 85,7%	
<i>Enterococcus spp</i>	(168/193) 87,0%	(71/76) 93,4%	(58/263) 22,1%	(48/298) 16,1%	(7/121) 5,8%	(160/313) 51,1%	(32/405) 7,9%	(0/29) 0,0%	(8/138) 5,8%
<i>Escherichia spp</i>	(165/196) 84,2%	(69/72) 95,8%	(19/38) 50,0%	(1/5) 20,0%	(149/162) 92,0%	(413/569) 72,6%	(1/7) 14,3%	(8/15) 53,3%	(1/2) 50,0%
<i>Klebsiella spp</i>	(42/46) 91,3%	(14/16) 87,5%	(0/18) 0,0%	(0/1) 0,0%	(38/39) 97,4%	(111/169) 65,7%	(0/2) 0,0%	(2/4) 50,0%	
<i>Pasteurella spp</i>	(14/14) 100,0%	(7/7) 100,0%	(32/32) 100,0%	(19/21) 90,5%	(11/11) 100,0%	(146/152) 96,1%	(7/25) 28,0%	(2/2) 100,0%	(0/1) 0,0%
<i>Proteus spp</i>	(81/129) 62,8%	(73/83) 88,0%	(0/9) 0,0%		(14/156) 9,0%	(28/219) 12,8%	(0/2) 0,0%	(2/5) 40,0%	
<i>Pseudomonas spp</i>	(40/240) 16,7%	(15/205) 7,3%	(8/80) 10,0%	(0/1) 0,0%	(846/888) 95,3%	(484/818) 59,2%	(0/5) 0,0%	(1/40) 2,5%	(0/2) 0,0%
<i>Serratia spp</i>	(19/23) 82,6%	(5/9) 55,6%	(2/7) 28,6%		(7/23) 30,4%	(87/101) 86,1%	(0/2) 0,0%	(2/2) 100,0%	
<i>Staphylococcus spp</i>	(1132/1334) 84,9%	(520/526) 98,9%	(512/882) 58,0%	(1106/1833) 60,3%	(892/972) 91,8%	(1770/1862) 95,1%	(1160/1728) 67,1%	(78/105) 74,3%	(1245/1333) 93,4%
<i>Streptococcus spp</i>	(609/656) 92,8%	(248/252) 98,4%	(391/569) 68,7%	(729/1055) 69,1%	(294/493) 59,6%	(890/1137) 78,3%	(647/1154) 56,1%		(129/366) 35,2%
Otras	(62/73) 84,9%	(26/30) 86,7%	(66/94) 70,2%	(53/64) 82,8%	(53/73) 72,6%	(302/336) 89,9%	(41/63) 65,1%	(2/3) 66,7%	(3/12) 25,0%
TOTAL	(2575/3185) 80,8%	(1188/1427) 83,3%	(1146/2071) 55,3%	(2107/3476) 60,6%	(2551/3198) 79,8%	(4929/6262) 78,7%	(2037/3605) 56,5%	(106/215) 49,3%	(1514/1994) 75,9%

Tabla 3b. Sensibilidad antimicrobiana. Recuento de casos en los que se ha utilizado los medicamentos presentes en la tabla y la sensibilidad de las especies bacterianas, identificadas en todos los casos clínicos, a estos.

Los medicamentos presentes en la tabla son los siguientes:

En fenicoles: cloranfenicol (CHL), florfenicol (FFC). En macrólidos: azitromicina (AZM), eritromicina (E). En polipéptidos: polimixina B (PB). En tetraciclinas: doxiciclina (DO). En lincosamidas: Clindamicina (DA). En sulfamidas: trimetoprima + sulfametoxazole (SXT). En miscelánea: ácido fusídico (FD).

CONCLUSIONES

Las tres especies bacterianas más prevalentes tanto en perros como en gatos han sido *Staphylococcus spp.*, *Streptococcus spp.* y *Pseudomonas spp.*, patógenos que causan graves infecciones en humanos y son altamente resistentes, por lo que su transferencia entre diversas especies animales supone una preocupación en salud pública y animal. Por otro lado, todas las bacterias testadas en las pruebas de sensibilidad han mostrado resistencias, en mayor o menos media, pudiendo ser debidas a mutaciones y/o a la adquisición de genes de resistencia. Es más, algunas de las resistencias obtenidas, como en *Enterococcus spp.*, no han sido mencionadas en ninguno de los estudios consultados. Todo ello, junto con la falta de informes sobre vigilancia en infecciones y resistencia a antimicrobianos en pequeños animales de compañía, con el potencial zoonótico que presentan la mayoría de bacterias vistas, y las altas resistencias nos deja en un punto crítico alarmante que es necesario abordar.

BIBLIOGRAFÍA

- [1] “WHO | One Health,” *WHO*, 2017.
- [2] “One Health Basics | One Health | CDC.” [Online]. Available: <https://www.cdc.gov/onehealth/basics/index.html>. [Accessed: 23-Jun-2018].
- [3] “One Health,” Jun. 2018.
- [4] D. S. McVey, M. (Melissa A. Kennedy, and M. M. Chengappa, *Veterinary microbiology*. Wiley-Blackwell, 2013.
- [5] J. Vaarten, “Clinical impact of antimicrobial resistance in animals,” *Sci. Tech. Rev. Off. Int. des Epizoot.*, vol. 31, no. 221, p. 229, 2012.
- [6] C. Marques *et al.*, “European multicenter study on antimicrobial resistance in bacteria isolated from companion animal urinary tract infections,” *BMC Vet. Res.*, vol. 12, no. 1, p. 213, Dec. 2016.
- [7] C. Pomba *et al.*, “Public health risk of antimicrobial resistance transfer from companion animals,” *J. Antimicrob. Chemother.*, vol. 72, no. 4, p. dkw481, Dec. 2016.
- [8] D. I. Rendle and S. W. Page, “Antimicrobial resistance in companion animals,” *Equine Vet. J.*, vol. 50, no. 2, pp. 147–152, Mar. 2018.
- [9] D. H. Lloyd, “Reservoirs of Antimicrobial Resistance in Pet Animals,” *Clin. Infect. Dis.*, vol. 45, no. Supplement_2, pp. S148–S152, Sep. 2007.
- [10] M. J. Day *et al.*, “Surveillance of Zoonotic Infectious Disease Transmitted by Small Companion Animals,” *Emerg. Infect. Dis.*, vol. 18, no. 12, Dec. 2012.
- [11] “2016: OIE - World Organisation for Animal Health,” 2016. [Online]. Available: <http://www.oie.int/animal-health-in-the-world/update-on-avian-influenza/2016/>. [Accessed: 27-May-2018].
- [12] J. E. B. Halliday, A. L. Meredith, D. L. Knobel, D. J. Shaw, B. M. de C. Bronsvort, and S. Cleaveland, “A framework for evaluating animals as sentinels for infectious disease surveillance,” *J. R. Soc. Interface*, vol. 4, no. 16, pp. 973–84, Oct. 2007.
- [13] B. K. (Bryan K. . Markey, *Clinical veterinary microbiology*. Elsevier, 2013.
- [14] Y. Lin *et al.*, “Evidence of multiple virulence subtypes in nosocomial and community-associated MRSA genotypes in companion animals from the upper midwestern and northeastern United States,” *Clin. Med. Res.*, vol. 9, no. 1, pp. 7–16, Mar. 2011.
- [15] “One Health Committee | WSAVA Global Veterinary Community.” [Online]. Available: <http://www.wsava.org/Committees/one-health-committee>. [Accessed: 30-May-2018].
- [16] F. O. Fasina, D. D. Lazarus, and T. Woma, “Veterinary Diagnostic Laboratories and their role in Transboundary animal disease control.”
- [17] J. T. Saliki, “The role of diagnostic laboratories in disease control,” *Ann. N. Y. Acad. Sci.*, vol. 916, pp. 134–8, 2000.
- [18] G. Bou, A. Fernández-Olmos, C. García, J. A. Sáez-Nieto, and S. Valdezate, “Métodos de identificación bacteriana en el laboratorio de microbiología,” *Enferm. Infecc. Microbiol. Clin.*, vol. 29, no. 8, pp. 601–608, Oct. 2011.
- [19] F. Febbraro, D. M. Rodio, G. Puggioni, G. Antonelli, V. Pietropaolo, and M. Trancassini, “MALDI-TOF MS Versus VITEK®2: Comparison of Systems for the Identification of Microorganisms Responsible for Bacteremia,” *Curr. Microbiol.*, vol. 73, no. 6, pp. 843–850, Dec. 2016.
- [20] J. H. Jorgensen, M. J. Ferraro, J. H. Jorgensen, and M. J. Ferraro, “Antimicrobial Susceptibility Testing: A Review of General Principles and Contemporary Practices,” *Clin. Infect. Dis.*, vol. 49, no. 11, pp. 1749–1755, Dec. 2009.
- [21] J. L. Rodríguez-Tudela *et al.*, “Method for the determination of minimum inhibitory concentration (MIC) by broth dilution of fermentative yeasts,” *Clin. Microbiol. Infect.*, vol. 9, no. 8, pp. i–viii, Aug. 2003.
- [22] C. Tascini, E. Sozio, B. Viaggi, and S. Meini, “Reading and understanding an antibiogram,” *Ital. J. Med.*, vol. 10, no. 4, p. 289, Dec. 2016.
- [23] A. K. DeGruttola, D. Low, A. Mizoguchi, and E. Mizoguchi, “Current Understanding of Dysbiosis in Disease in Human and Animal Models,” *Inflamm. Bowel Dis.*, vol. 22, no. 5, pp. 1137–50, May 2016.
- [24] J. S. Weese, “The canine and feline skin microbiome in health and disease,” *Vet. Dermatol.*, vol. 24, no. 1, pp. 137–e31, Feb. 2013.
- [25] K. C. Tater, D. W. Scott, W. H. Miller, and H. N. Erb, “The Cytology of the External Ear Canal in the Normal Dog and Cat,” *J. Vet. Med. Ser. A*, vol. 50, no. 7, pp. 370–374, Sep. 2003.
- [26] J. A. Washington, “The microbiology of musculoskeletal infection,” *Orthop. Clin. North Am.*, vol. 6, no. 4, pp. 1115–28, Oct. 1975.
- [27] P. A. Gerding and I. Kakoma, “Microbiology of the Canine and Feline Eye,” *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.*, vol. 20, no. 3, pp. 615–625, May 1990.
- [28] P. C. Schultheiss, R. L. Jones, M. L. Kesel, and P. N. Olson, “Normal Bacterial Flora in Canine and Feline Uteri,” *J. Vet. Diagnostic Investig.*, vol. 11, no. 6, pp. 560–562, Nov. 1999.
- [29] J. H. (Han) van der Kolk, “*Acinetobacter baumannii* as an underestimated pathogen in veterinary medicine,” *Vet. Q.*, vol. 35, no. 3, pp. 123–124, Jul. 2015.
- [30] S. Müller, T. Janssen, and L. H. Wieler, “Multidrug resistant *Acinetobacter baumannii* in veterinary medicine--emergence of an underestimated pathogen?,” *Berl. Munch. Tierarztl. Wochenschr.*, vol. 127, no. 11–12, pp. 435–46.
- [31] S. Prüller *et al.*, “Antimicrobial susceptibility of Bordetella bronchiseptica isolates from swine and companion animals and detection of resistance genes,” *PLoS One*, vol. 10, no. 8, pp. 1–14, 2015.
- [32] C. Datz and K. E. Y. Facts, “Bordetella Infections in Dogs and Cats : Treatment and Prevention *,” *Compend Contin Educ Pr. Vet.*, vol. 25, no. 12, pp. 896–901, 2003.
- [33] K. Henneveld, R. A. W. Rosychuk, F. J. Olea-Popelka, D. R. Hyatt, and S. Zabel, “*Corynebacterium* spp. in Dogs and Cats with Otitis Externa and/or Media: A Retrospective Study,” *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.*, vol. 48, no. 5, pp.

- 320–326, Sep. 2012.
- [34] D. M. Meinel *et al.*, “Zoonotic transmission of toxigenic *Corynebacterium ulcerans* strain, Germany, 2012.,” *Emerg. Infect. Dis.*, vol. 21, no. 2, pp. 356–8, Feb. 2015.
- [35] R. J. Adams *et al.*, “Antimicrobial-resistant *Enterobacteriaceae* recovered from companion animal and livestock environments,” *Zoonoses Public Health*, Mar. 2018.
- [36] L. Toombs-Ruane, J. Benschop, S. Burgess, P. Priest, D. Murdoch, and N. French, “Multidrug resistant *Enterobacteriaceae* in New Zealand: a current perspective,” *N. Z. Vet. J.*, vol. 65, no. 2, pp. 62–70, Mar. 2017.
- [37] K. Harada *et al.*, “Phenotypic and molecular characterization of antimicrobial resistance in *Enterobacter* spp. isolates from companion animals in Japan,” *PLoS One*, vol. 12, no. 3, pp. 1–12, 2017.
- [38] Y. Kataoka, Y. Umino, H. Ochi, K. Harada, and T. Sawada, “Antimicrobial susceptibility of enterococcal species isolated from antibiotic-treated dogs and cats,” *J. Vet. Med. Sci.*, vol. 76, no. 10, pp. 1399–402, Oct. 2014.
- [39] K. Bang, J.-U. An, W. Kim, H.-J. Dong, J. Kim, and S. Cho, “Antibiotic resistance patterns and genetic relatedness of *Enterococcus faecalis* and *Enterococcus faecium* isolated from military working dogs in Korea.,” *J. Vet. Sci.*, vol. 18, no. 2, pp. 229–236, Jun. 2017.
- [40] T. S. P. Ferreira *et al.*, “Pheno- and genotypic characterization of *Pasteurella multocida* isolated from cats, dogs and rabbits from Brazil,” *Comp. Immunol. Microbiol. Infect. Dis.*, vol. 45, pp. 48–52, Apr. 2016.
- [41] C. Kehrenberg, G. Schulze-Tanzil, J.-L. Martel, E. Chaslus-Dancla, and S. Schwarz, “Antimicrobial resistance in *Pasteurella* and *Mannheimia*: epidemiology and genetic basis,” *Vet. Res.*, vol. 32, no. 3/4, pp. 323–339, May 2001.
- [42] M. Haenni, M. Bour, P. Châtre, J.-Y. Madec, P. Plésiat, and K. Jeannot, “Resistance of Animal Strains of *Pseudomonas aeruginosa* to Carbapenems.,” *Front. Microbiol.*, vol. 8, p. 1847, 2017.
- [43] K. Harada, S. Arima, A. Niina, Y. Kataoka, and T. Takahashi, “Characterization of *Pseudomonas aeruginosa* isolates from dogs and cats in Japan: current status of antimicrobial resistance and prevailing resistance mechanisms,” *Microbiol. Immunol.*, vol. 56, no. 2, pp. 123–127, Feb. 2012.
- [44] S. Saputra *et al.*, “Antimicrobial resistance in coagulase-positive staphylococci isolated from companion animals in Australia: A one year study,” *PLoS One*, vol. 12, no. 4, pp. 1–17, 2017.
- [45] K. Bierowiec, K. Płoneczka-Janeczko, and K. Rypuła, “Is the Colonisation of *Staphylococcus aureus* in Pets Associated with Their Close Contact with Owners?,” *PLoS One*, vol. 11, no. 5, p. e0156052, 2016.
- [46] M. D. Pinho *et al.*, “Multilocus sequence analysis of *Streptococcus canis* confirms the zoonotic origin of human infections and reveals genetic exchange with *Streptococcus dysgalactiae* subsp. *equisimilis*,” *J. Clin. Microbiol.*, vol. 51, no. 4, pp. 1099–1109, 2013.
- [47] Y. Tsuyuki, G. Kurita, Y. Murata, M. Goto, and T. Takahashi, “Identification of Group G Streptococcal Isolates from Companion Animals in Japan and Their Antimicrobial Resistance Patterns,” *Jpn. J. Infect. Dis.*, vol. 70, no. 4, pp. 394–398, 2017.
- [48] J. F. Prescott, “Antimicrobial use in food and companion animals,” *Anim. Heal. Res. Rev.*, vol. 9, no. 02, pp. 127–133, Dec. 2008.
- [49] T. Beyene* and B. Tesega, “Rational veterinary drug use: Its significance in public health,” *J. Vet. Med. Anim. Heal.*, vol. 6, no. 12, pp. 302–308, Dec. 2014.
- [50] “The European Union summary report on antimicrobial resistance in zoonotic and indicator bacteria from humans, animals and food in 2016,” *EFSA J.*, vol. 16, no. 2, Feb. 2018.

ANEXOS

Anexo 1. Espectro de enfermedades zoonóticas bacterianas transmitidas por perros y/o gatos

Enfermedades zoonóticas bacterianas de perros y gatos		
Agente	Reservorio/vectores o modo de transmisión	Enfermedad en humanos
Fiebre Botonosa (<i>Rickettsia conorii</i>)	Perros (garrapatas: <i>Rhipicephalus sanguineas</i> en el mediterráneo; <i>Amblyomma</i> , <i>Rhipicephalus</i> , <i>Boophilus</i> y <i>Hyalomma</i> en Sudáfrica).	Enfermedad febril, lesión en el sitio de la picadura. Erupción en palmas y plantas de los pies presente aproximadamente siete días. Tasa de letalidad baja
Tifus murino (<i>Rickettsia typhi</i>)	Gatos (Pulgas: <i>Xenopsylla cheopis</i>).	Dolores de cabeza, escalofríos, fiebre y dolores generales. Erupciones maculares en el pecho y el abdomen a los 6 días.
'Rocky Mountain spotted fever' (<i>Rickettsia rickettsii</i>)	Perro (Garrapatas: especies <i>Dermacentor</i> y <i>Amblyomma</i>).	Fiebres, dolor muscular, dolor de cabeza severo y erupción. También vasculitis por daño en los pequeños vasos sanguíneos.
Brucelosis por <i>Brucella canis</i>	Perros (contacto con secreciones genitales infectadas y abortos).	Fiebre, artralgia, dolor de cabeza, fatiga, mialgia, pérdida de peso, artritis / espondilitis, meningitis o afectación de órganos focales.
Enteritis por Campylobacter (C. <i>jejuni</i> , <i>C. coli</i>)	Contacto con heces infectadas (ingestión a menos que se indique lo contrario).	Enfermedad entérica aguda (vómitos y diarreas) con una semana de duración aproximadamente.
Enfermedad por arañazo de gato (<i>Bartonella henselae</i>)	Gatos (Arañazo, mordedura o exudado de un gato infectado. Transmisión también por pulgas.	Enfermedad benigna autolimitada. Lesión de la piel en la zona del rasguño o mordedura, seguido por el desarrollo de linfadenopatía regional. Casos más graves pueden provocar daño en el SNC, osteomielitis, daño hepático y afectación del tracto respiratorio.
<i>Clostridium perfringens</i>	En el tracto gastrointestinal de humanos y animales. Encontrado en alimentos como resultado de contaminación fecal.	Calambres abdominales, diarrea y fiebre. Niveles altos de toxinas asociados con enteritis necrosante y septicemia
<i>Escherichia coli</i> (O157: H7)	Contacto con heces infectadas / contaminación de agua por heces.	Pérdida de líquidos y diarrea. Colitis hemorrágica en casos graves.
Leptospirosis (<i>L. Icterohaemorrhagiae</i> , <i>L. Canicola</i>)	Perros (contacto con orina infectada).	Fase 1: fiebre, dolor de cabeza, fatiga. Fase 2: puede haber insuficiencia hepática y renal, meningitis e hipotensión. Los síntomas continúan hasta la recuperación.
<i>Listeria monocytogenes</i>	Contacto con animales domésticos (suelos, aguas).	Síntomas parecidos a la influenza. Puede causar infección congénita en mujeres embarazadas y provocar abortos o meningitis en el bebé.
Enfermedad de Lyme (<i>Borrelia burgdorferi</i>)	Perros (garrapatas: especies <i>Ixodes</i>)	Los signos clínicos incluyen lesiones cutáneas y síntomas sistémicos con artritis, neurología y ocasionalmente, afectación cardíaca.

Pasteurelisis (<i>P. canis</i> y <i>P. dagmatis</i> , <i>P. multocida</i>)	Perros y gatos (arañazos y mordeduras).	Infección local como resultado de la mordedura/arañazo del animal.
<i>Yersinia pestis</i>	Gato (Pulga: <i>Xenopsylla cheopis</i> ; mordeduras, arañazos o contacto con exudados; Contacto con secreciones respiratorias u oculares infectadas).	En la <u>peste bubónica</u> , la bacteria alcanza los ganglios linfáticos regionales y estos se inflaman y pueden supurar (bubones). La diseminación a través del torrente sanguíneo (<u>bacteriemia</u>) puede causar neumonía y meningitis. En la <u>peste neumónica</u> las gotitas aerosolizadas permiten la transferencia de persona a persona (forma fatal de la enfermedad).
<i>Yersiniosis</i> (<i>Yersinia enterocolitica</i>)	Perros y gatos (contacto con heces infectadas)	Común en niños pequeños: gastroenteritis aguda autolimitante.
Fiebre Q (<i>Coxiella burnetii</i>)	Perro/Gato (contacto con secreciones genitales infectadas).	Enfermedad aguda y febril que se asemeja a la gripe. La neumonitis y la pericarditis ocurren con frecuencia.
Salmonelosis (<i>Salmonella spp.</i>)	Perros y gatos (contaminación con heces infectadas o agua).	Vómitos y diarreas.
Tularemia (<i>Francisella tularensis</i>)	Gatos (mordeduras, arañazos o contacto con exudados; contacto con secreciones respiratorias u oculares infectadas).	Comúnmente se forma úlcera en la piel en la zona afectada. Organismos viajan al ganglio linfático, que se agranda y puede supurar. Dolores de cabeza y malestar general. La inhalación de material infeccioso puede ir seguida de una enfermedad neumónica. La tularemia tifoidea se asemeja a la fiebre tifoidea con diarrea, vómitos y fiebre.
Streptococcus grupo A (<i>S. pyogenes</i>)	Contacto con secreciones respiratorias u oculares infectadas	Faringitis estreptocócica, septicemia.
<i>Bordetella bronchiseptica</i>	Contacto con secreciones respiratorias u oculares infectadas	Neumonía en pacientes inmunosuprimidos.
<i>Chlamydomphila felis</i>	Contacto con secreciones respiratorias u oculares infectadas	Conjuntivitis.
<i>Staphylococcus aureus</i> y <i>S. pseudintermedius</i> (resistentes a metilicina)	Perros y gatos (mordeduras, arañazos o contacto con exudados).	Infecciones cutáneas subclínicas, bacteriemia.

Anexo 2. Datos generales sobre los diferentes grupos de antimicrobianos.

Principales familias de antibióticos utilizadas en veterinaria clínica [4]			
Grupo	Espectro de acción	Principales representantes	Comentarios
Aminoglucósidos (bactericidas, dan lugar a la producción de proteínas defectuosas. También pueden inhibir la síntesis de proteínas)	Gramnegativas, micobacterias y <i>Mycoplasma</i>	<u>Amikacina</u> , <u>tobramicina</u> y <u>gentamicina</u> En veterinaria se utilizan como tratamientos respiratorios, óticos, de las vías urinarias y de la piel.	Tobramicina y gentamicina eficaces contra <i>P. aeruginosa</i> . Combinación con penicilinas tiene efecto sinérgico. Pueden causar diversos grados de ototoxicidad y nefrotoxicidad.
Penicilinas (grupo betalactámicos, inhiben síntesis de la pared celular)	Grampositivos algunos gramnegativos	<u>Penicilina G</u> : bacterias aeróbicas grampositivas (estafilococos coagulasa positivos productores de β-lactamasa, estreptococos β-hemolíticos, y anaerobios). Efecto moderado contra gramnegativos fastidiosos como <i>Haemophilus</i> , <i>Pasteurella</i> y algunos <i>Actinobacillus</i> , <u>Ampicilina y amoxicilina</u> : Mayor actividad contra gramnegativos. <u>Ácido clavulánico</u> (inhibidor de amplio espectro de β-lactamasa) + <u>amoxicilina</u> : buena sinergia, uniéndose de forma irreversible a enzimas β-lactamasa de bacterias resistentes.	<u>Penicilina G</u> : ineficaz contra miembros <i>Enterobacteriaceae</i> , <i>Bordetella</i> y <i>Pseudomonas</i> . Mayoría de las bacterias gramnegativas son resistentes. <u>Ampicilina y amoxicilina</u> : ligeramente menos activas ante grampositivos y anaerobios. Ineficaces ante <i>P. aeruginosa</i> . Los estafilococos resistentes a meticilina son resistentes a todos los antibióticos betalactámicos
Cefalosporinas (grupo betalactámicos, inhiben síntesis de la pared celular)	1ª generación: Gram + 2ª generación: Gram + y Gram – 3ª generación: Gram – 4ª generación: amplio espectro	<u>Cefalexina</u> (1ª generación): anaerobios y bacterias Gram –, pero sólo ante <i>E. coli</i> , <i>Klebsiella</i> , <i>Proteus</i> . <u>Cefovecina</u> (3ª generación): moderada contra <i>P. aeruginosa</i> y notable contra miembros <i>Enterobacteriaceae</i> Son eficaces ante piodermas, otitis, en vías respiratorias y tejidos blandos	1ª generación: no eficaz contra enterococos. 2ª generación: Mayor resistencia a betalactamasas. Mejora contra enterobacterias 4ª generación: estables a la hidrólisis por β-lactamasas
Carbapenémicos (grupo betalactámicos, inhiben síntesis de la pared celular)	Amplio espectro	<u>Meropenem</u> e <u>Imipenem</u> . Eficaces contra bacterias aeróbicas y anaeróbicas.	Similar a las cefalosporinas.
Quinolonas (bactericidas, inhiben síntesis de ADN bacteriano al inhibir ADN girasa).	Grampositivos gramnegativos	<u>Pradofloxacin</u> , <u>marbofloxacin</u> y <u>enrofloxacin</u> : uso veterinario exclusivo. <u>Ciprofloxacina</u> : quinolona 2ª generación.	Utilizado en infecciones respiratorias, digestivas y urogenitales.
Fenicoles (bacteriostáticos, inhiben síntesis de proteínas)	Amplio espectro	<u>Cloranfenicol</u> y <u>florfenicol</u> : también eficaces ante clamidia, rickettsia, y algunos micoplasmas <u>Florfenicol</u> : alta actividad contra <i>Haemophilus</i> y <i>Pasteurella</i> , Utilizado en infecciones urinarias y respiratorias.	Resistencia aumentada en miembros <i>Enterobacteriaceae</i> , sobretudo con florfenicol. Pueden afectar a la actividad de la médula ósea a largo plazo.

Tetraciclinas	Amplio espectro	<u>Doxicilina</u> : Excepto en el tracto urinario, <i>P. aeruginosa</i> es resistente.	Actividad limitada en bacterias como <i>Bordetella</i> o <i>Pasteurella</i> , entre otras, y miembros <i>Enterobacteriaceae</i> debido a resistencia adquirida a estos. Alteran la flora gástrica como efecto secundario.
Antibiótico polipéptido	Gramnegativos (rompen membrana externa e interna)	<u>Polimixina B</u> . Utilizado vía oral en infecciones gastrointestinales o tópica en piel y oídos.	Medicamento de último recurso por su neurotoxicidad y nefrotoxicidad
Macrólidos (bacteriostáticos, inhiben síntesis de proteínas)	Grampositivos y <i>Mycoplasma</i>	<u>Azitromicina</u> <u>Eritromicina</u> : bactericida a altas concentraciones	Eritromicina: también eficaz contra <i>Campylobacter</i> y <i>Bordetella</i> , entre otras.
Lincosamidas (inhiben síntesis de proteínas)	Gram + (aeróbicas) y Gram - (anaeróbicas)	<u>Clindamicina</u> : puede ser bactericida	Similar a los macrólidos.
Sulfamidas (bacteriostático, inhiben ácido nucleico) + trimetoprima (bacteriostático)	Amplio espectro	<u>trimetoprima + sulfametoxazol</u> : Bactericida contra bacterias aeróbicas gram + y gram -, incluyendo familia <i>Enterobacteriaceae</i> .	Propiedades antibacterianas y antiprotozoarias. <i>Mycoplasma</i> y <i>P. aeruginosa</i> son resistentes.
Ácido fusídico (bacteriostático, inhibe síntesis de proteínas)	Gram + (estafilococos, estreptococos y corinebacterias)	<u>Ácido Fusídico</u> Utilizado como antibiótico tópico.	

ORIGEN INFECCION	TAXON	ESPECIE BACTERIANA n (%)															Total	
		Acinetobacter spp	Bordetella spp	Candida spp	Corynebacterium spp	Enterobacter spp	Enterococcus spp	Escherichia spp	Klebsiella spp	Pasteurella spp	Proteus spp	Pseudomonas spp	Serratia spp	Staphylococcus spp	Streptococcus spp	OTROS		
ABSCEOS	PERRO	3 (1,6)			1 (0,5)	3 (1,6)	16 (8,4)	21 (11,0)	6 (3,1)	5 (2,6)	8 (4,2)	11 (5,8)	8 (4,2)	56 (29,3)	44 (23,0)	9 (4,7)	191 (100)	
	GATO							2 (7,4)	1 (3,7)	4 (14,8)		1 (3,7)		6 (22,2)	11 (40,7)	2 (7,4)	27 (100)	
	PÁJARO								1 (25,0)	1 (25,0)							4 (100)	
	REPTIL			1 (7,1)			3 (21,4)	2 (14,3)			2 (14,3)					3 (21,4)	2 (14,3)	14 (100)
	ZOOLOGICO				1 (7,1)		1 (7,1)	2 (14,3)	2 (14,3)	1 (7,1)					4 (28,6)	2 (14,3)	1 (7,1)	14 (100)
	DESCONOCIDA		1 (3,1)			1 (3,1)	5 (15,6)	5 (15,6)		1 (3,1)				5 (15,6)	5 (15,6)	7 (21,9)		32 (100)
	Total	4 (1,0)	2 (0,5)	3 (0,7)	3 (0,7)	8 (2,0)	30 (7,4)	39 (9,6)	17 (4,2)	16 (4,0)	13 (3,2)	36 (8,9)	11 (2,7)	90 (22,2)	104 (25,7)	29 (7,2)	405 (100)	
OCULAR	PERRO	7 (4,9)		3 (2,1)	3 (2,1)	1 (0,7)	2 (1,4)	3 (2,1)	3 (2,1)	3 (2,1)		10 (7,0)	8 (5,6)	58 (40,6)	35 (24,5)	7 (4,9)	143 (100)	
	GATO	3 (6,4)			5 (10,6)		2 (4,3)	2 (4,3)						22 (46,8)	7 (14,9)	4 (8,5)	47 (100)	
	PÁJARO	2 (16,7)			1 (8,3)			1 (8,3)								1 (8,3)	12 (100)	
	EXÓTICO	4 (9,5)		1 (2,4)		3 (7,1)	3 (7,1)	5 (11,9)		4 (9,5)				3 (7,1)	3 (7,1)	12 (28,6)	4 (9,5)	42 (100)
	REPTIL			1 (14,3)						1 (14,3)						2 (28,6)	7 (100)	
	ZOOLOGICO											2 (28,6)				1 (14,3)	2 (28,6)	7 (100)
	DESCONOCIDA								1 (10,0)			1 (33,3)		1 (10,0)	3 (30,0)	1 (33,3)	3 (100)	
Total	16 (6,1)	0	5 (1,9)	9 (3,4)	4 (1,5)	7 (2,7)	11 (4,2)	5 (1,9)	7 (2,7)	0	20 (7,6)	8 (3,0)	93 (35,2)	60 (22,7)	19 (7,2)	264 (100)		
S REPRODUCTOR	PERRO	6 (6,8)			2 (2,3)	4 (4,5)	8 (9,1)	18 (20,5)	3 (3,4)	2 (2,3)	3 (3,4)		8 (9,1)	11 (12,5)	22 (25,0)	1 (1,1)	88 (100)	
	GATO						2 (40,0)	3 (60,0)									5 (100)	
	EXOTICO		1 (50,0)						1 (50,0)								2 (100)	
	DESCONOCIDA															1 (100)	1 (100)	
	Total	6 (6,3)	1 (1,0)	0	2 (2,1)	4 (4,2)	10 (10,4)	21 (21,9)	4 (4,2)	2 (2,1)	3 (3,1)	8 (8,3)	0	11 (11,5)	23 (24,0)	1 (1,0)	96 (100)	
S MUSCULOESQUELETICO	PERRO					1 (1,3)	10 (13,2)	2 (2,6)				1 (1,3)	8 (10,5)	9 (11,8)	30 (39,5)	10 (13,2)	5 (6,6)	76 (100)
	GATO														1 (33,3)	1 (33,3)	1 (33,3)	3 (100)
	PÁJARO							1 (100)										1 (100)
	EXÓTICO												2 (66,7)			1 (33,3)		3 (100)
	DESCONOCIDA															1 (100)		1 (100)
	Total	0	0	0	0	1 (1,2)	11 (13,1)	2 (2,4)	0	0	1 (1,2)	10 (11,9)	9 (10,7)	31 (36,9)	13 (15,5)	6 (7,1)	84 (100)	
OTROS	PERRO	4 (1,8)	3 (1,3)	2 (0,9)	2 (0,9)	3 (1,3)	26 (11,5)	43 (18,9)	4 (1,8)	5 (2,2)	2 (0,9)	17 (7,5)	10 (4,4)	50 (22,0)	37 (16,3)	19 (8,4)	227 (100)	
	GATO	2 (3,4)			1 (1,7)	1 (1,7)	9 (15,3)	2 (3,4)	2 (3,4)	3 (5,1)	1 (1,7)	5 (8,5)	4 (6,8)	11 (18,6)	13 (22,0)	5 (8,5)	59 (100)	
	PÁJARO	2 (12,5)		1 (6,3)	1 (6,3)		1 (6,3)	2 (12,5)				2 (12,5)			3 (18,8)	4 (25,0)	16 (100)	
	EXÓTICO					1 (4,3)	1 (4,3)	2 (8,7)	1 (4,3)			2 (8,7)	2 (8,7)	2 (8,7)	9 (39,1)	3 (13,0)	23 (100)	
	REPTIL						2 (40,0)					2 (40,0)				1 (20,0)	5 (100)	
	ZOOLOGICO			7 (14,6)			8 (16,7)	14 (29,2)	1 (2,1)		1 (21,1)	4 (8,3)		2 (4,2)	7 (14,6)	4 (8,3)	48 (100)	
	DESCONOCIDA	1 (3,7)		1 (3,7)		2 (7,4)	4 (14,8)	5 (18,5)	1 (3,7)			1 (3,7)		2 (7,4)	2 (7,4)	8 (29,6)	27 (100)	
Total	9 (2,2)	3 (0,7)	11 (2,7)	4 (1,0)	7 (1,7)	51 (12,6)	68 (16,8)	9 (2,2)	8 (2,0)	4 (1,0)	33 (8,1)	16 (4,0)	67 (16,5)	71 (17,5)	44 (10,9)	405 (100)		

(continuación). En la variable 'Abscesos' (405 casos clínicos) está compuesta por muestras provenientes de exudados de absceso, pus y pus absceso. Se desconoce la procedencia de las muestras; la variable 'sistema reproductor' (96 casos clínicos) se compone de muestras que proceden de exudados vaginales; en la variable 'sistema musculoesquelético' (84 casos clínicos) las muestras proceden de líquido sinovial y articular, biopsia ósea, tejido/exudado óseo y ligamento; la variable 'Ocular' (264 casos infecciosos) está compuesta por muestras procedentes de exudados conjuntival, corneal, ocular y lacrimal; la variable 'otros' (405 casos clínicos) está compuesta principalmente por muestras en las que se desconoce el tipo y origen, pero también están incluidas en esta variable muestras de origen conocido pero con un recuento de casos muy bajo y un porcentaje válido de entre 0 y 0.4%. La procedencia de estas muestras son del sistema nervioso (líquido cefalorraquídeo; 27 casos), digestivo (líquido gástrico; 14 casos), linfático (1 caso), circulatorio (líquido pericárdico; 6 casos), urinario (exudado uretral y tejido renal; 6 casos), de la cavidad abdominal (líquido ascítico, peritoneal; 34 casos) y oral (boca, encías; 10 casos), de prótesis (5 casos), de las extremidades (uñas; 9 casos) y de la mama (24 casos).

Anexo 4. Sensibilidad antimicrobiana en gatos.

Especies bacterianas	SENSIBILIDAD ANTIMICROBIANA EN TAXON GATOS (n/N y %)																							
	Aminoglucósidos			Penicilinas			Cefalosporinas		Carbapenémicos		Quinolonas				Fenicoles		Macrólidos		Polipéptido	Tetraciclinas	Lincosamidas	Sulfamidas	Miscelánea	
	TOB	AK	CN	P	AMP	AMC	CVN	CL	IMP	MEM	ENR	MAR	PRA	CIP	CHL	FFC	AZM	E	PB	DO	DA	SXT	FD	
<i>Acinetobacter spp</i>	(17/18) 94%	(14/16) 88%	(16/16) 100%		(8/16) 50%	(12/16) 75%	(4/11) 36%	(5/13) 38%	(18/18) 100%	(18/18) 100%	(15/16) 94%	(17/18) 94%	(17/18) 94%	(16/17) 94%	(3/6) 50%	(2/3) 67%			(6/6) 100%	(16/16) 100%		(1/1) 100%	(0/2) 0%	
<i>Bordetella spp</i>	(13/13) 100%	(15/15) 100%	(15/15) 100%		(5/9) 56%	(12/13) 92%	(2/15) 13%	(0/14) 0%	(15/15) 100%	(14/14) 100%	(11/11) 100%	(13/13) 100%	(11/12) 92%	(14/14) 100%	(1/1) 100%					(15/15) 100%		(1/1) 100%		
<i>Corynebacterium spp</i>	(19/20) 95%	(21/21) 100%	(22/22) 100%	(2/3) 67%	(19/20) 95%	(21/22) 95%	(20/22) 91%	(20/21) 95%	(21/22) 95%	(21/22) 95%	(18/20) 90%	(19/20) 95%	(21/21) 100%	(18/19) 95%	(17/19) 89%	(15/16) 94%	(1/2) 50%	(17/20) 85%	(16/18) 89%	(21/21) 100%	(15/19) 79%		(12/13) 92%	
<i>Enterobacter spp</i>	(22/25) 88%	(26/26) 100%	(23/25) 92%		(1/24) 4%	(1/26) 4%	(16/23) 70%	(1/24) 4%	(25/26) 96%	(24/24) 100%	(17/22) 77%	(22/26) 85%	(17/22) 77%	(22/26) 85%	(3/4) 75%	(2/3) 67%			(4/4) 100%	(19/25) 76%		(1/1) 100%		
<i>Enterococcus spp</i>	(17/52) 33%	(2/51) 4%	(23/52) 44%	(35/45) 78%	(41/53) 77%	(42/53) 79%	(6/45) 13%	(7/48) 15%	(45/54) 83%	(23/43) 53%	(11/29) 38%	(10/28) 36%	(18/37) 49%	(23/38) 61%	(20/23) 87%	(4/4) 100%	(8/37) 22%	(6/37) 16%	(0/7) 0%	(19/38) 50%	(5/53) 9%	(0/3) 0%	(0/15) 0%	
<i>Escherichia spp</i>	(36/41) 88%	(44/44) 100%	(43/44) 98%	(0/2) 0%	(20/42) 48%	(31/41) 76%	(30/41) 73%	(26/39) 67%	(44/44) 100%	(42/43) 98%	(28/42) 67%	(30/43) 70%	(29/41) 71%	(30/44) 68%	(11/14) 79%	(3/3) 100%	(1/2) 50%		(8/8) 100%	(27/39) 69%		(1/3) 33%		
<i>Klebsiella spp</i>	(10/20) 50%	(21/21) 100%	(16/22) 73%		(0/23) 0%	(10/20) 50%	(12/23) 52%	(9/22) 41%	(23/23) 100%	(21/21) 100%	(9/21) 43%	(10/21) 48%	(10/22) 45%	(11/23) 48%	(9/9) 100%				(6/6) 100%	(11/19) 58%		(0/2) 0%		
<i>Pasteurella spp</i>	(58/59) 98%	(57/57) 100%	(60/61) 98%	(5/5) 100%	(62/62) 100%	(61/61) 100%	(57/60) 95%	(58/62) 94%	(62/62) 100%	(61/62) 98%	(59/59) 100%	(61/61) 100%	(59/59) 100%	(62/62) 100%	(4/4) 100%	(3/3) 100%	(5/5) 100%	(4/4) 100%	(4/4) 100%	(58/61) 95%	(2/6) 33%			
<i>Proteus spp</i>	(3/5) 60%	(5/5) 100%	(3/5) 60%		(2/5) 40%	(5/5) 100%	(2/3) 67%	(1/4) 25%	(2/2) 100%	(5/5) 100%	(3/5) 60%	(3/3) 100%	(2/2) 100%	(3/4) 75%	(1/3) 33%	(1/1) 100%			(0/3) 0%	(0/5) 0%				
<i>Pseudomonas spp</i>	(70/73) 96%	(75/76) 99%	(67/72) 93%		(5/44) 11%	(7/76) 9%	(2/76) 3%	(1/74) 1%	(71/74) 96%	(64/68) 94%	(40/55) 73%	(55/66) 83%	(41/58) 71%	(61/71) 86%	(3/13) 23%	(1/9) 11%	(0/1) 0%		(44/47) 94%	(45/60) 75%		(0/1) 0%		
<i>Serratia spp</i>	(9/12) 75%	(12/14) 86%	(14/14) 100%		(2/14) 14%	(2/14) 14%	(9/10) 90%	(0/14) 0%	(14/14) 100%	(14/14) 100%	(10/10) 100%	(12/12) 100%	(10/11) 91%	(13/13) 100%	(3/3) 100%	(1/1) 100%			(0/1) 0%	(8/11) 73%		(1/1) 100%		
<i>Staphylococcus spp</i>	(201/233) 86%	(211/230) 92%	(199/228) 87%	(43/116) 37%	(124/231) 54%	(190/231) 82%	(184/223) 83%	(190/228) 83%	(208/233) 89%	(209/224) 93%	(182/211) 86%	(189/221) 86%	(201/220) 91%	(193/226) 85%	(155/162) 96%	(58/59) 98%	(53/85) 62%	(144/211) 68%	(118/126) 94%	(218/226) 96%	(167/214) 78%	(10/12) 83%	(140/162) 86%	
<i>Streptococcus spp</i>	(92/117) 79%	(53/118) 45%	(101/119) 85%	(77/92) 84%	(114/128) 89%	(122/129) 95%	(94/120) 78%	(96/122) 79%	(125/132) 95%	(113/126) 90%	(78/98) 80%	(86/105) 82%	(97/109) 89%	(86/100) 86%	(31/32) 97%	(17/17) 100%	(62/86) 72%	(77/103) 75%	(21/28) 75%	(94/115) 82%	(64/117) 55%		(8/16) 50%	
Otras	(33/48) 69%	(33/49) 67%	(32/48) 67%	(7/11) 64%	(25/44) 57%	(31/45) 69%	(24/46) 52%	(23/47) 49%	(35/49) 71%	(41/48) 85%	(33/37) 89%	(39/42) 93%	(34/37) 92%	(32/44) 73%	(3/4) 75%	(2/2) 100%	(9/10) 90%	(9/11) 82%	(2/4) 50%	(47/48) 98%	(8/13) 62%	(0/1) 0%	(1/2) 50%	
TOTAL	(600/736) 82%	(589/743) 79%	(634/743) 85%	(169/274) 62%	(428/715) 60%	(547/752) 73%	(462/718) 64%	(437/732) 60%	(708/768) 92%	(670/732) 92%	(514/636) 81%	(566/679) 83%	(567/669) 85%	(584/701) 83%	(264/297) 89%	(109/121) 90%	(139/228) 61%	(257/386) 67%	(229/262) 87%	(598/699) 86%	(261/422) 62%	(15/26) 58%	(161/210) 77%	

Sensibilidad antimicrobiana en taxón gato. Recuento de casos en los que se ha utilizado los medicamentos presentes en la tabla y la sensibilidad de las especies bacterianas, identificadas en todos los casos clínicos, a estos. Los medicamentos presentes en la tabla son los siguientes:

En Aminoglucósidos: amikacina (AK), tobramicina (TOB), gentamicina (CN). En penicilinas: penicilina G (P), ampicilina (AMP), amoxicilina + ácido clavulánico (AMC). En cefalosporinas: cefovecina (CVN), cefalexina (CL). En carbapenémicos: meropenem (MEM), imipenem (IMP). En quinolonas: Pradofloxacin (PRA), ciprofloxacina (CIP), marbofloxacina (MAR), enrofloxacin (ENR). En fenicoles: cloranfenicol (CHL), florfenicol (FFC). En macrólidos: azitromicina (AZM), eritromicina (E). En polipéptidos: polimixina B (PB). En tetraciclinas: doxiciclina (DO). En lincosamidas: Clindamicina (DA). En sulfamidas: trimetoprima + sulfametoxazole (SXT). En miscelánea: ácido fusídico (FD).