

Abanico Veterinario. Enero-Diciembre 2021; 11:1-13. <http://dx.doi.org/10.21929/abavet2021.19>
Artículo Original. Recibido: 13/12/2020. Aceptado: 29/03/2021. Publicado: 12/04/2021. Clave: e2020-101.

Identificación bioquímica de bacterias potencialmente patógenas y zoonóticas en las tortugas negras (*Chelonia mydas*) del Pacífico Mexicano

Biochemical identification of potentially pathogenic and zoonotic bacteria in black turtles (*Chelonia mydas*) from the Mexican Pacific

Eduardo Reséndiz^{1, 2, 3} * ID , Helena Fernández-Sanz^{2, 4} ID

¹Departamento Académico de Ciencias Marinas y Costeras, Universidad Autónoma de Baja California Sur (UABCS). Carretera al Sur KM 5.5., Apartado Postal 19-B, C.P. 23080, La Paz B.C.S. México. ²Health assessments in sea turtles from Baja California Sur, La Paz B.C.S. México. ³Asociación Mexicana de Veterinarios de Tortugas A.C., Xalapa 91050, Veracruz, México. ⁴Posgrado en Ciencias Marinas y Costeras (CIMACO) UABCS, Carretera al Sur KM 5.5., Apartado Postal 19-B, C.P. 23080, La Paz B.C.S. México. Autor Responsable: Eduardo Reséndiz. *Autor de correspondencia: Eduardo Reséndiz. E-mail: jresendiz@uabcs.mx, helena.fdezsanz@gmail.com

RESUMEN

Las tortugas marinas poseen naturalmente microbiota gastrointestinal, sin embargo, también se ha reportado el comportamiento oportunista y patogenicidad de algunas bacterias en estas especies. Por lo tanto, es importante generar información sobre los posibles riesgos para las tortugas y la salud humana. Se realizaron cinco monitoreos mensuales con capturas de *Chelonia mydas* en el complejo lagunar Ojo de Liebre. Se les practicaron exámenes físicos y se registraron sus morfometrías y se calculó su índice de condición corporal; se realizaron hisopados orales y cloacales que se sembraron en medios McConkey y TCBS. Los agentes bacterianos se aislaron e identificaron mediante el sistema API®20E. Se calcularon los porcentajes de abundancia y prevalencia de cada microorganismo. Finalmente, se determinó la relación entre la talla de las tortugas y la presencia de los microorganismos. Se capturaron 178 *Chelonia mydas*, se obtuvieron 523 aislamientos de enterobacterias gramnegativas de siete especies diferentes; la presencia de proteobacterias en *Chelonia mydas* no se relacionó con su clase de edad. Dentro de los microorganismos encontrados, *Vibrio fluvialis* y *Burkholderia cepacia* son zoonóticos. Estos estudios permiten comprender el papel de los microorganismos en las enfermedades de las poblaciones silvestres y los riesgos para la salud pública asociados a su consumo ilegal.

Palabras clave: bacteriología, microbiota, tortugas marinas, amenazas potenciales para la salud, patógenos, zoonosis.

ABSTRACT

Sea turtles naturally have gastrointestinal microbiota; however, opportunistic behavior and pathogenicity of some bacteria have also been reported. Therefore, it is important to generate information on possible risks to turtles and human health. Five monthly field trips were carried out with captures of *Chelonia mydas* in the Ojo de Liebre lagoon complex. Physical examinations were performed and their morphometries were recorded; oral and cloacal swabs were made and seeded in McConkey and TCBS culture media. Bacterial agents were isolated and identified using the API®20E system. Turtles body condition index and the percentages of abundance and prevalence of each microorganism were calculated. Finally, the relationship between the size of the turtles and the presence of the microorganisms was determined. 178 *Chelonia mydas* were captured, 523 isolates of gram-negative Enterobacteria from seven different species were obtained; the presence of proteobacteria in *Chelonia mydas* was not related to their age class. Among the microorganisms found, *Vibrio fluvialis* and *Burkholderia cepacia* are zoonotic. These studies allow us to understand the role of microorganisms in the diseases of wild populations and the risks to public health associated with their illegal consumption.

Keywords: bacteriology, microbiota, marine turtles, potential health threats, pathogens, zoonoses.

INTRODUCCIÓN

La tortuga verde del Pacífico Oriental (*Chelonia mydas*) en peligro de extinción, localmente conocida como tortuga negra/prieta, se distribuye a lo largo de la costa del Pacífico americano, ocupando diferentes regiones geográficas durante cada una de las etapas de su ciclo de vida (Cliffon *et al.*, 1982). Estos organismos son susceptibles a amenazas específicas de su ambiente y de origen antropogénico (Aguirre *et al.*, 2006), por lo tanto, el estudio de las condiciones de salud de las poblaciones en vida libre, incluida la presencia de agentes infecciosos, está recibiendo cada vez mayor atención para su conservación.

Las tortugas marinas en vida libre albergan de forma natural una amplia variedad de bacterias en su tracto gastrointestinal; sin embargo, también se ha reportado su comportamiento oportunista y patogenicidad (Ahasan *et al.*, 2018). En un organismo, las comunidades de microorganismos asociados son esenciales para una amplia variedad de funciones. El desarrollo del huésped y su estado de salud dependen de la presencia de una comunidad microbiana intacta, que juega un papel importante en todos los organismos vivos (Bloodgood *et al.*, 2020). En diferentes especies, se ha demostrado que la microbiota promueve el desarrollo de órganos y tejidos, la producción de vitaminas y aminoácidos esenciales que afectan la utilización de grasas (Koropatnick *et al.*, 2004), y la respuesta de la glucosa y linfocitos a las lesiones intestinales (Warwick *et al.*, 2013). Las diferentes bacterias del tracto gastrointestinal de las tortugas marinas pueden proporcionar diversas funciones que aún se desconocen y que sugieren jugar un papel importante en la asimilación de los alimentos y su aprovechamiento (Ahasan *et al.*, 2017). No obstante, estos microorganismos también pueden causar daño al huésped, por ejemplo, aumentando la susceptibilidad a inflamaciones intestinales y enfermedades infecciosas principalmente (Garner *et al.*, 1995). Internacionalmente, se ha reportado la presencia de diversas bacterias en tortugas marinas tales como: *Salmonella*, *Mycobacterium*, *Escherichia coli*, *Citrobacter freundii*, *Edwardsiella sp.*, *Vibrio alginolyticus*, *Vibrio cholerae*, *Vibrio fluvialis*, *Vibrio furnisii*, *Vibrio parahaemolyticus*, *Aeromonas* y *Proteus*, entre otras (Work *et al.*, 2003; Orós *et al.*, 2005; Santoro *et al.*, 2006; Zavala-Norzagaray *et al.*, 2015) y han sido identificados como oportunistas y potencialmente patógenas para las tortugas. Además, se han reportado algunos efectos adversos para la salud en humanos que consumen carne y huevos de tortugas marinas infectadas con patógenos zoonóticos, una práctica ilegal común en los países costeros de todo el mundo (Aguirre *et al.*, 2006). En México, el conocimiento de los microorganismos relacionados con enfermedades en tortugas marinas aún es limitado. Por ello, es importante generar información veraz sobre los posibles riesgos para las tortugas y la salud humana asociados a su consumo ilegal. Este estudio tuvo como objetivo proporcionar la línea base sobre agentes bacterianos potencialmente patógenos para las tortugas y de tipo zoonótico, a través de cultivos bacteriológicos y métodos bioquímicos en muestras orales y cloacales de tortugas negras (*C. mydas*) en vida libre del complejo lagunar Ojo de Liebre, Baja California Sur (BCS), México.

MATERIAL Y MÉTODOS

Sitio de estudio

La laguna Ojo de Liebre (LOL) y la laguna Guerrero Negro (GNO) pertenecen al complejo lagunar Ojo de Liebre y son parte de la Reserva de la Biosfera “El Vizcaíno”, ubicada en el Pacífico norte de BCS, entre la latitud 27° 35' y 28° 15' Norte, y la longitud 113° 50' y 114° 20' Oeste. Ambas lagunas son hipersalinas y no tienen aportes de agua dulce; presentan un alto grado de evaporación y una circulación de agua lenta. En conjunto, las características oceanográficas y climatológicas de la región brindan un hábitat de alta riqueza, que representa uno de los principales sitios de alimentación y desarrollo de tortugas negras en sus estadios juveniles y adultos en el Pacífico mexicano ([Reséndiz et al., 2018a](#)).

Recolección y procesamiento de muestras

Se realizaron un total de cinco salidas de campo mensuales desde septiembre de 2019 a febrero de 2020, con capturas de tortugas negras en LOL y GNO. Todas las capturas se realizaron con redes de monofilamento tipo “Castillo” durante el día. Los animales capturados se sometieron a un examen físico ([Norton, 2005](#)), y a continuación se realizaron raspados orales y cloacales con hisopos estériles. Para ello, se realizaron movimientos circulares y rotatorios con el hisopo en la superficie interna de la boca y la superficie interna de la cloaca y se colocaron en medio de cultivo gel Stuart COPAN® para su transporte. Enseguida, se registró la longitud curva del caparazón (LCC; centímetros), la longitud recta del caparazón (LRC; centímetros) y el peso (kilogramos) ([Bolten, 1999](#)); se consideraron adultos aquellos organismos con un LCC superior a 77.5 cm ([Márquez, 1996](#)). Inmediatamente después, las tortugas fueron marcadas con placas metálicas de Inconel 625 en las aletas traseras ([Balazs, 1999](#)) y liberadas ilesas en el sitio de captura. Las muestras se refrigeraron a 4°C y se trasladaron al laboratorio de Microbiología de la Universidad Autónoma de Baja California Sur, donde fueron sembradas en agar McConkey para la identificación de enterobacterias y bacilos gramnegativos (incubación durante 24h a 37°C), y en agar tiosulfato citrato bilis sacarosa (TCBS) para la identificación de bacterias del género *Vibrio* (incubación durante 24h a 30°C). Posteriormente, las colonias fueron aisladas y procesadas con el sistema de pruebas bioquímicas para la identificación de bacterias de la familia Enterobacteriaceae y otros bacilos API®20E. Las reacciones se leyeron de acuerdo con la tabla de identificación “Índice de perfil analítico API®20E”.

Análisis de datos

El índice de condición corporal (ICC) de cada organismo se calculó con la fórmula propuesta por [Bjørndal et al., \(2000\)](#):

$$ICC = \frac{\text{Peso} * 10000}{LRC^3}$$

Adicionalmente se calcularon las medias y las desviaciones estándar de LCC, LRC, peso e ICC. Se estimaron los porcentajes de abundancia relativa de cada agente bacteriano en la boca y cloaca con la siguiente fórmula:

$$\text{Abundancia relativa (\%)} = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ aislamientos de una especie}}{\text{Aislamientos totales}} * 100$$

Enseguida, se calculó la prevalencia de cada agente en los organismos con la fórmula:

$$\text{Prevalencia (\%)} = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ individuos afectados}}{\text{N}^{\circ} \text{ individuos en una población}} * 100$$

Finalmente, se utilizó la prueba de Kruskal-Wallis para determinar la relación entre el tamaño de los organismos (LCC) y la presencia de las diferentes especies de bacterias. Los valores de $p \leq 0.05$ se consideraron estadísticamente significativos. Los análisis estadísticos se realizaron en R versión 3.6.2.

RESULTADOS

Se capturaron un total de 178 tortugas negras, las cuales midieron 72.37 ± 11.98 cm de LCC, 67.27 ± 11.26 cm de LRC y pesaron 44.61 ± 21.15 kg. Las tortugas se clasificaron como 125 juveniles y 53 adultas y su ICC fue de 1.38 ± 0.18 . Se obtuvieron un total de 523 aislamientos asociados con enterobacterias gramnegativas de 7 especies diferentes (Tabla 1).

En la boca de las tortugas, las bacterias más abundantes fueron *Klebsiella* sp. (31.56%), seguido de *Citrobacter freundii* (29.79%), *Enterobacter* sp. (23.01%), *Pseudomonas aeruginosa* (15.34%) y *Burkholderia cepacia* (0.29%), mientras que en la cloaca la más abundante fue *Proteus* sp. (42.93%), *Citrobacter freundii* (28.80%), *Pseudomonas aeruginosa* (19.57%), *Vibrio fluvialis* (4.89%) y finalmente *Burkholderia cepacia* (3.80%) (Figura 1).

La prueba de Kruskal-Wallis no mostró diferencias significativas entre la presencia de los diferentes microorganismos y el LCC de las tortugas (Ji-cuadrada= 5.75, gl= 6, valor de $p= 0.45$) (Figura 2).

Tabla 1. Descripción cuantitativa de los agentes bacterianos aislados de tortugas negras (*Chelonia mydas*) juveniles y adultos en el complejo lagunar Ojo de Liebre, Baja California Sur, México.

Familia	Especie	Aislamientos totales	Abundancia relativa (%)	Prevalencia (%)	Aislamientos en boca	Abundancia relativa en boca (%)	Aislamientos en cloaca	Abundancia relativa en cloaca (%)
Enterobacteriaceae	<i>Citrobacter freundii</i>	154	29.45	86.52	101	29.79	53	28.80
	<i>Klebsiella sp.</i>	107	20.46	60.11	107	31.56	0	0.00
	<i>Enterobacter sp.</i>	78	14.91	43.82	78	23.01	0	0.00
Pseudomonadaceae	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	88	16.83	49.44	52	15.34	36	19.57
Morganellaceae	<i>Proteus sp.</i>	79	15.11	44.38	0	0.00	79	42.93
Burkholderiaceae	<i>Burkholderia cepacia</i>	8	1.53	4.49	1	0.29	7	3.80
Vibrionaceae	<i>Vibrio fluvialis</i>	9	1.72	5.06	0	0.00	9	4.89
Total		523	100		339	100	184	100

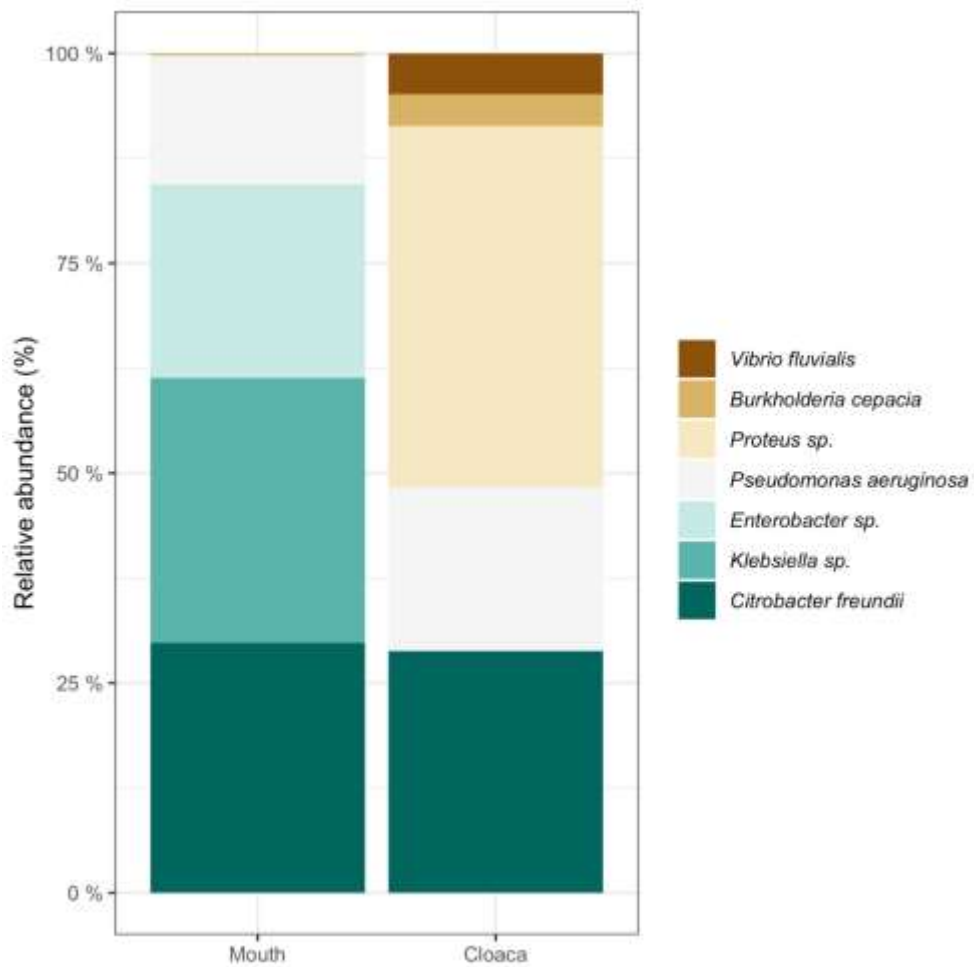


Figura 1. Abundancia relativa de agentes bacterianos en la boca y cloaca de tortugas negras (*Chelonia mydas*) en el complejo lagunar Ojo de Liebre, Baja California Sur, México

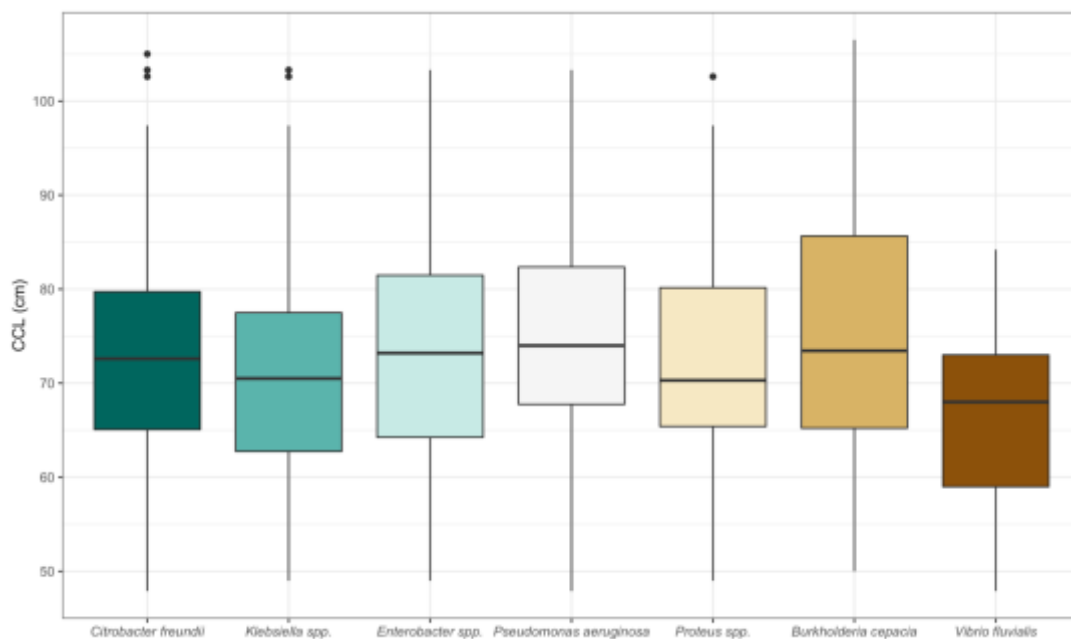


Figura 2. Agentes bacterianos presentes en las diferentes tallas de longitud curva del caparazón (LCC) de tortugas negras (*Chelonia mydas*) en el complejo lagunar Ojo de Liebre, Baja California Sur, México

DISCUSIÓN

Las tortugas fueron clasificadas como juveniles y adultas de acuerdo a la talla reportada para el área (Márquez, 1996). Su ICC coincidió con lo reportado previamente para el área (Reséndiz *et al.*, 2018b) indicando que las tortugas tenían un buen estado nutricional y presumiblemente la capacidad para un desempeño reproductivo favorable. El examen físico no mostró evidencia de signos clínicos, lesiones graves o enfermedades que comprometieran el funcionamiento de los órganos y sistemas de las tortugas ni que pusieran en riesgo sus actividades normales o atentaran contra su integridad (Norton, 2005).

Es importante considerar que las diferencias en las comunidades de microorganismos de las tortugas marinas se atribuyen principalmente a factores ecológicos y ontogénicos (nivel trófico, dieta, hábitat, etc.) (Ahasan *et al.*, 2018), por lo que la composición bacteriana gastrointestinal difiere notablemente entre poblaciones en vida libre y organismos en rehabilitación (antes de la hospitalización y después de la rehabilitación) (Pace *et al.*, 2019; Bloodgood *et al.*, 2020). En general, la alta prevalencia de proteobacterias se ha asociado con disbiosis además del deterioro en el estado de salud de las tortugas marinas (Ahasan *et al.*, 2018). *Citrobacter freundii* mostró la mayor prevalencia (86.52%). Esta bacteria gramnegativa de la familia Enterobacteriaceae ha sido reportada anteriormente en tortugas marinas internacionalmente (Santoro *et al.*, 2006), nacionalmente en tortugas negras en Sinaloa (Zavala-Norzagaray *et al.*, 2015) y en tortugas amarillas (*Caretta caretta*) en el Golfo de Ulloa, BCS (Reséndiz *et al.*, 2019). Se considera un patógeno oportunista asociado a infecciones en animales juveniles e infecciones secundarias en animales inmunodeprimidos (Glazebrook y Campbell, 1990), y no es zoonótico (Johnson-Delaney, 2014). En tortugas marinas se desconoce la dosis infecciosa y el período de incubación. Se ha reportado que su transmisión es por vía fecal-oral al ingerir alimentos contaminados o por contacto directo entre el portador y organismos susceptibles e inmunosuprimidos (Johnson-Delaney, 2014), esta especie se encuentra en el tracto gastrointestinal de los animales y utiliza cuerpos de agua como reservorio (Work *et al.*, 2003). *Klebsiella sp.* tuvo una prevalencia de 60.11%. Esta bacteria gramnegativa de la familia Enterobacteriaceae se reportó anteriormente en tortugas marinas a nivel internacional (Warwick *et al.*, 2013) y nacional en tortugas amarillas en el Golfo de Ulloa, BCS (Reséndiz *et al.*, 2019). Este patógeno juega un papel importante como causante de enfermedades infecciosas oportunistas, principalmente en organismos inmunodeprimidos y frecuentemente en animales juveniles (Work *et al.*, 2003). También se ha asociado con bacteriemia, infecciones de heridas e infecciones respiratorias y urinarias (Johnson-Delaney, 2014). Se desconoce la dosis infecciosa y el período de incubación en las tortugas marinas. No es zoonótica y se desconocen sus vectores, aunque se ha informado que su vía de transmisión más frecuente es a través de las heces (Jacobson, 2007). Este género se puede aislar del suelo, cuerpos de agua, piel, exudados nasofaríngeos, o bien del tracto gastrointestinal de tortugas portadoras (Glazebrook y Campbell, 1990) y puede sobrevivir en ambientes marinos durante varias horas o en animales clínicamente

sanos durante largos períodos (Tan *et al.*, 2009). *Pseudomonas aeruginosa* presentó una prevalencia del 49.44%. Estos bacilos gramnegativos pertenecen a la familia Pseudomonadaceae (Buller, 2004) y han sido estudiados en tortugas marinas a nivel internacional (Work *et al.*, 2003; Santoro *et al.*, 2006) y nacional (Reséndiz *et al.*, 2019). Estos son patógenos oportunistas que sugieren un mayor riesgo de enfermedad en tortugas juveniles inmunodeprimidas y con fibropapilomatosis (Work *et al.*, 2003); la mayoría de sus afecciones surgen de la colonización de las vías respiratorias y urinarias o de infecciones de diseminación profunda que pueden provocar neumonía, bacteriemia e infecciones respiratorias crónicas (Buller, 2004; Jorgensen y Ferraro, 2009). No son zoonóticos y en tortugas marinas no se conocen vectores (Work *et al.*, 2003; Johnson-Delaney, 2014); la dosis infecciosa en las tortugas marinas también se desconoce y su período de incubación varía según la infección (Orós *et al.*, 2005; Jorgensen y Ferraro, 2009). Esta especie se transmite por contacto directo con agua contaminada, aerosoles o aspiración por contacto de membranas mucosas con descargas de conjuntivas infectadas o tracto respiratorio superior de organismos infectados (Johnson-Delaney, 2014) y puede sobrevivir durante varios meses en el medio marino con nutrientes básicos (Jacobson, 2007). *Proteus sp.* tuvo una prevalencia de 44.38%. Estos bacilos gramnegativos de la familia Morganellaceae han sido reportados en otras especies de tortugas marinas sanas y enfermas a nivel internacional (Santoro *et al.*, 2006), en México, en tortugas negras (Zavala-Norzagaray *et al.*, 2015) y en tortugas amarillas clínicamente sanas (Reséndiz *et al.*, 2019). Se les considera parte de la microbiota gastrointestinal de las tortugas marinas, sin embargo, pueden generar infecciones crónicas del tracto urinario como bacteriemia, neumonía y lesiones focales en organismos debilitados y emaciados (Work *et al.*, 2003). No son zoonóticos y no se conocen vectores de transmisión; además, en las tortugas marinas, se desconoce la dosis infecciosa y el período de incubación no está bien establecido (Johnson-Delaney, 2014), aunque se ha reportado que causa infecciones al salir del tracto gastrointestinal (Jorgensen y Ferraro, 2009). Este género no se transmite por contacto directo entre organismos y se puede encontrar en cuerpos de agua (Jacobson, 2007). Sobrevive fácilmente fuera del huésped, especialmente en áreas donde existe descomposición de proteína animal (Buller, 2004; Jacobson, 2007). *Enterobacter sp.* mostró una prevalencia del 43.82%. Esta enterobacteria gramnegativa se reportó en tortugas amarillas en el Golfo de Ulloa, BCS (Reséndiz *et al.*, 2019) y en otras especies de tortugas marinas a nivel internacional (Work *et al.*, 2003; Zavala-Norzagaray *et al.*, 2015). Se considera un patógeno oportunista que se ha asociado con brotes infecciosos como la fibropapilomatosis en tortugas juveniles (Work *et al.*, 2003). Puede causar numerosas infecciones, como neumonía, sepsis en el tracto intestinal y en el tracto urinario, que pueden provocar bacteriemia (Work *et al.*, 2003; Orós *et al.*, 2005). No es zoonótico y no se conocen vectores (Glazebrook y Campbell, 1990; Warwick *et al.*, 2013). Además, se desconoce su período de incubación y dosis infecciosa en tortugas marinas. No obstante, se sabe que se transmite por contacto directo o indirecto de las superficies mucosas con el agente infeccioso y también se puede transmitir por vía fecal-oral (Johnson-Delaney, 2014). Este género es colonizador del tracto

gastrointestinal inferior de humanos, animales y se puede encontrar con frecuencia en plantas, suelo, cuerpos de agua y es capaz de sobrevivir con una fuente mínima de energía (Pace *et al.*, 2019). *Vibrio fluvialis* tuvo una prevalencia del 5.06%. Este bacilo gramnegativo de la familia Vibrionaceae ha sido reportado en tortugas marinas enfermas y sanas a nivel internacional y nacional (Zavala-Norzagaray *et al.*, 2015; Reséndiz *et al.*, 2019). Se considera un patógeno emergente que se transmite al comer alimentos contaminados (Ahasan *et al.*, 2017; Franco-Monsreal *et al.*, 2014). Se desconocen todas sus consecuencias en las tortugas marinas, pero en los mamíferos causa diarrea similar al cólera, infecciones cutáneas asociadas a la exposición a ambientes acuáticos e incluso sepsis en individuos inmunodeprimidos (Franco-Monsreal *et al.*, 2014). Se desconoce su período de incubación y dosis infecciosa en tortugas marinas. Este microorganismo es zoonótico (Johnson-Delaney, 2014) y puede sobrevivir durante largos períodos de tiempo en el medio marino, donde se distribuye ampliamente (Igbiosa y Okoh, 2010; Franco-Monsreal *et al.*, 2014). Algunos reportes indican que también se ha aislado de aguas residuales, heces animales y humanas, así como mariscos, principalmente en moluscos bivalvos (Alton *et al.*, 2006; Igbiosa y Okoh, 2010). Finalmente, *Burkholderia cepacia* tuvo una prevalencia del 4.49%. Esta bacteria gramnegativa de la familia Burkholderiaceae ha sido reportada previamente a nivel internacional y nacional en tortugas golfinas (*Lepidochelys olivacea*) (Santoro *et al.*, 2006; Zavala-Norzagaray *et al.*, 2015), tortugas verdes (*C. mydas*) con y sin fibropapilomatosis (Work *et al.*, 2003) y en tortugas amarillas clínicamente sanas (Reséndiz *et al.*, 2019). Este microorganismo patógeno puede ocasionar enfermedad pulmonar crónica con secreción mucopurulenta, caracterizada por múltiples abscesos en la piel y tejidos subcutáneos, o una sepsis grave con muerte en aproximadamente 7-10 días (Orós *et al.*, 2005; Jacobson, 2007). En tortugas marinas se desconoce la dosis infecciosa, su período de incubación varía de 1 a 14 días (Johnson-Delaney, 2014) y se considera zoonótica por contacto directo o indirecto de la mucosa con descargas de lesiones de animales infectados (Warwick *et al.*, 2013; Johnson-Delaney, 2014). Se ha reportado en mamíferos, reptiles y peces, considerando a los humanos como huéspedes accidentales (Buller, 2004; Jorgensen y Ferraro, 2009). Se puede encontrar en el suelo, cuerpos de agua y áreas cercanas a las actividades agrícolas, donde puede sobrevivir durante largos períodos a temperatura ambiente (Buller, 2004; Jacobson, 2007).

La presencia de estos agentes bacterianos en las tortugas marinas no se relacionó con su talla; la prueba de Kruskal-Wallis no mostró diferencias significativas entre la presencia de los diferentes microorganismos y el LCC de las tortugas, lo cual indica que las bacterias encontradas se presentaron indistintamente en animales juveniles y adultos. Dentro de las proteobacterias encontradas en las tortugas negras, *Vibrio fluvialis* y *Burkholderia cepacia* son patógenos zoonóticos, y aunque tienen una baja prevalencia, deben ser monitoreados regularmente para prevenir riesgos tanto en las tortugas como en la salud pública. Puesto que, a pesar de la prohibición federal de captura, consumo y comercio de tortugas marinas en México desde 1990, estos

organismos continúan siendo capturados y consumidos. Este hecho representa un gran peligro potencial para la salud humana (Aguirre *et al.*, 2006), pudiendo causar deshidratación extrema, vómitos, diarreas e incluso la muerte a los consumidores debido a la presencia de estos microorganismos (Alton *et al.*, 2006), además de virus, parásitos o contaminantes en las tortugas marinas (Zavala-Norzagaray *et al.*, 2015). La información generada advierte sobre posibles riesgos para la salud de los consumidores de tortugas marinas; además de ser una práctica ilegal, es potencialmente peligrosa para la salud pública y afecta a las poblaciones de las diferentes especies protegidas. Este estudio complementa las evaluaciones de salud de las tortugas negras en la zona y los planes de manejo y conservación de los organismos y sus ecosistemas en la Reserva de la Biosfera “El Vizcaíno”, junto con las autoridades locales.

CONCLUSIONES

Se reportaron siete agentes bacterianos potencialmente patógenos para las tortugas marinas en individuos de tortuga negra aparentemente sanos, de los cuales dos son zoonóticos. Se requiere evidencia clínica contundente para definir si estos microorganismos causan enfermedades y se necesitan más estudios específicos para aclarar las diferencias entre la microbiota y la patobiota de las tortugas marinas, especialmente con métodos moleculares.

Agradecimientos

Los autores agradecen a Everardo Mariano, Oscar Salazar, Noé López, Gabriel Zaragoza y Rafael Buelna Grado de la Reserva de la Biosfera “El Vizcaíno” de la Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas, y a Aarón Sánchez, Fabián Castillo, Joaquín Rivera y Antonio Zaragoza del Área de Conservación Ambiental y Gerencia de Gestión Integral y Planeación de la Empresa Exportadora de Sal S.A. por su asistencia durante el trabajo de campo, apoyo, logística y orientación durante el desarrollo de esta investigación. Gracias a Carlos Gamboa, Ibrahí Rodríguez e Indira Alejandra Macías Guerrero de la Universidad Autónoma de Baja California Sur (UABCS). Esta investigación se realizó bajo las condiciones de los permisos: Oficio No. SGPA/DGVS/013214/18 y Oficio No. SGPA/DGVS/12688/19, y se siguieron todas las directrices internacionales, nacionales e institucionales aplicables para el cuidado y uso de animales.

LITERATURA CITADA

- AGUIRRE AA, Gardner S, Marsh JC, Delgado SG, Limpus CJ, Nichols WJ. 2006. Hazards associated with the consumption of sea turtle meat and eggs: a review for health care workers and the general public. *Ecohealth*. 3:141–153. <https://doi.org/10.1007/s10393-006-0032-x>
- AHASAN MS, Waltzek TB, Huerlimann R, Ariel E. 2017. Fecal bacterial communities of wild-captured and stranded green turtles (*Chelonia mydas*) on the great barrier reef. *FEMS Microbiology Ecology*. 93:1–11. <https://doi.org/10.1093/femsec/fix139>

AHASAN MS, Waltzek TB, Huerlimann R, Ariel E. 2018. Comparative analysis of gut bacterial communities of green turtles (*Chelonia mydas*) pre-hospitalization and post-rehabilitation by high-throughput sequencing of bacterial 16S rRNA gene. *Microbiology Research*. 207:91-99. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2017.11.010>

ALTON D, Forgione M, Gros S. 2006. Cholera-like presentation in *Vibrio fluvialis* enteritis. *Southern Medical Journal*. 99:765-768. <https://doi.org/10.1097/01.smj.0000223657.22296.e6>

BALAZS G. 1999. Factores a Considerar en el Mercado de Tortugas marinas. In: Eckert K, Bjorndal K, Abreu- Grobois A, Donnelly M (eds) Research and management techniques for the conservation of sea turtles, IUCN/ SSC marine turtle specialist group publication no. 4. Pp. 116. http://www.chmhonduras.org/phocadownloadpap/Cayos_Cochinos/TORTUGAS_MARINAS/Manual_UICN/01_meylanmeylan_sp.pdf

BJORNDAL KA, Bolten AB, Chaloupka MY. 2000. Green turtle somatic growth model: evidence for density dependence. *Ecological Applications*. 10:269-282. [https://doi.org/10.1890/1051-0761\(2000\)010\[0269:GTSGME\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1890/1051-0761(2000)010[0269:GTSGME]2.0.CO;2)

BLOODGOOD JC, Hernandez SM, Isaiah A, Suchodolski JS, Hoopes LA, Thompson P, Norton T. 2020. The effect of diet on the gastrointestinal microbiome of juvenile rehabilitating green turtles (*Chelonia mydas*). *PloS ONE*. 15:e0227060. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0227060>

BOLTEN A. 1999. Techniques for measuring sea turtles. In: Eckert K, Bjorndal K, Abreu- Grobois A, Donnelly M. (eds). Research and management techniques for the conservation of sea turtles, IUCN/ SSC marine turtle specialist group publication no. 4. Pp.126. http://www.chmhonduras.org/phocadownloadpap/Cayos_Cochinos/TORTUGAS_MARINAS/Manual_UICN/01_meylanmeylan_sp.pdf

BULLER N. 2004. *Bacteria from fish and other aquatic animals: A practical identification manual*. CABI. London United Kingdom. ISBN: 9781845938055.

CLIFFTON K, Cornejo DO, Felger RS. 1982. Sea turtles of the Pacific coast of Mexico. In: Bjorndal, K.A. (Ed.). *Biology and conservation of sea turtles*. Smithsonian Institution Press, Washington DC. Pp. 199–209. ISBN: 9781560986195.

FRANCO-MONSREAL J, Lara-Zaragoza J, Villa-Ruano N, Mota-Magaña L, Serralta-Peraza ES, Cuevas- Albarrán BV, Sosa-Castilla F. 2014. Especies de importancia clínica del Genero *Vibrio* en alimentos marinos de origen animal de establecimientos de Puerto Ángel, Oaxaca, México. *Ciencia y Mar*. 52:3-30. http://servcym.umar.mx/Revista/index.php/cienciaymar/issue/view/13/ART52_1

GARNER CD, Antonopoulos DA, Wagner B, Duhamel G.E, Keresztes I, Ross DA, Young VB, Altier C. 1995. Perturbation of the small intestine microbial ecology by streptomycin alters pathology in a *Salmonella enterica* serovar *Typhimurium murine* model of infection. *Infection and Immunity*. 77:2691–2702. <https://doi.org/10.1128/iai.01570-08>.

GLAZEBROOK JS, Campbell RS. 1990. A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia. II. Oceanarium-reared and wild turtles. *Diseases of Aquatic Organisms*. 9:97-104. <https://www.int-res.com/articles/dao/9/d009p097.pdf>

IGBINOSA E, Okoh A (2010) *Vibrio fluvialis*: un patógeno entérico inusual de creciente preocupación de salud pública. *International Journal of Environmental Research and Public Health*. 10:3628-3643. <https://doi.org/10.3390/ijerph7103628>

JACOBSON ER. 2007. Bacterial diseases of reptiles. In: Jacobson ER (ed) *Infectious diseases and pathology of reptiles: color atlas and text*. CRC Press, Boca Raton. Pp. 1030. ISBN: 9781498771481.

JOHNSON-DELANEY CA. 2014. Reptile zoonoses and threats to public health. In: Mader and Divers (Eds.) *Reptile medicine and surgery*. 2 Ed. Elsevier, St. Louis Missouri USA. Pp. 1204. ISBN: 9781455757268.

JORGENSEN H, Ferraro MJ. 2009. Antimicrobial susceptibility testing: A review of general principles and contemporary practices. *Archives of Clinical Infectious Diseases*. 49:1749-1755. <https://doi.org/10.1086/647952>

KOROPATNICK TA, Engle JT, Apicella MA, Stabb EV, Goldman WE, McFall-Ngai MJ. 2004. Microbial factor-mediated development in a host-bacterial mutualism. *Science*. 306:1186–1188. <https://doi.org/10.1126/science.1102218>

MÁRQUEZ R. 1996. *Las Tortugas marinas y nuestro tiempo*. Serie La Ciencia para Todos / 144p. 3 Ed. Fondo de Cultura. DF Mex. ISBN: 9789681665654.

NORTON T. 2005. Chelonian emergency and critical care. Topics in medicine and surgery. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. 14:106–130. <https://doi.org/10.1053/j.saep.2005.04.005>

ORÓS J, Torrent A, Calabuig P, Déniz S. 2005. Diseases and causes of mortality among sea turtles stranded in the Canary Islands, Spain (1998-2001). *Diseases of Aquatic Organisms*. 63:13–24. <https://doi.org/10.3354/dao063013>

PACE A, Rinaldi L, Ianniello D, Borrelli L, Cringoli G, Fioretti A, Dipineto L. 2019. Gastrointestinal investigation of parasites and Enterobacteriaceae in loggerhead sea turtles from Italian coasts. *BMC Veterinary research*. 15:370. <https://doi.org/10.1186/s12917-019-2113-4>

RESÉNDIZ E, Fernández-Sanz H, Barrientos S, Lara M, López-Vivas J. 2019. Microbiología de tortugas amarillas (*Caretta caretta*) del Golfo de Ulloa, Baja California Sur, México. *Ciencia y Mar*. 68:3-16.

http://servcym.umar.mx/Revista/index.php/cienciaymar/issue/view/70/ART68_1

RESÉNDIZ E, Fernández-Sanz H, Lara M. 2018a. Baseline health indicators of Eastern Pacific Green Turtles (*Chelonia mydas*) from Baja California Sur, Mexico. *Comparative Clinical Pathology*. 27:1309–1320. <https://doi.org/10.1007/s00580-018-2740-3>

RESÉNDIZ E, Fernández-Sanz H, Lara M. 2018b. *Chelonia mydas* (Green Sea Turtle) diet. *Herpetological Review* 49:315. ISSN: 0018084X. https://www.researchgate.net/publication/326096119_Chelonia_mydas_Green_Sea_turtle_Diet

SANTORO M, Orrego CM, Gómez GH. 2006. Flora bacteriana cloacal y nasal de *Lepdochelys olivacea* (Testudines: *Chelonidae*) en el pacífico norte de Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*. 54:43-49. <https://www.scielo.sa.cr/pdf/rbt/v54n1/3354.pdf>

TAN T, Ng L, He J, Koh T, Hsu L. 2009. Evaluation of screening methods to detect plasmid- mediated AmpC in *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* and *Proteus mirabilis*. *Antimicrobial Agents Chemotherapy*. 53:146–149. <https://doi.org/10.1128/aac.00862-08>

WARWICK C, Arena PC, Steedman C. 2013. Health implications associated with exposure to farmed and wild sea turtles. *JRSM Short Reports*. 4:8. <https://doi.org/10.1177/2042533313475574>

WORK TM, Balazs GH, Wolcott M, Morris R. 2003. Bacteraemia in free-ranging Hawaiian green turtles *Chelonia mydas* with fibropapillomatosis. *Diseases of Aquatic Organisms*. 53:41-46. <https://doi.org/10.3354/dao053041>

ZAVALA-NORZAGARAY AA, Aguirre AA, Velazquez-Roman J, Flores-Villaseñor J, León-Sicairos N, Ley-Quíñonez CP, Hernández-Díaz LD and Canizalez-Roman A. 2015. Isolation, characterization, and antibiotic resistance of *Vibrio* spp. in sea turtles from Northwestern Mexico. *Frontiers in Microbiology*. 6:635. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2015.00635>