

UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA

PRINCIPALES BACTERIAS QUE CAUSAN INFECCIÓN DE VÍAS
URINARIAS EN CANINOS ATENDIDOS EN EL HOSPITAL
ESCUELA VETERINARIO DE LA UNAG

POR

SANDRA JULIETH GARCÍA VELASQUEZ

DIAGNOSTICO



CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS

AGOSTO, 2026

**PRINCIPALES BACTERIAS QUE CAUSAN INFECCIÓN DE
VÍAS URINARIAS EN CANINOS ATENDIDOS EN EL HOSPITAL
ESCUELA VETERINARIO DE LA UNAG.**

POR:

SANDRA JULIETH GARCIA VELASQUEZ

M.Sc. LADY LUCRECIA MEJIA BELLO

ASESOR PRINCIPAL

**PhD. JESSICA SHELEBY ELIAS
M.Sc. HELEN ESTEFANI MARTINEZ**

ASESORES SECUNDARIOS

**TESIS PRESENTADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA
COMO REQUISITO PREVIO A LA OBTENCION DEL TITULO DE
LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA**

CATACAMAS, OLANCHO

HONDURAS

AGOSTO, 2026

AGRADECIMIENTO

A DIOS, por prestarme vida y salud, por guiarme por el camino correcto para alcanzar la meta que un día me propuse.

A MIS PADRES, que no me quitaron las alas a pesar de las dificultades y siempre me apoyaron.

A MI PAREJA, por brindarme su apoyo y motivarme a seguir adelante, cueste lo que cueste.

A MIS ASESORAS, M.Sc. LADY LUCRECIA MEJÍA BELLO, PhD. JESSICA SHELEBY ELIAS, M.Sc. HELEN ESTEFANI MARTÍNEZ, por su dedicación, consejos, aportaciones y tiempo invertido en mi trabajo final.

A MIS SUEGROS, Octavio Girón y Carmen Guevara, por ese apoyo incondicional y por estar siempre pendientes en este largo recorrido.

A MIS CUÑADAS, Shanell Bustillo, Lidia Giron, Jassyela Guevara, por estar siempre pendientes de cada uno de mis pasos.

A CADA UNO DE LOS DOCENTES que me impartieron clases y aportaron su granito de arena a mi formación profesional.

AL HOSPITAL ESCUELA VETERINARIO por proporcionarme los expedientes clínicos y permitir la implementación de estrategias de mejoramiento para la realización de este trabajo.

DEDICATORIA

A MIS PADRES, Hugo Ramón García y Sandra Maritza Velasquez, que me educaron e impulsaron siempre a salir adelante, brindándome lo necesario para lograrlo, principalmente su apoyo.

A MI PAREJA, Rafael Octavio Girón Guevara, por ser mi apoyo incondicional durante este trayecto y mi fuente de inspiración en todo momento.

A MIS HERMANOS, Héctor Enrique Velasquez y Hugo Alexander García Acosta, por brindarme su apoyo y cariño.

A MIS ABUELAS Ana Julia Velasquez y Yolanda Antonia García, también por demostrarme su cariño y siempre estar pendientes.

INDICE

Contenido

AGRADECIMIENTO	ii
DEDICATORIA	iii
ÍNDICE DE TABLAS	v
ÍNDICE DE FIGURAS	vi
ÍNDICE DE GRAFICOS	vii
ÍNDICE DE ANEXOS	vii
I. INTRODUCCIÓN	8
II. Objetivos	9
2.1. Objetivo general	9
2.2. Objetivos específicos	9
III. HIPÓTESIS	10
1. Planteamiento del problema	10
2. Hipótesis alternativa	10
3. Hipótesis nula	10
IV. ANTECEDENTES	11
V. REVISIÓN DE LITERATURA	15
5.1. Sistema urinario	15
5.1.1. Generalidades	15
5.1.2. Anatomía y fisiología del sistema urinario	15
5.1.3. Anatomía y fisiología de los riñones	16
5.1.4. Anatomía y fisiología de la vejiga	16
5.1.5. Anatomía y fisiología de la uretra	16

5.2.	Infecciones bacterianas en tracto urinario	17
5.2.1.	Signos Clínicos	18
5.2.2.	Tratamiento.....	19
5.3.	Bacterias presentes en infecciones de tracto urinario	19
5.4.	Uroanálisis	20
5.4.1.	Recolecta de orina	20
5.4.2.	Toma de muestra	20
5.5.	Prueba para identificación de bacterias	20
5.5.1.	Cultivo microbiológico.....	20
5.6.	Medios de cultivos requeridos.....	21
5.6.1.	Agar sangre.....	21
5.6.2.	Tipos de hemólisis	21
5.6.3.	Agar MacConkey.....	22
5.6.4.	Agar Mueller Hinton	22
5.6.5.	Técnicas de siembra de bacterias en caja Petri.....	23
5.6.6.	Tinción de Gram.....	23
5.7.	Prueba Bioquímica Manuales.....	24
4.7.1.	Agar Citrato de Simmons.....	24
4.7.2.	Medio MIO (Movilidad-Indol-Ornitina).....	25
4.7.3.	Agar Lisina-Hierro (LIA).....	25
4.7.4.	Prueba de Fenilalanina Desaminasa	26
4.7.5.	Agar Hierro de Kligler	26
4.7.6.	Prueba de Catalasa	26
5.8.	Antibiograma	27
5.8.1.	Prueba de susceptibilidad por difusión Kirby- Bauer.....	28
5.8.2.	Resistencia Antimicrobiana	28
5.8.3.	Tipos de resistencia antimicrobiana	28

5.8.4. Mecanismos de Resistencia	29
VI. Materiales y Métodos	30
6.1. Área de estudio	30
6.2. Tipo de estudio	30
6.3. Duración de la investigación	31
6.4. Población de estudio	31
6.5. Tamaño de la muestra.....	31
6.5.1. Muestra	31
6.5.2. Criterios de inclusión.....	32
6.5.3. Criterios de exclusión	32
6.6. Diseño Metodológico	32
6.6.1. Etapa 1: Evaluación clínica y selección de la muestra	33
6.6.2. Etapa 2: Toma y conservación de muestra urinaria.....	33
6.6.3. Etapa 3: Procesamiento microbiológico	33
6.6.4. Etapa 4: Identificación Bioquímica de las bacterias.....	34
6.6.5. Etapa 5: Prueba de sensibilidad antimicrobiana	35
6.6.6. Etapa 6: Plan de análisis estadístico.	36
6.7. Consideraciones éticas.....	37
6.8. Operacionalización de las variables.	37
6.9. Materiales y equipo	38
6.9.1. Recursos humanos	38
6.9.2. Recursos de laboratorio	38
6.9.3. Recursos biológicos.....	38
6.9.4. Recursos de campo	39
VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	40
7.1. Frecuencia Bacteriana	40
7.2. Identificación del tipo bacteriano.....	42

7.3.	Pruebas bioquímicas de las bacterias.....	43
7.4.	Sensibilidad antibacteriana	46
VIII.	CONCLUSIONES.....	52
IX.	RECOMENDACIONES	53
X.	BIBLIOGRAFIA.....	54
	ANEXOS	62

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Operacionalización de las variables.....	37
Tabla 2. Perfil de susceptibilidad antimicrobiana de <i>Escherichia coli</i> / <i>Staphylococcus spp.</i> frente a los antibióticos evaluados.	51

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA 1 Ubicación satelital del Hospital Escuela Veterinario UNAG	30
---	----

ÍNDICE DE GRAFICOS

Gráfico 1. Frecuencia de bacterias encontradas en pacientes muestreados.....	42
Gráfico 2. Frecuencia de los tipos de bacterias identificadas mediante tinción de Gram en pacientes muestreados.	43
Gráfico 3. Identificación bioquímica de las bacterias prueba MIO.....	44
Gráfico 4. Identificación bioquímica de la bacteria mediante el test KIA. ... ¡Error! Marcador no definido.	
Gráfico 5. Identificación bioquímica de la bacteria LIA. ¡Error! Marcador no definido.	
Gráfico 6. Identificación bioquímica de la bacteria fenilalanina. . ¡Error! Marcador no definido.	
Gráfico 7. Perfil de susceptibilidad antimicrobiana de <i>Escherichia coli.</i> , frente a los antibióticos evaluados.	47
Gráfico 8. Perfil de susceptibilidad antimicrobiana de <i>Staphylococcus spp.</i> frente a los antibióticos evaluados.....	49
Gráfico 9. Perfil de susceptibilidad antimicrobiana de <i>Streptococcus spp.</i> frente a los antibióticos evaluados.....	50

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO 1 Ficha Clínica	62
ANEXO 2 Ficha de resultado de examen físico de orina	63
ANEXO 3 Preparación de Agares.....	64
ANEXO 4 Técnica de siembra por agotamiento.....	64
ANEXO 5 Tabla de referencia de medición de halos	65
ANEXO 6 Ficha de resultado de antibiograma.....	66
ANEXO 7 Consentimiento informado.....	67
ANEXO 8. Preparación de medios de cultivo.	68
ANEXO 9. Toma de muestra por cistocentesis ecoguiada.	68
ANEXO 10. Incubación de muestras sembradas.	68
ANEXO 11. Morfología colonial de bacterias.....	68
ANEXO 12. Tinción de Gram.	69
ANEXO 13. Identificación de morfología celular gran positiva y gran negativa.....	69
ANEXO 14. Prueba catalasa positiva a <i>Staphylococcus spp</i> y negativa a <i>Streptococcus spp</i>	69
ANEXO 15. Inoculación de bacterias en la batería de bioquímicas.	69
ANEXO 16. Incubación en el horno durante veinticuatro horas.	70
ANEXO 17. Interpretación de bioquímica.....	70
ANEXO 18. Identificación bioquímica de la bacteria mediante el test KIA.	71
ANEXO 19. Identificación bioquímica de la bacteria mediante LIA.	72
ANEXO 20. Prueba bioquímica fenilalanina.....	73

I. INTRODUCCIÓN

Las infecciones de tracto urinario (ITU), se pueden desarrollar cuando hay un desbalance en los mecanismos de defensa del huésped, lo que permite la adherencia, multiplicación y persistencia de microbios virulentos en el tracto urinario. Entre las especies bacterianas que colonizan con mayor frecuencia el sistema urinario en caninos, se encuentran bacterias aerobias Gram negativas, causantes de la mayoría de los casos de esta enfermedad, seguido de cocos Gram positivos (Barrera y Duque, 2021).

Los microorganismos aislados más frecuentemente son: *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Proteus* spp. y *Enterococcus* spp. El cultivo de orina es una prueba de laboratorio de uso frecuente y de elección para la confirmación de las ITU, se suele solicitar junto con el antibiograma para la selección del antibiótico a utilizar y/o en caso de haber instaurado el tratamiento, corroborar la elección del mismo. La muestra clínica de elección es la orina tomada por cistocentesis para evitar el efecto de arrastre de microorganismos de las vías urinarias bajas (López y Campuzano, 2013).

Se determinará la presencia de las bacterias más frecuentes en el tracto urinario que causan infección, se realizará mediante cultivos y crecimiento bacteriano, bioquímicas específicas para el grupo de bacterias encontradas y poder identificar la susceptibilidad a los antibióticos más utilizados.

II. Objetivos

2.1.Objetivo general

- Determinar las principales bacterias que causan infección en vías urinarias en caninos atendidos el Hospital Escuela Veterinario de la UNAG.

2.2.Objetivos específicos

- Detectar la presencia de bacterias, en muestras de orina mediante análisis microbiológico.
- Diferenciar las especies de bacterias aisladas en las muestras de orina, mediante pruebas bioquímicas específicas.
- Identificar la susceptibilidad o resistencia a antimicrobianos en las bacterias aisladas.

III. HIPÓTESIS

1. Planteamiento del problema

La presencia de bacterias es la causa más frecuente de infecciones de vías urinarias. En los últimos años se ha observado el ascenso de la resistencia a los antibióticos por tratamientos inadecuados. Es necesario comprender e identificar cuáles son las bacterias más comunes presentes en la orina y la sensibilidad a los antimicrobianos y poder dar tratamientos efectivos.

2. Hipótesis alternativa

Existe una relación significativa entre los resultados de las pruebas bacterianas y la sensibilidad con los resultados clínicos en caninos que presentan infección urinaria.

3. Hipótesis nula

No existe relación significativa entre los resultados de las pruebas bacterianas y la sensibilidad con los resultados clínicos en caninos que presentan infección urinaria.

IV. ANTECEDENTES

El sistema urinario tiene como función principal excretar; está expuesto de forma masiva a microbios, pero ha desarrollado defensas antimicrobianas específicas para contrarrestar la exposición ocasional a posibles patógenos. La retención de orina se asocia con un aumento de las infecciones del tracto urinario (ITU) (HOSTETLER, 2013).

Según lo reportado por (Yogeshpriya et al., 2018), las bacterias más comunes aisladas de la muestra de orina fueron *Escherichia coli* (78,57 %), seguidas por *Proteus mirabilis* (7,14 %), *Staphylococcus aureus* (7,14 %), *Klebsiella pneumoniae* (3,57 %) y *Streptococcus spp.* (3,57 %).

(Fuentes Villalobos, 2022), Se reportó que la especie más frecuentemente aislada fue *Escherichia coli* (n = 38); en segundo lugar, *Staphylococcus spp.* (n = 14) y en tercer lugar tres especies bacterianas, *Enterococcus spp.*, *Pantoea agglomerans* y *Proteus mirabilis*, con tres casos cada una de ellas. En dos casos se encontró muestras con crecimiento mixto, siendo uno de ellos *Escherichia coli* y cocáceas Gram positivas y en el otro *Proteus mirabilis* y cocáceas Gram positivas.

(Yudhanto et al., 2022) en su estudio realizaron 803 aislados de caninos en los cuales encontraron, del total de aislados bacterianos positivos en cultivo aeróbico, 299 fueron Gram-positivos y 504 fueron Gram-negativos. Los aislados Gram-positivos más comunes fueron *Staphylococcus pseudintermedius* (n = 144, 17,93%), *Enterococcus faecalis* (n = 76, 9,46%), *Streptococcus canis* (n = 49, 6,10%) y *Enterococcus faecium* (n = 30, 3,74%). Los aislados Gram-negativos más comunes fueron *Escherichia coli* (n = 366, 45,58%), *Proteus mirabilis* (n = 89, 11,08%), *Klebsiella pneumoniae* (n = 25, 3,11%) y *Pseudomonas aeruginosa* (n = 24, 2,99%).

En el estudio realizado por Morales Trujillo y Paguaga Cañada (2021) no se encontró correlación estadísticamente significativa entre el crecimiento bacteriano y el uso de

amoxicilina más ácido clavulánico, obteniéndose los mismos resultados para la correlación entre AMIKACINA y NORFLOXACINA.

Los perfiles de susceptibilidad a los antimicrobianos variaron, a veces de manera bastante dramática, entre los aislamientos de *Escherichia coli* obtenidos en los cinco laboratorios. Las prevalencias generales de resistencia a los antimicrobianos más utilizados para tratar infecciones del tracto urinario canino fueron: ampicilina, 26,8 %; ácido amoxicilina-clavulánico, 14,2 %; enrofloxacino, 10,2 %; y trimetoprim-sulfametoxazol, 5,4 %. (LeCuyer et al. 2018).

En caninos se aislaron seis bacterias y tres géneros, las bacterias con mayor frecuencia en casos de ITU fueron *E.coli* (56,5%) y *Proteus mirabilis* (23%) y las bacterias con menor frecuencia (<10%) fueron *Enterobacter cloacae*, *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus saprophyticus* y *Streptococcus agalactiae* y los géneros *Enterobacter spp.*, *Proteus spp.* y *Pseudomonas spp.* (Salazar Carvajal 2023).

Según (Abad-Fau et al. 2024), se determinó que solo uno de los 52 aislados de *Escherichia coli* (IC 95%: 0–5.66%) fue susceptible a todos los antimicrobianos probados. Además, todas las categorías de antimicrobianos presentaron aislados resistentes, aunque en porcentajes variables.

Según (Salazar Carvajal 2023). muestra la sensibilidad antibiótica de las bacterias más frecuentes aisladas de ITU en caninos y que registraron sensibilidad >3% a la mayoría de los antibióticos evaluados, donde *Escherichia coli* presentó sensibilidad antibiótica a la Gentamicina 58,8%, a la Ceftriaxona y Ceftiofur 57,1%, Levofloxacin 48,5%, Amoxicilina-Ácido Clavulánico 46,5%, Ciprofloxacina 43%, Ampicilina-Sulbactam 40,5%, Cefalexina 32%, Doxiciclina 22%, Cefalotina 20% y por último a la Clindamicina 4,3%.

Con respecto a *Staphylococcus spp.* presentó un 85,71% de sensibilidad a nitrofurantoina y doxiciclina, mientras que se observó una resistencia a oxacilina de un 63,64%, generando altos valores de resistencia en β -lactámicos, como amoxicilina (36,36%), amoxicilina - ac. clavulánico (38,46%), cefazolina (55,56%) y ceftriaxona (45,45%). Esto

resulta concordante al evidenciar que la resistencia a oxacilina está presente en seis de los ocho perfiles (Fuentes Villalobos 2022).

Los autores (Punia et al. 2018) reportaron *Streptococcus spp.*, una sensibilidad del 100 % a ceftriaxona, cefoperazona, ceftriaxona/tazobactam y cloranfenicol, seguida de una sensibilidad del 87.5 % a la combinación de amoxicilina con ácido clavulánico, 75 % a ampicilina y penicilina G, 62.5 % a oxitetraciclina, 50 % a gentamicina, amoxicilina y cloxacilina, 37.5 % a enrofloxacin, 25 % a estreptomycin y únicamente 12.5 % a AMIKACINA.

(Wong et al. (2015) realizaron un estudio retrospectivo con 1,636 aislamientos bacterianos obtenidos de perros con infecciones del tracto urinario atendidos en un hospital veterinario. *Escherichia coli* fue el microorganismo más frecuentemente aislado (52.5 %), seguido por *Staphylococcus spp.* (13.6 %). En cuanto al perfil de sensibilidad antimicrobiana, los autores reportaron que la amoxicilina asociada con ácido clavulánico presentó una sensibilidad aproximada del 76 %, la AMIKACINA del 80.6 % y la enrofloxacin del 74 %. Asimismo, concluyeron que la resistencia bacteriana fue más frecuente en infecciones urinarias complicadas y recomendaron la realización de cultivos y pruebas de susceptibilidad para seleccionar el tratamiento antimicrobiano más adecuado.

(Chang et al. 2015) evaluaron la resistencia antimicrobiana de 114 aislamientos de *Escherichia coli* obtenidos de perros con infección del tracto urinario. Los resultados mostraron una elevada susceptibilidad frente a amoxicilina más ácido clavulánico, registrándose únicamente un 2.6 % de resistencia, mientras que la resistencia frente a enrofloxacin fue de 5.3 %. Los autores concluyeron que estos antimicrobianos continúan siendo opciones terapéuticas eficaces para el tratamiento de infecciones urinarias causadas por *Escherichia coli*, aunque enfatizaron la importancia de mantener una vigilancia constante debido al incremento progresivo de cepas resistentes.

(Liu et al. 2020) investigaron la resistencia antimicrobiana de bacterias aisladas de infecciones urinarias en perros y gatos. En los aislamientos de *Escherichia coli* se observó una resistencia muy baja a la AMIKACINA (2,38 %), mientras que *Staphylococcus spp.* presentó mayores niveles de resistencia frente a la eritromicina y la penicilina. Los autores concluyeron que la AMIKACINA continúa siendo uno de los antimicrobianos más eficaces frente a bacterias Gram negativas causantes de infecciones urinarias, aunque señalaron que los perfiles de resistencia pueden variar entre regiones y dependen del uso local de antibióticos.

García et al. (2019). reporta *Escherichia coli*, *Staphylococcus sp* y *Proteus sp* como principales agentes bacterianos en casos de infección del tracto urinario (ITU) en caninos, también reportan que los antibióticos de mayor susceptibilidad para *E. coli* fueron AMIKACINA (79.4%), ceftriaxona (54.8%), ciprofloxacina (48.7%) y amoxicilina más ácido clavulánico (47.4%).

V. REVISIÓN DE LITERATURA

5.1.Sistema urinario

5.1.1. Generalidades

El sistema urinario de los mamíferos está constituido por órganos pares, como los riñones y los uréteres, y órganos únicos, como la vejiga urinaria y la uretra. En los riñones se lleva a cabo el ultrafiltrado de la sangre, proceso mediante el cual se forma la orina, producto final de la excreción del organismo. La orina es conducida por los uréteres hacia la vejiga, donde se almacena temporalmente hasta su eliminación al exterior a través de la uretra. En las hembras, este conducto cumple exclusivamente una función urinaria, mientras que en los machos forma parte tanto del sistema urinario como del reproductor, al servir también como vía de salida del semen (Barbeito y Diessler, 2022).

Además de su papel excretor, los riñones desempeñan una función esencial en la regulación del volumen sanguíneo, la presión arterial, y el equilibrio hídrico, electrolítico y ácido-básico del organismo. Gracias a estos mecanismos, se mantienen estables las condiciones de los medios intra y extracelulares, lo que permite a las células realizar adecuadamente sus funciones vitales (Barbeito y Diessler, 2022).

5.1.2. Anatomía y fisiología del sistema urinario

5.1.3. Anatomía y fisiología de los riñones

Los riñones son órganos pares situados en la región lumbar, a ambos lados de la columna vertebral, y están recubiertos por una cápsula de tejido fibroso que los protege. En su curvatura medial se encuentra el hilio renal, una zona donde penetra la arteria renal junto con la inervación vegetativa, y de donde emergen la vena renal, los vasos linfáticos y el uréter. Este último forma parte de las vías urinarias, encargadas de conducir la orina hacia la vejiga urinaria, desde donde finalmente es expulsada al exterior a través de la uretra mediante el proceso de micción (Pérez, 2009).

Cada riñón está constituido por tres regiones principales: la corteza, la médula y la pelvis renal. La corteza renal, de aspecto granuloso y color rojo oscuro, contiene los glomérulos y los túbulos de las nefronas, que representan la unidad funcional del órgano. Por su parte, la médula renal, de tono más claro y aspecto estriado, alberga los túbulos colectores y las asas de Henle. La sustancia cortical se proyecta hacia la médula formando las pirámides de Ferrein, mientras que la sustancia medular está compuesta por ocho a catorce pirámides de Malpighi, cuyos vértices desembocan en cavidades en forma de copa denominadas cálices renales, que confluyen finalmente en el uréter. Entre estas pirámides se ubican las columnas de Bertin, que constituyen prolongaciones de la corteza renal hacia el interior del órgano (Pérez, 2009).

5.1.4. Anatomía y fisiología de la vejiga

La vejiga urinaria se mantiene en posición dentro de la cavidad abdominal y pélvica, es relativamente grande cuando esta distendida puede alcanzar al ombligo. Tiene un recubrimiento peritoneal prácticamente completo. (Getty et al., 2001).

5.1.5. Anatomía y fisiología de la uretra

El urodelo es una forma especial de epitelio que en la pelvis tiene de dos a tres capas de células, en los uréteres tiene de tres a cinco capas y en la vejiga tiene de tres a siete capas de grosor. El urotelio se une a la lámina propia por medio de una membrana basal bien desarrollada. Las células de la capa más profunda o basal son pequeñas y su forma es cilíndrica cuando el órgano está contraído y aplanada cuando éste se estira. El urotelio está cubierto en la superficie por las células en sombrilla que contienen placas en la membrana apical de proteínas específicas, las uroplaquinas (Ramos Corral et al., 2011).

La uretra está compuesta por una capa interna de fibras longitudinales de musculo liso y, más distalmente por una capa de fibras transversas de musculo estriado. En el perro macho la uretra es generalmente distensible excepto por una región donde pasa a través del hueso peneano, el cual es un lugar muy común de obstrucciones uretrales por cálculos. La uretra en las hembras es más corta y tiene un diámetro más grande que en el macho, corre ventralmente a la vagina y sale sobre la papila uretral en la unión entre la vulva y la vagina. La musculatura de la uretra funciona como un esfínter que previene la salida de la orina durante la fase de almacenamiento. El cuello de la vejiga y la uretra proximal contiene musculo liso que conforma el esfínter uretral interno (Alanís.1988).

5.2.Infecciones bacterianas en tracto urinario

La infección bacteriana del tracto urinario (ITU) canina no complicada es común y ocurre en aproximadamente el 14% de los perros que visitan a un veterinario a lo largo de su vida. Además, las infecciones urinarias persistentes o recurrentes se diagnostican con frecuencia en la práctica de pequeños animales; estas infecciones se observan en hasta el 4,5% de los perros con ITU. Mientras que la mayoría de las infecciones urinarias simples se resuelven en un plazo de 2 a 3 semanas con la administración de antibióticos orales, las infecciones urinarias persistentes o recurrentes a menudo requieren un aislamiento bacteriano y resultan difíciles de tratar con terapias antimicrobianas convencionales. Existe una falta de comprensión real sobre los mecanismos de persistencia bacteriana, los cuales dificultan la erradicación bacteriana y, al entenderlos,

podrían dar lugar a enfoques terapéuticos novedosos, alternativos y, en última instancia, más exitosos para el tratamiento de las infecciones del tracto urinario en perros (Laboratorios ERMA S.A., 2022).

Según Zoetis S.A. (2025), casi todas las infecciones urinarias están causadas por bacterias, siendo la más común *Escherichia coli*. Se trata de bacterias comunes presentes en el entorno y en los genitales y la zona anal del perro. Entran constantemente en la uretra desde el exterior. Cada vez que el perro orina, estas bacterias son arrastradas por el chorro de orina de nuevo hacia el exterior. Si el perro no orina con suficiente frecuencia, las bacterias pueden llegar a la vejiga y provocar una infección. En los perros también puede verse afectada la próstata.

5.2.1. Signos Clínicos

Los signos clínicos asociados a una infección urinaria en caninos pueden manifestarse de diversas maneras, aunque hay algunos síntomas característicos que los propietarios deben considerar. Uno de los indicios más frecuentes es el aumento de la frecuencia de micción, en la que el animal intenta orinar repetidamente, expulsando pequeñas cantidades de orina en cada ocasión. Esta situación suele generar incomodidad tanto en el perro como en su propietario, ya que el animal puede mostrarse inquieto o ansioso.

Asimismo, es común observar dificultad o esfuerzo excesivo durante la micción, acompañado, en algunos casos, de vocalizaciones que expresan dolor o malestar. El perro puede presentar cambios en su comportamiento, como irritabilidad o agresividad, debido al dolor experimentado. Ante la presencia de estos signos, es fundamental acudir de forma inmediata a un médico veterinario para realizar una evaluación clínica y establecer un diagnóstico oportuno (Admin, 2024)

5.2.2. Tratamiento

Los antimicrobianos son la piedra angular del tratamiento de una ITU, y muchos animales con infección recurrente se tratan empíricamente con dosis repetidas. Esta estrategia no funciona si no se aborda el proceso fisiopatológico subyacente que predispone al animal a la ITU; además, favorece la aparición de bacterias resistentes. La amoxicilina-ácido clavulánico se administra por vía oral en perros y gatos. El ácido clavulánico potencia el espectro de actividad de la amoxicilina frente a las bacterias gramnegativas. El ácido clavulánico se une irreversiblemente a las betalactamasas, permitiendo que la fracción de amoxicilina interactúe con la bacteria patógena. Esta combinación suele tener una excelente actividad bactericida frente a estafilococos productores de betalactamasas, *Escherichia coli* y *Klebsiella*. *Pseudomonas* y *Enterobacter* permanecen resistentes (Dowling, 2023).

5.3. Bacterias presentes en infecciones de tracto urinario

Las infecciones del tracto urinario en perros constituyen una de las afecciones más frecuentes observadas en la práctica clínica veterinaria, provocadas en su mayoría por bacterias oportunistas procedentes de la flora intestinal o del entorno. Los principales agentes aislados son *Escherichia coli*, *Staphylococcus spp.*, *Proteus mirabilis*, *Klebsiella spp.*, *Enterococcus spp.* y *Pseudomonas aeruginosa*, siendo *Escherichia coli* la especie con mayor incidencia (Ling et al., 2001). La prevalencia de estos microorganismos se ve influenciada por factores como la edad, el sexo, la raza del animal y el método de recolección de la muestra. De acuerdo con (Nelson y Couto 2000), las hembras presentan una mayor predisposición a padecer infecciones urinarias debido a la corta longitud de su uretra y su cercanía con el periné, lo que facilita la colonización bacteriana. Por otro lado, (Thompson et al. 2011) señalan que la resistencia antimicrobiana en cepas bacterianas comunes, especialmente en *Escherichia coli*, representa un problema creciente asociado al uso inadecuado de antibióticos, lo cual resalta la importancia de realizar diagnósticos precisos y pruebas de sensibilidad bacteriana antes de instaurar el tratamiento.

5.4.Uroanálisis

5.4.1. Recolecta de orina

Debe recogerse asépticamente en recipientes estériles, preferiblemente en la mañana, para garantizar la máxima concentración de constituyentes y estandarizar la muestra, minimizando la contaminación y asegurando resultados confiables.

5.4.2. Toma de muestra

La cistocentesis, o punción de la vejiga, consiste en introducir una aguja fina a través de la pared abdominal hasta alcanzar la vejiga para aspirar una pequeña cantidad de orina. La punción es rápida y el animal no suele mostrar signos de dolor.

Para realizar correctamente este procedimiento, es necesario comprender la anatomía del abdomen caudal en perros de ambos sexos. La vejiga se ubica en la porción ventral del canal pélvico, extendiéndose cranealmente y ocupando la mayor parte del abdomen caudoventral cuando está plétora. Dorsalmente a la vejiga se encuentran el útero (en hembras) y el colon, y dorsalmente a estos, la porción caudal de la aorta y la vena cava. En el caso de los machos, caudal a la vejiga se encuentra la próstata. La vejiga se compone de tres porciones: el ápice o vértice craneal, el cuerpo y el cuello vesical (Dyce et al., 2012).

5.5.Prueba para identificación de bacterias

5.5.1. Cultivo microbiológico

El cultivo de orina constituye el método de referencia para el diagnóstico de las infecciones del tracto urinario, al permitir la demostración cuantitativa de bacterias en la

muestra (bacteriuria) y, por ende, la confirmación definitiva del proceso infeccioso. La muestra de orina debe ser procesada de forma inmediata tras su recepción en el laboratorio o conservada en refrigeración hasta su análisis, dado que la cuantificación de colonias por mililitro es esencial para una interpretación confiable de los resultados y debe reflejar con la mayor exactitud posible las condiciones presentes en el momento de la recolección. En casos en que se sospeche la presencia de patógenos inusuales, es necesario informar al laboratorio para que se empleen medios de cultivo y tiempos de incubación específicos (López y Campuzano, 2013).

Generalmente, los medios de cultivo recomendados incluyen agar sangre y un medio selectivo para bacterias gramnegativas, como el agar MacConkey o el agar eosina-azul de metileno (EMB). Para favorecer el aislamiento de cocos grampositivos en casos de contaminación o de bacteriuria polimicrobiana con bacilos gramnegativos, pueden emplearse medios adicionales como agar colistina-ácido nalidíxico (CNA), agar fenil-etil-alcohol (FEA) o agar azida (López y Campuzano, 2013).

5.6. Medios de cultivos requeridos

5.6.1. Agar sangre

El medio ofrece un alto valor nutritivo gracias a la infusión de músculo cardíaco y peptona, lo que permite el crecimiento de microorganismos exigentes y no exigentes. La sangre ovina añadida permite visualizar reacciones hemolíticas (alfa, beta y gamma), útiles para identificar especies bacterianas. El cloruro de sodio mantiene el equilibrio osmótico y el agar actúa como agente solidificante (García Luis, 2024).

5.6.2. Tipos de hemólisis

El agar sangre permite distinguir tres tipos de hemólisis:

Hemólisis beta (β -hemólisis): Se observa una zona de aclaramiento alrededor de las colonias debido a la destrucción completa de los glóbulos rojos. Es característica de bacterias patógenas como *Streptococcus pyogenes* y *Staphylococcus aureus*.

Hemólisis alfa (α -hemólisis): produce un área verdosa alrededor de las colonias debido a la oxidación de la hemoglobina, asociada con especies como *Streptococcus pneumoniae* y el grupo *viridans*.

Hemólisis gamma (γ -hemólisis): No presenta cambio en el medio, lo que indica ausencia de hemólisis, lo cual es común en organismos como *Enterococcus faecalis* (Gómez Liébana et al., 2024).

5.6.3. Agar MacConkey

Las propiedades selectivas y diferenciadoras del agar MacConkey permiten su uso tanto en aplicaciones clínicas como en investigación. La fermentación de la lactosa produce ácidos orgánicos, en particular el ácido láctico, lo que reduce el pH del agar. MAC contiene un indicador de pH que se vuelve rosado en condiciones ácidas. Por lo tanto, los gramnegativos fermentadores de lactosa (fermentadores de lactosa) formarán colonias rosadas, mientras que los no fermentadores de lactosa formarán colonias opacas de color blanquecino. Incluso dentro de los fermentadores de lactosa, las especies mostrarán una tasa variable de crecimiento (Jung y Hoilat, 2024)

5.6.4. Agar Mueller Hinton

En el manejo clínico de los cuadros infecciosos causados por microorganismos bacterianos, en la mayoría de los casos, es de vital importancia determinar la susceptibilidad o resistencia del microorganismo implicado a los antimicrobianos de uso corriente para contar con un mejor criterio y mayores posibilidades de éxito en el tratamiento. Para lograr este propósito, se requiere un proceso estandarizado que incluya el uso de un medio que asegure el buen crecimiento del microorganismo en estudio y la adecuada difusión del antimicrobiano probado; el medio de Mueller-Hinton cumple con dichos criterios (Medibac Lab, 2015).

5.6.5. Técnicas de siembra de bacterias en caja Petri

- **Siembra por dilución:** Se toma un tubo de ensayo con medio líquido, como el caldo simple. Se toma el material a diluir y se siembra en el tubo con el asa cargada con el material bacteriológico; se agita con movimientos moderados.
- **Siembra por estrías en superficie:** Se siembra el material en la superficie del agar inclinado en un tubo de ensayo; allí se extiende por toda la superficie con el asa bacteriológica, previamente esterilizada y cargada con el material a sembrar, formando estrías no muy amplias ni muy estrechas. Se inicia en la parte más profunda de la superficie inclinada y se termina la estría en la parte más cercana a la boca del tubo.
- **Siembra por estría por agotamiento:** Con este procedimiento se puede lograr una buena separación de las colonias y aislarlas fácilmente. Para ello se funde el medio de cultivo, se vierte en una caja de Petri y se deja solidificar. Con el asa previamente esterilizada se toma material de un cultivo heterogéneo y se descarga sobre la superficie del medio formando estrías (Jiménez, 2013).

5.6.6. Tinción de Gram

La tinción de Gram sigue siendo una técnica crucial en los laboratorios de microbiología. La correcta ejecución de esta tinción es clave para interpretar adecuadamente los resultados, con implicaciones importantes en la industria farmacéutica y en el ámbito clínico. Los estudios han descrito los principales errores presentes en el proceso de tinción de Gram y han demostrado que, aunque esta tinción es sencilla, es muy propensa a errores que tienden a pasarse por alto, especialmente por la naturaleza manual de la técnica. El objetivo de esta revisión es repasar el fundamento y el procedimiento de la tinción de Gram, con énfasis en las principales recomendaciones que actualmente se encuentran en la literatura para asegurar la calidad del servicio en los laboratorios de microbiología (Casasola Bado, 2022).

5.7. Prueba Bioquímica Manuales

Las pruebas bioquímicas son una serie de análisis clínicos que sirven de apoyo a la medicina para diagnosticar infecciones bacterianas. Estas permiten diferenciar microorganismos con características morfológicas similares mediante la evaluación de sus propiedades metabólicas y enzimáticas (Lopardo y Predari, 2018).

El estudio se basa en las reacciones fisiológicas y químicas que estos microorganismos experimentan durante su crecimiento, aprovechando diferentes sustratos presentes en medios de cultivo especialmente diseñados para evidenciar dichas actividades metabólicas. Estos medios contienen nutrientes específicos e indicadores de pH o reactivos químicos que permiten visualizar cambios de color o la formación de productos característicos como resultado de la actividad bacteriana (García et al., 2025).

4.7.1. Agar Citrato de Simmons

El agar citrato de Simmons es un medio sintético utilizado para determinar la capacidad de un microorganismo para utilizar citrato como única fuente de carbono y fosfato de amonio como única fuente de nitrógeno. El metabolismo del citrato se realiza mediante un sistema enzimático denominado citritasa o citrato desmolasa, que permite su aprovechamiento para el crecimiento bacteriano. Simultáneamente, la utilización del fosfato de amonio libera amoníaco, lo que incrementa la alcalinidad del medio.

Esta reacción es detectada por el indicador azul de bromotimol, que produce un cambio de color de verde a azul intenso. Por lo tanto, una reacción positiva se evidencia por el crecimiento bacteriano acompañado del viraje azul característico del medio (González y Cervantes, 2003).

4.7.2. Medio MIO (Movilidad-Indol-Ornitina)

El medio MIO permite evaluar simultáneamente tres características bioquímicas: la movilidad bacteriana, la producción de indol y la actividad de la enzima ornitina descarboxilasa (González y Cervantes, 2003).

- La movilidad se determina mediante la observación de la difusión del crecimiento desde la línea de inoculación hacia el resto del medio, lo que genera turbidez.
- La prueba de indol evalúa la capacidad de ciertas bacterias para degradar el triptófano mediante la enzima triptofanasa, lo que produce indol, ácido pirúvico y amoníaco. Tras la adición del reactivo de Kovacs, la presencia de indol se evidencia por la formación de un anillo rojo en la superficie del medio.
- La descarboxilación de la L-ornitina, catalizada por la enzima ornitina descarboxilasa, produce putrescina y dióxido de carbono en condiciones anaerobias. La acumulación de putrescina alcaliniza el medio, provocando el viraje del indicador púrpura de bromocresol hacia una coloración púrpura intensa.

4.7.3. Agar Lisina-Hierro (LIA)

El agar Lisina-Hierro (LIA) es un medio diferencial diseñado para evaluar la capacidad de los microorganismos para descarboxilar o desaminar el aminoácido lisina, así como para detectar la producción de sulfuro de hidrógeno (H_2S). La descarboxilación de la lisina produce cadaverina y dióxido de carbono, lo que genera una reacción alcalina, evidenciada por el mantenimiento o la intensificación de la coloración púrpura del medio debido al indicador púrpura de bromocresol (González y Cervantes, 2003).

Algunas bacterias poseen, además, la capacidad de desaminar la lisina, reacción que se manifiesta por la aparición de una coloración rojo vino en la superficie inclinada del medio. Adicionalmente, la producción de H_2S se detecta mediante la formación de precipitados negros resultantes de la reacción entre este compuesto y las sales férricas presentes en el medio (Lopardo y Predari, 2018).

4.7.4. Prueba de Fenilalanina Desaminasa

La prueba de fenilalanina desaminasa se emplea para determinar la capacidad de ciertos microorganismos para desaminar oxidativamente el aminoácido fenilalanina mediante la acción de la enzima fenilalanina desaminasa. Como resultado de esta reacción se producen ácido fenilpirúvico y amoníaco libre. La detección del ácido fenilpirúvico se realiza mediante la adición de cloruro férrico al 10 %, que reacciona con dicho compuesto, formando un complejo de color verde (Fernández y García, 2010).

Esta prueba resulta particularmente útil para la diferenciación de bacterias pertenecientes a los géneros *Proteus*, *Providencia* y *Morganella*.

4.7.5. Agar Hierro de Kligler

Es un medio diferencial utilizado para evaluar la capacidad de los microorganismos de fermentar glucosa y lactosa, así como para detectar la producción de gas y sulfuro de hidrógeno. La fermentación de estos carbohidratos genera ácidos orgánicos que modifican el pH del medio, siendo detectados por el indicador rojo de fenol (Fernández y García, 2010).

Los microorganismos que fermentan únicamente glucosa producen una reacción alcalina en la superficie inclinada del medio y una reacción ácida en el fondo, mientras que aquellos capaces de fermentar lactosa generan una reacción ácida tanto en la superficie como en el fondo. Asimismo, la producción de gases como dióxido de carbono e hidrógeno puede evidenciarse por la formación de fisuras o el desplazamiento del agar. La producción de sulfuro de hidrógeno se observa mediante el ennegrecimiento del medio debido a la formación de sulfuro ferroso (Gonzalez y Cervantes, 2003).

4.7.6. Prueba de Catalasa

Permite detectar la presencia de la enzima catalasa, la cual se encuentra en la mayoría de las bacterias aerobias y anaerobias facultativas que poseen sistemas respiratorios dependientes de citocromos. Esta enzima cataliza la degradación del peróxido de hidrógeno en agua y oxígeno molecular, protegiendo a la célula frente al daño oxidativo (Fernandez y García, 2010).

La reacción positiva se evidencia por la formación inmediata de burbujas tras la adición de peróxido de hidrógeno sobre una colonia bacteriana. Esta prueba tiene gran utilidad en la diferenciación taxonómica de diversos grupos bacterianos, especialmente para distinguir miembros de la familia Micrococcaceae, generalmente catalasa positivos, de los géneros *Streptococcus* y *Enterococcus*, que suelen presentar resultados negativos (Fernandez y García, 2010).

5.8. Antibiograma

Es el método utilizado en los laboratorios de microbiología clínica para determinar el antibiótico más adecuado en el tratamiento de una enfermedad infecciosa, a partir de aislamientos bacterianos obtenidos de casos clínicos. Existen distintos métodos de laboratorio para evaluar la susceptibilidad bacteriana, entre ellos la dilución en caldo, el gradiente en agar, métodos automatizados, y especialmente la difusión en disco o método de Kirby-Bauer, ampliamente empleado por su flexibilidad y bajo costo (Quinn et al. 2005).

En este procedimiento, discos de papel impregnados con concentraciones específicas de agentes antimicrobianos se colocan sobre una placa de agar uniformemente inoculada con la bacteria de estudio. Tras la incubación, se mide el diámetro de las zonas de inhibición y se comparan con estándares establecidos para determinar el grado de sensibilidad. Para asegurar la reproducibilidad y comparabilidad de los resultados, se utilizan cepas control o de referencia (Quinn et al. 2005).

La interpretación de los resultados clasifica a las bacterias como S (sensibles), I (intermedias) o R (resistentes), según la concentración mínima inhibitoria (CMI) expresada en µg/ml. Una cepa sensible (S) indica que la infección puede responder al tratamiento con las dosis habituales del fármaco; intermedia (I) implica que la inhibición ocurre solo con dosis elevadas o cuando el fármaco se concentra en el sitio de infección; mientras que resistente (R) significa que el microorganismo no responde a las concentraciones terapéuticas habituales del antibiótico (Quinn et al. 2005).

5.8.1. Prueba de susceptibilidad por difusión Kirby- Bauer

El método Kirby-Bauer (método de difusión en agar) es empleado para determinar la sensibilidad de un agente microbiano frente a un antibiótico o quimioterápicos. Este método comprende lo que se denomina un antibiograma o prueba de susceptibilidad bacteriana frente a drogas específicas (UNAN-Managua,2021).

5.8.2. Resistencia Antimicrobiana

La resistencia a los antimicrobianos ha sido una problemática creciente a nivel global, la problemática afecta no solo la salud de personas, animales y el ambiente en general, sino que ha generado impactos de índole productivo y comercial. Una de las estrategias para abordar esta problemática es el enfoque de una salud. Este enfoque destaca la participación multidisciplinaria para combatir la resistencia antimicrobiana; y es así que cada profesión o actividad laboral genera unas responsabilidades innatas para la profesión veterinaria (Simón y Labandera, 2023).

5.8.3. Tipos de resistencia antimicrobiana

Según Calderón Rojas y Aguilar Ulate (2016), la resistencia bacteriana puede ser natural o intrínseca y adquirida, y debe ser analizada desde varios puntos de vista (farmacocinético, farmacodinámico, poblacional, molecular y clínico).

5.8.4. Mecanismos de Resistencia

- Resistencia natural, este tipo de resistencia puede producirse por particularidades de la pared bacteriana que impiden acceder al antibiótico a su blanco, este el caso de las bacterias Gramnegativas que son impermeables a la penicilina G. En otros casos, algunas bacterias como las micoplasmas, carecen de una pared celular típica y son resistentes a las penicilinas (Coronel González 2018).
- Resistencia Adquirida, son aquellas en que el antibacteriano actúa, como se ha explicado, seleccionando entre microorganismo resistentes y susceptibles. Pero hay otro tipo de resistencias, las denominadas resistencias intrínsecas, aquellas que son parte constitutiva de la bacteria (FAO 2022).

VI. Materiales y Métodos

6.1. Área de estudio

El trabajo se realizó en el Hospital Escuela Veterinario de la Universidad Nacional de Agricultura (UNAG), ubicado en la aldea de Santa Clara, municipio de Catacamas, departamento de Olancho, Honduras. Con una latitud:14.825138, longitud:85.8332527. Dicho hospital cuenta con los recursos necesarios para la atención clínica de animales de compañía y dispone de un laboratorio clínico veterinario para la realización de exámenes microbiológicos y pruebas de susceptibilidad antimicrobiana.



FIGURA 1 Ubicación satelital del Hospital Escuela Veterinario UNAG

6.2. Tipo de estudio

El estudio es de tipo descriptivo de corte transversal, ya que se recolectó información en un solo momento con el propósito de describir las características clínicas, bacteriológicas y los perfiles de susceptibilidad antimicrobiana en caninos diagnosticados con infección del tracto urinario (ITU) atendidos en el Hospital Escuela Veterinario de la Universidad Nacional de Agricultura (UNAG).

6.3. Duración de la investigación

El estudio duró 8 meses. Tomando en cuenta que en las primeras dos semanas se realizó la elaboración del anteproyecto; en la semana tres se hizo la revisión y aprobación del anteproyecto; en la semana cuatro se realizó la sustentación; en tres meses se realizó el levantamiento de información y la toma de muestras; en los últimos tres meses se realizó la tabulación e interpretación de resultados.

6.4. Población de estudio

Caninos atendidos en el Hospital Escuela Veterinario de la UNAG, los cuales presentaron signos compatibles con infección del tracto urinario durante el período de ejecución de la investigación.

6.5. Tamaño de la muestra

6.5.1. Muestra

Muestras de orina de 20 caninos, recolectadas mediante cistocentesis ecoguiada. El método de elección utilizado fue el de conveniencia, ya que se seleccionaron los animales con infecciones.

6.5.2. Criterios de inclusión

- Pacientes atendidos en el Hospital Escuela Veterinario, durante el periodo de enero a junio de 2026.
- Caninos mayores de seis meses de edad que presentarán signos clínicos compatibles (poliuria polidipsia, dificultad para miccionar) con infección urinaria, sin distinción de sexo ni raza
- Caninos cuyos propietarios hayan firmado el consentimiento informado autorizando la realización de los análisis microbiológicos y la utilización de los datos clínicos con fines de investigación.

6.5.3. Criterios de exclusión

- Caninos que no presenten signos de infección urinaria.
- Caninos cuyos propietarios no autoricen, mediante consentimiento informado, la participación en el estudio.
- Caninos que hayan tenido tratamiento con antibióticos dos meses antes de la evaluación clínica.

6.6. Diseño Metodológico

La investigación se llevó a cabo durante el periodo comprendido entre enero y agosto de 2026. En las instalaciones del hospital escuela veterinario, donde se procesaron las muestras biológicas provenientes de pacientes caninos con signos clínicos compatibles a infección urinaria.

El diseño metodológico se estructuró en seis etapas principales: 1. Evaluación clínica del paciente, 2. Selección de la muestra, 3. Toma y conservación de la muestra de la muestra

urinaria, 4. Procesamiento microbiológico, 5. Prueba de sensibilidad antimicrobiana, 6. Análisis e interpretación de resultados.

6.6.1. Etapa 1: Evaluación clínica y selección de la muestra

Durante el periodo de estudio, se evaluaron los caninos atendidos en el Hospital Escuela Veterinario que presentaban signos clínicos compatibles con infecciones urinarias. Se iniciará con la evaluación clínica tomando constantes fisiológicas y el llenado de una ficha clínica (véase en Anexo 1), donde se consignará información general, signos clínicos.

La selección de la muestra se realizó de forma no probabilística por conveniencia, donde únicamente los caninos que presenten síntomas clínicos compatibles con infección.

6.6.2. Etapa 2: Toma y conservación de muestra urinaria

- **Cistocentesis:** se colocó el paciente en decúbito dorsal y se continuará con la limpieza con solución antiséptica (clorhexidina diluida o preparación a base de yodo), guiándose con el ecógrafo se introducirá una aguja de 1 a 1,5 pulgadas y 22 g con una jeringa de 5 a 10 ml y se colocará en el tubo (cónico) estéril donde se almacenará y rotulará con la información de cada paciente por individual.
- **Transporte al laboratorio:** Se envió inmediato para realizar general de orina y proceder a la siembra en medios de cultivo.

6.6.3. Etapa 3: Procesamiento microbiológico

- **Examen físico de orina:** se realizó una evaluación física, observando el color si es transparente amarillo o marón ya que si el color es más intenso puede indicar la presencia de bacteria, ver si tiene algún olor peculiar a lo normal, ya que es

indicativo de infección cuanto tenemos un olor fuerte y observar la consistencia y volumen para poder tener en cuenta la cantidad para poder realizar cada análisis, se documentará en reporte de laboratorio (véase en Anexo 2)

- **Análisis bacteriológico**

Para la preparación de los medios de cultivo agar sangre, MacConkey y Mueller Hinton se siguió el procedimiento del fabricante (Véase Anexo 3)

- **Técnicas de siembra por agotamiento**

Para realizar siembra de los medios de cultivo en el laboratorio se usó la técnica de siembra por agotamiento, la cual se describe en el (Anexo 4)

- **Procedimiento del cultivo**

Se transfiere un inocuo de la muestra de orina sobre la superficie del medio de cultivo con un asa de alambre y se utilizara el método de agotamiento por estría, para el aislamiento microbiológico. Posteriormente se incubó a una temperatura entre 35 a 37 °C. Las placas Petri fueron examinadas después de dieciocho a veinticuatro horas de incubación.

6.6.4. Etapa 4: Identificación Bioquímica de las bacterias

- **Tinción de Gram:** Se tomó una muestra de la colonia con un asa de inoculación y se colocará en un porta objetos.
- **Tinción Violeta de cristal:** Cubrir el portaobjeto con la violeta de cristal y dejarlo actuar por un minuto, luego enjuagar suavemente para retirar exceso de tinte.

- **Adición del mordiente:** cubrir el frotis con la solución de yodo de Gram y dejarlo actuar por un minuto.
- **Decoloración:** Aplicar solución de decoloración (etanol) y enjuagar rápidamente en cinco a diez segundos y por último enjuagar bien con agua para detener la decoloración.
- **Contratinción:** Aplicar safranina (tinción de contraste) y dejar actuar por un minuto, enjuagar suavemente con agua.
- **Secar y observar:** Secar suavemente el portaobjetos con papel absorbente y examinar la muestra bajo el microscopio, donde las bacterias gram positivas se tornarán de color púrpura y las gram negativas de rosado.
- **Identificación bacteriana:** Las colonias bacterianas obtenidas a partir de los cultivos positivos fueron sometidas a identificación mediante pruebas bioquímicas. Para ello, se seleccionarán colonias puras y se inocularán en los medios Citrato de Simmons, Medio MIO (Movilidad-Indol-Ornitina), Agar Lisina-Hierro (LIA), Agar Hierro de Kligler (KIA), Medio Fenilalanina y prueba de Catalasa. La inoculación de cada medio se realizará siguiendo los procedimientos microbiológicos estandarizados y las recomendaciones del fabricante.
- **Incubación:** Los medios inoculados serán incubados a una temperatura de 37 °C durante un período de 18 a 24 horas. En aquellos casos en que las reacciones bioquímicas no sean concluyentes, el tiempo de incubación podrá extenderse de acuerdo con los requerimientos específicos de cada prueba.
- **Interpretación de resultados:** Posteriormente, se evaluaron las reacciones bioquímicas mediante la observación de cambios de color, producción de gas, formación de sulfuro de hidrógeno, movilidad bacteriana y actividad enzimática específica, según las características de cada medio. Los resultados obtenidos serán registrados y analizados de manera conjunta para establecer el perfil bioquímico de cada aislamiento bacteriano. La identificación de los microorganismos se efectuará mediante la comparación de los perfiles bioquímicos obtenidos con las características descritas en manuales y claves de identificación microbiológica.

6.6.5. Etapa 5: Prueba de sensibilidad antimicrobiana

- **Preparé el cultivo bacteriano** tomando una muestra de la bacteria de la placa de cultivo original con un hisopo estéril. Extendí el hisopo de manera uniforme sobre toda la superficie del medio de cultivo (como agar Mueller-Hinton) para obtener un crecimiento homogéneo, sin dejar espacios vacíos.
- **Colocar los discos de antibióticos:** con pinzas estériles se colocaron los discos impregnados con Amoxicilina/Ácido clavulánico (AMC), NORFLOXACINA (NOR), AMIKACINA (AMK), Azitromicina (AZM), CEFOTAXIMA (CTX), sobre la superficie del agar, asegurarse de que los discos estén separados entre sí y ubicados a una distancia mínima de 15 mm del borde de la placa para evitar que los halos de inhibición se superpongan presionar suavemente cada disco para asegurar un buen contacto con el medio de cultivo.
- **Incubar la placa:** se dejó incubar la placa a una temperatura de 37°C durante un período de 18 a 24 horas, según el protocolo requerido.
- **Interpretar los resultados:** después de la incubación, observamos la placa para identificar los halos de inhibición alrededor de los discos, que son áreas claras donde el antibiótico ha detenido el crecimiento bacteriano, medir el diámetro de cada halo de inhibición con una regla.
- Comparamos los tamaños de los halos con las tablas estandarizadas para clasificar la bacteria como sensible, intermedia o resistente frente a cada antibiótico (Ver Anexo 5), una vez tomada la medición se reportará en una ficha de resultados (véase en Anexo 6).

6.6.6. Etapa 6: Plan de análisis estadístico.

Los datos obtenidos se registraron en una hoja de cálculo de Excel y posteriormente se analizaron en el programa SPSS y se ordenaron por bacterias aisladas, frecuencia de aparición y patrón de resistencia o sensibilidad. Se aplicó el análisis descriptivo expresado con frecuencia utilizando tablas, gráficos para facilitar su interpretación.

Una vez obtenidos los resultados fueron comparados con estudios similares, con el fin de establecer posibles tendencias de resistencia antimicrobiana en caninos.

6.7.Consideraciones éticas

Se obtuvo el consentimiento informado por escrito de los propietarios, quienes fueron informados sobre el objetivo del estudio, los procedimientos a realizar y la confiabilidad de la información recolectada.

6.8.Operacionalización de las variables.

Tabla 1 Operacionalización de las variables

Variable	Método de recolección	Tipo y clasificación	Escala
Presencia de signos clínicos.	Mediante ficha clínica	Variable dependiente. Resultado: ○ Presencia ○ Ausencia	Cualitativa dicotómica; existen dos posibles resultados a la prueba.
Presencia de bacterias.	Mediante urocultivo	Variable dependiente Resultado: ○ Presencia ○ Ausencia	Cualitativa dicotómica; existen dos posibles resultados a la prueba.
Especie bacteriana aislada	Mediante pruebas bioquímicas con el sistema API.	Variable dependiente. Resultado: ○ <i>Escherichia coli</i>. ○ <i>Staphylococcus spp.</i> ○ <i>Proteus spp.</i> ○ <i>Klebsiella spp.</i>	Cualitativa nominal; agrupación basada en características biológicas.
Sensibilidad antimicrobiana	Respuesta de los microorganismos a diferentes antibióticos determinada por el	Variable independiente. ○ Sensible ○ Intermedio ○ Resistente	Cualitativa ordinal; agrupación basada en características de crecimiento.

	método de difusión de discos		
--	------------------------------	--	--

6.9. Materiales y equipo

6.9.1. Recursos humanos

- Estudiante investigador.
- Médicos veterinarios clínicos del Hospital Escuela Veterinario de la UNAG.
- Técnico del laboratorio de microbiología.

6.9.2. Recursos de laboratorio

- Tubos estériles para la recolección de orina.
- Jeringas estériles de 5 a 10 ml.
- Agujas de 22 G o catéter urinario estéril.
- Asas calibradas de siembra (10 μ L).
- Medios de cultivo: agar sangre, agar MacConkey.
- Discos de antibióticos para antibiograma (amoxicilina/ácido clavulánico, ampicilina, gentamicina, cefalexina, nitrofurantoína).
- Pruebas de sistema API.
- Microscopio óptico.
- Incubadora bacteriológica (37 °C).
- Portaobjetos y cubreobjetos.
- Colorantes Gram.
- Material de bioseguridad (batas, guantes, mascarillas, desinfectantes).

6.9.3. Recursos biológicos

- 25 muestras de orina obtenidas de perros de distintas razas, edades y sexos que asisten al Hospital Escuela Veterinario de la UNAG-Catacamas.

6.9.4. Recursos de campo

- Guantes estériles, jeringas, catéteres urinarios, contenedores para desechos biológicos, hojas de registro de muestras y formularios de consentimiento informado de los propietarios.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1. Presencia de bacterias

En el presente estudio se obtuvieron 20 muestras positivas de crecimiento bacteriano en pacientes caninos atendidos en el Hospital Escuela Veterinario de la UNAG, en las cuales, con respecto al aislamiento bacteriano en muestras de orina de caninos, se identificaron tres géneros bacterianos, los cuales generan infecciones frecuentes a nivel del tracto urinario, y al menos un paciente presentó coinfección con *Escherichia coli*/*Staphylococcus spp.* 5% (1/20), siendo el de mayor porcentaje de frecuencia la *Escherichia coli* con un 55,0% (11/20); y en el caso de *Staphylococcus spp.* - *Streptococcus spp.*, presentaron igual porcentaje, 20% (4/20) en cada una de ellas (Graf.1).

Dichos resultados coinciden con estudios realizados por Yogeshpriya et al. (2018), donde identifica que las bacterias aisladas más comunes fueron similares a las del presente estudio, ya que en mayor porcentaje se identificó la *Escherichia coli* (78,57 %), pero difiere con los otros dos géneros, ya que fue mayor para *Staphylococcus aureus* (7,14 %) y *Streptococcus spp.* (3,57 %). También se detectaron dos géneros que no se reportaron en los resultados del presente estudio y fueron *Proteus mirabilis* (7,14 %) y *Klebsiella pneumoniae* (3,57 %).

También, el estudio de Fuentes Villalobos (2022), reportó que la especie más frecuentemente aislada fue *Escherichia coli*, con un 58.46% (38); en segundo lugar, *Staphylococcus spp.*, con un 21.54% (14), determinaron coinfección en dos casos, uno de ellos con *Escherichia coli* y cocáceas Gram positivas, y en el otro, *Proteus mirabilis* junto con cocáceas Gram positivas. Esto difiere con el presente estudio, ya que fueron géneros

diferentes; sin embargo, se puede atribuir a la diferencia en la presencia de los diferentes géneros en ambos estudios.

Resultados que coinciden con el presente estudio es el de Salazar Carvajal (2023), quien reporta que en caninos se aislaron seis bacterias y tres géneros, siendo las bacterias con mayor frecuencia en casos de ITU la *E.coli* con un 56,5%(108/128), siendo la mayor reportada, reportando también en menor porcentaje *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus saprophyticus* y *Streptococcus agalactiae* entre otras bacterias. Igual que García et al (2019). reporta *Escherichia coli*, *Staphylococcus sp* y *Proteus sp* como principales agentes bacterianos en casos de infección del tracto urinario (ITU) en caninos.

Considerando que los estudios que se han realizado hacen referencia que *Escherichia coli* es la bacteria que tiene mayor frecuencia porcentual en las infecciones de vías urinarias, esto se puede atribuir a que son bacterias comunes que están presente en el entorno, en los genitales, si el perro no orina con suficiente frecuencia las bacterias pueden llegar a provocar una infección, ya que ellas pueden migra de las vías urinarias inferiores hacia las vías urinarias superiores.

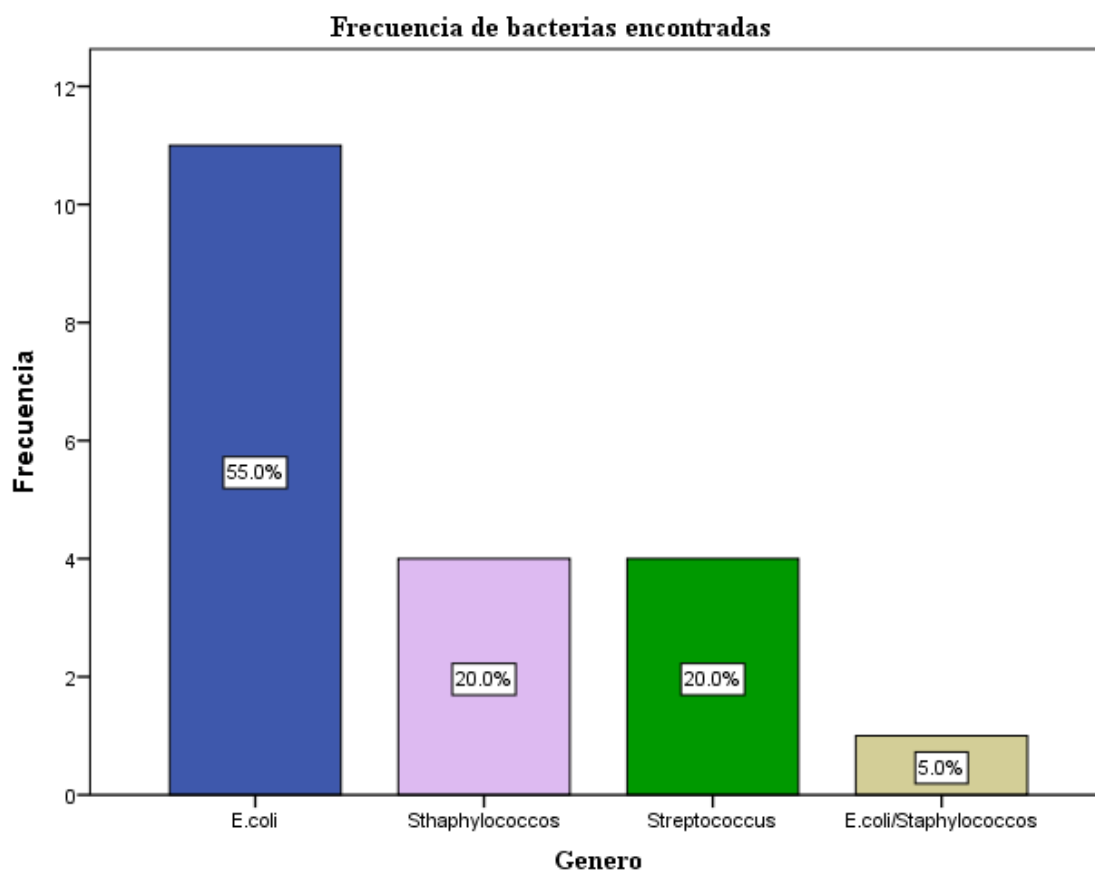


Gráfico 1. Frecuencia de bacterias encontradas en pacientes muestreados.

7.2. Identificación del tipo bacteriano

En el gráfico 2, se identifica el tipo de bacteria según la clasificación que se realiza mediante la tinción de Gram en las 20 muestras de orina, se determina que las de mayor porcentaje fueron las bacterias Gram negativas con un 55.0% (11/20) y las Gram positivas con un 40.0% (8/20), además de una coinfección de ambos tipos de bacterias con un 5.0% (1/20).

Dichos resultados coinciden con un estudio realizado por Yudhanto et al. (2022), en el que se determinó, mediante 803 aislamientos, que el mayor porcentaje correspondía a las Gram negativas con un 62.76% (504), y un 37.23% (299) fueron Gram positivas, siendo la bacteria de mayor frecuencia entre ellas la *Escherichia coli*, con un 45.58% (366).

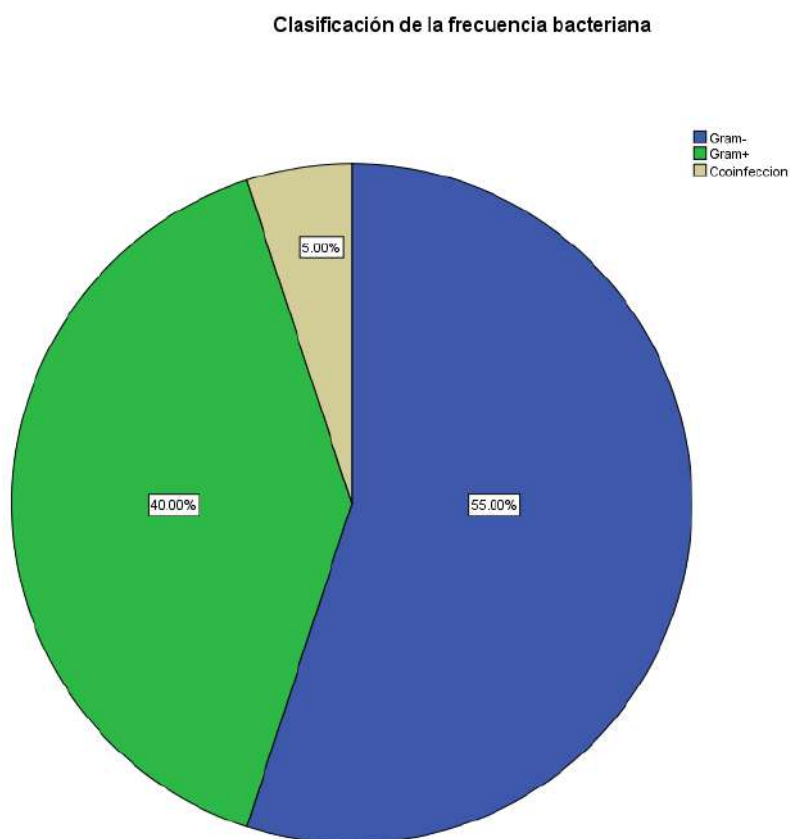


Gráfico 2. Frecuencia de los tipos de bacterias identificadas mediante tinción de Gram en pacientes muestreados.

7.3.Pruebas bioquímicas de las bacterias

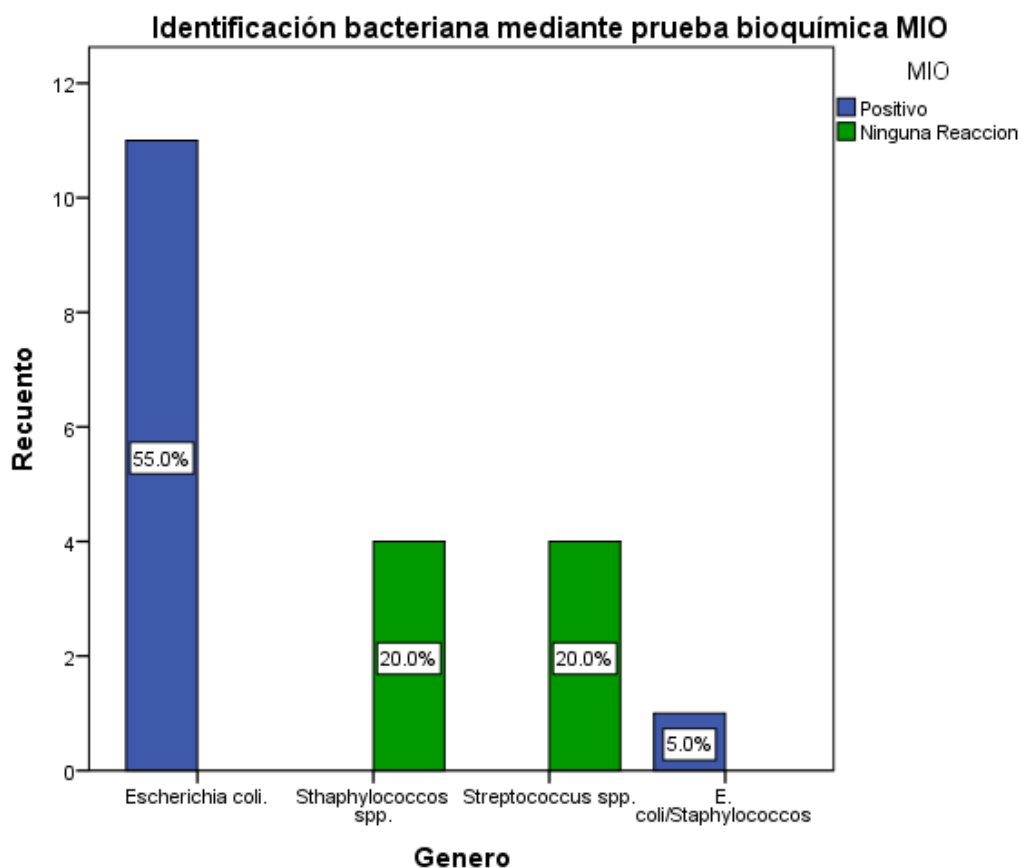


Gráfico 3. Identificación bioquímica de las bacterias prueba MIO.

La prueba bioquímica MIO (Motilidad, Indol, Ornitina) se aplicó a los 20 aislados bacterianos, los cuales mostraron como resultado un 60.0% (12/20) de reacción positivos, (Graf 3). Dicha reacción, se atribuye como características de la *Escherichia coli*, ya que produce indol a partir del triptófano, es móvil y descarboxila la ornitina, siendo característico de una bacteria Gram negativa y las bacterias Gram positiva no presentan ninguna reacción (Bailón Lira *et al.* 2003).

Los resultados de la prueba bioquímica KIA, indica que *Escherichia coli* representa el 55% (11/20) de los aislamientos con reacción positiva. Dicha prueba se usa para identificar las bacterias Gram negativas, en la cual se evalúa la fermentación de la glucosa y de la lactosa, también se observa si produce gas. En el caso de *Escherichia coli*, el patrón bioquímico es que la bacteria fermenta la glucosa y la lactosa. (Anexo 18)

Los resultados muestran que la mayoría de los aislamientos presentan un patrón compatible con *Escherichia coli*. Esto confirma que la prueba KIA sirve como método de apoyo para identificar presuntamente a *Escherichia coli*; en cambio, *Staphylococcus spp.* y *Streptococcus spp.* no reaccionan porque la prueba está destinada a diferenciar los bacilos Gram negativos (Bailón Lira *et al.* 2003).

Mediante la prueba de LIA la *Escherichia coli* mostró la mayor frecuencia de resultados positivos, con el 55 % (11/20) de los aislados, (Anexo 19); Este resultado es consistente ya que se conoce la capacidad de la bacteria para descarboxilar la lisina, una característica crítica para su identificación diferencial entre las enterobacterias. El patrón bioquímico característico de esta especie se manifestó como descarboxilación positiva de lisina, lo cual confirma su identidad, sin producción significativa de sulfuro de hidrógeno, evidenciada por la ausencia de un precipitado negro en el medio (Bailón Lira *et al.* 2003).

La prueba de Ferinalina (FEN), se usó para identificar los aislados bacterianos de *Escherichia coli*, observándose que el 55 % (11/20), resultando negativo; *Staphylococcus* y *Streptococcus spp.*, correspondientes al 20 % (4/20) cada uno, sin reacción a la prueba (Anexo 20). Permitiendo determinar la capacidad de algunas bacterias para producir la enzima fenilalanina desaminasa, que cataliza la desaminación del aminoácido fenilalanina y produce ácido fenilpirúvico.

El predominio de resultados negativos para *Escherichia coli*, observado en este estudio, coincide con el perfil bioquímico esperado y resulta de gran importancia para diferenciarla de otros miembros de la familia Enterobacteriácea, como *Proteus spp.*, lo cual es fenilalanina desaminasa positiva. Por otra parte, *Staphylococcus spp.* y *Streptococcus spp.* no presentaron reacción, ya que esta prueba está diseñada principalmente para la identificación de bacilos Gram negativos y no tiene aplicación diagnóstica en cocos Gram positivos (Bailón Lira *et al.* 2003).

La prueba de citrato de Simmons constituye un criterio importante para diferenciar a *Escherichia coli* de otras enterobacterias, como *Klebsiella spp.*, *Enterobacter spp.*, *Citrobacter spp.* y la mayoría de las especies de *Salmonella*, que generalmente presentan resultados positivos (Bailón Lira *et al.* 2003).

Para la diferenciación entre ambos géneros bacterianos se utilizaron diferentes pruebas, en el caso de las gram positivas como *Staphylococcus spp.* y *Streptococcus spp.* se realizó la prueba de catalasa. Los aislamientos que presentaron formación inmediata de burbujas de gas fueron considerados catalasa positivos (Anexo 14), correspondientes a *Staphylococcus spp.* En cambio, los aislamientos que no produjeron formación de burbujas fueron considerados catalasa negativos, correspondientes a *Streptococcus spp.* Los resultados obtenidos fueron registrados y utilizados como parte del proceso de identificación bioquímica de las bacterias aisladas.

7.4.Sensibilidad antibacteriana

El análisis de la sensibilidad bacteriana se realizó mediante difusión en disco con cinco tipos de antibiótico (AMIKACINA, AZITROMICINA, AMOXICILINA/ACIDO CLOVULANICO, CEFOTOXIMA y NORFLOXACINA) frente a los cuatro géneros de bacteria identificadas en el presente estudio, determinado así la sensibilidad, sensibilidad intermedia y resistencia de los distintos géneros bacterianos con respecto a los antibióticos.

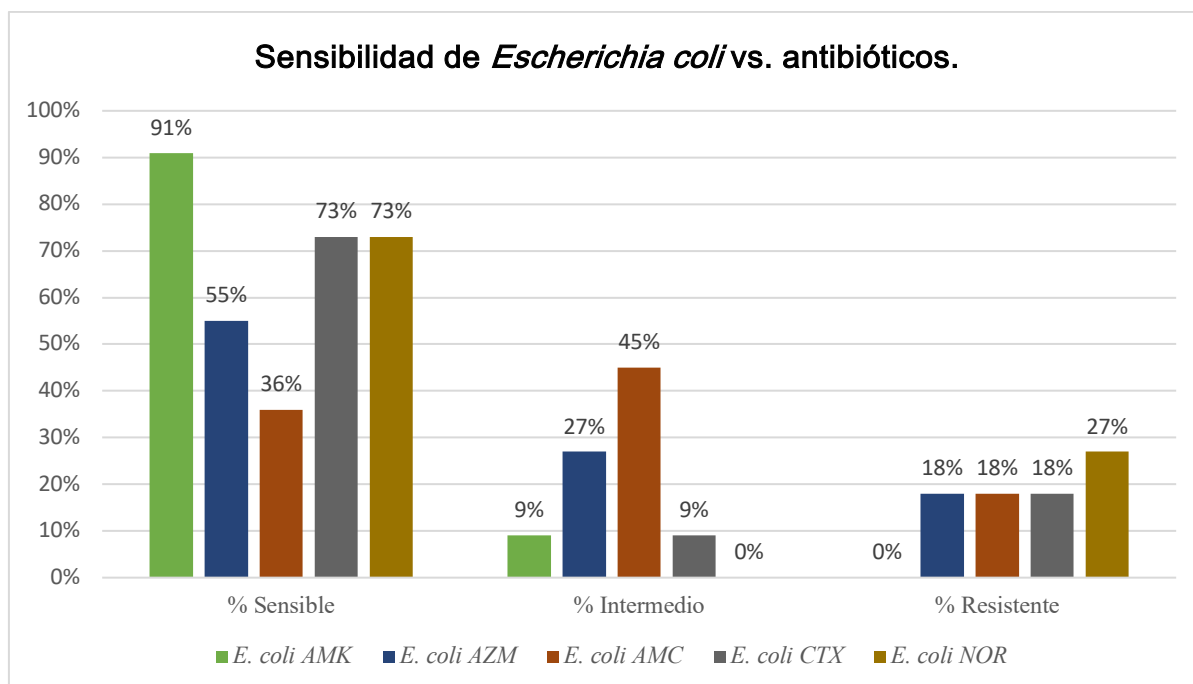


Gráfico 4. Perfil de susceptibilidad antimicrobiana de *Escherichia coli*, frente a los antibióticos evaluados.

La *Escherichia coli*, presento sensibilidad a la mayoría de los antibióticos, siendo la AMIKACINA con un 91% (10/11), seguida de CEFOTAXIMA y NORFLOXACINA con un 73% (8/11). Asimismo, con respecto a la sensibilidad intermedia se presentó en cuatro de cinco antibióticos siendo el de mayor porcentaje la AMOXICILINA/ACIDO CLAVULANICO con un 45% (5/11) y con referencia a la resistencia la NORFLOXACINA presento un 27% (3/11). (Graf. 7).

Dichos resultados concuerdan con un estudio realizado García et al. (2019). Donde reporta que los antibióticos de mayor susceptibilidad para *E. coli* fueron AMIKACINA (79.4%), ceftriaxona (54.8%), ciprofloxacina (48.7%) y amoxicilina más ácido clavulánico (47.4%). Lo que se puede atribuir a que estos antibióticos casi no son usados con frecuencia como rutinarios en las clínicas veterinaria, por lo que no existe resistencia bacteriana frente a estos antibióticos.

Dichos resultados presentan discrepancia con lo reportado por Morales y Paguaga (2021), quienes reportan que *E. coli* resultó ser sensible a NORFLOXACINA y Azitromicina; siendo mayormente resistente a Amoxicilina más ácido clavulánico además de

Cefotaxima. En el presente estudio el que presenta mayor sensibilidad es la AMIKACINA, si bien la NORFLOXACINA y Azitromicina presentan una sensibilidad bastante elevada no son la de mayor porcentaje y con referencia a la resistencia se presenta mayor porcentaje de la NORFLOXACINA y tres antibióticos más exceptuando la AMIKACINA que no obtuvo resistencia.

Salazar Carvajal (2023), quien realizó un estudio donde reporta la sensibilidad de *Escherichia coli* frente a doce tipos de antibióticos coincidiendo solo con el presente estudio en el uso de amoxicilina-ácido Clavulánico, obtenido una sensibilidad del 46,5%, una sensibilidad intermedia menor al 5% y una resistencia de 7.1% datos que difieren del presente estudio, ya que se reporta una mayor sensibilidad intermedia, seguida de sensibilidad y también presenta resistencia por lo que no se consideraría como antibiótico de primera línea para el tratamiento de ITUS.

Investigaciones previas coinciden con dichos resultados tales como Wong et al., quienes encontraron susceptibilidades del 76 % para amoxicilina más ácido clavulánico, 74 % para Enrofloxacin y 80.6 % para AMIKACINA. De manera similar Chang et al. documentaron una elevada susceptibilidad de *Escherichia coli* a amoxicilina/ácido clavulánico y fluoroquinolonas, con porcentajes de resistencia inferiores al 6 %, resultados que coinciden con la alta eficacia observada en el presente estudio. Asimismo, Liu et al. informaron una resistencia muy baja a la AMIKACINA en *Escherichia coli*.

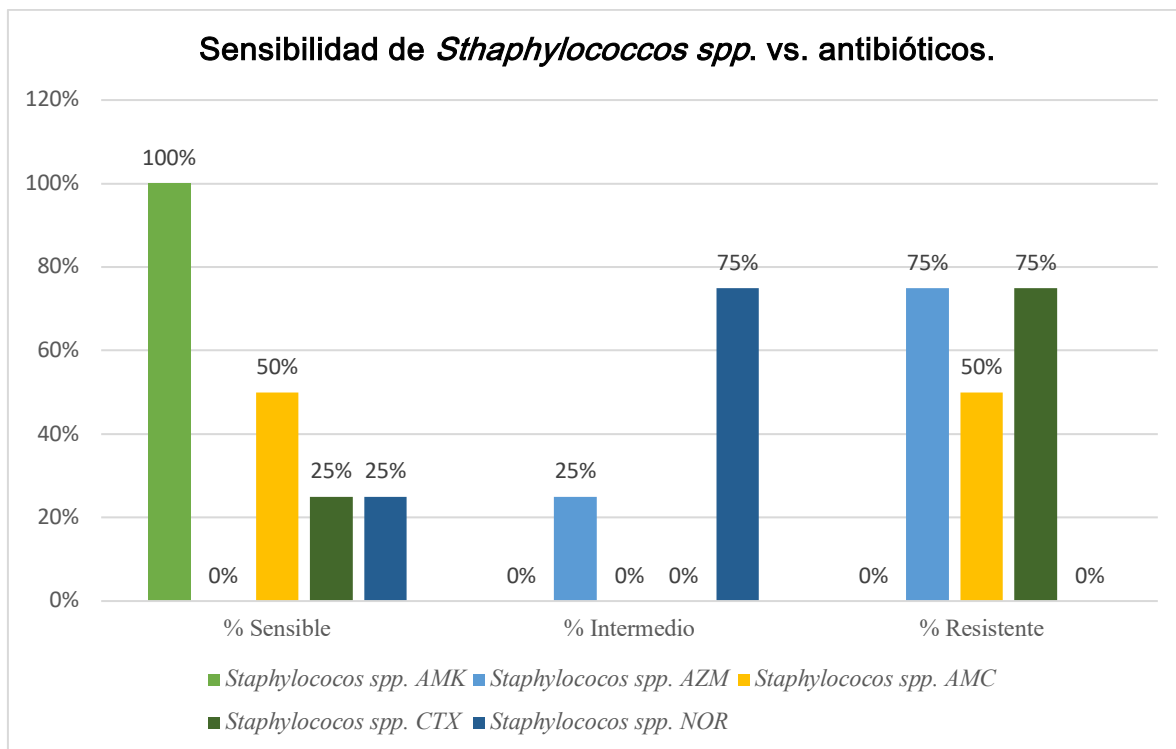


Gráfico 5. Perfil de susceptibilidad antimicrobiana de *Staphylococcus spp.* frente a los antibióticos evaluados.

En perfil de sensibilidad antimicrobiana de los aislamientos de *Staphylococcus spp.*, frente a los cinco antibióticos evaluados mediante la técnica de difusión en disco, se observa que la AMIKACINA presenta un 100% (4/4) y Amoxicilina/ácido clavulánico un 50% (2/4) de sensibilidad, siendo la Azitromicina la que presenta 0% de sensibilidad y una mayor resistencia junto con la Cefotaxima, ambas con un 75% (3/4), con referencia a la sensibilidad intermedia la NORFLOXACINA fue el que presento mayor porcentaje con un 75% (3/4). (Graf. 8)

Estos resultados difieren de los reportados por Fuentes Villalobos (2022), quien encontró una sensibilidad del 61,54% y una resistencia del 38,46% de *Staphylococcus spp.* a la amoxicilina más ácido clavulánico en aislamientos provenientes de infecciones del tracto urinario de perros y gatos. Pero concuerdan con García et al. (2019), el cual reporta con respecto a *Staphylococcus sp.*, la mayor sensibilidad fue observada con amoxicilina con ácido clavulánico (89.4%), cefalexina (64.3%) y ceftriaxona (63.6%).

Si bien ambos estudios tienen al menos un antibiótico en común con el presente estudio donde se observa que la sensibilidad al mismo genero bacteriano, siendo la AMOXICILINA/ACIDO CLAVULANICO, la que presenta alta sensibilidad, considerándose que AMIKACINA es la que tiene mayor sensibilidad por lo que se puede atribuir como el tratamiento de infecciones de vías urinarias.

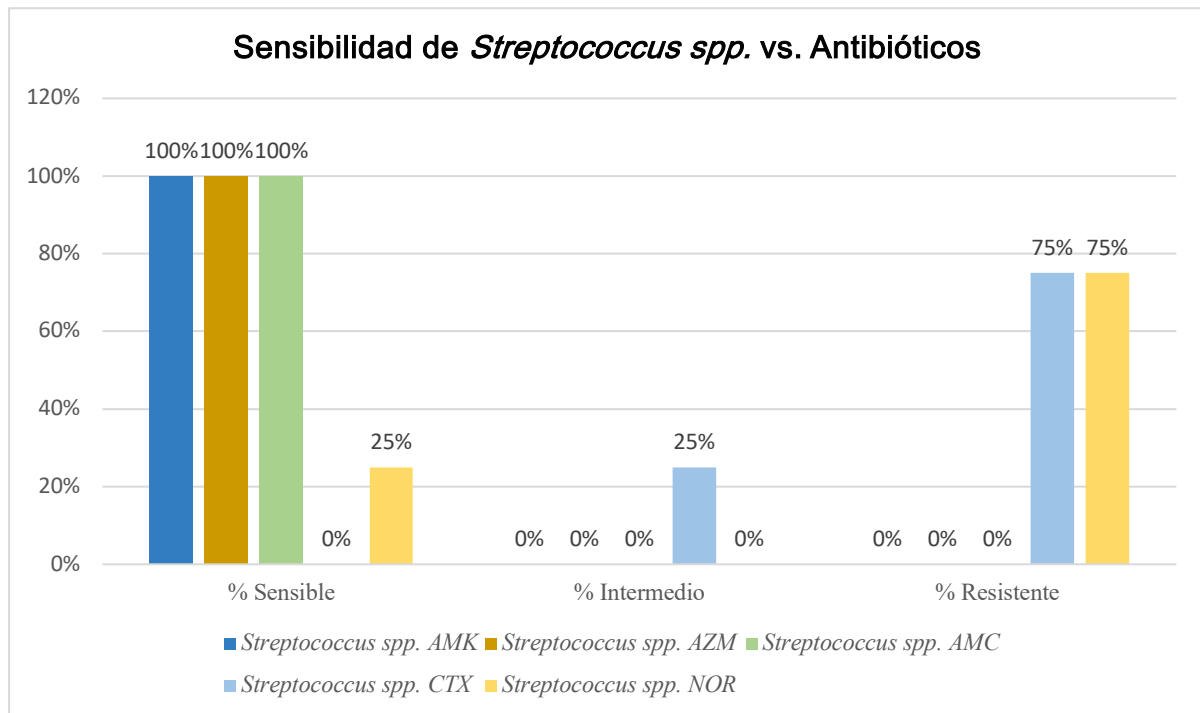


Gráfico 6. Perfil de susceptibilidad antimicrobiana de *Streptococcus spp.* frente a los antibióticos evaluados.

El genero *Streptococcus spp.* evaluado frente a los cinco antibióticos presento sensibilidad a tres de cinco antibióticos en un 100% (4/4), presentando 0% (0/4) de sensibilidad a CEFOTAXIMA y una resistencia en igual porcentaje con CEFOTAXIMA y NORFLOXACINA con un 75% (3/4). Asimismo, con respecto a la sensibilidad intermedia se presentó la CEFOTAXIMA con un 25% (1/4). (Graf. 9).

Al comparar los resultados obtenidos con los reportados por Punia et al. (2018), se observa concordancia con respecto a la sensibilidad frente a *Streptococcus spp.* con respecto a la amoxicilina más ácido-clavulánico con un 87,5%, siendo muy similar a los

datos presentados en el presente estudio y para la AMIKACINA ellos reportan un 12,5%, lo que no concuerda con el presente estudio, ya que la sensibilidad a este género bacteriano fue de un 100%.

Si bien no hay tantos estudios que coincidan con el reporte del género bacteriano *Streptococcus spp.*, los que se encuentran concuerdan al menos con dos tipos de antibióticos y la sensibilidad es bastante similar, reportándose que AMIKACINA y AMOXICILINA/ACIDO CLAVULANICO son bastantes sensibles y posiblemente se atribuye al poco uso en la práctica clínica a diario.

Sensibilidad de *Escherichia coli* / *Staphylococcus spp.* vs. Antibióticos

Genero	AMK	AZM	AMC	CTX	NOR
<i>E.coli/Staphylococcus spp.</i>	Sens.	Sens.	Sens.	Sens.	Sens.

Tabla 2. Perfil de susceptibilidad antimicrobiana de *Escherichia coli* / *Staphylococcus spp.* frente a los antibióticos evaluados.

En el perfil de sensibilidad antimicrobiana de la coinfección con *Escherichia coli/Staphylococcus spp.* (Tab. 2). Se observó que el aislamiento presentó sensibilidad al 100 % frente a los cinco antibióticos usados mediante difusión en disco y no se registraron aislamientos resistentes ni con sensibilidad intermedia a ninguno de los antimicrobianos evaluados.

Estos resultados indican que la coinfección fue sensible a todos los antibióticos utilizados, lo que sugiere una actividad antimicrobiana in vitro adecuada. No obstante, dado que únicamente se obtuvo un aislamiento con coinfección, los resultados deben interpretarse con cautela y no pueden extrapolarse a la población general, por lo que es necesario incrementar el número de muestras para obtener conclusiones más representativas.

VIII. CONCLUSIONES

Los resultados confirman que los géneros bacterianos reportados son *Escherichia coli* que sigue siendo el principal agente bacteriano asociado a las infecciones del tracto urinario en perros, seguido por *Staphylococcus spp.* y *Streptococcus spp.* y finalmente, una coinfección bacteriana.

La aplicación de las pruebas bioquímicas MIO, KIA, LIA, Fenilalanina y Citrato de Simmons demostró ser una herramienta eficaz para la identificación presuntiva de los aislamientos bacterianos, lo que permite establecer sus características metabólicas y diferenciarlos de otros microorganismos de importancia clínica.

En la evaluación del perfil de susceptibilidad antimicrobiana evidenció variaciones en la respuesta de los aislamientos frente a los antibióticos evaluados, observándose una mayor eficacia de AMIKACINA, CEFOTAXIMA y NORFLOXACINA frente a *Escherichia coli*, mientras que *Staphylococcus spp.* y *Streptococcus spp.* mostraron diferencias en sus patrones de sensibilidad y resistencia.

El uso rutinario de cultivos bacteriológicos, antibiogramas constituye una herramienta fundamental para la identificación de los agentes etiológicos y la selección del tratamiento antimicrobiano más eficaz, lo que contribuye al uso racional de los antibióticos y a la prevención de la resistencia bacteriana en medicina veterinaria.

IX. RECOMENDACIONES

Realizar la identificación bacteriana mediante pruebas bioquímicas, después de realizar un examen microbiológico completo, al menos cada tres meses en pacientes propensos a infecciones de vías urinarias.

Se recomienda a los médicos veterinarios promover el uso responsable de los antimicrobianos, mediante la sustentación con los resultados del cultivo y antibiograma, con el fin de optimizar la eficacia terapéutica y reducir el desarrollo de cepas resistentes.

Generar datos epidemiológicos locales que respalden la toma de decisiones clínicas y contribuyan a la implementación de protocolos terapéuticos acordes con la realidad microbiológica de la región.

Desarrollar investigaciones con un mayor tamaño muestral, un período de seguimiento más prolongado y la inclusión de métodos complementarios de identificación bacteriana y de caracterización de la resistencia antimicrobiana.

X. BIBLIOGRAFIA

Admin. 2024. Infección de orina en perros: causas, síntomas y opciones de tratamiento (en línea). Caninopedia. Consultado 22 oct. 2025. Disponible en: <https://caninopedia.com/infeccion-de-orina-en-perros-causas-sintomas-y-opciones-de-tratamiento/>

Alanís, C. L. J. 1988. Anatomía y fisiología renal, uralitas. Fundamentos sobre urología clínica en perros y gatos. 1ª ed. Universidad Nacional Autónoma de México, México D.F.

Bailón Lira, L; Cruz González Meléndez, R; Cervantes Sandoval, A. 2003. *Atlas de pruebas bioquímicas para identificar bacterias*. México, Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. 87 p.

Barbeito, C. G.; Diessler, M. E. 2022. Introducción a la histología veterinaria (en línea). Universidad Nacional de La Plata (EDULP), La Plata, Arg. Consultado 21 oct. 2025. Disponible en: <https://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/149242>

Barrera, R.; Duque, F. J. 2021. Patología médica veterinaria: Enfermedades del aparato urinario en el perro y en el gato (en línea). Universidad de Extremadura, Cáceres, Esp. Consultado 21 oct. 2025. Disponible en: <https://dehesa.unex.es/server/api/core/bitstreams/da535b15-e4ac-4b98-bf33-32ae1ccbdc81/content>

BioMérieux. 2010. Ficha técnica de la prueba API 20E (en línea). Lyon, Fra. Consultado 21 oct. 2025. Disponible en: <https://quios.com.co/wp-content/uploads/2017/05/API-20E-FT.pdf>

Calderón Rojas, G.; Aguilar Ulate, L. 2016. Resistencia antimicrobiana: microorganismos más resistentes y antibióticos con menor actividad. *Revista Médica de Costa Rica y Centroamérica*, 73(621):757-763. Recuperado de: <https://www.medigraphic.com/pdfs/revmedcoscen/rmc-2016/rmc164c.pdf>

Casasola Bado, M. J. (2022). La importancia de realizar una tinción de Gram adecuada en la identificación bacteriana. *Revista del Colegio de Microbiólogos y Químicos Clínicos de Costa Rica*, 27(2), 89–98. Disponible en: <https://revista.microbiologos.cr/wp-content/uploads/2023/11/Volumen-27-No2-Articulo-3-89-98.pdf>

Coronel González, P.J. 2018. Política de antibióticos para el tratamiento de las infecciones del tracto urinario en el área de medicina interna del Hospital Vicente Corral Moscoso. Universidad de los Andes (Uniandes), Ecuador. Recuperado de https://1library.co/document/zlnr0j6q-politica-antibioticos-tratamiento-infecciones-urinario-medicina-hospital-vicente.html#google_vignette

Dowling, P. M. 2023. Pharmacotherapeutics in bacterial urinary tract infections in animals (en línea). En Merck Veterinary Manual. Consultado 22 oct. 2025. Disponible en: <https://www.msdsvetmanual.com/pharmacology/systemic-pharmacotherapeutics-of-the-urinary-system/pharmacotherapeutics-in-bacterial-urinary-tract-infections-in-animals>

Dyce, K. M.; Wensing, C. J. G.; Sack, W. O. 2012. Anatomía veterinaria. 4ª ed. Manual Moderno, México D.F.

Fernandez, A; García, C. 2010. Métodos de identificación bacteriana en el laboratorio de microbiología. SEIMC. <https://seimc.org/wp-content/uploads/2025/06/seimc-procedimientomicrobiologia37.pdf>

Forbes, B. A.; Sahm, D. F.; Weissfeld, A. S. 2017. Bailey & Scott. Diagnóstico microbiológico. 14ª ed. Elsevier, Madrid, Esp.

García M, M.; Díaz C, D.; Huerta M, C.; Olazábal L, J.; Barrios-Arpi, M.; Chipayo G, Y. 2019. Análisis retrospectivo de agentes bacterianos y patrones de susceptibilidad antibiótica en casos de infecciones del tracto urinario en caninos domésticos (2012-2017). *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú* 30(4):1837-1844. DOI: <https://doi.org/10.15381/rivep.v30i4.17263>

García A; Zamudio M; Gonzalez R; Cruz M; Orduña M. 2025. Manual de Prácticas del Laboratorio de Bacteriología y Micología Médicas (en línea). FES Zaragoza. https://www.zaragoza.unam.mx/wp-content/2023/Licenciaturas/QFB/Manuales/Laboratorio_Bacteriologia_Micologia_Medicas_2025.pdf

García Luis, O. 2024. Menú de medios de cultivo. Universidad Galileo. Quetzaltenango, Guatemala, p 2. Recuperado de: [Agar Sangre | PDF | Microbiología](#)

Getty, R.; Ellenport Rosenbaum, C.; Ghosh, N.; Hillmann, D. y col. 2001. Anatomía de los animales domésticos. Tomo II (en línea). Masson, Barcelona, Esp. Consultado 22 oct. 2025. Disponible en: <https://veggievet2.wordpress.com/wp-content/uploads/2017/03/anatomia-de-los-animales-domesticosrobert-gettytomo-2.pdf#page=91>

Gómez Liébana, A. B., Laínez Jiménez, A., Gago Gallego, N., Jiménez García, E., Steiner, X. F. P. & Villalba López, L. 2024. *Agar sangre y agar MacConkey*. Revista Ocronos. Vol. VII, N.º 12 (diciembre 2024), pág. 404. Disponible en: <https://revistamedica.com/agar-sangre-agar-macconkey/>

Gonzalez, R; Cervantes, A. 2003. Atlas de pruebas bioquímicas para identificar bacterias (en línea). Academia. https://www.academia.edu/77817622/Atlas_de_pruebas_bioqu%C3%ADmicas_para_identificar_bacterias

Hostetler, D.E. 2013. Urogenital System. En: Mcvey, D.S.; Kennedy, M.; Chengappa, M.M., Eds. *Veterinary Microbiology*. 3 Ed. Ames, Iowa, Us, Wiley-Blackwell. P. 591-598.

Jiménez, A. (2013). Métodos de siembra. *Microbiología Paso a Paso*. Disponible en: <https://microbiologiauasd.blogspot.com/p/metodos-de-siembra.html>

Jorgensen, JH; Pfaller, MA; Carroll, KC (eds.). 2015. *Manual of clinical microbiology*. 11 ed. Washington, DC, ASM Press.

Jung, B. & Hoilat, G. J. 2024. MacConkey Medium [Internet]. En: StatPearls [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK557394/>

Koneman, E. W.; Allen, S. D.; Janda, W. M.; Schreckenberger, P. C.; Winn, W. C. 2018. *Diagnóstico microbiológico: texto y atlas en color*. 8ª ed. Médica Panamericana, Buenos Aires, Arg.

Laboratorios ERMA S.A. 2022. Guía actualizada para el tratamiento de las infecciones urinarias en perros (en línea). Medellín, Col. Consultado 22 oct. 2025. Disponible en: <https://www.laboratorioserma.com/infecciones-urinarias-en-perros/>

Ling, G. V.; Norris, C. R.; Franti, C. E.; Eisele, P. H.; Johnson, D. L.; Ruby, A. L.; Jang, S. S. 2001. Interrelations of organism prevalence, specimen collection method, and host age, sex, and breed among 8,354 canine urinary tract infections (1969–1995). *Journal of Veterinary Internal Medicine* 15(4): 341–347.

Lopardo, H; Predari, S. 2018. Bacterias de Importancia Clínica (en línea). Asociación Argentina de Microbiología. <https://www.aam.org.ar/descarga-archivos/Parte21Enterobacterias.pdf>

López, C.; Campuzano, G. 2013. El urocultivo: prueba ineludible para el diagnóstico específico de la infección del tracto urinario y el uso racional de los antibióticos (en línea). *Medicina de Laboratorio* 19(5–6): 2–7. Consultado 21 oct. 2025. Disponible en: https://biblat.unam.mx/hevila/Medicinalaboratorio/2013/vol19/no5_6/2.pdf

Medibac Lab. (2015, 4 de abril). *Ágar Mueller-Hinton: Medio de cultivo* (Rev. 01). Disponible en: <https://labmedibac.com.ec/wp-content/uploads/2015/04/AGAR-MUELLER-HINTON-MEDIBAC-LAB.pdf>

MORALES TRUJILLO, D.A.; PAGUAGA CAÑADA, N.A. 2021. Evaluación de la sensibilidad de antimicrobianos en infecciones de vías urinarias en caninos que visitan la clínica veterinaria de la ECAV/UNAN-León en la ciudad de León. Protocolo de investigación para optar al título de Médico Veterinario. León, Nicaragua, Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinarias.

Nelson, R. W.; Couto, C. G. 2000. Medicina interna de animales pequeños: enfermedades urinarias. 2ª ed. Intermédica, Buenos Aires, Arg., pp. 679–718.

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). 2022. El estado de la agricultura y la alimentación 2022: Aprovechar las cadenas agroalimentarias para un futuro mejor. Roma, Italia: FAO. Recuperado de: <https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/a1b53296-9a5d-4198-80b0-a8f8238519d9/content/y5468s0d.htm#TopOfPage>

Pérez, H. 2009. Fisiología animal II (en línea). Universidad Nacional Agraria, Managua, Nic. Consultado 21 oct. 2025. Disponible en: <https://cenida.una.edu.ni/relectronicos/RENL50P438.pdf>

Quinn, P. J.; Carter, M. E.; Markey, B.; Carter, G. R. 2005. Microbiología y enfermedades infecciosas veterinarias (en línea). Editorial Acribia, Zaragoza, Esp. Consultado 21 oct. 2025. Disponible en: <https://biblioteca.ucuenca.edu.ec/digital/files/original/e419c39955a13fccf4ce645ac955ae5970ebd8b7.pdf>

Ramos, R.; Ruiz, G.; Serrano, S. 2011. Análisis de las muestras de orina (en línea). Asociación Castellano-Manchega de Análisis Clínicos (LABCAM), Toledo, Esp. Consultado 22 oct. 2025. Disponible en: https://www.researchgate.net/profile/Guadalupe-Ruiz-Martin/publication/289077056_Analisis_de_las_Muestras_de_Orina/links/569116ff08aec14fa55b682e/Analisis-de-las-Muestras-de-Orina.pdf

Simón, S.; Labandera, M. 2023. Resistencia antimicrobiana, una pandemia silenciosa. *Salud Militar*, 42(1): e401. Recuperado de <https://doi.org/10.35954/SM2023.42.1.5.e401>

Salazar Carvajal, NA. 2023. Evaluación de patrones de susceptibilidad antimicrobiana de bacterias aisladas de infecciones del tracto urinario en caninos y felinos de la ciudad de Bogotá, durante el periodo de 2021-2022. Trabajo de grado para optar al título de Médico Veterinario. Bogotá, Colombia, Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales (U.D.C.A), Facultad de Ciencias Agropecuarias, Programa de Medicina Veterinaria.

Thompson, M. F.; Litster, A. L.; Platell, J. L.; Trott, D. J. 2011. Canine bacterial urinary tract infections: new developments in old pathogens. *Veterinary Journal* 190(1): 22–27.

Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua (UNAN-Managua). 2021. *Montaje, lectura e interpretación de la prueba de susceptibilidad antimicrobiana “Método Kirby-Bauer”*. Facultad Regional Multidisciplinaria de Carazo, Departamento de Microbiología y Parasitología. Nicaragua. p. 1–20.

Yogeshpriya, S.; Pillai, U.N.; Ajithkumar, S.; Unny, M. 2018. Clinico-haemato-biochemical profile of dogs with urinary tract infection: a retrospective study of 32 cases (2010-2012). *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences* 7(9):2797-2802. DOI: 10.20546/ijemas.2018.709.347.

Yudhanto, S.; Hung, C.-C.; Maddox, C.W.; Varga, C. 2022. Antimicrobial resistance in bacteria isolated from canine urine samples submitted to a veterinary diagnostic laboratory, Illinois, United States. *Frontiers in Veterinary Science* 9:867784. DOI: 10.3389/fvets.2022.867784.

Salazar Carvajal, NA. 2023. *Evaluación de patrones de susceptibilidad antimicrobiana de bacterias aisladas de infecciones del tracto urinario en caninos y*

felinos de la ciudad de Bogotá durante el periodo 2021-2022. Trabajo de grado, Médico Veterinario. Bogotá, Colombia, Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales (U.D.C.A.). 28 p.

Fuentes Villalobos, JL. 2022. *Caracterización de las infecciones bacterianas del tracto urinario posterior en perros y gatos, atendidos en el Hospital Clínico de Animales Pequeños de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias de la Universidad de Chile, entre los años 2016-2020*. Memoria para optar al título de Médico Veterinario. Santiago, Chile, Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias. 15 p.

Punia, M; Kumar, A; Charaya, G; Kumar, T. 2018. Pathogens isolated from clinical cases of urinary tract infection in dogs and their antibiogram. *Veterinary World* 11(8):1037-1042. DOI: 10.14202/vetworld.2018.1037-1042. Disponible en: [Veterinary World](https://doi.org/10.14202/vetworld.2018.1037-1042)

Wong, C; Epstein, SE; Westropp, JL. 2015. *Antimicrobial susceptibility patterns in urinary tract infections in dogs (2010–2013)*. Journal of Veterinary Internal Medicine 29(4):1045-1052. DOI: <https://doi.org/10.1111/jvim.1357>

Chang, SK; Lo, DY; Wei, HW; Kuo, HC. 2015. *Antimicrobial resistance of Escherichia coli isolates from canine urinary tract infections*. Journal of Veterinary Medical Science 77(1):59-65. DOI: <https://doi.org/10.1292/jvms.14-0287>

Yu, Z; Wang, Y; Chen, Y; Huang, M; Wang, Y; Shen, Z; Xia, Z; Li, G. 2020. *Antimicrobial resistance of bacterial pathogens isolated from canine urinary tract infections*. Veterinary Microbiology 241:108540. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2019.108540>

ANEXOS



Universidad Nacional de Agricultura
Hospital Escuela Veterinario
Principales Bacterias Que Causan Infección De Vías Urinarias En Caninos Atendidos En El
Hospital Escuela Veterinario De La Unag



FICHA CLINICA

FECHA: _____

Datos del Paciente

Nombre del animal: _____ Especie: _____

Raza: _____ Edad: _____ Sexo: _____ Color: _____

Peso: _____

Datos del Propietario

Nombre completo: _____

Teléfono: _____ Correo electrónico: _____

Dirección: _____

Anamnesis-

Motivo de la consulta

Anamnesis:

Examen Físico

Temperatura: _____ Frecuencia cardíaca: _____ Frecuencia respiratoria: _____

Condición corporal: _____ Estado de hidratación: _____

Exploración general

Mucosa oral _____ Mucosa ocular _____ T.R.S _____ Abdomen _____

ANEXO 1 Ficha Clínica



Universidad Nacional de Agricultura
Hospital Escuela Veterinario
Principales Bacterias Que Causan Infección De Vías Urinarias En Caninos Atendidos En El
Hospital Escuela Veterinario De La Unag

EXAMEN FÍSICO DE ORINA

FECHA: _____

Numero de muestra _____

Nombre del paciente _____

Sexo _____ Edad _____

EXAMEN FÍSICO DE ORINA

Parámetro	Resultado	Observaciones
Color:		
Aspecto / Transparencia:		
Volumen:		

Observaciones: _____

ANEXO 2 Ficha de resultado de examen físico de orina

Preparación de agar sólido



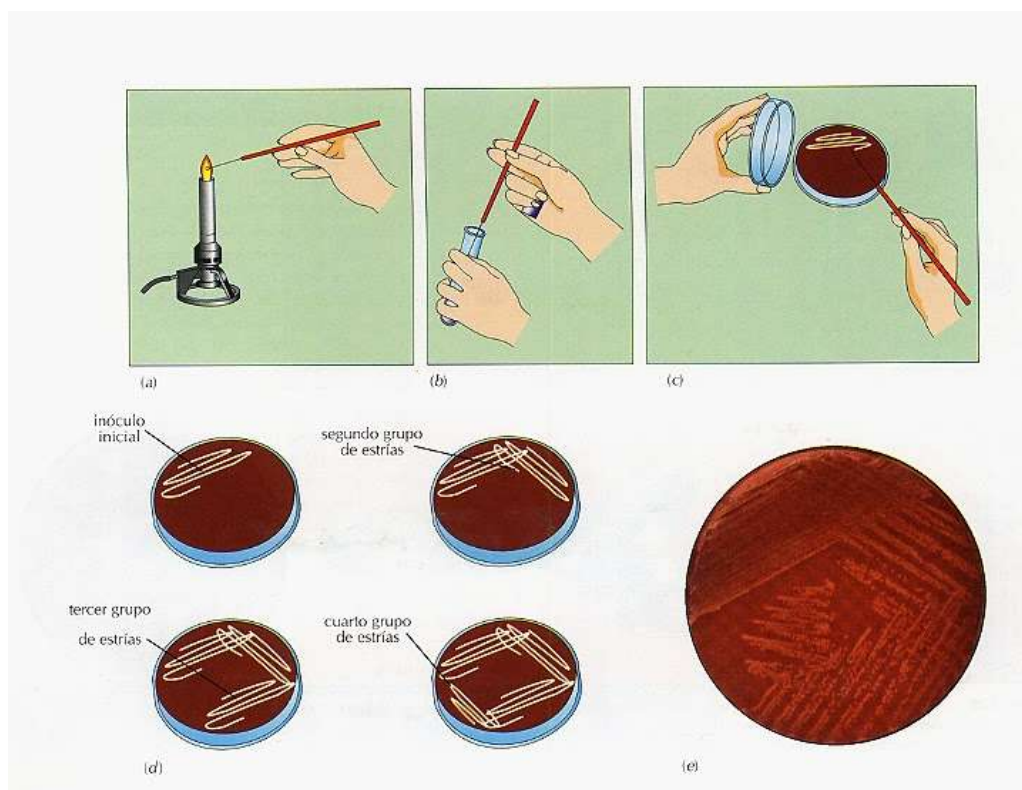
Dentro de la campana de flujo laminar...



NOTAS

- Limpiar la campana laminar con etanol (70-100%) antes y después de usarla.
- Cubrir el matraz con un tapón de algodón dentro del microondas.
- Incubar las cajas petri boca abajo para evitar evaporación.

ANEXO 3 Preparación de Agares



ANEXO 4 Técnica de siembra por agotamiento

Tabla de interpretación del antibiograma de *Enterobacterales* (Excepto *Salmonella* spp y *Shigella* spp) (CLSI)

Antibiótico	Abreviatura	Sensible (S)*	Intermedio (I)*	Resistente (R)*
Ampicilina	AM	≥ 17	14 - 16	≤ 13
Amoxicilina-Ác clavulánico	AMC	≥ 18	14 - 17	≤ 13
Cefazolina (U)	KF	≥ 15	-	≤ 14
Cefuroxime	CXM	≥ 23	15 - 22	≤ 14
Ceftriaxona	CRO	≥ 23	20 - 22	≤ 19
Ceftazidime	CAZ	≥ 21	18-20	≤ 17
Cefepime	FEP	≥ 25	19-24	≤ 18
Ciprofloxacina	CIP	≥ 26	22 - 25	≤ 21
Gentamicina	GM	≥ 18	15-17	≤ 14
Amikacina	AK	≥ 20	17-19	≤ 16
Trimetoprim-sulfametoxazol	SXT	≥ 16	11 - 15	≤ 10
Nitrofurantoina (U)	FTN	≥ 17	15 - 16	≤ 14
Fosfomicina (U)	FOS	≥ 16	13 - 15	≤ 12

* Medida del halo en mm / (U): Para reportar en aislamientos obtenidos de infección urinaria.

Tabla de interpretación del antibiograma de *Salmonella* spp y *Shigella* spp (CLSI)

Antibiótico	Abreviatura	Sensible (S)*	Intermedio (I)*	Resistente (R)*
Ampicilina	AM	≥ 17	14 - 16	≤ 13
Ceftriaxona	CRO	≥ 23	20 - 22	≤ 19
Ciprofloxacina	CIP	≥ 31	21 - 30	≤ 20
Trimetoprim-sulfametoxazol	SXT	≥ 16	11 - 15	≤ 10

* Medida del halo en mm

Tabla de interpretación del antibiograma de *Staphylococcus* spp. (CLSI)

Antibiótico	Abreviatura	Sensible (S)*	Intermedio (I)*	Resistente (R)*
Oxacilina (Cefoxitin)	OX	≥ 22		≤ 21
Gentamicina	CN	≥ 15	13 - 14	≤ 12
Ciprofloxacina	CIP	≥ 21	16 - 20	≤ 15
Trimetoprim-Sulfametoxazol	C	≥ 16	11 - 15	≤ 10
Eritromicina	E o ERY	≥ 23	14 - 22	≤ 13
Clindamicina	CMN o Da	≥ 21	15 - 20	≤ 14

* Medida del halo en mm

Tabla de interpretación del antibiograma de *Streptococcus pneumoniae* (CLSI)

Antibiótico	Abreviatura	Sensible (S)*	Intermedio (I)*	Resistente (R)*
Oxacilina	OX	≥ 20	-	-

* Medida del halo en mm

Antibiótico	Sensible (S) [#]	Intermedio (I) [#]	Resistente (R) [#]
Penicilina (no meningitis)	≤ 2	4	≥ 8

[#] Concentración en mg/L

ANEXO 5 Tabla de referencia de medición de halos



Universidad Nacional de Agricultura
Hospital Escuela Veterinario
Principales Bacterias Que Causan Infección De Vías Urinarias En Caninos Atendidos En El
Hospital Escuela Veterinario De La Unag

ANTIBIOGRAMA

FECHA: _____

Numero de muestra _____

Nombre del paciente _____ **Edad** _____

Sexo _____

RESULTADO ANTIBIOGRAMA

BACTERIAS	Sensible	resistente	Muy sensible
Amoxicilina/Acido clavulánico (AMC)			
Norfloxacina (NOR)			
Amikacina (AMK)			
Azitromicina (AZM)			
Cefotaxima (CTX)			

Observaciones:

ANEXO 6 Ficha de resultado de antibiograma



UNIVERSIDAD NACIONAL DE AGRICULTURA (UNAG)
HOSPITAL ESCUELA VETERINARIO (HEV)

CONSENTIMIENTO INFORMADO

El objetivo de esta ficha de consentimiento es para poder informar a los tutores de los caninos que serán parte de la investigación “PRINCIPALES BACTERIAS QUE CAUSAN INFECCIÓN DE VÍAS URINARIAS EN CANINOS ATENDIDOS EN EL HOSPITAL ESCUELA VETERINARIO DE LA UNAG” con el fin de obtener datos que nos ayuden a poder identificar las bacterias más frecuentes en infecciones de vías urinarias y determinar a qué medicamentos son resistentes. Esta participación es estrictamente voluntaria y anónima, la información que se recoja será confidencial, no se usará para ningún otro propósito fuera de los de esta investigación. Si tienen dudas sobre este proyecto, puede realizar preguntas en cualquier momento durante su participación. Desde ya le agradecemos su participación.

Yo _____, mayor de edad con numero de identidad _____, acepto que mi mascota _____ de _____ años, sexo _____ participe en esta investigación voluntariamente. He sido informado del propósito del estudio.

Reconozco que la información que provea en esta investigación es estrictamente de carácter científico y sin fines de lucro.

Firma del estudiante

Firma del propietario

ANEXO 7 Consentimiento informado



ANEXO 8. Preparación de medios de cultivo.



ANEXO 9. Toma de muestra por cistocentesis ecoguiada.



ANEXO 10. Incubación de muestras sembradas.



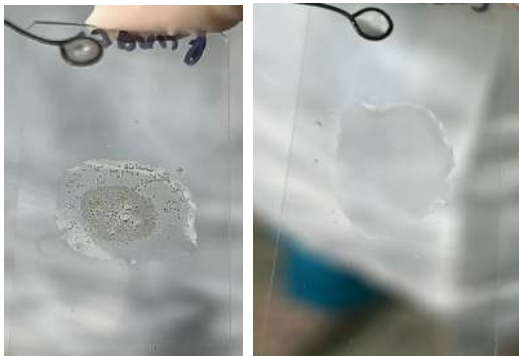
ANEXO 11. *Morfología colonial de bacterias.*



ANEXO 12. Tinción de Gram.



ANEXO 13. Identificación de morfología celular gran positiva y gran negativa.



ANEXO 14. Prueba catalasa positiva a *Staphylococcus spp* y negativa a *Streptococcus spp*.



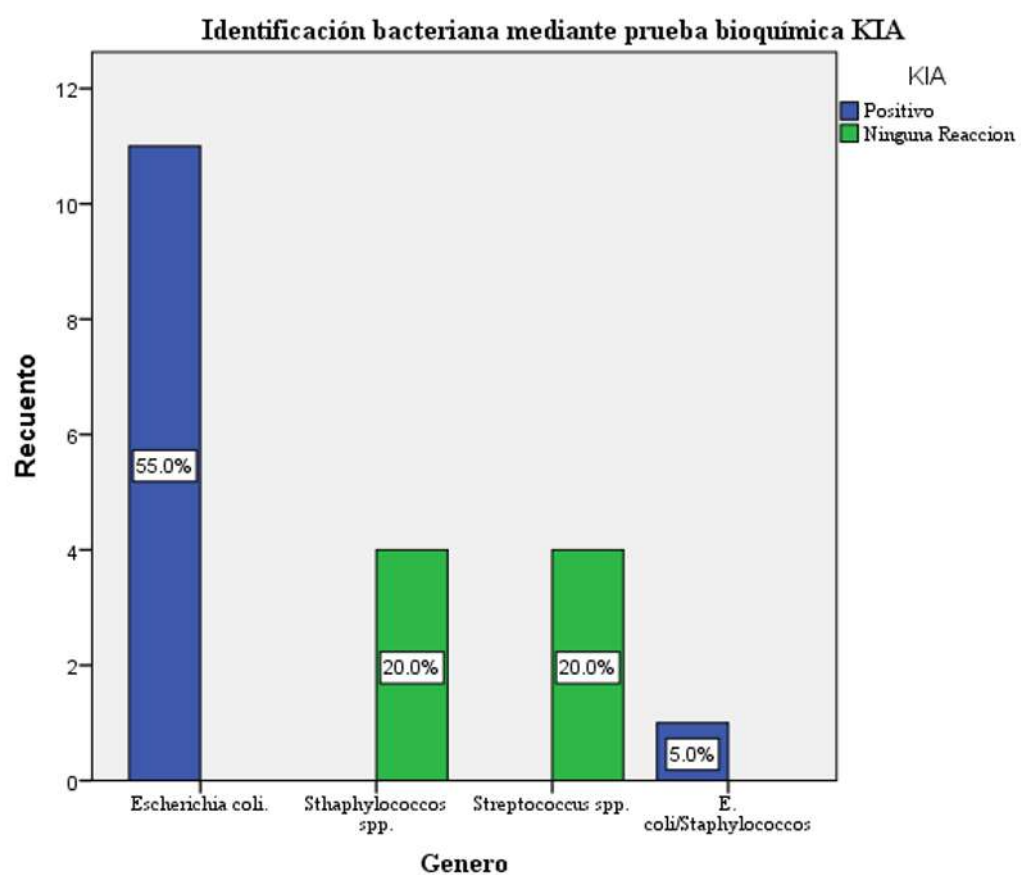
ANEXO 15. Inoculación de bacterias en la batería de bioquímicas.



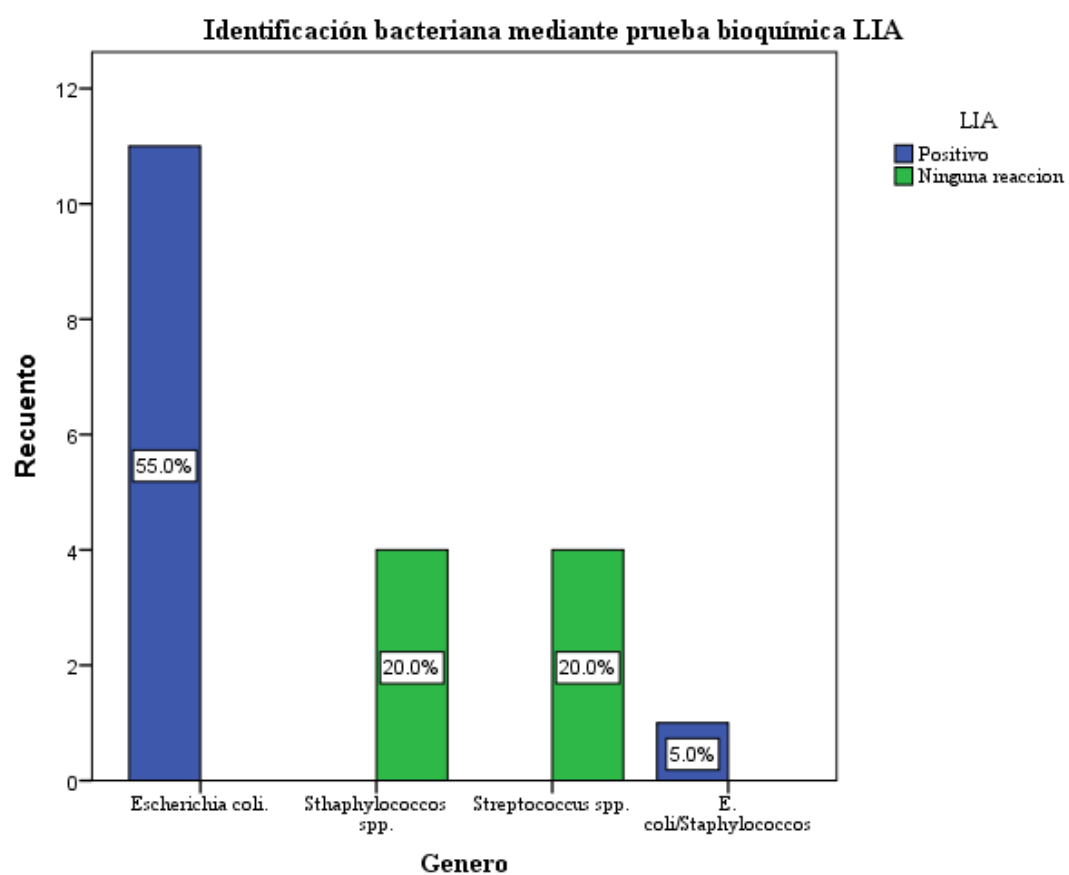
ANEXO 16. Incubación en el horno durante veinticuatro horas.



ANEXO 17. Interpretación de bioquímica.

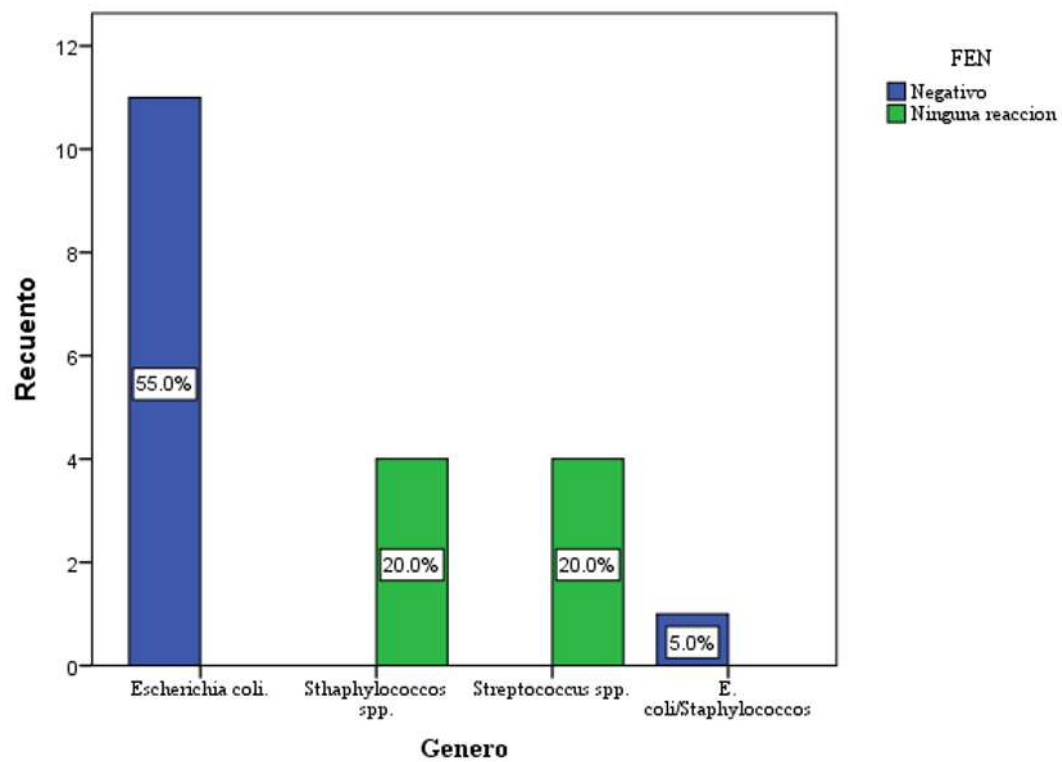


ANEXO 18. Identificación bioquímica de la bacteria mediante el test KIA.



ANEXO 19. Identificación bioquímica de la bacteria mediante LIA.

Identificación bacteriana mediante prueba bioquímica de fenilalanina (FEN)



ANEXO 20. Prueba bioquímica fenilalanina.