

UNIVERSIDAD PERUANA CAYETANO HEREDIA

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia



“Evaluación de resistencia antimicrobiana de enterobacterias en
Chelonoidis denticulata criados en cautiverio en el Patronato Parque de Las
Leyendas, Lima – Perú”

Tesis para optar el título profesional de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Renzo Alessandro Pacherras Nieto

Bachiller en Medicina Veterinaria y Zootecnia

Lima, Perú

2025

Renzo Alessandro PACHERRES NIETO

Evaluación de resistencia antimicrobiana de enterobacterias en *Chelonoidis denticulata* criados en cautiverio en el Patrona...

 Proyectos de Tesis

 Proyectos y Tesis

 Universidad Peruana Cayetano Heredia

Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid:::1:3144877735

Fecha de entrega

3 feb 2025, 10:45 a.m. GMT-5

Fecha de descarga

3 feb 2025, 10:48 a.m. GMT-5

Nombre de archivo

Evaluación_de_resistencia_antimicrobiana_de_enterobacterias_en_Chelonoidis_denticulata_cria....docx

Tamaño de archivo

8.5 MB

41 Páginas

7,808 Palabras

42,384 Caracteres


14% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para ca...


Filtrado desde el informe

- ▶ Bibliografía
- ▶ Texto citado

Fuentes principales

13%  Fuentes de Internet

7%  Publicaciones

3%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alertas de integridad para revisión

No se han detectado manipulaciones de texto sospechosas.

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitirían distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.

DEDICATORIA

A mis padres, Hugo y Esther; y a mi hermano, Gianpiero, por todo el apoyo brindado desde mi preparación para ingresar a la carrera y hasta finalizar esta.

A todas mis mascotas, Coffee, Skippy, Doki, Stitch, Chimpandolfo, Messi, Mbappe, Panchita y Wayabo, por ser la motivación de estudiar veterinaria y no rendirme.

AGRADECIMIENTOS

A mi asesor, MV Mg Roberto Elías, por haber confiado en mí durante toda la investigación.

A todo el equipo de la Subgerencia de Zoología del zoológico Patronato Parque de Las Leyendas por brindarme las facilidades de realizar mi tesis con sus ejemplares, en especial al MV Max Jiménez por facilitarme la gestión de documentos.

A la coordinadora actual del Grupo Medicina de Conservación, Lucía Amado, y al MVZ Miguel Manrique ya que sin ellos no podría haber muestreado a todas las tortugas en un solo día.

Al laboratorio de Vida Silvestre, de Nutrición e Inocuidad de Alimentos en Veterinaria, y de Microbiología e Inmunología por permitirme el uso de equipos y materiales para el procesamiento y análisis de muestras.

Al tesista Diego Díaz por quedarse hasta la noche a ayudarme a preparar mis materiales y procesar mis muestras en los laboratorios, y a la Sra Rosita por guiarme en el uso de equipos y preparación correcta de materiales.

A la familia Tejada Reátegui ya que gracias a sus donaciones se pudo ejecutar esta investigación mediante la Beca de Estímulo “Fernando Porturas Plaza”.

TABLA DE CONTENIDOS

1. RESUMEN.....	1
2. ABSTRACT.....	2
3. INTRODUCCIÓN.....	3
4. MATERIALES Y MÉTODOS.....	8
5. RESULTADOS.....	14
6. DISCUSIÓN.....	19
7. CONCLUSIONES.....	24
8. LITERATURA CITADA.....	25
9. ANEXOS.....	33

RESUMEN

Las enterobacterias forman parte de la microbiota gastrointestinal normal de los reptiles y poseen mecanismos de resistencia que se diseminan hacia otros organismos siendo una amenaza para la salud pública. Debido a efectos antropogénicos, la fauna silvestre está en mayor contacto con los humanos favoreciendo la transferencia de mecanismos de resistencia de humanos y animales domésticos tratados con antibióticos a especies silvestres. *Chelonoidis denticulata* es la tortuga terrestre más traficada por mascotismo en el país. El objetivo de este estudio fue determinar la resistencia antimicrobiana de enterobacterias aisladas de *C. denticulata* mantenidas en cautiverio en el Patronato Parque de Las Leyendas sede San Miguel, Lima – Perú. Se tomaron hisopados cloacales a 44 tortugas aislando cepas sospechosas a *Salmonella* spp. en cinco tortugas (11.36%) y, de las 50 colonias aisladas, se identificaron seis géneros de enterobacterias a través de medios de cultivos y pruebas bioquímicas específicas siendo estos *Citrobacter* (24%), *Enterobacter* (10%), *Escherichia* (32%), *Klebsiella* (22%), *Proteus* (2%) y *Salmonella* (10%). A partir de los antibiogramas, se observó que todas las cepas aisladas presentaron sensibilidad ante Cefotaxima y Ceftazidima; por el contrario, únicamente las cepas sospechas a *Proteus* spp. y *Salmonella* spp. presentaron sensibilidad ante todos los antibióticos. En casos de salmonelosis asociada al contacto con *C. denticulata*, todos los antibióticos usados en este estudio son efectivos contra este zoonosis; en cambio, en caso de infecciones secundarias por enterobacterias patógenas oportunistas en *C. denticulata*, el uso de cefalosporinas de tercera generación, tales como Cefotaxima y Ceftazidima, resulta ser la primera opción como tratamiento.

Palabras clave: enterobacteria, resistencia, antibiótico, *Chelonoidis denticulata*

ABSTRACT

Enterobacteriaceae are part of the normal gastrointestinal microbiota of reptiles and have resistance mechanisms that spread to other organisms, posing a threat to public health. Due to anthropogenic effects, wildlife is in greater contact with humans, favoring the transfer of resistance mechanisms from humans and domestic animals treated with antibiotics to wild species. *Chelonoidis denticulata* is the most trafficked land tortoise for pet keeping in the country. The objective of this study was to determine the antimicrobial resistance of enterobacteriaceae isolated from *C. denticulata* kept in captivity at the Patronato Parque de Las Leyendas, San Miguel headquarters, Lima – Peru. Cloacal swabs were taken from 44 turtles, isolating strains suspected of *Salmonella* spp. in five turtles (11.36%) and, from the 50 isolated colonies, six genera of enterobacteriaceae were identified through culture media and specific biochemical tests: *Citrobacter* (24%), *Enterobacter* (10%), *Escherichia* (32%), *Klebsiella* (22%), *Proteus* (2%) and *Salmonella* (10%). From the antibiograms, it was observed that all the isolated strains were sensitive to Cefotaxime and Ceftazidime; on the contrary, only the strains suspected of being *Proteus* spp. and *Salmonella* spp. were sensitive to all antibiotics. In cases of salmonellosis associated with contact with *C. denticulata*, all the antibiotics used in this study are effective against this zoonosis; however, in the case of secondary infections by opportunistic pathogenic enterobacteriaceae in *C. denticulata*, the use of third-generation cephalosporins, such as Cefotaxime and Ceftazidime, is the first choice as treatment.

Keywords: enterobacteriaceae, resistance, antibiotic, *Chelonoidis denticulata*

INTRODUCCIÓN

Las enterobacterias son una familia de bacilos gram negativos que comprenden distintos géneros presentes en el tracto gastrointestinal de los vertebrados, aunque también pueden hallarse en la vegetación, hábitats acuáticos e insectos (Riedel et al., 2020). En el caso de los vertebrados, estas bacterias son patógenas tanto para el humano como para los animales; no obstante, en ciertas ocasiones, su presencia es asintomática como es el caso de los reptiles (Janda y Abbot, 2021).

Los reptiles poseen como parte de su microbiota gastrointestinal normal enterobacterias que son zoonóticas y patógenas, las cuales constituyen un riesgo en la salud pública y salud animal. Estos actúan como reservorios de dichos microorganismos los cuales son excretados en las heces y, mediante transmisión oro-fecal, otros individuos pueden infectarse directa o indirectamente (Ebani, 2017). La principal enterobacteria para la salud pública es *Salmonella* spp. debido a que ocasiona grandes pérdidas económicas al presentar una gran demanda de atención hospitalaria (Bradley y Angulo, 2009); así mismo, se han descrito otras enterobacterias oportunistas en reptiles que forman parte de la microbiota gastrointestinal (Charruau *et al.*, 2012; Meyer *et al.*, 2015; Nájera y Salinas, 2015).

Por un lado, la salmonelosis asociada a reptiles es causada por *Salmonella enterica* y *S. bongori*; *S. enterica* posee 6 subespecies y de las cuales la subespecie I, *S. enterica enterica*, es la más frecuente en reptiles (Pignato *et al.*, 1998; Geue y Löschner, 2002). De la misma forma, esta subespecie presenta más de 2500 serotipos diferentes siendo *Salmonella* Enteritidis y *Salmonella* Typhimurium los dos más relevantes por su potencial zoonótico (OMS, 2018). Los casos son más frecuentes en niños que poseen a estos animales como mascota aunque se sospecha que existe el riesgo zoonótico de contraer la

enfermedad en centros de cría ya que se han reportado casos positivos a *Salmonella* spp. en reptiles de colecciones de zoológicos y zocriaderos; no obstante, en Perú, esta no es la zoonosis más común en trabajadores de zoológicos (Jang *et al.*, 2008; Lecaros *et al.*, 2010; Sacristán *et al.*, 2014; Whitten *et al.*, 2015; Rush *et al.*, 2020; Ríos *et al.*, 2022). Por otro lado, las enterobacterias oportunistas afectan a los reptiles inmunosuprimidos a causa de otra patología o de estrés. Los reptiles que habitan en vida libre presentan estrés agudo al momento de ser capturados y manejados por humanos; mientras que los reptiles mantenidos en cautiverio en centros de cría presentan estrés crónico que los vuelve susceptibles a verse afectados por patógenos oportunistas (Baxter *et al.*, 2014; Fazio *et al.*, 2014; Currylow *et al.*, 2017; Hamilton *et al.*, 2022).

Para prevenir o tratar infecciones bacterianas se utilizan antibióticos; sin embargo, las bacterias poseen la capacidad de adaptarse a un medio hostil como lo es un medio con antibióticos debido a que se reproducen a una alta velocidad generando resistencia (Oteo, 2016; Oteo, 2019). La resistencia antimicrobiana puede ser natural (intrínseca) o adquirida (extrínseca): el primer tipo de resistencia es una propiedad innata de la bacteria; en cambio, el segundo tipo de resistencia ocurre cuando la bacteria se expone a medicamentos antimicrobianos por lo que cambia su composición genética para evitar los efectos de estos a través de diferentes mecanismos; tal es el caso de las enterobacterias las cuales han desarrollado enzimas denominadas carbapenemasas que contrarrestan la utilidad de los antibióticos beta lactámicos (Woodford *et al.*, 2014; Camacho, 2023). Al existir bacterias con resistencia antimicrobiana, estas pueden diseminar sus genes de resistencia a través de diferentes vías de la transmisión horizontal: conjugación, transducción y transformación. La conjugación es la vía más común de diseminar la resistencia ya que los plásmidos, elementos genéticos móviles que codifican el gen de la

resistencia, se transfieren de una célula a otra gracias al contacto mediado por un poro de conjugación o pili sexual (Moreno *et al.*, 2009).

En la actualidad, existe un mayor contacto entre los humanos y la fauna silvestre debido a efectos antropogénicos tales como la destrucción y fragmentación de hábitats; cacería ilegal para consumo, medicina tradicional, venta de pieles u otras partes, o por ser especies consideradas peligrosas y por el tráfico para mascotismo (Farris *et al.*, 2015). Debido a esto, las enterobacterias de la fauna silvestre están mostrando resistencia antimicrobiana principalmente adquirida por el contacto directo con heces de humanos o animales domésticos tratados con antibióticos; o indirecto a través de aguas residuales o fertilizantes hechos a partir de heces de ganado tratados con antibióticos. Por lo tanto, la fauna silvestre no solo intercambia genes patogénicos, sino también genes de resistencia lo cual clínicamente no es un peligro para la fauna silvestre, ya que tratar especies en vida libre frente a infecciones bacterianas es una actividad poco común, mas no en especies silvestres en cautiverio (Arnold *et al.*, 2016)

Los quelonios son el grupo de reptiles más traficados en el Perú, siendo los miembros de la familia Testudinidae y Podocnemididae los más afectados por esta actividad (Quevans *et al.*, 2014). La tortuga terrestre más traficada del país es *Chelonoidis denticulata* ocupando el segundo lugar como quelonio mayor traficado y la quinta especie más traficada según la Dirección de Información y Registro del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR) (Jones, 2022). Esta especie, anteriormente llamada *Geochelone denticulata*, pertenece a la familia Testudinidae y al género *Chelonoidis*; y se distribuye en Venezuela, Guyana, Guyana Francesa, Surinam, Brasil, Ecuador, Colombia, Perú, Bolivia, Trinidad y Guadalupe habitando bosques lluviosos tropicales cálidas y selvas caducifolias; en Perú, se distribuye en los departamentos de

Cusco, Madre de Dios, Huánuco, Loreto, Pasco y Ucayali (Rueda-Almonacid *et al.*, 2007; MINAM, 2018; The Reptile Database, 2024). Está categorizada como Vulnerable (VU) según la Lista Roja de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) y se encuentra dentro del Apéndice II del Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES); sin embargo, no se encuentra como especie amenazada según el DS 004-2014-MINAGRI (SERFOR, 2018). Esta diferencia se puede deber a que la UICN no ha evaluado el estado actual de la especie; no obstante, los últimos estudios sugieren que la especie está siendo cazada por el comercio de su carne doméstica y huevos (VKM, 2024; MINAM, 2018).

Existen registros de presencia de enterobacterias zoonóticas y patógenas en *C. denticulata* mantenidos en cautiverio en centros de cría del Perú en Iquitos y Lima. La población de tortugas muestreadas en Iquitos presentó *Salmonella* spp. en un 6.7% de sus individuos, *Escherichia coli* en un 80%, *Proteus vulgaris* en un 26.6%, *Citrobacter* spp. en un 16.7% y *Proteus mirabilis* en un 6.7%; no obstante, no se evaluó la susceptibilidad antimicrobiana de ninguna enterobacteria a pesar de haber identificado *Salmonella* Typhimurium mediante serotipificación (Ruiz *et al.*, 2010). Con respecto a la población de tortugas muestreadas en Lima, se tomaron en cuenta únicamente a las que mostraban signos respiratorios, hallando la presencia de *C. freundii*, *C. koseri*, *Enterobacter aerogenes*, *Klebsiella oxytoca*, *P. vulgaris* y *Serratia* spp mediante hisopados nasales; y, a diferencia del anterior estudio, se evaluó la resistencia antimicrobiana observando que el 15.56% de las colonias aisladas fueron sensibles a ampicilina; el 97.7%, a gentamicina; y, el 100%, a amikacina (Añorga, 2019). Por otro parte, se han reportado registros de enterobacterias en esta especie en otros países como Ecuador, hallando *Salmonella* Tífico O somático y *Salmonella* Tífico H d flagelar, *E. coli*, *Shigella flexneri*, *P. mirabilis* y *K.*

pneumoniae; y Brasil, hallando *S. enterica houtenae* (IV) (Santos, 1998; De Sá y Solari, 2001; Pardo, 2022).

Al ser *C. denticulata* la tortuga terrestre más traficada del país; un portador natural de enterobacterias que poseen carbapenemasas; y una especie silvestre la cual puede diseminar mecanismos de resistencia a través de transmisión horizontal; se debe investigar más acerca de la susceptibilidad antimicrobiana enfocándose en *Salmonella* spp. debido al riesgo zoonótico que existe al estar en contacto con este animal y otras enterobacterias patógenas que pueden infectar a otras especies de animales domésticos, silvestres o tortugas *C. denticulata* inmunosuprimidas. Por ello, el objetivo de este estudio fue determinar la resistencia antimicrobiana de enterobacterias aisladas de *C. denticulata* mantenidos en condición de cautiverio en el Patronato Parque de Las Leyendas sede San Miguel, Lima – Perú.

MATERIALES Y MÉTODOS

1. LUGAR DE ESTUDIO

El muestreo del estudio se realizó en el Patronato del Parque de Las Leyendas (PATPAL) ubicado en el distrito de San Miguel, provincia y departamento de Lima – Perú.

El procesamiento de las muestras se realizó en el Laboratorio de Nutrición e Inocuidad de Alimentos en Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Peruana Cayetano Heredia (FAVEZ-UPCH), ubicado en el distrito de San Martín de Porres, provincia y departamento de Lima – Perú.

2. TIPO DE ESTUDIO

El estudio corresponde a una investigación descriptiva transversal.

3. POBLACIÓN OBJETIVO Y TAMAÑO DE MUESTRA

La población objetivo estuvo constituida por las *Chelonoidis denticulata* mantenidas en la zona selva del PATPAL.

Se contó como criterio de inclusión a los individuos que hayan alcanzado una longitud del caparazón de 40 cm como mínimo, ya que es la medida mínima para considerarlos dentro del grupo etario “adulto” (Rueda-Almonacid et al., 2007); esto debido a que al tomar un hisopado cloacal en individuos de menor tamaño se pueden dañar las paredes internas de la cloaca. En cambio, se

excluyeron a los individuos del área de hospital de la Subgerencia de Zoología del PATPAL provenientes del recinto de la zona selva. No se realizó examen físico a los individuos a muestrear ya que el equipo médico veterinario del PATPAL afirmó que los animales en exhibición se encuentran clínicamente sanos, además que las variables de un examen físico no se están tomando en cuenta para el estudio.

El muestreo se realizó por juicio y el tamaño de muestra final fue de 44 (44/56) individuos.

4. RECOLECCIÓN DE MUESTRAS

Previo al ingreso del recinto, todo el equipo de trabajo se colocó guantes de nitrilo y mascarillas quirúrgicas. Para la elección de individuos a muestrear, se midió con cinta métrica la longitud curva del caparazón de cada tortuga. Aquellas que cumplieron con el criterio de inclusión fueron tomadas en cuenta para el muestreo y se les pegó una etiqueta en su caparazón de forma horizontal; en cambio, las que no cumplieron con el criterio fueron descartadas y se les pegó una etiqueta de manera vertical.

Para el muestreo las tortugas fueron sujetadas por una persona con ambas manos por el caparazón para posicionarlas de tal forma que el plastrón quedaba mirando hacia el frente y otra persona sujetaba la cola con una mano con el fin de realizarle un lavado del área cloacal con suero fisiológico al 0.9% cargado en una jeringa de 20 mL. No se realizó ningún examen físico ni pesado de los individuos ya que no son variables relacionadas al estudio.

Posteriormente, manteniendo sujeta la cola, con la otra mano se introducía el hisopo estéril por la cloaca. Por tortuga se tomaron dos hisopados: el primero se guardaba en medios de transporte Cary Blair Deltalab® para la detección específica de *Salmonella* spp. dado que este medio evita el sobrecrecimiento bacteriano y ayuda a mantener la viabilidad de patógenos entéricos (Nagata *et al.*, 2019); mientras que el segundo, en tubos con 10 mL de Solución Salina Bufferada (SSB) para la detección de enterobacterias ya que esta solución actúa como medio de transporte líquido (Infante *et al.*, 2012). Después de cada toma de muestra, se observaban las tortugas por unos minutos por cualquier eventualidad.

Al finalizar el muestreo, se retiraron todas las etiquetas de las tortugas y se llevaron las muestras en una caja de poliestireno expandido Dipropor® a una temperatura de 4°C hacia el Laboratorio de Nutrición en Inocuidad de Alimentos de Veterinaria de FAVEZ-UPCH.

5. PROCESAMIENTO DE MUESTRAS

En base a la norma ISO 6579-1 (2017), el aislamiento e identificación bioquímica de *Salmonella* spp. constó en tres etapas: pre enriquecimiento, enriquecimiento y cultivo. En primer lugar, para la etapa de pre enriquecimiento, se colocó cada hisopo de los medios de transporte Cary Blair Deltalab® en frascos con 10 mL de SSB y se homogeneizaron; luego, se dispensó 1 mL de cada nueva solución a frascos con 9 mL de Agua Peptonada Bufferada y se incubaron a 37 °C por 18 horas. En segundo lugar, para la etapa de enriquecimiento, se dispensó 0.1 mL de cada solución de pre enriquecimiento a frascos con 10 mL de Rappaport y

se incubaron a 41.5 °C por 24 horas. En tercer lugar, para la etapa del cultivo, con el asa de siembra se tomó una gota de cada solución de enriquecimiento, se sembraron por agotamiento en placas con agar Xilosa Lisina-Desoxicolato (XLD) y se incubaron a 37 °C por 48 horas. Por otro lado, para la detección de enterobacterias, se dispensó 1 mL de cada solución de muestra a tubos con 9 mL de SSB y se homogeneizaron; luego, con el asa de siembra se tomó una gota de cada nueva solución, se sembraron por agotamiento en placas con agar MacConkey (MC) y se incubaron a 37 °C por 24 horas.

Posteriormente, para la identificación de *Salmonella* spp., de cada placa con agar XLD se tomó una colonia sospechosa la cual pasaba a las pruebas bioquímicas Hierro Triple Azúcar (TSI), Lisina Hierro (LIA), y Urea. En cambio, para la identificación de otras enterobacterias, de placa con agar MC se tomaron todas las colonias distintas fenotípicamente las cuales pasaban a las pruebas bioquímicas TSI, LIA, Urea, SIM, Citrato de Simmons, y Rojo de Metilo-Voges Proskauer. Las pruebas bioquímicas para *Salmonella* spp. se interpretaron de acuerdo a lo señalado en la norma ISO 6579-1 (2017); y, las pruebas bioquímicas de las demás enterobacterias halladas, por Procop *et al.* (2017) (Anexo 1).

Por último, se evaluó el perfil de susceptibilidad antimicrobiana de las enterobacterias halladas mediante el método de Kirby Bauer (Hudzicki, 2009) frente a los discos de sensibilidad antibiótica de amikacina (30 µg), cefotaxima (30 µg), ceftazidima (30 µg), cloranfenicol (30 µg), ciprofloxacina (5 µg), gentamicina (10 µg) y sulfametoxazol/trimetoprim (25 µg); el criterio de elección de los antibióticos a usar para el estudio fue que estos deben ser de uso humano y de tortugas (INS, 2002; Carpenter y Harms, 2023). Para ello, cada colonia

identificada se disolvió en tubos con 5 mL de SSB y se homogeneizaron hasta obtener una turbidez de 0.5 en los estándares de McFarland; luego, con hisopos estériles cada solución se sembró por agotamiento en placas con agar Müller-Hilton (MH). Más adelante, se colocaron los discos a utilizar de manera equidistante en cada placa con agar MH y se incubaron a 37 °C por 18 horas en atmósfera aeróbica. El diámetro del halo de inhibición de cada antibiótico fue medido en milímetros para la clasificación de su susceptibilidad como sensible, resistente o intermedio. Se utilizó la guía del Instituto Nacional de Salud (2002) para interpretar la susceptibilidad antimicrobiana en humanos (Anexo 2); en cambio, para interpretar la susceptibilidad antimicrobiana en *C. denticulata*, se optó en primer lugar por utilizar la guía de Clinical and Laboratory Standards Institute Veterinary (2015), pero esta no contaba con estándares para tortugas por lo cual se usó la guía de Clinical and Laboratory Standards Institute (2016) (Anexo 3) dado que era la indicación dada por la guía veterinaria del CLSI.

6. PLAN DE ANÁLISIS DE DATOS

Las variables, como porcentaje de enterobacterias identificadas y clasificación de susceptibilidad (sensible, resistente o intermedio) de estas frente a los antibióticos usados en el estudio, fueron ordenadas y llevadas a una base de datos en el programa Microsoft Excel ® en la cual se describieron los resultados hallados.

7. CONSIDERACIONES ÉTICAS

El estudio fue aprobado por el Comité Institucional de Ética para el Uso de Animales de la UPCH con código de constancia 037-08-24. Además, al ser una investigación en la cual se trabajaba con animales silvestres, se obtuvo la Autorización con fines de Investigación Científica en Fauna Silvestre del SERFOR con código de autorización AUT-IFS-2024-056; y también se contó con el permiso de la Subgerencia de Zoología del PATPAL descrito en el informe n° 079-2024/GOS ya que se trabajaron con sus ejemplares.

RESULTADOS

Se analizaron 88 hisopados cloacales en total, dos por tortuga de un total de 44, un primer hisopado para detectar *Salmonella* spp.; y el segundo para enterobacterias en general.

Por un lado, se aislaron cepas compatibles a *Salmonella* spp. en cinco tortugas representando el 11.36% de la población de estudio (Cuadro 1).

Cuadro 1. Aislamiento de *Salmonella* spp. a partir de hisopados cloacales en *Chelonoidis denticulata* del Patronato Parque de Las Leyendas Sede San Miguel (n = 44)

Resultado a <i>Salmonella</i> spp.	Número hisopados cloacales	Total porcentaje (%)
Positivo	5	11.36
Negativo	39	88.64
Total	44	100

Las colonias sospechosas a *Salmonella* spp. que crecieron en las placas con agar XLD presentaron una forma redonda, uniforme, y de color negro con un halo (Figura 1). En las pruebas bioquímicas, estas reaccionaron al TSI no fermentando sacarosa y lactosa, produciendo ácido sulfhídrico, y fermentando glucosa; al LIA descarboxilando lisina y produciendo ácido sulfhídrico; y, a la Urea no hidrolizando esta.

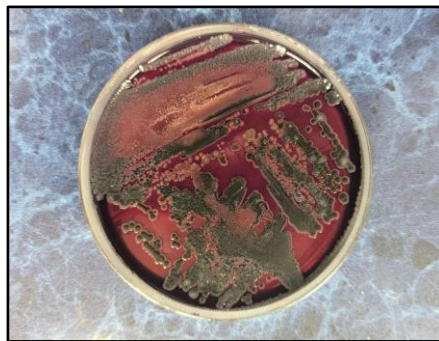


Figura 1. Colonias sospechosas a *Salmonella* spp. en placa con agar XLD (créditos Renzo Pacherres Nieto)

Por otro lado, se logró aislar e identificar un total de 50 colonias compatibles con enterobacterias, incluyendo las de *Salmonella* spp. (Cuadro 2).

Cuadro 2. Enterobacterias aisladas (n = 50) a partir de hisopados cloacales en *Chelonoidis denticulata* del Patronato Parque de Las Leyendas Sede San Miguel

Enterobacteria aislada	Número de cepas aisladas	Total porcentaje (%)
<i>Citrobacter</i> spp.	12	24
<i>Enterobacter</i> spp.	5	10
<i>Escherichia coli</i>	16	32
<i>Klebsiella</i> spp.	11	22
<i>Proteus</i> spp.	1	2
<i>Salmonella</i> spp.	5	10

Las colonias que crecieron en las placas con agar MC presentaron distintas características fenotípicas (Figura 2). Además de las anteriores pruebas, se evaluó la producción de ácido sulfhídrico, la metabolización del triptófano produciendo indol y la movilidad con SIM; la utilización del citrato como única fuente de carbono con Citrato de Simmons; y, la producción de ácidos estables y acetyl methyl carbinol a partir del metabolismo de la glucosa con Rojo de Metilo-Voges Proskauer. El género de mayor frecuencia fue *Escherichia*; mientras que el de menor frecuencia, *Proteus*.



Figura 2. Colonias de enterobacterias en placa con agar MC (créditos Renzo Pacherras Nieto).

Luego de la identificación de las cepas, se evaluó el perfil de susceptibilidad de cada una frente a los discos de sensibilidad antibiótica de amikacina (30 µg), cefotaxima (30 µg), ceftazidima (30 µg), cloranfenicol (30 µg), ciprofloxacina (5 µg), gentamicina (10 µg) y

trimetoprim/sulfametoxazol (25 µg) en placas con agar MH (Figura 3) utilizando las guías del Instituto Nacional de Salud (2002) y de Clinical and Laboratory Standards Institute (2016).

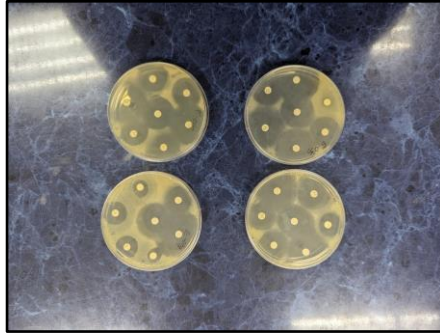


Figura 3. Antibiogramas de enterobacterias en placas con agar MH (créditos Renzo Pacherres Nieto).

Se interpretaron las medidas de los halos de inhibición con la guía del INS (2002) (Cuadro 3) y del CLSI (2016) (Cuadro 4). No se observó ninguna diferencia a pesar del uso de distintas guías. Todas las cepas aisladas presentaron sensibilidad ante Cefotaxima y Ceftazidima; por el contrario, únicamente las cepas sospechosas a *Proteus* spp. y *Salmonella* spp. presentaron sensibilidad ante todos los antibióticos.

Cuadro 3. Resultado (%) del antibiograma de 50 colonias de enterobacterias aisladas a partir de hisopados cloacales en *Chelonoidis denticulata* del Patronato Parque de Las Leyendas Sede San Miguel (n = 44) según el INS (2002)

Antibiótico	Enterobacteria											
	<i>Citrobacter</i> spp. (n=12)		<i>Enterobacter</i> spp. (n=5)		<i>Escherichia coli</i> (n=16)		<i>Klebsiella</i> spp. (n=11)		<i>Proteus</i> spp. (n=1)		<i>Salmonella</i> spp. (n=5)	
Amikacina	S	91.67	S	80	S	75	S	54.55	S	100	S	100
	I	8.33	I	20	I	12.5	I	18.18	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	12.5	R	27.27	R	0	R	0
Cefotaxima	S	100	S	100	S	100	S	100	S	100	S	100
	I	0	I	0	I	0	I	0	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	0	R	0	R	0	R	0
Ceftazidima	S	100	S	100	S	100	S	100	S	100	S	100
	I	0	I	0	I	0	I	0	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	0	R	0	R	0	R	0
Cloranfenicol	S	75	S	40	S	56.25	S	63.64	S	100	S	100
	I	16.67	I	20	I	12.5	I	18.18	I	0	I	0
	R	8.33	R	40	R	31.25	R	18.18	R	0	R	0
Ciprofloxacina	S	100	S	100	S	93.75	S	90.91	S	100	S	100
	I	0	I	0	I	0	I	9.09	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	6.25	R	0	R	0	R	0
Gentamicina	S	100	S	100	S	87.5	S	63.64	S	100	S	100
	I	0	I	0	I	12.5	I	27.27	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	0	R	9.09	R	0	R	0
Sulfametoxazol /Trimetoprim	S	91.67	S	100	S	87.5	S	81.82	S	100	S	100
	I	8.33	I	0	I	0	I	9.09	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	12.5	R	9.09	R	0	R	0

S: Sensible. I: Intermedio. R: Resistente

Cuadro 4. Resultado (%) del antibiograma de 50 colonias de enterobacterias aisladas a partir de hisopados cloacales en *Chelonoidis denticulata* del Patronato Parque de Las Leyendas Sede San Miguel (n = 44) según el CLSI (2016)

Antibiótico	Enterobacteria											
	<i>Citrobacter</i> spp. (n=12)		<i>Enterobacter</i> spp. (n=5)		<i>Escherichia coli</i> (n=16)		<i>Klebsiella</i> spp. (n=11)		<i>Proteus</i> spp. (n=1)		<i>Salmonella</i> spp. (n=5)	
Amikacina	S	91.67	S	80	S	75	S	54.55	S	100	S	100
	I	8.33	I	20	I	12.5	I	18.18	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	12.5	R	27.27	R	0	R	0
Cefotaxima	S	100	S	100	S	100	S	100	S	100	S	100
	I	0	I	0	I	0	I	0	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	0	R	0	R	0	R	0
Ceftazidima	S	100	S	100	S	100	S	100	S	100	S	100
	I	0	I	0	I	0	I	0	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	0	R	0	R	0	R	0
Cloranfenicol	S	75	S	40	S	56.25	S	63.64	S	100	S	100
	I	16.67	I	20	I	12.5	I	18.18	I	0	I	0
	R	8.33	R	40	R	31.25	R	18.18	R	0	R	0
Ciprofloxacina	S	100	S	100	S	93.75	S	90.91	S	100	S	100
	I	0	I	0	I	0	I	9.09	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	6.25	R	0	R	0	R	0
Gentamicina	S	100	S	100	S	87.5	S	63.64	S	100	S	100
	I	0	I	0	I	12.5	I	27.27	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	0	R	9.09	R	0	R	0
Sulfametoxazol /Trimetoprim	S	91.67	S	100	S	87.5	S	81.82	S	100	S	100
	I	8.33	I	0	I	0	I	9.09	I	0	I	0
	R	0	R	0	R	12.5	R	9.09	R	0	R	0

S: Sensible. I: Intermedio. R: Resistente

DISCUSIÓN

El hallazgo en este estudio concuerda con el reportado en Brasil por Santos (1998) donde cepas del género *Salmonella* fueron aisladas por primera vez en *C. denticulata* en individuos mantenidos en cautiverio en un zoológico a partir de hisopados cloacales, hallando que el 10% (2/20) de la población similar al 11.36% (5/44) que registramos. En cambio, también en Brasil, se aislaron cepas de *S. enterica houtenae* en tortugas de la misma especie en condición de mascotas hallando esta subespecie en el 20% (1/5) del tamaño de muestra (De Sá y Solari, 2001) lo cual difiere con los resultados anteriormente planteados; no obstante, las tortugas al ser mascotas pudieron haber estado mantenidas en malas condiciones generando estrés a estas, además una de formas de recolección de muestras fue por muestras fecales por lo que estas se pudieron contaminar. En Perú, Ruiz *et al.* (2010) aislaron cepas de *Salmonella* Typhimurium a partir de hisopados cloacales en el 6.7% (2/30) de la población de un zoocriadero de Iquitos, ciudad la cual está dentro de su rango de distribución geográfica por lo que, a pesar de que los individuos se encontraran en cautiverio, se mantenía con parámetros ambientales naturales para la especie, disminuyendo el estrés. Más adelante, en un centro de investigación biológico en Colombia se aislaron cepas del género *Salmonella* a partir del agua y sedimento de estanques de recintos de testudines, siendo *C. denticulata* una de las 18 especies de tortugas, hallando que el 25.93% (7/27) de los estanques se encontraban contaminados por esta bacteria (Pachón *et al.*, 2011);

no obstante, no se especifica si el estanque de *C. denticulata* fue uno de los que resultó positivo y también, al realizar una metodología de muestreo distinta, se debe tomar en cuenta otros factores como el contacto de los estanques con animales en vida libre, frecuencia de limpieza de los estanques y el tipo de tratamiento del agua con el cual se rellenan. De igual manera, en un centro de conservación de fauna silvestre en Ecuador, a partir de hisopados cloacales se aislaron cepas de *Salmonella* spp. con antígenos específicos para *Salmonella* Tífico O somático y *Salmonella* Tífico H d flagelar en el 18.92% (7/37) de la población (Pardo, 2022); el resultado difiere debido a que los individuos de *C. denticulata* muestreados presentaron un estado de salud regular, con presencia de lesiones y signos clínicos lo cual aumenta el estrés de estos además que el método de recolección fue por muestras fecales. Las especies y subespecies de *Salmonella* halladas en los estudios anteriormente mencionados se identificaron mediante técnicas de serotipificación (De Sá y Solari, 2001; Ruiz *et al.*, 2010); en cambio, para identificar los antígenos específicos de *Salmonella* se utilizaron reactivos del LABKIT Bacterial Antigens Slide and tube agglutination (Pardo, 2022).

Con respecto a las otras enterobacterias halladas, los resultados de este estudio concuerdan con los autores anteriormente mencionados que, además de detectar cepas de *Salmonella*, hallaron otras bacterias tales como *Citrobacter* spp., *C. freundii*, *C. koseri*, *Enterobacter* spp., *E. cloacae*, *E. aerogenes*, *E. coli*, *K. oxytoca*, *K. pneumoniae*, *Proteus* spp., *P. mirabilis* y *P. vulgaris* (Santos, 1998; Ruiz *et al.*, 2010; Añorga, 2019; Pardo 2022). Otra enterobacteria aislada fue *Shigella flexneri* (Pardo, 2022), el género de esta bacteria también es de importancia zoonótica ya que es una causa común de diarreas en niños (Stutman, 1994); sin embargo, no se hallaron este tipo de cepas en el estudio. Además, se aislaron otras bacterias del orden Enterobacterales que no eran enterobacterias (Santos, 1998; Añorga, 2019), y también bacterias del orden Aeromonadales (Añorga, 2019) y

Pseudomonadales (Ruiz *et al.*, 2010; Añorga 2019); cabe destacar que las cepas aisladas por Añorga (2019) fueron a partir de hisopados nasales en *C. denticulata* que presentaron signos respiratorios lo cual explica la poca presencia de enterobacterias.

Las cepas de *Proteus* y *Salmonella* no presentaron resistencia a ningún disco antibiótico usado. Los resultados de *Proteus* coinciden a lo descrito por Santos (1998) y Añorga (2019), ya que las cepas de este género aisladas por estos autores presentaron sensibilidad ante amikacina, cefotaxima, ciprofloxacina y gentamicina; a excepción de cloranfenicol. Además, analizando los resultados de estudios de susceptibilidad antimicrobiana en otras especies de quelonios que hayan realizado la misma metodología, en Brasil se detectaron cepas de *Proteus* sensibles ante ciprofloxacina y gentamicina en un grupo de *Chelonia mydas*, una especie de tortuga marina (Short *et al.*, 2023). En cuanto a los resultados de *Salmonella*, estos concuerdan con Santos (1998), quien indica que las cepas de este género aisladas presentaban sensibilidad ante amikacina, cefotaxima, cloranfenicol y gentamicina. Referente a estudios nacionales realizados en tortugas de distintas especies, Campos *et al.* (2020) detectaron tres cepas sensibles a cloranfenicol, gentamicina y sulfametoxazol/trimetoprim; en cambio, Meza y Morales-Cautí (2020) aislaron dos cepas de *S. enterica* resistentes a cloranfenicol, una cepa resistente a sulfametoxazol/trimetoprim, y una cepa sensible a cloranfenicol y sulfametoxazol/trimetoprim. En cambio, en otros estudios internacionales en los cuales se han aislado cepas de *Salmonella* a partir de tortugas mascotas, se halló en América y Asia cepas sensibles a ceftazidima, cefotaxima, ciprofloxacina y cloranfenicol, pero resistentes a amikacina, gentamicina y sulfametoxazol/trimetoprim (Borrayo, 2020; Wang *et al.*, 2024);

caso contrario sucedió en Europa donde las cepas aisladas de *S. enterica* presentaron resistencia a cefotaxima, ceftazidima, ciprofloxacina, cloranfenicol, gentamicina y sulfametoxazol/trimetoprim (Marin *et al.*, 2021). Por otro lado, las cepas de *Citrobacter* spp., *Enterobacter* spp., *E. coli* y *Klebsiella* spp. aisladas en este estudio presentaron distintos grados de resistencia ante todos los antibióticos a excepción de cefotaxima. Dichos resultados difieren con a lo descrito por Añorga (2019) ya que las cepas del género *Enterobacter* aisladas fueron sensibles a amikacina, cefotaxima, ciprofloxacina y gentamicina; no obstante, una cepa de *C. freundii* presentó resistencia a ciprofloxacina y otra cepa de *K. oxytoca*, resistencia a gentamicina. Además, se ha observado resistencia por parte de cepas de *E. coli* hacia cefotaxima (Santos, 1998). Estos resultados afirman que la resistencia antimicrobiana es una propiedad dinámica que se ve afectada por distintos factores como el lugar, el tiempo y el organismo (Lugo-Zamudio y Cureño-Díaz, 2023).

Citrobacter spp., *E. coli*, *K. pneumoniae* y *Salmonella* spp. son cepas potencialmente patógenas para reptiles inmunosuprimidos (Mader *et al.*, 2019); aunque no se identifique el serotipo de *Salmonella*, la presencia de cepas de este género debe notificarse con prioridad al ser un riesgo para la salud pública (WOAH, 2024). Debido a ello, en caso se haya hallado una o más bacterias patógenas en el paciente, se recomienda realizar un antibiograma para evaluar la susceptibilidad antimicrobiana previo a la prescripción de algún antibiótico. La elección del antibiótico a usar no solo se debe basar en los resultados del antibiograma, sino considerar otros factores como a cuál bacteria se está enfrentado debido a que ciertas familias presentan resistencia intrínseca; el tipo de antibiótico a usar teniendo en cuenta sus efectos adversos, la presentación de este, y su disponibilidad en el mercado; y, la especie del paciente junto a los signos clínicos.

En los departamentos donde se ubica *C. denticulata*, esta es cazada por consumo de su carne y huevos, y traficada para ser vendida ilegalmente como mascota siendo Lima uno de los puntos de comercialización final (SERFOR, 2017); es por ello que actualmente se pueden encontrar tortugas de esta especie en 77 centros de crías autorizados en todo el país (ZoOBSERVATORIO, 2024). El contacto estrecho entre humanos y *C. denticulata* genera el riesgo de infecciones por patógenos zoonóticos. Se sugiere realizar descarte de *Salmonella* Enteritidis y *Salmonella* Typhimurium mediante pruebas serológicas en centros de cría autorizados como parte del protocolo de cuarentena al recibir nuevos especímenes de *C. denticulata*.

Finalmente, este estudio busca contribuir al conocimiento de la microbiota gastrointestinal de *C. denticulata*, especie amenazada en el Perú; y, apoyar en la elección correcta de antibióticos en casos de infección por enterobacterias de esta tortuga hacia personas responsables del manejo y cuidado de esta, y también hacia otros ejemplares de la misma especie inmunosuprimidos. Se sugiere realizar más estudios de susceptibilidad antimicrobiana de enterobacterias, y conocer la especie, o subespecie, de estas en especímenes en vida libre.

CONCLUSIONES

- A partir de las 50 colonias aisladas en hisopados cloacales de *C. denticulata*, se identificaron un total de seis géneros de enterobacterias: *Citrobacter* (24%), *Enterobacter* (10%), *Escherichia* (32%), *Klebsiella* (22%), *Proteus* (2%) y *Salmonella* (10%).
- Las cepas aisladas de *Proteus* spp. y *Salmonella* spp. no presentaron resistencia ante ningún disco antibiótico usado en estudio; en cambio, las cepas aisladas de *Citrobacter* spp., *Enterobacter* spp., *Escherichia* spp., y *Klebsiella* spp. presentaron resistencia ante uno o más discos antibióticos.

LITERATURA CITADA

1. Añorga L. 2019. Sensibilidad antimicrobiana de las bacterias asociadas a enfermedad respiratoria en la tortuga motelo de patas amarillas (*Chelonoidis denticulata*) de la ciudad de Lima, 2019. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Universidad Alas Peruanas. 72 p.
2. Arnold K, Williams N, Bennett M. 2016. 'Disperse abroad in the land': the role of wildlife in the dissemination of antimicrobial resistance. *Biol Lett* 12(8): 20160137.
3. Baxter J, Riley J, Mastromonaco G, Litzgus J, Lesbarrères D. 2014. A novel technique to measure chronic levels of corticosterone in turtles living around a major roadway. *Conserv Physiol* 2(1): cou036.
4. Borrayo J. 2020. Antibiotic-resistant *Salmonella*, isolated from cloacal swab samples from turtles in Guatemala. Tesis de Médico Veterinario. Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala. 28 p.
5. Bradley T, Angulo F. 2009. *Salmonella* and reptiles: veterinary guidelines. *J Herp Med Sur* 19(2): 36-37.
6. Camacho L. 2023. Resistencia bacteriana, una crisis actual. *Rev Esp Salud Pública* 97: e202302013.

7. Campos A, Morales-Cauti S, Navarro A, Eslava C. 2020. Detección de *Salmonella* Javiana en tortugas taricaya (*Podocnemis unifilis*) en dos parques zoológicos del Perú. *Rev Inv Vet Perú* 31(1): e17554.
8. Carpenter J, Harms C. 2023. Carpenter's exotic animal formulary. 6th edition. Estados Unidos: ELSEVIER. 818 p.
9. Clinical and Laboratory Standards Institute. 2016. CLSI VET01 Performance Standards for Antimicrobial Disk and Dilution Susceptibility Tests for Bacteria Isolated From Animals; Approved Standard. 4th ed. Estados Unidos. 128 p.
10. Clinical and Laboratory Standards Institute. 2016. CLSI M100S Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing. 26th ed. Estados Unidos. 416 p.
11. Charruau P, Pérez-Flores J, Pérez-Juárez J, Cedeño-Vázquez J, Rosas-Carmona R. 2012. Oral and cloacal microflora of wild crocodiles *Crocodylus acutus* and *C. moreletii* in the Mexican Caribbean. *Dis Aquat Organ* 98(1): 27-39.
12. Currylow A, Louis E, Crocker D. 2017. Stress response to handling is short lived but may reflect personalities in a wild, Critically Endangered tortoise species. *Conserv Physiol* 5(1): cox008.
13. De Sá I, Solari C. 2001. Salmonella in Brazilian and imported pet reptiles. *Braz J Microbiol* 32(4): 293-297.
14. Ebani V. 2017. Domestic reptiles as source of zoonotic bacteria: a mini review. *Asian Pac J Trop Med* 10(8): 723-728.
15. Farris Z, Golden C, Karpanty S, Murphy A, Stauffer D, Ratelolahy F, Andrianjakarivelo V, Holmes C, Kelly M. 2015. Hunting, exotic carnivores, and habitat loss: anthropogenic effects on a native carnivore community, Madagascar. *PLoS ONE* 10(9): e0136456.

16. Fazio E, Medica P, Bruschetta G, Ferlazzo A. 2014. Do handling and transport stress influence adrenocortical response in the tortoises (*Testudo hermanni*)?. ISRN Vet Sci: 798273.
17. Geue L, Löschner U. 2002. Salmonella enterica in reptiles of German and Austrian origin. Vet Microbiol 84(1-2):79-91.
18. Hamilton J, Gartland K, Jones M, Fuller G. 2022. Behavioral assessment of six reptile species during a temporary zoo closure and reopening. Animals 12(8):1034.
19. Hudzicki J. 2009. Kirby-Bauer disk diffusion susceptibility test protocol. American Society for Microbiology: 23 p.
20. Infante V, Cano A, Medina H, Macías A, Álvarez J. 2012. Solución salina como medio de cultivo en bacteriemias nosocomiales. Rev Invest Clin 64(2):120-125.
21. [INS] Instituto Nacional de Salud. 2002. Manual de procedimientos para la prueba de sensibilidad antimicrobiana por el método de disco difusión. Perú. 67 p.
22. [ISO] International Organization for Standardization. 2017. Microbiology of the food chain - horizontal method for the detection, enumeration and serotyping of *Salmonella* - part 1: detection of *Salmonella* spp. 50 p.
23. Janda J, Abbott S. 2021. The changing face of the family enterobacteriaceae (order: “enterobacterales”): new members, taxonomic issues, geographic expansion, and new diseases and disease syndromes. National Clin Microbiol Rev 34(2): e00174-20.
24. Jang Y, Lee S, Lim J, Lee H, Kim T, Park J, Chung B, Choe N. 2008. The rate of *Salmonella* spp. infection in zoo animals at Seoul Grand Park, Korea. J Vet Sci 9(2): 177-181.
25. Jones K. 2022. Zonas de caza furtiva: tráfico de vida silvestre en la Amazonía peruana [Internet]. [acceso 1 septiembre 2024]. Disponible en:

<https://insightcrime.org/es/investigaciones/zonas-de-caza-furtiva-trafico-de-vida-silvestre-en-la-amazonia-peruana/>

26. Lecaros A, Falcón N, Elías R. 2010. Accidentes ocupacionales y zoonosis en profesionales que laboran en zoológicos y zoocriaderos de Lima, Perú. Una Salud Revista Sapuvet de Salud Pública 2(1).
27. Lugo-Zamudio GE, Cureño-Díaz MA. 2023. La resistencia antimicrobiana, una amenaza en tres dimensiones. Salud Pública De México 65(4): 323-324.
28. Mader D, Divers S, Stahl S. 2018. Mader's reptile and amphibian medicine and surgery. 3rd ed. Estados Unidos: Elsevier. 1511 p.
29. Marin C, Lorenzo-Rebenaque L, Laso O, Villora-Gonzalez J, Vega S. 2021. Pet reptiles: a potential source of transmission of multidrug-resistant Salmonella. Front Vet Sci 7:613718.
30. Meyer J, Marinho M, Vidovix C, Bosco da Costa J, Tavares H. 2015. Enterobacterias en tortugas silvestres y cautivas del Amazonas, *Podocnemis expansa* (testudines: podocnemididae). Rev Biol Trop 63(4): 1083-1089.
31. Meza D, Morales-Cauti S. 2020. Identificación, serotipificación y determinación del perfil de sensibilidad de *Salmonella* enterica aisladas de cloacas de tortugas de orejas rojas (*Trachemys* sp) en cautiverio, Perú. Rev Inv Vet Perú 31(4): e19022.
32. [MINAM] Ministerio del Ambiente. 2018. Situación actual de las especies de anfibios y reptiles del Perú. Perú. 104 p.
33. Moreno C, González R, Beltrán C. 2009. Mecanismos de resistencia antimicrobiana en patógenos respiratorios. Rev. Otorrinolaringol. Cir. Cabeza Cuello 69(2): 185-192.
34. Nagata N, Tohya M, Takeuchi F, Suda W, Nishijima S, Ohsugi M, Ueki K, Tsujimoto T, Nakamura T, Kawai T, Miyoshi-Akiyama T, Uemura N, Hattoria M.

2019. Effects of storage temperature, storage time, and Cary-Blair transport medium on the stability of the gut microbiota. *Drug Discoveries & Therapeutics* 13(5):256-260.
35. Nájera S, Salinas A. 2015. Determinación de la flora bacteriana nasal y cloacal de la tortuga “golfina” *Lepidochelys olivacea*, especie anidante en el área natural protegida complejo Los Cóbano. Tesis de Médico Veterinario. San Salvador: Universidad de El Salvador.
36. [OSINFOR - SIGO] Organismo de Supervisión de los Recursos Forestales y de Fauna Silvestre. ZoOBSERVATORIO. [Internet]. [acceso 3 noviembre 2024]. Disponible en: <https://zoobservatorio.osinfor.gob.pe/Home/ListFauna>
37. [OMS] Organización Mundial de la Salud. 2018. Salmonella (no tifoidea) [Internet]. [acceso 1 septiembre 2024]. Disponible en: [https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/salmonella-\(non-typhoidal\)#:~:text=Hasta%20la%20fecha%20se%20han,y%20varios%20meses%20en%20agua](https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/salmonella-(non-typhoidal)#:~:text=Hasta%20la%20fecha%20se%20han,y%20varios%20meses%20en%20agua).
38. Oteo J. 2016. La resistencia a antibióticos: la amenaza de las superbacterias. España: Catarata. 128 p.
39. Oteo J. 2019. Comprendiendo la resistencia a antibióticos. *RIECS* 4(2): 84-89.
40. Pachón D, Pulido A, Moreno T. 2011. Aislamiento y serotipificación de *Salmonella* sp. en estanques con *Crocodylus intermedius* y testudines cautivos en Villavicencio - Colombia. *Rev MVZ Cordoba* 16(2): 2564-2575.
41. Pardo A. 2022. Presencia de *Salmonella* spp. en tortugas motelo (*Chelonoidis denticulata*) del centro de conservación de fauna silvestre “Orillas del Zamora” de la ciudad de Loja. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Loja: Universidad Nacional de Loja. 69 p.

42. Pignato S, Giammanco G, Santangelo C, Giammanco G. 1998. Endemic presence of *Salmonella bongori* 48:z35:- causing enteritis in children in Sicily. Res Microbiol 149(6): 429-31.
43. Procop G, Church D, Hall G, Janda W, Koneman E, Schreckenberger P. 2017. Koneman's color atlas and textbook of diagnostic microbiology. 7th ed. Estados Unidos: Lippincott Williams & Wilkins. 1830 p.
44. Quevans N, Falcón N, Elías R. 2014. Fauna silvestre y productos derivados decomisados durante el período 2000-2007, Lima – Perú. Salud Y Tecnología Veterinaria 1(1): 14–18.
45. Ríos R, Flores B, Mora-Sánchez B, Torres D, Sheleby-Elías J, Jirón W, Balcázar J. 2022. Isolation of *Salmonella* spp. from black spiny-tailed iguana (*Ctenosaura similis*) meat commercialised in markets of León city, Nicaragua. Vet Med Sci 8(2):695-699.
46. Rueda-Almonacid J, Carr J, Mittermeier R, Rodríguez-Mahecha J, Mast R, Vogt R, Rhodin A, De la Ossa-Velásquez J, Rueda J, Mittermeier C. 2007. Las tortugas y los cocodrilianos de los países andinos del trópico. Colombia: Panamericana. 538 p.
47. Ruiz N, Calle S, Gálvez H. 2010. Identificación de *Salmonella* sp. en tortugas motelo (*Geochelone denticulata*) de un criadero de la ciudad de Iquitos. Rev Inv Vet Perú 21(1): 140-143.
48. Rush E, Amadi V, Johnson R, Lonce N, Hariharan H. 2020. Salmonella serovars associated with grenadian tree boa (*Corallus grenadensis*) and their antimicrobial susceptibility. Vet Med Sci 6(3): 565-569.
49. Sacristán P, Pérez L, Méndez I. 2014. Prevalencia y susceptibilidad antimicrobiana de *Salmonella* spp. aislada de animales exóticos que conviven con niños. Med Lab 20(3-4): 169-184.

50. Santos P. 1998. Enterobacteriaceae isoladas das secreções cloacais de *Geochelone (Chelonoidis) denticulata* (Linnaeus, 1766) (Testudinata) e sensibilidade aos antimicrobianos. Tesis de Bachiller en Ciencias Biológicas. Uberlândia: Universidade Federal de Uberlândia. 55 p.
51. [SERFOR] Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre. 2017. Estrategia Nacional para Reducir el Tráfico Ilegal de Fauna Silvestre en el Perú 2017 - 2027. 1era edición. Perú. 72 p.
52. [SERFOR] Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre. 2018. Libro Rojo de la Fauna Silvestre Amenazada del Perú. 1er edición. Perú. 532 p.
53. Short F, Lôbo-Hajdu G, Guimarães S, Laport M, Silva R. 2023. Antimicrobial-resistant bacteria from free-living green turtles (*Chelonia mydas*). *Antibiotics* 12(8): 1268.
54. Stutman H. 1994. Salmonella, Shigella, and Campylobacter: common bacterial causes of infectious diarrhea. *Pediatr Ann* 23(10): 538-543.
55. The Reptile Database. *Chelonoidis denticulatus* (LINNAEUS, 1766). [Internet]. [acceso 3 septiembre 2024]. Disponible en: https://reptile-database.reptarium.cz/species?genus=Chelonoidis&species=denticulatus&search_param=%28%28taxon%3D%27Testudinidae%27%29%29
56. [VKM] Vitenskapskomiteen for mat og miljø, Rueness E, Flø D, Gehrke B, Grainger M, Hermansen J, Eldegard K, Järnegren J, Kausrud K, Kopatz A, De Boer H. 2024. Scientific assessment of risk to the populations of tortoises listed by CITES as a result of trade. Noruega. 96 p.
57. Wang W, Feng L, Hui L, Li M, Hu Y, Li F, Jing X, Dong Y. 2024. Emergence and genomic characteristics of multi-drug-resistant *Salmonella* in pet turtles and children with diarrhoea. *Microb Genom* 10(1): 001164.

58. Whitten T, Bender J, Smith K, Leano F, Scheftel J. 2015. Reptile-associated salmonellosis in Minnesota, 1996–2011. *Zoonoses Public Health* 62(3): 199–208.
59. [WOAH] World Organization for Animal Health. *Salmonellosis (S. enterica, all serovars)*. [Internet]. [acceso 1 noviembre 2024]. Disponible en: <https://www.woah.org/en/disease/salmonellosis-s-enterica-all-serovars/>
60. Woodford N, Wareham D, Guerra B, Teale C. 2014. Carbapenemase-producing enterobacteriaceae and non-enterobacteriaceae from animals and the environment: an emerging public health risk of our own making?. *J Antimicrob Chemother* 69(2): 287–291.

ANEXOS

Anexo 1. Perfil esperado de las pruebas bioquímicas para *Salmonella* spp.

Pruebas bioquímicas	<i>Salmonella</i> spp.
Agar Triple Azúcar Hierro (TSH) <ul style="list-style-type: none">● Fermentación de glucosa● Fermentación de lactosa y/o sacarosa● Producción de H₂S	+ - +
Agar Hierro Lisina (LIA) <ul style="list-style-type: none">● Descarboxilación de lisina● Producción de H₂S	+ +
Actividad Ureasa <ul style="list-style-type: none">● Hidrólisis de urea	-

Anexo 2. Valores de diámetros críticos de enterobacterias para clasificación de susceptibilidad antimicrobiana según el INS (2002)

ANTIMICROBIANO	CONTENIDO DEL DISCO	DIAMETRO EN mm		
		R	I	S
PENICILINAS				
Ampicilina	10 µg	£ 13	14-16	³ 17
CEFALOSPORINAS				
Cefalotina	30 µg	£ 14	15-17	³ 18
Cefuroxima axetil (oral)	30 µg	£ 14	15-22	³ 23
Cefuroxima sodium (parenteral)	30 µg	£ 14	15-17	³ 18
Cefoxitina	30 µg	£ 14	15-17	³ 18
Cefotaxima	30 µg	£ 14	15-22	³ 23
Ceftriaxona	30 µg	£ 13	14-20	³ 21
Ceftazidima	30 µg	£ 14	15-17	³ 18
Cefixima	5 µg	£ 15	16-18	³ 19
Cefpirome *	30 µg	£ 14	15-17	³ 18
Cefepime	30 µg	£ 14	15-17	³ 18
B LACTAMICO/ INHIBIDOR DE BETALACTAMASA				
Ampicilina/Sulbactam	10/10 µg	£ 11	12-14	³ 15
Amoxicilina/Ácido Clavulánico	20/10 µg	£ 13	14-17	³ 18
Cefoperazona/sulbactam +	75 µg/30 µg	£ 15	16-20	³ 21
MONOBACTAMS				
Aztreonam	30 µg	£ 15	16-21	³ 22
CARBAPENEMS				
Imipenem	10 µg	£ 13	14-15	³ 16
Meropenem	10 µg	£ 13	14-15	³ 16
AMINOGLUCOSIDOS				
Gentamicina	10 µg	£ 12	13-14	³ 15
Amikacina	30 µg	£ 14	15-16	³ 17
QUINOLONAS				
Acido nalidixico	30 µg	£ 13	14-18	³ 19
Norfloxacina	10 µg	£ 12	13-16	³ 17
Ciprofloxacina	5 µg	£ 15	16-20	³ 21
Ofloxacina	5 µg	£ 12	13-15	³ 16
TETRACICLINA				
Tetraciclina	30 µg	£ 14	15-18	³ 19
OTROS				
Cloramfenicol	30 µg	£ 12	13-17	³ 18
Trimetoprim/sulfametoxazol	1,25/23,75µg	£ 10	11-15	³ 16

* Diámetros críticos adaptados del CFA – SFM, 2000 – 2001.

+ Adaptado a partir de los diámetros críticos de la Cefoperazona según el NCCLS 2001

Anexo 3. Valores de diámetros críticos de enterobacterias para clasificación de susceptibilidad antimicrobiana según el CLSI (2016)

Table 2A-1. (Continued)

Test/Report Group	Antimicrobial Agent	Disk Content	Zone Diameter Interpretive Criteria (nearest whole mm)				MIC Interpretive Criteria (µg/mL)				Comments
			S	SDD	I	R	S	SDD	I	R	
PENICILLINS											
A	Ampicillin	10 µg	≥17	–	14–16	≤13	≤8	–	16	≥32	(4) Results of ampicillin testing can be used to predict results for amoxicillin. See comment (2).
O	Piperacillin	100 µg	≥21	–	18–20	≤17	≤16	–	32–64	≥128	
O	Mecillinam	10 µg	≥15	–	12–14	≤11	≤8	–	16	≥32	(5) For testing and reporting of <i>E. coli</i> urinary tract isolates only.
β-LACTAM/β-LACTAMASE INHIBITOR COMBINATIONS											
B	Amoxicillin-clavulanate	20/10 µg	≥18	–	14–17	≤13	≤8/4	–	16/8	≥32/16	
B	Ampicillin-sulbactam	10/10 µg	≥15	–	12–14	≤11	≤8/4	–	16/8	≥32/16	
B	Ceftolozane-tazobactam	–	–	–	–	–	≤2/4	–	4/4	≥8/4	
B	Piperacillin-tazobactam	100/10 µg	≥21	–	18–20	≤17	≤16/4	–	32/4–64/4	≥128/4	
O	Ticarcillin-clavulanate	75/10 µg	≥20	–	15–19	≤14	≤16/2	–	32/2–64/2	≥128/2	
CEPHEMS (PARENTERAL) (Including cephalosporins I, II, III, and IV. Please refer to Glossary I.)											
<p>(6) WARNING: For <i>Salmonella</i> spp. and <i>Shigella</i> spp., first- and second-generation cephalosporins and cephamycins may appear active <i>in vitro</i>, but are not effective clinically and should not be reported as susceptible.</p> <p>(7) Following evaluation of PK-PD properties, limited clinical data, and MIC distributions, revised interpretive criteria for cephalosporins (cefazolin, cefotaxime, ceftazidime, ceftioxcime, and ceftriaxone) and aztreonam were first published in January 2010 (M100-S20) and are listed in this table. Cefuroxime (parenteral) was also evaluated; however, no change in interpretive criteria was necessary for the dosage indicated below. When using the current interpretive criteria, routine ESBL testing is no longer necessary before reporting results (ie, it is no longer necessary to edit results for cephalosporins, aztreonam, or penicillins from susceptible to resistant). However, ESBL testing may still be useful for epidemiological or infection control purposes. For laboratories that have not implemented the current interpretive criteria, ESBL testing should be performed as described in Table 3A.</p> <p>Note that interpretive criteria for drugs with limited availability in many countries (eg, moxalactam, cefonicid, cefamandole, and cefoperazone) were not evaluated. If considering use of these drugs for <i>E. coli</i>, <i>Klebsiella</i>, or <i>Proteus</i> spp., ESBL testing should be performed (see Table 3A). If isolates test ESBL positive, the results for moxalactam, cefonicid, cefamandole, and cefoperazone should be reported as resistant.</p> <p>(8) <i>Enterobacter</i>, <i>Citrobacter</i>, and <i>Serratia</i> may develop resistance during prolonged therapy with third-generation cephalosporins as a result of derepression of AmpC β-lactamase. Therefore, isolates that are initially susceptible may become resistant within 3 to 4 days after initiation of therapy. Testing of repeat isolates may be warranted.</p>											
A	Cefazolin	30 µg	≥23	–	20–22	≤19	≤2	–	4	≥8	(9) Interpretive criteria when cefazolin is used for therapy of infections other than uncomplicated UTIs due to <i>E. coli</i> , <i>K. pneumoniae</i> , and <i>P. mirabilis</i> . Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 2 g every 8 h. See comment (7).

Table 2A-1. (Continued)

Test/Report Group	Antimicrobial Agent	Disk Content	Zone Diameter Interpretive Criteria (nearest whole mm)				MIC Interpretive Criteria (µg/mL)				Comments
			S	SDD	I	R	S	SDD	I	R	
CEPHEMS (PARENTERAL) (Including cephalosporins I, II, III, and IV. Please refer to Glossary I.) (Continued)											
U	Cefazolin	30 µg	≥15	–	–	≤14	≤16	–	–	≥32	(10) Interpretive criteria when cefazolin is used for therapy of uncomplicated UTIs due to <i>E. coli</i> , <i>K. pneumoniae</i> , and <i>P. mirabilis</i> . Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 1 g every 12 h. See additional information below under CEPHEMS (ORAL).
C	Ceftaroline	30 µg	≥23	–	20–22	≤19	≤0.5	–	1	≥2	(11) Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 600 mg every 12 h.
B	Cefepime	30 µg	≥25	19–24	–	≤18	≤2	4–8	–	≥16	(12) The interpretive criterion for susceptible is based on a dosage regimen of 1 g every 12 h. The interpretive criterion for SDD is based on dosing regimens that result in higher cefepime exposure, either higher doses or more frequent doses or both, up to approved maximum dosing regimens. See Appendix E for more information about interpretive criteria and dosing regimens. Also see the definition of SDD in the Instructions for Use of Tables section.
B	Cefotaxime or ceftioxcime	30 µg	≥26	–	23–25	≤22	≤1	–	2	≥4	(13) Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 1 g every 24 h for ceftioxcime and 1 g every 8 h for cefotaxime. See comment (7).
B		30 µg	≥23	–	20–22	≤19	≤1	–	2	≥4	
B	Cefotetan	30 µg	≥16	–	13–15	≤12	≤16	–	32	≥64	
B	Cefoxitin	30 µg	≥18	–	15–17	≤14	≤8	–	16	≥32	(14) Interpretive criteria are based on a dosage regimen of at least 8 g per day (eg, 2 g every 6 h).
B	Cefuroxime (parenteral)	30 µg	≥18	–	15–17	≤14	≤8	–	16	≥32	(15) Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 1.5 g every 8 h. See comment (7).

Table 2A-1. (Continued)

Test/Report Group	Antimicrobial Agent	Disk Content	Zone Diameter Interpretive Criteria (nearest whole mm)				MIC Interpretive Criteria (µg/mL)				Comments
			S	SDD	I	R	S	SDD	I	R	
CEPHEMS (PARENTERAL) (Including cephalosporins I, II, III, and IV. Please refer to Glossary I.) (Continued)											
C	Ceftazidime	30 µg	≥21	–	18–20	≤17	≤4	–	8	≥16	(16) Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 1 g every 8 h. See comment (7).
O	Cefamandole	30 µg	≥18	–	15–17	≤14	≤8	–	16	≥32	See comment (7).
O	Cefmetazole	30 µg	≥16	–	13–15	≤12	≤16	–	32	≥64	(17) Insufficient new data exist to reevaluate interpretive criteria listed here.
O	Cefonicid	30 µg	≥18	–	15–17	≤14	≤8	–	16	≥32	See comment (7).
O	Cefoperazone	75 µg	≥21	–	16–20	≤15	≤16	–	32	≥64	See comment (7).
O	Ceftizoxime	30 µg	≥25	–	22–24	≤21	≤1	–	2	≥4	(18) Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 1 g every 12 h. See comment (7).
O	Moxalactam	30 µg	≥23	–	15–22	≤14	≤8	–	16–32	≥64	See comment (7).
CEPHEMS (ORAL)											
B	Cefuroxime	30 µg	≥23	–	15–22	≤14	≤4	–	8–16	≥32	See comment (19).
U	Cefazolin (surrogate test for oral cephalosporins and uncomplicated UTI)	30 µg	≥15	–	–	≤14	≤16	–	–	≥32	(19) Interpretive criteria are for cefazolin when cefazolin results are used to predict results for the oral agents cefaclor, cefdinir, cefpodoxime, cefprozil, cefuroxime, cephalexin, and loracarbef when used for therapy of uncomplicated UTIs due to <i>E. coli</i> , <i>K. pneumoniae</i> , and <i>P. mirabilis</i> . Cefdinir, cefpodoxime, and cefuroxime may be tested individually because some isolates may be susceptible to these agents while testing resistant to cefazolin.
O	Loracarbef	30 µg	≥18	–	15–17	≤14	≤8	–	16	≥32	(20) Do not test <i>Citrobacter</i> , <i>Providencia</i> , or <i>Enterobacter</i> spp. with cefdinir or loracarbef by disk diffusion because false-susceptible results have been reported. See comment (19).
O	Cefaclor	30 µg	≥18	–	15–17	≤14	≤8	–	16	≥32	See comment (19).
O	Cefdinir	5 µg	≥20	–	17–19	≤16	≤1	–	2	≥4	See comments (19) and (20).
O	Cefixime	5 µg	≥19	–	16–18	≤15	≤1	–	2	≥4	(21) Do not test <i>Morganella</i> spp. with cefixime, cefpodoxime, or cefetamet by disk diffusion.
O	Cefpodoxime	10 µg	≥21	–	18–20	≤17	≤2	–	4	≥8	See comments (19) and (21).
O	Cefprozil	30 µg	≥18	–	15–17	≤14	≤8	–	16	≥32	(22) Do not test <i>Providencia</i> spp. with cefprozil by disk diffusion because false-susceptible results have been reported. See comment (19).

Table 2A-1. (Continued)

Test/Report Group	Antimicrobial Agent	Disk Content	Zone Diameter Interpretive Criteria (nearest whole mm)				MIC Interpretive Criteria (µg/mL)				Comments
			S	SDD	I	R	S	SDD	I	R	
CEPHEMS (ORAL) (Continued)											
Inv.	Cefetamet	10 µg	≥18	–	15–17	≤14	≤4	–	8	≥16	See comment (21).
Inv.	Cefibuten	30 µg	≥21	–	18–20	≤17	≤8	–	16	≥32	(23) For testing and reporting of urine isolates only.
MONOBACTAMS											
C	Aztreonam	30 µg	≥21	–	18–20	≤17	≤4	–	8	≥16	(24) Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 1 g every 8 h. See comment (7).
CARBAPENEMS											
<p>(25) Following evaluation of PK-PD properties, limited clinical data, and MIC distributions that include recently described carbapenemase-producing strains, revised interpretive criteria for carbapenems were first published in June 2010 (M100-S20-U) and are listed below. Because of limited treatment options for infections caused by organisms with carbapenem MICs or zone diameters in the intermediate range, clinicians may wish to design carbapenem dosage regimens that use maximum recommended doses and possibly prolonged intravenous infusion regimens, as has been reported in the literature.¹⁴ Consultation with an infectious diseases practitioner is recommended for isolates for which the carbapenem MICs or zone diameter results from disk diffusion testing are in the intermediate or resistant ranges.</p> <p>Laboratories using <i>Enterobacteriaceae</i> MIC interpretive criteria for carbapenems described in M100-S20 (January 2010) should perform the MHT, the Carba NP test, and/or a molecular assay when isolates of <i>Enterobacteriaceae</i> are suspicious for carbapenemase production based on imipenem or meropenem MICs of 2–4 µg/mL or ertapenem MIC of 2 µg/mL (refer to Tables 3B and 3C). After implementation of the current interpretive criteria, the MHT does not need to be performed other than for epidemiological or infection control purposes (refer to Table 3B).</p> <p>The following information is provided as background on carbapenemases in <i>Enterobacteriaceae</i> that are largely responsible for MICs and zone diameters in the intermediate and resistant ranges, and thus the rationale for setting revised carbapenem breakpoints:</p> <ul style="list-style-type: none"> The clinical effectiveness of carbapenem treatment of infections produced by isolates for which the carbapenem MIC or disk diffusion test results are within the intermediate range is uncertain due to lack of controlled clinical studies. Imipenem MICs for <i>Proteus</i> spp., <i>Providencia</i> spp., and <i>Morganella morganii</i> tend to be higher (eg, MICs in the intermediate or resistant range) than meropenem or doripenem MICs. These isolates may have elevated imipenem MICs by mechanisms other than production of carbapenemases. 											
B	Doripenem	10 µg	≥23	–	20–22	≤19	≤1	–	2	≥4	(26) Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 500 mg every 8 h.
B	Ertapenem	10 µg	≥22	–	19–21	≤18	≤0.5	–	1	≥2	(27) Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 1 g every 24 h.
B	Imipenem	10 µg	≥23	–	20–22	≤19	≤1	–	2	≥4	(28) Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 500 mg every 6 h or 1 g every 8 h.
B	Meropenem	10 µg	≥23	–	20–22	≤19	≤1	–	2	≥4	(29) Interpretive criteria are based on a dosage regimen of 1 g every 8 h.

Table 2A-1. (Continued)

Test/Report Group	Antimicrobial Agent	Disk Content	Zone Diameter Interpretive Criteria (nearest whole mm)				MIC Interpretive Criteria (µg/mL)				Comments
			S	SDD	I	R	S	SDD	I	R	
AMINOGLYCOSIDES											
(30) WARNING: For <i>Salmonella</i> spp. and <i>Shigella</i> spp., aminoglycosides may appear active <i>in vitro</i> but are not effective clinically and should not be reported as susceptible.											
A	Gentamicin	10 µg	≥15	–	13–14	≤12	≤4	–	8	≥16	
A	Tobramycin	10 µg	≥15	–	13–14	≤12	≤4	–	8	≥16	
B	Amikacin	30 µg	≥17	–	15–16	≤14	≤16	–	32	≥64	
O	Kanamycin	30 µg	≥18	–	14–17	≤13	≤16	–	32	≥64	
O	Netilmicin	30 µg	≥15	–	13–14	≤12	≤8	–	16	≥32	
O	Streptomycin	10 µg	≥15	–	12–14	≤11	–	–	–	–	(31) There are no MIC interpretive standards.
MACROLIDES											
Inv.	Azithromycin	15 µg	≥13	–	–	≤12	≤16	–	–	≥32	(32) <i>Salmonella</i> Typhi only: Interpretive criteria are based on MIC distribution data.
TETRACYCLINES											
(33) Organisms that are susceptible to tetracycline are also considered susceptible to doxycycline and minocycline. However, some organisms that are intermediate or resistant to tetracycline may be susceptible to doxycycline, minocycline, or both.											
C	Tetracycline	30 µg	≥15	–	12–14	≤11	≤4	–	8	≥16	
O	Doxycycline	30 µg	≥14	–	11–13	≤10	≤4	–	8	≥16	
O	Minocycline	30 µg	≥16	–	13–15	≤12	≤4	–	8	≥16	
QUINOLONES AND FLUOROQUINOLONES for Enterobacteriaceae except Salmonella spp. (Please refer to Glossary I.)											
B	Ciprofloxacin	5 µg	≥21	–	18–20	≤15	≤1	–	2	≥4	
B	Levofloxacin	5 µg	≥17	–	14–16	≤13	≤2	–	4	≥8	
O	Cinoxacin	100 µg	≥19	–	15–18	≤14	≤16	–	32	≥64	See comment (23).
O	Enoxacin	10 µg	≥18	–	15–17	≤14	≤2	–	4	≥8	
O	Gatifloxacin	5 µg	≥18	–	15–17	≤14	≤2	–	4	≥8	
O	Gemifloxacin	5 µg	≥20	–	16–19	≤15	≤0.25	–	0.5	≥1	See comment (23).
O	Grepafloxacin	5 µg	≥18	–	15–17	≤14	≤1	–	2	≥4	
O	Lomefloxacin	10 µg	≥22	–	19–21	≤18	≤2	–	4	≥8	
O	Ofloxacin	5 µg	≥16	–	13–15	≤12	≤2	–	4	≥8	
U	Nalidixic acid	30 µg	≥19	–	14–18	≤13	≤16	–	–	≥32	(34) These interpretive criteria are for urinary tract isolates of Enterobacteriaceae except <i>Salmonella</i> .
U	Norfloxacin	10 µg	≥17	–	13–16	≤12	≤4	–	8	≥16	
Inv.	Fleroxacin	5 µg	≥19	–	16–18	≤15	≤2	–	4	≥8	

Table 2A-1. (Continued)

Test/Report Group	Antimicrobial Agent	Disk Content	Zone Diameter Interpretive Criteria (nearest whole mm)				MIC Interpretive Criteria (µg/mL)				Comments
			S	SDD	I	R	S	SDD	I	R	
QUINOLONES AND FLUOROQUINOLONES for Salmonella spp. (Please refer to Glossary I.)											
(35) For testing and reporting of <i>Salmonella</i> spp. (including <i>S. Typhi</i> and <i>S. Paratyphi</i> A–C). Routine susceptibility testing is not indicated for nontyphoidal <i>Salmonella</i> spp. isolated from intestinal sources. See comment (2).											
B	Ciprofloxacin	5 µg	≥31	–	21–30	≤20	≤0.06	–	0.12–0.5	≥1	(36) Strains of <i>Salmonella</i> spp. that test nonsusceptible to ciprofloxacin, levofloxacin, ofloxacin, pefloxacin, or nalidixic acid may be associated with clinical failure or delayed response in fluoroquinolone-treated patients with salmonellosis.
B	Levofloxacin	–	–	–	–	–	≤0.12	–	0.25–1	≥2	
O	Ofloxacin	–	–	–	–	–	≤0.12	–	0.25–1	≥2	
O	Nalidixic acid	30 µg	≥19	–	14–18	≤13	≤16	–	–	≥32	See comments (36) and (37).
Inv.	Pefloxacin (surrogate test for ciprofloxacin)	5 µg	≥24	–	–	≤23	–	–	–	–	(37) If a ciprofloxacin, levofloxacin, or ofloxacin MIC test cannot be done, pefloxacin disk diffusion may be used as a surrogate test. Because pefloxacin is not available in the United States, a ciprofloxacin disk alone or both ciprofloxacin and nalidixic acid disks could also be tested. (38) No single test detects resistance resulting from all possible fluoroquinolone resistance mechanisms that have been identified in <i>Salmonella</i> spp.
FOLATE PATHWAY INHIBITORS											
B	Trimethoprim-sulfamethoxazole	1.25/23.75 µg	≥16	–	11–15	≤10	≤2/38	–	–	≥4/76	See comment (2).
U	Sulfonamides	250 or 300 µg	≥17	–	13–16	≤12	≤256	–	–	≥512	(39) Sulfisoxazole can be used to represent any of the currently available sulfonamide preparations.
U	Trimethoprim	5 µg	≥16	–	11–15	≤10	≤8	–	–	≥16	

Table 2A-1. (Continued)

Test/Report Group	Antimicrobial Agent	Disk Content	Zone Diameter Interpretive Criteria (nearest whole mm)				MIC Interpretive Criteria (µg/mL)				Comments
			S	SDD	I	R	S	SDD	I	R	
PHENICOLS											
C	Chloramphenicol	30 µg	≥18	–	13–17	≤12	≤8	–	16	≥32	(40) Not routinely reported on isolates from the urinary tract.
FOSFOMYCINS											
U	Fosfomicin	200 µg	≥16	–	13–15	≤12	≤64	–	128	≥256	(41) For testing and reporting of <i>E. coli</i> urinary tract isolates only. (42) The 200-µg fosfomicin disk contains 50 µg of glucose-6-phosphate. (43) The only approved MIC method for testing is agar dilution using agar media supplemented with 25 µg/mL of glucose-6-phosphate. Broth dilution MIC testing should not be performed.
NITROFURANS											
U	Nitrofurantoin	300 µg	≥17	–	15–16	≤14	≤32	–	64	≥128	

Abbreviations: ATCC®, American Type Culture Collection; CAMHB, cation-adjusted Mueller-Hinton broth; ESBL, extended-spectrum β-lactamase; I, intermediate; MHA, Mueller-Hinton agar; MHT, modified Hodge test; MIC, minimal inhibitory concentration; PK-PD, pharmacokinetic-pharmacodynamic; QC, quality control; R, resistant; S, susceptible; SDD, susceptible-