

Resistencia a betalactámicos en aislamientos de *Pseudomonas aeruginosa* procedentes del hábitat de la nutria gigante de río (*Pteronura brasiliensis*) y del delfín rosado de río (*Inia geoffrensis*), en Mapiripán, Meta

Resistance to Beta-lactams in Pseudomonas aeruginosa Isolates from the Habitat of the Giant River Otter (Pteronura brasiliensis) and the Amazon River Dolphin (Inia geoffrensis) in Mapiripán, Meta

Luisa Gabriela Díaz-Mesa¹ , Angie Alexandra Rincón-Real² , Jean Cuervo-Morales¹ , Angela Santamaría-Díaz¹ , Valentina Vega-Castellanos² , Michael Stiven Granados-Alvarez² , Jaime Fernando González-Mantilla³  & Martha Cecilia Suárez-Alfonso² 

¹ Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia

² Laboratorio de Microbiología Veterinaria, Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia.

³ Laboratorio de Toxicología Acuática, Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia.

ludiazm@unal.edu.co

Fecha de recepción: 10/02/2025

Fecha de aceptación: 11/06/2025

Resumen

La resistencia antimicrobiana (RAM) representa una seria amenaza para el tratamiento eficaz de las infecciones bacterianas. Los microorganismos resistentes circulan a través de la interfaz humano-animal, por lo cual es imperativo identificar fuentes, reservorios y dinámicas para diseñar estrategias de control efectivas. Como parte del abordaje integral, este estudio analizó el hábitat acuático de especies centinela —nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*) y delfín rosado de río (*Inia geoffrensis*)— en dos puntos del suroeste de Colombia: laguna de Las Toninas (zona A) y río Guaviare (zona B). Se evaluó la calidad microbiológica y fisicoquímica y patrones de susceptibilidad antimicrobiana de *Pseudomonas aeruginosa*. El agua de la zona B presentó mayor carga microbiana: en el 75 % de las muestras (44/59) se detectaron 240 NMP/ml de coliformes fecales y 93 NMP/ml de *Escherichia coli*. Del total de los aislamientos (95) de *P. aeruginosa*, el 96 %, 88 % y 84 %, fueron no susceptibles a aztreonam, meropenem y fosfomicina, respectivamente, revelando una alarmante resistencia a antimicrobianos de importancia crítica. Este estudio subraya la necesidad de ampliar la investigación sobre RAM para contribuir a su contención, debido a su impacto potencial en especies silvestres centinelas y en la salud de poblaciones humanas y animales cercanas.

Palabras claves: Beta-lactámicos. *Inia geoffrensis*. *Pseudomonas aeruginosa*. *Pteronura brasiliensis*. Resistencia antimicrobiana.

Abstract

Antimicrobial resistance (AMR) represents a serious threat to the efficacy of treatments against bacterial infections of public health importance. Resistant microorganisms can circulate across the human-animal interface between different environments, making it imperative to identify their sources, reservoirs, and dynamics to design effective control strategies. As part of an integrated approach, this study analyzed the aquatic habitat of sentinel species - giant otter (*Pteronura brasiliensis*) and pink river dolphin (*Inia geoffrensis*) - in two locations in southwestern Colombia: Las Toninas lagoon (zone A) and Guaviare River (zone B). The microbiological and physicochemical quality and the presence of *Pseudomonas aeruginosa* and their antimicrobial susceptibility profiles were evaluated. The water in zone B showed the highest microbial load: 240 NMP/ml of fecal coliforms and 93 NMP/ml of *Escherichia coli* were detected in 75% of the samples (44/59). Of the total isolates (95) of *P. aeruginosa*, 96 %, 88 % and 84 %, respectively, were resistant to aztreonam, meropenem and fosfomycin, revealing an alarming resistance to critically important antimicrobials. This study underscores the need to expand AMR research to contribute to their containment, due to their potential impact on sentinel wildlife species and on the health of nearby human and animal populations

Key words: Beta-lactams. *Inia geoffrensis*. *Pseudomonas aeruginosa*. *Pteronura brasiliensis*. Antimicrobial resistance.

Introducción

La resistencia antimicrobiana (RAM) de los microorganismos, surge a partir de mutaciones, transferencia genética o adaptaciones de su genoma, que les permiten dejar de responder a la actividad antimicrobiana de los fármacos, lo que dificulta el tratamiento de infecciones bacterianas y favorece la propagación de patógenos resistentes a través de la interfaz humano-animal, incluyendo entornos escasamente intervenidos antropogénicamente ([Murray et al. 2022](#)). Sin embargo, considerando la heterogeneidad espacial y temporal en la distribución de la RAM, así como los múltiples factores que influyen en su evolución, diseminación y persistencia, su control representa un desafío de especial relevancia que exige reconocerla como una amenaza significativa para la salud pública y los ecosistemas, y demanda el establecimiento de intervenciones multisectoriales efectivas ([Organización Mundial de la Salud OMS 2021](#), [Singer et al. 2006](#)).

Los reservorios animales y ambientales de las bacterias que presentan determinantes genéticos causantes de la RAM son importantes, pero poco conocidos, y su relevancia aumenta en casos de enfermedades zoonóticas o en la predicción de patógenos resistentes emergentes ([Radhouani et al. 2014](#)). Para comprender las dinámicas de la RAM y sus rutas de diseminación, es crucial el monitoreo de las bacterias resistentes y sus determinantes genéticos en todos los entornos, incluyendo el ambiental ([Bengtsson-Palme et al. 2023](#)).

Los animales silvestres han demostrado ser un reservorio activo accidental de bacterias resistentes y sus determinantes genéticos, debido a la creciente presión antropogénica sobre sus ecosistemas. La diseminación de la RAM en entornos silvestres ocurre principalmente a partir de actividades antrópicas por diferentes vías, incluyendo el contacto directo con humanos y animales domésticos y la contaminación del medio ambiente con fertilizantes orgánicos o con aguas residuales no tratadas ([Plaza-Rodríguez et al. 2021](#)). De manera importante, el agua contaminada con materia fecal con una alta carga microbiana resistente o con residuos de antibióticos puede actuar como un medio capaz de convertir a la fauna silvestre en portadora de bacterias resistentes ([Radhouani et al. 2014](#), [Martínez 2009](#)).

En ese sentido, la globalización de las actividades humanas ha influido en los patrones de resistencia a los antibióticos en bacterias intestinales de mamíferos silvestres ([Radhouani et al. 2014](#)). Estas bacterias enfrentan presiones selectivas debido a antimicrobianos utilizados en hospitales, hogares y actividades agropecuarias ([Kümmerer & Henninger 2003](#)), que terminan en efluentes y aguas residuales municipales,

llegando a ríos y lagos, ambientes ampliamente reconocidos como importantes fuentes de propagación y movimiento de agentes bacterianos y sus determinantes genéticos de RAM ([Puspandari et al. 2021](#), [Nnadozie & Odum 2019](#)). La limitada capacidad de estos ecosistemas para diluir efluentes antropogénicos resalta la importancia del estudio de estos hábitats, incluyendo la presencia de bacterias indicadoras de RAM como *Escherichia coli* ([Siri et al. 2023](#)) y *Pseudomonas aeruginosa* en ambientes acuáticos.

P. aeruginosa es un patógeno relevante desde la perspectiva clínica y de salud pública por sus características de oportunista que le permiten causar infecciones potencialmente mortales en humanos y animales, especialmente en pacientes inmunocomprometidos ([Nathwani et al. 2014](#)). En ese sentido, la presencia de mecanismos de resistencia a antimicrobianos como los carbapenémicos, un grupo de betalactámicos, que constituyen el último recurso en el tratamiento de infecciones bacterianas multirresistentes en aislamientos de *P. aeruginosa*, representa un especial desafío en medicina humana y animal ([Glen & Lamont 2024](#)). Actualmente *P. aeruginosa* resistente a carbapenémicos ha sido categorizada por la OMS como uno de los patógenos prioritarios para la búsqueda de nuevos fármacos ([World Health Organization. 2024](#)). En consecuencia, su presencia en ambientes no hospitalarios es considerada una alerta ambiental que requiere atención prioritaria, especialmente considerando que han sido reportados aislamientos en mamíferos acuáticos ([Guizado-Batista et al. 2024](#), [Rocha et al. 2021](#)).

Los delfines rosados del Amazonas (*Inia geoffrensis*) y las nutrias gigantes (*Pteronura brasiliensis*), han sido propuestos como especies centinelas claves para evaluar la salud de los ecosistemas acuáticos y su grado de contaminación por su posición en la cúspide de la cadena trófica, su longevidad y su capacidad de acumular contaminantes a lo largo de su vida, siendo indicadores sensibles de la presencia de bacterias multirresistentes en su hábitat ([Carroll et al. 2015](#), [Freitas et al. 2019](#)). Con base en el enfoque “una salud”, la emergencia de la RAM en los ecosistemas acuáticos, asociadas a ambos mamíferos, no solo amenaza la salud animal, sino que también representa un riesgo para la salud pública y ambiental ([Castelo-Branco et al. 2020](#), [Gravena et al. 2019](#)).

El objetivo del presente artículo fue evaluar el hábitat acuático del delfín rosado de río y la nutria gigante, mediante el análisis de la calidad microbiológica y la evaluación de los patrones de susceptibilidad antimicrobiana de *Pseudomonas aeruginosa*, como patógeno prioritario en salud pública, considerando la

repercusión del componente ambiental en la salud de las poblaciones humanas y animales.

Materiales y métodos

Ubicación geográfica

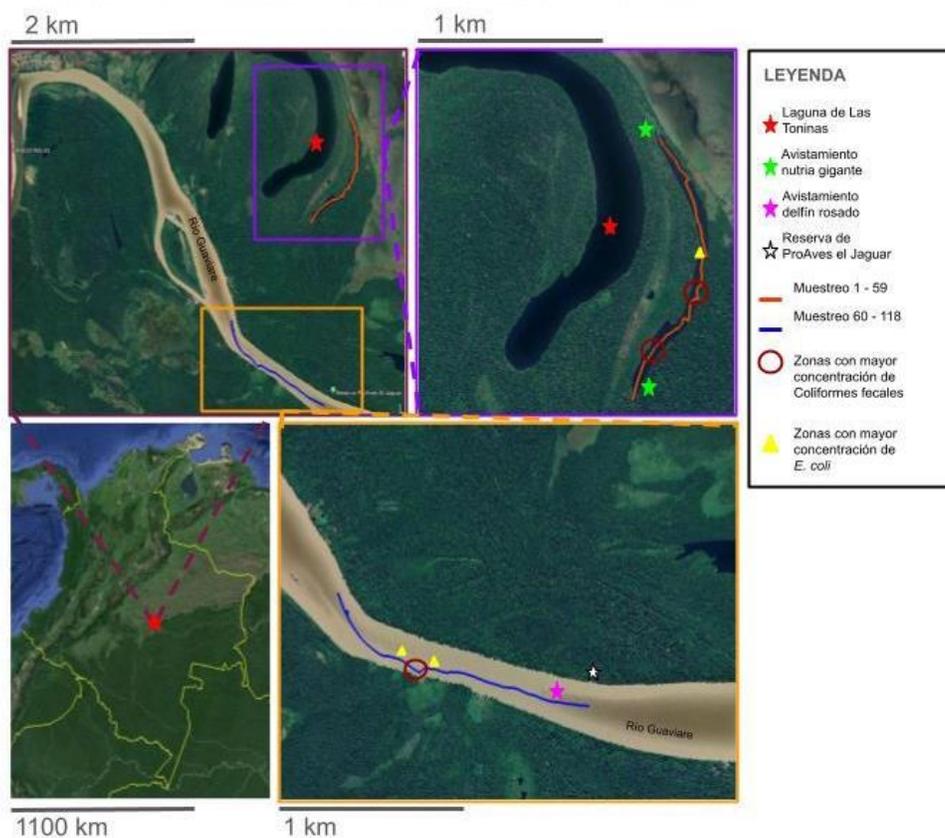
El estudio se realizó en el municipio de Mapiripán departamento del Meta, Colombia, durante diciembre y enero del 2024, en las coordenadas: 2.8691°N, 72.0720°W y 2.8599°N, 72.0803°W para el punto A, correspondiente a la Laguna de las Toninas, que se encuentra aislada de comunidades humanas. Y las coordenadas 2.4920°N, 72.0410°W y 2.8262°N, 72.0836°W para el punto B,

correspondiente al río Guaviare que presenta alta influencia antrópica y de desechos humanos (Figura 1).

Reconocimiento de especies animales y definición de área de muestreo

Se realizó el reconocimiento del delfín rosado y de la nutria gigante mediante la metodología de avistamiento desde el agua (con bote), y por tierra, obteniendo un registro fotográfico que permitió identificar áreas de asentamiento y alimentación de las dos especies ([Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, Fundación Omacha et al. 2024](#)) y definir el área de muestreo donde las especies fueron avistadas (Figura 1).

Figura 1
Mapa de la zona de estudio en el Río Guaviare y la Laguna de las Toninas.



Nota: Mapa de la zona de estudio en el Río Guaviare y la Laguna de las Toninas. Ilustra los puntos de muestreo y los puntos de avistamientos de las especies relevantes en el estudio, delfín rosado (*Inia geoffrensis*) y la nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*) durante diciembre 2023 y enero 2024. Laguna de las Toninas (rojo): zona A. Río Guaviare (azul): zona B.

Obtención de especímenes de agua

Los especímenes fueron obtenidos de acuerdo con los parámetros especificados en la norma ISO 19458, 2016 en cuanto a materiales, selección de puntos, procedimiento, recolección de datos, almacenamiento y transporte de muestras de agua ([Standard & ISO 2006](#)). Se realizó un muestreo seriado, con distancias aproximadas de 100

metros entre puntos, por el centro de los cuerpos de agua. Se utilizaron tubos falcón, introducidos a una profundidad de 50 cm en contracorriente, se recolectaron 50 ml en cada uno (100 ml/coordenada), para un total de 59 especímenes obtenidos en los puntos A y B. Posteriormente se transportaron a los laboratorios de Microbiología Veterinaria y de Toxicología Acuática de la Universidad

Nacional de Colombia sede Bogotá, para su procesamiento. Se diligenciaron los registros del lugar de origen y la fecha de toma de cada muestra con base en la norma ISO 19458 ([Standard & ISO 2006](#)).

Calidad fisicoquímica del agua

El análisis fisicoquímico de las muestras de agua recolectadas incluyó la determinación del pH, potencial de óxido-reducción (ORP), por medio del equipo Hanna® (combo pH/ORP) expresándose en unidades potenciométricas y voltios, respectivamente; para la medición de los sólidos disueltos totales (SDT), conductividad, salinidad, alcalinidad y dureza se utilizó la sonda ExStik® -II (*Extech Instruments*). El análisis de nitrato se realizó con el kit API®. Y Las pruebas de alcalinidad y dureza se hicieron mediante titulación colorimétrica con el kit de Hach®.

Calidad microbiológica del agua

La calidad microbiológica se determinó por cuantificación de coliformes totales, coliformes fecales y *E. coli*, mediante la prueba de Número Más Probable (NMP), según la norma ISO 9308-2; 2014 y criterios establecidos en el Decreto [1594 del 1984](#) del Ministerio de Agricultura y el Ministerio de Salud el Decreto [3930 de 2010](#) del Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial y la Resolución 2115 del 2007 del Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial y el Ministerio de Protección Social. Brevemente, se realizaron tres diluciones de cada muestra, se inocularon por triplicado en caldo lauril sulfato, los tubos positivos (determinados por turbidez y producción de gas) fueron inoculados en caldo bilis verde brillante para los coliformes totales y fecales, y sembrados en agar EMB (Oxoid™, Thermofisher Scientific™, Waltham, Massachusetts, EE. UU.) para la identificación de *E. coli*, cada etapa fue incubada a $36 \pm 2^\circ\text{C}$, 18 - 24 horas. Los datos fueron interpretados con la tabla de número más probable (NMP) para recuento de coliformes estandarizada por *The United States Food and Drug Administration, FDA* ([BAM appendix 2: Most probable number from serial dilutions 2024](#)).

Aislamiento e identificación de *Pseudomonas aeruginosa*

Los especímenes de agua (100 ml) fueron homogeneizados, se tomó 1 ml para realizar preenriquecimiento en caldo BHI -*Brain Heart Infusion*- (Merck™, Darmstadt, Alemania). a $37 \pm 1^\circ\text{C}$, durante 24 horas, posteriormente se sembraron en agar MacConkey (Oxoid™, Thermofisher Scientific™, Waltham, Massachusetts, EE. UU.) suplementado con 400 µl de cefotaxima. Se seleccionaron las colonias no fermentadoras de lactosa. Para el aislamiento e identificación de *Pseudomonas* spp., se utilizó Agar Cetrimida (Merck™, Darmstadt, Alemania) incubado a 42°C , durante 24 horas. Se realizó la prueba de oxidasa en

tira, *Bactident*® *Oxidasa* (Merck™, Darmstadt, Alemania). Los aislamientos fueron confirmados con pruebas bioquímicas convencionales según criterios establecidos en “*Bergey 's manual of systematic bacteriology*” ([Boden 2024](#)).

Evaluación de la susceptibilidad antimicrobiana de *Pseudomonas aeruginosa*

Se determinó la susceptibilidad antimicrobiana de los aislamientos de *Pseudomonas aeruginosa* mediante el método convencional de difusión en agar según Kirby-Bauer, 1966. La interpretación se realizó con base en los parámetros del Instituto de Estándares Clínicos y de Laboratorio (CLSI por sus siglas en inglés), norma M100 ([CLSI 2024](#)). Los aislamientos fueron clasificados en susceptibles y no susceptibles, considerando dentro de esta última categoría los aislamientos intermedios y resistentes

Se seleccionaron siete antimicrobianos, excluyendo aquellos que mostraban resistencias intrínsecas (naturales) a *Pseudomonas aeruginosa* y teniendo en cuenta la relevancia del fármaco para el tratamiento de las infecciones que causa en humanos y animales, así como su inclusión en consensos europeos y latinoamericanos para la categorización de los fármacos con base en la resistencia adquirida a bacterias ([Magiorakos et al. 2012](#), [Jiménez Pearson et al. 2019](#)). Fueron incluidos ceftazidima (CAZ) de 30µg, cefalosporina de tercera generación; fosfomicina (FOS) de 50µg, derivado de ácido fosfónico; meropenem (MRP) de 10µg, carbapenémico; piperacilina/tazobactam (TZP) de 10µg, ureidopenicilina e inhibidor de betalactamasas; ciprofloxacina (CIP) de 5µg, fluoroquinolona; aztreonam (ATM) de 30µg, monobactámico y amikacina (AK) de 30µg, aminoglucósido. El uso de colistina y fosfomicina para pruebas de difusión de disco se encontraba reportado en manuales internacionales hasta el 2016, por lo que se tomaron como valores de referencia estos últimos reportes del CLSI supplement M100 ([Clinical and Laboratory Standards Institute 2016](#)), el resto de los antibióticos se referencian con el CLSI supplement M100 del [2024](#).

Análisis de los patrones de susceptibilidad

Los aislamientos de *Pseudomonas aeruginosa* fueron clasificados en tres categorías, con base en sus patrones de susceptibilidad, según [Magiorakos et al. 2012](#). Se categorizaron como multirresistentes (MDR, por sus siglas en inglés) aquellos aislamientos no susceptibles a al menos un agente en tres o más categorías de antimicrobianos, resistencia extendida (XDR, por sus siglas en inglés) los aislamientos resistentes a al menos un agente en todas las categorías, excepto en dos o menos, y panresistentes (PDR, por sus siglas en inglés) aquellos aislamientos no susceptibles a todos los agentes en todas las categorías de antimicrobianos.

Análisis estadístico

Se realizó una estadística descriptiva de los resultados para los indicadores de calidad de agua en ambas zonas y adicionalmente se compararon los resultados obtenidos con la prueba T Student, buscando diferencias estadísticamente significativas entre cada variable (Coliformes totales, coliformes fecales y *E. coli*), tomando como referencia valor $p = 0,05$. La prueba de Chi cuadrado se aplicó para analizar y comparar las frecuencias relativas de los perfiles de resistencia a antimicrobianos de *P. aeruginosa* entre la zona A y B. Los resultados de las dos zonas fueron comparados estadísticamente debido a las diferencias en cuanto al nivel de actividad antrópica que presentan, siendo la zona A la más intervenida.

Resultados

Reconocimiento de especies animales

Los individuos de nutrias gigantes de río fueron avistados en la zona A en grupo o en solitario, realizando actividades

de alimentación e interacciones intraespecíficas, con comportamientos de exploración vigilante. Se evidenció una alta presencia de letrinas, las cuales fueron útiles a la hora de ubicar sus asentamientos (Figura 1). Los individuos de delfines rosados fueron observados en la zona B (Figura 1), en grupos pequeños, con comportamiento de exploración. La frecuencia de avistamientos fue disminuyendo a medida que el nivel del agua iba disminuyendo por causa de las condiciones ambientales asociadas a la época de verano.

Calidad fisicoquímica del agua

Las variables analizadas en las dos muestras remitidas se evaluaron con base en los valores de referencia establecidos en el “Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater” ([American Public Health Association \[APHA\]](#), [American Water Works Association \[AWWA\]](#) & [Water Environment Federation \[WEF\] 2017](#)) (Tabla 1).

Tabla 1. Análisis fisicoquímico de la zona A (Laguna de las toninas) y zona B (Río Guaviare) en comparación con los valores de referencia de los parámetros evaluados.

Parámetro	Zona A		Zona B		Valores de referencia (APHA , AWWA Y WEF 2017)
	Muestra #1	Muestra #2	Muestra #1	Muestra #2	
Alcalinidad (mg/L de CaCO ₃)	17,1	17,1	17,1	17,1	30 - 400
Dureza (mg/L de CaCO ₃)	17,1	17,1	51,3	51,3	0 - 60 (aguas blandas)
Nitrito (mg/L)	N.D.	N.D.	N.D.	N.D.	< 0,1
pH	6,2	6,1	7,5	7,4	6,5 - 8,5
Sólidos disueltos totales (mg/L)	59,2	8,4	61,2	62,9	50 - 500
Conductividad	100	12,6	102	104	100 - 1000
Salinidad (PPT)	49,8	7,3	51,2	52,5	0 - 500
Potencial de oxido reducción (mV)	310	300	284	278	200 - 600

(N.D.: no detectado)

Calidad microbiológica del agua

Las variables analizadas se evaluaron con base en los valores de referencia establecidos en la Resolución 2115 de [2007 del Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial](#) y del [Ministerio de Protección](#)

[Social](#), y lo establecido por los Decretos [1594 del 1984](#) y [3930 de 2010](#) (Tabla 2). En el análisis estadístico de los resultados de la zona A y B, se evidenció una diferencia estadística significativa en coliformes fecales y *E. coli* con valores $p = 0,032$ y $p = 0,001$ respectivamente.

Tabla 2. Estadística descriptiva para los resultados obtenidos sobre los indicadores de contaminación y los aislamientos resistentes a cefotaxima (CTX) obtenidos en las Zonas A y B.

Ubicación	Recuento de coliformes totales (NMP/100ml)		Recuento de coliformes fecales (NMP/100ml)		Recuento de <i>E. coli</i> (NMP/100ml)	
	Zona A n=59	Zona B n=59	Zona A n=59	Zona B n=59	Zona A n=59	Zona B n=59
Promedio \pm DE	31.240 \pm 40.830	23.850 \pm 40.610	11.090 \pm 26.170	20.500 \pm 37.370	710 \pm 2.020	15.780 \pm 33.350
Mínimo	<300	<300	<300	<300	<300	<300
Máximo	>110.100	>110.100	>110.100	>110.100	15.000	>110.100
Valores de referencia (Normativa colombiana)	20.000		2.000		0 a <3	

Aislamiento y susceptibilidad antimicrobiana de *Pseudomonas aeruginosa*

De las 118 muestras recolectadas, 59 en la zona A y 59 en la zona B, se obtuvieron en total 95 aislamientos de *Pseudomonas aeruginosa*, 40 procedentes de la zona A y 55 procedentes de la zona B.

En la zona A, 40/40 (100%) de los aislamientos fueron no susceptibles a TZP, 39/40 (97,5%) no susceptibles a ATM y 36/40 (90%) a MRP (Tabla 3). Además, 29/40 aislamientos (72,5%) y 6/40 aislamientos (15%) fueron no susceptibles a por lo menos 3 y 4 betalactámicos diferentes, correspondientemente.

En la zona B, 53/55 (96,4%) de los aislamientos fueron no susceptibles a ATM, 50/55 (90,9%) no susceptibles a FOS y 48/55 (87,2%) no susceptibles a MRP (Tabla 3). Además, 30/55 aislamientos (54,5%) y 19/55 aislamientos (34,5%) fueron no susceptibles a por lo menos 2 y 3 betalactámicos diferentes, correspondientemente.

En la zona B se obtuvieron mayor número de aislamientos no susceptibles a un menor número de categorías de antimicrobianos, mientras que en la zona A se obtuvieron aislamientos no susceptibles a mayor número de categorías de antimicrobianos con un $p = 0,0273$, lo que sugiere una posible presión de selección que influyó notablemente en la diversidad de su perfil de susceptibilidad.

Tabla 3. Frecuencias y porcentajes de aislamientos no sensibles a cada uno de los antibióticos evaluados en la zona A y zona B.

Familia	Categoría	Antimicrobiano	Aislamientos de la Zona A n = 40		Aislamientos de la Zona B n = 55	
			No susceptible	Susceptible	No susceptible	Susceptible
Betalactámicos	Cefalosporina de tercera generación	Ceftazidima (CAZ)	7 17,5 %	33 82,5 %	4 2,1 %	51 92,8 %
	Carbapenémico	Meropenem (MRP)	36 90 %	4 10 %	48 87,2 %	7 12,8 %
	Ureidopenicilina más inhibidor de betalactamasas	Piperacilina / tazobactam (TZP)	40 100 %	0 0 %	19 34,5 %	36 65,5 %
	Monocíclico sintético	Aztreonam (ATM)	39 97,5 %	1 2,5 %	53 96,4 %	2 3,6 %
Derivados del ácido fosfórico		Fosfomicina (FOS)	30 75 %	10 25 %	50 90,9 %	5 9,1 %
Quinolona	Fluoroquinolona	Ciprofloxacina (CIP)	2 5 %	38 95 %	2 3,6 %	53 96,4 %

Familia	Categoría	Antimicrobiano	Aislamientos de la Zona A n = 40		Aislamientos de la Zona B n = 55	
			No susceptible	Susceptible	No susceptible	Susceptible
Aminoglucósido		Amikacina (AK)	3 7,5 %	37 92,5 %	5 9,1 %	50 90,9 %
Polimixinas		Colistina (CL)	31 77,5 %	9 22,5 %	6 10,9 %	49 89,1 %
Total			188 ^a	132 ^b	187 ^c	253 ^d

AK (Amikacina), ATM (Aztreonam), CAZ (Ceftazidima), CIP (Ciprofloxacina), CL (Colistina), FOS (Fosfomicina) MRP(Meropenem), TZP(Tazobactam) a, b, c y d total de aislamientos sensibles o no susceptibles obtenidos por zona.

Multirresistencia y resistencia extendida

En la zona B, 44/55 aislamientos (88%) se clasificaron como MDR y 4/55 aislamientos (7,2%) como XDR, mientras en la zona A, 27/40 aislamientos (67,5%) fueron MDR y 10/40 aislamientos (25%) fueron XDR. Presentaron una diferencia significativa estadísticamente con un valor p = 0,0446. En ninguna zona muestreada se obtuvieron aislamientos con características del grupo de panresistentes (PDR).

Patrones de susceptibilidad antimicrobiana

Los perfiles de susceptibilidad de los aislamientos de *P. aeruginosa* fueron analizados según la zona evaluada (Tabla 4), evidenciando en el caso de la zona A, que la combinación más común fue la no susceptibilidad a MRP, ATM y FOS en porcentajes de 43,6%. Para la zona B, la combinación más común fue la no susceptibilidad a MRP, ATM, TZP en porcentajes de 65%. Se evidencia no susceptibilidad a antimicrobianos betalactámicos y fosfomicina.

Tabla 4. Perfil de no susceptibilidad en aislamientos de *Pseudomonas aeruginosa* de la zona A y zona B.

Patrones antimicrobianos más comunes en la zona A	Número / porcentaje de muestras	Patrones antimicrobianos más comunes en la zona B	Número / porcentaje de muestras
FOS - <u>MRP</u> ⁺⁺ - ATM [*]	20 36,6 %	FOS - <u>MRP</u> ⁺⁺ - ATM [*] - TZP [*]	18 45 %
FOS - <u>MRP</u> ⁺⁺ - ATM [*] - TZP [*]	14 25,5 %	<u>MRP</u> ⁺⁺ - ATM [*] - TZP [*]	6 15 %
FOS - <u>MRP</u> ⁺⁺ - ATM [*] - CL	4 7,3 %	FOS - <u>MRP</u> ⁺⁺ - ATM [*] - TZP [*] - CAZ [*]	6 15 %
FOS - ATM [*]	3 5,4 %	TZP [*] - ATM [*]	2 5 %
FOS - <u>MRP</u> ⁺⁺ - ATM [*] - TZP [*] - CAZ [*]	2 3,6 %	FOS - <u>MRP</u> ⁺⁺ - ATM [*] - TZP [*] - CL	2 5 %
OTROS	12 21,8 %	OTROS	6 15 %
TOTAL (n)	55 100 %	TOTAL (n)	40 100 %

ATM (Aztreonam), CAZ (Ceftazidima), CL (Colistina), FOS (Fosfomicina) MRP(Meropenem), TZP(Tazobactam)

*Antimicrobianos de la familia de los betalactámicos.

+ Antimicrobianos que hacen parte de la categoría de carbapenémicos.

Discusión

El presente estudio reveló que los cuerpos de agua evaluados en la zona A y B no presentaron una variación significativa de las variables fisicoquímicas, pero sí una alteración de la calidad microbiológica. En particular en la zona B, los valores obtenidos sobrepasaron notablemente los valores permitidos por normativas estatales, debido a que el 75% de las muestras presentaron valores de 240 NMP/g de coliformes fecales y 93 NMP/g de *Escherichia coli*. De los 95 aislamientos de *Pseudomonas aeruginosa* procedentes de la zona A y B, el 96%, 88% y 84% presentaron no susceptibilidad a aztreonam, meropenem y fosfomicina, respectivamente, evidenciando una importante resistencia a betalactámicos y derivados del ácido fosfórico.

Con base al análisis fisicoquímico, las dos zonas presentan datos muy similares en las variables evaluadas, que se encuentran dentro de los rangos referenciados para agua de consumo doméstico (Tabla 1). La alcalinidad y la dureza con valores bajos se podrían reconocer como normales teniendo en cuenta que los cuerpos hídricos de esta región del país se caracterizan por pH bajos ([Corporación para el Desarrollo Sostenible del Norte y el Oriente Amazónico \[CDA\] 2021](#)). Cabe resaltar la no presencia de nitratos relacionado con baja carga de materia orgánica en los cuerpos hídricos.

En el análisis microbiológico (Tabla 2), los coliformes totales de la zona A presentaron una concentración 1,56 veces mayor con respecto a la normativa nacional mientras que la zona B fue 1,19 veces mayor. Sin embargo, en la concentración de coliformes fecales, se evidenció una diferencia notable, la zona A tuvo 5,54 veces más y la zona B, 10,25 veces más con referencia a la norma. Estos datos sugieren una contaminación fecal, cuyo origen puede atribuirse a escorrentías agrícolas, fugas de alcantarillado o fallos en infraestructuras sépticas, incluso de actividades antrópicas, como el transporte fluvial ([Waterkeeper Alliance s.f.](#)). Esta situación pone de manifiesto un riesgo para la salud pública debido a la posible presencia de patógenos entéricos, que puedan comprometer la calidad del agua y la alteración del ecosistema y muestra la necesidad de monitoreo constante y la implementación de medidas de intervención.

Si bien, las variables fisicoquímicas no se observaron alteradas a pesar de la afectación de la calidad microbiológica del agua, no puede descartarse su futura ocurrencia, ya que se ha demostrado en ríos de Asia, que el aumento de la contaminación del agua altera la calidad fisicoquímica y, en consecuencia, la pureza, la productividad acuática y la biodiversidad del recurso hídrico, debido a que la liberación continua de contaminantes se convierte en un riesgo sanitario para las

especies acuáticas y para las poblaciones humanas cercanas ([Moula et al. 2020](#), [Fundación Omacha & WWF-Brasil 2023](#)).

Por su parte los patrones de susceptibilidad obtenidos para los aislamientos de *P. aeruginosa* evidencian un panorama alarmante debido a la elevada frecuencia de no susceptibilidad a antibióticos betalactámicos. Se presentó un 100% y 34,5% de no susceptibilidad a piperacilina/tazobactam, en la zona A y B, respectivamente. Además, respecto al carbapenémico analizado, meropenem, se evidenciaron frecuencias de no susceptibilidad de 90% y 87,2% en la zona A y B, respectivamente. Por su parte el aztreonam exhibió un 97,5% y 96,4%. Considerando la importancia de estos antimicrobianos como fármacos de importancia crítica en salud humana por ser opciones terapéuticas de última línea para el tratamiento de infecciones causadas por bacterias multirresistentes, los hallazgos del presente estudio muestran la relevancia de la interfaz humano-animal como un aspecto fundamental en la contención de las resistencias antimicrobianas bajo el enfoque de “una salud”.

Otros estudios realizados en matrices similares han documentado aislamientos de *P. aeruginosa* con patrones de multirresistentes en diversos lugares del mundo. En Europa, en ríos con alta intervención humana, se evidenciaron aislamientos de *Pseudomonas aeruginosa* con resistencias a piperacilina/tazobactam, ceftazidima, cefepima, meropenem e imipenem ([Kittinger et al. 2016](#)). En particular, como mecanismos de resistencia a los carbapenémicos, se reporta como principal mecanismo de resistencia en Europa, entre otros, la pérdida de proteínas OprD en la membrana celular ([Rojo-Bezarez et al. 2024](#)). En contraste con estudios realizados en Colombia, donde los principales mecanismos de resistencia frente a carbapenémicos son VIM (*Verona integron-encoded metallo-Beta-lactamase*, por sus siglas en inglés) y KPC (*Klebsiella pneumoniae Carbapenemase*, por sus siglas en inglés) ([Instituto Nacional de Salud \[INS\] 2022](#)).

P. aeruginosa, es un patógeno oportunista que puede causar infecciones potencialmente mortales, especialmente en pacientes inmunosuprimidos. Por sus características estructurales y metabólicas es capaz de sobrevivir en una amplia gama de reservorios ambientales acuáticos, que pueden convertirse en potenciales fuentes del patógeno a través de la interfaz humano- animal ([Luján Roca 2014](#)). El tratamiento de las infecciones causadas por *P. aeruginosa*, constituyen un desafío, porque además de los mecanismos de resistencias intrínsecas de la especie, presentan una alta variabilidad de mecanismos de resistencia adquiridos que les confieren características de multirresistencia incluyendo cefalosporinas tipo AmpC,

β -lactamasas plasmídicas, pérdida de proteína OprD (porina), sobreexpresión de sistemas de reflujo, enzimas modificadoras de aminoglucósidos y alteraciones en topoisomerasas, lo que reduce su efectividad frente a antimicrobianos β -lactámicos y quinolonas, entre algunos otros (Strateva & Yordanov 2009). Pese a que estos mecanismos no fueron evaluados en este estudio, es posible que se encuentren de forma simultánea en los aislamientos clasificados como MDR y XDR.

En Chile se han reportado perfiles de resistencia de *P. aeruginosa*, aislada a partir de aguas ambientales, que destacan la no susceptibilidad a cefazolina, cefepime, meropenem y ampicilina (Jofré Bartholin et al. 2023), antimicrobianos pertenecientes a la categoría de los betalactámicos. Además, es posible destacar la resistencia a colistina, que también se presentó en el estudio actual, teniendo en cuenta que se trata de un antibiótico considerado como una de las futuras alternativas para el tratamiento de infecciones por *P. aeruginosa* multirresistente (Elfadadny et al. 2024).

En el panorama clínico en Colombia, entre el 2018 y el 2021, que evidenció un incremento en la frecuencia de resistencia a piperacilina-tazobactam y carbapenémicos en aislamientos de *P. aeruginosa*, procedentes de centros de salud (De La Cadena et al. 2023). Estos dos antibióticos mostraron frecuencias notables de no susceptibilidad en los aislamientos en este estudio, lo que evidencia que las dinámicas de resistencia antimicrobiana en ambientes hospitalarios no difieren de las observadas en entornos naturales. Además, la trazabilidad del patógeno y los perfiles de multirresistencia sugieren un flujo bidireccional entre hospitales y cuerpos de agua cercanos (Rodríguez & Jiménez 2023).

Otros autores, han correlacionado la presencia de contaminantes en hábitats acuáticos con los efectos en mamíferos que los habitan. Por ejemplo, Guizado-Batista et al. (2024) evaluó en Costa Rica los perfiles de susceptibilidad de microorganismos asociados a la microbiota de nutrias (*Lontra longicaudis*) y su relación con características ecológicas de las zonas habitadas. Por su parte, en especímenes procedentes de delfines rosados, Rocha et al. (2021) obtuvieron aislamientos de bacterias gram negativas -incluyendo *Pseudomonas aeruginosa*- con una notable resistencia a macrólidos y betalactámicos.

En conclusión, considerando el impacto de la resistencia antimicrobiana en la interfaz humano- animal, es imperativo un abordaje integral del fenómeno, a partir del enfoque “una salud” que considere el impacto en cada uno de los escenarios involucrados. En ese sentido, el presente estudio se realizó un acercamiento inicial de la RAM en ecosistemas acuáticos escasamente intervenidos, a través del monitoreo fisicoquímico y microbiológico. Es

prioritario el monitoreo continuo de la resistencia antimicrobiana en *P. aeruginosa* para establecer medidas efectivas de control que propicien la protección de los ecosistemas acuáticos colombianos, contribuyan a la contención de la resistencia antimicrobiana y a la mitigación del riesgo de salud pública que esta representa.

Agradecimientos

A la Fundación ProAves por la oportunidad de hacer ciencia desde la perspectiva de las mujeres científicas, a los laboratorios de Microbiología Veterinaria y Toxicología Acuática y a la Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá.

Referencias

- American Public Health Association, American Water Works Association & Water Environment Federation. 2017. Standard methods for the examination of water and wastewater (23.ª ed.). APHA Press. ISBN 978-1625762405.
- Blodgett, R. 2024. BAM Appendix 2: Most probable number from serial dilutions. U.S. Food and Drug Administration. Recuperado de <https://www.fda.gov/food/laboratory-methods-food/bam-appendix-2-most-probable-number-serial-dilutions>
- Rojo-Bezares, B., Casado, C., Ceniceros, T., López, M., Chichón, G., Lozano, C., Ruiz-Roldán, L. & Sáenz, Y. 2024. *Pseudomonas aeruginosa* del agua de río: Resistencia antimicrobiana, virulencia y tipificación molecular. FEMS Microbiology Ecology, 100(5), fiae028. <https://doi.org/10.1093/femsec/fiae028>
- Bengtsson-Palme, J., Abramova, A., Berendonk, T. U., Coelho, L. P., Forslund, S. K., Gschwind, R., Heikinheimo, A., Jarquín-Díaz, V. H., Khan, A. A., Klümper, U., Löber, U., Nekoro, M., Osińska, A. D., Ugarcina Perovic, S., Pitkänen, T., Rørdland, E. K., Ruppé, E., Wasteson, Y., Wester, A. L., & Zahra, R. 2023. Towards monitoring of antimicrobial resistance in the environment: For what reasons, how to implement it, and what are the data needs? Environment International, 178, 108089. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2023.108089>
- Boden, R. 2024. Betaproteobacteria†. In M. E. Trujillo, S. Dedysh, P. DeVos, B. Hedlund, P. Kämpfer, F. A. Rainey, & W. B. Whitman (Eds.), Bergey's Manual of Systematics of Archaea and Bacteria. Wiley. <https://doi.org/10.1002/9781118960608.cbm00042.pub2>
- Clinical and Laboratory Standards Institute. 2024. Performance standards for antimicrobial susceptibility testing (34th ed.) [CLSI supplement M100S]. CLSI.
- Clinical and Laboratory Standards Institute. 2016. Performance standards for antimicrobial susceptibility testing (26th ed.) [CLSI supplement M100S]. CLSI.
- Carroll, D., Wang, J., Fanning, S. & McMahon, B. J. 2015. Antimicrobial Resistance in Wildlife: Implications for

- Public Health. Zoonoses and public health, 62(7), 534–542. <https://doi.org/10.1111/zph.12182>
- Castelo-Branco, D. S. C. M., Paiva, M. A. N., Teixeira, C. E. C., Caetano, É. P., Guedes, G. M. M., Cordeiro, R. A., Brilhante, R. S. N., Rocha, M. F. G. & Sidrim, J. J. C. 2020. Azole resistance in *Candida* from animals calls for the One Health approach to tackle the emergence of antimicrobial resistance. *Medical mycology*, 58(7), 896–905. <https://doi.org/10.1093/mmy/myz135>
- Corporación para el Desarrollo Sostenible del Norte y el Oriente Amazónico (CDA). 2021. Informe de seguimiento al cumplimiento de los objetivos de calidad de la jurisdicción de la CDA: Año 2021. Subdirección de Normatización y Calidad Ambiental.
- De La Cadena, E., Pallares, C. J., García-Betancur, J. C., Porras, J. A. & Villegas, M. V. 2023. Actualización sobre la resistencia antimicrobiana en instituciones de salud de nivel III y IV en Colombia entre enero del 2018 y diciembre del 2021 [Update of antimicrobial resistance in level III and IV health institutions in Colombia between January 2018 and December 2021]. *Biomedica: Revista del Instituto Nacional de Salud*, 43(4), 457–473. <https://doi.org/10.7705/biomedica.7065>
- Elfadadny, A., Ragab, R. F., AlHarbi, M., Badshah, F., Ibáñez-Arancibia, E., Farag, A., Hendawy, A. O., De los Ríos-Escalante, P. R., Aboubakr, M., Zakai, S. A. & Nageeb, W. M. 2024. Antimicrobial resistance of *Pseudomonas aeruginosa*: Navigating clinical impacts, current resistance trends, and innovations in breaking therapies. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1374466. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1374466>
- Freitas, D. Y., Araújo, S., Folador, A. R. C., Ramos, R. T. J., Azevedo, J. S. N., Tação, M., ... & Henriques, I. 2019. Extended spectrum beta-lactamase-producing Gram-negative bacteria recovered from an Amazonian lake near the city of Belem, Brazil. *Frontiers in Microbiology*, 10, 364. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.00364>
- Fundación Omacha & WWF-Brasil. 2023. Evaluación del impacto del cambio climático y la calidad del agua en la salud de los delfines rosados en la Amazonía. Instituto de Desarrollo Sostenible Mamirauá. ***
- Glen, K. A. & Lamont, I. L. 2024. Characterization of acquired β -lactamases in *Pseudomonas aeruginosa* and quantification of their contributions to resistance. *Microbiology Spectrum*, 12, e00694-24. <https://doi.org/10.1128/spectrum.00694-24>
- Gravena, W., Hrbek, T., da Silva, V. M. F. & Farias, I. P. 2019. Boto (*Inia geoffrensis*—Cetacea: Iniidae) aggregations in two provisioning sites in the lower Negro River—Amazonas, Brazil: Are they related? *PeerJ*, 7, e6692. <https://doi.org/10.7717/peerj.6692>
- Guizado-Batista, A., Porres-Camacho, A., Vargas-Villalobos, S., Cortez-Martínez, M., Umaña-Castro, R., Sancho-Blanco, C., Solano-Campos, F., Quesada-Alvarado, F., Spínola-Parallada, M., Madrigal-Mora, A., Jiménez-Serrano, A., Vargas-Calvo, J., Villalobos-Sequeira, J., Stoos, K. B. & Blanco-Peña, K. 2024. Antimicrobial-resistant genes in feces from otters (*Lontra longicaudis*) within the Peñas Blancas river basin, Costa Rica. *Heliyon*, 10(24), e40927. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e40927>
- Instituto Nacional de Salud. 2022. Vigilancia de carbapenemasas en *Pseudomonas spp.*, Colombia 2012-2022.
- Jiménez Pearson, M. A., Galas, M., Corso, A., Hormazábal, J. C., Duarte Valderrama, C., Salgado Marcano, N., Ramón-Pardo, P. & Melano, R. 2019. Consenso latinoamericano para definir, categorizar y notificar patógenos multirresistentes, con resistencia extendida o panresistentes. *Revista Panamericana de Salud Pública [Pan American Journal of Public Health]*, 1–8. <https://doi.org/10.26633/rpsp.2019.65>
- Jofré Bartholin, M., Barrera Vega, B. & Berrocal Silva, L. 2023. Antibiotic-resistant bacteria in environmental water sources from southern Chile: A potential threat to human health. *Microbiology Research*, 14, 1764–1773. <https://doi.org/10.3390/microbiolres14040121>
- Kittinger, C., Lipp, M., Baumert, R., Folli, B., Koraimann, G., Toplitsch, D., Liebmann, A., Grisold, A. J., Farnleitner, A. H., Kirschner, A. & Zarfel, G. 2016. Antibiotic resistance patterns of *Pseudomonas spp.* isolated from the River Danube. *Frontiers in Microbiology*, 7, 586. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.00586>
- Kümmerer, K. & Henninger, A. 2003. Promoting resistance by the emission of antibiotics from hospitals and households into effluent. *Clinical Microbiology and Infection: The Official Publication of the European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 9(12), 1203–1214. <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2003.00739.x>
- Luján Roca, D. Á. 2014. *Pseudomonas aeruginosa*: un adversario peligroso. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana*, 48(4), 465–474. Recuperado el 8 de febrero de 2025. ISSN: 0325-2957
- Magiorakos, A. P., Srinivasan, A., Carey, R. B., Carmeli, Y., Falagas, M. E., Giske, C. G., Harbarth, S., Hindler, J. F., Kahlmeter, G., Olsson-Liljequist, B., Paterson, D. L., Rice, L. B., Stelling, J., Struelens, M. J., Vatopoulos, A., Weber, J. T. & Monnet, D. L. 2012. Multidrug-resistant, extensively drug-resistant and pandrug-resistant bacteria: an international expert proposal for interim standard definitions for acquired resistance. *Clinical microbiology and infection: the official publication of the European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 18(3), 268–281. <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2011.03570.x>
- Martínez, J. L. 2009. The role of natural environments in the evolution of resistance traits in pathogenic bacteria. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 276(1667), 2521–2530. <https://doi.org/10.1098/rspb.2009.0320>

- Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, Fundación Omacha, Valderrama, M. J., Acosta Lugo, E., Trujillo, F., Garrote, G., Caicedo Herrera, D., Gómez, I., Mona, Y., Morales-Betancourt, M. A., Lasso, C. A., Camm, M. (Ilus.), Landazabal, C. (Ilus.), Nieto Fernández, V. (Ilus.), & Rodríguez, D. M. (Ilus.). 2024. Monitoreo de vertebrados acuáticos amenazados en la Amazonía y Orinoquía colombiana. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible.
- Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial & Ministerio de Protección Social. 2007. Resolución 2115 de 2007 (22 de junio), por medio de la cual se señalan características, instrumentos básicos y frecuencias del sistema de control y vigilancia para la calidad del agua para consumo humano. Diario Oficial No. 46.679, 4 de julio de 2007.
- Moula, M. T., Nath, R. K., Chowdhury, M. M. & Bakar Siddique, M. A. 2020. An overview of river side pollutants and their effects on physico-chemical changes in water quality of River Halda, Bangladesh. *Asian Journal of Chemistry*, 32(4), 827–834. <https://doi.org/10.14233/ajchem.2020.22347>
- Murray, C. J. L., Ikuta, K. S., Sharara, F., Swetschinski, L., Robles Aguilar, G., Gray, A., Han, C., Bisignano, C., Rao, P., Wool, E., Johnson, S. C., Browne, A. J., Chipeta, M. G., Fell, F., Hackett, S., Haines-Woodhouse, G., Kashef Hamadani, B. H., Kumaran, E. A. P., McManigal, B., Naghavi, M. 2022. Global burden of bacterial antimicrobial resistance in 2019: A systematic analysis. *Lancet*, 399(10325), 629–655. [https://doi.org/10.1016/s0140-6736\(21\)02724-0](https://doi.org/10.1016/s0140-6736(21)02724-0)
- Nathwani, D., Raman, G., Sulham, K., Gavaghan, M. & Menon, V. 2014. Clinical and economic consequences of hospital-acquired resistant and multidrug-resistant *Pseudomonas aeruginosa* infections: A systematic review and meta-analysis. *Antimicrobial Resistance and Infection Control*, 3, 1-16. <https://doi.org/10.1186/2047-2994-3-32>
- Nnadozie, C. F. & Odume, O. N. 2019. Freshwater environments as reservoirs of antibiotic-resistant bacteria and their role in the dissemination of antibiotic resistance genes. *Environmental Pollution*, 254, 113067. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2019.113067>
- Plaza-Rodríguez, C., Alt, K., Grobbel, M., Hammerl, J. A., Irrgang, A., Szabo, I., Stingl, K., Schuh, E., Wiehle, L., Pfefferkorn, B., Naumann, S., Kaesbohrer, A. & Tenhagen, B.-A. 2021. Wildlife as sentinels of antimicrobial resistance in Germany? *Frontiers in Veterinary Science*, 7, Article 627821. <https://doi.org/10.3389/fvets.2020.627821>
- Presidencia de la República de Colombia. 1984. Decreto 1594 de 1984 (26 de junio), por el cual se reglamenta parcialmente el Título I de la Ley 09 de 1979, así como el Capítulo II del Título VI - Parte III - Libro II y el Título III de la Parte III - Libro I del Decreto 2811 de 1974 en cuanto a usos del agua y residuos líquidos.
- Presidencia de la República de Colombia. 2010. Decreto 3930 de 2010 (25 de octubre), por el cual se reglamenta parcialmente el Título I de la Ley 9ª de 1979, así como el Capítulo II del Título VI - Parte III - Libro II del Decreto-ley 2811 de 1974 en cuanto a usos del agua y residuos líquidos y se dictan otras disposiciones.
- Puspandari, N., Sunarno, S., Febrianti, T., Febriyana, D., Saraswati, R. D., Rooslamati, I., Amalia, N., Nursofiah, S., Hartoyo, Y., Herna, H., Mursinah, M., Muna, F., Aini, N., Risniati, Y., Dewantara, P. W., Allamanda, P., Wicaksana, D. N., Sukoco, R., Efadeswarni, Matheu, J. 2021. Extended spectrum beta-lactamase-producing *Escherichia coli* surveillance in the human, food chain, and environment sectors: Tricycle project (pilot) in Indonesia. *One Health*, 13, 100331. <https://doi.org/10.1016/j.onehlt.2021.100331>
- Radhouani, H., Silva, N., Poeta, P., Torres, C., Correia, S. & Igrejas, G. 2014. Potential impact of antimicrobial resistance in wildlife, environment and human health. *Frontiers in Microbiology*, 5, Article 23. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2014.00023>
- Rocha, M. F. G., Diógenes, E. M., Carvalho, V. L., *et al.* 2021. One Health implications of antimicrobial resistance in bacteria from Amazon river dolphins. *EcoHealth*, 18, 383–396. <https://doi.org/10.1007/s10393-021-01558-4>
- Rodríguez, E. A. & Jiménez, J. N. 2023. Resistencia bacteriana a antibióticos en ambientes acuáticos: Origen e implicaciones para la salud pública. *Revista Facultad Nacional de Salud Pública*, 41(3), e351453. <https://doi.org/10.17533/udea.rfnsp.e351453>
- Singer, R. S., Ward, M. P. & Maldonado, G. 2006. Can landscape ecology untangle the complexity of antibiotic resistance? *Nature Reviews. Microbiology*, 4(12), 943–952. <https://doi.org/10.1038/nrmicro1553>
- Siri, Y., Precha, N., Sirikanchana, K., Haramoto, E. & Makkaew, P. 2023. Antimicrobial resistance in southeast Asian water environments: A systematic review of current evidence and future research directions. *The Science of the Total Environment*, 896, 165229. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.165229>
- Strateva, T. & Yordanov, D. 2009. *Pseudomonas aeruginosa* – A phenomenon of bacterial resistance. *Journal of Medical Microbiology*, 58(9), 1133–1148. <https://doi.org/10.1099/jmm.0.009142-0>
- Standard, B. & Iso, B. 2006. *Water quality-Sampling for microbiological analysis* (ISO).
- Waterkeeper Alliance. (s.f.). Datos sobre la *E. coli*: ¿Cómo llega la *E. coli* al agua? Waterkeeper Alliance. Recuperado el 29 de octubre de 2024, de <https://es.waterkeeper.org>
- World Health Organization. 2024. WHO bacterial priority pathogens list, 2024: Bacterial pathogens of public health importance, to guide research, development, and strategies to prevent and control antimicrobial resistance. World Health Organization.

World Health Organization. 2021. World Health Organization model list of essential medicines: 22nd list (2021). World Health Organization. <https://iris.who.int/handle/10665/345533>. Licencia: CC BY-NC-SA 3.0 IGO

Luisa Gabriela Díaz-Mesa

Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia.
ORCID: 0009-0005-3878-7536

Angie Alexandra Rincón-Real

Laboratorio de Microbiología Veterinaria, Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia.
ORCID: 0000-0001-6921-5235

Jean Cuervo-Morales

Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia.
ORCID: 0009-0004-7236-8709

Angela Santamaría-Díaz

Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia.
ORCID: 0009-0002-6837-3324

Valentina Vega-Castellanos

Laboratorio de Microbiología Veterinaria, Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia.
ORCID: 0009-0003-5188-3405

Michael Stiven Granados-Alvarez

Laboratorio de Microbiología Veterinaria, Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia.
ORCID: 0009-0009-8586-4548

Jaime Fernando González-Mantilla

Laboratorio de Toxicología Acuática, Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia.
ORCID: 0000-0003-3974-3955

Martha Cecilia Suárez-Alfonso

Laboratorio de Microbiología Veterinaria, Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia, Universidad Nacional de Colombia.
ORCID: 0000-0001-5899-4392

Resistencia a betalactámicos en aislamientos de *Pseudomonas aeruginosa* procedentes del hábitat de la nutria gigante de río (*Pteronura brasiliensis*) y del delfín rosado de río (*Inia geoffrensis*), en Mapiripán, Meta.

Citación del artículo: Díaz-Mesa, L. G., Rincón-Real, A. A., Cuervo-Morales, J., Santamaría-Díaz, A., Vega-Castellanos, V., Granados-Alvarez, M. S., González-Mantilla, J. F. & Suárez-Alfonso, M. C. 2025. Resistencia a betalactámicos en aislamientos de *Pseudomonas aeruginosa* procedentes del hábitat de la nutria gigante de río (*Pteronura brasiliensis*) y del delfín rosado de río (*Inia geoffrensis*), en Mapiripán, Meta. *Conservación Colombiana*, 30(1), 61-72 pp. <https://doi.org/10.54588/cc.2025v30n1a7>