



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
UNIDAD IZTAPALAPA

DIVISIÓN DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍA

“LÍNEA BASE DE CONTAMINANTES ORGÁNICOS PERSISTENTES Y METALES EN SANGRE, Y POSIBLE DAÑO GENÉTICO EN LA TORTUGA MARINA *Lepidochelys kempii* (LORA) QUE ANIDA EN EL SANTUARIO PLAYA DE RANCHO NUEVO, TAMAULIPAS.”

TESIS
QUE PRESENTA:

ALMA DELIA NAVA MONTES
MATRÍCULA 2151801037

PARA OBTENER EL GRADO DE
DOCTORA EN CIENCIAS (ENERGÍA Y MEDIO AMBIENTE)

DIRECTORA: DRA. PATRICIA RAMÍREZ ROMERO

JURADO: DRA. GUADALUPE PONCE VÉLEZ
DRA. GUADALUPE BARRERA ESCORCIA
DRA. MARÍA ELENA CALDERÓN SEGURA
DRA. ROCÍO GARCÍA MARTÍNEZ
DR. GUILLERMO ESPINOSA REYES

Iztapalapa, Ciudad de México, diciembre 2020.



Fotografía: Armando de la Fuente

***Lepidochelys kempii* (Garman, 1880)**

Tortuga lora

Golfo de México, Océano Atlántico.

Agradecimientos

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA, UAM

Laboratorio de Ecotoxicología.

A mi asesora la Dra. Patricia Ramírez Romero por compartir su experiencia y conocimientos, siempre estar y apoyarme en todo momento.

A la Dra. Guadalupe Barrera Escorcia por su asesoría y palabras de aliento.

A todo el equipo de profesores-investigadores y alumnos del laboratorio que coincidimos durante el desarrollo de nuestros proyectos académicos, y de quienes siempre recibí la mejor disposición para colaborar.

Rectoría General

Por el apoyo extraordinario otorgado a través del Programa Nacional de Posgrados de Calidad, PNPC, para la conclusión de este proyecto de investigación doctoral.

Por los apoyos económicos recibidos a través del Programa Nacional de Becas para participar en eventos de difusión y de investigación en ciencia y tecnología con los productos de esta investigación doctoral en congresos internacionales.

Posgrado de Energía y Medio Ambiente, PEMA

Al Dr. Juan José Ambriz por su apoyo constante, y a mis profesores por compartir sus conocimientos y experiencias durante mi formación académica.

A mis compañeros del posgrado de quienes siempre recibí su apoyo.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SAN LUIS POTOSÍ, UASLP

Centro de Investigación Aplicada en Ambiente y Salud

Al Dr. Guillermo Espinosa Reyes por compartir sus conocimientos y experiencia, y su apoyo incondicional en cualquier momento.

Al Dr. Rogelio Flores Ramírez y Lic. Paola Mendoza Rivera por su colaboración en el desarrollo de este trabajo.

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

Centro de Ciencias de la Atmósfera, Laboratorio de Aerosoles Atmosféricos

A la Dra. Rocío García Martínez por brindarme la oportunidad de trabajar en su laboratorio, y a su equipo de trabajo, Moisés, Julio y Rosario por su gran apoyo durante mi estancia.

Centro de Ciencias de la Atmósfera, Laboratorio de Toxicología Ambiental

A la Dra. María Elena Calderón Segura por abrirme las puertas de su laboratorio, y compartir sus conocimientos y experiencia.

CONSEJO NACIONAL DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA, CONACYT

Por el otorgamiento de la beca de posgrado No. CVU 57298 para realizar los estudios de doctorado inscritos al Programa Nacional de Posgrados de Calidad, PNPC.

COMISIÓN NACIONAL DE ÁREAS NATURALES PROTEGIDAS, CONANP.

A la Dirección General de Vida Silvestre (DGVS), perteneciente a la Subsecretaría de Gestión para la Protección Ambiental de la Secretaría del Medio Ambiente y

Recursos Naturales (SEMARNAT) por el otorgamiento de los permisos de colecta científica para el desarrollo de los trabajos de campo.

A la Dirección del Santuario Playa Rancho Nuevo, Tamaulipas por las facilidades otorgadas durante mi estancia en el campamento tortuguero para la realización de los trabajos de campo, en especial al M. en C. Héctor Hugo Acosta Sánchez por su invaluable colaboración y apoyo incondicional en los trabajos de campo.

INSTITUTO NACIONAL DE ECOLOGÍA Y CAMBIO CLIMÁTICO, INECC

A los Laboratorios Ambientales del INECC, especialmente a Laura Nevárez, Marisela Pablo, Irma Galindo y Víctor Ríos.

A Sonia Rangel, Alma Arellano y Omar Arenas, de quienes recibí siempre su apoyo y disposición incondicional para ayudarme en el desarrollo de este trabajo de investigación.

A todos mis amigos, quienes siempre me externaron su apoyo para seguir adelante.

A toda mi gran familia, quienes siempre me han impulsado y apoyado para seguir adelante con mis proyectos, y han estado a mi lado hombro con hombro en esta gran experiencia.

¡Muchas gracias a todos!

Comité Asesor

Directora:

Dra. Patricia Ramírez Romero

Laboratorio de Ecotoxicología

Departamento de Hidrobiología

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa

El jurado designado por la

Comisión Académica del Posgrado en Energía y Medio Ambiente de la
Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa, aprobó la tesis que
presentó

Alma Delia Nava Montes

El 18 de diciembre del 2020.

Miembros del Jurado

Dra. Guadalupe Ponce Vélez

Centro de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM.

Presidente

Dra. Guadalupe Barrera Escorcía

Departamento de Hidrobiología, UAMI.

Secretario

Dra. María Elena Calderón Segura

Centro de Ciencias de la Atmósfera, UNAM.

Vocal

Dra. Rocío García Martínez

Centro de Ciencias de la Atmósfera, UNAM.

Vocal

Dr. Guillermo Espinosa Reyes

Centro de Investigación Aplicada en Ambiente y Salud, UASLP.

Vocal

Contenido

INDICE DE FIGURAS	10
INDICE DE TABLAS	11
RESUMEN	12
ABSTRACT	14
1 INTRODUCCIÓN	16
1.1 Antecedentes	19
2 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	25
2.1 Justificación	25
2.2 Hipótesis	27
2.3 Objetivos	27
2.3.1 Objetivo general	27
2.3.2 Objetivos Específicos	27
2.4 Preguntas de investigación	28
3 MARCO TEÓRICO	28
3.1 Contaminantes orgánicos persistentes	28
3.1.1 Compuestos organoclorados	31
3.1.2 Bifenilos policlorados	31
3.1.3 Hidrocarburos Aromáticos Policíclicos	32
3.2 Compuestos halogenados	34
3.2.1 Atrazina	34
3.3 Metales	35
3.4 Genotoxicidad	39
4 METODOLOGÍA	42
4.1 Área de estudio	42
4.2 Muestreo	43
4.2.1 POP (OC, PCB, PAH y atrazina)	44
4.2.2 Metales	45
4.2.3 Ensayo cometa alcalino	45
4.2.4 Datos morfométricos	45
4.3 Análisis de contaminantes	46

4.3.1	OC, PCB y Atrazina	46
4.3.2	PAH	48
4.3.3	Metales	50
4.3.4	Ensayo Cometa Alcalino o electroforesis unicelular alcalino	52
4.4	Análisis estadísticos	58
4.4.1	Parámetros morfométricos	58
4.4.2	OC, PCB, Atrazina y PAH	58
4.4.3	Metales	58
4.4.4	Ensayo cometa	59
5	RESULTADOS	60
5.1	Morfometría de la población de <i>L. kempii</i> (2015-2016)	60
5.2	Contaminantes Orgánicos Persistentes	60
5.2.1	Plaguicidas organoclorados	60
5.2.2	Bifenilos policlorados	62
5.2.3	Hidrocarburos aromáticos policíclicos	64
5.3	Compuestos halogenados	65
5.3.1	Atrazina	65
5.4	Metales	66
5.5	Genotoxicidad en células de sangre periférica de tortuga lora <i>L. kempii</i>.	75
5.6	Correlaciones entre los niveles de contaminantes, los parámetros morfométricos, y genotóxicos de la población de tortugas marinas <i>L. kempii</i>.	77
6	DISCUSIÓN	79
6.1	Contaminantes orgánicos persistentes	80
6.1.1	Plaguicidas organoclorados	80
6.1.2	Bifenilos policlorados	88
6.1.3	Hidrocarburos aromáticos policíclicos	91
6.2	Compuestos halogenados.	100
6.2.1	Atrazina	100
6.3	Comparación geográfica de concentraciones de POP y atrazina en diferentes especies de tortugas marinas.	103
6.4	Metales	105
6.4.1	Aluminio	107
6.4.2	Arsénico	108

6.4.3	Bario	109
6.4.4	Cadmio	109
6.4.5	Mercurio	113
6.5	Genotoxicidad en células de sangre periférica de tortuga lora <i>L. kempii</i>.	125
6.5.1	Correlaciones entre los niveles de contaminantes y los parámetros genotóxicos en la población de tortugas marinas <i>L. kempii</i> .	129
7	CONCLUSIONES	132
8	RECOMENDACIONES	134
9	REFERENCIAS	135
10	ANEXOS	159
10.1	Publicaciones	159
10.2	Presentación en congresos	159
10.3	Permisos de colecta científica de muestras de sangre en <i>L. kempii</i> .	160

INDICE DE FIGURAS

Fig. 1.	Área de estudio: Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México.....	43
Fig. 2.	Colecta de muestra de sangre del seno cervical dorsal con un tubo Vacutainer (Owens and Ruiz, 1980).....	46
Fig. 3.	Imagen de un cometa de un núcleo de sangre periférica de tortuga lora (<i>L. kempii</i>) que indica la captura de los tres parámetros genotóxicos: longitud, intensidad, y momento de la cauda del cometa con el software Comet IV.	56
Fig. 4.	Imagen de Núcleos de sangre periférica de la tortuga Lora (<i>L. kempii</i>). (A) núcleo sin daño en el ADN o sin cometa y (B) núcleo con daño en el ADN o con cometa	56
Fig. 5.	Concentraciones de POP (ng ml ⁻¹) en muestras de plasma de <i>L. kempii</i> (* p < 0.05).....	61
Fig. 6.	Concentraciones de PCB 52 (ng ml ⁻¹) en muestras de plasma de <i>L. kempii</i> (* p < 0.05).....	62
Fig. 7.	Porcentaje de detección (%) de PAH > LD (naftaleno, acenaftileno y acenafteno)	65
Fig. 8.	Concentraciones de Atrazina (ng ml ⁻¹) en muestras de plasma de <i>L. kempii</i> (* p < 0.05).....	66
Fig. 9.	Porcentaje de detección de metales en sangre de <i>L. kempii</i>	67
Fig. 10.	Concentraciones de Al (µg g ⁻¹) en muestras de sangre de <i>L. kempii</i> (* p < 0.05).	70
Fig. 11.	Concentraciones de As (µg g ⁻¹) en muestras de sangre de <i>L. kempii</i> (* p < 0.05).	71
Fig. 12.	Concentraciones de Ba (µg g ⁻¹) en muestras de sangre de <i>L. kempii</i> (* p < 0.05).	72
Fig. 13.	Concentraciones de Ba (µg g ⁻¹) en muestras de sangre de <i>L. kempii</i> (p=1.00). 73	
Fig. 14.	Concentraciones de Hg (µg g ⁻¹) en muestras de sangre de <i>L. kempii</i> (* p < 0.05).	74
Fig. 15.	Niveles de daño (% intensidad del ADN) en las células de sangre periféricas de tortuga lora <i>L. kempii</i>	76
Fig. 16.	Número de organismos por nivel de daño genómico (% intensidad de cauda del cometa) en las células de sangre periférica de tortuga lora <i>L. kempii</i>	76
Fig. 17.	Niveles de daño del ADN (Longitud de la cauda, µm) en células de sangre periférica de tortuga lora <i>L. kempii</i> : (A) Nivel 0: sin cometa o sin daño al ADN; (B) Nivel 1: 19.38-30.79 µm; (C) Nivel 2: 31.29-40.42 µm; (D) Nivel 3: 41.09-50.23 µm; (E) Nivel 4: 52.45-59.84 µm.	77
Fig. 18.	Concentraciones de PAH (ng ml ⁻¹) en plasma de <i>L. kempii</i>	95

INDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Contaminantes en sangre y plasma reportadas en la literatura para las siete especies de tortugas marinas que se distribuyen a nivel mundial.	21
Tabla 2.	Resultados mediciones morfométricas (2015-2016).	60
Tabla 3.	Concentraciones de Contaminantes Orgánicos Persistentes (ng ml ⁻¹) en plasma de <i>L. kempii</i> (2015 – 2016).	63
Tabla 4.	Concentraciones de PAH (ng ml ⁻¹) en plasma de <i>L. kempii</i>	64
Tabla 5.	Concentraciones de metales (µg g ⁻¹) en plasma de <i>L. kempii</i> (2015 – 2016 - 2018).	69
Tabla 6.	Valores promedio de tres parámetros genotóxicos en <i>L. kempii</i> , número de muestra (n), promedio y desviación estándar (SD), e intervalos (Máx-Min). ..	75
Tabla 7.	Correlaciones entre las concentraciones de POP, atrazina y metales, y los parámetros genotóxicos (% IC) de células de sangre periférica de tortuga lora <i>L. kempii</i>	78
Tabla 8.	Comparación de concentraciones de POP (ng ml ⁻¹) en plasma entre diferentes especies de tortugas marinas.	81
Tabla 9.	Comparación de concentraciones de PAH (ng ml ⁻¹) en plasma entre diferentes especies de tortugas marinas.	96
Tabla 10.	Comparación de concentraciones de metales en sangre entre diferentes especies de tortugas marinas.	118
Tabla 11.	Comparación de daño genotóxico en células periféricas de sangre de <i>L. kempii</i> y <i>C. caretta</i>	127

RESUMEN

Los contaminantes orgánicos persistentes (POP; por sus siglas en inglés) y metales son sustancias tóxicas para la vida silvestre y el hombre. La tortuga lora *Lepidochelys kempii* es una especie en riesgo con distribución limitada en el Golfo de México (GM), ecosistema marino que ha sido perturbado por una variedad de actividades antropogénicas. En este trabajo, se determinaron las concentraciones de diez plaguicidas organoclorados, ocho bifenilos policlorados, atrazina, y once metales en las tortugas marinas lora que anidan en el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México, y se evaluó el daño al ADN. Se colectaron en total 133 muestras de sangre de tortugas lora hembras durante las temporadas de anidación 2015, 2016 y 2018. Las muestras para el análisis de POP fueron extraídas mediante la técnica de ultrasonido focalizado, y analizadas por Cromatografía de gases acoplada a Espectrometría de Masas; las muestras para el análisis de metales fueron digeridas en horno de microondas, y analizadas por Espectrometría de absorción atómica. Las muestras de células de sangre periférica del seno cervical dorsal fueron colectadas en todos los organismos usando un protocolo no destructivo, y analizadas por Ensayo Cometa. Las concentraciones totales de los POP (ng ml^{-1}) con mayor porcentaje de detección fueron: Atrazina (25.84; Min 2.40 y Max 83.71), PCB 52 (1.30; Min 0.35 y Max 18.68), PCB 153 (4.16; Min 2.10 y Max 48.46), DDE (3.45; Min 3.45 y Max 213.67), alfa endosulfán (1.55; Min 1.55 y Max 79.65), DDD (2.11; Min 1.80 y Max 3.48), alfa HCH (7.35; Min 6.99 y Max 7.59), DDT (7.62; Min 7.62 y Max 7.62), Acenafteno (0.309; Min 0.118 y Max 1.012), Naftaleno (1.216; Min 0.612 y Max 6.420), Acenaftileno (0.044; Min 0.024 y Max 0.516). Las concentraciones de los metales y metaloides ($\mu\text{g g}^{-1}$) fueron: As (0.76; Min 0.16 y Max 7.45), Cd (0.02; Min 0.005 y Max 0.10), Al (4.52; Min 0.39 y Max 82.0), Hg (0.14; Min 0.06 y Max 0.67) y Ba (56.95; Min 1.68 y Max 89.5). No existe correlación lineal entre los niveles de POP y metales en la sangre de las tortugas lora, y el Largo Curvo del Caparazón (CCL). Comparando las concentraciones de POP entre 2015 y 2016, existieron diferencias estadísticas significativas en Atrazina ($p < 0.05$, $R^2=0.069$), PCB 52 ($p < 0.05$, $R^2=0.0051$) y ΣPOP ($p < 0.05$, $R^2=0.0001$), y no hubo diferencias estadísticas significativas en alpha endosulfan ($p < 0.05$,

$R^2=0.0294$), DDE ($p < 0.05$, $R^2=0.0315$) y PCB 153 ($p < 0.05$, $R^2=0.0036$). Asimismo, comparando 2015, 2016 y 2018 existieron diferencias estadísticas significativas en Al ($H=23.0866$, $p < 0.05$), As ($H=50.6322$, $p < 0.05$), Ba ($H=21.0155$, $p < 0.05$), y Hg ($H=39.7590$, $p < 0.05$) excepto Cd ($H=0.00$, $p=1$) siendo más altas en el 2015 para Al y As, y en el 2016 para Ba y Hg. El daño al ADN en las células de sangre periférica en la población de la tortuga lora *Lepidochelys kempii* fue de 19.20 ± 6.63 (IC%), éste es el primer estudio genotóxico para esta especie. Únicamente existió una correlación positiva entre el daño genotóxico y los metales Al ($r=0.4691$; $p=0.003$), y Hg ($r=0.380$; $p=0.009$). Los valores de POP reportados en este estudio son de los pocos registrados para la tortuga lora en el GM, y los primeros para Atrazina, Al, As y Ba. Algunos de estos niveles fueron mayores que los reportados para otras especies de tortugas de América, África, y Europa, lo cual demuestra el estado de salud deteriorado del ecosistema marino del GM. Los niveles de contaminantes reportados en este estudio mostraron que, la población de *L. kempii* estuvo expuesta recientemente a POP, atrazina, y metales, previo a la etapa de anidación en Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México, y se propone como organismo bioindicador del estado de salud tanto de la propia especie como del ecosistema marino que habita, el GM.

Palabras clave: Plaguicidas organoclorados, Bifenilos policlorados, Hidrocarburos Aromáticos policíclicos, Atrazina, Metales, *Lepidochelys kempii*, Golfo de México.

ABSTRACT

Persistent organic pollutants (POP) are toxic substances for wildlife and people. The Kemp's Ridley sea turtle *Lepidochelys kempii* is an endangered species with limited distribution in the Gulf of Mexico (GM), a marine ecosystem that has been perturbed by a variety of anthropogenic activities. In this work, the concentrations of ten organochlorine pesticides (OP), eight polychlorinated biphenyls (PCB), atrazine, and eleven metals were determined in the plasma of Kemp's Ridley sea turtles that nest in Playa Rancho Nuevo Sanctuary, Tamaulipas, Mexico; and genotoxic damage was evaluated too. One hundred and thirty-three blood samples were collected from female turtles during the 2015, 2016, and 2018 nesting season. Samples were extracted with a focalized ultrasonic sound technique and analyzed through Gas Chromatography coupled to a Mass Spectrometer for POP analysis; the samples for metals analysis were extracted using an acid digestion, and then were achieved using atomic absorption spectroscopy. Peripheral blood samples were collected from all the animals using an integrated nondestructive protocol, and DNA damage was assessed through the comet assay. The total POP concentrations with the highest percentage of detection were atrazine (25.84; Min 2.40 y Max 83.71), PCB 52 (1.30; Min 0.35 y Max 18.68), PCB 153 (4.16; Min 2.10 y Max 48.46), DDE (3.45; Min 3.45 y Max 213.67), alpha endosulfán (1.55; Min 1.55 y Max 79.65), DDD (2.11; Min 1.80 y Max 3.48), alfa HCH (7.35; Min 6.99 y Max 7.59), DDT (7.62; Min 7.62 y Max 7.62), Acenaphthene (0.309; Min 0.118 y Max 1.012), Naphthalene (1.216; Min 0.612 y Max 6.420), Acenaphthene (0.044; Min 0.024 y Max 0.516). The metals and metalloids concentration ($\mu\text{g g}^{-1}$) were As (0.76; Min 0.16 y Max 7.45), Cd (0.02; Min 0.005 y Max 0.10), Al (4.52; Min 0.39 y Max 82.0), Hg (0.14; Min 0.06 y Max 0.67) y Ba (56.95; Min 1.68 y Max 89.5). There is no linear correlation between the detected POP, and metals levels in the Kemp's Ridley sea turtle plasma, and its curve carapace length (CCL). When comparing 2015 and 2016 POP concentrations, there were statistically significant differences in atrazine ($p < 0.05$, $R^2 = 0.069$), PCB 52 ($p < 0.05$, $R^2 = 0.0051$) and $\sum\text{POP}$ ($p < 0.05$, $R^2 = 0.0001$), and no statistically significant differences in alpha endosulfan ($p < 0.05$, $R^2 = 0.0294$), DDE ($p < 0.05$, $R^2 = 0.0315$) y PCB 153 ($p < 0.05$, $R^2 = 0.0036$). Likewise, when comparing 2015,

2016 and 2018 concentrations, there were statistically differences in: Al (H=23.0866, $p<0.05$), As (H=50.6322, $p<0.05$), Ba (H=21.0155, $p<0.05$), y Hg (H=39.7590, $p<0.05$) except for Cd (H=0.00, $p=1$) being higher in Al and As in 2015, and in Ba and Hg in 2016. DNA damage in peripheral blood cells from Kemp's Ridley sea turtle was the 19.20 ± 6.63 (IC%): this is the first genotoxic study for this specie. There was only positive correlation between DNA damage, and the metals Al ($r=0.4691$; $p=0.003$) and Hg ($r=0.380$; $p=0.009$). The reported POP values of this work are one of the few registered for Kemp's Ridley sea turtle in the GM, and the first for atrazine, Al, As and Ba levels. Some of these levels were higher than those reported for other sea turtle species from America, Africa, and Europe, which demonstrates a deteriorated health status of the GM marine ecosystem. The levels of contaminants reported in this study showed, that Kemp's Ridley sea turtle population was exposed to POP, atrazine, and metals recently, before nesting in Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, Mexico. It suggests Kemp's Ridley sea turtle as a bioindicator organism for healthy status, and for the marine ecosystems where they inhabit, Gulf of Mexico.

Keywords: Organochlorine pesticides, Polychlorinated biphenyls, Aromatic Polycyclic Hydrocarbons, Atrazine, Metals, *Lepidochelys kempii*, Gulf of Mexico

1 INTRODUCCIÓN

Los efectos de exposición a sustancias químicas han sido poco estudiados en algunos grupos biológicos como los reptiles. Los contaminantes orgánicos persistentes (POP; por sus siglas en inglés) han contribuido al decremento de algunas especies de fauna silvestre como las aves y los lagartos (Clukey et al., 2018). En el caso de las tortugas marinas, existe poco conocimiento sobre los efectos en la salud por exposición a estas sustancias (Camacho *et al.*, 2014b; Perrault *et al.*, 2017; Clukey *et al.*, 2018).

Las tortugas marinas ocupan diferentes nichos ecológicos en los ecosistemas marinos y estuarinos. Éstas se alimentan, a través del forrajeo de organismos de diferentes niveles tróficos; algunas especies cambian sus hábitos alimenticios a lo largo de su vida, y las especies que se encuentran en los niveles más altos de la cadena trófica son las que están más expuestas a concentraciones altas de contaminantes (Cortés - Gómez *et al.*, 2017).

Las tortugas marinas alrededor del mundo están en riesgo y se encuentran protegidas por diversos organismos nacionales [Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONANP) y Procuraduría Federal de Protección al Ambiente (PROFEPA)] e internacionales [Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN; por sus siglas en inglés), Acta de especies en peligro de los Estados Unidos, Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES), Convención de Especies Migratorias (CMS; por sus siglas en inglés) y la Convención Interamericana para la Protección y Conservación de tortugas marinas (IAC)] entre otros.

Las tortugas marinas son especies emblemáticas para la conservación de ambientes marinos (Camacho *et al.*, 2014a,b; Wibbels and Bevan, 2019). A nivel global existen siete especies de tortugas marinas, de las cuales seis se distribuyen en México: *Chelonia mydas* (tortuga verde), *Caretta caretta* (tortuga caguama), *Lepidochelys olivacea* (tortuga golfina), *Lepidochelys kempii* (tortuga lora),

Eretmochelys imbricata (tortuga carey) y *Dermochelys coriacea* (tortuga laúd) (CONANP, 2017).

La mayoría de las especies de tortugas marinas se distribuyen en los mares tropicales del mundo (*C. mydas*, *E. imbricata*, *C. caretta*, *L. olivacea*, *D. coriacea*), y dos presentan distribución restringida: *Natator depressus* en el noroeste de Australia y *L. kempii* en el Golfo de México, y océano Atlántico; ésta última objeto del presente estudio.

La tortuga lora (*L. kempii*, Garman, 1880) es una especie prioritaria, catalogada en México en peligro de extinción por la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010 (D.O.F., 2010), sus crías también están protegidas por la Norma Oficial Mexicana NOM-162-SEMARNAT-2012 (D.O.F., 2012). Su distribución está limitada al Golfo de México y Este de los Estados Unidos. Es considerada la especie de tortugas marinas que se encuentra en mayor peligro.

L. kempii es la más pequeña de las tortugas marinas, mide entre 52 y 74 cm, y pesa entre 32 y 49 kg. Una característica que destaca a esta especie y que comparte con *L. olivacea*, ambas del mismo género, es la conducta de anidación en grupos de manera masiva y sincrónica, fenómeno conocido como “arribada”. A diferencia de las otras especies de tortugas marinas, las anidaciones de esta especie ocurren durante el día de abril a junio (SEMARNAT, 2018).

Las poblaciones de *L. kempii* pasan su fase juvenil pelágica en las aguas costeras del Golfo de México o al noroeste del Océano Atlántico. Éstas migran por periodos prolongados, lo que facilita su exposición a diferentes tipos de contaminantes durante su recorrido hacia las áreas donde existen los nutrientes necesarios para su desarrollo (Keller *et al.*, 2004a; Cortés - Gómez, 2017). Debido a su longevidad, éstas pueden acumular diferentes contaminantes como los POP, metales y metaloides, a través de la cadena alimenticia (Cortés – Gómez, 2017).

La comprensión de los efectos de los contaminantes en las tortugas marinas ha tomado relevancia global (Perrault *et al.*, 2017). Sin embargo, los estudios de concentraciones de POP y sus efectos en estos organismos son aún escasos. Los

POP pueden causar perturbación endócrina, neurotoxicidad, alteraciones en la reproducción, hepatotoxicidad, anomalías en el desarrollo, apoptosis, inducción de biomarcadores inflamatorios, daño genético, carcinogénesis, inmunosupresión, y alteración de los parámetros bioquímicos y hematológicos, entre otros (Keller *et al.*, 2004a; D'ilio *et al.*, 2011; Camacho *et al.*, 2013; Tremblay *et al.*, 2017; Cocci *et al.*, 2018; Casini *et al.*, 2018; García - Hernández *et al.*, 2018).

La mayoría de las tortugas marinas en su estado juvenil tienen hábitos alimenticios carnívoros, consumen medusas, moluscos, huevos de peces, anélidos, invertebrados pequeños, esponjas, crustáceos y algas. Asimismo, consumen organismos que están en las posiciones altas de la red trófica, lo que incrementa la bioacumulación de sustancias tóxicas en sus cuerpos (Sinaei and Zare, 2019), tal es el caso de *L. kempii*. Sin embargo, algunas especies son predominantemente vegetarianas.

Los organismos acuáticos que ocupan las posiciones más altas dentro de las redes tróficas, como son las tortugas marinas, tienen un potencial alto de bioacumulación y biomagnificación de POP (Bucchia *et al.*, 2015; García - Besné *et al.*, 2015; Pasanisi *et al.*, 2016). La acumulación de contaminantes entre especies depende de diferentes factores y, en particular, el grupo de los reptiles tienen pocas vías de desintoxicación comparado con otros vertebrados (Cortés - Gómez *et al.*, 2017; Pasanisi *et al.*, 2016).

Se han detectado concentraciones de compuestos organoclorados (OC; por sus siglas en inglés), bifenilos policlorados (PCB; por sus siglas en inglés), hidrocarburos aromáticos policíclicos (PAH; por sus siglas en inglés), y metales en las siete especies de tortugas marinas que se distribuyen a nivel mundial. Sin embargo, son limitados los estudios en la tortuga lora (*L. kempii*) (Tabla 1).

Algunos autores han coincidido en la selección de tejido sanguíneo para medir contaminantes en tortugas marinas, porque obtenerla requiere de un método relativamente sencillo, no dañino para los organismos, y porque la sangre es un medio de intercambio y transporte de sustancias químicas entre los tejidos de los organismos (Suzuki *et al.*, 2012).

Los niveles de sustancias químicas en sangre representan una aproximación de la exposición reciente a contaminantes (Komoroske *et al.*, 2011). Las tortugas marinas han sido consideradas como organismos indicadores del estado de salud de los ecosistemas marinos debido a sus características de longevidad, posición trófica, y hábitos migratorios, lo cual permite la integración de contaminantes procedentes de diversas áreas (Cortés-Gómez *et al.*, 2017; Sakai *et al.*, 2000; Sinaei and Zare, 2019).

1.1 Antecedentes

Las tortugas marinas han sido objeto de diversos estudios a nivel mundial principalmente enfocados en la protección y conservación de las especies; por ejemplo, existen estudios sobre dinámica poblacional, rutas migratorias, biología de las especies, biometría y ecotoxicología, entre otros. Sin embargo, por ser especies migratorias y todas clasificadas en riesgo, son pocos los estudios realizados sobre medición de contaminantes y sus efectos en estos organismos vivos debido que este tipo de análisis involucra el uso de protocolos invasivos para su análisis excepto en la sangre, que fue utilizada para este estudio.

Entre los estudios ecotoxicológicos más recientes sobre medición de contaminantes en las tortugas marinas reportados en la literatura, se señalan los siguientes: en tejidos de órganos como hígado y riñones (Cortés-Gómez *et al.*, 2018; Fraga *et al.*, 2018; Nicolau *et al.*, 2017; Ross *et al.*, 2017; Vilca *et al.*, 2018; Yipel *et al.*, 2017); músculo (Cortés-Gómez *et al.*, 2018; Nicolau *et al.*, 2017; Novillo *et al.*, 2017); tejido adiposo (Clukey *et al.*, 2018; Novillo *et al.*, 2017); caparazón (Rodríguez *et al.*, 2019); huevos (Cortés-Gómez *et al.*, 2018; Hirano *et al.*, 2019; Salvarani *et al.*, 2019; Muñoz and Vermeiren, 2019), plasma y sangre completa (Barraza *et al.*, 2020; Cocci *et al.* 2018 y 2019; Cortés-Gómez *et al.*, 2018; Sinaei and Bolouki, 2017; Sinaei and Zare, 2019; Perrault *et al.*, 2017; Yipel *et al.*, 2017), entre otros.

En las siete especies de tortugas marinas que se distribuyen a nivel mundial se han detectado en sangre y/o plasma concentraciones de algunos contaminantes, entre éstos, los POP, compuestos halogenados (atrazina) y metales: PAH (7); OC y PCB (21); metales (38); y atrazina (1) en una tortuga dulceacuícola, así como estudios de efectos genotóxicos en el ADN (2) (Tabla 1). Sin embargo, aún son escasos los estudios de medición de contaminantes y sus efectos en la tortuga lora (*L. kempii*) objeto de este estudio.

A la fecha, se han reportado en *L. kempii*, tres estudios de medición de compuestos organoclorados y bifenilos policlorados, y tres de metales de una revisión de 68 estudios a nivel global (Tabla 1). Es importante mencionar que, de estos estudios en la tortuga lora sólo el de Wang (2005) corresponde con la población que anida en Rancho Nuevo, Tamaulipas, México; mientras que, los otros cinco son datos de contaminantes en la población que anida en la porción norte del Golfo de México perteneciente a los Estados Unidos de América.

Tabla 1. Contaminantes en sangre y plasma reportadas en la literatura para las siete especies de tortugas marinas que se distribuyen a nivel mundial.

Contaminantes	No. estudios	Tejido biológico	Tortugas marinas (spp.)	Referencias bibliográficas
POP				
PAH	7	Plasma	<i>Caretta caretta</i> <i>Caretta caretta</i> <i>Caretta caretta</i> <i>Caretta caretta</i> <i>Chelonia mydas</i> <i>Chelonia mydas</i> <i>Eretmochelys imbricata</i>	Camacho, <i>et al.</i> , 2012 Buchia, <i>et al.</i> , 2015 Cocci <i>et al.</i> , 2018; 2019 Camacho <i>et al.</i> , 2014b Camacho <i>et al.</i> , 2014a Sinaei and Zare, 2019 Camacho <i>et al.</i> , 2014a
OC y PCB	20	Plasma	<i>Caretta caretta</i> <i>Caretta caretta</i> <i>Caretta caretta</i> <i>Caretta caretta</i> <i>Caretta caretta</i> <i>Chelonia mydas</i> <i>Chelonia mydas</i> <i>Chelonia mydas</i> <i>Chelonia mydas</i> <i>Chelonia mydas</i>	Camacho <i>et al.</i> 2013, Camacho <i>et al.</i> , 2014b Cocci <i>et al.</i> , 2018 Buchia, <i>et al.</i> , 2015 González-Castillo, D.T., 2015 Keller, <i>et al.</i> , 2004b García-Besné, <i>et al.</i> , 2015 Camacho <i>et al.</i> , 2014a Labrada-Martagón <i>et al.</i> , 2011 Swarthout, <i>et al.</i> , 2010 van de Merwe, <i>et al.</i> , 2010

Contaminantes	No. estudios	Tejido biológico	Tortugas marinas (spp.)	Referencias bibliográficas
			<i>Chelonia mydas</i> <i>Chelonia mydas</i> <i>Dermochelys coriacea</i> <i>Eretmochelys imbricate</i> <i>Eretmochelys imbricate</i> <i>Lepidochelys kempii</i> <i>Lepidochelys kempii</i> <i>Lepidochelis kempii</i> <i>Lepidochelys olivacea</i>	Barraza <i>et al.</i> , 2020 Sanjuan-Meza, 2020 Stewart <i>et al.</i> , 2011 Camacho <i>et al.</i> , 2014a Tremblay <i>et al.</i> , 2017 Innis <i>et al.</i>, 2008 Swarthout, <i>et al.</i>, 2010 Keller, <i>et al.</i>, 2004a Mendoza, 2015
Elementos tóxicos orgánicos e inorgánicos				
Metales	37	Sangre	<i>Dermochelys coriacea</i> <i>Dermochelys coriacea</i> <i>Dermochelys coriacea</i> <i>Eretmochelys imbricata</i> <i>Eretmochelys imbricata</i> <i>Eretmochelys imbricata</i> <i>Eretmochelys imbricata</i> <i>Chelonia mydas</i> <i>Chelonia mydas</i> <i>Chelonia mydas</i> <i>Chelonia mydas</i> <i>Chelonia mydas</i>	Guirlet, <i>et al.</i> , 2008 Perrault <i>et al.</i> , 2011, 2013, 2017 Innis <i>et al.</i> , 2008 Camacho <i>et al.</i> , 2014a Bucchia <i>et al.</i> , 2015 Suzuki <i>et al.</i> , 2012 Ehsanpour <i>et al.</i> , 2014 van de Merwe, <i>et al.</i> , 2010 Barraza <i>et al.</i> , 2019 Sinaei and Bolouki, 2017 Ley-Quifonez <i>et al.</i> , 2013 Camacho <i>et al.</i> , 2014a

Contaminantes	No. estudios	Tejido biológico	Tortugas marinas (spp.)	Referencias bibliográficas
			<i>Chelonia mydas</i>	Aureoles, 2007
			<i>Chelonia mydas</i>	Fitzgerald, 2004
			<i>Chelonia mydas</i>	Da Silva <i>et al.</i> , 2014, 2016
			<i>Chelonia mydas</i>	Labrada-Mortagón <i>et al.</i> , 2011
			<i>Chelonia mydas</i>	Villa <i>et al.</i> , 2017
			<i>Chelonia mydas</i>	Yipel <i>et al.</i> , 2017
			<i>Chelonia mydas</i>	Komoroske <i>et al.</i> , 2011
			<i>Chelonia mydas</i>	McFadden <i>et al.</i> , 2014
			<i>Chelonia mydas</i>	Sanjuan-Meza, 2020
			<i>Caretta caretta</i>	Jerez <i>et al.</i> , 2010
			<i>Caretta caretta</i>	Ley-Quifonez <i>et al.</i> , 2011
			<i>Caretta caretta</i>	Camacho <i>et al.</i> , 2013
			<i>Caretta caretta</i>	Buchia <i>et al.</i> , 2015
			<i>Caretta caretta</i>	Yipel <i>et al.</i> , 2017
			<i>Caretta caretta</i>	Day 2003
			<i>Lepidochelys olivacea</i>	Paez-Osuna <i>et al.</i> , 2010, 2011
			<i>Lepidochelys olivacea</i>	Zavala-Norzagaray, A.A., <i>et al.</i> , 2014
			<i>Lepidochelys olivacea</i>	Cortés-Gómez, 2014
			<i>Lepidochelys olivacea</i>	Cortés-Gómez <i>et al.</i> , 2018
			<i>Lepidochelys kempii</i>	Kenyon <i>et al.</i>, 2001
			<i>Lepidochelys kempii</i>	Wang, 2005
			<i>Lepidochelys kempii</i>	Innis <i>et al.</i>, 2008

Contaminantes	No. estudios	Tejido biológico	Tortugas marinas (spp.)	Referencias bibliográficas
Compuestos halogenados				
Atrazina	1	Sangre	<i>Trachemys scripta</i>	Soltanian, 2016
Genotoxicidad (Ensayo cometa)				
OC, PCB y metales	2	Sangre	<i>Caretta caretta</i>	Caliani <i>et al.</i> , 2014
		Sangre	<i>Caretta caretta</i>	Casini <i>et al.</i> , 2018

2 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

2.1 Justificación

Los POP, compuestos halogenados (atrazina) y otros elementos potencialmente tóxicos (EPT) como algunos metales y metaloides son sustancias altamente persistentes en el ambiente. El ingreso de estos contaminantes a los organismos marinos se realiza principalmente, a través de las cadenas alimenticias, absorción dérmica y vías respiratorias, lo que propicia la bioacumulación y biomagnificación en los tejidos de los organismos, y tienen la capacidad de afectar la salud de la vida silvestre.

El origen de estos contaminantes persistentes es principalmente antropogénico y son los causantes de algunos impactos en los ecosistemas marinos. El Golfo de México (GM) es uno de estos ecosistemas que ha sido severamente perturbado a lo largo del tiempo, tanto por las actividades antropogénicas que se desarrollan en sus litorales y mar profundo, como por las que se desarrollan en el territorio cercano a la línea de costa.

La población de tortuga lora *L. kempii* tiene distribución restringida al Golfo de México, ecosistema fuertemente impactado por actividades antropogénicas, y con un grado de contaminación severo por diversas actividades antropogénicas. Por lo tanto, la población de *L. kempii*, así como todos los organismos que habitan este ecosistema, están expuestos a diversos contaminantes, tales como: plaguicidas organoclorados producto de la agricultura, los cuales son vertidos a los océanos por medio de las escorrentías; el petróleo crudo producto de los derrames accidentales durante la actividad petrolera; contaminantes derivados del petróleo como diesel y gasolinas, los cuales se usan para el funcionamiento de las embarcaciones durante las actividades pesquera y turística; sustancias químicas en las aguas que desembocan en los ríos, y éstos a su vez a los ecosistemas marinos; contaminantes derivados de la actividad petrolera mar adentro, en la línea de costa, entre otros contaminantes y fuentes de origen la contaminación marina, a los cuales las tortugas marinas están expuestas de forma permanente durante todas las etapas

de su ciclo de vida, principalmente por sus hábitos migratorios y alimenticios. Estos contaminantes pueden ser una de las causas de daño al ADN.

Es importante mencionar que, las principales áreas de forrajeo de la tortuga lora (*L. kempii*) se localizan en los ecosistemas costeros de las zonas norte y sur del GM, y no existe información de concentraciones de POP en la porción norte del GM (García – Hernández, 2018); sin embargo, algunos estudios reportan estos contaminantes en agua, sedimentos y organismos en ecosistemas costeros de la porción sur del Golfo de México (Rendón von Osten *et al.*, 2005; González - Jáuregui *et al.*, 2014; Ponce-Vélez and Botello, 2018). Tampoco se han reportado concentraciones de atrazina en el Golfo de México.

Por otro lado, Botello, *et al.* (2015), reveló la presencia de hidrocarburos del crudo del petróleo y metales (Cr, Ni y V) en agua y la superficie de sedimentos marinos en el GM durante el periodo 2010-2011 posterior a la explosión de la plataforma *Deepwater Horizon* (DWH). Asimismo, Ponce-Velez *et al.*, (2006) reportó concentraciones de hidrocarburos y metales derivados del petróleo en el GM en la plataforma continental del GM frente a Tamaulipas, lo cual coincide con la localización del área de anidación de la tortuga lora (*L. kempii*), objeto de este trabajo.

La comprensión de los efectos de los contaminantes en las tortugas marinas ha tomado relevancia global; sin embargo, aún son escasos los estudios de medición de POP y sus efectos en estos organismos, así como agua, aire, sedimentos que permitan una evaluación integral del estado de salud del ecosistema marino.

La tortuga lora (*L. kempii*) es una especie clasificada en peligro por la normatividad mexicana y, en riesgo, por los instrumentos internacionales. Su distribución es restringida al GM y por ser un organismo marino migratorio, longevo y con una posición trófica alta es vulnerable, en todas las etapas de su ciclo de vida, a la exposición de diversos contaminantes presentes en los ecosistemas marinos, lo que permite la integración de éstos desde diferentes áreas del océano. Motivo por el cual, ha sido considerada como organismo bioindicador para evaluar el estado de salud de los ecosistemas marinos donde se distribuye.

Son escasos los registros de concentraciones de contaminantes para la población de la tortuga lora que anida preferentemente en las costas mexicanas. Este estudio pretende contribuir a la generación de la línea base de contaminantes en *L. kempii*. De forma adicional, esta información puede ser útil para el rediseño de los programas de protección y conservación de esta especie, cuyos resultados contribuyan a modificar o no su estado de protección en la NOM-059-SEMARNAT-2010.

Por último, la necesidad de tener una línea base del estado actual del ecosistema marino del GM es primordial para contar con estrategias de acción ante cualquier contingencia ambiental, y el uso de organismos bioindicadores como las tortugas marinas es una alternativa viable.

2.2 Hipótesis

Si la población de la tortuga lora (*L. kempii*) anida en el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México y habita en los ecosistemas marinos del Golfo de México, entonces habrá presencia de compuestos organoclorados, bifenilos policlorados, hidrocarburos aromáticos policíclicos, atrazina y metales en su sangre, y éstos causarán daño al ADN.

2.3 Objetivos

2.3.1 Objetivo general

Determinar las concentraciones de contaminantes orgánicos persistentes (OC, PCB y PAH), atrazina y metales en sangre, y su posible efecto genotóxico en la población de la tortuga marina *L. kempii* (lora) que anida en el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas.

2.3.2 Objetivos Específicos

- Determinar las concentraciones de contaminantes orgánicos persistentes (OC, PCB y PAH), atrazina y metales en sangre de la población de tortuga lora que anida en el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México.

- Comparar los niveles de POP, atrazina y metales entre los diferentes años.
- Evaluar el efecto genotóxico, a través del ensayo cometa en células sanguíneas de la población de tortuga lora.
- Analizar si existe una correlación entre el daño genotóxico y las concentraciones de POP, atrazina y metales.
- Analizar si existe una correlación entre los niveles de contaminantes y los parámetros morfométricos de la población de la tortuga lora.

2.4 Preguntas de investigación

- ¿A cuáles contaminantes están expuestas las tortugas lora, que anidan en el San Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México?
- ¿Qué efecto genotóxico puede causar la presencia de contaminantes orgánicos persistentes en la población de la tortuga lora?
- ¿Existe alguna correlación entre el daño genético presente en la tortuga lora y las concentraciones en su sangre de POP, Atrazina y metales?
- ¿Existe alguna correlación entre los parámetros morfométricos de la tortuga lora y las concentraciones en su sangre de POP, Atrazina y metales?
- ¿Existe diferencia en los niveles de POP y metales en la sangre de la tortuga lora entre los diferentes años?

3 MARCO TEÓRICO

3.1 Contaminantes orgánicos persistentes

Los POP son sustancias químicas que se generan de forma natural, a partir de plantas o minerales inorgánicos, o han sido producidas por el hombre en el desarrollo de sus actividades (El-Shahawi *et al.*, 2010; Flores - Ramírez *et al.*, 2017).

Los POP han sido de preocupación global por sus efectos al ambiente, la salud humana y la vida silvestre. La Convención de Estocolmo (SC; por sus siglas en

inglés) ha reconocido inicialmente 12 POP, los cuales se categorizan de la siguiente manera:

Plaguicidas: aldrin, clordano, DDT, endrin, heptacloro, hexaclorobenceno, mirex y toxafeno.

Sustancias químicas industriales: hexaclorobenceno, bifenilos policlorados.

Productos: hexaclorobenceno, dibenzo-p-dioxinas y dibenzofuranos policlorinados (PCDD/PCDF; por sus siglas en inglés), y PCB.

Posteriormente, la SC adicionó 16 nuevas sustancias al listado de POP iniciales, entre las cuales se encuentran las siguientes: alfa hexaclorociclohexano; beta hexaclorociclohexano; clordecona; decabromodifenil éter; decafol; hexabromobifenil; hexabromociclododecano; hexabromodifenil éter y heptabromodifenil éter; hexaclorobutadieno; lindano; pentaclorobenceno; pentaclorofenol, sus sales y esteres; ácido sulfónico perfluorooctano y sus sales, y fluorido sulfonil perfluorooctano; ácido perfluorooctanoico (PFOA; por sus siglas en inglés), sus sales, y compuestos relativos PFOA; naftalenos policlorinados; parafinas clorinadas de corta cadena (SCCP; por sus siglas en inglés); endosulfán y sus isómeros; y, tetrabromodifenil éter pentabromodifenil éter.

Todas las sustancias químicas listadas en la SC están clasificadas de acuerdo con su uso y los objetivos de la Convención: eliminación (Anexo A), restricción (Anexo B) y no intencionales (Anexo C) (SC, 2019).

Los POP presentan propiedades físicas y químicas que los hacen altamente persistentes, lo que facilita su dispersión en el ambiente; son semivolátiles, por lo que una vez liberados al ambiente pueden ser transportados por diferentes medios como corrientes atmosféricas y oceánicas, y depositarse en el agua, suelo y sedimentos, por lo que se pueden encontrar en todas las regiones inclusive en lugares donde nunca se han utilizado. En general, estos contaminantes se mueven desde las latitudes templadas y tropicales hacia las regiones del Ártico y Antártico (D'ilio *et al.*, 2011; SC, 2019).

Los POP son sustancias lipofílicas que se acumulan en los tejidos grasos de los organismos, donde los niveles pueden incrementarse hasta 70,000 veces los niveles de fondo (SC, 2019); se biomagnifican a través de las redes tróficas, lo que las hace altamente tóxicas para los depredadores que se ubican en los niveles más altos de éstas, incluidos los humanos causando efectos tóxicos agudos y crónicos (D'ilio *et al.*, 2011; Flores - Ramírez *et al.*, 2017; Perrault *et al.*, 2017; Clukey *et al.*, 2018; SC, 2019).

Los POP incluyen una variedad de sustancias químicas, entre éstas los compuestos organoclorados (OC; por sus siglas en inglés) y los bifenilos policlorados (PCB; por sus siglas en inglés), los cuales han sido elaborados principalmente a base de compuestos orgánicos sintéticos. La mayoría de estos contaminantes han sido utilizados como agroquímicos (fungicidas, herbicidas, insecticidas, rodenticidas, nematocidas, molusquicidas y acaricidas), retardantes de flama y productos químicos de uso doméstico e industrial (El-Shahawi *et al.*, 2010; Clukey *et al.*, 2018).

A nivel mundial están registrados 6,400 ingredientes activos correspondientes a plaguicidas que, al combinarse con compuestos inertes, resultan en más de 100,000 productos comerciales (García - Hernández *et al.*, 2018).

Las tortugas marinas están expuestas y acumulan una gran variedad de contaminantes: urbanos e industriales, residuos de las actividades agrícolas, asfaltos, metales, y compuestos organoclorados (Storelli and Marcotrigiano, 2003). Esta exposición ocurre, a través del contacto con el agua, el aire y sedimentos contaminados o vía ingestión. Por lo que, diferentes contaminantes como OC, PCB y PAH han sido medidos en tortugas marinas (Camacho *et al.*, 2014b; Flores - Ramírez *et al.*, 2017).

Debido a la movilidad, longevidad, y posición trófica de las tortugas marinas, éstas son vulnerables a la contaminación del océano durante todas las etapas de su ciclo de vida, lo que les permite integrar contaminantes de diferentes áreas (Sakai *et al.*, 2000; Ley - Quiñónez *et al.*, 2013; Camacho *et al.*, 2014b; Cortés - Gómez *et al.*, 2017). Como consecuencia de esto, las tortugas marinas han sido utilizadas como indicadores del estado de salud de los ecosistemas marinos pelágicos (Pasanisi *et*

al., 2016), y para el desarrollo de estrategias de conservación y programas de protección de estos organismos.

3.1.1 Compuestos organoclorados

Los plaguicidas organoclorados pertenecen al grupo de POP; fueron desarrollados y utilizados de forma indiscriminada después de la Segunda Guerra Mundial, principalmente para el control de plagas (insecticidas, fungicidas, herbicidas, rodenticidas, nematocidas, molusquicidas y acaricidas). Son elaborados principalmente a base de compuestos orgánicos sintéticos; sin embargo, existen excepciones como los plaguicidas naturales obtenidos a partir de plantas o minerales inorgánicos (El-Shahawi *et al.*, 2010).

En el año 1940 se desarrollaron los plaguicidas organoclorados y tuvieron una aplicación más intensa a partir de 1950 en la agricultura, incluidos los compuestos como aldrin, dieldrin, heptacloro y endrin (El-Shahawi *et al.*, 2010).

Los plaguicidas organoclorados están incluidos en el Convenio de Estocolmo por su importancia a nivel mundial debido a sus características de toxicidad, y efectos en el ambiente y la salud humana.

3.1.2 Bifenilos policlorados

Los PCB están entre los compuestos más ubicuos y predominantes de los POP, para los cuales no existen fuentes naturales. Al ser productos de la industria química, su presencia es evidencia de las actividades humanas que se desarrollan en los ecosistemas marinos y costeros. Una vez liberados al ambiente, éstos persisten por muchos años y su degradación es muy lenta. Se bioacumulan y biomagnifican en los ecosistemas marinos afectando a una diversidad de organismos, incluyendo las tortugas marinas (Cocci *et al.*, 2018). Estos compuestos se mueven, a través de las cadenas tróficas causando efectos tóxicos como carcinogénicos, inmunosupresores y perturbación endócrina (Keller *et al.*, 2004a; D'ilio *et al.*, 2011; Cocci *et al.*, 2018).

Entre los POP, los PCB predominan entre las especies de tortugas marinas que se distribuyen en los diferentes mares y océanos, lo cual evidencia las diferencias en el grado y tipo de contaminación existente entre las diversas áreas geográficas (Cocci *et al.*, 2018).

Concentraciones altas de PCB están relacionadas con efectos en los parámetros bioquímicos y hematológicos, y posiblemente son los causantes de anemia en las tortugas marinas (Keller *et al.*, 2004a; Camacho *et al.*, 2013a; Cocci *et al.*, 2018).

3.1.3 Hidrocarburos Aromáticos Policíclicos

Los PAH son compuestos aromáticos derivados del petróleo, los cuales tienen al menos un anillo bencénico en su estructura molecular, y se forman por la unión de dos o más de ellos (Botello, 2005) y en algunos casos un anillo pentagonal (Pérez-Morales *et al.*, 2016). Los PAH se producen como sustancias no intencionales, a partir de la combustión de compuestos y materiales orgánicos por lo que se les atribuye de origen pirogénico, o mediante procesos naturales como la transformación diagenética, siendo éstos de origen petrogénico (Ponce y Botello, 2005; El-Shahawi *et al.*, 2010, Wickliffe *et al.*, 2014). Algunos autores incluyen en esta clasificación los PAH de origen biogénico, los cuales son producto de procesos metabólicos de algunos organismos o de la degradación de la materia orgánica bajo condiciones aeróbicas y anaeróbicas (Ortiz - Salinas *et al.*, 2012).

Los PAH de origen pirogénico son compuestos primarios con anillos aromáticos sin ninguna sustitución en su estructura (alquilación) mientras que, los PAH de origen petrogénico son compuestos que tienen un grupo alquilo en sustitución en varios anillos aromáticos parentales. Estos últimos, son compuestos cíclicos con 2-7 anillos de benceno fusionados formando diferentes configuraciones (Wickliffe *et al.*, 2014).

La Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (EPA; por sus siglas en inglés) clasificó a 16 PAH [Naftaleno, Acenafteno, Acenaftileno, Fluoreno, Fenantreno, Antraceno, Fluoranteno, Pireno, Benzo(a)antraceno, Criseno,

Benzo(b)fluoranteno, Benzo(k)fluoranteno, Benzo(a)pireno, Benzo(g,h,i)perileno, Indeno(1,2,3-cd)pireno y Dibenzo(a,h)Antraceno] como contaminantes prioritarios debido a su amplia distribución y riesgos en el ambiente. Por su parte, la Agencia Internacional para la Investigación en Cáncer (IARC) los clasifica dentro de los grupos (2A, 2B y 3) por sus características carcinogénicas, mutagénicas y teratogénicas (Ortiz - Salinas *et al.*, 2012; Pérez-Morales *et al.*, 2016).

Los efectos toxicológicos de los PAH están relacionados con el número de anillos aromáticos. Los PAH de bajo peso molecular (2 - 3 anillos) presentan una toxicidad aguda, y son causantes de efectos en los sistemas respiratorio, inmunológico y neurológico de los organismos acuáticos, a diferencia de los PAH de alto peso molecular (4 - 7 anillos) que, además de presentar estos efectos, tienen potencial cancerígeno (Ponce y Botello, 2005; Wickliffe *et al.*, 2014). Asimismo, los PAH tienen propiedades citotóxicas en organismos acuáticos (Martínez-Gómez *et al.*, 2010).

Los PAH son posiblemente de los contaminantes con mayores efectos ambientales de largo plazo. Sus características químicas y físicas determinan el destino y los efectos que tienen en los ecosistemas marinos (Martínez-Gómez *et al.*, 2010). Los PAH de bajo peso molecular se dispersan más fácilmente a través de la atmósfera, mientras que, los PAH de alto peso molecular presentan mayor afinidad por el material particulado y la materia orgánica (sedimentos) siendo más persistentes en el ambiente (Ortiz - Salinas *et al.*, 2012).

La presencia de PAH en los ecosistemas marinos y costeros es debida principalmente a las actividades antropogénicas que se desarrollan cercanas a éstos. Entre las principales fuentes de estos contaminantes se encuentran: las descargas urbanas e industriales; los vertimientos accidentales de los buques-tanque, plataformas y pozos petroleros; derrames petroleros; escorrentías provenientes de las áreas urbanas, y deposición atmosférica (Ponce y Botello, 2005; Viñas *et al.*, 2010; Camacho *et al.*, 2012).

Existen en la literatura estudios que han evaluado los efectos del petróleo en las tortugas marinas expuestas a petróleo crudo, cuyos resultados mostraron que estos

organismos son vulnerables en todas las etapas de su vida. Sin embargo, son escasos los datos de toxicidad crónica del petróleo y PAH en las tortugas marinas (Camacho *et al.*, 2012).

3.2 Compuestos halogenados

3.2.1 Atrazina

La atrazina es un herbicida que pertenece al grupo de los compuestos halogenados. Sus residuos y metabolitos pueden permanecer en los suelos agrícolas y aguas superficiales por décadas, asimismo, éstos pueden ser dispersados, a través de la atmósfera y ser depositados posteriormente en el océano (Jablonowski *et al.*, 2011; Singh *et al.*, 2018). Esta sustancia es un herbicida selectivo pre y post emergente (Viveros-Ruiz, 2013; de Albuquerque *et al.*, 2020), ampliamente utilizado en el mundo por su eficiencia en el control de malezas en cultivos de maíz, sorgo, caña de azúcar, y piña, así como también en la jardinería (Kabra *et al.*, 2014; de Albuquerque *et al.*, 2020). Asimismo, se utiliza en los cultivos forestales y de cereales, viñedos, huertos frutales y pastizales (Graymore *et al.*, 2001).

La atrazina presenta una absorción baja en suelos y una solubilidad moderada en agua, por lo que tiene potencial para contaminar no sólo los cultivos, sino también el agua superficial y del suelo en concentraciones por arriba de $30 \mu\text{g L}^{-1}$ (Singh *et al.*, 2018), así como mantos freáticos (Viveros-Ruiz, 2013), y aire debido a su dispersión por este medio (Jablonowski *et al.*, 2011).

Este herbicida se ha detectado en distintos compartimentos ambientales como agua de lluvia, aire, hielo del Ártico, suelos, y agua marina, todos éstos alejados de las zonas agrícolas y áreas urbanas (Jablonowski *et al.*, 2011). Su vida media varía, de 15 a 20 días en sedimentos estuarinos; de 3 a 12 días en aguas estuarinas; 244 días en aguas superficiales; 39 días en suelo, y 14 horas en la atmósfera (Graymore *et al.*, 2001; ATSDR, 2003); en el agua tiende a ser prolongada, más de seis meses. La degradación de la atrazina depende de ciertas condiciones tales como luz solar, oxígeno, microorganismos, y plantas; sin embargo, en algunos casos no se ha observado su degradación en sistemas acuáticos (ATSDR, 2003).

A nivel internacional, este compuesto está clasificado como sustancia carcinogénica clase III, en una escala del I al IV, donde el I es más tóxico (IARC; EPA; Singh *et al.*, 2018), y, en México como clase IV (COFEPRIS, 2020). La atrazina y el endosulfán son los ingredientes activos más utilizados en México (García - Hernández *et al.* 2018); actualmente, existen 54 registros en México (COFEPRIS 2020).

En algunos organismos se ha identificado que la atrazina no presenta toxicidad por sí sola; sin embargo, cuando está combinada con otros plaguicidas (como clorpirifos, metil paratión y paratión), causa un decremento en la Concentración Efectiva Media (EC50; por sus siglas en inglés) de éstos. Así como también puede causar un incremento en la ocurrencia de daño al ADN (Singh *et al.*, 2018). Esto puede ser un peligro para los organismos no blanco, debido al alto potencial de esta sustancia de contaminar ecosistemas acuáticos.

En concentraciones ambientales relevantes, este herbicida puede causar efectos adversos en organismos acuáticos como plantas, algas, crustáceos, insectos, moluscos, peces, anfibios, y reptiles; entre éstos genotoxicidad, alteraciones en la división celular, síntesis de lípidos errónea, perturbación endócrina, desequilibrio hormonal, cambios en el desarrollo y reproducción, y diferenciación sexual (Jablonowski *et al.*, 2011; Singh *et al.*, 2018; de Albuquerque *et al.*, 2020). Sin embargo, sólo hay dos reportes en el grupo de los reptiles: efecto de inmunosupresión en *Trachemys scripta* y malformaciones en embriones de *Podocnemis unifilis* (de Albuquerque *et al.*, 2020), pero ninguno en tortugas marinas.

3.3 Metales

Los metales son elementos químicos que se encuentran en la naturaleza, y están sujetos a los ciclos biogeoquímicos, los cuales determinan su presencia y concentración en los diferentes compartimentos tanto ambientales (suelos, sedimentos, aguas subterráneas y superficiales, y aire) como biológicos (biota). Estos elementos son persistentes *per se*, excepto en su forma orgánica (Ej. Metil mercurio) por lo que pueden degradarse mediante la acción microbiana. Sin

embargo, las actividades antropogénicas pueden contribuir a incrementar estas concentraciones en el ambiente; sus propiedades físicas y químicas determinan su movilidad ambiental y biodisponibilidad (Moreno, 2003).

Las tortugas marinas han sido afectadas por diversos contaminantes como residuos (urbanos, industriales y agrícolas), alquitranes y sustancias tóxicas como metales pesados y compuestos organoclorados (Storelli and Marcotrigiano, 2003). Los EPT, como algunos metales y metaloides, son persistentes *per se* en el ambiente, se bioacumulan a través de las cadenas alimenticias en los organismos y tienen la capacidad de afectar la salud de la vida silvestre. La respuesta de algunos grupos biológicos como los reptiles a la exposición de sustancias químicas ha sido poco estudiada en comparación con otros vertebrados, y menos aún los efectos de los elementos tóxicos en las tortugas marinas (Perrault *et al.*, 2017).

La contaminación de los ecosistemas y la exposición a metales tóxicos constituye una preocupación social y científica. Aunque algunos de esos metales son micronutrientes esenciales para los organismos en bajas concentraciones, su presencia en exceso puede tener efectos adversos sobre la salud (Cuello, 2017).

La entrada de metales a los ambientes marinos es consecuencia de procesos naturales como la erosión y la lixiviación, y su disponibilidad se ve influenciada por el crecimiento urbano e industrial. La rápida expansión del desarrollo antropogénico costero significa que los hábitats críticos de forrajeo y desarrollo de las tortugas marinas a menudo ocurren cerca de ambientes altamente contaminados y urbanizados (da Silva *et al.*, 2014). A pesar de que, es evidente la contaminación costera, y la línea de costa es muy amplia, el impacto que ésta tiene en los vertebrados longevos como las tortugas marinas no está lo suficiente estudiado (Komoroske *et al.*, 2011).

Las tortugas marinas se caracterizan por tener tasas altas de consumo diario; mecanismos de desintoxicación limitados como la recirculación en tejidos reservorios y remoción de lípidos en época de anidación (Barraza *et al.*, 2019; Camacho *et al.*, 2014); y permanecen por periodos prolongados en las áreas de forrajeo donde existen los nutrientes necesarios para su desarrollo, las cuales

prolifera cercanas a fuentes de contaminación donde existen los nutrientes necesarios para su desarrollo, características que facilitan la bioacumulación de metales pesados en estas especies (Perrault *et al.*, 2017; Ross *et al.*, 2017).

Los elementos inorgánicos (Pb, Cd, Hg, Al, As, Cr, Cu, Fe, Mn, Ni, Se y Zn) están presentes a nivel mundial en los sistemas acuáticos, y su posible transferencia a las tortugas marinas puede representar un riesgo a la salud de estos organismos (Cortés-Gómez *et al.*, 2017).

En general, estos elementos potencialmente tóxicos (EPT) pueden ingresar a los organismos marinos principalmente por tres vías: absorción por la piel (dérmica), consumo de agua y/o ingesta de alimentos como presas, algas o plantas marinas que han bioacumulado algunos metales en su organismo. A continuación ingresan al torrente sanguíneo, y se mueven, inicialmente, hacia el hígado donde se pueden bioacumular, y causar efectos letales o subletales para, posteriormente y de forma gradual ir a otros tejidos de órganos como los reproductivos, a menos que éstos sean eliminados vía excreción o desintoxicación (Al-Rawahy *et al.*, 2007).

Los mecanismos de excreción por acumulación de metales pueden ser el caparazón, a través del tracto digestivo o las glándulas salivales; asimismo, las hembras pueden eliminar los metales por transferencia a los huevos, los cuales traen una carga almacenada de contaminantes acumulados derivados de los alimentos ingeridos durante la formación de éstos (Al-Rawahy *et al.*, 2007). En lo referente a los mecanismos de toxicidad de los metales como el caso del Hg, éste es vía transformación del metilmercurio en formas menos tóxicas (Cuello, 2017).

La dieta, la fisiología y las concentraciones de contaminantes ambientales son factores que tienen un impacto en la acumulación de metales en los organismos marinos (Perrault *et al.*, 2017; Ross *et al.*, 2017), siendo la dieta la principal causa de la bioacumulación de metales en las tortugas marinas (Camacho *et al.*, 2013b; Camacho *et al.*, 2014b).

En las tortugas marinas se han medido POP como los OC, PCB y PAH, además de EPT como los metales y metaloides en diferentes tejidos y órganos (huevos, hígado,

riñón, sangre completa, plasma, caparazón, sistema reproductivo, músculo, entre otros) (Camacho *et al.*, 2014b; Páez-Osuna *et al.*, 2010; Sakai *et al.*, 2000; Swarthout *et al.*, 2010).

Los metales en sangre indican una exposición reciente adquirida probablemente en las áreas de alimentación. Sin embargo, los procesos de absorción, acumulación, y circulación de metales pesados pueden estar correlacionados con su biodisponibilidad y toxicidad, que puede ser observado en la sangre; esto puede ser útil para evaluar el estado de salud de los ecosistemas marinos donde se distribuyen, a través del uso de organismos bioindicadores, como las tortugas marinas (Ley-Quiñónez *et al.*, 2013).

La comprensión de los efectos de los contaminantes en las tortugas marinas ha tomado relevancia global (Perrault *et al.*, 2017). En la literatura existen varios estudios realizados en las siete especies de tortugas marinas, que registran concentraciones de metales en distintos tejidos biológicos. En una revisión realizada por Cortés-Gómez *et al.* (2017) se compilan los estudios publicados a nivel internacional sobre medición de contaminantes en todas las especies de tortugas marinas, clasificándolos por diferentes tejidos biológicos: grasa (13), músculo (28), riñón (27), hígado (33), y sangre (36), siendo ésta última la más estudiada.

A nivel mundial se han realizado algunos estudios sobre concentraciones de metales en sangre: 5 en *L. olivacea*, 3 en *L. kempii*, 6 en *C. caretta*, 14 en *C. mydas*, 5 en *D. coriacea*, 4 en *E. imbricata*, y en *N. depressus*. Para la especie *L. kempii* únicamente existen publicados tres estudios de análisis de metales en sangre, lo cual hace relevante el presente estudio (Tabla 1).

En una revisión de 95 estudios realizada por Ross *et al.* (2017) se registraron concentraciones de As, Cd, Hg, y Pb en distintos tejidos y órganos de las siete especies que se distribuyen a nivel mundial. Las dos especies más estudiadas fueron *C. caretta* y *C. mydas*, estos estudios incluyeron análisis de hígado (20%), riñón (14%), músculo (13%), sangre (12%) y huevos (8.2%). Estas especies tienen diferente distribución geográfica, y son consumidas por el humano, por lo que el autor concluye que, debido a la presencia de estos metales y su acumulación en el

organismo, existe un riesgo a la salud de los consumidores. Por su parte, Finlayson *et al.*, (2016) realizaron otra revisión en la literatura, y de un total de 45 estudios, sólo dos son referidos a concentraciones de contaminantes en *L. kempii*: Innis *et al.* (2008) quienes analizaron Hg, Se, Cu, Zn y PCB, y Swarthout *et al.* (2010) quienes determinaron DDT, OC y PBDE.

Las especies más estudiadas a nivel mundial son *C. caretta* y *C. mydas*. (Cortés-Gómez *et al.*, 2017; Ross *et al.*, 2017). En lo referente a *L. kempii*, objeto del presente estudio, existen pocos estudios sobre niveles de metales en sangre. En la literatura se encontraron tres investigaciones, una coincide con el área de estudio Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México (Wang, 2005), y las otras dos corresponden a trabajos realizados en Cape Cod, Massachusetts (Innis *et al.*, 2008) y en Florida (Kenyon *et al.*, 2001) en la porción norte del Golfo de México perteneciente a Estados Unidos de América (EUA).

3.4 Genotoxicidad

La electroforesis en gel de células individuales o Ensayo Cometa (EC) es un método altamente sensible para detectar efectos de agentes genotóxicos, usada ampliamente como indicador de daño en el genoma. Es un biomarcador efectivo para detectar tempranamente rupturas de una o doble cadena del ácido desoxirribonucleico (ADN), enlaces cruzados, y sitios lábiles alcalinos en organismos acuáticos y terrestres, y en plantas entre otros, los cuales si no son reparados pueden desencadenar en efectos biológicos a nivel celular, de órganos, individuo e incluso poblaciones, los que se manifiestan a través de mutaciones, cáncer, defectos de nacimiento, crecimiento reducido, desarrollo anormal y supervivencia reducida de embriones, larvas y adultos (Caliani *et al.*, 2014).

Se considera una técnica adecuada para evaluar la exposición a contaminantes genotóxicos en ambientes acuáticos, incluyendo compuestos no bioacumulables (OSPAR Comisión 2013, Frenzilli *et al.*, 2009). Asimismo, permite detectar con alta sensibilidad una gran variedad de daños del ADN en cualquier tipo de células nucleadas. La inclusión en este ensayo, de enzimas capaces de producir lesiones

específicas en las cadenas del ADN, ha incrementado su intervalo de detección y sensibilidad; sin embargo, su especificidad no es absoluta (Rodríguez-Rey *et al.*, 2016). Esta técnica tiene la ventaja de detectar y cuantificar el daño al ADN sin necesidad de conocer las propiedades físicas y químicas de las sustancias químicas que los causan. Es un método altamente confiable para evaluar genotoxinas ambientales, capaz de detectar daño genético aún en bajas concentraciones de contaminantes en diferentes especies de organismos (Frenzilli *et al.*, 2009).

El EC consiste básicamente en analizar células individuales que son lisadas y sometidas a una electroforesis en la cual, los fragmentos de ADN migran fuera del núcleo celular hacia el ánodo, y forman una cauda o cola que, al ser observada con el microscopio de epifluorescencia tiene la apariencia de un cometa (González-Mille *et al.*, 2012); evalúa al daño del ADN de las células en respuesta a agentes genotóxicos, y al estrés biótico y abiótico (Ansoar-Rodríguez *et al.*, 2015). Con algunas modificaciones esta técnica también detecta la inducción de enlaces cruzados (proceso de intercambio de fragmentos de ADN entre dos cromosomas), así como mecanismos de reparación, y muerte celular (apoptosis) (González-Mille *et al.*, 2012).

No existen protocolos estandarizados para estudios genotoxicológicos en especies marinas (Caliani *et al.*, 2014; OSPAR Commission, 2013). El porcentaje de la longitud de la cauda del cometa es la medida más usada en estudios de genotoxicidad para estas especies (Caliani *et al.*, 2014) como respuesta indicativa del daño; sin embargo, existe diversidad de opiniones con respecto al parámetro más adecuado para evaluar el daño genético (OSPAR Commission, 2013).

Collins (2004) señala que los tres parámetros más comúnmente usados para evaluar el daño en el ADN son: longitud de la cauda (extensión del daño al ADN), intensidad de la cauda (% de ADN en la cauda), y el momento de la cauda (producto de la longitud de la cauda por la intensidad de la cauda) (Collins *et al.*, 2004). Estos dos últimos parámetros son considerados los más adecuados para evaluar el daño al ADN (Ku-Centurión *et al.*, 2016), aunque el porcentaje del ADN en la cauda es el más reportado en la literatura. Por su parte, Luna-González *et al.* (2018) mencionan

que en los sistemas semiautomáticos de procesamiento del EC, los tres parámetros aceptados como buenos indicadores de daño del genoma son: el porcentaje de ADN en la cauda (% del contenido de la región, cabeza o cauda, en razón al contenido del cometa), el momento de cauda (longitud de la cauda multiplicado por el porcentaje de ADN de la cauda) y el momento Olive (producto del porcentaje de ADN de la cauda por la distancia entre los centroides de la cabeza y la cauda).

El EC es un biomarcador que permite medir niveles de daño y genera información importante que puede ser usada para evaluar efectos genotóxicos de contaminantes ambientales (Casini *et al.*, 2018). Algunos estudios de biomonitorio utilizan el EC para detectar daño en diferentes grupos biológicos de vida silvestre (Caliani *et al.*, 2014). Se ha aplicado en un gran grupo de organismos filogenéticamente heterogéneos que incluyen: plantas inferiores y superiores, oligoquetos, poliquetos, planarias, crustáceos, insectos, bivalvos, gasterópodos, asteroides y equinoideos, peces, anfibios, reptiles y mamíferos (Ansoar-Rodríguez *et al.*, 2015).

Se han realizado evaluaciones de daño al ADN por EC en diferentes especies de organismos acuáticos (vertebrados e invertebrados) después de ser expuestos a genotóxicos, así como en células de animales acuáticos colectados en sitios contaminados (Frenzilli *et al.*, 2009). Sin embargo, son escasos los estudios que han utilizado el EC para evaluar el daño del ADN en reptiles como lagartos, cocodrilos, víboras y tortugas (Casini *et al.*, 2018), no siendo la excepción las especies marinas longevas como las tortugas marinas, en las cuales también son limitados los estudios de genotoxicidad (Caliani *et al.*, 2014).

Los estudios genotóxicos en tortugas marinas son escasos. Se ha evaluado el daño al ADN por contaminantes (POP y metales), a través de EC en *C. caretta*, (Caliani *et al.*, 2014; Casini *et al.*, 2018); sin embargo, no existen estudios similares en otras especies incluida la tortuga lora *L. kempji*. Por lo que los resultados de este estudio son los primeros valores de daño al ADN con relación a la presencia de contaminantes en la sangre de *L. kempji*, lo que contribuye a generar la línea base para esta especie.

4 METODOLOGÍA

4.1 Área de estudio

El área de estudio fue el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, localizado en las coordenadas geográficas 23°18'10" Latitud Norte y 97°45'40" Longitud oeste (Fig. 1). Esta es una de las 13 áreas naturales protegidas pertenecientes a la Planicie Costera y Región del Golfo de México y es reconocida a nivel mundial por su alto valor ambiental (CONANP, 2018). Tiene una superficie de 90.65 ha, de las cuales 30 ha fueron designadas por la Convención de Humedales (RAMSAR, Irán, 1971) como sitio RAMSAR No. 1326 Playa Tortuguero Rancho Nuevo, Tamaulipas, México, el 27 de noviembre del 2003 (RAMSAR, 2019) y es el sitio de anidación preferente de la tortuga lora *L. kempii* (SEMARNAT, 2018).

Las hembras de tortuga lora llegan a anidar en arribazones a las playas del Santuario entre abril y junio de cada año. La Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONANP) perteneciente a la Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT) administra un campamento tortuguero en el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, donde se llevan a cabo diversos programas para la protección y conservación de la especie.



Fig. 1 Área de estudio: Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México.

4.2 Muestreo

Se realizaron tres muestreos anuales (2015, 2016 y 2018) durante la temporada de anidación de la tortuga Lora en las playas del Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México, en el periodo comprendido de mayo a junio de cada año. Se llevaron a cabo recorridos de campo diurnos en vehículos (cuatrimotos), tres veces al día, a lo largo de 30 km de la playa para localizar a las hembras anidando y hacer la colecta de las muestras de sangre.

Se obtuvieron un total de 133 muestras de sangre: 42 (2015), 45 (2016) y 46 (2018) con apoyo del personal de la CONANP y la autorización de la SEMARNAT mediante los permisos de colecta científica números SGPA/DGVS/04000/15, SGPA/DGVS/04403/16 y SGPA/DGVS/004057/18, respectivamente Anexo 10. 3).

Obtención de muestras biológicas

Las muestras fueron obtenidas durante el desove de las hembras de tortuga lora y antes de su retorno al mar mediante una punción en el seno cervical dorsal (Owens and Ruiz, 1980). Con una aguja calibre 20" se extrajeron 6 ml de sangre en un tubo Vacutainer con heparina de litio para los análisis de POP (OC, PCB, PAH) y atrazina; 6 ml de sangre en un tubo Vacutainer con heparina de sodio para los análisis de metales, y 3 ml de sangre para el análisis genotóxico, tanto la heparina de litio como la de sodio se utilizaron para evitar la coagulación de la sangre (Fig. 2). Las muestras fueron transportadas en hieleras al campamento Tortuguero a 4°C, y dentro de las tres primeras horas después de la toma de muestra para asegurar su viabilidad.

Tratamiento de muestras in situ.

En el laboratorio *in situ*, las muestras fueron procesadas hasta la fase previa a su posterior análisis en los laboratorios analíticos, de acuerdo con el tipo de análisis:

4.2.1 POP (OC, PCB, PAH y atrazina)

Para el análisis de POP (OC, PCB y PAH) y atrazina, las muestras de sangre fueron transportadas en hieleras al campamento tortuguero, entre 1-3 horas después de ser colectadas, y conservadas a 4°C.

Las muestras fueron centrifugadas a 300 rpm por 5 min para obtener 4 ml de plasma, el cual fue transferido con una micropipeta a dos tubos Eppendorf, 2 ml en cada uno, y almacenado en congelación hasta su posterior análisis en el Laboratorio de Ecotoxicología de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí para la determinación de OC, PCB y atrazina, y en el laboratorio del Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático para la determinación de PAH.

4.2.2 Metales

Para el análisis de metales, las muestras de sangre fueron transportadas en hieleras al campamento tortuguero, entre 1-3 horas después de ser colectadas, y conservadas a 4°C hasta su posterior análisis en el laboratorio. Las muestras del 2015 fueron analizadas en los Laboratorios Ambientales del Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático, y las muestras correspondientes a los años 2016 y 2018 fueron analizadas en el Laboratorio de metales del Centro de Ciencias de la Atmósfera de la Universidad Nacional Autónoma de México, ambos ubicados en la Ciudad de México.

4.2.3 Ensayo cometa alcalino

Se extrajeron 3 ml de sangre en un tubo Vacutainer con heparina de litio para evaluar daño en el ADN mediante el ensayo cometa alcalino. Las muestras se conservaron a 4°C en hieleras con geles refrigerantes en campo y fueron trasladadas al laboratorio *in situ*.

En campo las muestras fueron procesadas hasta la fase de lisis, en las laminillas previamente preparadas con una capa de agarosa de fusión normal (1%), y fueron conservadas a 4°C hasta su traslado al Laboratorio de Toxicología Ambiental del Centro de Ciencias de la Atmósfera de la Universidad Nacional Autónoma de México en la CDMEX para continuar con el procedimiento de electroforesis unicelular y posterior lectura en el microscopio de epifluorescencia NIKON Eclipse NI.

El procedimiento, hasta dejar permanentes las muestras biológicas, se realizó inmediatamente en el laboratorio *in situ* considerando la vida de la muestra que no es de más de dos horas una vez extraída la muestra de sangre de los organismos.

4.2.4 Datos morfométricos

Se realizó una evaluación física externa para determinar el estado de salud aparente de cada tortuga hembra. Se tomaron las mediciones biométricas siguientes con una cinta métrica: largo curvo del caparazón (LCC) y ancho curvo del caparazón (ACC);

y se pesó cada organismo (Fig. 2). Estas variables fueron utilizadas para analizar si existe correlación entre los niveles de contaminantes y las medidas morfométricas (tamaño del organismo).



Fig. 2. Colecta de muestra de sangre del seno cervical dorsal con un tubo Vacutainer (Owens and Ruiz, 1980).

4.3 Análisis de contaminantes

4.3.1 OC, PCB y Atrazina

Los analitos incluidos en este estudio fueron los siguientes: diez OC [aldrin, alfa hexaclorociclohexano (α HCH), gamma hexaclorociclohexano (γ HCH), alfa endosulfán (α endosulfán), DDT y sus metabolitos (DDE and DDD), hexaclorobenceno (HCB), heptacloro, heptacloro epóxido], un compuesto

halogenado (atrazina), y ocho PCB (PCB 52, PCB 99, PCB 101, PCB 118, PCB 153, PCB 156, PCB 180 y PCB 183).

Método de extracción

Las muestras de plasma de tortuga lora para la determinación de POP fueron extraídas mediante la técnica de extracción asistida por sonda ultrasónica focalizada (Flores-Ramírez *et al.*, 2015) con un equipo Procesador Ultrasónico GEX130 (115 V 50/60 Hz) con punta de titanio de 3 mm, agitadores mecánicos marca Thermolyne y un evaporador Zymark. Para el análisis de los OC se utilizó una mezcla de estándares de referencia (α y β Endosulfán, Endosulfato, α , β y δ HCH, Hexaclorobenceno, DDT y DDE) y estándares internos (HCB C 13) con una pureza del 99% a una concentración de $100 \mu\text{g ml}^{-1}$ en hexano – tolueno y $1000 \mu\text{g ml}^{-1}$ para HCB y un estándar interno α HCB (C13, etiquetado isotópicamente). Para los PCB se utilizó una mezcla de estándares de referencia (PCB 52, PCB 99, PCB 101, PCB 105, PCB 118, PCB 128, PCB 138, PCB 153, PCB 156, PCB 180, PCB 183 y PCB 187) con una pureza del 95% a una concentración de $100 \mu\text{g ml}^{-1}$ en hexano, y estándares internos PCB 141 (C13, etiquetado isotópicamente) en una concentración de $40 \mu\text{g ml}^{-1}$ en nonano. Con base en los estándares de referencia se prepararon los estándares internos para los OC, PCB y surrogados en concentraciones de 1000 ng ml^{-1} . Todos los estándares usados fueron de la marca Chemservice®

Método de análisis

Las muestras y los cinco puntos de la curva de calibración ($10 - 200 \text{ ng ml}^{-1}$) fueron analizados en un Cromatógrafo de Gases (GC) 6890 Agilent con un inyector acoplado a un detector de Espectrometría de Masas (EM) 5975 Agilent con ionización de impacto electrónico (EI). La separación cromatográfica se hizo con una columna HP 5 MS (60 m longitud, 0.25 mm diámetro y 0.25 μm espesor de la película) marca Agilent en la que se programaron cinco rampas de temperatura para la separación de los iones: $90 \text{ }^\circ\text{C}$ (2 min), $180 \text{ }^\circ\text{C}$ ($30 \text{ }^\circ\text{C/min}$), $200 \text{ }^\circ\text{C}$ ($1 \text{ }^\circ\text{C/min}$),

265 °C (2 °C/min) y 310 °C (30 °C/min) con una corrida de 59 min. Los resultados fueron capturados con el Software GC/MSD ChemStation®.

El aseguramiento de la calidad y la validación del método fueron realizados con base en la Guía de validación de métodos analíticos para la determinación de compuestos orgánicos en niveles traza AOAC/FAO/IAEA/IUPAC (AOAC, FAO, IAEA, IUPAC, 2000) para evaluar los siguientes parámetros: Límite de Detección (LD), Límite de Cuantificación (LC), linealidad (r), sensibilidad, porcentaje de recuperación y precisión (repetibilidad y reproducibilidad), LD y LC fueron calculados usando los resultados obtenidos a partir de la curva de calibración de cada compuesto determinado en un intervalo de concentración de 2.5 a 15 ng ml⁻¹. La linealidad expresada por el coeficiente de correlación (R), y la sensibilidad determinada por la pendiente del rango de la curva (LC – 200 ng ml⁻¹) resultado a partir del promedio de once curvas de trabajo por cinco días. Y, el porcentaje de recuperación del método para cada analito a partir de la evaluación de diez puntos fortificados en la curva de calibración de baja (15 ng ml⁻¹) y alta (75 ng ml⁻¹) concentración.

Los límites de detección estuvieron entre 1.53 y 6.9 ng ml⁻¹ para los OC, y entre 0.7 y 5.7 ng ml⁻¹ para los PCB y 4.8 ng ml⁻¹ para atrazina. La evaluación de la precisión se determinó con el porcentaje de la desviación estándar relativa de la repetibilidad y la reproducibilidad, y ésta estuvo dentro del intervalo de 0.5 a 90% y del 3 al 21%, respectivamente. Lo siguiente muestra que los resultados de esta metodología son reproducibles en diferentes días de trabajo. Los porcentajes de recuperación estuvieron dentro del 67.8% y 120.2% en el nivel de concentración más bajo (15 ng ml⁻¹) y entre 90.9% y 119.9% en la concentración más alta (75 ng ml⁻¹).

4.3.2 PAH

Los analitos incluidos en este estudio fueron 16 PAH: Acenafteno, Acenaftileno, Antraceno, Benzo [a] antraceno, Benzo [a] pireno, Benzo [b] fluoranteno, Benzo [g,h,i] perileno, Benzo [k] fluoranteno, Criseno, Dibenzo [a,h] antraceno, Fenantreno, Fluoranteno, Fluoreno, Indeno [1,2,3,-c,d] pireno, Naftaleno y Pireno.

Método de extracción

Las muestras de plasma de tortuga lora para la determinación de PAH fueron extraídas mediante la técnica de extracción de fase sólida de acuerdo a la metodología utilizada por Camacho *et al.* (2012). Se adicionó una alícuota de un mililitro de plasma en una columna C-18 de 3 ml Chromabond montada en un colector de vacío. La columna fue previamente limpiada y acondicionada con 3 ml de metanol y 3 ml de agua ultrapura al vacío con un flujo de 1.5 ml min. Las muestras de plasma fueron pasadas a través del cartucho por gravedad. Adicionalmente, se hizo pasar por la columna 3 ml de agua con 5% de metanol al vacío y se secó al vacío por 15 min. Los PAH absorbidos fueron eluidos de la columna con 4 ml de diclorometano, y el extracto fue evaporado mediante una corriente de nitrógeno suave. Se realizó un cambio de disolvente con la adición de 200 μ L de ciclohexano para su posterior análisis cromatográfico (Kouzayha *et al.*, 2011).

Método de análisis

Las muestras de plasma extraídas fueron analizadas con la metodología descrita por Camacho *et al.* (2012) en un equipo Cromatógrafo de Gases (GS) Marca Agilent Technologies, Modelo 6890 y un Espectrómetro de Masas (MS) Marca Agilent Technologies, Modelo 5975 con Ionizador de Impacto Electrónico y filtro cuadrupolar. Se utilizó una columna cromatográfica HP-5MS de 30 m de longitud x 0.25 mm de diámetro x 0.25 μ m de espesor de película, Marca Agilent. Las temperaturas fueron programadas como sigue: una temperatura inicial de 60°C por 1 min, elevada 12°C / min hasta alcanzar 210°C, y después elevada 8°C / min hasta alcanzar 320°C con 5 min. Las temperaturas del inyector y la línea de transferencia fueron de 250°C y 310°C, respectivamente. Los estándares y las muestras (1 μ L) fueron inyectados en modo *splitless* (sin división de flujo). El CG acoplado a un EM fue utilizado para la detección de los PAH en modo selectivo de iones (SIM; por sus siglas en inglés).

El método se evaluó por medio de controles de calidad obteniéndose los siguientes parámetros: límite de detección (LD), límite de cuantificación (LC), linealidad (r), exactitud (porcentaje de recuperación) y precisión (porcentaje de diferencia relativa). Los LD y LC fueron calculados por medio de réplicas de blancos de método; se evaluó la desviación estándar entre la respuesta de éstos. Los LD resultaron entre 0.23 y 3.68 µg ml⁻¹ para los 16 PAH. La linealidad fue expresada por el coeficiente de correlación de la curva de calibración ($r = 0.995$). La exactitud fue medida como el porcentaje de recuperación de los 16 PAH en los controles de calidad, y la precisión fue expresada como el porcentaje de la diferencia relativa entre los duplicados de los controles de calidad. El porcentaje de recuperación estuvo en un intervalo de 50.9% y 171% y el coeficiente de variación <30% excepto para el Benzo (b) Fluoranteno, el cual presentó el 46.3%.

4.3.3 Metales

Los analitos incluidos en este estudio fueron los siguientes: aluminio (Al), arsénico (As), bario (Ba), cadmio (Cd), cobre (Cu), cromo (Cr), fierro (Fe), mercurio (Hg), níquel (Ni), plomo (Pb) y vanadio (V) para el muestreo correspondiente al año 2015. Y, aluminio (Al), arsénico (As), bario (Ba), cadmio (Cd) y mercurio (Hg) para los muestreos correspondientes a los años 2016 y 2018.

Método de extracción

2015

Las muestras de sangre para la determinación de los elementos (Al, As, Ba, Cd, Cu, Cr, Fe, Ni, Pb y V) fueron pre-tratadas por medio de la técnica de digestión en horno de microondas Multiwave 3000 marca Anton para el posterior análisis de los metales.

La determinación de mercurio total (Hg) en sangre se realizó siguiendo el método EPA 7470 A Mercurio en residuo líquido (técnica de vapor frío) modificado. Las

muestras fueron digeridas en un horno de microondas Anton Paar-Multiwave 3000, y posteriormente reducidas en baño de agua con regulador de temperatura.

2016 y 2018

Las muestras fueron pre-tratadas mediante la técnica de digestión ácida de 24 horas: se colocó 1 g de sangre completa en cada tubo de teflón (liner); se le añadieron 10 ml de HNO₃ (3.2 Molar) y 5 ml de H₂O₂ (29.32%); se llevó a cabo la reacción en los tubos de teflón en un sistema de digestión por microondas (Microwave Mars 5) por 20 min a 180°C, 250 psi y 1200 W. Después de la digestión (24 horas), las muestras fueron disueltas con 50 ml de agua desionizada (Milli Q) y colocadas en contenedores de polietileno hasta su posterior análisis. Todos los materiales usados durante el proceso de digestión fueron previamente lavados con ácido.

Método de análisis

2015

El análisis de los elementos (Al, As, Ba, Cd, Cu, Cr, Fe, Hg, Ni, Pb y V) en las muestras de sangre correspondientes al año 2015 se realizó mediante el método EPA6010C con el equipo ICP-OES plasma inductivo acoplado a espectrómetro de emisión atómica Marca Thermo Scientific, modelo iCAP6500 Duo.

Las muestras para el análisis de Hg fueron analizadas por medio de absorción atómica con un equipo FIMS-400 marca Perkin Elmer (Sistema de análisis de mercurio por inyección de flujo). Se utilizó material de referencia para Hg total (1946 Lake Superior Fish Tissue, NIST).

Se utilizaron controles de calidad para la validación del método. Se obtuvieron los Límites de Detección del Método (LD) y los Límites de Cuantificación del Método (LC) para cada analito y se obtuvo un porcentaje de recuperación > 90%.

2016 y 2018

Aluminio (Al), arsénico (As), bario (Ba) y cadmio (Cd) y los puntos de calibración de la curva fueron analizados por espectrometría de absorción atómica (EAA) acoplado a un horno de grafito (GBC-GF5000) equipado con un automuestreador (GBC-PAAL 3000). Mercurio (Hg) y los puntos de calibración de la curva fueron analizados por EAA (GBC 932 AA), técnica de vapor en frío con generador de hidruros (GBC HG 300C). Se usaron estándares de referencia certificados para cada analito y se corrieron blancos por cada lote de muestras analizadas en el mismo equipo. Las soluciones stock fueron preparadas diariamente. Los equipos fueron pre-calibrados usando soluciones estándar preparadas a partir de estándares grado analítico de cada elemento.

Los controles de calidad internos y la validación del método se realizó con los siguientes parámetros: límite de detección (LD) y límite de cuantificación (LC) para cada elemento calculados a partir de los puntos de la curva de calibración para cada analito; linealidad (r) expresada por el coeficiente de correlación (R) para cada analito (Al, $R^2=0.993$; As, $R^2=0.999$, Ba, $R^2=0.997$, Cd, $R^2=0.999$ y Hg, $R^2=0.999$); sensibilidad; porcentaje de recuperación y precisión (repetibilidad y reproducibilidad). La exactitud se evaluó con las curvas de calibración para cada analito analizado: Al (10, 20, 30, 40 y 50 $\mu\text{g l}^{-1}$), As (10, 15, 20, 25, 30 y 35 $\mu\text{g l}^{-1}$), Ba (1, 2, 3, 4 mg l^{-1}), Cd (0.4, 0.6, 0.8 y 1 $\mu\text{g l}^{-1}$) y Hg (0.5, 1, 2, 4, 6, 8 y 10 $\mu\text{g l}^{-1}$). La evaluación de la precisión considerado con el porcentaje de la desviación estándar relativa de la repetibilidad y la reproducibilidad. Las concentraciones son reportadas en $\mu\text{g l}^{-1}$ en base húmeda. Todas las muestras fueron analizadas por duplicado.

4.3.4 Ensayo Cometa Alcalino o electroforesis unicelular alcalino

La evaluación del daño al ADN en las muestras de sangre de tortugas marinas se realizó mediante la técnica del ensayo cometa alcalino (electroforesis unicelular alcalina) descrita por Singh *et al.* (1988). El procedimiento consiste, de manera general, en las siguientes etapas:

Preparación de geles con una monocapa de agarosa normal

1. Se limpian las laminillas (dos portaobjetos por muestra) sumergiéndolas en etanol anhidro por 15 minutos y, posteriormente se limpian con una gasa.
2. A cada laminilla se le colocan 150 μ l de agarosa de fusión normal (1%). Se distribuye por toda la laminilla y se colocan en las charolas para secarlas en el horno a una temperatura de 65 a 70 °C.
3. Una vez que estén bien secas y frías se almacenan en cajas portalaminillas.
4. Se preparan con dos semanas de anticipación a su uso, de lo contrario se desechan.
5. En el vaso Coplin se agregan 50 ml de la solución de lisis final (2.5 M NaCl, 100 mM EDTA, 10mM Trisma Base, 1% Triton X-100 y 10% DMSO; pH10) y se mantiene en refrigeración una hora antes de su uso.
6. Se sumergen las laminillas en el vaso Coplin una hora antes de la electroforesis.

Obtención de las células

1. Se obtuvieron las células tomando 3 ml de muestra de sangre en un tubo Vacutainer con heparina de litio para evitar la coagulación.
2. Se coloca la muestra en un homogeneizador a ciclo lento.
3. Se toman alícuotas de 10 μ l de la muestra de sangre y se colocan en el fondo de los tubos cónicos marca Eppendorf y se agregan 300 μ l de agarosa de bajo punto de fusión (0.5 % LMPA) para diluir la muestra y se homogeniza con el vórtex.
4. De la mezcla se toman alícuotas de 15 μ l y se le agregan 225 μ l LMPA y se homogeniza con el vórtex.
5. De la mezcla se toman 75 μ l y se colocan sobre una cama de electroforesis y en enseguida se les coloca un cubreobjetos.
6. Las laminillas se colocan en la charola de aluminio para llevarse a refrigeración 5 min.

7. Se retira de forma delicada el cubreobjetos de la laminilla y se agregan de 75 a 80 μ l de agarosa de bajo punto de fusión.
8. Se coloca un nuevo cubreobjetos y se pone en la charola para llevarse a refrigeración 5 min más. Transcurrido el tiempo, se retira de forma cuidadosa el cubreobjetos y se desecha.
9. Las laminillas se colocan en pares (espalda con espalda) en el vaso Coplin con la solución de lisis final (2.5 M NaCl, 100 mM EDTA, 10mM Trisma Base, 1% Triton X-100 y 10% DMSO; pH10) con la finalidad de romper su membrana celular.
10. Se desenrolla el ADN en una solución amortiguadora de electroforesis (10N NaOH, 200 mM EDTA; pH13) por 5 min.
11. Se lleva a cabo la electroforesis en una cámara de electroforesis con los siguientes parámetros: fuente de poder a 25 V, 300 A y 10 min.
12. Se realizan dos lavados de las muestras con solución Trisma Base (0.4 M; pH7.5) con diferencia de 5 min.
13. Se realizan dos lavados de las muestras con etanol anhidro con diferencia de 5 min.
14. Se sumergen las muestras en un vaso Coplin con etanol anhidro por 5 min.
15. Se sacan del vaso Coplin y se dejan secar las laminillas a temperatura ambiente para guardarlas.

Tinción de los núcleos con y sin ADN fragmentado

1. Se le agrega a la laminilla 50 μl de la solución del colorante Gel Red ($4 \mu\text{g ml}^{-1}$) previo a su lectura en el microscopio de epifluorescencia, y se le coloca un cubreobjetos.

Análisis de daño en el ADN

1. Se colocó la laminilla en el microscopio de epifluorescencia Nikon NI Eclipse equipado con un filtro de excitación (515-560 nm), y un filtro de barrera (590 nm). Para visualizar el daño en el ADN, las laminillas fueron observadas a 40X usando el software Comet IV (*Perceptive Instruments*) (Fig. 3).
2. El programa contabiliza 100 células (50 muestra y 50 duplicado).
3. Se usaron tres parámetros para determinar la genotoxicidad (Calderón-Segura *et al.*, 2015; Ku-Centurion *et al.*, 2016): a) longitud de la cauda (la distancia entre el primer y último fragmento de ADN), b) momento de la cauda (la longitud de la cauda ponderada por el porcentaje de ADN de la cauda), y la intensidad de la cauda (el porcentaje de ADN en la cauda, como la más relevante) en 50 núcleos seleccionados al azar en cada portaobjetos (dos portaobjetos por un total de 100 núcleos) (Fig. 4A y 4B).

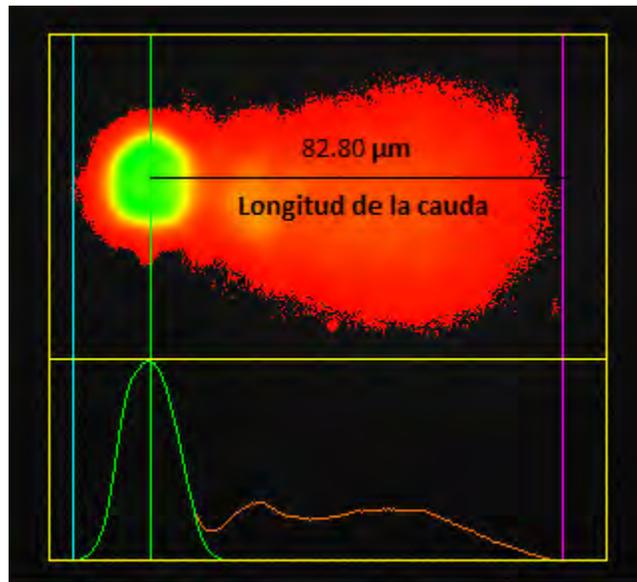


Fig. 3. Imagen de un cometa de un núcleo de sangre periférica de tortuga lora (*Lepidochelys kempii*) que indica la captura de los tres parámetros genotóxicos: longitud, intensidad, y momento de la cauda del cometa con el software Comet IV.

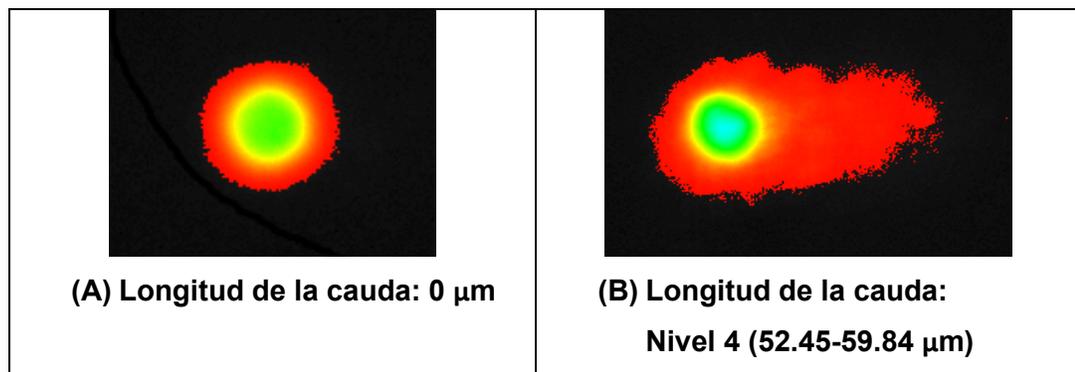


Fig. 4. Imagen de Núcleos de sangre periférica de la tortuga Lora (*L. kempii*). (A) núcleo sin daño en el ADN o sin cometa y (B) núcleo con daño en el ADN o con cometa.

Controles de calidad

- Un blanco de campo (laminillas sólo con agarosa regular).
- Un blanco de método.
- Se prepararon, con dos semanas de anticipación, previo a la salida de campo, laminillas con 150 µl de agarosa regular por duplicado para cada muestra por organismo.
- En campo se tomó una muestra por organismo y se procesó para tener una muestra y su duplicado.
- Se contabilizaron 50 células (eritrocitos) por cada laminilla para un total de 100 células.

Los controles de calidad fueron definidos considerando que son muestras biológicas únicas correspondientes a una especie perteneciente a la NOM-059-SEMARNAT-2010 bajo la categoría de “peligro”. Asimismo, el número de muestras está restringido por el permiso de colecta No. de Oficio SGPA/DGVS-04000/15 otorgado por la Dirección General de Vida Silvestre de la Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales (DGVS-SEMARNAT).

El ensayo cometa tiene las siguientes ventajas: su rapidez, simplicidad, bajo costo, el pequeño número de células requeridas (<10 000 células), su sensibilidad, y su aplicabilidad generalizada con células eucariotas. Otra ventaja de esta técnica es su flexibilidad para detectar diferentes tipos y niveles de efectos adversos (OSPAR Comission, 2013; Ansoar-Rodríguez *et al.*, 2015).

Las muestras (laminillas) fueron analizadas en el Laboratorio de Toxicología Ambiental del Centro de Ciencias de la Atmósfera perteneciente a la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM).

4.4 Análisis estadísticos

4.4.1 Parámetros morfométricos

Se obtuvieron los promedios, desviación estándar y valores máx. y min., de los parámetros morfométricos: largo curvo del caparazón (LCC), ancho curvo del caparazón (ACC) y peso para cada muestreo independiente (2015 y 2016). Se evaluó la correlación mediante la prueba no paramétrica de correlación de rangos de Spearman entre estos parámetros, y las concentraciones de POP, metales y atrazina en la sangre de las tortugas lora.

4.4.2 OC, PCB, Atrazina y PAH

El análisis estadístico de los datos se realizó con el programa estadístico STATISTICA versión 10. Se aplicó la prueba de normalidad Kolmogorov–Smirnov & Lilliefors para los valores de cada muestreo independiente (2015 y 2016) con el fin de ver si presentaron una distribución normal. Se consideró el valor de $p < 0.05$ para ver diferencia significativa. Los datos fueron reducidos, a través de la sumatoria de los datos mayores al LD en cada grupo de contaminantes (Atrazina, alfa Endosulfán, Σ DDT, Σ PCB, Σ PAH y Σ POP). Se calcularon el promedio, la mediana, valores máximo y mínimo, y la desviación estándar para los POP detectados. Se utilizó la prueba de Levene para probar la homogeneidad de covarianzas (homocedasticidad) entre los grupos de contaminantes. Estadística no paramétrica fue aplicada para comparar las concentraciones de los dos muestreos independientes en el mismo sitio, a través de la Prueba U de Mann-Whitney. Para los POP >30% de detección, los valores <LD fueron sustituidos por la 1/2 del LD en cada compuesto. Se analizó la relación entre las concentraciones de POP y el tamaño de la tortuga lora mediante la aplicación de la correlación de Pearson.

4.4.3 Metales

El análisis estadístico de los datos se realizó con el programa estadístico STATISTICA versión 10. Se aplicó la prueba de normalidad Kolmogorov–Smirnov para todos los valores correspondientes a los muestreos (2015, 2016 y 2018) con el fin de ver si presentaron una distribución normal. Se consideró el valor de $p < 0.05$

para ver diferencia significativa. Se consideraron los datos mayores al LD en cada grupo de contaminantes (Al, As, Ba, Cd y Hg) para la aplicación de pruebas estadísticas. Se calcularon el promedio, la mediana, valores máximo y mínimo, y la desviación estándar para los cinco metales detectados. Se utilizó la prueba de Levene para probar la homogeneidad de covarianzas (homocedasticidad) entre los niveles de los metales. Estadística no paramétrica fue aplicada para comparar las concentraciones de dos o más muestreos independientes en el mismo sitio, mediante la Prueba Kruskal Wallis. Se analizó la relación entre las concentraciones de metales (Al, As, Ba, Cd y Hg), y el tamaño de la tortuga lora mediante la aplicación de las correlaciones de Pearson y Spearman.

4.4.4 Ensayo cometa

Los valores de los tres parámetros de genotoxicidad fueron calculados mediante el programa estadístico Comet IV (*Perceptive Instruments*): longitud de la cauda (μm), daño al ADN de la cauda (% de ADN) y Momento de la cauda (%). Se aplicó la prueba de normalidad Kolmogorov–Smirnov & Lilliefors para verificar la distribución normal de los datos. Se obtuvieron el promedio, la desviación estándar, y los valores máximo y mínimo para cada parámetro de genotoxicidad. Se definió una significancia estadística de $p < 0.05$ para todos los análisis estadísticos. Se evaluó el grado de correlación entre las concentraciones de los contaminantes, y el daño al ADN, mediante la prueba no paramétrica de correlación de rangos de Spearman (Alpha endosulfán, Σ DDT, PCB 153, Ba y Hg), y la prueba paramétrica de Pearson (atrazina, PCB 52, Al, As y Cd). Los datos fueron analizados con el programa estadístico STATISTICA V.10 Stat Soft, Inc.

5 RESULTADOS

5.1 Morfometría de la población de *L. kempii* (2015-2016)

El promedio de los parámetros morfométricos de la población de *L. kempii* correspondiente a los años 2015-2016 fueron los siguientes: peso (34.47 ± 3.40 Kg), largo curvo del caparazón (66.65 ± 2.85 cm) y ancho curvo del caparazón (68.30 ± 3.03 cm) (Tabla 2).

Tabla 2. Resultados mediciones morfométricas (2015-2016).

	n	Promedio	SD	Mínimo	Máximo
Peso (Kg)	38	34.47	3.40	26.70	42.00
LCC (cm)	79	66.65	2.85	61.00	73.60
ACC (cm)	79	68.30	3.03	60.00	78.30

Nota:

LCC Largo Curvo del Caparazón

ACC Ancho Curvo del Caparazón

5.2 Contaminantes Orgánicos Persistentes

5.2.1 Plaguicidas organoclorados

Se detectaron concentraciones de plaguicidas organoclorados en muestras de plasma de tortuga lora (Tabla 3). Éstos presentaron los siguientes porcentajes de detección: DDE (35.44 %), alfa endosulfán (30.38 %), DDD (6.33%), alfa HCH (3.8 %) y DDT (1.27 %). Los compuestos: aldrin, gamma HCH, HCB, heptacloro y heptacloro epóxido presentaron valores menores al LD en todas las muestras de plasma. Se observaron diferencias significativas en las concentraciones totales de Σ POP entre los años 2015 y 2016.

Alpha Endosulfan

Los resultados de este estudio mostraron que no hubo diferencias significativas en las concentraciones de alpha endosulfán en el plasma de *L. kempii* entre los años 2015 (Mediana 1.55, Min 1.55 y Max 79.65 ng ml⁻¹) y 2016 (Mediana 1.55, Min 1.55 y Max 37.10 ng ml⁻¹).

DDT

Los resultados de este estudio mostraron que no hubo diferencias significativas en las concentraciones de DDE en el plasma de las tortugas lora entre los años 2015 (Mediana 3.45, Min 3.45 y Max 213.68 ng ml⁻¹) y 2016 (Mediana 3.45, Min 3.45 y Max 169.97 ng ml⁻¹).

Con respecto a las concentraciones totales, no se observaron diferencias significativas para ninguna de las concentraciones de Σ DDT entre los años 2015 y 2016. Sin embargo, si se observó diferencia significativa para las concentraciones totales de Σ POP entre el 2015 y 2016 (Fig. 5).

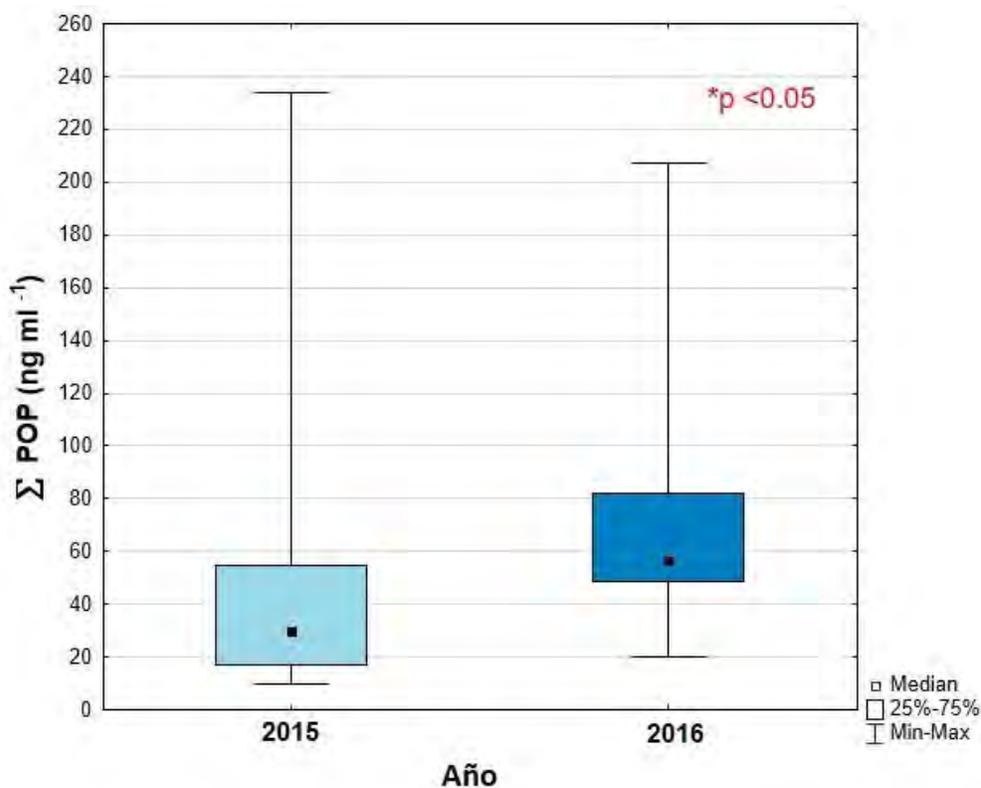


Fig. 5. Concentraciones de POP (ng ml⁻¹) en muestras de plasma de *L. kempii* (* p < 0.05).

5.2.2 Bifenilos policlorados

De los ocho bifenilos policlorados analizados en el plasma de la tortuga lora únicamente se detectaron dos: PCB 52 (64.56 %) y PCB 153 (50.63 %), el resto de estos compuestos (PCB 101, PCB 109, PCB 118, PCB 183, PCB 155 y PCB 180) presentaron valores menores al LD (Tabla 3).

Los resultados de las concentraciones de PCB mostraron diferencia significativa para PCB 52 en el plasma de las tortugas lora entre los años 2015 (Mediana 0.60, Min. 0.35 y Max. 18.68 ng ml⁻¹) y 2016 (Mediana 1.98, Min. 0.35 y Max. 18.35 ng ml⁻¹), no siendo así para el PCB 153 (Fig. 6).

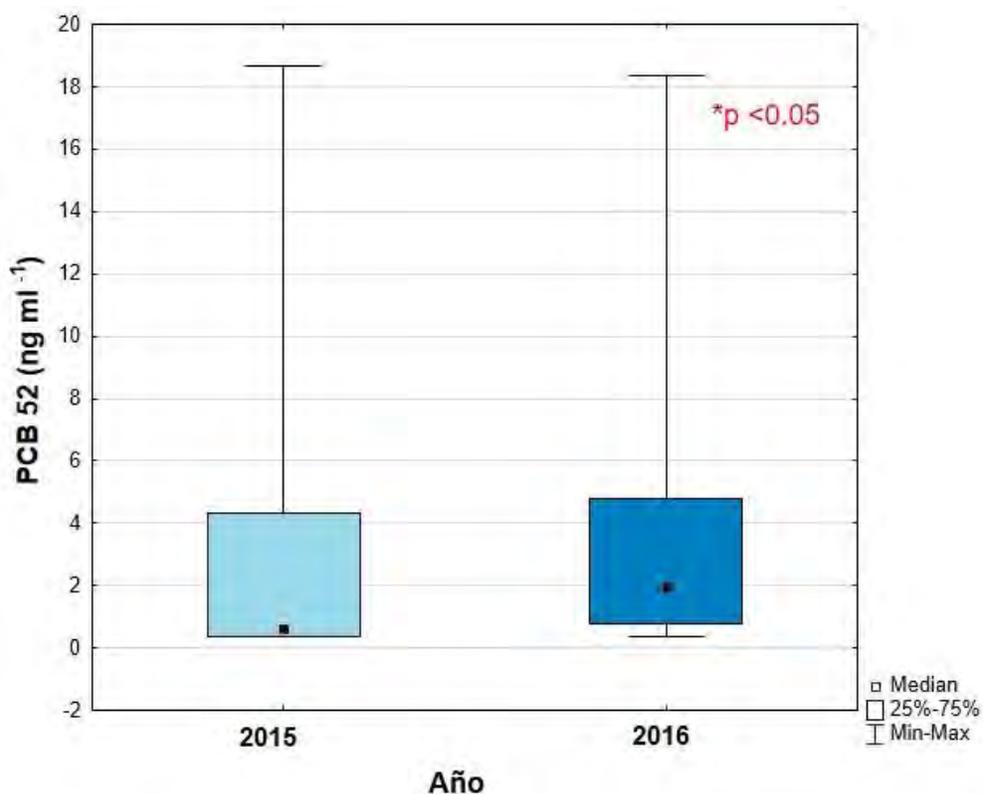


Fig. 6. Concentraciones de PCB 52 (ng ml⁻¹) en muestras de plasma de *L. kempii* (* p < 0.05).

Con respecto a las concentraciones totales, no se observaron diferencias significativas para ninguna de las concentraciones de Σ PCB entre los años 2015 y 2016.

Tabla 3. Concentraciones de Contaminantes Orgánicos Persistentes (ng ml⁻¹) en plasma de *L. kempii* (2015 – 2016).

POP	n	Promedio \pm SD	Mediana (Intervalo)	Núm. D	% > LD
Aldrin	79	<LD	<LD	0	0
Alpha endosulfán	79	9.96 \pm 17.43	1.55 (1.55 - 79.65)	24	30.38
Alpha HCH	79	7.31 \pm 0.30	7.35 (6.99 - 7.59 -)	3	3.8
Atrazina	79	26.30 \pm 22.12	25.84 (2.40 - 83.71)	55	69.62
DDD	79	2.34 \pm 0.66	2.11 (1.80 - 3.48)	5	6.33
DDE	79	11.31 \pm 30.01	3.45 (3.45 - 213.67)	28	35.44
DDT	79	7.62	7.62 (7.62 - 7.62)	1	1.27
Σ DDT	79	11.55 \pm 30.10	3.45 (3.45 - 213.67)	N/A	
gamma HCH	79	<LD	<LD	0	0
HCB	79	<LD	<LD	0	0
Heptacloro	79	<LD	<LD	0	0
Heptacloro epóxido	79	<LD	<LD	0	0
PCB 52	79	3.02 \pm 3.89	1.30 (0.35 - 18.68)	51	64.56
PCB 101	79	<LD	<LD	0	0
PCB 99	79	<LD	<LD	0	0
PCB 153	79	6.91 \pm 8.25	4.16 (2.10 - 48.46)	40	50.63
PCB 118	79	<LD	<LD	0	0
PCB 183	79	<LD	<LD	0	0
PCB 156	79	<LD	<LD	0	0
PCB 180	79	<LD	<LD	0	0
Σ PCB	79	9.93 \pm 9.27	7.61 (2.45 - 50.55)	N/A	-
Σ POP	79	57.98 \pm 43.45	49.53 (9.85 - 233.77)	N/A	-
<LD = Menor al Límite de Detección					
% > LD = Porcentaje de muestras mayor al Límite de Detección					
NA = No Analizado					
SD = Desviación Estándar					
Núm. D = Número de datos Detectados					
Σ POP = Alpha Endosulfán + Alpha HCH + Atrazina + Σ DDT + Σ PCB					

5.2.3 Hidrocarburos aromáticos policíclicos

Se detectaron el 100% de los 16 PAH analizados en 36 muestras de plasma de tortuga lora. La concentración total (Σ PAH) fue de Mediana 3.97; Min. 0.638 y Max. 55.308 ng ml⁻¹(Tabla 4); estos resultados incluyen todos los valores registrados e identificados en el equipo analítico (<LD y >LD). Por otro lado, considerando únicamente los valores >LD, de los 16 PAH analizados, tres fueron encontrados con un porcentaje de detección bajo: acenafteno (8%), naftaleno (6%) y acenaftileno (6%) (Fig. 7). El resto de los PAH presentaron valores <LD (Antraceno, Benzo (a) antraceno, Benzo (a) pireno, Benzo (b) fluoranteno, Benzo (g,h,i) perileno, Benzo (k) fluoranteno, Criseno, Dibenzo (a,h) antraceno, Fenantreno, Fluoranteno, Fluoreno, Indeno (1,2,3-c,d) pireno y Pireno).

Tabla 4. Concentraciones de PAH (ng ml⁻¹) en plasma de *L. kempii*.

PAH	n	Promedio \pm SD	Mediana (Min - Max)
Naftaleno	36	1.536 \pm 1.279	1.216 (0.612 - 6.420)
Benzo(a)antraceno	36	0.433 \pm 0.072	0.398 (0.384 - 0.626)
Acenafteno	36	0.355 \pm 0.188	0.309 (0.118 - 1.012)
Fluoreno	36	0.306 \pm 0.059	0.294 (0.254 - 0.592)
Fenantreno	36	0.294 \pm 0.087	0.284 (0.148 - 0.560)
Pireno	36	0.199 \pm 0.055	0.176 (0.140 - 0.340)
Fluoranteno	36	0.129 \pm 0.059	0.107 (0.080 - 0.296)
Benzo(a)pireno	36	0.112 \pm 0.054	0.095 (0.064 - 0.336)
Antraceno	36	0.109 \pm 0.043	0.094 (0.080 - 0.294)
Benzo(b)fluoranteno	36	0.100 \pm 0.033	0.085 (0.076 - 0.198)
Acenaftileno	36	0.078 \pm 0.099	0.044 (0.024 - 0.516)
Dibenzo(a,h)antraceno	36	0.075 \pm 0.029	0.062 (0.056 - 0.170)
Criseno	36	0.065 \pm 0.044	0.042 (0.032 - 0.190)
Benzo(k)fluoranteno	36	0.057 \pm 0.033	0.044 (0.028 - 0.164)
Benzo(g,h,i)perileno	36	0.025 \pm 0.020	0.014 (0.012 - 0.088)
Indeno(1,2,3-cd)pireno	36	0.018 \pm 0.029	0.006 (0 - 0.108)
Σ PAH	36	8.75 \pm 13.20	3.97 (0.638 - 55.308)

Nota: PAH > LD

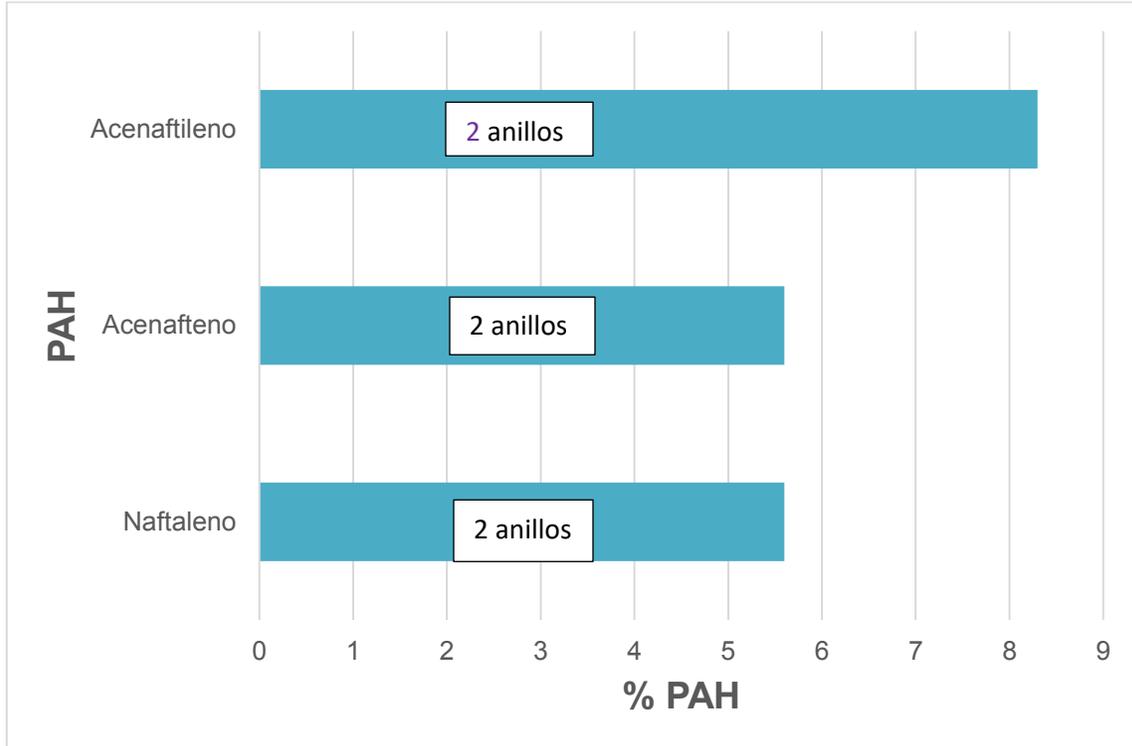


Fig. 7. Porcentaje de detección (%) de PAH > LD (naftaleno, acenaftileno y acenafteno).

5.3 Compuestos halogenados

5.3.1 Atrazina

La atrazina obtuvo el mayor porcentaje de detección (69.62 %) de todos los contaminantes analizados en las muestras de plasma de la tortuga lora (Tabla 3). Se observaron diferencias significativas en las concentraciones de atrazina entre los años 2015 y 2016.

Se observaron diferencias significativas en las concentraciones de atrazina en el plasma de las tortugas lora entre los años 2015 (Mediana 2.40, Min 2.40 y Max 65.35 ng ml⁻¹) y 2016 (Mediana 39.26, Min 11.42 y Max 83.71 ng ml⁻¹) (Fig. 8).

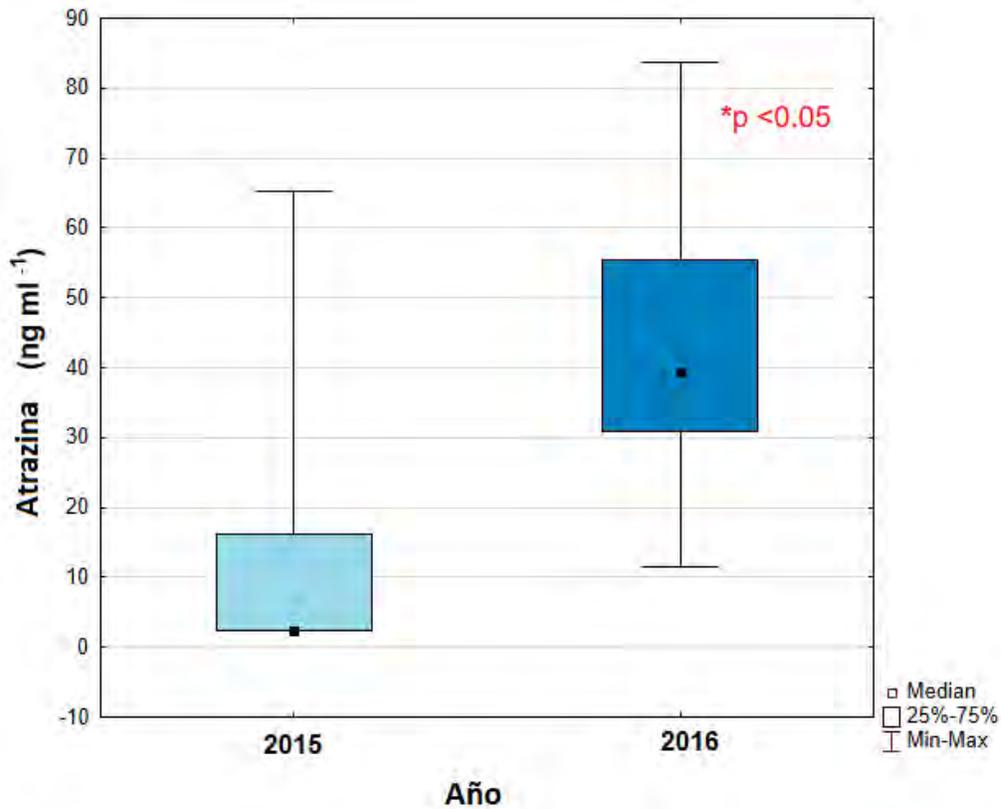


Fig. 8. Concentraciones de Atrazina (ng ml⁻¹) en muestras de plasma de *L. kempii* (* p < 0.05).

5.4 Metales

De un total de cinco metales analizados en 133 muestras de sangre de la población de *L. kempii* durante el periodo 2015, 2016 y 2018, se obtuvieron las siguientes concentraciones ($\mu\text{g g}^{-1}$): Al (4.52; Min. 0.39 y Max. 82.0), As (0.76; Min. 0.16 y Max. 7.45), Ba (56.95; Min. 1.68 y Max. 89.5), Cd (0.02; Min. 0.005 y Max. 0.10) y Hg (0.14; Min. 0.06 y Max. 0.67) (Tabla 5). Los porcentajes de detección fueron los siguientes: As (77%), Cd (68%), Al (63%), Hg (50%) y Ba (35%) (Fig. 9).

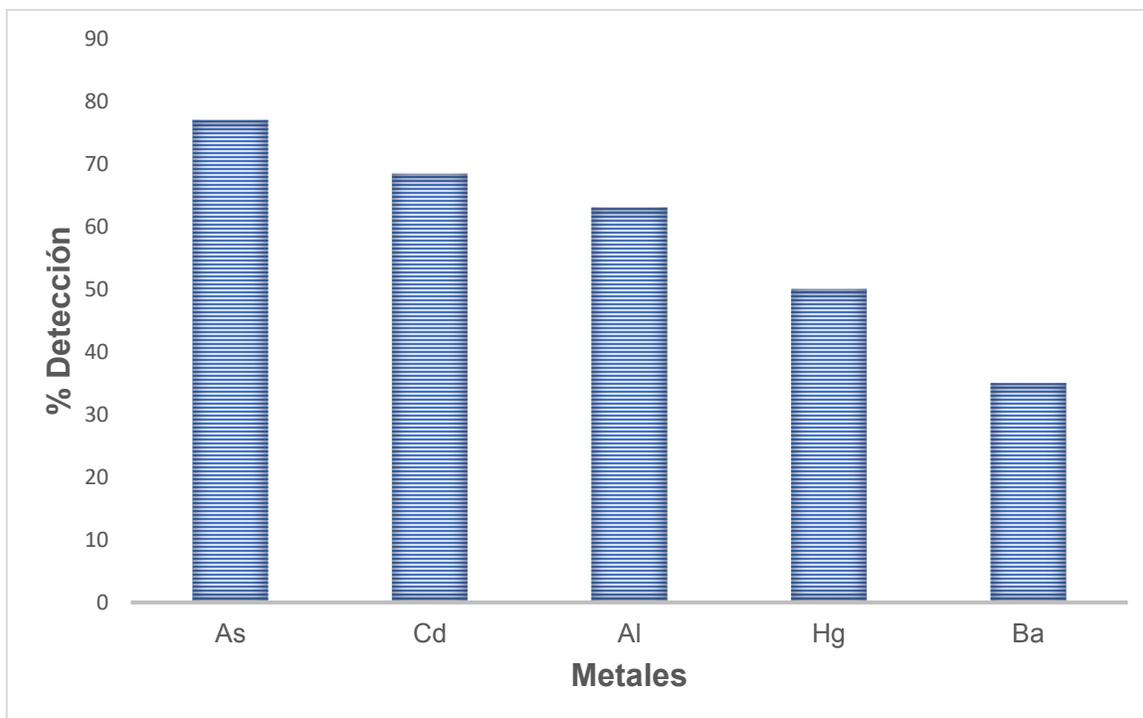


Fig. 9. Porcentaje de detección de metales en sangre de *L. kempii*.

Los valores de las concentraciones de los metales (As, Cd, Al, Hg y Ba) en las muestras de sangre de la población de *L. kempii* durante este periodo (2015 – 2016 - 2018) no presentaron una distribución normal, y el patrón de concentración fue el siguiente: Ba>Al>As>Hg>Cd.

En el 2015, de un total de 11 metales analizados en 42 muestras de sangre de *L. kempii*, se detectaron cuatro con las siguientes concentraciones ($\mu\text{g g}^{-1}$): Al (Mediana 18.07; Min. 7.22 y Max. 82.0), As (Mediana 3.19; Min. 1.91 y Max. 7.45), Ba (Mediana 2.19; Min. 1.68 y Max. 12.0) y Hg (Mediana 0.090; Min. 0.06 y Max. 0.26), el resto de los metales (Cd, Cr, Cu, Fe, Ni, Pb y V) presentaron valores <LD. Los porcentajes de detección obtenidos para cada analito fueron los siguientes: Al (12%), As (26%), Ba (14%) y Hg (60%) (Tabla 5).

En el 2016 se analizaron cinco metales (As, Cd, Al, Hg y Ba), y se obtuvieron las siguientes concentraciones ($\mu\text{g/g}^{-1}$): Al (Mediana 5.87; Min. 1.20 y Max. 17.76), As (Mediana 0.88; Min. 0.47 y Max. 1.43), Ba (Mediana 59.35; Min. 50.30 y Max. 89.50), Cd (Mediana 0.02; Min. 0.007 y Max. 0.091) y Hg (Mediana 0.35; Min. 0.22 y Max.

0.67). Los porcentajes de detección obtenidos para cada analito fueron los siguientes: As (91%), Cd (100%), Al (78%), Hg (100%) y Ba (53%) (Tabla 5).

En el 2018 se analizaron cinco metales (As, Cd, Al, Hg y Ba), y se obtuvieron las siguientes concentraciones ($\mu\text{g g}^{-1}$): Al (Mediana 3.42; Min. 0.40 y Max. 8.01), As (Mediana 0.48; Min. 0.16 y Max. 1.29), Ba (Mediana 51.3; Min. 50.05 y Max. 54.35), Cd (Mediana 0.016; Min. 0.005 y Max. 0.10) y Hg (Mediana 0.12; Min. 0.06 y Max. 0.61). Los porcentajes de detección obtenidos para cada analito fueron los siguientes: As (83%), Cd (100%), Al (11%), Hg (100%) y Ba (37%) (Tabla 5).

Los valores anuales de metales presentaron los siguientes patrones de concentración: Al>Ba>As>Hg (2015), y Ba>Al>As>Hg>Cd (2016 y 2018).

Tabla 5. Concentraciones de metales ($\mu\text{g g}^{-1}$) en plasma de *L. kempii* (2015 – 2016 - 2018).

Metales	n	Promedio \pm SD	Mediana (Intervalo)	Núm. D	% > LD
2015, 2016, 2018					
Al	133	6.45 \pm 9.29	4.52 (0.39 - 82.0)	84	77
As	133	1.02 \pm 1.00	0.76 (0.16 - 7.45)	102	68
Ba	133	52.60 \pm 20.80	56.95 (1.68 - 89.5)	46	63
Cd	133	0.02 \pm 0.02	0.02 (0.005 - 0.10)	91	50
Hg	133	0.23 \pm 0.17	0.14 (0.06 - 0.67)	66	35
2015					
Al	42	27.86 \pm 30.95	18.07 (7.22 - 82.0)	5	12
As	42	3.37 \pm 1.56	3.19 (1.91 - 7.45)	11	26
Ba	42	4.26 \pm 4.05	2.19 (1.68 - 12.0)	6	14
Cd	42	>LD	>LD	0	0
Hg	42	0.10 \pm 0.04	0.090 (0.06 - 0.26)	25	60
2016					
Al	45	6.47 \pm 3.80	5.87 (1.20 - 17.76)	41	91
As	45	0.91 \pm 0.28	0.88 (0.47 - 1.43)	45	100
Ba	45	61.02 \pm 9.19	59.35 (50.30 - 89.50)	35	78
Cd	45	0.02 \pm 0.01	0.02 (0.007 - 0.091)	45	100
Hg	45	0.40 \pm 0.14	0.35 (0.22 - 0.67)	24	53
2018					
Al	46	3.60 \pm 2.07	3.42 (0.40 - 8.01)	38	83
As	46	0.56 \pm 0.27	0.48 (0.16 - 1.29)	46	100
Ba	46	51.68 \pm 1.71	51.3 (50.05 - 54.35)	5	11
Cd	46	0.02 \pm 0.02	0.016 (0.005 - 0.10)	46	100
Hg	46	0.16 \pm 0.14	0.12 (0.06 - 0.61)	17	37
2016 y 2018					
Al	91	23.74 \pm 13.79	21.98 (3.2 – 65.36)	79	87
As	91	14.61 \pm 6.59	13.68 (3.28 – 28.65)	91	100
Ba	91	1.19 \pm 0.18	1.16 (1.00 – 1.79)	40	44
Cd	91	0.44 \pm 0.32	0.34 (0.10 – 2.01)	91	100
Hg	91	0.98 \pm 0.77	0.75 (0.47 – 4.88)	41	45
<LD = Menor al Límite de Detección					
% > LD = Porcentaje de muestras mayor al Límite de Detección					
NA = No Analizado					
SD = Desviación Estándar					
Núm. D = Número de datos Detectados					

Se observaron diferencias significativas en las concentraciones de los siguientes metales: Al ($H=23.0866$, $p<0.05$), As ($H=50.6322$, $p<0.05$), Ba ($H=21.0155$, $p<0.05$), y Hg ($H=39.7590$, $p<0.05$) excepto en Cd ($H=0.00$, $p=1$) en la sangre de las tortugas lora entre los años 2015, 2016 y 2018 (Figs. 10, 11, 12 y 14). Mientras que, el Cd ($H=0.00$, $p=1$) no presentó diferencias significativas (Fig. 13).

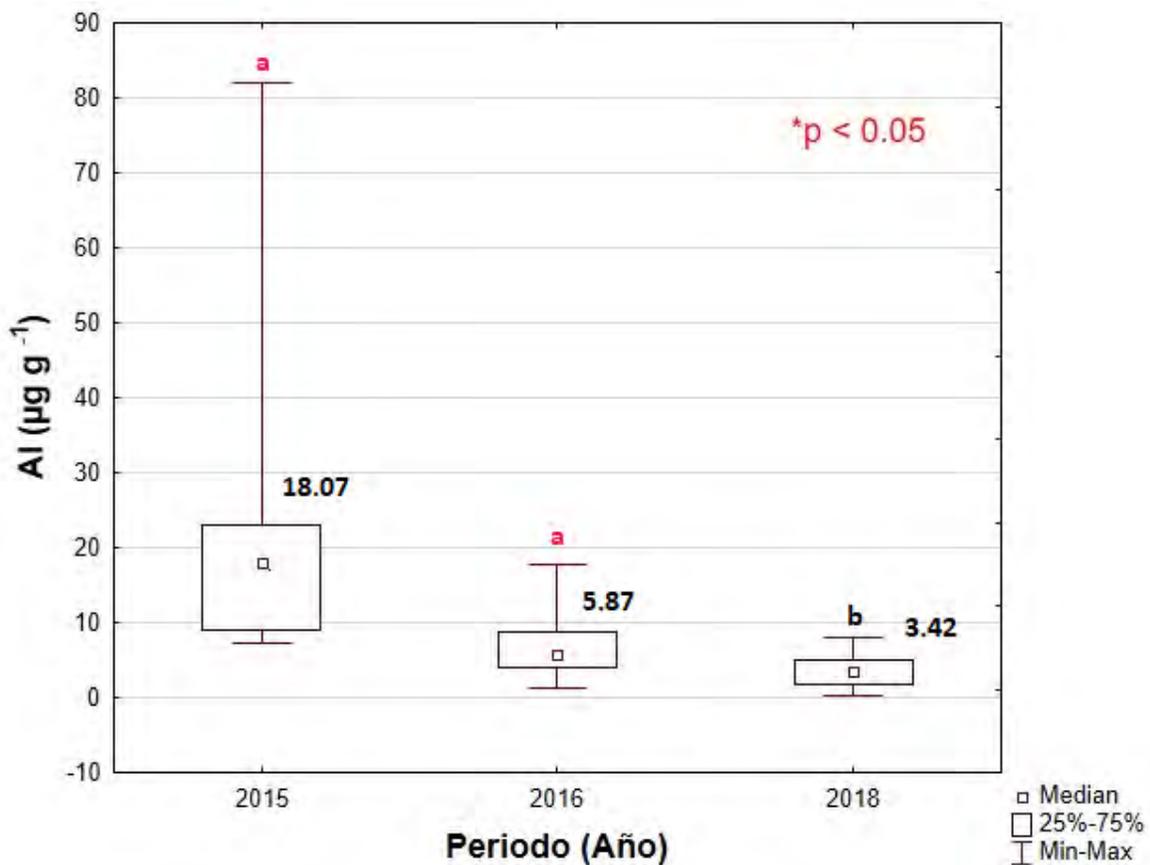


Fig. 10. Concentraciones de Al ($\mu\text{g g}^{-1}$) en muestras de sangre de *L. kempii* (* $p < 0.05$).

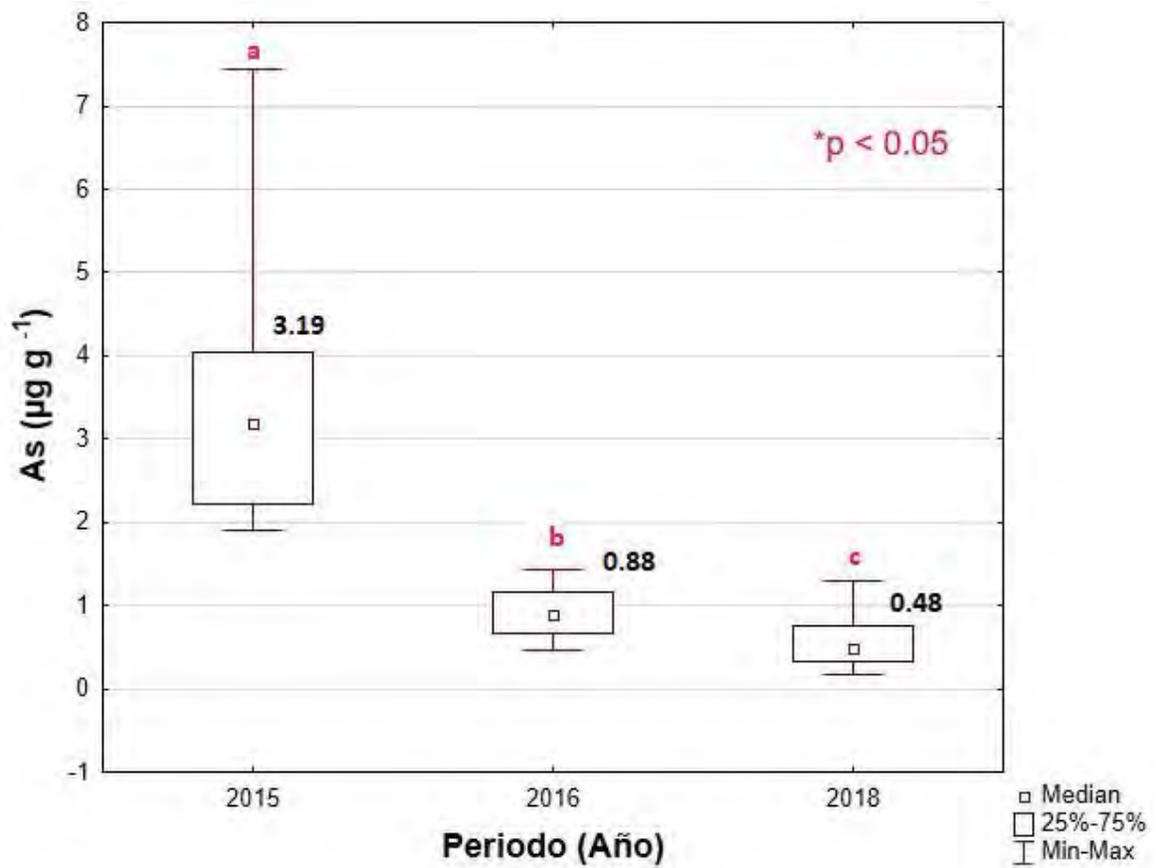


Fig. 11. Concentraciones de As ($\mu\text{g g}^{-1}$) en muestras de sangre de *L. kempii* (*p < 0.05).

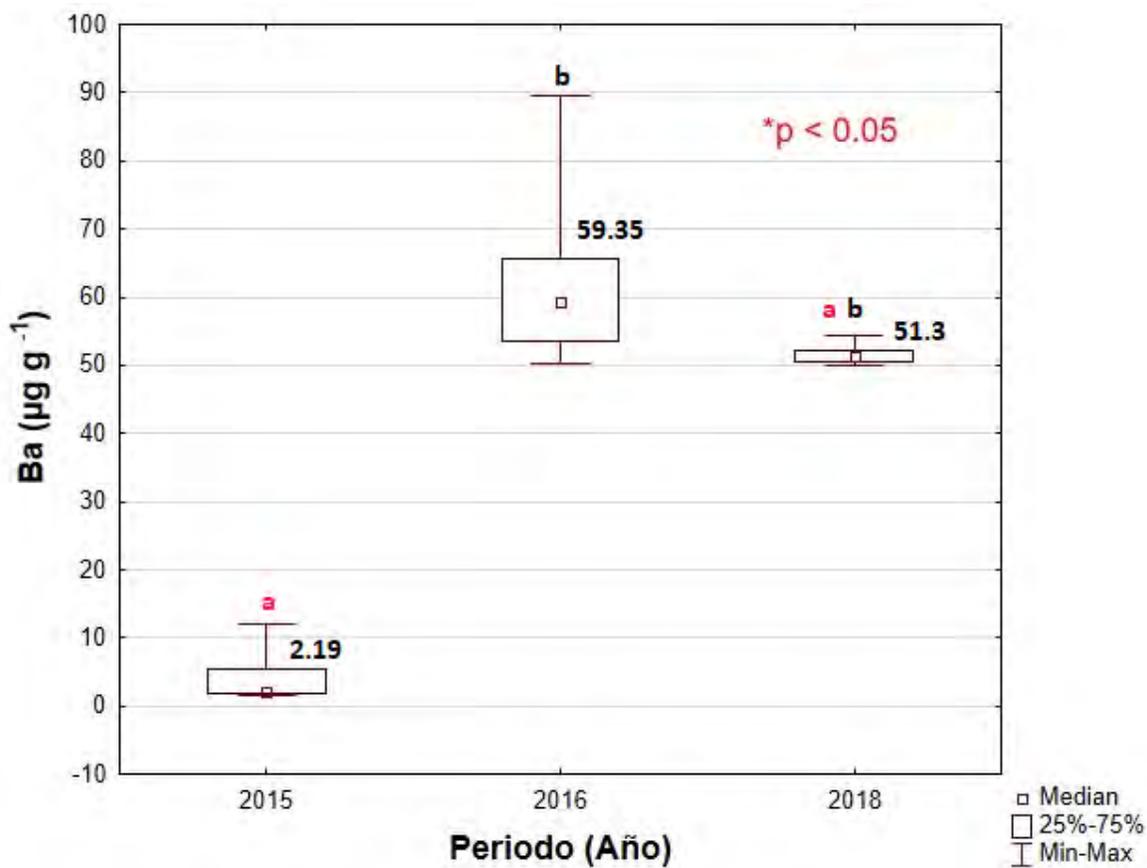


Fig. 12. Concentraciones de Ba ($\mu\text{g g}^{-1}$) en muestras de sangre de *L. kempii* (*p < 0.05).

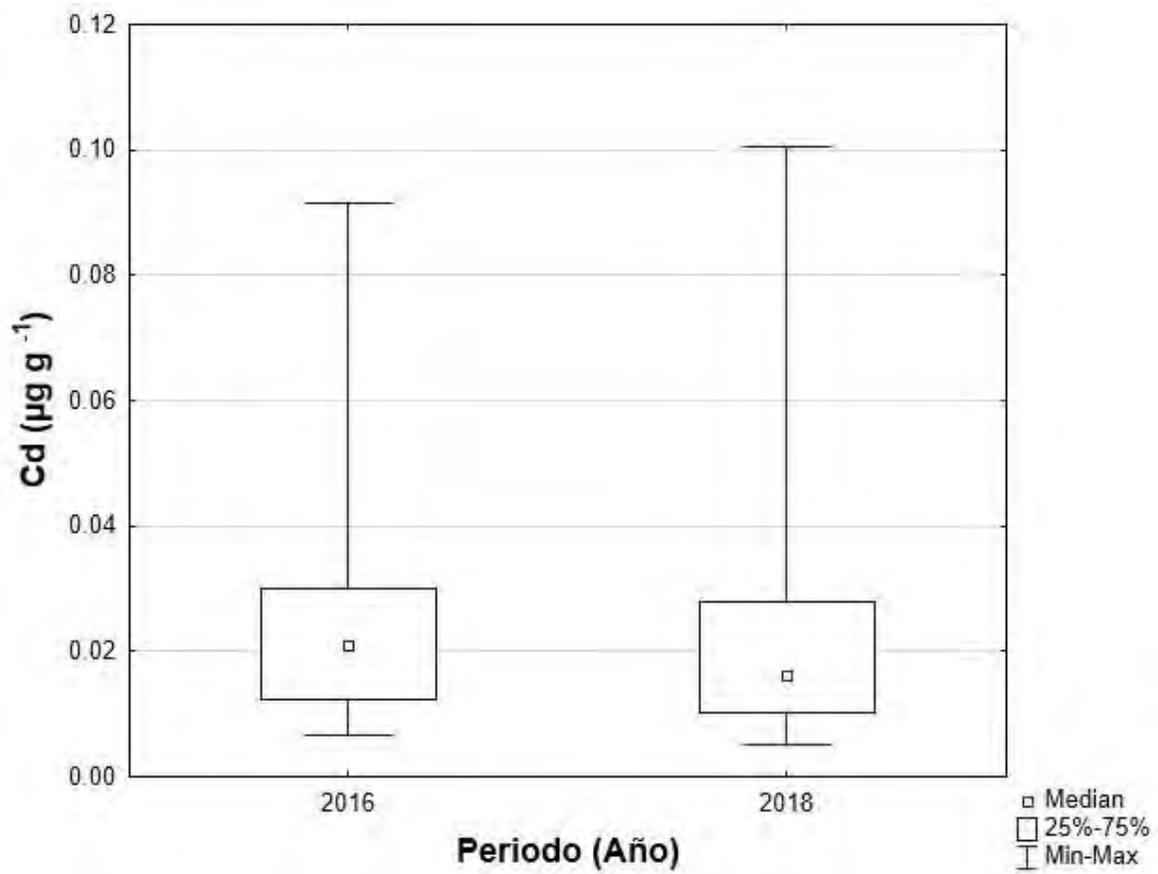


Fig. 13. Concentraciones de Ba ($\mu\text{g g}^{-1}$) en muestras de sangre de *L. kempii* (p=1.00).

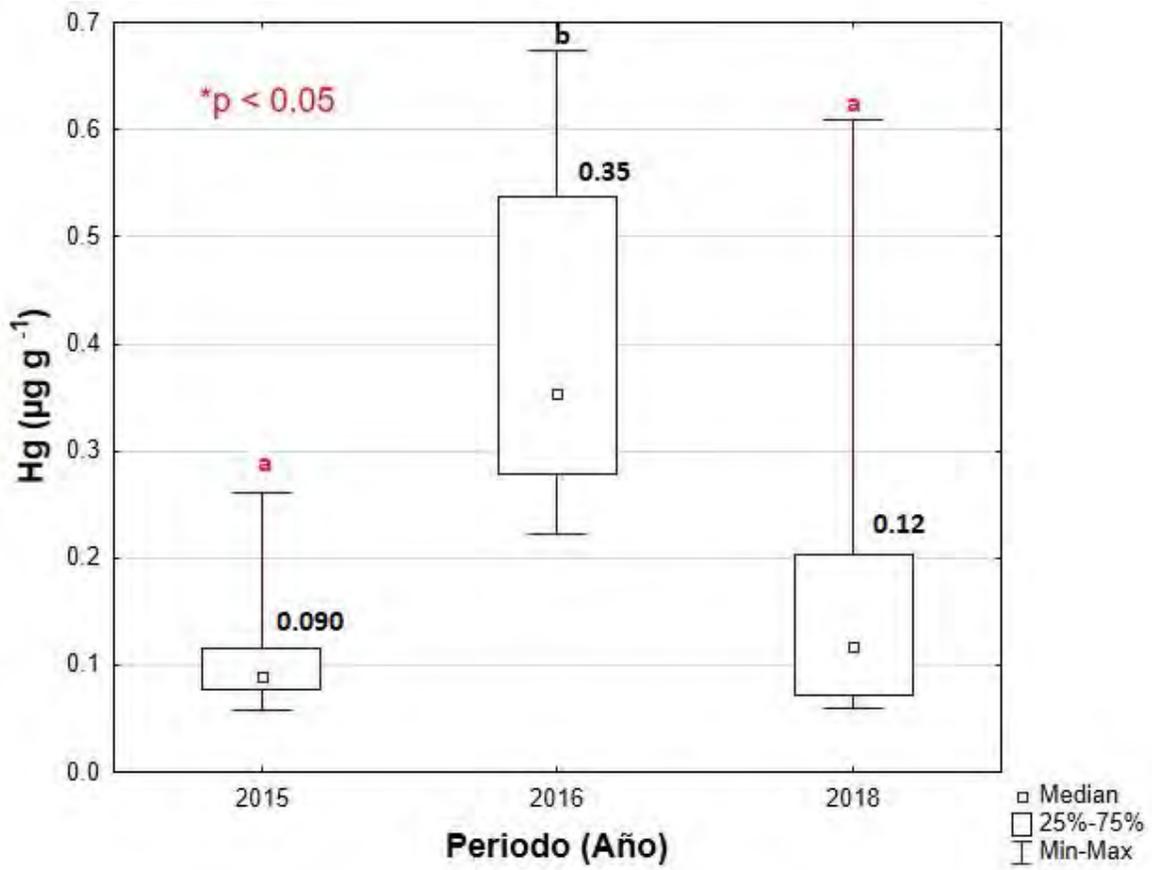


Fig. 14. Concentraciones de Hg ($\mu\text{g g}^{-1}$) en muestras de sangre de *L. kempii* (* $p < 0.05$).

5.5 Genotoxicidad en células de sangre periférica de tortuga lora *L. kempii*.

El daño al ADN fue evaluado a través de tres parámetros de genotoxicidad: longitud de la cauda (μm), intensidad de la cauda (%), y momento de la cauda del cometa (%).

Los datos obtenidos del EC presentaron una distribución normal con valores de $p > 0.02$. Se obtuvo el promedio, desviación estándar (SD), máximo y mínimo de los valores de cada parámetro de genotoxicidad para evaluar el daño al ADN de las células de eritrocitos de las muestras de sangre completa en 54 tortugas lora, los cuales se presentan en la Tabla 6.

Tabla 6. Valores promedio de tres parámetros genotóxicos en *L. kempii*, número de muestra (n), promedio y desviación estándar (SD), e intervalos (Max-Min).

Biomarcador (Ensayo cometa)	n	Promedio \pm SD	Intervalo (Max– Min)
Largo de la cauda (μm)	54	37.98 \pm 9.84	59.84 – 19.38
Intensidad de la cauda (%)	54	19.20 \pm 6.63	34.67 – 9.64
Momento de la cauda (%)	54	3.51 \pm 1.99	9.33 – 1.00

Niveles de daño al ADN

Se identificaron cuatro niveles de daño al ADN con base en el porcentaje de daño al ADN (% Intensidad de la cauda): Nivel 1 (9-10), Nivel 2 (11-20), Nivel 3 (21-30) y Nivel 4 (31-40) (Fig. 15), así como sus frecuencias (Fig. 16). El patrón de daño al ADN en las células de sangre periférica en la población de la tortuga lora *Lepidochelys kempii* fue el siguiente: **Nivel 2 > Nivel 3 > Nivel 4 > Nivel 1.**

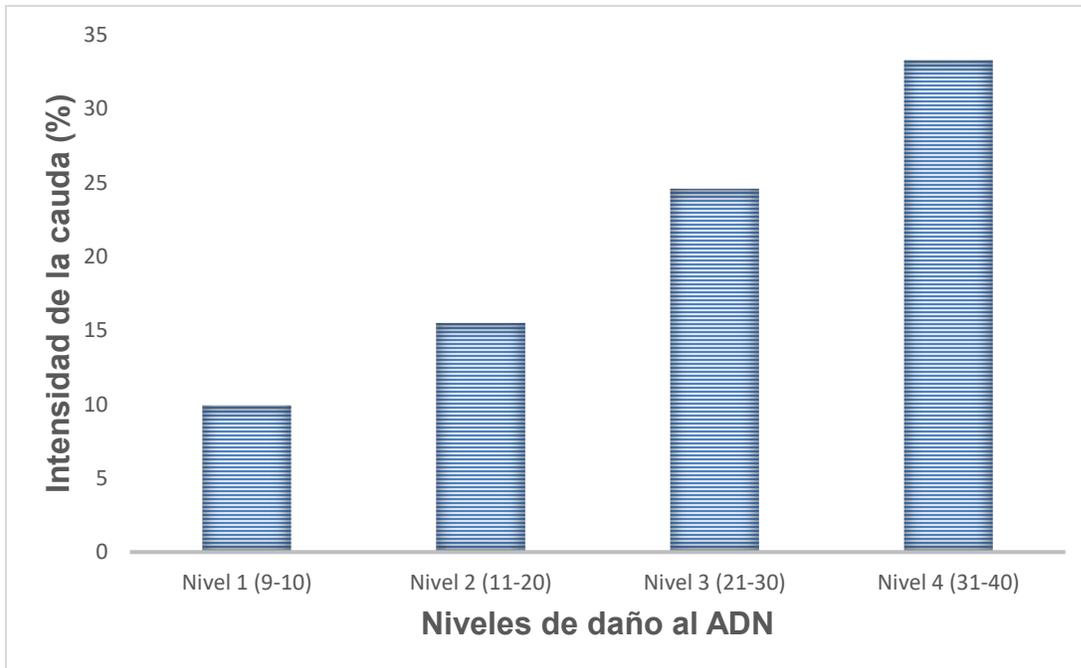


Fig. 15. Niveles de daño (% intensidad del ADN) en las células de sangre periféricas de tortuga lora *L. kempii*.

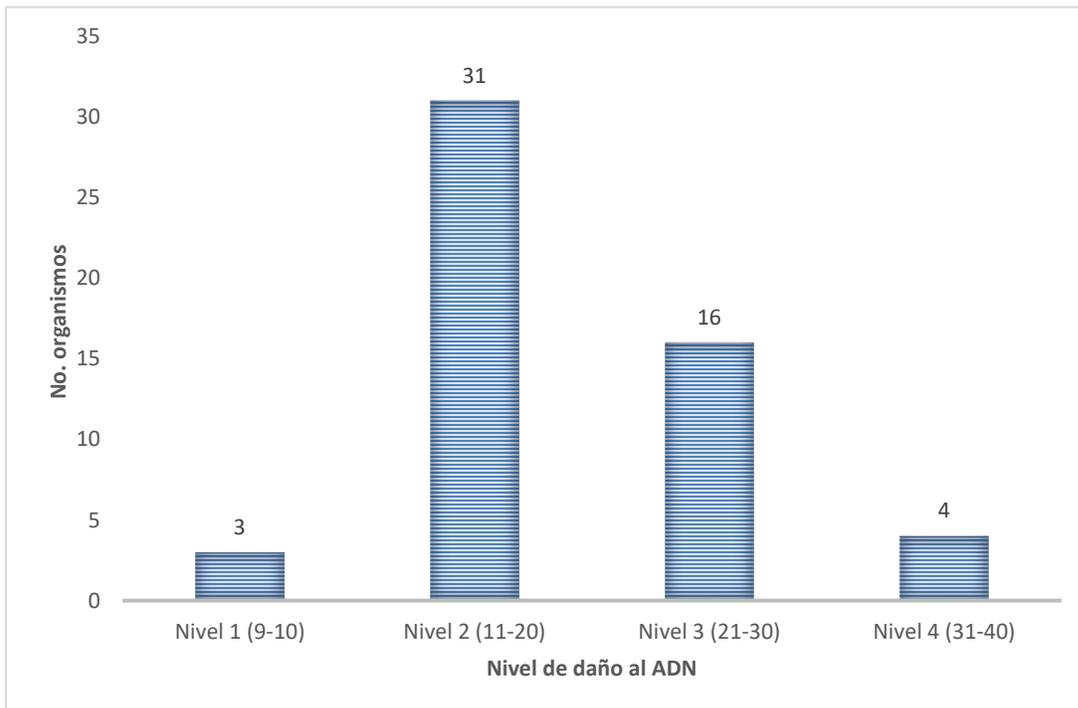


Fig. 16. Número de organismos por nivel de daño genómico (% intensidad de la cauda del cometa) en las células de sangre periférica de tortuga lora *L. kempii*.

De acuerdo con el análisis de las imágenes de los cometas por microscopía de epifluorescencia, en la Figura 17 se presenta el grado de daño en el genoma en la sangre completa de la tortuga lora *L. kempii* con base en la longitud de la cauda (μm) (Calderón-Segura *et al.*, 2018).

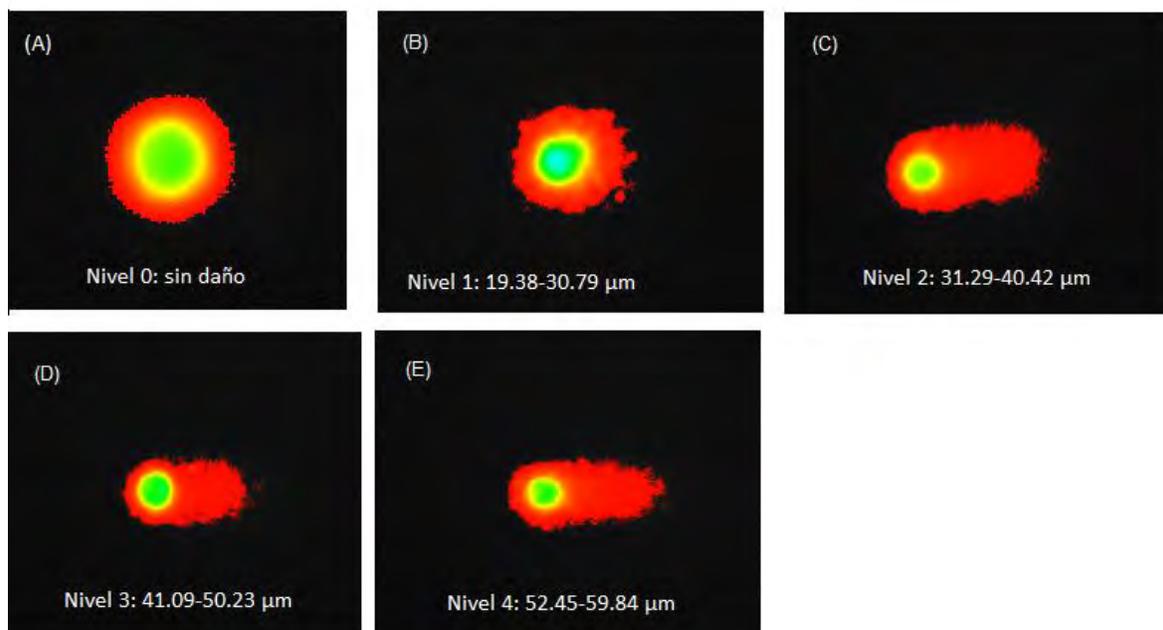


Fig. 17. Niveles de daño del ADN (Longitud de la cauda, μm) en células de sangre periférica de tortuga lora *L. kempii*: (A) Nivel 0: sin cauda o sin daño al ADN; (B) Nivel 1: 19.38-30.79 μm ; (C) Nivel 2: 31.29-40.42 μm ; (D) Nivel 3: 41.09-50.23 μm ; (E) Nivel 4: 52.45-59.84 μm .

5.6 Correlaciones entre los niveles de contaminantes, los parámetros morfométricos, y genotóxicos de la población de tortugas marinas *L. kempii*.

Correlaciones de las concentraciones de contaminantes y los datos morfométricos.

No existió correlación lineal entre los niveles de POP, Atrazina, y metales detectados en el plasma de *L. kempii* y el largo curvo del caparazón (CCL) debido

a que los organismos corresponden con hembras adultas maduras y tienen tamaño similar. El promedio del CCL de la población de la tortuga lora fue de 66.65 ± 2.85 cm, lo cual corresponde con hembras maduras. Asimismo, tampoco existió correlación lineal entre los contaminantes totales (Σ DDT, Σ PAH, Σ PCB, Σ POP, Al, As, Ba Cd y Hg) y el CCL.

Correlaciones de las concentraciones de contaminantes y los parámetros genotóxicos.

Los resultados de las correlaciones entre los contaminantes analizados (Atrazina, alfa Endosulfán, Σ DDT, PCB 52, PCB 153, Al, As, Ba, Cd, Hg) y, la intensidad de la cauda (%) mostraron que, existe una correlación positiva entre el daño genotóxico y los metales Al ($r=0.4691$; $p=0.003$) y Hg ($r=0.380$; $p=0.009$). En el resto de los contaminantes no se observó ninguna correlación (Tabla 7).

Tabla 7. Correlaciones entre las concentraciones de POP, atrazina y metales, y los parámetros genotóxicos (Intensidad de la cauda) de células de sangre periférica de tortuga lora *L. kempii*.

Parámetros de correlación	Intensidad de la cauda (%)	
	r	p
Contaminantes		
Organoclorados		
alpha Endosulfán**	-0.123	0.455
ΣDDT**	0.141	0.393
Compuestos halogenados		
Atrazina*	0.072	0.663
Bifenilos policlorados		
PCB 52*	0.050	0.763
PCB 153**	-0.034	0.838
Metales		
Al*	0.469	0.003
As*	-0.272	0.094
Ba**	0.013	0.932

Parámetros de correlación	Intensidad de la cauda (%)	
	r	p
Cd*	0.089	0.592
Hg**	0.381	0.010
Nota:		
* Correlación de Pearson		
** Correlación de Spearman		

6 DISCUSIÓN

Las diversas actividades antropogénicas que se desarrollan en el GM liberan al ambiente una gran cantidad de contaminantes que se acumulan en este ecosistema marino, lo que representa un riesgo real o potencial para las especies marinas por exposición a sustancias tóxicas durante sus diferentes etapas de vida.

No existen reportes sobre concentraciones de POP en la porción Norte del Golfo de México (García-Hernández *et al.*, 2018); sin embargo, existen algunos estudios en ecosistemas marinos del sur del GM donde son reportadas concentraciones de POP en agua, sedimentos y organismos (Rendon von Osten *et al.*, 2005; González-Jauregui *et al.*, 2014; Ponce-Vélez and Botello, 2018).

Las tortugas marinas son especies longevas y migratorias por lo que son capaces de acumular diversos contaminantes a través de los años; son muy sensibles a los cambios ambientales por lo que presentan una pronta respuesta a los agentes contaminantes y permiten alertar de posibles riesgos ambientales relacionados con algún tipo de contaminante. Asimismo, permiten conocer si existen riesgos de contaminación ambiental en los ecosistemas, y como consecuencia éstas representan especies bioindicadoras interesantes para evaluar la contaminación de los ecosistemas marinos donde se distribuyen (Cortés – Gómez *et al.*, 2018).

Los resultados de este estudio relativos a las concentraciones de contaminantes (OC, PAH, PCB, Atrazina, y metales) en muestras de sangre de *L. kempii*, mostraron la exposición de la población de tortuga lora a estos contaminantes durante su

trayectoria migratoria en el Golfo de México hacia la principal área de anidación en Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México.

6.1 Contaminantes orgánicos persistentes

6.1.1 Plaguicidas organoclorados

Es evidente que el uso de plaguicidas desde sus inicios a la actualidad está asociado al deterioro de los ecosistemas, y la salud de la población de México. Tamaulipas es uno de los estados donde se llevan a cabo prácticas agrícolas. Una gran parte de los agroquímicos que se aplican en los campos de cultivo pueden llegar a los ecosistemas acuáticos como ríos, lagos, zonas costeras y océanos debido a la movilidad de estos contaminantes a través del aire, suelo y agua. Por lo que estos ecosistemas pueden presentar residuos químicos y causar efectos en los organismos (García - Hernández *et al.*, 2018).

Las concentraciones de algunos plaguicidas organoclorados obtenidas en este estudio (aldrin, gamma HCH, HCB, heptacloro y epóxido de heptacloro) para *L. kempii*, especie cuya distribución está restringida al Golfo de México (Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México), presentaron valores <LD, lo que se considera bajo comparado con los registrados para *C. mydas* en el Mar Caribe (González-Castillo, 2015) y el Océano Pacífico (Labrada-Martagón *et al.*, 2011), los cuales si reportan niveles detectables de estos plaguicidas en el plasma de las tortugas marinas analizadas. Con respecto a otros países, estos mismos contaminantes no habían sido analizados excepto el HCB, cuyas concentraciones promedio son muy similares para las especies *C. caretta* (Camacho *et al.*, 2013a), *C. mydas* y *E. imbricata* (Camacho *et al.*, 2014a), las cuales habitan en el Océano Atlántico (Tabla 8).

Tabla 8. Comparación de concentraciones de POP (ng ml⁻¹) en plasma entre diferentes especies de tortugas marinas.

Referencia	Este estudio		González-Castillo, 2015		Labrada <i>et al.</i> 2011		Sanjuan, 2020		Buchia <i>et al.</i> 2015	
Localización	Rancho Nuevo, Tamaulipas, Gofu de México.		Playa Aventuras DIF, Quintana Roo, Mexico. Mar Caribe.		Punta Abreojos, Costa Occidental de Baja California Sur, México. Océano Pacífico.	Bahía Magdalena, Costa Occidental de Baja California Sur, México. Océano Pacífico.	Sitio 1 Xcalak Sitio 2 Mahahual Sitio 3 Punta Herrero Sitio 4 Akumal	Q. Roo Caribe Mexicano		
Especie	<i>Lepidochelis kempii</i> (n=79)		<i>Caretta caretta</i> (n=37)		<i>Chelonia mydas</i> (n=39)	<i>Chelonia mydas</i> (n=13)	<i>Chelonia mydas</i> (n=13, n=3, n=13, n=7)		<i>Caretta caretta</i> (n=35)	
Año	2015-2016		2012		2005-2007		2020		2011-2012	
Estadística	Promedio	Mediana (Intervalo)	Promedio	Mediana (Intervalo)	Mediana (Intervalo)	Mediana (Intervalo)	Mediana (P25-P75)	Promedio	Mediana (Intervalo)	
Unidades	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	
POP										
Aldrin	<LD	<LD	1.80 ±1.52	1.15 (0.07 - 4.95)	0.96 (0.005–25.94)	10.43 (0.005–27.86)		NA	NA	
alfa endosulfán	9.96 ± 17.43	1.55 (1.55 - 79.65)	2.20 ± 1.43	3.15 (0.15-3.26)	<LD	(0.005–1.22)		NA	NA	
Alpha HCH	7.31 ± 0.30	7.35 (7.59 -6.99)	1.63 ±1.46	1.21 (0.14 - 5.66)	0.16 (0.001–1.34)	1.32 (0.001–2.37)		NA	NA	
Atrazina	26.30 ± 22.12	25.84 (2.4 - 83.71)	NA	NA	NA	NA		NA	NA	
DDD	2.34 ± 0.66	2.11 (1.80 - 3.48)	0.94 ±1.21	0.51 (0.17 - 4.09)	<LD	(0.005–11.82)		0.01 ± 0.04	0.00 (<LD–0.22)	
DDE	11.31 ± 30.01	3.45 (3.45 - 213.67)	1.06 ± 1.72	0.27 (0.03 - 6.21)	<LD	<LD		1.13 ± 0.95	0.81 (0.03–3.73)	
DDT	7.62	7.62 (7.62 - 7.62)	4.87 ±5.88	2.94 (0.40 - 13.21)	(0.001–0.26)	0.001–3.98		0.01 ± 0.02	0.00 (<LD–0.08)	
∑ DDT	11.55 ± 30.10	3.45 (3.45 - 213.67)	2.13 ± 4.64	0.36 (0.04-21.16)	NA	NA	35.3 (24.89–47.5) S1 20.62 (11.62–29.47) S2 38.7 (30.64–47.02) S3 23.85 (10.65–72.21) S4	1.15 ± 0.96	0.83 (0.03–3.80)	
gamma HCH	<LD	<LD	2.22 ±2.20	1.04 (0.27 -6.53)	0.77 (0.001–9.8)	2.96 (0.001–9.64)		NA	NA	
HCB	<LD	<LD	NA	NA	NA	NA		NA	NA	
Heptaclor	<LD	<LD	2.58 ±2.78	1.94 (0.16 - 11.22)	8.60 (0.001–36.49)	2.73 (0.001–13.77)		NA	NA	
Heptacloro epóxido	<LD	<LD	1.23 ±1.63	0.73 (0.07 - 5.93)	(0.005–7.88)	1.84 (0.005–1.69)		NA	NA	
PCB										
PCB 52	3.02 ± 3.89	1.30 (0.35 - 18.68)	NA	NA	NA	NA		0.08 ± 0.11	0.07 (<LD–0.62)	
PCB 101	<LD	<LD	NA	NA	NA	NA		0.1 ± 0.1	0.07 (<LD–0.41)	
PCB 99	<LD	<LD	NA	NA	NA	NA		NA	NA	

Referencia	Este estudio		González-Castillo, 2015		Labrada <i>et al.</i> 2011		Sanjuan, 2020		Buchia <i>et al.</i> 2015	
Localización	Rancho Nuevo, Tamaulipas, Gofó de México.		Playa Aventuras DIF, Quintana Roo, Mexico. Mar Caribe.		Punta Abrejos, Costa Occidental de Baja California Sur, México. Océano Pacífico.		Bahía Magdalena, Costa Occidental de Baja California Sur, México. Océano Pacífico.		Sitio 1 Xcalak Sitio 2 Mahahual Sitio 3 Punta Herrero Sitio 4 Akumal Q. Roo Caribe Mexicano	
Especie	<i>Lepidochelis kempii</i> (n=79)		<i>Caretta caretta</i> (n=37)		<i>Chelonia mydas</i> (n=39)		<i>Chelonia mydas</i> (n=13)		<i>Chelonia mydas</i> (n=13, n=3, n=13, n=7)	
Año	2015-2016		2012		2005-2007		2020		2011-2012	
PCB 153	6.91 ± 8.25	4.16 (2.10 - 48.46)	NA	NA	NA	NA			9.46 ± 11.63	6.61 (0.41–66.05)
PCB 118	<LD	<LD	NA	NA	NA	NA			1.15 ± 1.40	0.93 (0.04–7.93)
PCB 183	<LD	<LD	NA	NA	NA	NA			NA	NA
PCB 156	<LD	<LD	NA	NA	NA	NA			0.06 ± 0.18	0.00 (<LD–1.05)
PCB 180	<LD	<LD	NA	NA	NA	NA			NA	NA
∑ PCB	9.93 ± 9.27	7.61 (2.45 - 50.55)	NA	NA	NA	NA		2.20 (2.20-11.81) S1 26.83 (2.20-74.33) S2 7.99 (2.20-50.94) S3 2.20 (2.20-6.97) S4	NA	NA
∑ POP	57.98 ± 43.45	49.53 (9.85 - 233.77)	12.18 ± 13.09	7.72 (0.35 - 49.82)	NA	NA			NA	NA

Referencia	Cocci <i>et al.</i> 2018		Buchia <i>et al.</i> 2015		Camacho <i>et al.</i> 2013a		Camacho <i>et al.</i> 2014a		
Localización	Mar Adriático, Italia		Islas Canarias, E. Océano Atlántico, España.		Isla Vista Boa Vista, República de Cabo verde, Oeste África, Océano Atlántico.		Isla Vista Boa, República de Cabo Verde, Oeste África, Océano Atlántico.		
Especie	<i>Caretta caretta</i> (n=20)		<i>Caretta caretta</i> (n=30)		<i>Caretta caretta</i> (n=50)		<i>Chelonia mydas</i> (n=21)		<i>Eretmochelys imbricata</i> (n=13)
Año	2014-2015		2011-2012		2011		2009-2011		2009-2011
Estadística	Mediana (Intervalo)	Promedio	Mediana (Intervalo)	Promedio	Mediana (Intervalo)	Promedio	Mediana (Intervalo)	Promedio	Mediana (Intervalo)
Unidades	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹
POP									
Aldrin	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
alfa endosulfán	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Alpha HCH	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA

Referencia	Cocci <i>et al.</i> 2018		Buchia <i>et al.</i> 2015		Camacho <i>et al.</i> 2013a		Camacho <i>et al.</i> 2014a		
Localización	Mar Adriático, Italia	Islas Canarias, E. Océano Atlántico, España.		Isla Vista Boa Vista, República de Cabo verde, Oeste África, Océano Atlántico.		Isla Vista Boa, República de Cabo Verde, Oeste África, Océano Atlántico.			
Especie	<i>Caretta caretta</i> (n=20)	<i>Caretta caretta</i> (n=30)		<i>Caretta caretta</i> (n=50)		<i>Chelonia mydas</i> (n=21)		<i>Eretmochelys imbricata</i> (n=13)	
Año	2014-2015	2011-2012		2011		2009-2011		2009-2011	
Atrazina	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
DDD	NA	0.01 ± 0.01	0.00 (<LD-0.03)	NA	NA	0.0009 ± 0.004	<LD (<LD-0.020)	<LD	<LD
DDE	NA	0.16 ± 0.31	0.05 (0.004-1.66)	0.075 ± 0.07	0.057 (<LD-0.377)	06 ± 0.12	0.03 (0.00-0.52)	0.05 ± 0.16	<LD (<LD-0.59)
DDT	NA	0.01 ± 0.56	0.00 (<LD-0.03)	NA	NA	NA	NA	NA	NA
∑ DDT	NA	0.17 ± 0.33	0.06 (0.004-1.74)	NA	NA	NA	NA	NA	NA
gamma HCH	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
HCB	NA	NA	NA	0.012 ± 0.01	0.009 (<LD-0.064)	0.12 ± 0.20	<LD (<LD-0.68)	0.11 ± 0.26	<LD (<LD-0.89)
Heptacloro	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
Heptacloro epóxido	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
PCB									
PCB 52	<0.55	0.03 ± 0.04	0.01 (<LD-0.15)	0.013 ± 0.01	0.01 (<LD-0.06)	0.09 ± 0.12	0.07 (0.00-0.54)	0.03 ± 0.06	<LD (<LD-0.2)
PCB 101	<LD	0.01 ± 0.007	0.01 (<LD-0.02)	NA	NA	0.003 ± 0.01	<LD (<LD-0.05)	<LD	<LD
PCB 99	<LD	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
PCB 153	<LD	0.38 ± 0.55	0.33 (<LD-3.03)	0.047 ± 0.06	0.03 (0.00-0.44)	0.09 ± 0.36	<LD (<LD-1.65)	0.09 ± 0.30	<LD (<LD-1.07)
PCB 118	<LD	0.05 ± 0.11	0.01 (<LD-0.6)	0.005 ± 0.01	0.00 (<LD-0.08)	0.21 ± 0.51	<LD (<LD-1.99)	0.005 ± 0.02	<LD (<LD-0.07)
PCB 183	<LD	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA
PCB 156	NA	<LD	<LD	NA	NA	0.006 ± 0.01	<LD (<LD-0.06)	<LD	<LD
PCB 180	<LD	NA	NA	0.023 ± 0.02	0.02 (<LD-0.17)	0.06 ± 0.25	<LD (<LD-1.16)	0.01 ± 0.04	<LD (<LD-0.13)
∑ PCB	0.18	NA	NA	0.17 ± 0.19	0.11 (0.02-1.25)	0.53 ± 1.05	0.23 (0.01-4.04)	0.19 ± 0.56	0.04 (<LD-1.41)
∑ POP	NA	NA	NA	0.095 ± 0.08	0.069 (<LD-0.382)	0.33 ± 0.75	0.04 (0.00-3.35)	0.2 ± 0.37	0.02 (0.00-1.02)

El endosulfán es uno de los plaguicidas organoclorados clasificado en el Anexo A del Convenio de Estocolmo sobre Contaminantes Orgánicos Persistentes (CE), para su eliminación, y en el Convenio de Róterdam sobre el Consentimiento Fundamentado Previo Aplicable a Ciertos Plaguicidas y Productos Químicos Peligrosos Objeto de Comercio Internacional (CR). Pertenece a la lista de la Red Internacional de Plaguicidas (PAN) catalogado como insecticida altamente peligroso, categoría toxicológica II y prohibido en 75 países (Bejarano, 2017). Sin embargo, en México es uno de los plaguicidas más utilizados en los estados de Campeche y Yucatán (Bejarano, 2017; Gómez - González 2017; Rendón - Von-Osten and Hinojosa – Garro, 2017) en cuyas zonas costeras se localizan algunas áreas de forrajeo de tortugas marinas, entre éstas *L. kempii*. Existen 35 registros sanitarios en México (COFEPRIS 2020).

Las concentraciones de alpha endosulfán en el plasma de *L. kempii* (Mediana 1.55, Min. 1.55 - Max. 79.65 ng ml⁻¹) son menores que las registradas para *C. caretta* (Mediana 3.15, Min. 0.15 y Max. 2.26 ng ml⁻¹) en el Mar Caribe (González-Castillo, 2015), y mayores que las registradas para *C. mydas* (<LD; Min. 0.005 y Max. 1.22 ng ml⁻¹) en el Océano Pacífico (Labrada-Martagón et al., 2011). Las concentraciones de alpha HCH (Mediana 7.35, Min. 6.99 y Max. 7.59 ng ml⁻¹) son mayores que las registradas para *C. caretta* (Mediana 1.21, Min. 0.14 y Max. 5.66) (González-Castillo, 2015) y *C. mydas* (Mediana 0.16, Min. 0.001 y Max. 1.34; Mediana 1.32, Min. 0.001 y Max. 2.37 ng ml⁻¹) (Labrada-Martagón et al., 2011), quienes habitan el Mar Caribe, y el Océano Pacífico. No se tienen registros de alpha endosulfán ni alpha HCH en tortugas de otros países de Europa y África (Tabla 8).

El DDT es otro plaguicida organoclorado clasificado como de uso restringido por el CE, Anexo B, para control del paludismo u otras enfermedades transmitidas por vectores y, como sustancia altamente peligrosa, por el CR. En México, ya no se usa, produce o exporta, aunque en sentido estricto no está cancelado su registro o prohibido como en otros países (Bejarano, 2017); hay dos registros sanitarios en México para este uso restringido (COFEPRIS, 2020). El DDE es uno de los metabolitos del DDT, y éste también es persistente en el ambiente. El DDT, y

especialmente el DDE se acumulan en plantas y en tejidos grasos de peces, aves, y otros animales (ATSDR, 2015).

Las concentraciones de DDT y sus metabolitos determinadas en el presente estudio para *L. kempii* son mayores, por varios ordenes de magnitud, que los reportados para *C. caretta*, *C. mydas*, y *E. imbricata* en México, Europa y África. La concentración máxima de DDE en este estudio fue de 213.67 ng ml⁻¹, ésta supera por varios órdenes de magnitud a lo reportado en la literatura (Tabla 9). Cabe mencionar que, en la matriz suelo si el cociente de DDT/DDD+DDE es mayor que uno, indica un uso reciente de este plaguicida organoclorado en el ambiente (García-Hernández *et al.*, 2018). La presencia de contaminantes en la sangre de las tortugas marinas puede ser un indicador de exposición reciente (Komoroske *et al.*, 2011), por lo que las concentraciones de DDT, y sus metabolitos encontradas en el plasma de *L. kempii* indica la exposición reciente a estos contaminantes.

Con respecto a la concentración total de Σ DDT en *L. kempii*, ésta fue menor, por varios órdenes de magnitud, menor que la reportada para *C. mydas* en el Mar Caribe (Sanjuan, 2020), cuyas concentraciones totales tanto en sitios de referencia como turísticos exceden a las reportadas a nivel mundial para las especies de tortugas marinas (Tabla 8).

Innis *et al.* (2008) analizaron 20 plaguicidas organoclorados en 18 juveniles de *L. kempii* procedentes de Cape Cod, Massachusetts, EUA. Estos autores no detectaron, en ninguna muestra, los siguientes contaminantes: aldrin, alfa-BHC, alfa clordano, beta-BHC, delta-BHC, endosulfán 1, endosulfán 2, endosulfán sulfato, endrin, endrin aldehido, endrin ketona, heptacloro, heptacloro epóxido y metoxicloro. Pero sí detectaron, en bajas concentraciones, dieldrin, gamma-BHC, gamma chlordano, p,p'-DDD, p,p'-DDE, y p,p'-DDT. Sin embargo, bajas concentraciones de dieldrin, gamma-BHC, gamma chlordane, p,p'-DDD, p,p'-DDE, y p,p'-DDT fueron detectadas. Comparando estos resultados con los obtenidos en el presente estudio, se observó que, aldrin, BHC, heptacloro y heptacloro epóxido también presentaron valores <LD, pero a diferencia de los resultados obtenidos por Innis *et al.* (2008), en el presente estudio se detectaron DDT (1.27%), DDE

(35.44%), DDD (6.33%), alfa endosulfán (30.38 %) y alfa HCH (3.8 %). Por lo tanto, esta diferencia se atribuye a la exposición de la población de *L. kempii* entre 2008 y 2015-2016 a diferentes plaguicidas organoclorados. Es necesario considerar también que la diferencia pudo deberse a la bioacumulación de los contaminantes en los organismos, lo que sería de esperarse, ya que las muestras obtenidas fueron de hembras adultas y no de juveniles.

Es importante mencionar que, algunos organismos migratorios que recorren grandes distancias entre las áreas de alimentación y las de desove agotan aproximadamente el 90% de las reservas de lípidos cuando regresan a los sitios de desove; y esta pérdida de las reservas está relacionado con el proceso de bioamplificación definido como la condición en la que un organismo pierde peso corporal y capacidad de degradación de sustancias químicas en su organismo a un ritmo más rápido de lo que puede eliminar estas sustancias de su cuerpo (Daley *et al.*, 2014).

Se tiene evidencia de que la pérdida de las reservas de lípidos en la biota bioamplifica las concentraciones de POP, evidencia de esto se tiene en especies marinas como el salmón (*Oncorhynchus nerka*) en el cual se bioamplificaron los POP hasta diez veces durante la combinación de los eventos de migración y desove; en las anguilas migratorias (*Anguilla anguilla*) hasta 14 veces los congéneres de PCB comparado con las anguilas en reposo; y en aves migratorias en las que se ha determinado que la condición corporal general del animal (contenido de lípidos y el estado de inanición), son factores importantes en la redistribución de POP en los tejidos durante la migración. Los autores concluyen que, un agotamiento rápido de las reservas de lípidos durante la etapa de migración trae como consecuencia la redistribución de los POP entre los tejidos lipídicos, hepáticos y musculares (Daley *et al.*, 2014).

Lo anterior, podría estar ocurriendo en las tortugas marinas, ya que se ha registrado una correlación entre los lípidos de las reservas del tejido adiposo y las concentraciones de plaguicidas organoclorados en sangre de *C. caretta* (Camacho *et al.*, 2014b; Barraza *et al.*, 2020). Los plaguicidas organoclorados y PCB se

absorben y acumulan en los tejidos adiposos, y posteriormente pueden ser redistribuidos vía el torrente sanguíneo (Camacho *et al.*, 2014b) durante el periodo de migración entre las áreas de alimentación y las de anidación.

Asimismo, la presencia de POP en la sangre también puede indicar una exposición reciente a estos contaminantes y/o la dilución de éstos durante la reproducción, migración y anidación o en periodos de ayuno y enfermedad, tiempo durante el cual los organismos hacen uso de las reservas de lípidos acumuladas; esta movilización recurrente de contaminantes incrementa el riesgo de exposición a estas sustancias tóxicas (Camacho *et al.*, 2014b; Bucchia *et al.*, 2015; García-Besné *et al.* 2015), así como también la posibilidad de que se presente el proceso de bioamplificación de los POP con base en las propiedades físicas y químicas de cada sustancia, siendo más alto en sustancias con $Kow > 6.5$, fenómeno que se observó en algunas especies de salmón, en las cuales se reportó que la magnitud de la bioamplificación de PCB se correlaciona positivamente con la distancia de migración y el valor $\log Kow$ (Daley *et al.*, 2014).

La movilización de las reservas de lípidos puede causar variaciones en las concentraciones de plaguicidas organoclorados y PCB en el plasma (Camacho *et al.*, 2014b). En algunas especies como aves y mamíferos marinos se ha observado una correlación positiva entre las concentraciones de plaguicidas organoclorados en sangre y las encontradas en los tejidos adiposos (Keller *et al.*, 2004a). En especies de tortugas marinas se ha observado también diferencias en las concentraciones de plaguicidas organoclorados en los tejidos grasos; esto debido a que pertenecen a diferentes niveles tróficos y presentan diferentes hábitos alimenticios. *L. kempii* y *C. caretta*, las cuales consumen preferentemente cangrejos y moluscos, presentaron mayores concentraciones de plaguicidas organoclorados comparado con *Ch. mydas*, de hábitos herbívoros (algas y pastos), y *D. coriacea* que se alimenta principalmente de medusas (Keller *et al.*, 2004a).

Cuando las reservas de lípidos son bajas en *C. caretta*, las concentraciones de plaguicidas organoclorados se incrementan en la sangre debido a la movilización de lípidos con contaminantes a este tejido; esto sugiere que, las concentraciones

de plaguicidas organoclorados pueden variar drásticamente en periodos cortos de tiempo. Las concentraciones de plaguicidas organoclorados en la sangre de *C. caretta* y *L. kempii* está correlacionado con su concentración en los tejidos adiposos (Keller, 2004a; Camacho *et al.*, 2014b). Las concentraciones de compuestos organoclorados decrecen en algunos tejidos grasos e hígado debido a su degradación por bacterias (Keller, 2004a). Se han reportado algunos efectos como apoptosis significativa, inducción de biomarcadores inflamatorios y daños al ADN por presencia de plaguicidas organoclorados (García - Hernández *et al.*, 2018). Asimismo, otros factores como el tamaño, el sexo y el estado nutricional de las tortugas marinas pueden influir en las concentraciones de plaguicidas organoclorados en la sangre (Keller, 2004a).

Si bien en el presente estudio no se observó correlación entre estos plaguicidas y el daño genético, aunque han sido detectadas concentraciones de plaguicidas organoclorados en *L. kempii*, la sensibilidad de las tortugas marinas a los POP no ha sido completamente estudiada; por lo tanto, es difícil establecer si estos organismos están cercanos al umbral tóxico o están en riesgo debido a estos contaminantes (Clukey *et al.*, 2018). Además, no existe valor límite de toxicidad para este grupo de reptiles.

6.1.2 Bifenilos policlorados

Los resultados obtenidos en este estudio de PCB son los primeros valores registrados para *L. kempii* en la Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas (Golfo de México). De los ocho PCB analizados, se detectaron PCB 52 y PCB 153, el resto de los PCB (PCB 101, PCB 99, PCB 118, PCB 183, PCB 156 y PCB 180) presentaron valores < LD.

En la parte norte del Golfo de México, perteneciente a las costas de los Estados Unidos de América, se han registrado niveles de PCB totales en esta misma especie (Keller, 2004a; Swarthout *et al.*, 2010); sin embargo, éstos no se pudieron comparar con los resultados de este estudio debido a las diferencias en las unidades de medición para reportar las concentraciones y no se contó con la información

correspondiente para estimar los datos en ng ml^{-1} . Asimismo, tampoco fue posible hacer comparación con las concentraciones reportadas para *C. caretta* (Keller, 2004b), *C. mydas*, and *E. kempii* (García - Besné *et al.*, 2015).

Las concentraciones de ΣPCB para *L. kempii* (Mediana 7.61; Min. 2.45 y Max. 50.55) estuvieron dentro del intervalo de concentraciones reportadas en *C. mydas* en el Mar Caribe por Sanjuan (2020), y mayores, por varios órdenes de magnitud, que las reportadas para *C. caretta* (Camacho *et al.*, 2013a), *C. mydas* y *E. imbricata* (Camacho *et al.*, 2014b) (Tabla 8).

Las concentraciones de PCB 52 (Mediana 1.30, Min. 0.35 y Max. 18.68 ng ml^{-1}) y PCB 153 (Mediana 4.16, Min. 2.10 y Max. 48.46 ng ml^{-1}) para *L. kempii* son mayores que las registradas para otras especies de tortugas marinas con distribución en Europa y África: *C. caretta* (Camacho *et al.* 2013, Bucchia *et al.*, 2015, Cocci *et al.*, 2018); *C. mydas* (Camacho *et al.*, 2013); y *E. imbricata* (Camacho *et al.*, 2014a); excepto para los niveles de PCB 153 reportados por Bucchia *et al.* (2015) en el Mar Adriático (Tabla 8).

Los niveles totales de PCB 52 y PCB 153 para *L. kempii* en este estudio son mayores, por varios órdenes de magnitud, que los reportados para *C. caretta* en el Mar Adriático en Italia (Bucchia *et al.*, 2015; Cocci *et al.*, 2018), en el Océano Atlántico en España (Bucchia *et al.*, 2015), y Cabo Verde, África (Camacho *et al.*, 2013). Asimismo, para *C. mydas* y *E. imbricata* en Cabo Verde, África (Camacho *et al.*, 2014a) (Tabla 9). Es importante resaltar que, el PCB 52 obtuvo el porcentaje de detección mayor que el PCB 153 en este estudio. Esto coincide con otros estudios, que demuestran que éste es el congénere más abundante en el plasma de las tortugas marinas (Camacho *et al.*, 2014a). Las concentraciones máximas de PCB 52 y PCB 153 se registraron entre 1 y 48 veces más altas, respectivamente, que las registradas en Europa y África.

No se han reportado en la literatura niveles de toxicidad que indiquen el estado de salud o los efectos en las tortugas marinas asociados a la presencia de contaminantes orgánicos persistentes. Camacho *et al.* (2014b) reportaron concentraciones promedio de PCB de hasta 142.3 ng ml^{-1} en tortugas marinas (*C.*

caretta) que murieron durante su periodo de rehabilitación, estas concentraciones fueron mayores, por varios órdenes de magnitud, a las reportadas en el presente estudio (PCB 52, $3.02 \pm 3.89 \text{ ng ml}^{-1}$ y PCB 153, $6.91 \pm 8.25 \text{ ng ml}^{-1}$). En contraste, las concentraciones promedio de los OC registradas en este estudio (alfa endosulfán $9.96 \pm 17.43 \text{ ng ml}^{-1}$ y DDE $11.31 \pm 30.01 \text{ ng ml}^{-1}$) fueron mayores, entre dos y tres órdenes de magnitud, que las reportadas por Camacho *et al.* (2014b) en las tortugas marinas muertas (4.5 ng ml^{-1}).

Los PCB menos clorados son más volátiles, solubles y biodegradables a diferencia de los PCB más clorados, por lo que tienden a acumularse más fácilmente en la atmósfera que en la columna de agua (García - Besné *et al.*, 2015). Por lo tanto, se puede inferir que, la presencia de PCB menos clorados en la sangre de la población de *L. kempii* puede ser resultado de una exposición reciente cercana al sitio de anidación debido a la toma de aire directa de la atmósfera (respiración) durante su trayecto. Además, de que estos congéneres de PCB más livianos son fácilmente transportados por el aire, por lo que se intuye una exposición reciente si son detectados en sangre.

Al igual que en el caso de los plaguicidas organoclorados, los PCB también son lipofílicos y son absorbidos y acumulados en los tejidos adiposos vía el torrente sanguíneo. Posteriormente, son diluidos en la sangre durante los periodos de reproducción, migración, y periodos de anidación, donde las tortugas marinas utilizan sus reservas de lípidos incrementando de esta manera el riesgo de exposición a estas sustancias tóxicas y causando variaciones en las concentraciones de PCB (Camacho *et al.*, 2014b; Bucchia *et al.*, 2015; García - Besné *et al.*, 2015).

Los PCB se adhieren a las partículas orgánicas y a los sedimentos del fondo del mar; organismos como los peces los acumulan, y cuando éstos son consumidos por organismos que se encuentran en los niveles más altos de la cadena trófica, como las tortugas marinas omnívoras (*L. kempii*), los PCB pueden ser acumulados en estos organismos. Algunas veces las concentraciones de PCB son más altas en los organismos acuáticos que en el agua, lo cual es consecuencia de su naturaleza

lipofílica y resulta en Factores de Bioconcentración (BCF; por sus siglas en inglés) altos.

Las diferencias en los patrones de distribución de los congéneres de PCB entre las diversas especies de tortugas marinas e inclusive entre los individuos de la misma especie se debe a los diferentes niveles de contaminación de las diferentes regiones donde habitan estos organismos, el tipo de dieta o hábitos alimenticios y la habilidad de los organismos para metabolizar estos contaminantes (Swarthout *et al.*, 2010; Camacho *et al.*, 2014a); asimismo, el tamaño, el sexo, y la distribución geográfica tienen influencia (Camacho *et al.*, 2014b). Los PCB 153 y PCB 52 son algunos de los congéneres más abundantes reportados en las tortugas marinas; el primero es uno de los más predominantes (Camacho *et al.*, 2014a), lo cual coincide con los resultados del presente estudio.

6.1.3 Hidrocarburos aromáticos policíclicos

Al igual que el resto de los contaminantes que ingresan en los diferentes compartimentos ambientales de los ecosistemas marinos, los PAH también están ampliamente dispersos en éstos, y presentan diferentes características de toxicidad (Cocci *et al.*, 2019). Éstos representan más del 10% de la composición del petróleo crudo, lo que proporciona una idea de la distribución general de los hidrocarburos del petróleo en el ambiente asociado a derrames (Viñas *et al.*, 2010).

Los PAH son hidrofóbicos y presentan una estabilidad química relativa, por lo cual pueden ser absorbidos fácilmente por las partículas suspendidas en el agua, acumularse en los sedimentos marinos, y permanecer por años, lo que les confiere su toxicidad y persistencia (Viñas *et al.*, 2010; Sammarco *et al.*, 2013). La vida media en los sedimentos marinos es de aproximadamente ocho años (Ponce y Botello, 2005).

Los PAH de alto peso molecular son menos solubles en agua que los de bajo peso molecular; tienden a unirse con partículas y/o biopartículas (algas, heces fecales, hollín), y disolverse en compuestos orgánicos, lo cual resulta en una baja

degradabilidad y mayor acumulación en los sedimentos (Martínez - Gómez *et al.*, 2010). Debido a estas propiedades de los PAH en el ambiente, los hace más biodisponibles para los organismos marinos, a través de las cadenas alimenticias (Martínez - Gómez *et al.*, 2010; Sinaei and Zare, 2019). Otra característica relevante es que, los PAH son lipofílicos, por lo que son fácilmente bioacumulables en los tejidos de organismos marinos como algunos invertebrados, entre los cuales algunos de éstos son presa de las tortugas marinas.

A pesar de que los PAH son lipofílicos se ha reportado que en las tortugas marinas no ocurre el proceso de biomagnificación debido a que éstas son capaces de metabolizar estas sustancias en el hígado y eliminarlos (Camacho *et al.*, 2012; Camacho *et al.*, 2014a), al igual que otros organismos que también tienen la capacidad de metabolizarlos mediante procesos de biotransformación, y excretarlos (Ponce y Botello, 2005; Martínez - Gómez *et al.*, 2010).

Debido a los hábitos migratorios de las tortugas marinas por distintos hábitats a lo largo de su ciclo de vida, principalmente durante las etapas de alimentación y apareamiento, éstas se encuentran constantemente en riesgo de exposición a diferentes contaminantes, entre éstos los PAH. Casini *et al.* (2018) concluye que la edad de las tortugas marinas puede tener también una influencia directa en los niveles de PAH presentes en estos organismos como en el caso de *C. caretta*, donde se observó un incremento en las concentraciones de PAH de alto peso molecular en las tortugas de edades entre los 10 a 14 y 15 a 25 años comparado con las de edades <9 años.

Entre las principales posibles rutas de exposición de los organismos marinos a los PAH, entre éstos las tortugas marinas, se mencionan las siguientes: adsorción e ingestión de partículas que contienen estos compuestos; consumo de los hidrocarburos disueltos o dispersos, bioacumulación de los hidrocarburos presentes en el agua circundante; contacto dérmico, inhalación, consumo de presas y sedimentos contaminados con hidrocarburos, ingestión directa de petróleo, incrustación de petróleo en los órganos de los sentidos y huevos (Ponce y Botello, 2005; Cocci *et al.*, 2019). La dieta es una de las principales rutas de exposición de

las tortugas marinas a los PAH (Camacho, *et al.*, 2014) debido a que se encuentran en las posiciones tróficas más altas, lo que facilita su bioacumulación. Cabe mencionar que, se ha observado que los organismos pertenecientes a los niveles tróficos más altos son capaces de metabolizar de manera eficiente algunos xenobióticos, entre éstos los PAH, por lo que, las tortugas marinas podrían ser capaces de hacerlo (Cocci *et al.*, 2018); ésta pudiera ser una de las razones de los resultados de este estudio, en el cual se detectaron concentraciones de PAH de bajo peso molecular en el plasma de *L. kempii*.

Existe información limitada sobre las rutas de exposición, y los efectos en estos organismos acuáticos comparado con otros vertebrados. Las tortugas marinas son vulnerables a los impactos por el petróleo durante todas sus etapas de vida; sin embargo, los datos sobre toxicidad crónica del petróleo y PAH en estas especies es escasa (Camacho *et al.*, 2012). Los PAH tienen una toxicidad aguda de 0.2 -10 $\mu\text{g g}^{-1}$ en los organismos acuáticos, y se ha detectado una respuesta subletal en un intervalo de 0.005-0.01 $\mu\text{g g}^{-1}$ (Neff, 1985). No fue posible comparar los resultados de este estudio con este valor de referencia debido a la diferencia en las unidades de medición (ng ml^{-1}).

Se han reportado algunos efectos adversos en algunas especies de tortugas marinas como *C. caretta* que habita en el Mar Adriático por exposición a niveles de PAH ($\sum\text{PAH } 80.34 \pm 1.50 \text{ ng ml}^{-1}$) tales como: incremento en los niveles de biomarcadores genéticos (HSP60, CYP1A and ER α), los cuales están correlacionados con la presencia de Naftaleno, Fluoranteno, Benzo[a]antraceno, Benzo[k]fluoranteno, Indeno [1,2,3-c,d]pireno, y Benzo[g,h,i]perileno; existencia de una correlación significativa entre las concentraciones de PAH y la hipermetilación del ADN; estrés oxidante; reparación de ADN y transcripción de genes de desintoxicación; tumores, perturbación endócrina e inmunosupresión (Cocci *et al.*, 2018, 2019). Y, en *C. mydas*: reducción de la eclosión en la población, y una correlación positiva significativa entre los niveles de la actividad GST y los niveles de PAH (Sinaei and Zare, 2019). Sin embargo, la toxicidad de estos compuestos

varía dependiendo de los procesos de ingestión, metabolismo y eliminación que tienen los organismos marinos (Cocci *et al.*, 2019).

Los PAH tienen una vida media corta y la presencia de PAH de bajo peso molecular en las tortugas marinas, también puede ser resultado de la transformación metabólica inicial de los PAH de alto peso molecular en el hígado, a través de enzimas hepáticas, quedando los PAH de bajo peso molecular, esto debido a que, las tortugas marinas pueden metabolizar aproximadamente el 99% de los PAH de alto peso molecular durante las primeras 24 horas de absorción (Cocci *et al.*, 2018; Sinaei and Zare, 2019). Por esta razón, algunos autores no consideran a los PAH sustancias persistentes; sin embargo, algunos estudios han demostrado una baja eficiencia de estos organismos para metabolizar los PAH de bajo peso molecular comparados con los PAH de alto peso molecular (Cocci *et al.*, 2018).

Los PAH de bajo peso molecular tienden a estar más biodisponibles que los PAH de alto peso molecular; son más sensibles a la degradación por fotólisis UV, menos metabolizables, y altamente asociados con propiedades genotóxicas (Cocci *et al.*, 2019). Existen otros factores que pueden afectar la biodisponibilidad de los PAH en estos organismos como la presencia de colonias microbianas, material orgánico particulado, y materia orgánica disuelta; esto, asociado con cambios en la calidad de los alimentos, y un incremento en el consumo de oxígeno, lo cual puede también impactar en la bioacumulación de los PAH (Sinaei and Zare, 2019).

Los resultados de este estudio evidenciaron que la población de *L. kempii* está expuesta principalmente a concentraciones de PAH de bajo peso molecular [naftaleno (Mediana 1.216; Min. 0.612 y Max. 6.420); acenafteno (Mediana 0.309; Min. 0.118 y 1.012) y acenaftileno (Mediana 0.044; Min. 0.024 y Max. 0.516)] (Fig. 18), lo cual coincide con lo reportado para otras especies de tortugas marinas en otras regiones del mundo: *C. caretta* (Camacho *et al.*, 2012; Buchia *et al.*, 2015; Casini *et al.*, 2018; Cocci *et al.*, 2018, 2019); *E. imbricata* (Camacho *et al.*, 2014); *C. mydas* (Sinaei and Zare, 2019; Camacho *et al.*, 2014), cuyas concentraciones detectadas con mayor frecuencia corresponden también con PAH de bajo peso molecular, a lo que se atribuye a un origen petrogénico. Asimismo, el intervalo de

concentración es muy similar a lo registrado en este estudio para *L. kempii* ((Tabla 9).

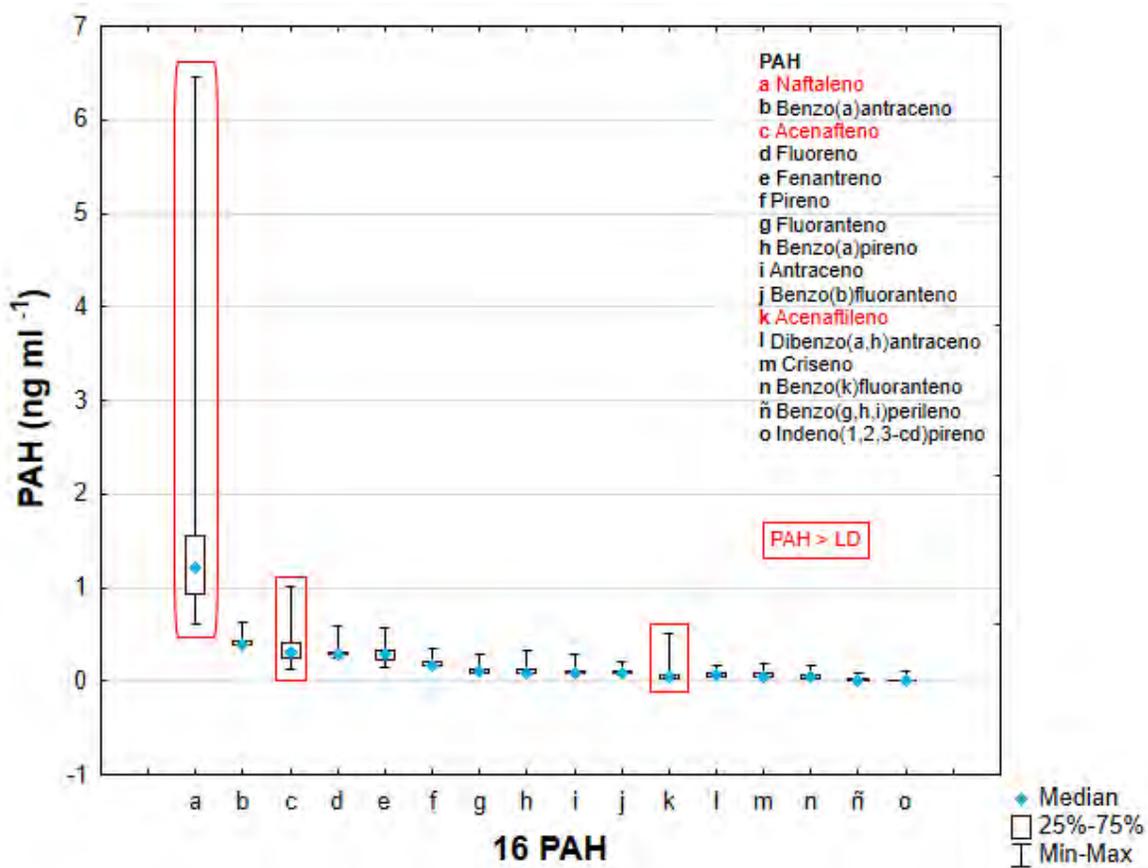


Fig. 18. Concentraciones de PAH (ng ml⁻¹) en plasma de *L. kempii*.

Tabla 9. Comparación de concentraciones de PAH (ng ml⁻¹) en plasma entre diferentes especies de tortugas marinas.

Referencia	Este estudio		Camacho <i>et al.</i> , 2012		Camacho <i>et al.</i> , 2014a					
Localización	Rancho Nuevo, Tamaulipas		Islas Canarias, España		Cabo Verde, África		Vista Boa		Vista Boa	
Especie	<i>Lepidochelys kempii</i> (n=36)		<i>Caretta caretta</i> (n=162)		<i>Caretta caretta</i> (n=205)		<i>Chelonia mydas</i> (n=21)		<i>Eretmochelys imbricata</i> (n=13)	
Año	2015		2007-2010		2009-2010		2009-2011		2009-2011	
Estadística descriptiva	Promedio ± SD	Mediana (Min-Max)	Promedio ± SD	Mediana (Min-Max)	Promedio ± SD	Mediana (Min-Max)	Promedio ± SD	Mediana (Min-Max)	Promedio ± SD	Mediana (Min-Max)
Unidades	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹
PAH										
Naftaleno	1.536 ± 1.279	1.216 (0.612 - 6.420)	1.94 ± 2.02	1.68 (0.00-10.29)	0.86 ± 1.29	0.00 (0.00-4.93)	1.7 ± 1.00	1.50 (LD-2.42)	0.53 ± 0.86	0.00 (0.00-2.42)
Acenaftileno	0.078 ± 0.099	0.044 (0.024 - 0.516)	<LD	<LD	<LD	<LD	0.52 ± 0.80	LD (LD-1.89)	<LD	<LD
Acenafteno	0.355 ± 0.188	0.309 (0.118 - 1.012)	0.03 ± 0.27	0.00 (0.00-0.92)	0.601 ± 0.64	0.46 (0.00-4.77)	0.22 ± 0.37	LD (LD-1.20)	0.08 ± 0.10	LD (LD-2.85)
Fluoreno	0.306 ± 0.059	0.294 (0.254 - 0.592)	0.13 ± 0.35	0.00 (0.00-1.73)	0.27 ± 0.45	0.18 (0.00-4.76)	0.70 ± 0.80	0.46 (LD-2.88)	0.02 ± 0.042	LD (LD-0.13)
Fenantreno	0.294 ± 0.087	0.284 (0.148 - 0.560)	4.19 ± 3.48	3.53 (0.00-23.45)	3.94 ± 3.7	2.69 (0.00-32.87)	2.81 ± 3.00	1.88 (LD-11.69)	1.28 ± 1.78	LD (LD-5.41)
Antraceno	0.109 ± 0.043	0.094 (0.080 - 0.294)	0.01 ± 0.17	0.00 (0.00-2.10)	0.04 ± 0.46	0.00 (0.00-6.48)	4.97 ± 7.02	1.77 (LD-25.71)	0.84 ± 0.65	0.87 (LD-2.23)
Fluoranteno	0.129 ± 0.059	0.107 (0.080 - 0.296)	0.03 ± 0.17	0.00 (0.00-1.61)	0.09 ± 0.19	0.00 (0.00-1.24)	0.42 ± 0.51	0.34 (LD-1.76)	0.12 ± 0.23	0.03 (LD-0.08)
Pireno	0.199 ± 0.055	0.176 (0.140 - 0.340)	0.04 ± 0.21	0.00 (0.00-1.52)	0.13 ± 0.39	0.00 (0.00-3.60)	0.67 ± 0.61	0.50 (LD-2.33)	0.08 ± 0.22	LD (LD-0.80)
Benzo(a)antraceno	0.433 ± 0.072	0.398 (384 - 0.626)	0.005 ± 0.01	0.00 (0.00-0.07)	0.006 ± 0.01	0.00 (0.00-0.08)	0.02 ± 0.06	LD (LD-0.21)	0.004 ± 0.004	0.004 (LD-0.01)
Criseno	0.433 ± 0.072	0.398 (384 - 0.626)	0.003 ± 0.009	0.00 (0.00-0.05)	0.002 ± 0.007	0.00 (0.00-0.06)	0.002 ± 0.006	LD (LD-0.03)	0.003 ± 0.007	LD (LD-0.025)
Benzo(b)fluoranteno	0.100 ± 0.033	0.085 (0.076 - 0.198)	<LD	<LD	<LD	<LD	N/A	N/A	N/A	N/A
Benzo(k)fluoranteno	0.100 ± 0.033	0.085 (0.076 - 0.198)	<LD	<LD	<LD	<LD	N/A	N/A	N/A	N/A
Benzo(a)pireno	0.112 ± 0.054	0.095 (0.064 - 0.336)	<LD	<LD	<LD	<LD	N/A	N/A	N/A	N/A
Indeno(1,2,3-cd)pireno	0.112 ± 0.054	0.095 (0.064 - 0.336)	0.0001 ± 0.0008	0.00 (0.00-0.01)	0.0001 ± 0.0009	0.00 (0.00-0.01)	N/A	N/A	N/A	N/A
Dibenzo(a,h)antraceno	0.075 ± 0.029	0.062 (0.056 - 0.170)	0.0007 ± 0.004	0.00 (0.00-0.04)	0.0005 ± 0.004	0.00 (0.00-0.04)	0.005 ± 0.02	0.00 (0.00-0.10)	<LD	<LD
Benzo(g,h,i)perileno	0.025 ± 0.020	0.014 (0.012 - 0.088)	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	<LD	0.001 ± 0.003	0.00 (0.00-0.01)
ΣPAH	8.75 ± 13.20	3.97 (0.64 - 55.30)	6.38 ± 4.95	5.50 (0.01-29.46)	5.95 ± 4.88	4.61 (0.01-40.16)	12.06 ± 10.61	8.97 (0.11-43.42)	2.95 ± 2.90	1.71 (0.73-10.06)

Referencia	Buccia <i>et al.</i> , 2015				Cocci <i>et al.</i> , 2018		Cocci <i>et al.</i> , 2019		Sinaei and Zare, 2019
Localización	Islas Canarias, Océano Atlántico Este		Mar Adriático		Mar Adriático, Italia		Mar Adriático, Italia		Mar de Oman, Irán
Especie	<i>Caretta caretta</i> (n=30)		<i>Caretta caretta</i> (n=35)		<i>Caretta caretta</i> (n=20)		<i>Caretta caretta</i> (n=20)		<i>Chelonia mydas</i> (n=18)
Año	2011-2012				2014-2015		2019		2019
Estadística descriptiva	Promedio ± SD	Mediana (Min-Max)	Promedio ± SD	Mediana (Min-Max)	Promedio ± SD	Mediana (Min-Max)			Promedio ± SD
Unidades	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹	ng ml ⁻¹		ng g ⁻¹
PAH							Grupo (baja exposición)	Grupo (alta exposición)	
Naftaleno	0.73 ± 1.77	0.00 (LD-8.07)	6.17 ± 28.35	0.00 (LD-168.53)	3.82 ± 5.44	1.21 (LD-17.61)	1.53 ± 1.03	6.62 ± 2.70	3.384±0.493
Acenaftileno	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A			2.119±0.291
Acenafteno	N/A	N/A	N/A	N/A	24.03 ± 28.25	0.00 (LD-73.99)	0.81 ± 1.17	15.95 ± 4.78	<LD
Fluoreno	0.87 ± 1.1	0.47 (LD-4.61)	2.25 ± 1.38	2.16 (LD-5.43)	4.83 ± 3.59	3.81 (LD-10.23)			1.482±0.331
Fenantreno	4.62 ± 3.52	3.29 (LD-13.64)	11.35 ± 5.05	9.7 (1.05-22.14)	1.17 ± 0.77	1.02 (LD-2.84)			2.145±0.402
Antraceno	N/A	N/A	N/A	N/A	0.48 ± 0.33	0.44 (LD-1.50)			<LD
Fluoranteno	0.029 ± 0.06	0.00 (LD-0.23)	0.15 ± 0.25	0.00 (LD-0.91)	1.04 ± 1.46	0.00 (LD-5.13)	0.29 ± 0.66	1.54 ± 1.27	0.611±0.262
Pireno	0.036 ± 0.07	0.00 (LD-0.29)	0.16 ± 0.20	0.00 (LD-0.74)	0.56 ± 0.67	0.00 (LD-1.64)			<LD
Benzo(a)antraceno	0.003 ± 0.01	0.00 (LD-0.06)	0.003 ± 0.02	0.00 (LD-0.10)	1.79 ± 1.59	1.16 (LD-5.12)			3.165±0.663
Criseno	0.004 ± 0.02	0.00 (LD-0.08)	<LD	<LD	0.06 ± 0.09	0.00 (LD-0.27)			2.466±0.374
Benzo(b)fluoranteno	N/A	N/A	N/A	N/A	0.40 ± 0.16	0.38 (0.22-0.94)	0.65 ± 0.90 (+Dibenzo(a,h)antraceno)	0.73 ± 0.98 (+Dibenzo(a,h)antraceno)	0.451±0.103
Benzo(k)fluoranteno	N/A	N/A	N/A	N/A	0.79 ± 0.51	0.96 (LD-1.43)			<LD
Benzo(a)pireno	<LD	<LD	0.006 ± 0.03	0.00 (LD-0.21)	0.24 ± 0.21	0.19 (LD-0.56)			1.984±0.492
Indeno(1,2,3-cd)pireno	N/A	N/A	N/A	N/A	0.07 ± 0.10	0.00 (LD-0.29)	0.23 ± 0.58 (+Benzo(g,h,i)perileno)	0.36 ± 0.63 (+Benzo(g,h,i)perileno)	<LD
Dibenzo(a,h)antraceno	N/A	N/A	N/A	N/A	1.73 ± 2.12	1.78 (LD-8.42)			<LD
Benzo(g,h,i)perileno	N/A	N/A	N/A	N/A	0.51 ± 0.41	0.50 (LD-1.16)			<LD
ΣPAH	6.29 ± 4.54	4.91 (0.63-18.34)	20.1 ± 30.89	13.39 (1.05-193.12)	41.45 ± 36.58	16.97 (0.98-90.87)			17.802±1.006

El tráfico marítimo intenso y el comercial, la combustión de hidrocarburos y/o de los derrames de petróleo y crudo combinado con la deposición atmosférica incrementan los niveles de contaminación en los océanos, incluyendo los niveles de PAH (Cocci *et al.*, 2018). Asimismo, las descargas fluviales son otra fuente de ingreso de estos contaminantes a los ecosistemas marinos inclusive son responsables de que los niveles de PAH sean mayores en los ríos y estuarios en comparación con los encontrados en mar abierto (Pone y Botello, 2005).

Existen niveles de PAH reportados en sedimentos de los ecosistemas costeros del GM (4.5 $\mu\text{g g}^{-1}$ en Tamaulipas; 5.6 $\mu\text{g g}^{-1}$ en Veracruz), cuyas concentraciones corresponden al segundo y primer lugar más altas, respectivamente comparado con los estados que conforman el litoral del GM (Ponce y Botello, 2005). Asimismo, se han reportado niveles de hidrocarburos en las aguas marinas y costeras del Golfo de México, y Mar Caribe, principalmente en los cuerpos de agua costeros de los estados de Veracruz, Campeche, Quintana Roo, Tabasco y Caribe Mexicano (0.93 - 48 $\mu\text{g l}^{-1}$) (Ponce y Botello, 2005); algunos de estos sitios corresponden principalmente con áreas de alimentación y/o anidación de las tortugas marinas. El sitio principal de anidación de *L. kempii* se ubica en el estado de Tamaulipas y, en menor grado, en el estado de Veracruz.

Casini *et al.* (2018) registró concentraciones de PAH (90.68 y 1428.89 ng/g d.w) en dos organismos de *C. caretta* después de un derrame de petróleo, siendo éstos 2 y 3.5 veces mayores que el promedio registrado en el resto de los organismos analizados, lo cual es evidencia de la exposición a estos contaminantes.

Las concentraciones de PAH reportados en este estudio para *L. kempii* mostraron una exposición reciente de la población de tortuga lora a estos contaminantes presentes en el ecosistema marino del Golfo de México, el cual ha sido fuertemente perturbado por las actividades antropogénicas, principalmente petrolera y tráfico constante de embarcaciones. Estas actividades se desarrollan en los litorales, en las inmediaciones de las áreas de alimentación de las tortugas marinas, donde éstas permanecen por periodos prolongados, ubicadas en las zonas costeras en las porciones norte y sur del Golfo de México. Estas actividades son las responsables

de la presencia de PAH, entre otros contaminantes, en este ecosistema marino (Camacho, *et al.*, 2014; Cocci, *et al.*, 2018). Motivo por el cual, estas áreas son consideradas de riesgo para la población de *L. kempii*, así como para otras especies de tortugas marinas que se distribuyen, alimentan o anidan en estas zonas.

En las costas y mar adentro del estado de Tamaulipas se desarrolla la actividad petrolera, y durante los trabajos de campo se observaron residuos de petróleo crudo intemperizado depositados recientemente en las playas de anidación de la tortuga Lora en Rancho Nuevo, lo que supone una de las fuentes de exposición a PAH de esta población. Asimismo, es importante mencionar que, la población de tortugas hembra (*L. kempii*) permanece un periodo aproximado de 45 días (Comunicación personal del M. en C. Hugo Acosta Sánchez; coordinador técnico en el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas) en aguas cercanas a la línea de costa, mientras se presentan las condiciones ambientales adecuadas para llegar en arribada a las áreas de anidación en las playas de Rancho Nuevo, Tamaulipas. Es en este lapso que se encuentren expuestas a los hidrocarburos derivados del petróleo, principalmente a los PAH de bajo peso molecular vía inhalación (Cocci *et al.*, 2019). Por otro lado, algunos estudios han reportado que la pirólisis de combustibles fósiles es la principal fuente de PAH en sedimentos y ecosistemas acuáticos, los cuales afectan a la biota (Flores-Ramírez *et al.*, 2014).

Los resultados de este estudio sugieren que, las principales fuentes de PAH a los que está expuesta la población de *L. kempii* en el Golfo de México provienen de una contaminación de origen petrogénico debido a que los PAH de bajo peso molecular son los principales componentes provenientes de las infiltraciones del petróleo natural. Este tipo de contaminantes generalmente ingresan al ambiente en fase gaseosa, por evaporación y/o deposición atmosférica, y en fase líquida, por los derrames de crudo mientras que, los PAH de alto peso molecular tienen mayor afinidad por el material particulado como cenizas y materia orgánica, que se encuentra en el suelo y los sedimentos, lo que los hace más persistentes en estos medios (Daly *et al.*, 2007, Ortiz-Salinas, *et al.*, 2012).

Los valores de las concentraciones de PAH reportados en este estudio para *L. kempii* representan los primeros registros para esta especie. Sin embargo, es necesario continuar con la validación del método para el análisis de PAH en plasma, así como incluir el monitoreo de hidrocarburos derivados del petróleo en esta población que anida en Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas.

6.2 Compuestos halogenados.

6.2.1 Atrazina

El incremento en el uso de agroquímicos (plaguicidas y herbicidas) en los cultivos ha ocasionado el incremento de los niveles de estas sustancias en el ambiente. Una de estas sustancias químicas es la atrazina (Adeyemi *et al.*, 2015), la cual ha estado disponible en el mercado por más de 50 años y continúa su uso en varios países (de Albuquerque *et al.*, 2020). El uso de atrazina está prohibido o restringido en algunos países de Europa, Australia, y en Estados Unidos; mientras que, en México y países de Latinoamérica, y del Caribe su uso está permitido (Hansen *et al.*, 2013).

Las concentraciones de atrazina detectadas en este estudio (Mediana 25.84, Min. 2.4 y Max. 83.71 ng ml⁻¹) son las primeras registradas para la tortuga marina *L. kempii*, así como para cualquiera de las siete especies de tortugas marinas que se distribuyen a nivel mundial. Por esta razón, estos resultados son una contribución importante para el establecimiento de una línea base de COP en tortugas marinas (Tabla 9).

La exposición a la atrazina representa un riesgo para la salud humana y los ecosistemas (Jablonowski *et al.* 2011). Los impactos de este herbicida en las funciones de los ecosistemas están relacionados y dependen de la complejidad química y de las interacciones biológicas. Los ecosistemas acuáticos están expuestos, con frecuencia, a periodos cortos, y concentraciones pico de atrazina en los meses de primavera y verano (Graymore *et al.*, 2001), las cuales coinciden con la temporada de anidación de las tortugas marinas.

La regulación mexicana para la calidad del agua establece límites para algunos plaguicidas, pero no incluye éstos para la atrazina. No hay restricciones en México para el uso de atrazina desde 1975; sin embargo, su uso en las áreas agrícolas representa un riesgo de contaminación del agua por el transporte de este herbicida y sus productos de degradación hacia los cuerpos de agua (Hansen *et al.*, 2013).

Los plaguicidas pueden entrar a los cuerpos de agua, a través de las escorrentías, descargas subterráneas, descargas urbanas e industriales, precipitaciones y deposición atmosféricas (Albert and Benitez, 2005; Rendon von Osten *et al.*, 2005; Starr *et al.*, 2017), y éstos pueden impactar negativamente a los organismos acuáticos no blanco (Starr *et al.*, 2017) como las tortugas marinas.

Las principales rutas de entrada de los plaguicidas al Golfo de México vienen de los ríos, como el Bravo, Soto la Marina, Panuco, Tuxpan, Cazones, Tecolutla, Actopan, La Antigua, Papaloapan, Jamapa, Coatzacoalcos y Grijalva (Benitez y Bárcenas, 1996). En el sureste del Golfo de México, los principales ríos son el Usumacinta, Grijalva, San Pedro, Palizada, Boca Chica, Chumpán y Candelaria (Rendón von Osten *et al.*, 2005).

Bajas concentraciones de atrazina han sido registradas en el Medio Oeste, donde este herbicida es ampliamente usado, y entra al Río Mississippi, a través de las escorrentías y descargas de agua subterránea (Starr *et al.*, 2017). La atrazina representa el 37% del total de los plaguicidas detectados en los canales del sur de Florida con concentraciones en el agua por encima de $18 \mu\text{g l}^{-1}$ (ATSDR, 2003).

No hay reportes de niveles de atrazina en el Golfo de México. Los estudios de monitoreo de plaguicidas se han enfocado en áreas agrícolas, aguas superficiales y subterráneas (Hansen *et al.*, 2013). Por lo tanto, no existe información acerca de concentraciones de atrazina en cuerpos de agua mexicanos cercanos a la línea de costa del Golfo de México. Sin embargo, existen pocos reportes de concentraciones de atrazina (33.3 ng l^{-1}) en el río Mississippi, el cual descarga en el Golfo de México (Callicott and Hooper-Bùi, 2019) y en los estuarios de Louisiana (Starr *et al.*, 2017).

La población de *L. kempii* está en riesgo porque está expuesta a atrazina que proviene de las actividades agrícolas. Este contaminante es transportado en el agua de los ríos que desembocan en el Golfo de México, especialmente en las áreas de alimentación localizadas al norte y sur de este ecosistema marino. Por otro lado, mientras que, muchas de las investigaciones sobre la atrazina se han enfocado en anfibios y peces, poco se conoce acerca de los efectos de este compuesto en otros vertebrados silvestres, tales como los reptiles (Soltanian, 2016) y no existe ningún registro en tortugas marinas (de Albuquerque *et al.*, 2020).

Los resultados de este estudio indican que la población de *L. kempii* está expuesta a atrazina en el Golfo de México. La introducción de contaminantes en el Golfo de México provenientes de las descargas de los ríos, causan acumulación de atrazina en la columna de agua, sedimentos, y biota. Este compuesto puede ser transportado hacia el océano; sin embargo, la degradación es baja durante el transporte y permanencia en el agua (ATSDR, 2003). El origen de la atrazina es su aplicación en los cultivos, donde es incorporada en los cuerpos de agua cercanos, que fluyen hacia el Golfo de México contaminándolos, y afectando la vida marina.

Debido a la estructura química de la atrazina, su persistencia en el ambiente varía de 30 a 120 días bajo condiciones naturales. Sin embargo, la vida media de la atrazina en la columna de agua tiende a ser mayor que seis meses (> 200 días). Este tiempo de permanencia largo resulta en una exposición prolongada de organismos acuáticos no blanco (ATSDR, 2003; Starr *et al.*, 2017) como las tortugas marinas.

Se ha demostrado que los efectos en los ecosistemas ocurren a concentraciones de atrazina menores a 5-10 ng ml⁻¹, pero los datos son limitados (EPA, 2003). Los parámetros de estructura y funcionalidad de los ecosistemas se han visto afectados adversamente por concentraciones de atrazina ≥ 15 ng ml⁻¹ (ATSDR, 2003); sin embargo, los ecosistemas pueden recuperarse rápidamente después de la dispersión del herbicida (EPA, 2003).

Se ha detectado atrazina en ecosistemas acuáticos, donde su presencia ha demostrado que afecta la reproducción de flora y fauna acuática interfiriendo con la

estructura de la comunidad. Debido a estos efectos adversos en plantas acuáticas, se han observado cambios en la sobrevivencia, crecimiento y reproducción de herbívoros y depredadores (de Albuquerque *et al.*, 2020).

Efectos adversos han sido reportados en una variedad de grupos biológicos debido a la presencia de atrazina (de Albuquerque *et al.*, 2020); sin embargo, sólo dos estudios reportan efectos en reptiles. Hirano *et al.* (2019) describió la inducción de malformaciones en embriones de *Podocnemis unifilis* (*Testudine* Family) producto de la exposición de huevos a atrazina ($2 - 200 \text{ ng ml}^{-1}$) en condiciones de laboratorio, y Soltanian (2016) reportó inducción de inmunosupresión en *Trachemys scripta* (0.01, 0.1, y 1.0 ng g^{-1}). El presente trabajo es el primero que reporta concentraciones de atrazina en tortugas marinas ($26.30 \pm 22.12 \text{ ng ml}^{-1}$) y, por lo tanto, el primero en evidenciar su exposición a atrazina en el ecosistema marino. Cabe mencionar que, se requiere de estudios ecotoxicológicos en *L. kempii* para evaluar el efecto de este compuesto en la población.

Los efectos de la atrazina y sus metabolitos en ecosistemas acuáticos no han sido comprendidos completamente, aunque muchos estudios científicos reportan que pueden ocurrir impactos significativos a bajas concentraciones durante periodos prolongados de exposición (Graymore *et al.*, 2001). Por lo tanto, es necesario monitorear los niveles de atrazina en el ambiente y en las tortugas marinas para evaluar sus efectos en estos organismos.

6.3 Comparación geográfica de concentraciones de POP y atrazina en diferentes especies de tortugas marinas.

En general, las concentraciones de POP registradas en las tortugas marinas que están distribuidas en diferentes áreas geográficas varían con sus hábitos alimenticios (Bucchia *et al.*, 2015), calidad del hábitat, áreas de forrajeo (Cortés - Gómez, 2017), y sexo (Camacho *et al.*, 2014b). El Mar Mediterráneo es considerado una de las regiones más impactadas por actividades antropogénicas; en contraste, en el Océano Atlántico, las concentraciones de contaminantes reportadas son bajas (Bucchia *et al.*, 2015). El GM es un ecosistema marino que ha sido también

severamente impactado a lo largo del tiempo por actividades antropogénicas que se desarrollan en su zona costera y mar profundo (Botello *et al.*, 2015; NMFS y USFWS, 2015).

Las concentraciones de POP (OC y PCB) registradas en este estudio para *L. kempii* en el GM son superiores a aquellas reportadas para otras especies de tortugas marinas que habitan en el Mar Caribe (*C. caretta*) y el Océano Pacífico (*C. mydas*). El mismo comportamiento fue observado cuando comparamos los resultados de este trabajo con las concentraciones de POP reportadas para *C. caretta* que se distribuye en el Mar Adriático y el Este del Océano Atlántico (Islas Canarias, España), así como para *C. caretta*, *C. mydas*, y *E. imbricate* que habitan las costas de la Isla Vista Boa, Cabo Verde, África en el Océano Atlántico.

Las concentraciones de POP en algunas especies de tortugas marinas están correlacionadas con la latitud (*L. olivacea*), y la longitud (*C. mydas*). Las concentraciones de Σ DDT y Σ PCB en tortuga verde (*C. mydas*) capturadas en el hemisferio norte son más altas que las registradas en el hemisferio sur. Un incremento similar fue observado en las tortugas marinas que migran del Ecuador hacia las costas del este de EUA donde existe una mayor densidad de población, y por lo tanto existe un mayor uso de estos compuestos. Asimismo, un incremento de concentraciones de POP de tres hasta seis veces ha sido reportado para las tortugas verdes (*C. mydas*) que se distribuyen hacia el noreste y lejos del Ecuador. Considerando que los POP son compuestos semivolátiles, éstos son transportados de las regiones cálidas hacia las regiones frías, mediante procesos como la evaporación y la condensación. Este fenómeno es conocido como el efecto saltamontes (Clukey *et al.*, 2018).

Las tortugas marinas tienen bien definidas sus trayectorias de migración hacia áreas de alimentación específicas cercanas a la costa dentro del territorio mexicano. A partir de esto, se puede asumir que los contaminantes detectados en las muestras de sangre y tejidos son una buena aproximación de las condiciones regionales de contaminación (Tremblay *et al.*, 2017). En este caso, las concentraciones de POP

en plasma de *L. kempii* son evidencia de la presencia de estos contaminantes en el GM.

Debido a las concentraciones detectadas, se considera que la población de tortugas marinas (*L. kempii*) del Golfo de México (Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México) está más expuesta a POP que otras especies (*C. caretta*, *C. mydas* y *E. imbricata*) que se distribuyen en el Mar Caribe (González-Castillo, 2015), el Océano Pacífico (Labrada - Martagón *et al.*, 2011), y mares y océanos de Europa (Bucchia *et al.*, 2015; Cocci *et al.*, 2018) y África (Camacho *et al.*, 2013; Camacho *et al.*, 2014a). Esto podría estar relacionado con el uso de estas sustancias tóxicas en actividades antropogénicas que se desarrollan en áreas cercanas a la zona, las cuales son transportadas, ya sea a través de precipitaciones hacia el GM, por deposición atmosférica de estos contaminantes procedentes de regiones lejanas, o por contaminación preexistente en el océano.

Las tortugas marinas están expuestas a una amplia variedad de contaminantes, entre éstos los POP. La principal fuente de ingreso de POP en algunas especies de tortugas marinas es la ingestión de presas contaminadas o la ingestión de residuos plásticos en los cuales estos contaminantes han sido absorbidos (Clukey *et al.*, 2018).

La posición trófica de las tortugas lora (*L. kempii*) las hace más susceptibles a la exposición de POP. Los resultados de este estudio coinciden con el patrón general de concentraciones de POP en tortugas marinas: *L. kempii* > *C. caretta* > *D. coreacea* > *C. mydas* (Clukey *et al.*, 2018).

6.4 Metales

La contaminación de los ecosistemas marinos y costeros es una de las causas de declinación de las poblaciones de tortugas marinas (Nicolau *et al.*, 2017). La contaminación por metales se ha incrementado en los últimos años, así como su relación con la contaminación de los océanos debido principalmente a las actividades antropogénicas, las cuales representan una fuente de origen de POP y

metales; sus efectos como neurotoxicidad y mutagenicidad han sido poco estudiados en las tortugas marinas (Casini *et al.*, 2018; Fraga *et al.*, 2018).

Los metales son persistentes, fácilmente se bioconcentran y son potencialmente tóxicos para la biota terrestre y marina (Fraga *et al.*, 2018). No se degradan fácilmente en compuestos menos tóxicos, por lo que, es posible que sus efectos en los organismos sean altamente dañinos y duraderos, lo que los hace altamente tóxicos incluso en concentraciones pequeñas (Novillo *et al.*, 2017).

Las tortugas marinas son sensibles a la exposición de ciertos metales (de Macêdo *et al.*, 2015); éstos causan efectos tóxicos en todas las etapas de desarrollo de las tortugas marinas desde los huevos hasta los adultos, y tienden a acumularse con la edad y desarrollo (Novillo *et al.*, 2017). La principal vía de exposición es la dieta. Los metales se clasifican en elementos esenciales, los cuáles participan en los procesos biológicos de los organismos, y elementos no esenciales, los cuales no son necesarios para las funciones biológicas, y representan una amenaza para la vida silvestre. Éstos últimos tienden a bioacumularse en los tejidos como huesos y riñones, y causan efectos negativos como daño neurológico o muerte súbita, como el Hg y el Cd (Barraza *et al.*, 2019).

La bioacumulación de elementos traza causan efectos negativos como alteraciones en el sistema reproductor, deterioro del sistema inmunológico y otras funciones fisiológicas en las tortugas marinas (van de Merwe *et al.*, 2010; Komoroske *et al.*, 2011; Perrault *et al.*, 2011; Finlayson *et al.*, 2016; Nicolau *et al.*, 2017). Existe la hipótesis de que los metales, y los PAH podrían reducir potencialmente el éxito de la eclosión en tortugas marinas como el caso de la población de *C. mydas* (Sinaei and Zare, 2019).

De los cinco metales analizados en la población de *L. kempii* (Al, As, Ba, Cd y Hg) la mayor concentración se registró para el Ba, y la menor, en el Cd. Estos metales han sido reportados por otros autores en distintas especies de tortugas marinas que se distribuyen a nivel mundial.

6.4.1 Aluminio

El aluminio es un metal abundante en la corteza terrestre. Se ocupa para el procesamiento de la comida, en algunas medicinas como los antiácidos y para purificar el agua; también es un metal ampliamente usado en la industria para fabricar diversos productos (ATSDR, 2008).

La concentración total (2015, 2016 y 2018) de Al reportada en sangre de *L. kempii* en este estudio (Mediana 4.52; min. 0.39 y Max. 82.0 $\mu\text{g g}^{-1}$) fue aproximadamente 5.7 veces mayor que la reportada en *C. caretta* (Mediana 0.79; Min. 0.003 y Max. 7.95 $\mu\text{g g}^{-1}$) en el Océano Atlántico en Cabo Verde, África (Camacho *et al.*, 2013), y mayor que la reportada en la misma especie en el Mar Mediterráneo, en la costa sur de Turquía ($0.73 \pm 0.58 \mu\text{g g}^{-1}$) (Yipel *et al.*, 2017).

Por otro lado, la concentración promedio de Al en sangre de *L. kempii* correspondiente al periodo 2016 y 2018 (Mediana 21.985; Min. 3.20 y Max. 65.369 $\mu\text{g l}^{-1}$) fue menor, por varios órdenes de magnitud, que las concentraciones promedio reportadas en el Océano Pacífico en dos estuarios costeros del sur de California, EUA para *C. mydas* (Mediana 181; Min. 101 y Max. 249 $\mu\text{g l}^{-1}$ y Mediana 232; Min. 136 y Max. 495 $\mu\text{g l}^{-1}$, respectivamente) por Barraza *et al.* (2019) (Tabla 10).

La presencia de aluminio en las zonas costeras es debida principalmente a las actividades antropogénicas que se desarrollan en las inmediaciones de éstas. Los contaminantes ingresan a través de las escorrentías a los océanos, acumulándose en los sedimentos, así como en los organismos invertebrados móviles que habitan en los estuarios, los cuales son utilizados por las tortugas marinas como áreas de forrajeo (Barraza *et al.*, 2019). La tortuga lora (*L. kempii*) es principalmente carnívora por lo que, el consumo de invertebrados marinos que bioacumulan metales en sus tejidos puede ser una de las principales fuentes de exposición al aluminio.

La toxicidad del aluminio no ha sido estudiada en reptiles, pero en otros vertebrados se ha reportado como altamente neurotóxico y causante de algunas patologías en huesos. En las tortugas existe acumulación en diversos tejidos; esto puede estar relacionado con altas concentraciones de Cd en los riñones asociado a problemas

renales, lo que trae como consecuencia una alteración en el mecanismo de desintoxicación del Al (Cortés-Gómez, *et al.*, 2018).

6.4.2 Arsénico

El arsénico es tóxico para varios órganos (Perrault *et al.*, 2017). La acumulación de As depende del tipo de organismos, las medusas, los cefalópodos y los peces tienen altas concentraciones de As en sus tejidos y órganos, por lo que los organismos con hábitos preferentemente carnívoros, los cuales incluyen en su dieta a este tipo de organismos, tienden a acumular este metal y presentar concentraciones más altas que los herbívoros, tal es el caso de las tortugas marinas (Cortés-Gómez, *et al.*, 2018).

La concentración total de As (2015, 2016, 2018) reportada en sangre de *L. kempii* en este estudio fue de Mediana $0.76 \mu\text{g g}^{-1}$ con un intervalo de concentración de $0.16 - 7.45 \mu\text{g g}^{-1}$. Estos resultados fueron mayores por aproximadamente un orden de magnitud que los reportados en *C. caretta* (Mediana 0.38; Min. 0.008 y Max. $11.00 \mu\text{g g}^{-1}$) en el Océano Atlántico en Cabo Verde, África (Camacho *et al.*, 2013), y dentro del intervalo reportado en el océano Pacífico en Baja California Sur (Min. 0.35 y Max. $23.61 \mu\text{g g}^{-1}$) (Ley y Quiñones *et al.*, 2011).

Los resultados de este estudio para *L. kempii* fueron menores que los reportados en *Lepidochelys olivacea* en La Escobilla, Oaxaca, México (Min. 0.27 y Max. $4.21 \mu\text{g g}^{-1}$) en el océano Pacífico (Cortés-Gómez *et al.*, 2014). Los moluscos y cangrejos forman parte de la composición de la dieta de *L. olivacea*, los cuales retienen un porcentaje bajo de As en su forma tóxica (Cortés-Gómez *et al.*, 2014). *L. kempii* comparte los mismos hábitos alimenticios que *L. olivacea*, por lo que puede ser la dieta una fuente de exposición y acumulación de As.

La concentración total de As en sangre de *L. kempii* correspondiente al periodo 2016 y 2018 (Mediana 13.685 ; Min. 3.285 y Max. $28.651 \mu\text{g l}^{-1}$) fue menor, por varios órdenes de magnitud, que en *Chelonia mydas* [(Mediana 689 ; Min. 139 y Max. $13,603 \mu\text{g l}^{-1}$) y (Mediana 394 ; Min. 55 y Max. 833) $\mu\text{g l}^{-1}$, respectivamente) en el Océano

Pacífico para en dos estuarios al sur de California, EUA (Barraza *et al.*, 2019); Australia (Min. 94.3 y Max. 19,987.7 $\mu\text{g l}^{-1}$) por Van de Merwe *et al.* (2010), y en tres sitios de la Gran Barrera Arrecifal en Australia (Min. 21 y Max. 1,400 $\mu\text{g l}^{-1}$; Min. 32 y Max. 2,800 $\mu\text{g l}^{-1}$; y Min. 120 y Max. 1,000 $\mu\text{g l}^{-1}$, respectivamente) por Villa *et al.* (2017).

6.4.3 Bario

La concentración total (2015, 2016 y 2018) de Ba reportada en sangre de *L. kempii* en este estudio fue de Mediana 56.95, Min. 1.68 y Max. 89.5 $\mu\text{g g}^{-1}$. Los resultados de este estudio correspondientes al periodo 2016 y 2018 (Mediana 1.160; Min. 1.00 y Max. 1.79 $\mu\text{g l}^{-1}$) estuvieron en el intervalo reportado para *C. mydas* (Min. 1.1 y Max. 9.0 $\mu\text{g l}^{-1}$; Min. 2.5 y Max. 9.3 $\mu\text{g l}^{-1}$; Min. 1.0 y Max. 11 $\mu\text{g l}^{-1}$), respectivamente) en tres sitios de la Gran Barrera Arrecifal en Australia (Villa *et al.*, 2017). Éste fue el único autor que reportó Ba, el resto de los autores no analizaron este elemento en sangre de tortugas marinas, por lo que no se pudieron hacer otras comparaciones con los resultados obtenidos en este estudio.

6.4.4 Cadmio

El Cd es un metal traza, altamente tóxico y con una tasa baja de excreción, tiende a biomagnificarse y bioacumularse en los organismos. Se han reportado niveles de Cd más altos en ecosistemas marinos que en ecosistemas de agua dulce; lo que ha demostrado la importancia de los factores globales (fuentes naturales y antropogénicas) sobre los factores regionales en los patrones de contaminación por Cd en *C. mydas* (Fraga *et al.*, 2018).

Entre las principales fuentes industriales del Cd están las baterías, galvanoplastia, estabilizadores de plástico y pigmentos, entre otras, pero también se encuentra como subproducto en la combustión de fósiles; fundiciones de metales pesados; fertilizantes fosfatados que contienen Cd, y fertilizantes contaminados con Cd; y

lodos residuales, especialmente de operaciones mineras (Cortés-Gómez et al. 2020).

El Cd es uno de los elementos más tóxicos para la vida silvestre (Cortés-Gómez et al., 2014). Existen escasos estudios sobre la toxicidad de Cd en las tortugas marinas, sin embargo, en otros reptiles terrestres se han reportado efectos negativos en la eclosión y crecimiento de los huevos, mortalidad, alteración de la función tiroidea y reproducción tardía (Novillo et al., 2017). Otros efectos negativos relacionados con el Cd son: alteración de los sistemas reproductivo, esquelético e inmune, así como patologías serias (Cortés-Gómez et al., 2014).

El Cd es teratogénico y carcinogénico, induce efectos negativos en el metabolismo de los elementos esenciales, y en las funciones endócrinas y renales; sin embargo, no existen umbrales de referencia de algún efecto en las tortugas marinas como los hay en otros organismos vertebrados ($10 \mu\text{g g}^{-1}$). No se reportaron lesiones renales en concentraciones entre $20\text{-}60 \mu\text{g g}^{-1}$ en tortugas marinas (Nicolau et al., 2017).

La acumulación de Cd en el hígado de *C. caretta* se debe a sus hábitos alimenticios, y la disponibilidad de presas. Los crustáceos son una fuente importante de elementos esenciales, pero también de los no esenciales como el Cd (Nicolau et al., 2017). Estos organismos son una de las principales fuentes de alimentación de las tortugas marinas, principalmente de *L. kempii* (Seney, 2016; Schmid and Tucker, 2018). El riñón es uno de los órganos donde se presenta una mayor bioacumulación de Cd en las tortugas marinas (Fraga et al., 2018).

Entre los mecanismos de desintoxicación para mitigar los efectos tóxicos de elementos no esenciales como Cd, Hg, Ag y Pb se encuentran las metalotioneínas, y la homeostasis para el Cu y Zn (Nicolau et al., 2017). Algunos autores mencionan que, elementos como el Zn y el Cu participan en los procesos de desintoxicación del Cd en las tortugas marinas; sin embargo, en *C. mydas* no se reportó correlación positiva entre el Cd y estos elementos (Ley y Quiñonez et al., 2013).

La concentración promedio de Cd reportada en sangre de *L. kempii* en este estudio fue de $0.02 \pm 0.02 \mu\text{g g}^{-1}$ y un intervalo de concentración de $0.005 - 0.10 \mu\text{g g}^{-1}$.

Estos resultados coinciden con los reportados en *C. caretta* en el mismo sitio de anidación ($0.015 \pm 0.014 \mu\text{g g}^{-1}$) hace aproximadamente 15 años (Wang, H. (2005), así como en el Golfo de México, Bahía Casey key, Florida, EUA ($0.02 \pm 0.02 \mu\text{g g}^{-1}$) (Perrault *et al.*, 2017) para la misma especie, lo que sugiere que tanto la población de *L. kempii* como *C. caretta* con distribución en el Golfo de México están expuestas a la misma fuente de origen de este contaminante, probablemente el área de forrajeo localizada en la porción norte de EUA en las costas de Florida donde estas especies pasan largos periodos en esa área de alimentación.

Con respecto a otras especies, la concentración reportada en este estudio para *L. kempii* es menor que, las concentraciones reportadas en *D. coriacea* ($0.08 \pm 0.03 \mu\text{g g}^{-1}$; Guirlet *et al.*, 2008); *C. mydas* ($0.99 \pm 0.35 \mu\text{g g}^{-1}$; Ley-Quiñonez *et al.*, 2013); *L. olivacea* ($1.33 \pm 0.20 \mu\text{g g}^{-1}$; Zavala-Norzagaray *et al.*, 2014), en el océano Pacífico, Golfo de California, BCS, México; *L. olivacea* ($0.17 \pm 0.08 \mu\text{g g}^{-1}$; Cortés-Gómez *et al.*, 2014) en el océano Pacífico, La Escobilla, Oaxaca México; *Caretta caretta* ($0.29 \pm 0.25 \mu\text{g g}^{-1}$; Camacho *et al.*, 2013) en el océano Atlántico, Cabo Verde, África; y mucho menor, por varios ordenes de magnitud, a la reportada para *C. caretta* ($18.0 \pm 63.0 \mu\text{g g}^{-1}$) el océano Pacífico, BCS Sur, México (Ley-Quiñonez *et al.*, 2011).

Con respecto a los resultados obtenidos en el periodo 2016 y 2018 para *L. kempii* ($0.44 \pm 0.32 \mu\text{g l}^{-1}$), éstos fueron menores, por varios órdenes de magnitud, que los reportados para *C. mydas* ($131 \pm 20.0 \mu\text{g l}^{-1}$ y $25.0 \pm 7.0 \mu\text{g l}^{-1}$) en dos estuarios en el océano Pacífico, San Diego, EUA (Barraza *et al.*, 2019), y en Australia ($35.47 \pm 9.52 \mu\text{g l}^{-1}$, Van de Merwe *et al.*, 2010). Asimismo, aproximadamente tres órdenes de magnitud menor que, en la Gran Barrera Arrecifal, Australia (3.7 ± 2.0 ; 6.7 ± 5.7 ; $3.2 \pm 1.3 \mu\text{g l}^{-1}$) (Villa *et al.*, 2017).

Paez-Ozuna *et al.* (2010) reportó que, a concentraciones aún bajas de Cd ($0.45 \pm 0.20 \mu\text{g g}^{-1}$) en *L. olivacea* con distribución en áreas prístinas, estos niveles podrían representar una amenaza para las tortugas marinas debido a que el Cd es transmitido durante el desarrollo embrionario. Asimismo, Ley-Quiñonez *et al.* (2013) reportó niveles de Cd ($0.99 \pm 0.35 \mu\text{g g}^{-1}$) en *C. mydas* y concluyeron que también

que podrían representar un riesgo para la población de esa especie. Los niveles de Cd en este estudio para *L. kempii* ($0.02 \pm 0.02 \mu\text{g g}^{-1}$) son menores que los reportados en *L. olivacea*, *C. mydas* y *C. caretta* en el océano Pacífico, y muy similares a los reportados en el Mar Mediterráneo y el Océano Atlántico. En contraste con los niveles de Cd reportados en el océano Pacífico en las costas de Estados Unidos, cuyos valores son mayores (Tabla 10).

La dieta es la principal fuente de exposición de Cd y otros metales; sin embargo, algunos autores señalan que, la fisiología y la edad de cada especie son factores relacionados con altos niveles de Cd en los organismos (Cortés-Gómez *et al.*, 2014).

El Cd se acumula en los sedimentos, y las plantas marinas que habitan en los estuarios marinos, por ejemplo, *Zostera marina* que bioacumula Cd en sus tallos y hojas (Barraza *et al.*, 2019). Éstas pueden ser una fuente de exposición de Cd para las tortugas marinas, por lo que la tortuga lora (*L. kempii*) puede estar expuesta a Cd en las áreas de forrajeo, las cuales se localizan en las zonas costeras donde se alimentan de algas, plantas y pastos marinos, así como de invertebrados que habitan en estos ecosistemas. Los cefalópodos son una fuente de Cd, y éstos a su vez consumen otros cefalópodos, así como crustáceos, bivalvos y poliquetos, por lo que la composición de la dieta y la biomagnificación, a través de las cadenas alimenticias, puede ser una fuente de Cd en especies como *L. olivacea* (Cortés-Gómez *et al.*, 2014) y probablemente también *L. kempii* debido a que comparten los mismos hábitos alimenticios.

La tortuga verde (*C. mydas*) tiene una capacidad alta de metabolizar el Cd comparada con otras especies de tortugas marinas (Barraza *et al.*, 2019). Los niveles de Cd reportados en este estudio para la tortuga lora (*L. kempii*) fueron, en la mayoría de los casos, menores por varios ordenes de magnitud que los reportados tanto para *C. mydas* como para otras especies (*D. coriacea*, *C. caretta*, *L. olivacea*), lo cual sugiere que también puede tener una capacidad alta para metabolizar el Cd y/o existe una diferencia en la exposición de Cd debido a la distribución geográfica, Océano Pacífico vs Golfo de México.

6.4.5 Mercurio

El Hg es un elemento químico que, a temperatura ambiente, es un metal líquido de color plateado. Se presenta en la naturaleza bajo diferentes modalidades, ya sea en forma metálica, de vapor o gas, combinado con otros elementos (como cloro, azufre y oxígeno) para formar sales inorgánicas, o bien formando compuestos orgánicos como el metilmercurio o el fenilmercurio; el mercurio inorgánico puede ser transformado en mercurio orgánico. Este elemento también forma compuestos organometálicos caracterizados por la unión del Hg a uno o dos átomos de carbono. El Hg presenta poca afinidad con el oxígeno (Cuello, 2017) y una fuerte afinidad con los lípidos (Rodríguez *et al.*, 2019).

El Hg tiene un periodo de permanencia en los océanos de aproximadamente 30 años, y una toxicidad alta en su forma orgánica (metilmercurio) (Rodríguez *et al.*, 2019).

En la atmósfera las emisiones de Hg son principalmente en forma elemental, las cuales pueden tener un origen de procesos naturales (volatilización del Hg desde medios acuáticos y marinos, la volatilización a partir de la vegetación, la liberación de materiales geológicos y las emisiones volcánicas) o antropogénicos (procesos industriales y fuentes de combustión con contenido variable de Hg, tanto en forma gaseosa como particulada). En este compartimento ambiental se presenta en su mayor parte en forma de vapor metálico (Hg^0) con una permanencia entre horas y meses; en el suelo por ciertas condiciones, se favorece la formación de elementos inorgánicos (Hg^{+2}), los cuales se adhieren a las partículas y pueden formar complejos con la materia orgánica, lo cual limita su movilidad en el ambiente; en el agua, el mercurio llega como Hg^{+2} y metilmercurio ingresa a través de precipitaciones en concentraciones muy bajas. Estos compuestos pueden ser asimilados por los organismos presentes en el medio, precipitar bajo diversas formas químicas en los sedimentos o reducirse a vapor e incorporarse de nuevo a la atmósfera, estas transformaciones dependen de diversos factores medioambientales como la actividad microbiana, la temperatura, la disponibilidad de carbono orgánico, la presencia de partículas en suspensión, el oxígeno disuelto

y el pH. Las condiciones físicas, químicas y biológicas de las aguas propician diferentes especies de Hg predominando los clorocomplejos en los estuarios y océanos (Cuello, 2017).

La toxicidad del mercurio depende de sus formas químicas (elemental, inorgánico y orgánico). En cuanto a las fuentes de exposición, en humanos, la más significativa es la dieta; el tiempo de vida media en sangre es alrededor de 60 días, y en su forma elemental produce trastornos neurológicos y de comportamiento. El Hg inorgánico (Hg^{+2}) es el más tóxico capaz de absorberse en el tracto gastrointestinal, y a través de la piel, acumulándose en otros órganos. Los compuestos orgánicos se absorben por ingestión o inhalación de los vapores de Hg, el tiempo de vida media de estos compuestos es de 70 días. El metilmercurio es capaz de producir apoptosis (muerte celular) en los humanos, y bioacumularse a través de las cadenas alimenticias (Cuello, 2017).

Todas las especies de mercurio son tóxicas pero el mercurio, en su forma metilada (metil mercurio) es 100 veces más tóxico que en sus formas inorgánicas. El mercurio es un potente neurotóxico causante de efectos en la reproducción, desarrollo y funciones hepáticas, inmune, endócrina y renal (Perrault *et al.*, 2017).

Los efectos del Hg en reptiles han sido poco estudiados a diferencia de otras especies de vida silvestre (Perrault *et al.*, 2017). La exposición de las tortugas marinas al Hg se realiza a través de la red trófica por su afinidad a los lípidos comparado con la forma inorgánica (Rodríguez *et al.*, 2019) y, de esta forma se biomagnifica, a través de las cadenas alimenticias; por lo que, las especies que se encuentran en los niveles tróficos superiores, como es el caso de las tortugas marinas, están más expuestas, y presentan concentraciones más altas de Hg (Camacho *et al.*, 2013).

El nicho ecológico y los hábitos alimenticios son dos de los factores principales que controlan las concentraciones de metales en todos los organismos, no siendo la excepción las tortugas marinas (Rodríguez *et al.*, 2019). La ingesta de alimentos es la principal ruta de exposición a metales esenciales y no esenciales, lo que

probablemente sea la causa de los efectos negativos en las tortugas marinas (da Silva *et al.*, 2016).

Algunos de los efectos negativos reportados en las tortugas marinas por niveles de Hg en la sangre son: alteración en la reproducción (Hopkins *et al.*, 2019); alteración de la función inmune en *C. caretta* (Nicolau *et al.*, (2017); enfermedades neoplásicas como fibropapilomastosis en *C. mydas* (da Silva *et al.*, 2016); reducción del éxito en la eclosión en *D. coriacea* (Perrault *et al.*, 2011); efectos endócrinos y, a nivel de sistema nervioso central (Novillo *et al.*, 2017).

Se han reportado variaciones de niveles de mercurio entre machos y hembras de *E. imbricata* atribuido a los mecanismos de desintoxicación que tienen los reptiles para reducir o eliminar la carga de contaminantes en su organismo, uno de éstos es la transferencia materna de elementos esenciales y no esenciales, a través de los huevos (Ehsanpour *et al.*, 2014; Hopkins *et al.*, 2013; Rodríguez *et al.*, 2019). Sin embargo, en algunos casos la co-exposición de algunos metales como el Hg y el Se incrementa el éxito de la eclosión como en el caso de *D. coriacea*, probablemente porque el selenio ayuda a desintoxicar el Hg (Perrault *et al.*, 2011).

La concentración total Hg reportada en sangre de *L. kempii* en este estudio fue de Mediana 0.14 $\mu\text{g g}^{-1}$ con un intervalo de Min. 0.06 y Max. 0.67 $\mu\text{g g}^{-1}$. Estos resultados son mayores a los reportados por Kenyon *et al.*, en el 2001 (0.0005–0.0673 $\mu\text{g g}^{-1}$) en Florida, EUA. Cabe mencionar que, Wang (2015) reportó concentraciones promedio de Hg ($0.069 \pm 0.039 \mu\text{g g}^{-1}$) en la misma especie y el mismo sitio de muestreo que el presente estudio, lo que sugiere que la población de *L. kempii* ha estado expuesta a este elemento desde hace aproximadamente 15 años. Innis *et al.* (2008) reportaron concentraciones promedio también en *L. kempii* ($0.024 \pm 9 \mu\text{g g}^{-1}$) en Cape Cod, Massachusetts, EUA.

Camacho *et al.* (2013) registraron concentraciones de Hg (Mediana 0.03; Min. <LOD y Max. 0.32 $\mu\text{g g}^{-1}$) en *C. caretta* con distribución en el océano Atlántico, Cabo Verde, África, las cuales están dentro del intervalo reportado para *L. kempii*.

Ross et al. (2017) reportó una concentración total de $0.02 \pm 0.02 \mu\text{g g}^{-1}$ para las especies *C. caretta* y *C. mydas* localizadas alrededor del mundo, lo cual se aproxima a lo reportado por otros autores en *D. coriacea* ($0.011 \pm 0.003 \mu\text{g g}^{-1}$) en el océano Pacífico, BCS, México (Guirlet et al. 2008); Costa sur, Turquía al Noreste del Mar Mediterráneo ($0.06 \pm 0.03 \mu\text{g g}^{-1}$) (Yipel et al., 2017); y Golfo de México, Bahía Casey Key, Florida, EUA ($0.04 \pm 0.05 \mu\text{g g}^{-1}$) (Perruault et al., 2017) (Tabla 10).

La concentración total de Hg en sangre para *L. kempii* (Mediana 0.756 ; Min. 0.47 y Max. $4.88 \mu\text{g l}^{-1}$) obtenidos en este estudio para el periodo 2016 y 2018 estuvo dentro del intervalo reportado para *Chelonia mydas* (Min. 0.25 y Max. $7.12 \mu\text{g l}^{-1}$) en Australia (Van de Merwe et al., 2010) (Tabla 10).

Si se considera que el tiempo de vida del Hg en la sangre de humanos es de alrededor de 60 días (Cuello, 2017), y la presencia en este tejido indica que hubo una exposición reciente a contaminantes (Páez-Osuna et al., 2011), entonces la población de *L. kempii* está expuesta a Hg en las áreas de forrajeo, así como durante el trayecto hacia la zona de anidación.

Páez-Osuna et al. (2011) estimó una transferencia materna de Hg a las crías del $2.0 \pm 1.1\%$ medida, a través de la tasa de excreción de este elemento vía los huevos que depositan las tortugas hembra de la población de *L. olivacea*, que anida en las playas de Oaxaca, México. Asimismo, corroboró que existe una correlación entre la concentración de Hg en la sangre, y el tamaño de la tortuga marina; a mayor tamaño menos niveles de Hg en la sangre. Asimismo, concluyen que, en sangre se mide exposición reciente a contaminantes, lo cual coincide con lo reportado por Cortés-Gómez et al. (2020).

Otros autores reportaron concentraciones promedio para As, Cd y Hg en el Mar Mediterráneo, España en *C. caretta* (Jerez et al., 2010), así como Cd y Hg en el Este del Océano Pacífico en *L. olivacea* (Paez-Osuna et al., 2010b, 2011). Sin embargo, los resultados de este estudio no pudieron ser comparados con éstos últimos debido a que, las concentraciones fueron reportadas en peso seco y no se contó con el porcentaje (%) de humedad para hacer las estimaciones correspondientes (Tabla 10).

Las concentraciones promedio de otros metales (Cr, Cu, Fe, Pb, Ni, V) reportadas en este estudio en *L. kempii* en el 2015 fueron <LD. Cabe mencionar que, Wang (2015) reportó Ag, Cr, Cd, Cu, Hg, Pb y Zn en la misma población de *L. kempii* en el mismo sitio de anidación; Kenyon *et al.* (2001) registraron Cu, Pb y Zn; e Innis *et al.* (2008) registró Cu, Hg y Zn. Estos resultados muestran que, la población de *L. kempii* ha estado expuesta a estos metales tanto en Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México como en las zonas de Florida y Cape Cod, Massachusetts en EUA. Asimismo, otros autores reportaron concentraciones de varios metales en otras especies de tortugas marinas en diferentes áreas geográficas (*D. coriacea*, *L. olivacea*, *C. caretta*, *C. mydas*) (Tabla 10).

Las concentraciones promedio de Al, As y Ba en este estudio son los primeros valores de referencia registrados para la población de tortuga lora *L. kempii* que anida en Playa de Racho Nuevo, Tamaulipas (Tabla 10).

Villa *et al* (2017) reportó niveles de referencia de metales en sangre para una población de *C. mydas* no expuesta a contaminantes antropogénicos en tres sitios prístinos de la Gran Barrera Arrecifal de Australia. Si se consideran estos valores como referencia para los niveles de metales en esta especie, entonces los valores por debajo o encima de éstos indican una alteración de las concentraciones de metales traza en sangre (Barraza *et al.*, 2019). Los niveles de metales reportados en este estudio (As, Ba y Cd) para *L. kempii* comparados con los valores de referencia reportados por Villa *et al* (2017) para *C. mydas* fueron menores, por varios órdenes de magnitud.

Tabla 10. Comparación de concentraciones de metales en sangre entre diferentes especies de tortugas marinas.

Especie	n	Estadística	Unidades	Al	As	Ba	Cd	Hg	Localización	Referencia
<i>Lepidochelys kempii</i>	n=133	Promedio±SD	µg/g **	6.45 ± 9.29	1.02 ± 1.00	52.60 ± 20.80	0.02 ± 0.02	0.23 ± 0.17	Playa de Rancho Nuevo, Tamps. México	Este estudio
<i>Lepidochelys kempii</i>	n=133	Mediana (Min-Max)	µg/g **	4.52 (0.39 - 82.0)	0.76 (0.16 - 7.45)	56.95 (1.68 - 89.5)	0.02 (0.005 - 0.10)	0.14 (0.06 - 0.67)	Playa de Rancho Nuevo, Tamps. México	Este estudio
<i>Lepidochelys kempii</i>	S/D	Intervalo (Min-Max)	µg/g **	NA	NA	NA	NA	0.0005–0.0673	Florida, EUA	Kenyon <i>et al.</i> , 2001
<i>Lepidochelys kempii</i>	n=18	Promedio±SD	µg/g **	NA	NA	NA	0.015±0.014	0.069±0.039	Playa de Rancho Nuevo, Tamps. México	Wang, H., 2005
<i>Lepidochelys kempii</i>	n=29	Promedio±SD	µg/g **	NA	NA	NA	NA	0.024 ± 9	Cape Cod, Massachusetts	Innis <i>et al.</i> , 2008
<i>Dermochelys coriacea</i>	n=78	Promedio±SD	µg/g **	NA	NA	NA	0.08±0.03	0.011±0.003	Baja California, México	Guirlet <i>et al.</i> , 2008
<i>Lepidochelys olivacea</i>	n=25	Promedio±SD	µg/g *	N/A	N/A	N/A	N/A	0.0006 ± 0.0005	Este del Pacífico, México	Paez-Osuna <i>et al.</i> , 2011
<i>Lepidochelys olivacea</i>	n=25	Promedio±SD	µg/g *	NA	NA	NA	0.45 ± 0.20	NA	Este del Pacífico, México	Paez-Osuna <i>et al.</i> , 2010
<i>Caretta caretta</i>	S/D	Promedio±SD	µg/g **	N/A	409 ± 256	NA	18.0 ± 63.0	NA	Puerto López Mateos, BCS, México	Ley-Quñóñez <i>et al.</i> , 2011
<i>Caretta caretta</i>	S/D	Intervalo (Min-Max)	µg/g **	N/A	0.35–23.61	NA	1.33–3.78	NA	Puerto López Mateos, BCS, México	Ley-Quñóñez <i>et al.</i> , 2011
<i>Chelonia mydas</i>	n=12	Promedio±SD	µg/g **	NA	N/A	NA	0.99 ± 0.35	NA	Canal del Infiernillo, México	Ley-Quñóñez <i>et al.</i> , 2013
<i>Chelonia mydas</i>	n=12	Intervalo (Min-Max)	µg/g **	N/A	N/A	N/A	(0.408–1.90)	NA	Canal del Infiernillo, México	Ley-Quñóñez <i>et al.</i> , 2013
<i>Lepidochelys olivacea</i>	n=19	Promedio±SD	µg/g **	NA	2.44 ± 0.45	NA	1.33 ± 0.20	NA	Golfo de California, México	Zavala-Norzaray <i>et al.</i> , 2014
<i>Lepidochelys olivacea</i>	n=41	Promedio±SD	µg/g **	NA	1.16 ± 0.70	NA	0.17 ± 0.08	NA	La Escobilla, Oaxaca, México	Cortés-Gómez <i>et al.</i> , 2014
<i>Lepidochelys olivacea</i>	n=41	Intervalo (Min-Max)	µg/g **	N/A	(0.27–4.21)	NA	(0.06–0.41)	N/A	La Escobilla, Oaxaca, México	Cortés-Gómez <i>et al.</i> , 2014
<i>Chelonia mydas</i>	n=16	Promedio±SD	µg/L **	184 ± 10.0	2,442 ± 922	NA	131 ± 20.0	N/A	Seal Beach National Wildlife Refuge, EUA	Barraza <i>et al.</i> , 2019
<i>Chelonia mydas</i>	n=16	Mediana (Min-Max)	µg/L **	181 (101-249)	689 (139-13,603)	NA	113 (28-305)	N/A	Seal Beach National Wildlife Refuge, EUA	Barraza <i>et al.</i> , 2019
<i>Chelonia mydas</i>	n=20	Promedio±SD	µg/L **	252 ± 21.0	397 ± 52.0	NA	25.0 ± 7.0	N/A	San Diego Bay, EUA	Barraza <i>et al.</i> , 2019

Especie	n	Estadística	Unidades	Al	As	Ba	Cd	Hg	Localización	Referencia
<i>Chelonia mydas</i>	n=20	Mediana (Min-Max)	µg/L **	232 (136-495)	394 (55-833)	NA	6.0 (0-95.0)	N/A	San Diego Bay, EUA	Barraza <i>et al.</i> , 2019
<i>Caretta caretta</i>	n=37	Promedio±SD	µg/g **	N/A	3.1 ± 3.3	N/A	0.02 ± 0.02	0.04 ± 0.05	Golfo de México, Bahía Casey key, Florida, EUA	Perrault <i>et al.</i> , 2017
<i>Caretta caretta</i>	n=5	Promedio±SD	µg/g *	N/A	6.99 ± 9.28	N/A	0.12 ± 0.21	0.02 ± 0.01	Mar Mediterráneo, España	Jerez <i>et al.</i> , 2010
<i>Caretta caretta</i>	n=5	Intervalo (Min-Max)	µg/g *	N/A	2.07–23.53	N/A	0.01–0.5	0.01–0.03	Mar Mediterráneo, España	Jerez <i>et al.</i> , 2010
<i>Caretta caretta</i>	n=6	Promedio±SD	µg/g **	0.73 ± 0.58	0.77 ± 1.11	N/A	>LD	0.06 ± 0.03	Costa sur, Turquía al Noreste del Mar Mediterráneo	Yipel <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=3	Promedio±SD	µg/g **	0.56 ± 0.50	>LD	N/A	>LD	>LD	Costa sur, Turquía al Noreste del Mar Mediterráneo	Yipel <i>et al.</i> , 2017
<i>Caretta caretta</i>	n=201	Promedio±SD	µg/g	1.07 ± 1.21	0.58 ± 0.95	NA	0.29 ± 0.25	0.04 ± 0.04	Cabo Verde, Atlántico	Camacho <i>et al.</i> , 2013
<i>Caretta caretta</i>	n=201	Mediana (Min-Max)	µg/g	0.79 (0.003-7.95)	0.38 (0.008-11)	NA	0.24 (0.01-1.06)	0.03 (<LD-0.32)	Cabo Verde, Atlántico	Camacho <i>et al.</i> , 2013
<i>Chelonia mydas</i>	n=16	Promedio±SD	µg/L **	NA	4,361.8 ± 1,414.9	N/A	35.47 ± 9.52	2.51 ± 0.50	Australia	Van de Merwe <i>et al.</i> , 2010
<i>Chelonia mydas</i>	n=16	Intervalo (Min-Max)	µg/L **	N/A	(94.3-19987.7)	N/A	(1.11-122.23)	(0.25-7.12)	Australia	Van de Merwe <i>et al.</i> , 2010
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Promedio±SD	µg/L **	N/A	180 ±250	3.1 ±1.5	3.7 ±2.0	N/A	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Intervalo (Min-Max)	µg/L **	N/A	21-1400	1.1-9	1.2-11	N/A	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Promedio±SD	µg/L **	N/A	580 ±700	4.4 ±1.3	6.7 ±5.7	N/A	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Intervalo (Min-Max)	µg/L **	N/A	32-2800	2.5-9.3	1.4-26	N/A	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Promedio±SD	µg/L **	N/A	360 ±260	24 ±2.5	3.2 ±1.3	N/A	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Intervalo (Min-Max)	µg/L **	N/A	120-1000	1.0-11	1.8-6.3	N/A	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017

Especie	n	Estadística	Unidades	Cr	Cu	Fe	Pb	Ni	V	Localización	Referencia
<i>Lepidochelys kempii</i>	n=133	Promedio±SD	µg/g **	<LD (2015) N/A(2016-2018)	Playa de Rancho Nuevo, Tamps. México	Este estudio					
<i>Lepidochelys kempii</i>	n=133	Mediana (Min-Max)	µg/g **	<LD (2015) N/A(2016-2018)	Playa de Rancho Nuevo, Tamps. México	Este estudio					
<i>Chelonia mydas</i>	n=36	Mediana	µg/L	N/A	N/A	N/A	2.02	N/A	N/A	Mar Caribe, Quintana Roo	San Juan, 2020
<i>Lepidochelys kempii</i>	S/D	Intervalo (Min-Max)	µg/g **	N/A	0.215–1.3	N/A	0–0.034	N/A	N/A	Florida, EUA	Kenyon <i>et al.</i> , 2001
<i>Lepidochelys kempii</i>	n=18	Promedio±SD	µg/g **	0.006±0.009	0.404±0.094	N/A	0.008±0.024	N/A	N/A	Playa de Rancho Nuevo, Tamps. México	Wang, H., 2005
<i>Lepidochelys kempii</i>	n=29	Promedio±SD	µg/g **	N/A	0.69	N/A	NA	N/A	N/A	Cape Cod, Massachusetts	Innis <i>et al.</i> , 2008
<i>Dermochelys coriacea</i>	n=78	Promedio±SD	µg/g **	N/A	1.34±0.28	N/A	0.18±0.05	N/A	N/A	Baja California, México	Guirlet <i>et al.</i> , 2008
<i>Lepidochelys olivacea</i>	n=25	Promedio±SD	µg/g *	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	N/A	Este del Pacífico, México	Paez-Osuna <i>et al.</i> , 2011
<i>Lepidochelys olivacea</i>	n=25	Promedio±SD	µg/g *	N/A	2.28 ± 0.40	N/A	NA	2.8 ± 1.3	N/A	Este del Pacífico, México	Paez-Osuna <i>et al.</i> , 2010
<i>Caretta caretta</i>	S/D	Promedio±SD	µg/g **	N/A	283 ± 062	N/A	NA	159 ± 242	N/A	Puerto López Mateos, BCS, México	Ley-Quirñonez <i>et al.</i> , 2011
<i>Caretta caretta</i>	S/D	Intervalo (Min-Max)	µg/g **	N/A	<LD – 1.094	N/A	N/A	<LD – 13.25	N/A	Puerto López Mateos, BCS, México	Ley-Quirñonez <i>et al.</i> , 2011
<i>Chelonia mydas</i>	n=12	Promedio±SD	µg/g **	N/A	1.71 ± 0.73	N/A	N/A	1.03 ± 1.01	N/A	Canal del Infiernillo, México	Ley-Quirñonez <i>et al.</i> , 2013
<i>Chelonia mydas</i>	n=12	Intervalo (Min-Max)	µg/g **	N/A	(0.254–3.37)	N/A	N/A	(LD–2.65)	N/A	Canal del Infiernillo, México	Ley-Quirñonez <i>et al.</i> , 2013
<i>Lepidochelys olivacea</i>	n=19	Promedio±SD	µg/g **	N/A	1.02 ± 1.47	N/A	<LD	1.35 ± 0.10	N/A	Golfo de California, México	Zavala-Norzagaray <i>et al.</i> , 2014

Especie	n	Estadística	Unidades	Cr	Cu	Fe	Pb	Ni	V	Localización	Referencia
<i>Lepidochelys olivacea</i>	n=41	Promedio±SD	µg/g **	N/A	0.61 ± 0.11	N/A	0.02 ± 0.01	0.04 ± 0.02	N/A	La Escobilla, Oaxaca, México	Cortés-Gómez <i>et al.</i> , 2014
<i>Lepidochelys olivacea</i>	n=41	Intervalo (Min-Max)	µg/g **	N/A	(0.45–0.95)	N/A	(0.01–0.05)	(LD–0.10)	N/A	La Escobilla, Oaxaca, México	Cortés-Gómez <i>et al.</i> , 2014
<i>Chelonia mydas</i>	n=16	Promedio±SD	µg/L **	N/A	759 ± 51.0	581,250 ± 25,540	449 ± 62.0	107 ± 8.0	10 ± 5	Seal Beach National Wildlife Refuge, EUA	Barraza <i>et al.</i> , 2019
<i>Chelonia mydas</i>	n=16	Mediana (Min-Max)	µg/L **	N/A	733 (501-1368)	567,410 (459,460 - 834,510)	369 (154-859)	114 (0-156)	0 (0-58)	Seal Beach National Wildlife Refuge, EUA	Barraza <i>et al.</i> , 2019
<i>Chelonia mydas</i>	n=20	Promedio±SD	µg/L **	N/A	681 ± 40.0	601,380 ± 29,490	532 ± 83.0	87.0 ± 8.0	6 ± 2	San Diego Bay, EUA	Barraza <i>et al.</i> , 2019
<i>Chelonia mydas</i>	n=20	Mediana (Min-Max)	µg/L **	N/A	705 (394-1'014,000)	571,420 (392,610 - 864,670)	433 (171-1,643)	68 (57-156)	0 (0-21)	San Diego Bay, EUA	Barraza <i>et al.</i> , 2019
<i>Caretta caretta</i>	n=37	Promedio±SD	µg/g **	N/A	N/A	N/A	0.03 ± 0.02	N/A	N/A	Golfo de México, Bahía Casey key, Florida, EUA	Perrualt <i>et al.</i> , 2017
<i>Caretta caretta</i>	n=5	Promedio±SD	µg/g *	N/A	N/A	N/A	0.31 ± 0.31	N/A	N/A	Mar Mediterráneo, España	Jerez <i>et al.</i> , 2010
<i>Caretta caretta</i>	n=5	Intervalo (Min-Max)	µg/g *	N/A	N/A	N/A	0.02–0.64	N/A	N/A	Mar Mediterráneo, España	Jerez <i>et al.</i> , 2010
<i>Caretta caretta</i>	n=6	Promedio±SD	µg/g **	0.14 ± 0.09	0.90 ± 0.79	12.52 ± 1.95	0.03 ± 0.01	2.82 ± 1.12	N/A	Costa sur, Turquía al Noreste del Mar Mediterraneo	Yipel <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=3	Promedio±SD	µg/g **	0.04 ± 0.03	1.92 ± 1.69	4.74 ± 1.12	0.02 ± 0.02	2.60 ± 1.23	N/A	Costa sur, Turquía al Noreste del Mar Mediterraneo	Yipel <i>et al.</i> , 2017
<i>Caretta caretta</i>	n=201	Promedio±SD	µg/g	0.26 ± 1.02	1.27 ± 8.46	N/A	0.06 ± 0.02	1.41 ± 6.66	N/A	Cabo Verde, Atlántico	Camacho <i>et al.</i> , 2013
<i>Caretta caretta</i>	n=201	Mediana (Min-Max)	µg/g	0.08 (0.01-10.7)	0.50 (0.035-116.87)	N/A	0.06 (0.01-0.1)	0.13 (0.001-65.89)	N/A	Cabo Verde, Atlántico	Camacho <i>et al.</i> , 2013

Especie	n	Estadística	Unidades	Cr	Cu	Fe	Pb	Ni	V	Localización	Referencia
<i>Chelonia mydas</i>	n=16	Promedio±SD	µg/L **	N/A	1019 ± 99.24	N/A	22.18 ± 5.83	N/A	N/A	Australia	Van de Merwe <i>et al.</i> , 2010
<i>Chelonia mydas</i>	n=16	Intervalo (Min-Max)	µg/L **	N/A	(395.22-1623.92)	N/A	(6.25-60.36)	N/A	N/A	Australia	Van de Merwe <i>et al.</i> , 2010
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Promedio±SD	µg/L **	1.7 ±1.7	640 ±170	300,000 ±85,000	23 ±11	14 ±7.5	6.8 ±4.2	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Intervalo (Min-Max)	µg/L **	1.0-10	350-1200	100,000-420,000	8.0-55	2.4-32	2.0-24	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Promedio±SD	µg/L **	3.7 ±1.5	680 ±240	260,000 ±68,000	21 ±11	4.4 ±3.7	17 ±21	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Intervalo (Min-Max)	µg/L **	1.8-9.9	390-1400	110,000-380,000	6.9-52	1.1-19	2.5-100	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Promedio±SD	µg/L **	4 ±0.92	540 ±73	340,000 ±39,000	94 ±36	12 ±6.6	15 ±9.0	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017
<i>Chelonia mydas</i>	n=49	Intervalo (Min-Max)	µg/L **	2.6-6.1	410-670	280,000-430,000	30-180	3.2-30	3.0-35	Gran Barrera Arrecifal, Australia	Villa <i>et al.</i> , 2017
<p>Nota: N/A = No analizado * = Peso seco **= Peso húmedo LD = Límite de Detección</p>											

Estos resultados sugieren que las poblaciones de tortugas marinas que se alimentan en distintas zonas de forrajeo están expuestas a diversas fuentes de contaminación, por lo que registran diferentes cargas de metales en su organismo (Ross *et al.*, 2017).

Los metales tóxicos como el arsénico, cadmio, plomo, mercurio, selenio y talio son un grupo de contaminantes que se conoce provocan efectos en el desarrollo, la salud en general, y el sistema inmunológico en los reptiles, incluso en concentraciones bajas. Los reptiles, incluidas las tortugas marinas, son susceptibles a la acumulación de elementos tóxicos debido a su larga vida, baja tasa metabólica, y conversión altamente eficiente de presas en biomasa (Perrault *et al.*, 2017).

Las concentraciones de elementos inorgánicos en sangre publicadas a la fecha varían dependiendo de las especies, localización, recursos, lugar o población objetivo, lo que confirma lo observado por Cortés-Gómez *et al.* (2017) en la revisión sobre concentraciones de metales en todas las especies de tortugas marinas a nivel mundial, quienes definen como "elemento no esencial" aquellos con un alto riesgo de toxicidad en dosis bajas (Pb, Cd y Hg), y que no son necesarios para los procesos metabólicos de los organismos, y como "elemento esencial" aquellos elementos traza que son necesarios para la vida pero potencialmente tóxicos en altas concentraciones (Al, As, Cr, Cu, Fe, Mn, Ni, Se y Zn). La exposición a elementos esenciales y no esenciales puede ser elevada para las tortugas marinas verdes (*C. mydas*) que se alimentan cerca de la costa, lo cual puede afectar su salud (Villa *et al.*, 2017).

Suzuki *et al.* (2012) encontró diferencias en las concentraciones de metales presentes en tres especies de tortugas marinas (*E. imbricata*, *C. mydas* y *C. caretta*) registrando altas concentraciones de As y Pb, que atribuye al tipo de alimentación; lo que coincide con lo reportado por Ehsanpour *et al.* (2014), quien señala que la acumulación de metales en tortugas marinas (*E. imbricata*) se debe principalmente a la entrada de contaminantes orgánicos e inorgánicos a través del alimento, sedimentos y agua, y reporta bajas concentraciones de metales en sangre, lo que supone que esta especie se alimenta principalmente de organismos de los niveles

tróficos bajos o que, posiblemente las áreas de forrajeo o el hábitat de estas especies presenten un bajo grado de contaminación.

Los estudios sobre contaminantes desarrollados en el Golfo de México hasta el presente indican que, las concentraciones de hidrocarburos y metales derivados del petróleo en los sedimentos marinos están restringidas a la plataforma continental frente a Tamaulipas (Ponce-Vélez *et al.*, 2006), lo cual coincide con la localización del área de anidación de la tortuga lora objeto de este estudio.

En las áreas cercanas a las costas, se pueden elevar las concentraciones de un amplio rango de contaminantes, incluyendo metales y metaloides, y otros compuestos químicos debido a que estas áreas son objeto de impactos naturales y antropogénicos, tales como: inundaciones, escorrentías agrícolas e industriales, dragados y urbanización. En las áreas contaminadas, están presentes elementos como los metales, los cuales están enriquecidos en las aguas que las rodean, así como en las comunidades de pastos marinos, y algas que ahí se desarrollan (Villa *et al.*, 2017).

Lo anterior tiene relevancia considerando que, la tortuga lora *L. kempii* es una especie migratoria, que habita el GM, y Océano Atlántico durante las distintas etapas de su ciclo de vida; y las principales áreas de forrajeo que utiliza, después del periodo de anidación, son: la parte norte cercana a Luisiana y Florida (< 68 m de profundidad; promedio 33.2 ± 25.3 km de la costa) y Playa de Rancho Nuevo, México (Shaver *et al.*, 2013). Las hembras de Playa de Rancho Nuevo suelen también ocupar las costas de la Península de Yucatán (NMFS-USFWS, 2015). En estas áreas de forrajeo, donde las tortugas marinas pasan gran parte de su tiempo, predominan los pastos marinos y poblaciones algales, y una gran variedad de especies faunísticas asociadas a estos ecosistemas.

Las diferentes cargas ambientales de metales en las áreas de forrajeo tienen un fuerte impacto sobre los niveles de bioacumulación de contaminantes en las tortugas marinas. Las poblaciones de tortugas marinas que se alimentan en distintas zonas pueden entonces tener diferentes fuentes de contaminación, así como también variadas cargas de metales en su organismo (Ross *et al.*, 2017).

La presencia de contaminantes, principalmente en las áreas de forrajeo y alimentación de las tortugas marinas, representan un riesgo potencial para la conservación de las especies que habitan en estos ambientes costeros contaminados (Komoroske *et al.*, 2011; Ley-Quiñónez *et al.* 2011). La exposición elevada a elementos traza puede estar afectando adversamente la salud de las tortugas que habitan zonas cercanas a las costas considerando que la concentración y la biodisponibilidad de estos elementos en los sedimentos costeros y plantas acuáticas puede variar en una escala regional dependiendo de la fuente local y las condiciones ambientales (Villa *et al.*, 2017). Estos factores pueden influir en los niveles de metales y metaloides reportados en este estudio para *L. kempii*, ya que, sus áreas de alimentación se localizan en la línea de costa del sur del GM (porción mexicana) y norte del GM (porción norteamericana).

En el presente trabajo se enfatiza la necesidad de realizar más estudios que documenten estos efectos a la salud de la población de *L. kempii*, que contribuyan a mitigar su exposición a contaminantes, primordialmente en las áreas de forrajeo, alimentación y anidación considerando su importancia como especie endémica del Golfo de México. Cabe resaltar que, la afectación a la salud de las tortugas marinas puede tener importantes implicaciones para la conservación y el manejo de la especie (Perrault *et al.*, 2017).

Aunado a lo anterior, es importante mencionar que, la sangre no es un tejido donde se almacenen elementos inorgánicos excepto el Fe, por lo que las concentraciones de metales y metaloides encontradas en tortugas marinas vivas indica una exposición reciente (Cortés-Gómez *et al.*, 2020), lo cual pudiera ser la causa de los niveles de metales y metaloides encontrados en la población de *L. kempii*.

6.5 Genotoxicidad en células de sangre periférica de tortuga lora

***Lepidochelys kempii*.**

El uso de biomarcadores es ampliamente utilizado para evaluar los efectos de los contaminantes en los organismos (Frenzilli *et al.*, 2009); sin embargo, en especies protegidas como las tortugas marinas se torna más complejo, y se sugiere el uso de

técnicas de muestreo no destructivas como el ensayo cometa. El biomonitoreo ambiental mediante esta técnica permite hacer uso de organismos vivos o bioindicadores en su hábitat natural, y evidenciar la exposición continua a corto y largo plazo. (Ansoar-Rodríguez *et al.*, 2015).

A diferencia de otros organismos, las tortugas marinas presentan una tasa metabólica baja, lo que las hace más sensibles a los efectos de los contaminantes, y su recuperación puede ser más lenta que otras especies poiquilotermas. El daño al ADN es influenciado por múltiples factores, entre éstos la especie, sexo y edad. En un estudio genotóxico realizado en tortugas marinas de la especie *C. caretta*, no se observó diferencia significativa con respecto a la edad (Caliani *et al.*, 2014), pero en otros grupos biológicos como los peces, además de estos factores, pueden influir otros sobre el nivel de daño al ADN, por ejemplo, el estado reproductor (OSPAR Commission, 2013).

Los ambientes acuáticos son un sumidero de sustancias químicas contaminantes, de origen natural y antropogénico (Frenzilli *et al.*, 2009). Entre los contaminantes antropogénicos se encuentran los OC, PAH, y metales pesados, los cuales a concentraciones elevadas pueden causar diversas alteraciones en el ADN de los organismos marinos, como: daño genético, reducción de la capacidad de tolerar estresores genotóxicos, y la habilidad de recuperarse de la inducción del daño al ADN (Haarr *et al.*, 2018). Por el contrario, la exposición crónica a genotóxicos también incrementa los mecanismos de defensa a corto tiempo para reducir o reparar el daño al ADN (Caliani *et al.*, 2014).

La ingesta de genotoxinas, a través del agua o de la cadena alimentaria, es un factor de riesgo para la salud de los organismos marinos incluidas las tortugas marinas (Ku-Centurión *et al.*, 2016).

En la literatura se reportaron estudios de fragmentación de ADN en *C. caretta* (Caliani *et al.*, 2014), así como del uso de biomarcadores para evaluar el daño genotóxico por la exposición a contaminantes (Casini *et al.*, 2018). Sin embargo, no existen estudios ni valores de referencia para *L. kempii*. Por lo que, los resultados obtenidos en este estudio son los primeros para esta especie, lo cual tiene

relevancia, ya que se contribuye a crear la línea base sobre la evaluación del daño al ADN por exposición a contaminantes tóxicos persistentes (OC, PCB, PAH, atrazina, y metales) en sangre de tortuga lora *L. kempii*.

El daño al ADN para *L. kempii* evaluado, a través de la intensidad de la cauda (IC%), fue de 19.20 ± 6.63 , el cual es menor que el reportado para *C. caretta* en una población silvestre (Caliani *et al.*, 2014), y el reportado para la misma especie en organismos en cautiverio (Casini *et al.*, 2018), ambos procedentes de las costas del Mar Mediterráneo. Asimismo, es menor, por aproximadamente 2.6 órdenes de magnitud que el daño al ADN reportado para *C. mydas* tanto en sitios de referencia como turísticos localizados en el Mar Caribe (Tabla 11). Estos resultados indican que, la población de *L. kempii* tiene menor daño en la fragmentación del ADN que otras especies de tortugas marinas (*C. caretta* y *C. mydas*), y que posiblemente el grado de contaminación por sustancias químicas sea menor en el GM que en el Mar Mediterráneo y Mar Caribe, o que otros factores estén influyendo en las especies reportadas con un daño más alto.

Tabla 11. Comparación de daño genotóxico en células periféricas de sangre de *L. kempii* y *C. caretta*.

	Este estudio	Caliani, <i>et al.</i> , 2014	Casini, <i>et al.</i> , 2018	Sanjuan, 2020
n	54	31	21	n=16, n=21
Especie	<i>Lepidochelys kempii</i>	<i>Caretta caretta</i>	<i>Caretta caretta</i>	<i>Chelonia mydas</i>
Unidad	IC (%)	IC (%)	IC (%)	IC (%)
Promedio \pm SD	19.20 ± 6.63	21.56 ± 15.41	27.62 ± 23.86	42.95 ± 8.75 Sitios de referencia 50.08 ± 9.33 Sitios turísticos
Intervalo	9.64 - 34.67	N/A	4.32 - 52.55	
Región	Golfo de México (Rancho Nuevo, Tamaulipas, México)	Mar Mediterráneo (Italia)	Mar Mediterráneo (Italia)	Mar Caribe (Quinta Roo, México)
Condición	Silvestre	Silvestre	Cautiverio	Silvestre

En el presente estudio se identificaron cuatro niveles de daño al ADN para *Lepidochelys kempii* [Nivel 1 (9-10), Nivel 2 (11-20), Nivel 3 (21-30) y Nivel 4 (31-

40], siendo el nivel 2 (11-20%) el que presentó el mayor número de organismos con daño (35). Con respecto al intervalo en el daño al ADN (% IC), para *L. kempii* fue de 9.94 a 33.26 %, mientras que, el reportado para *C. caretta* estuvo entre 20 y 30% (Caliani *et al.*, 2014; Casini *et al.*, 2018), y para *C. mydas* de 26.31 a 58.64 % (sitios de referencia) y 38.03 a 69.65 % (sitios turísticos) (Sanjuan, 2020), siendo estos últimos resultados mayores que en *L. kempii* y *C. caretta*.

Algunos contaminantes como OC, PAH y, metales pesados pueden interactuar directa o indirectamente con el ADN causando pérdida en su integridad, lo cual puede inducir mutaciones, aberraciones cromosómicas, defectos de nacimiento, y cánceres en vertebrados (Casini *et al.*, 2018). Una de las causas del incremento del daño al genoma (ADN) está asociado a la exposición a petróleo crudo. Frenzilli *et al.* (2009) reportó elevados niveles de daño en el genoma de algunos organismos acuáticos después de haber estado expuestos a petróleo crudo producto de un derrame; asimismo, concentraciones elevadas de PAH en células branquiales de mejillones (*Mytilus edulis*), y bilis de peces (*Zoarcetes viviparus*), persistiendo el daño después del derrame.

Casini *et al.* (2018) reportó la existencia de una correlación positiva ($r = 0.65$; $p=0.04$) entre las concentraciones de PAH y, el daño al ADN (%), y atribuye la fragmentación de ADN a la presencia de estos contaminantes en las tortugas marinas de la especie *C. caretta*. Los resultados de este estudio para *L. kempii* no pudieron ser comparables debido a que los valores de PAH corresponden con el muestreo 2015, y los resultados de daño al ADN corresponden con la población que anidó en el 2016. De manera que no fue posible evaluar el daño genético por este grupo de contaminantes.

Contaminantes como los OC, PAH, PCB, atrazina y algunos metales tóxicos debido a sus características físicas y químicas se dispersan, persisten y acumulan en diferentes ambientes, incluyendo los marinos, La población de tortuga lora *L. kempii* puede estar expuesta a estos contaminantes, y ser un factor de riesgo para la salud de la población.

De acuerdo con Caliani *et al.* (2014) el EC es una técnica no invasiva para evaluar el daño en el genoma de los organismos acuáticos expuestos a contaminantes ambientales, y ofrece ventajas como la de estimar, desde el aspecto ecotoxicológico, el estado de salud de las especies marinas, entre éstas la población de *L. kempii*.

Se han reportado algunos valores de referencia para algunos organismos de diversos grupos (OSPAR Commission, 2013); sin embargo, no existen valores de referencia para ninguna especie de tortugas marinas. Por lo que, los resultados de daño al ADN obtenidos en este estudio para *L. kempii* son una contribución al establecimiento de la línea base de efectos genotóxicos en el grupo de las tortugas marinas, y pueden ser considerados como valores de referencia para futuros estudios de biomonitoreo en esta especie.

El establecimiento de una línea base de respuesta juega un papel importante en la integración de los parámetros de efectos biológicos en las evaluaciones de impacto ambiental de ambientes marinos. El EC es un biomarcador de exposición genotóxica; sin embargo, es fundamental obtener información sobre los niveles de fondo en organismos no contaminados. Algunos autores como Collins (2004) y Haarr *et al.* (2018) coinciden en que, un porcentaje de daño al ADN de aproximadamente 10% de intensidad de la cauda (% IC) en células “control” es considerado aceptable para mediciones de línea base, e indica que las células están en buena condición para ser comparadas.

6.5.1 Correlaciones entre los niveles de contaminantes y los parámetros genotóxicos en la población de tortugas marinas *L. kempii*.

Los resultados de este estudio mostraron una correlación positiva entre los metales [Al ($r=0.4691$; $p=0.003$); Hg ($r = 0.381$; $p=0.010$)], y el daño al ADN en células de sangre de tortuga lora *L. kempii*, lo que significa que, a mayor concentración de estos metales (Al y Hg), mayor daño al ADN.

Las dos vías por las cuales el aluminio puede entrar al cuerpo son, a través de los tractos gastrointestinal y respiratorio. Diversos estudios han relacionado al aluminio con problemas neurodegenerativos (Jyoti y Sharma, 2006), daño en huesos y riñones. Este metal puede competir por los sitios de unión del calcio y romper la homeostasis celular; incrementa la producción de EROs al potenciar la actividad del hierro e interferir con el funcionamiento de la mitocondria, afectando la producción de ATP (Kumar, 2009). Puede inhibir la reparación del ADN y alterar su estructura, también modifica las rutas de señalización NF- κ B, p53, JNK para inducir apoptosis, entre otros procesos. El Al compite con iones divalentes catiónicos por sus sitios de unión. En enfermedades neurológicas se une a los sitios de unión del Ca^{2+} en la membrana, interfiere en su difusión en el citosol ocasionando degeneración de la célula. Debido a que el Ca^{2+} es un segundo mensajero, los cambios en las concentraciones de este catión repercuten en las proteínas de unión al Ca^{2+} como en las calmodulinas (CaM) y en las proteínas cinasas dependientes del Ca^{2+} (CDPKs). La activación de proteínas provoca la fosforilación de la NADPH oxidasa con inducción de apoptosis (Jomova et al., 2011).

El mercurio puede incrementar los niveles de especies reactivas de oxígeno debido a su capacidad para actuar como catalizador de reacciones de tipo Fenton. En organismos eucariotas, el sitio primario para la producción de especies reactivas de oxígeno (ERO) ocurre en las mitocondrias a través del metabolismo normal (Shenker, 2000). Se ha reportado que el mercurio inorgánico acrecienta la producción de EROs al causar defectos en la fosforilación oxidativa y el transporte de electrones en el paso ubiquinona-citocromo b5 (Zhang, 2006). A través de la aceleración de la tasa de transferencia de electrones en la cadena de transporte de electrones en las mitocondrias, el mercurio induce la liberación prematura de electrones al oxígeno molecular, lo que provoca aumento en la generación de especies reactivas de oxígeno. Se ha observado que el nivel de especies reactivas de oxígeno (ERO) se incrementa después de la exposición al metilmercurio en el tejido cerebral (Zhang, 2006).

La exposición al mercurio induce niveles elevados de superóxido, peróxido de hidrógeno y peroxidación lipídica. La unión del mercurio a GSH debido a su alta afinidad por los grupos SH, disminuye la disponibilidad de este factor antioxidante, exponiendo a las células al daño mediado por radicales libres. De acuerdo con estos hallazgos, se ha demostrado que el mercurio induce daño celular al aumentar la formación de radical hidroxilo, peróxido de hidrógeno y radical superóxido y también al reducir las defensas endógenas de antioxidantes (tanto enzimáticos como no enzimáticos) (Their 2003).

La unión a grupos SH de péptidos también puede tener varias consecuencias perjudiciales para las células debido a modificaciones de proteínas estructurales y / o inactivación de enzimas. Por ejemplo, la unión del metilmercurio a la tubulina conlleva alteraciones en el ensamblaje y des ensamblaje de los microtúbulos, lo cual se han propuesto como posible mecanismo responsable de la alteración del citoesqueleto.

Aunque los mecanismos moleculares del mercurio no son conocidos completamente, se propone que el mercurio produce efectos tóxicos por precipitación de proteínas, inhibición enzimática y acción corrosiva generalizada (Jomova et al., 2011). El mercurio no sólo se une a los grupos sulfhidrilos, también puede interactuar con grupos fosforilo, carboxilo, amida y amina (Tchounwou 2003; Shanker et al., 2005). Las proteínas (incluidas las enzimas) con estos grupos fácilmente reaccionar con el mercurio, que inmediatamente son inactivadas (Hartwig y Schwerdtle, 2002). Está bien establecido que la toxicidad por metilmercurio (MeHg) se manifiesta con déficits en la función neurológica (Lee et al 2012). Los casos de exposición prenatal al mercurio han establecido que el sistema nervioso en desarrollo es más susceptible a la perturbación por MeHg. A nivel celular, el MeHg provoca la inhibición de los receptores de neurotransmisores y de los canales iónicos de calcio, daño a mitocondrias y estrés oxidante, inhibición de la síntesis de proteínas y ensamblaje de microtúbulos, así como la sobre expresión de genes de apoptosis (Jeong-Chae *et al.*, 2012).

Con respecto a los siguientes grupos de contaminantes: OC (endosulfán y Σ DDT); PCB (PCB 52 y PCB 153); atrazina; y metales (As, Cd y Ba) no se observó ninguna correlación entre éstos y, el daño al ADN.

7 CONCLUSIONES

1. Las concentraciones de POP, Atrazina, y metales registradas en este estudio en sangre y plasma de las tortugas loras (*L. kempii*) que anidan en el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México contribuye con valores para la creación de la línea base para esta especie.
2. Los niveles de OC, PCB y, PAH reportados en este estudio son los primeros para la población de *L. kempii* que anida en el Santuario Playa Rancho Nuevo, Tamaulipas, México. Éstos fueron mayores que los reportados para otras especies de tortugas marinas con distribución a nivel mundial lo que indica que el grado de contaminación en el Golfo de México es mayor, comparado con otros mares y océanos del mundo, y representa un riesgo para la salud de las tortugas marinas debido a las características tóxicas de estos contaminantes.
3. Las concentraciones de Atrazina en este estudio son los primeros valores determinados para *L. kempii*, así como para cualquier otra especie de tortugas marinas, lo cual es evidencia de su exposición a contaminantes que son aplicados en ambientes terrestres, pero que son transportados hacia los ambientes marinos, lo que hace evidente el impacto de las actividades antropogénicas en la vida marina. Este herbicida halogenado es cancerígeno, por lo que la población de tortuga lora está potencialmente en riesgo.
4. En la mayoría de los casos, los niveles de OC y PCB fueron mayores que los reportados para otras especies de tortugas marinas que se distribuyen en los mares y océanos de América, Europa y África (*C. caretta*, *C. mydas* y *E. imbricata*) excepto para *C. mydas* en el Mar Caribe en lo referente a las concentraciones de Σ DDT y Σ PCB. Por lo tanto, la población de *L. kempii*

- está más expuesta a estos contaminantes, debido en parte a su posición en el nivel más alto de la red trófica, y a la calidad del agua del Golfo de México.
5. Los niveles de metales reportados en este estudio (As, Ba y Cd) para *L. kempii* fueron menores que los valores de referencia reportados para *C. mydas* en tres sitios prístinos en el océano Atlántico (Australia). Los niveles de Al, As y Ba reportados para *L. kempii* en este estudio son los primeros valores de referencia registrados para esta especie.
 6. La población de *L. kempii* ha estado expuesta a las mismas concentraciones de Hg desde hace aproximadamente 15 años, lo que sugiere que este contaminante proviene de la misma fuente en el Golfo de México y/o que la carga de contaminantes que llega a este ecosistema marino no se ha modificado significativamente.
 7. La presencia de xenobióticos como POP, Atrazina y metales en la sangre y plasma de *L. kempii* representa un riesgo por exposición reciente a estos xenobióticos; sin embargo, se requieren más estudios ecotoxicológicos en las tortugas marinas para evaluar el estado de salud de la población, y establecer valores de referencia o umbrales de toxicidad para su protección.
 8. Con la presente investigación se generó información de línea base sobre la presencia de contaminantes (OC, PCB, PAH, Atrazina y metales) en sangre de la población de la tortuga lora (*L. kempii*) que anida en el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, especie en riesgo con la categoría de peligro (NOM-059-SEMARNAT-2010), asimismo, se describe la condición de la especie con el biomarcador de ensayo cometa que permite evaluar el daño al ADN. Estos resultados pueden ser considerados como valores de referencia para futuros estudios de biomonitoreo en esta especie, así como para otras especies de tortugas marinas.
 9. Los resultados de daño al ADN obtenidos en este estudio para *L. kempii* (IC%, 19.20 ± 6.63) son una contribución al establecimiento de la línea base de efectos genotóxicos en el grupo de las tortugas marinas, y pueden ser considerados como valores de referencia para futuros estudios de biomonitoreo en esta especie.

10. De todos los contaminantes analizados, sólo el Hg y el Al presentaron correlación con el daño al ADN.
11. El biomonitoreo de contaminantes en organismos vivos migratorios como las tortugas marinas es una herramienta importante porque puede servir tanto para tener una línea base y conocer el estado de salud de las poblaciones, así como para conocer el grado de contaminación en los ecosistemas marinos y costeros donde se distribuyen.
12. Con base en los resultados de este estudio se propone a las tortugas marinas de la especie *L. kempii* como bioindicadores del estado de salud del ecosistema marino donde se distribuye, el Golfo de México.
13. Esta información es útil para los futuros programas de conservación y protección de la especie *L. kempii* con el fin de incluir acciones de mitigación para disminuir la exposición de la población de estas tortugas marinas a los POP, Atrazina, metales, y otros contaminantes, especialmente en las áreas de anidación y alimentación en la porción mexicana del Golfo de México.

8 RECOMENDACIONES

1. Los resultados de esta investigación sugieren la necesidad de realizar estudios que documenten los efectos de los POP, Atrazina y metales en la salud de la población de *L. kempii* con el fin de diseñar estrategias ambientales que contribuyan a mitigar su exposición a estos contaminantes, primordialmente en las áreas de forrajeo, alimentación y anidación considerando la importancia ecológica como especie endémica del Golfo de México, y en peligro.
2. La falta de umbrales de toxicidad para *L. kempii* dificulta la evaluación del riesgo potencial de contaminantes para esta especie, por lo que se sugiere continuar con esta línea de investigación a partir de la línea base de contaminantes generada en el presente estudio.

3. Se sugiere continuar con los estudios de genotoxicidad en *L. kempii* con el fin de establecer los valores de referencia de daño al ADN por exposición a contaminantes.

9 REFERENCIAS

1. Adeyemi, J. A., da Cunha Martins-Junior, A., & Barbosa Jr, F., 2015. Teratogenicity, genotoxicity and oxidative stress in zebrafish embryos (*Danio rerio*) co-exposed to arsenic and atrazine. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology*, 172, 7-12. <https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2015.04.001>.
2. Albert, L.A., y J.A. Benítez, 2005. Impacto ambiental de los plaguicidas en los ecosistemas costeros, p. 157-176. In: A. V. Botello, J. Rendón-von Osten, G. Gold-Bouchot y C. Agraz-Hernández (Eds.). Golfo de México Contaminación e Impacto Ambiental: Diagnóstico y Tendencias, 2da Edición. Univ. Autón. de Campeche, Univ. Nal. Autón. de México, Instituto Nacional de Ecología. 696 p.
3. Al-Rawahy, S. H., AlKindi, A. Y., Elshafie, A., Ibrahim, M., Al Bahry, S. N., Al Siyabi, S. S., Mansour, M. H., & Al Kiyumi, A. A., 2007. Accumulation of metals in the egg yolk and liver of hatchling of green turtles *Chelonia mydas* at Ras Al Hadd, Sultante of Oman. *Journal of Biological Sciences*, 7(6), 925-930.
4. Ansoar-Rodríguez, Y., Fontanetti, C. S., Christofoletti, C. A., & Díaz-Ilera, C., 2015. Aplicaciones del Ensayo Cometa en Genética Ecotoxicológica. *Revista CENIC: Ciencias Biológicas*, 46(1), 51-62.
5. AOAC, FAO, IAEA, IUPAC, 2000. Guidelines for single-laboratory validation of analytical methods for trace-level concentrations of organic chemicals, in: Fajgelj, A. Ambrus, A. (Eds), Principles and practices of method validation. Royal Society of Chemistry, Cambridge. <https://doi.org/10.1039/9781847551757-00179>.
6. ATSDR, Agency for Toxic Substances and Disease Registry, 2003. Toxicological profile for atrazine. Update. Atlanta, GA: U.S. Department of

- Health and Human Services, Public Health Service. Disponible en: <https://www.atsdr.cdc.gov/toxprofiles/tp153.pdf>. Fecha de consulta: 15 enero 2020.
7. ATSDR, Agency for Toxic Substances and Disease Registry, 2008. Resumen de Salud Pública. Aluminio CAS#: 7429-90-5. División de Toxicología y Medicina Ambiental. Disponible en: https://www.atsdr.cdc.gov/es/phs/es_phs22.pdf. Fecha de consulta: 29-10-2020.
 8. ATSDR, Agency for Toxic Substances and Disease Registry, 2015. Toxicological Profile for DDT, DDE, and DDD. Update. Atlanta, GA: U.S. Department of Health and Human Services, Public Health Service. Disponible en: www.atsdr.cdc.gov/toxfaqs/tfacts35.pdf. Fecha de consulta: 15 enero 2020.
 9. Aureoles, V., 2007. Concentración de metales pesados en la tortuga negra, *Chelonia mydas* en Baja California Sur. Tesis de Maestría. Centro de Investigaciones biológicas del Noroeste, S.C. Baja California, México. 109 pp. Disponible en: http://dspace.cibnor.mx:8080/bitstream/handle/123456789/466/aureoles_v.p df?sequence=3.
 10. Barraza, A. D., Komoroske, L. M., Allen, C. D., Eguchi, T., Gossett, R., Holland, E., Lawson, D.D., LeRoux, R.A., Lorenzi, V., Seminoff, J.A. & Lowe, C. G., 2020. Persistent organic pollutants in green sea turtles (*Chelonia mydas*) inhabiting two urbanized Southern California habitats. *Marine Pollution Bulletin*, 153, 110979. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2020.110979>.
 11. Barraza, A. D., Komoroske, L. M., Allen, C., Eguchi, T., Gossett, R., Holland, E., Lawson, D.D., LeRoux, R.A., Long, A., Seminoff, J.A. & Lowe, C. G., 2019. Trace metals in green sea turtles (*Chelonia mydas*) inhabiting two southern California coastal estuaries. *Chemosphere*, 223, 342-350. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2019.01.107>

12. Bejarano-González, F., 2017. Los plaguicidas altamente peligrosos: nuevo tema normativo internacional y su perfil nacional en México, in: Bejarano, F. (Ed), Los Plaguicidas Altamente Peligrosos en México. Chapter 1. Red de Acción sobre Plaguicidas y Alternativas en México AC (RAPAM), pp. 13 – 137.
13. Benítez J. A. y Bárcenas C., 1996. Patrones de uso de los plaguicidas en la zona costera del Golfo de México. En: Golfo de México contaminación e impacto ambiental: diagnóstico y tendencias. (A.V Botello G.J.L. Rojas J. Benítez y L.D. Zarate Eds.). Epomex Serie Científica 5 Campeche México, pp. 155-167.
14. Botello, A.V., 2005. Características, composición y propiedades fisicoquímicas del petróleo, p. 261-268. In: A. V. Botello, J. Rendón-von Osten, G. Gold-Bouchot y C. Agraz-Hernández (Eds.). Golfo de México Contaminación e Impacto Ambiental: Diagnóstico y Tendencias, 2da Edición. Univ. Autón. De Campeche, Univ. Nal. Autón. de México, Instituto Nacional de Ecología. 696 p.
15. Botello, A.V., Soto, L.A., Ponce-Vélez, G., Villanueva, S., 2015. Baseline for PAHs and metals in NW Gulf of Mexico related to the Deepwater Horizon oil spill. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*. 156(1),124–133. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2014.11.010>.
16. Bucchia, M., Camacho, M., Santos, M.R., Boada, L.D., Roncada, P., Mateo, R., Ortiz-Santaliestra, M., Rodríguez-Estival, J., Zumbado, M., Orós, J., Henríquez-Hernández, L.A., García-Álvarez, N., Luzardo, O.P., 2015. Plasma levels of pollutants are much higher in loggerhead turtle populations from the Adriatic Sea than in those from open waters (Eastern Atlantic Ocean). *Science of the Total Environment*. 523,161–169. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2015.03.047>.
17. Calderón-Segura, M. E., Gómez-Arroyo, S., Cortés-Eslava, J., Martínez-Valenzuela, C., Mojica-Vázquez, L. H., Sosa-López, M., Ramírez-Flores, D. & Romero-Velázquez, Z. E., 2018. In vitro cytotoxicity and genotoxicity of Furia® 180 SC (zeta-cypermethrin) and Bulldock 125® SC (β -cyfluthrin)

- pyrethroid insecticides in human peripheral blood lymphocytes. *Toxicology mechanisms and methods*, 28(4), 268-278. <https://doi.org/10.1080/15376516.2017.1402977>.
18. Caliani, I., Campani, T., Giannetti, M., Marsili, L., Casini, S., & Fossi, M. C., 2014. First application of comet assay in blood cells of Mediterranean loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Marine Environmental Research*, 96, 68–72. <https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2013.09.008>.
 19. Callicott, K., & Hooper-Bùi, L., 2019. An investigation of environmental concentrations of atrazine, chlorothalonil, and fipronil in a Mississippi River-influenced marsh in southern Louisiana. *Microchemical Journal*, 146, 1241-1248. <https://doi.org/10.1016/j.microc.2019.01.060>.
 20. Camacho, M., Boada, L. D., Orós, J., Calabuig, P., Zumbado, M., & Luzardo, O. P., 2012. Comparative study of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) in plasma of Eastern Atlantic juvenile and adult nesting loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *Marine Pollution Bulletin*, 64(9), 1974-1980. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2012.06.002>.
 21. Camacho, M., Luzardo, O.P., Boada, L.D., López-Jurado, L.F., Medina, M., Zumbado, M., Orós, J., 2013a. Potential adverse health effects of persistent organic pollutants on sea turtles: Evidences from a cross-sectional study on Cape Verde loggerhead sea turtles. *Science of the Total Environment*. 458–460, 283–289. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2013.04.043>.
 22. Camacho, M., Orós, J., Boada, L. D., Zaccaroni, A., Silvi, M., Formigaro, C., López, P., Zumbado, M. & Luzardo, O. P., 2013b. Potential adverse effects of inorganic pollutants on clinical parameters of loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*): Results from a nesting colony from Cape Verde, West Africa. *Marine Environmental Research*, 92, 15–22. <https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2013.08.002>.
 23. Camacho, M., Orós, J., Henríquez-Hernández, L.A., Valerón, P.F., Boada, L.D., Zaccaroni, A., Zumbado, M., Luzardo, O.P., 2014b. Influence of the rehabilitation of injured loggerhead turtles (*Caretta caretta*) on their blood

levels of environmental organic pollutants and elements. *Science of the Total Environment*. 487(1), 436–442.

<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2014.04.062>.

24. Camacho, María, Boada, L. D., Orós, J., López, P., Zumbado, M., Almeida-González, M., & Luzardo, O. P., 2014a. Monitoring organic and inorganic pollutants in juvenile live sea turtles: Results from a study of *Chelonia mydas* and *Eretmochelys imbricata* in Cape Verde. *Science of the Total Environment*, 481(1), 303–310.

<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2014.02.051>.

25. Casini, S., Caliani, I., Giannetti, M., Marsili, L., Maltese, S., Coppola, D., Bianchi, N., Campani, T., Ancora, S., Caruso, Ch., Furi, G., Parga, M., D'Agostino, A., Fossi, M.A., 2018. First ecotoxicological assessment of *Caretta caretta* (Linnaeus, 1758) in the Mediterranean Sea using an integrated nondestructive protocol. *Science of the Total Environment*. 631,1221-1233. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.03.111>.

26. Clukey, K.E., Lepczyk, C.A., Balazs, G.H., Work, T.M., Li, Q.X., Bachman, M.J., Lynch, J.M., 2018. Persistent organic pollutants in fat of three species of Pacific pelagic longline caught sea turtles: Accumulation in relation to ingested plastic marine debris. *Science of the Total Environment*. 610–611, 402–411. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.07.242>.

27. Cocci, P., Mosconi, G., & Palermo, F. A., 2019. Gene expression profiles of putative biomarkers in juvenile loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) exposed to polycyclic aromatic hydrocarbons. *Environmental Pollution*, 246, 99-106. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2018.11.098>

28. Cocci, P., Mosconi, G., Bracchetti, L., Nalocca, J.M., Frapiccini, E., Marini, M., Caprioli, G., Sagratini, G., Palermo, F.A., 2018. Investigating the potential impact of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) and polychlorinated biphenyls (PCBs) on gene biomarker expression and global DNA methylation in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) from the Adriatic Sea. *Science of the Total Environment*. 619–620, 49–57.

<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.11.118>.

29. COFEPRIS, 2020. Consulta de Registros Sanitarios de Plaguicidas, Nutrientes Vegetales y LMR.
http://www.siipris03.cofepris.gob.mx/Resoluciones/Consultas/ConWebRegPlaguicida.asp?TipoRegPlafest=1&TxtBuscar=ATRAZINA&button=Buscar&M_M_Buscar=FrmBuscar&offset=80. Fecha de consulta: 21 enero 2020.
30. Collins, A.R., 2004. The comet assay for DNA damage and repair. *Mol Biotechnol* 26, 249. <https://doi.org/10.1385/MB:26:3:249>.
31. CONANP, 2017. México, hogar de seis especies de tortugas marinas del planeta. Blog Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas. Disponible en: <https://www.gob.mx/conanp/articulos/mexico-hogar-de-seis-especies-de-tortugas-marinas-del-planeta?idiom=es>.
32. CONANP, 2018. Región Planicie Costera y Golfo de México. Santuario Playa Rancho Nuevo. <http://www.gob.mx/conanp/documentos/region-planicie-costera-y-golfo-de-mexico?state=published>. Fecha de consulta: 21 enero 2020.
33. Cortés-Gómez, A. A., Fuentes-Mascorro, G., & Romero, D., 2014. Metals and metalloids in whole blood and tissues of Olive Ridley turtles (*Lepidochelys olivacea*) from La Escobilla Beach (Oaxaca, Mexico). *Marine Pollution Bulletin*, 89(1–2), 367–375. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2014.09.035>.
34. Cortés-Gómez, A. A., Morcillo, P., Guardiola, F. A., Espinosa, C., Esteban, M. A., Cuesta, A., Girondot, M & Romero, D., 2018. Molecular oxidative stress markers in olive ridley turtles (*Lepidochelys olivacea*) and their relation to metal concentrations in wild populations. *Environmental Pollution*, 233, 156–167. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2017.10.046>.
35. Cortés-Gómez, A. A., Romero, D., & Girondot, M., 2017. The current situation of inorganic elements in marine turtles: A general review and meta-analysis. *Environmental Pollution*, 229, 567–585. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2017.06.077>.
36. Cortés-Gómez, A.A., D. Romero, J. Santos, J.R. Rivera-Hernández and M Girondot, 2020. Inorganic elements in live vs dead nesting olive ridley marine turtles in the Mexican Pacific: Introducing a new statistical methodology in

- ecotoxicology, *Science of the Total Environment* (2020), <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.143249>
37. Cuello, S., 2017. Biocumulación, toxicidad e interacción de metilmercurio y especies de selenio. Tesis Doctoral. Universidad Complutense de Madrid. Facultad de Ciencias Químicas. Departamento de Química Analítica. Madrid, España. 275 pp. Disponible en: <https://eprints.ucm.es/42588/1/T38771.pdf>
38. D.O.F., Diario Oficial de la Federación, 2010. Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales. D.O.F. 30 diciembre de 2010, p. 77
39. D.O.F., Diario Oficial de la Federación, 2012. Norma Oficial Mexicana NOM-162-SEMARNAT-2012, Que establece las especificaciones para la protección, recuperación y manejo de las poblaciones de las tortugas marinas en su hábitat de anidación. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales. D.O.F. 1 febrero 2013.
40. D'ilio, S., Mattei, D., Blasi, M.F., Alimonti, A., Bogialli, S., 2011. The occurrence of chemical elements and POPs in loggerhead turtles (*Caretta caretta*): An overview. *Marine Pollution Bulletin*. 62,1606–1615. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2011.05.022>.
41. da Silva, C. C., Varela, A. S., Barcarolli, I. F., & Bianchini, A., 2014. Concentrations and distributions of metals in tissues of stranded green sea turtles (*Chelonia mydas*) from the southern Atlantic coast of Brazil. *Science of the Total Environment*, 466–467, 109–118. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2013.06.094>.
42. da Silva, C.C., Klein, R.D., Barcarolli, I.F., Bianchini, A., 2016. Metal contamination as a possible etiology of fibropapillomatosis in juvenile female green sea turtles *Chelonia mydas* from the southern Atlantic Ocean. *Aquatic Toxicology*, 170, 42–51. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2015.11.007>.
43. Daley J.M., Paterson G., Drouillard K.G., 2014. Bioamplification as a Bioaccumulation Mechanism for Persistent Organic Pollutants (POPs) in

- Wildlife. In: Whitacre D. (eds) Reviews of Environmental Contamination and Toxicology, Volume 227. Reviews of Environmental Contamination and Toxicology (Continuation of Residue Reviews), vol 227. Springer, Cham. https://doi-org.pbidi.unam.mx:2443/10.1007/978-3-319-01327-5_4
44. Daly GL, Lei YD, Castillo LE, Muir DCG, Wania F., 2007. Polycyclic aromatic hydrocarbons in Costa Rican air and soil: A tropical/temperate comparison. *Atmospheric Environment* 41: 7339-7350. <https://doi.org/10.1016/j.atmosenv.2007.05.014>.
45. Day, R.D., 2003. Mercury in Loggerhead Sea Turtles, *Caretta caretta*: Developing Monitoring Strategies, Investigating Factors Affecting Contamination, and Assessing Health Impacts. College of Charleston, South Carolina. Disponible en: http://seaturtle.org/library/DayRD_2003_MSc.pdf.
46. de Albuquerque, F. P., de Oliveira, J. L., Moschini-Carlos, V., & Fraceto, L.F., 2020. An overview of the potential impacts of atrazine in aquatic environments: Perspectives for tailored solutions based on nanotechnology. *Science of The Total Environment*, 700, 134868. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.134868>.
47. de Macêdo, G. R., Tarantino, T. B., Barbosa, I. S., Pires, T. T., Rostan, G., Goldberg, D. W., Pinto, L.F.B., Korn, M.G.A., & Franke, C. R., 2015. Trace elements distribution in hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata*) and green turtle (*Chelonia mydas*) tissues on the northern coast of Bahia, Brazil. *Marine Pollution Bulletin*, 94(1-2), 284-289. <http://dx.doi.org/10.1016/j.marpolbul.2015.02.033>
48. Ehsanpour, M., Afkhami, M., Khoshnood, R., & Reich, K. J., 2014. Determination and maternal transfer of heavy metals (Cd, Cu, Zn, Pb and Hg) in the Hawksbill sea turtle (*Eretmochelys imbricata*) from a nesting colony of Qeshm Island, Iran. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 92(6), 667–673. <https://doi.org/10.1007/s00128-014-1244-3>.
49. El-Shahawi, M.S., Hamza, A., Bashammakh, A.S., Al-Saggaf, W.T., 2010. An overview on the accumulation, distribution, transformations, toxicity and

- analytical methods for the monitoring of persistent organic pollutants. *Talanta*. 80,1587–1597. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2009.09.055>.
50. EPA, 2003. Ambient aquatic life water quality criteria for Atrazine - revised draft. Disponible en: <http://www.epa.gov/waterscience/criteria/atrazine>.
51. Finlayson, K. A., Leusch, F. D. L., & van de Merwe, J. P., 2016. The current state and future directions of marine turtle toxicology research. *Environment International*, 94, 113–123. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2016.05.013>.
52. Fitzgerald, S. L., 2004. Los metales pesados en cuatro especies de tortugas marinas de Baja California, México. Tesis de Maestría. <http://dspace.cibnor.mx:8080/handle/123456789/92>.
53. Flores-Ramírez, R., A. Berumen Rodríguez, C. Ilizaliturri Hernández, J. Chiprés de la Fuente, H. Romo Toledano, D. García Morales y G. Espinosa-reyes, 2014. Hidrocarburos aromáticos policíclicos (HAP) en la costa del golfo de Tehuantepec, México. P. 397-412. En: A.-V. Botello, F. Páez-Ozuna, L. Méndez-Rodríguez, M. Betancourt-Lozano, S. Álvarez-Borrego y R. Lara-Lara (eds.). Pacífico Mexicano. Contaminación e impacto ambiental: diagnóstico y tendencias. UAC, UNAM-ICMYL, CIAD-Mazatlán, CIBNOR, CICESE. 930 p.
54. Flores-Ramírez, R., Medellín-Garibay, S.E., Castillo, C.G., Ilizaliturri-Hernández, C.A., Zuki-Orozco, B.A., Batres-Esquivel, L., Díaz-Barriga, F., 2015. Application of Focused Ultrasound-Assisted Extraction to the Determination of Persistent Organic Pollutants (POPs) in Soil Samples. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*. 95(2), 207-214. <https://doi.org/10.1007/s00128-015-1545-1>.
55. Flores-Ramírez, R., Pérez-Vázquez, F.J., Rodríguez-Aguilar, M., Medellín-Garibay, S.E., Van Brussel, E., Cubillas-Tejeda, A.C., Carrizalez-Yañez, L., Díaz-Barriga, F., 2017. Biomonitoring of persistent organic pollutants (POPs) in child populations living near contaminated sites in Mexico. *Science of the Total Environment*. 579, 1120-1126. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.11.087>.

56. Fraga, N. S., Martins, A. S., Faust, D. R., Sakai, H., Bianchini, A., da Silva, C. C., & Aguirre, A. A., 2018. Cadmium in tissues of green turtles (*Chelonia mydas*): A global perspective for marine biota. *Science of The Total Environment*, 637, 389-397. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.04.317>.
57. Frenzilli, G., Nigro, M., & Lyons, B. P., 2009. The Comet assay for the evaluation of genotoxic impact in aquatic environments. *Mutation Research - Reviews in Mutation Research*, 681(1), 80–92. <https://doi.org/10.1016/j.mrrev.2008.03.001>.
58. García-Besné, G., Valdespino, C., Rendón-von Osten, J., 2015. Comparison of organochlorine pesticides and PCB residues among hawksbill (*Eretmochelys imbricata*) and green (*Chelonia mydas*) turtles in the Yucatan Peninsula and their maternal transfer. *Marine Pollution Bulletin*. 91(1), 139–148. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2014.12.015>.
59. García-Hernández, J., Leyva-Morales, J.B., Martínez-Rodríguez, I.E., Hernández-Ochoa, M.I., Aldana-Madrid, M.L., Rojas-García, A.E., Betancourt-Lozano, M., Pérez-Herrera, N.E., Perera-Rios, J.H., 2018. Estado actual de la investigación sobre plaguicidas en México. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 34 (Special Issue 1), 29–60. <https://doi.org/10.20937/RICA.2018.34.esp01.03>.
60. Gómez-González, I., 2017. El uso de plaguicidas altamente peligrosos en la Península de Yucatán, in: Bejarano, F. (Ed), Los Plaguicidas Altamente Peligrosos en México Chapter 11 Red de Acción sobre Plaguicidas y Alternativas en México, A. C. (RAPAM), pp. 279 - 308.
61. González Jáuregui, M., C. Valdespino Quevedo, y J. Rendón von Osten, 2014. Residuos de contaminantes orgánicos persistentes (cop) en sedimentos del río Champotón y de la Reserva de la Biosfera de los Petenes, Campeche. p. 323-336. En: A.V. Botello, J. Rendón von Osten, J. A. Benítez y G. Gold-Bouchot (eds.). Golfo de México. Contaminación e impacto ambiental: diagnóstico y tendencias. UAC, UNAM-ICMYL, CINVESTAV- Unidad Mérida. 1176 p. isbn 978-607-7887-71-3.

62. González-Castillo, D.T., 2015. Determinación de plaguicidas organoclorados y su relación con parámetros sanguíneos en tortugas Caguama (*Caretta caretta* (Linnaeus, 1758)) de Quintana Roo, México. MSc dissertation, El Colegio de la Frontera Sur, México.
63. González-Mille, D., Espinosa-Reyes, G., Ilizaliturri-Hernández, C., Mejía-Saavedra, J. J., Jasso-Pineda, Y., & Díaz-Barriga, F., 2012. Ensayo cometa en fauna terrestre. Métodos ecotoxicológicos para la evaluación de suelos contaminados con hidrocarburos. Instituto Nacional de Ecología (INE)-Universidad Veracruzana, México, 107-125.
64. Graymore, M., Stagnitti, F., & Allinson, G., 2001. Impacts of atrazine in aquatic ecosystems. *Environment international*, 26(7-8), 483-495. [https://doi.org/10.1016/S0160-4120\(01\)00031-9](https://doi.org/10.1016/S0160-4120(01)00031-9).
65. Guirlet, E., Das, K., & Girondot, M., 2008. Maternal transfer of trace elements in leatherback turtles (*Dermochelys coriacea*) of French Guiana. *Aquatic Toxicology*, 88(4), 267–276. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2008.05.004>.
66. Haarr, A., Hylland, K., Eckbo, N., Gabrielsen, G. W., Herzke, D., Bustnes, J. O., Blévin, P., Chastel, O., Moe, B., Hanssen, S., Sagerup, K., Borgå, K., 2018. DNA damage in Arctic seabirds: Baseline, sensitivity to a genotoxic stressor, and association with organohalogen contaminants. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 37(4), 1084–1091. <https://doi.org/10.1002/etc.4035>.
67. Hansen, A. M., Quintanilla, L. G. T., Pacheco, H. M., Canela, M. V., Márquez, L. C. G., Garcés, R. A. G., & Antonio, A. H., 2013. Atrazina: un herbicida polémico. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 29, 65-84. Disponible en: <https://www.revistascca.unam.mx/rica/index.php/rica/article/view/41420/38390>.
68. Hartwig A. y Schwerdtle T., 2002. Interactions by carcinogenic metal compounds with DNA repair processes: toxicological implications. *Toxicol.* 127: 47-54. [https://doi.org/10.1016/S0378-4274\(01\)00482-9](https://doi.org/10.1016/S0378-4274(01)00482-9)

69. Hirano, L.Q.L., Alves, L.S., Menezes-Reis, L.T., Mendonça, J.S., Simões, K., Santos, A.L. Q., Vieira, L.G., 2019. Effects of egg exposure to atrazine and/or glyphosate on bone development in *Podocnemis unifilis* (Testudines, Podocnemididae). *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 182, 1–6.
<https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.109400>.
70. Hopkins, B. C., Willson, J. D., & Hopkins, W. A., 2013. Mercury exposure is associated with negative effects on turtle reproduction. *Environmental Science & Technology*, 47(5), 2416-2422.
<https://doi.org/10.1021/es304261s>
71. Innis, C., Tlusty, M., Perkins, C., Holladay, S., Merigo, C., Weber, E.S., 2008. Trace Metal and Organochlorine Pesticide Concentrations in Cold-Stunned Juvenile Kemp's Ridley Turtles (*Lepidochelys kempii*) from Cape Cod, Massachusetts. *Chelonian Conservation and Biology*. 7(2), 230–239.
<https://doi.org/10.2744/ccb-0707.1>.
72. Jablonowski, N.D., Schäffer, A., Burauel, P., 2011. Still present after all these years: Persistence plus potential toxicity raise questions about the use of atrazine. *Environ Sci Pollut Res.* 18(2), 328–331.
<https://doi.org/10.1007/s11356-010-0431-y>.
73. Jeong-Chae L., Young-Ok S., Poyil Pr. y Xianglin S., 2012. Oxidative stress and metal carcinogenesis. *Free Radical Biol & Med.* 53: 742–757.
<https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2012.06.002>
74. Jerez, S., Motas, M., Cánovas, R. Á., Talavera, J., Almela, R. M., & del Río, A. B., 2010. Accumulation and tissue distribution of heavy metals and essential elements in loggerhead turtles (*Caretta caretta*) from Spanish Mediterranean coastline of Murcia. *Chemosphere*, 78(3), 256–264.
<https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2009.10.062>.
75. Jomova K. y Valko M., 2011. Advances in metal-induced oxidative stress and human disease. *Toxicol.* 283: 65-87.
<https://doi.org/10.1016/j.tox.2011.03.001>

76. Kabra, A.N., Ji, M.K., Choi, J., Kim, J.R., Govindwar, S.P., Jeon, B.H., 2014. Toxicity of atrazine and its bioaccumulation and biodegradation. *Environ Sci Pollut Res*, pp. 12270–12278. <https://doi.org/10.1007/s11356-014-3157-4>.
77. Kehrer J., 2000. Cause–Effect of Oxidative Stress and Apoptosis. *Teratology* 62:235–236. [https://doi.org/10.1002/1096-9926\(200010\)62:4<235::AID-TERA11>3.0.CO;2-3](https://doi.org/10.1002/1096-9926(200010)62:4<235::AID-TERA11>3.0.CO;2-3)
78. Keller, J.M., Kucklick, J.R., Harms, C.A., McClellan-Green, P.D., 2004a. Organochlorine contaminants in sea turtles: correlations between whole blood and fat. *Environ Toxicol Chem.* 23, 726–738. <https://doi.org/10.1897/03-254>.
79. Keller, J.M., Kucklick, J.R., McClellan-Green, P.D., 2004b. Organochlorine Contaminants in loggerhead sea turtle blood: extraction techniques and distribution among plasma and red blood cells. *Arch Environ Contam Toxicol.* 46(2), 254–264. <https://doi.org/10.1007/s00244-003-2262-z>.
80. Kenyon, L. O., Landry Jr, A. M., & Gill, G. A., 2001. Trace Metal Concentrations in Blood of the Kemp's Ridley Sea Turtle (*Lepidochelys kempii*). *Chelonian Conservation and Biology*, 4(1), 128-135.
81. Komoroske, L.M., Lewison, R.L., Seminoff, J.A., Deheyn, D.D., Dutton, P.H., 2011. Pollutants and the health of green sea turtles resident to an urbanized estuary in San Diego, CA. *Chemosphere.* 84(5), 544–552. <https://doi.org/10.1016/j.Chemosphere.2011.04.023>.
82. Kouzayha, A., Al Iskandarani, M., Mokh, S., Rabaa, A.R., Budzinski, H., Jaber, F., 2011. Optimization of a solid-phase extraction method using centrifugation for the determination of 16 polycyclic aromatic hydrocarbons in water. *J. Agric. Food Chem.* 59, 7592–7600. <https://doi.org/10.1021/jf200123v>.
83. Ku-Centurión, M., González-Marín, B., Calderón-Ezquerro, M. C., Martínez-Valenzuela, M. C., Maldonado, E., & Calderón-Segura, M. E., 2016. DNA Damage Assessment in Zebrafish Embryos Exposed to Monceren® 250 SC Fungicide Using the Alkaline Comet Assay. *Zebrafish*, 13(5), 442–448. <https://doi.org/10.1089/zeb.2016.1265>.

84. Kumar V., Bal A. y Gill KD., 2009. Susceptibility of mitochondrial superoxide dismutase to aluminum induced oxidative damage. *Toxicol.* 255: 117-23. <https://doi.org/10.1016/j.tox.2008.10.009>
85. Labrada-Martagón, V., Tenorio-Rodríguez, P.A., Méndez-Rodríguez, L.C., Zenteno-Savín, T., 2011. Oxidative stress indicators and chemical contaminants in East Pacific green turtles (*Chelonia mydas*) inhabiting two foraging coastal lagoons in the Baja California peninsula. *Comparative Biochemistry and Physiology*, Part C. 154, 65–75. <https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2011.02.006>.
86. Lee J. C., Son Y. O., Pratheeshkumar P. y Shi X., 2012. Oxidative stress and metal carcinogenesis. *Free Radical Biol & Med.* 53: 742-757. <https://doi.org/10.1016/j.freeradbiomed.2012.06.002>
87. Ley-Quiñónez, C., Zavala-Norzagaray, A. A., Espinosa-Carreón, T. L., Peckham, H., Marquez-Herrera, C., Campos-Villegas, L., & Aguirre, A. A., 2011. Baseline heavy metals and metalloid values in blood of loggerhead turtles (*Caretta caretta*) from Baja California Sur, Mexico. *Marine Pollution Bulletin*, 62(9), 1979–1983. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2011.06.022>.
88. Ley-Quiñónez, C.P., Zavala-Norzagaray, A.A., Rendón-Maldonado, J.G., Espinosa-Carreón, T.L., Canizales-Román, A., Escobedo-Urías, D.C., Leal-Acosta, M.L., Hart, C.E., Aguirre, A.A., 2013. Selected heavy metals and selenium in the blood of black sea turtle (*Chelonia mydas agasiizzi*) from Sonora, Mexico. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology.* 91(6), 645–651. <https://doi.org/10.1007/s00128-013-1114-4>.
89. Pérez-Morales López, G., Morales Gómez, P., & Haza Duaso, A. I. (2016). Hidrocarburos aromáticos policíclicos (HAPs) (I): Toxicidad, exposición de la población y alimentos implicados. *Revista Complutense De Ciencias Veterinarias*, 10(1) doi:10.5209/rev_RCCV.2016.v10.n1.51869
90. Luna-González, J., Martín-González, A., Brito-Loeza, C., Espinosa-Romero, A., and Pacheco-Pantoja, E., 2018. Introducción a Técnicas de Segmentación de Células del Ensayo Cometa. *Ingeniería–Revista*

Académica de la Facultad de Ingeniería, Universidad Autónoma de Yucatán, Vol. 22, No. 3, 2018, ISSN: 2448-8364.

91. Martínez-Gómez, C., Vethaak, A. D., Hylland, K., Burgeot, T., Köhler, A., Lyons, B. P., Thain, J., Gubbins, M. J., and Davies, I. M, 2010. A guide to toxicity assessment and monitoring effects at lower levels of biological organization following marine oil spills in European waters. – *ICES Journal of Marine Science*, 67: 1105–1118. <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsg017>.
92. McFadden, K. W., Gómez, A., Sterling, E. J., & Naro-Maciel, E., 2014. Potential impacts of historical disturbance on green turtle health in the unique & protected marine ecosystem of Palmyra Atoll (Central Pacific). *Marine Pollution Bulletin*, 89(1–2), 160–167. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2014.10.012>.
93. Mendoza, P., 2015. Determinación de Contaminantes Orgánicos Persistentes (COP) en tortuga golfina (*Lepidochelys olivacea*) en la Escobilla, Oaxaca, México. BSc dissertation, Universidad Autónoma de San Luis Potosí, México.
94. Moreno, M.D., 2003. Toxicología Ambiental. Evaluación de riesgo para la salud humana. McGraw-Hill. 370 pp. 49.
95. Muñoz, C. C., & Vermeiren, P., 2020. Maternal Transfer of Persistent Organic Pollutants to Sea Turtle Eggs: A Meta-Analysis Addressing Knowledge and Data Gaps Toward an Improved Synthesis of Research Outputs. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 39(1), 9-29. <https://doi.org/10.1002/etc.4585>.
96. National Marine Fisheries Service NMFS and U.S. Fish and Wildlife Service USFWS, 2015. Kemp's Ridley Sea Turtle (*Lepidochelys Kempii*) 5-Year Review: Summary and Evaluation, p 62. Disponible en: <https://repository.library.noaa.gov/view/noaa/17048>.
97. Neff, J.M., 1985. Fundamentals of Aquatics Toxicology. Hemisphere Publishing Corporation, New York.
98. Nicolau, L., Monteiro, S. S., Pereira, A. T., Marçalo, A., Ferreira, M., Torres, J., Vingada, J. & Eira, C., 2017. Trace elements in loggerhead turtles (*Caretta*

- caretta*) stranded in mainland Portugal: Bioaccumulation and tissue distribution. *Chemosphere*, 179, 120-126.
<https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2017.03.108>
99. Novillo, O., Pertusa, J. F., & Tomás, J., 2017. Exploring the presence of pollutants at sea: monitoring heavy metals and pesticides in loggerhead turtles (*Caretta caretta*) from the western Mediterranean. *Science of the Total Environment*, 598, 1130-1139.
<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.04.090>
100. Ortiz-Salinas, R., Cram, S., & Sommer, I., 2012. Hidrocarburos aromáticos policíclicos (HAPs) en suelos de la llanura aluvial baja del estado de Tabasco, México. *Universidad y Ciencia*, 28(2), 131-144. Disponible en: <http://www.scielo.org.mx/pdf/uc/v28n2/v28n2a3.pdf>. Fecha de consulta: 11-11-2020.
101. OSPAR Commission, 2013. Background document and technical annexes for biological effects monitoring, Update 2013. *Monitoring and Assessment Series*: 20.
102. Owens, D.W. and Ruiz, G.J., 1980. New methods of obtaining blood and cerebrospinal fluid from marine turtles. *Herpetológica*. 16(1), 17-20.
<https://www.jstor.org/stable/3891847>
103. Páez-Osuna, F., Calderón-Campuzano, M. F., Soto-Jiménez, M. F., & Ruelas-Inzunza, J. R., 2010a. Lead in blood and eggs of the sea turtle, *Lepidochelys olivacea*, from the Eastern Pacific: Concentration, isotopic composition and maternal transfer. *Marine Pollution Bulletin*, 60(3), 433–439.
<https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2009.10.004>.
104. Páez-Osuna, F., Calderón-Campuzano, M. F., Soto-Jiménez, M. F., & Ruelas-Inzunza, J., 2011. Mercury in blood and eggs of the sea turtle *Lepidochelys olivacea* from a nesting colony in Oaxaca, Mexico. *Marine Pollution Bulletin*, 62(6), 1320–1323.
<https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2011.04.004>.
105. Páez-Osuna, Federico, Calderón-Campuzano, M. F., Soto-Jiménez, M. F., & Ruelas-Inzunza, J. R., 2010b. Trace Metals (Cd, Cu, Ni, and Zn) in

- Blood and Eggs of the Sea Turtle *Lepidochelys olivacea* from a Nesting Colony of Oaxaca, Mexico. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 59(4), 632–641. <https://doi.org/10.1007/s00244-010-9516-3>.
106. Pasanisi, E., Cortés-Gómez, A.A., Pérez-López, M., Soler, F., Hernández-Moreno, D., Guerranti, C., Martellini, N., Fuentes-Mascorro, G., Romero, D., Cincinelli, A., 2016. Levels of perfluorinated acids (PFCAs) in different tissues of *Lepidochelys olivacea* sea turtles from the Escobilla beach (Oaxaca, Mexico). *Science of the Total Environment*. 572, 1059–1065. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.08.013>.
107. Perrault, J. R., Miller, D. L., Garner, J., & Wyneken, J., 2013. Mercury and selenium concentrations in leatherback sea turtles (*Dermochelys coriacea*): Population comparisons, implications for reproductive success, hazard quotients and directions for future research. *Science of the Total Environment*, 463–464, 61–71. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2013.05.067>.
108. Perrault, J., Wyneken, J., Thompson, L. J., Johnson, C., & Miller, D. L., 2011. Why are hatching and emergence success low? Mercury and selenium concentrations in nesting leatherback sea turtles (*Dermochelys coriacea*) and their young in Florida. *Marine Pollution Bulletin*, 62(8), 1671–1682. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2011.06.009>.
109. Perrault, J.R., Stacy, N.I., Lehner, A.F., Poor, S.K., Buchweitz, J.P., Walsh, C.J., 2017. Toxic elements and associations with hematology, plasma biochemistry, and protein electrophoresis in nesting loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) from Casey Key, Florida. *Environmental Pollution*. 231, 1398–1411. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2017.09.001>.
110. Ponce Vélez, G., y A. V. Botello, 2005. Niveles de hidrocarburos en el Golfo de México, p. 269-298. In: A. V. Botello, J. Rendón-von Osten, G. Gold-Bouchot y C. Agraz-Hernández (Eds.). Golfo de México Contaminación e Impacto Ambiental: Diagnóstico y Tendencias, 2da Edición. Univ. Autón. de Campeche, Univ. Nal. Autón. de México, Instituto Nacional de Ecología. 696p.

111. Ponce-Vélez, G., & Botello, A. V., 2018. Plaguicidas organoclorados en organismos costeros y marinos de los litorales mexicanos: Una revisión. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 34, 81-98. <http://dx.doi.org/10.20937/RICA.2018.34.esp02.07>.
112. Ponce-Vélez, G., Botello, A.V., Díaz-González, G., 2006. Organic and inorganic pollutants in marine sediments from northern and southern continental shelf of the Gulf of Mexico. *Int. J. Environ. Pollut.* 26 (1-3): 295-311. <https://doi.org/10.1504/IJEP.2006.009113>
113. RAMSAR, 2019. Ramsar Information Sheet. www.rsis Ramsar.org/RISapp/files/RISrep/MX1326RIS.pdf?language=en.
Fecha de consulta: 04 enero 2020.
114. Rendón von Osten, J., M. Memije Canepa, y N. A. Ek Moo, 2005. Plaguicidas orgánicos persistentes (POPs) en sedimentos de la costa sur de Campeche, México, p. 249-260. In: A. V. Botello, J. Rendón-von Osten, G. Gold-Bouchot y C. Agraz-Hernández (Eds.). Golfo de México Contaminación e Impacto Ambiental: Diagnóstico y Tendencias, 2da Edición. Univ. Autón. de Campeche, Univ. Autón. de Campeche, Univ. Nal. Autón. de México, Instituto Nacional de Ecología. 696 p.
115. Rendón-von Osten, J. and Hinojosa-Garro, D., 2017. Uso de plaguicidas altamente peligrosos en Campeche, in: Bejarano, F. (Ed), Los Plaguicidas Altamente Peligrosos en México. Chapter 12. Red de Acción sobre Plaguicidas y Alternativas en México, A. C. (RAPAM), pp. 309 - 317.
116. Rodríguez, C. A. B., Bezerra, M. F., Rezende, C. E. D., Bastos, W. R., & Lacerda, L. D., 2019. Mercury and methylmercury in carapace of the marine turtle *Caretta caretta*, in northeastern Brazil and its potential for environmental monitoring. *An. Acad. Bras. Ciênc.* 91(2). <https://doi.org/10.1590/0001-3765201920180672>
117. Rodríguez-Rey, A., Fundora Torres, M. T., & Noris-García, E., 2016. Principles and relevance of the comet assay. *Revista Cubana de Investigaciones Biomedicas*, 35(2), 184–194.

118. Ross, D. A. N., Guzmán, H. M., Potvin, C., & van Hinsberg, V. J., 2017. A review of toxic metal contamination in marine turtle tissues and its implications for human health. *Regional Studies in Marine Science*, 15, 1–9. <https://doi.org/10.1016/j.rsma.2017.06.003>.
119. Shanker, G. T., Syversen, J. L., Aschner, M., 2005. Modulatory effect of glutathione status and antioxidants on methylmercury-induced free radical formation in primary cultures of cerebral astrocytes, *Brain Res. Mol. Brain Res.* 137 11–22. <https://doi.org/10.1016/j.molbrainres.2005.02.006>
120. Sakai, H., Saeki, K., Ichihashi, H., Suganuma, H., Tanabe, S., Tatsukawa, R., 2000. Species-specific distribution of heavy metals in tissues and organs of loggerhead turtle (*Caretta caretta*) and green turtle (*Chelonia mydas*) from Japanese coastal waters. *Marine Pollution Bulletin*, 40(8), 701–709. [https://doi.org/10.1016/S0025-326X\(00\)00008-4](https://doi.org/10.1016/S0025-326X(00)00008-4)
121. Salvarani, P., Foster, V. C., & Rendon, J., 2019. Contaminants Impact on Marine Turtle Populations Development. In: Duarte, B. and Cacador, I. Eds. 2020. *Ecotoxicology of Marine Organisms*, CRC Press Taylor & Francis Group. Chapter 9: 205-233.
122. Sammarco, P. W., Kolian, S. R., Warby, R. A., Bouldin, J. L., Subra, W. A., & Porter, S. A., 2013. Distribution and concentrations of petroleum hydrocarbons associated with the BP/Deepwater Horizon Oil Spill, Gulf of Mexico. *Marine Pollution Bulletin*, 73(1), 129-143. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.05.029>.
123. Sanjuan, X.S., 2020. Evaluación de la respuesta clínica y genotóxica por la exposición a plomo y compuestos orgánicos persistentes en organismos inmaduros de tortuga verde (*Chelonia mydas*) en Quintana Roo, México. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma de San Luis Potosí, México. 198 pp.
124. Schmid, J. R., & Tucker, A. D., 2018. Comparing Diets of Kemp's Ridley Sea Turtles (*Lepidochelys kempii*) in Mangrove Estuaries of Southwest Florida. *Journal of Herpetology*, 52(3), 252-258. <https://doi.org/10.1670/16-164>.

125. Schurz, F., Sabater-Vila, M., Fink-Gremmenls, J. (2000). Mutagenicity of mercury chloride and mechanisms of cellular defence: the role of metal-binding proteins. *Mutagenesis* 15,525-530. <https://doi.org/10.1093/mutage/15.6.525>
126. SEMARNAT, 2018. Programa de Acción para la Conservación de la Especie Tortuga Lora (*Lepidochelys kempii*) SEMARNAT/CONANP México.
127. Seney, E. E., 2016. Diet of Kemp's ridley sea turtles incidentally caught on recreational fishing gear in the northwestern Gulf of Mexico. *Chelonian Conservation and Biology*, 15(1), 132-137. <https://doi.org/10.2744/CCB-1191.1>.
128. Shaver, D. J., Hart, K. M., Fujisaki, I., Rubio, C., Sartain, A. R., Peña, J., Burchfield, P.M., Garnez, D.G. & Ortiz, J., 2013. Foraging area fidelity for Kemp's ridleys in the Gulf of Mexico. *Ecology and Evolution*, 3(7), 2002–2012. <https://doi.org/10.1002/ece3.594>.
129. Sinaei, M., & Zare, R., 2019. Polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) and some biomarkers in the green sea turtles (*Chelonia mydas*). *Marine Pollution Bulletin*, 146, 336-342. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2019.06.024>.
130. Sinaie, M., Bolouki, M., 2017. Metals in Blood and Eggs of Green Sea Turtles (*Chelonia mydas*) from Nesting Colonies of the Northern Coast of the Sea of Oman. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* <https://doi.org/10.1007/s00244-017-0421-x>.
131. Singh, N. P., McCoy, M. T., Tice, R. R., & Schneider, E. L., 1988. A simple technique for quantitation of low levels of DNA damage in individual cells. *Experimental Cell Research*, 175(1), 184–191. [https://doi.org/10.1016/0014-4827\(88\)90265-0](https://doi.org/10.1016/0014-4827(88)90265-0).
132. Singh, S., Kumar, V., Chauhan, A., Datta, S., Wani, A.B., Singh, N., Singh, J., 2018. Toxicity, degradation, and analysis of the herbicide atrazine. *Environmental Chemistry Letters*. 16, 211–237. <https://doi.org/10.1007/s10311-017-0665-8>.

133. Smart R. C. y Hodgson E., 2008. Molecular and Biochemical Toxicology. 4a edition. John Wiley. 901 pp.
134. Soltanian, S., 2016. Effect of atrazine on immunocompetence of red-eared slider turtle (*Trachemys scripta*), *Journal of Immunotoxicology*, 13:6, 804-809. <https://doi.org/10.1080/1547691X.2016.1195463>.
135. Starr, A. V., Bargu, S., Maiti, K., & DeLaune, R. D., 2017. The effect of atrazine on Louisiana Gulf Coast estuarine phytoplankton. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 72(2), 178-188.
136. Stewart, K. R., Keller, J. M., Templeton, R., Kucklick, J. R., & Johnson, C., 2011. Monitoring persistent organic pollutants in leatherback turtles (*Dermochelys coriacea*) confirms maternal transfer. *Marine Pollution Bulletin*, 62(7), 1396-1409. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2011.04.042>.
137. Stockholm Convention, 2019. The POPs. All POPs. Disponible en: <http://www.pops.int/TheConvention/ThePOPs/AllPOPs/tabid/2509/Default.aspx>. Fecha de consulta: 10-11-2020.
138. Storelli, M.M., Marcotrigiano, G.O., 2003. Heavy metal residues in tissues of marine turtles. *Marine Pollution Bulletin*. 46(4), 397–400. [https://doi.org/10.1016/S0025-326X\(02\)00230-8](https://doi.org/10.1016/S0025-326X(02)00230-8).
139. Suzuki, K., Noda, J., Yanagisawa, M., Kawazu, I., Sera, K., Fukui, D., Asakawa, M. & Yokota, H., 2012. Particle-induced X-ray emission analysis of elements in plasma from wild and captive sea turtles (*Eretmochelys imbricata*, *Chelonia mydas*, and *Caretta caretta*) in Okinawa, Japan. *Biological Trace Element Research*, 148(3), 302–308. <https://doi.org/10.1007/s12011-012-9375-z>.
140. Swarthout, R.F., Keller, J.M., Peden-Adams, M., Landry, A.M., Fair, P.A., Kucklick, J.R., 2010. Organohalogen contaminants in blood of Kemp's ridley (*Lepidochelys kempii*) and green sea turtles (*Chelonia mydas*) from the Gulf of Mexico. *Chemosphere*. 78(6), 731–741. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2009.10.059>.
141. Tchounwou, P. B., Ayensu, W. K., Ninashvili, N., Sutton, D. (2003). Environmental exposure to mercury and its toxicopathology implications for

- public health. *Environ Toxicol*; 18(3):149-175.
<https://doi.org/10.1002/tox.10116>
142. Their, R., Bonacker, D., Stoiber, T., 2003. Interaction of metal salts with cytoskeletal motor protein system. *Toxicol.* 140-141:75-81.
[https://doi.org/10.1016/S0378-4274\(02\)00502-7](https://doi.org/10.1016/S0378-4274(02)00502-7)
143. Tremblay, N., Ortíz-Arana, A., González-Jáuregui, M., Rendón-von Osten, J., 2017. Relationship between organochlorine pesticides and stress indicators in hawksbill sea turtle (*Eretmochelys imbricata*) nesting at Punta Xen (Campeche), Southern Gulf of Mexico. *Ecotoxicology.* 26(2), 173–183.
<https://doi.org/10.1007/s10646-016-1752-5>.
144. van de Merwe, J. P., Hodge, M., Olszowy, H. A., Whittier, J. M., & Lee, S. Y., 2010. Using blood samples to estimate persistent organic pollutants and metals in green sea turtles (*Chelonia mydas*). *Marine Pollution Bulletin*, 60(4), 579–588. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2009.11.006>.
145. van de Merwe, J.P., Hodge, M., Olszowy, H.A., Whittier, J.M., Ibrahim, K., Lee, S.Y., 2009. Chemical contamination of green turtle (*Chelonia mydas*) eggs in Peninsular Malaysia: Implications for conservation and public health. *Environmental Health Perspectives.* 117(9), 1397–1401.
<https://doi.org/10.1289/ehp.0900813>.
146. Vilca, F. Z., Rossi, S., de Olinda, R. A., Sánchez-Sarmiento, A. M., Prioste, F. E. S., Matushima, E. R., & Tornisielo, V. L., 2018. Concentrations of polycyclic aromatic hydrocarbons in liver samples of juvenile green sea turtles from Brazil: Can these compounds play a role in the development of fibropapillomatosis?. *Marine Pollution Bulletin*, 130, 215-222.
<https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2018.03.021>.
147. Villa, C. A., Flint, M., Bell, I., Hof, C., Limpus, C. J., & Gaus, C., 2017. Trace element reference intervals in the blood of healthy green sea turtles to evaluate exposure of coastal populations. *Environmental Pollution*, 220, 1465–1476. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2016.10.085>.
148. Viñas, L., Franco, M. A., Soriano, J. A., González, J. J., Pon, J., & Albaigés, J., 2010. Sources and distribution of polycyclic aromatic

- hydrocarbons in sediments from the Spanish northern continental shelf. Assessment of spatial and temporal trends. *Environmental Pollution*, 158(5), 1551-1560. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2009.12.023>.
149. Viveros-Ruiz, A.D., 2013. Química y ecotoxicología de los herbicidas. In: Botello AV, Rendón von Osten J, Benítez J & Gold-Boucht G (Eds.) Golfo de México. Contaminación e impacto ambiental: diagnóstico y tendencias. UAC, UNAM-ICMYL, CINVESTAV-Unidad Mérida, pp 1-13.
150. Wang, H., 2005. Trace metal uptake and accumulation pathways in Kemp's ridley sea turtles (*Lepidochelys kempii*). Texas A&M University. Doctoral Thesis. 275 pp.
151. Wibbels, T. and Bevan, E., 2019. *Lepidochelys kempii* (errata version published in 2019). The IUCN Red List of Threatened Species 2019: e.T11533A155057916. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2019-2.RLTS.T11533A155057916.en>. Fecha de consulta: 04 marzo, 2020).
152. Wickliffe, J., Overton, E., Frickel, S., Howard, J., Wilson, M., Simon, B., Echsner, S., Nguyen, D., Gaunrhe, D., Blake, D., Miller, C., Elferink, C., Ansari, S., Fernando, H., Trapido, E., and Kane, A., 2014. Evaluation of polycyclic aromatic hydrocarbons using analytical methods, toxicology, and risk assessment research: seafood safety after a petroleum spill as an example. *Environmental Health Perspectives*, 122(1), 6-9. <https://doi.org/10.1289/ehp.1306724>.
153. Yipel, M., Tekeli, İ. O., İşler, C. T., & Altuğ, M. E., 2017. Heavy metal distribution in blood, liver and kidneys of Loggerhead (*Caretta caretta*) and Green (*Chelonia mydas*) sea turtles from the Northeast Mediterranean Sea. *Marine Pollution Bulletin*, 125(1-2), 487-491. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.08.011>.
154. Zavala-Norzagaray, A. A., Ley-Quiñónez, C. P., Espinosa-Carreón, T. L., Canizalez-Román, A., Hart, C. E., & Aguirre, A. A., 2014. Trace elements in blood of sea turtles *Lepidochelys olivacea* in the gulf of California, Mexico. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 93(5), 536-541. <https://doi.org/10.1007/s00128-014-1320-8>.

155. Zhang, H., 2006. Photochemical redox reactions of mercury. *Struct. Bond.* 120:3779. https://doi.org/10.1007/430_015

10 ANEXOS

10.1 Publicaciones

Artículo científico arbitrado

1. Nava-Montes A.D., G. Espinosa-Reyes, R. Flores-Ramírez and P. Ramírez-Romero, 2020. Persistent organic pollutants in Kemp's Ridley sea turtle *Lepidochelys kempii* in Playa Rancho Nuevo Sanctuary, Tamaulipas, Mexico. *Science of the Total Environment* 739, 140176.
<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.140176>

Libro

1. Nava – Montes, A.D. y P. Ramírez-Romero (*En prensa*). Concentraciones de metales en la población de la tortuga lora *Lepidochelys kempii*, que anida en el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas, México. En: Contribuciones Selectas en Ecotoxicología y Química Ambiental en México. Volumen 2. Universidad Autónoma del Estado de México y Asociación Mesoamericana de Química Ambiental-AMEQA.

10.2 Presentación en congresos

Congresos nacionales

1. Nava-Montes, A.D., 2016. Determinación de HAP y metales en sangre de Tortuga Lora (*Lepidochelys kempii*) del Santuario Rancho Nuevo, Tamps. México. En: VII Congreso AMEQA, del 1 al 5 de agosto del 2016, Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Unidad Zacatenco. Ponente.
2. Nava-Montes, A.D. y P. Ramírez-Romero, 2018. Environmental sensitivity index map for the protection of Kemp's ridley sea turtle *Lepidochelys kempii* in case of a spill of crude oil in the Gulf of Mexico. En: Memorias 1st CBI Students' Meeting. Pág. 85.

3. Nava-Montes, A. D., M. E. Calderón-Segura, R. García-Martínez, G. Espinosa-Reyes, R. Flores-Ramírez, M. López-Carrasco, H. H. Acosta-Sánchez, Nevárez-Domínguez, L.A., P. Ramírez-Romero, 2020. Las tortugas marinas como organismos bioindicadores del estado de salud de los ecosistemas marinos. En: Encuentro Estudiantil de la Asociación Mesoamericana de Ecotoxicología y Química Ambiental, del 14 al 16 de octubre del 2020, Memorias pág. 66. Cartel.

Congresos internacionales

1. Nava-Montes A.D., G. Espinosa-Reyes, R. Flores-Ramírez and P. Ramírez Romero, 2019. Persistent organic pollutants in Kemp's Ridley Turtles (*Lepidochelys kempii*) from Mexico. En: SETAC North America 40th Annual Meeting in Toronto, Canada on 3-7 November 2019. Cartel.
2. Nava-Montes A.D., M. E. Calderón-Segura, R. García-Martínez, G. Espinosa-Reyes, R. Flores-Ramírez, M. López-Carrasco, H. H. Acosta-Sánchez and P. Ramírez-Romero, 2020. DNA Damage Assessment in Peripheral Blood Cells of Kemp's Ridley Sea Turtle (*Lepidochelys kempii*) Nesting in Playa Rancho Nuevo Sanctuary, Tamaulipas, Mexico. En: SETAC North America 41th Annual Meeting in Texas, USA on 15-19 November 2020. Cartel.

10.3 Permisos de colecta científica de muestras de sangre en *L. kempii*.

SGPA/DGVS/04000/15, SGPA/DGVS/04403/16 y SGPA/DGVS/004057/18.



SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES

SUBSECRETARÍA DE GESTIÓN
PARA LA PROTECCIÓN AMBIENTAL
DIRECCIÓN GENERAL DE VIDA SILVESTRE

OFICIO NÚM. SGPA/DGVS/ 04000 /15

MÉXICO, D. F., A 16 DE ABRIL DE 2015

"2015, Año del Generalísimo José María Morelos y Pavón".

M. EN C. ADRIANA LAURA SARTÍ MARTÍNEZ
PROGRAMA NACIONAL PARA LA CONSERVACIÓN
DE LAS TORTUGAS MARINAS
DIRECCIÓN DE ESPECIES PRIORITARIAS PARA LA CONSERVACIÓN
COMISIÓN NACIONAL DE ÁREAS NATURALES PROTEGIDAS
CAMINO AL AJUSCO No. 200, COL. JARDINES DE LA MONTAÑA
DELEGACIÓN TLALPAN, DISTRITO FEDERAL
C.P. 14210 - MÉXICO
TEL. 5449 7013, isarti@conanp.gob.mx, abarragan@conanp.gob.mx

Considerando que ha dado cumplimiento a los requisitos establecidos para efectuar investigación y colecta científica de flora y fauna silvestres en territorio mexicano y con fundamento en el Artículo 32 Bis fracciones I, III, XX, XXXIX de la Ley Orgánica de la Administración Pública Federal; Artículos 19 fracción XXV y 32 fracciones VI, XVIII, XXI, XXIV del Reglamento Interior de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, publicado en el Diario Oficial de la Federación el 26 de noviembre de 2012; 79, 80 fracción I, 82, 83 y 87 párrafo cuarto de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente; Artículos 9º. Fracción XII, 97 y 98 de la Ley General de Vida Silvestre; 12, 123 Fracción III y 126 del Reglamento de la Ley General de Vida Silvestre; Artículo 85, Artículo 88, fracciones I y II, Artículo 105, fracciones II y III del Reglamento de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente en Materia de Áreas Naturales Protegidas (ANP's); las disposiciones relativas de la Norma Oficial Mexicana NOM-126-SEMARNAT-2000, por la que se establecen las especificaciones para la realización de actividades de colecta científica de material biológico de especies de flora y fauna silvestres y otros recursos biológicos en el territorio nacional; la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, protección ambiental-especies nativas de México de flora y fauna silvestres-categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-lista de especies en riesgo, la Dirección General de Vida Silvestre **autoriza** la Colecta Científica por proyecto sobre especies o poblaciones en riesgo o sobre hábitat crítico, para realizar las siguientes actividades inherente al Proyecto denominado "**Monitoreo del impacto del derrame petrolero Deepwater Horizon sobre la tortuga Lora *Lepidochelys kempii***":

- Colecta de hasta dos (02) huevos por nido (dependiendo de la temporada, serán huevos frescos ó no eclosionados encontrados durante la revisión de los nidos emergidos) de la especie "tortuga lora" ***Lepidochelys kempii***, se realizará la colecta en treinta nidos.
- Colecta de muestras de tejido muscular, hígado de "tortuga lora" ***Lepidochelys kempii*** encontradas muertas en el área de estudio.
- Obtención de muestra de sangre de ejemplares (hembras anidadoras) de la especie "tortuga lora" ***Lepidochelys kempii***, para determinar Hidrocarburos Aromáticos Policíclicos HAPs, Metales pesados, evaluación del daño celular (ADN) por prueba "Ensayo cometa".

continúa al reverso.../

Hoja 1 de 2

Las actividades de colecta se llevarán a cabo en **las Playas del Santuario de Rancho Nuevo, Estado de Tamaulipas, incluyendo el Área Natural Protegida Santuario de Tortugas "Playa de Rancho Nuevo**. Esta autorización tendrá una vigencia de un (01) año a partir de la expedición de la presente.

Las actividades se realizarán con el Aval de la Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONANP), con la colaboración de Roberto Álvarez Echevarría, Héctor Hugo Acosta Sánchez, Héctor Ledezma Paniagua, Aída Christiane Lozano Juaregui de la Institución antes mencionada; Blanca Mónica Zapata Nájera del Área de Protección de Flora y Fauna Laguna Madre y Delta del Río Bravo (CONANP); Arturo Gavilán García, Alma Delia Nava Montes, Román Ibarra Martínez, Víctor Hugo Ríos Baza, Sonia Rangel Villfranco del Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático y el titular y colaboradores quedan sujetos a las siguientes condicionantes:

1.- Deberá cumplir con las disposiciones Administrativa, Fiscales y de Sanidad exigibles por las autoridades competentes en la Materia, sean Federales, Estatales ó Municipales, así como con las disposiciones establecidas en la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y su Reglamento en Materia de Áreas Naturales Protegidas y demás disposiciones legales aplicables.

2. - Obligatoriamente y previo al inicio de las actividades de campo en el Área Natural Protegida, deberá contactar a su Director correspondiente: Biól. Gloria Fermina Tavera Alonso, Encargada del Santuario de tortugas "Playa de Rancho Nuevo", (Calle 14 y 15 Bravo 335, Zona Centro, Ciudad Victoria, Tamaulipas, C.P. 87000, Tel. (834)315 6015, e-mail: lagunamadre@conanp.gob.mx), lo anterior para coordinar las actividades de campo con el ANP, presentar su programa de actividades, lista de participantes y fechas en que pretende ingresar al ANP; así mismo se le asignará el personal del ANP que lo acompañará durante los trabajos de campo y deberá acatar las indicaciones, acceso y recomendaciones que le haga dicho personal.

3. - En la realización del proyecto propuesto, se responsabilizará al titular de la investigación de cualquier impacto significativo que resulte sobre las poblaciones de la flora o fauna silvestres y sus hábitats, por lo que deberá considerar el riesgo de perturbación del ecosistema, antes de su ejecución y no llevarlo a cabo si existe algún riesgo.

4. - Previo al inicio de las actividades de campo, deberá enviar obligatoriamente por escrito y utilizando cualquier medio su programa de trabajo a la Delegación Federal de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales en el Estado de Tamaulipas (Tel. 01 (834) 318 5254, 318 5255), enviando copia del mismo a la Dirección General de Vida Silvestre. De igual manera, al término de dichas actividades lo notificará a esa Delegación Federal, enviándole un reporte detallado por escrito.

5.- La totalidad del material colectado deberá destinarse exclusivamente a los fines específicos del proyecto, objeto de la presente autorización. Con base al Capítulo IV, Artículo 98 de la Ley General de Vida Silvestre, el material biológico colectado será depositado en las Instalaciones de los Laboratorios del Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático (INECC) y el titular de la autorización, asume la responsabilidad de remitir a esta Dirección General, copia de la(s) constancia(s) del(os) depósito(s) debidamente firmado(s), especificando la cantidad del material depositado.

6. - Con base al Capítulo IV, Artículo 98 de la Ley General de Vida Silvestre y 126 del Reglamento de la Ley General de Vida Silvestre, el responsable del proyecto deberá someter a la consideración de la Dirección General de Vida Silvestre, en un plazo no mayor de 30 (TREINTA) días de concluida la vigencia de la presente, un informe que describa **detalladamente las actividades realizadas, los resultados obtenidos, la problemática del área trabajada, las potenciales alternativas de solución y -en su oportunidad-, la(s) publicación(es) y sobre tiros producto de la investigación.**



SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES

SUBSECRETARÍA DE GESTIÓN
PARA LA PROTECCIÓN AMBIENTAL
DIRECCIÓN GENERAL DE VIDA SILVESTRE

OFICIO NÚM. SGPA/DGVS/ 04000 /15

MÉXICO, D. F., A 16 DE ABRIL DE 2015

"2015, Año del Generalísimo José María Morelos y Pavón".

7. - Queda estrictamente **prohibido** efectuar cualquier aprovechamiento de las especies de flora y fauna silvestres, cualesquiera que sea su estatus, excepto lo aquí autorizado, así como realizar actividades en áreas naturales protegidas de México, sean Estatales o Federales, sin previa autorización.

8. - De acuerdo al Artículo 87 de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y al Capítulo IV, Artículo 97 de la Ley General de Vida Silvestre, esta autorización no ampara el aprovechamiento del material biológico colectado para fines comerciales, ni de utilización en biotecnología.

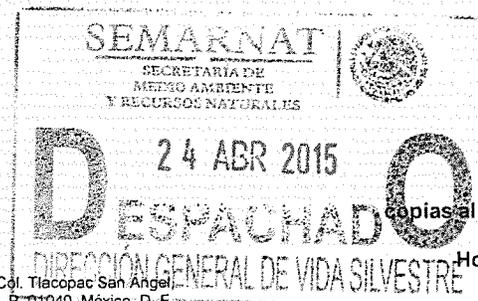
Se recomienda que durante sus actividades de campo, en el caso de observar ejemplares de especies listadas en la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, se notifique de ello (la especie, ubicación geográfica y la fecha) a esta Dirección General, en el informe de actividades antes mencionado.

La presente autorización es personal e intransferible y habrá de mostrarse a las Autoridades Federales, Estatales y Municipales cuantas veces lo soliciten. Así mismo y tomando en consideración lo establecido por el Artículo 87 de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y por el Capítulo IV, Artículo 97 de la Ley General de Vida Silvestre, el titular de la presente deberá contar con el consentimiento previo, expreso e informado de los legítimos propietarios de la(s) tierra(s) donde pretende desarrollar el proyecto.

El incumplimiento de las condiciones aquí establecidas, dará origen a la instauración de un procedimiento administrativo ante la autoridad competente, para proceder a la cancelación de la autorización y a la aplicación de la legislación correspondiente, según sea el caso.

EN SUPLENCIA POR AUSENCIA TEMPORAL DEL DIRECTOR GENERAL DE VIDA SILVESTRE
CON FUNDAMENTO EN EL ARTÍCULO 84 DEL REGLAMENTO INTERIOR DE LA SEMARNAT,
FIRMA EL PRESENTE LA DIRECTORA DE APROVECHAMIENTO DE LA VIDA SILVESTRE.

SEMARNAT
M.V.Z. LAURA ELENA GÓMEZ MONTES



copias al reverso.../

Hoja 2 de 2

C.c.p. C. Joel González Moreno.- Director General de Inspección y Vigilancia de Vida Silvestre, Recursos Marinos y Ecosistemas Costeros, PROFEPA.- Carr. Picacho Ajusco No. 200, 6º. Piso, Col. Jardines de la Montaña, Delegación Tlalpan, C.P. 14210, México D.F.
vida_silvestre@profepa.gob.mx; jmeija@profepa.gob.mx
C. Guillermo Roberto Schiainfo Pérez.- Coordinador de Asesores del Subsecretario de Gestión para la Protección Ambiental.-
coordinacion.sgpa@semarnat.gob.mx
C. Jesús González Macías.- Delegado Federal de la SEMARNAT en el Estado de Tamaulipas.-
delegado@tamaulipas.semarnat.gob.mx
C. Gloria Fermina Tavera Alonso.- Encargada del Santuario de tortugas "Playa de Rancho Nuevo".- Calle 14 y 15 Bravo 335, Zona Centro, Ciudad Victoria, Tamaulipas, C.P. 87000.- **lagunamadre@conanp.gob.mx**
C. David Gutiérrez Carbonell.- Director General de Manejo para la Conservación de Áreas Naturales Protegidas, Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas.- Carretera Picacho Ajusco No. 200, 6º. Piso, Col. Jardines de la Montaña, Delegación Tlalpan, C. P. 14210, México, D. F.- **daguti@conanp.gob.mx**
C. Fernando Sánchez Camacho.- Jefe del Departamento de Análisis para el Aprovechamiento de Otras Especies.- Edificio **fsanchez@semarnat.gob.mx**
Archivo General (09/K5-0439/04/15, 09/O1-0433/04/15).

LEGM/MACG/ESC/CFA

ColectCient-AdrianaSartiM-TORTUGA(15-4-15)

"Por una cultura ecológica y el uso eficiente del papel, las copias de conocimiento de este oficio de remiten vía electrónica"

En suplencia del Director General de Vida Silvestre Jorge Maksabedian de la Roquette, previa designación realizada mediante el Oficio No. SGPA/DGVS/03575/15 de fecha 07 de abril de 2015





SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES

SUBSECRETARÍA DE GESTIÓN
PARA LA PROTECCIÓN AMBIENTAL
DIRECCIÓN GENERAL DE VIDA SILVESTRE

OFICIO NÚM. SGPA/DGVS/ 04403 /16

CIUDAD DE MÉXICO, 10 DE MAYO DE 2016

BIOL. ALMA DELIA NAVA MONTES
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
UNIDAD IZTAPALAPA
C. CUAUHTEMOC No. 60 INT. 68
COLONIA VALLE VERDE
XOCHIMILCO, CIUDAD DE MÉXICO
C.P. 14655 - MÉXICO
Tel. 01 (55) 5107 8966, E-MAIL: delianava@gmail.com

Considerando que ha dado cumplimiento a los requisitos establecidos para efectuar investigación y colecta científica de flora y fauna silvestres en territorio mexicano y con fundamento en el Artículo 32 Bis fracciones I, III, XXII, XXXIX de la Ley Orgánica de la Administración Pública Federal; Artículo 19 fracción XXV y 32 fracción VI, XVIII, XXI, XXIV del Reglamento Interior de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, publicado en el Diario Oficial de la Federación el 26 de noviembre de 2012; 79, 80 fracción I, 82, 83 y 87 párrafo cuarto de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente; Artículos 9º. Fracción XII, 97 y 98 de la Ley General de Vida Silvestre; 12, 123 Fracción IV y 126 del Reglamento de la Ley General de Vida Silvestre; Artículo 85, Artículo 88, fracciones I y II, Artículo 105, fracciones II y III del Reglamento de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente en Materia de Áreas Naturales Protegidas (ANP's); las disposiciones relativas de la Norma Oficial Mexicana NOM-126-SEMARNAT-2000, por la que se establecen las especificaciones para la realización de actividades de colecta científica de material biológico de especies de flora y fauna silvestres y otros recursos biológicos en el territorio nacional; la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, protección ambiental-especies nativas de México de flora y fauna silvestres-categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-lista de especies en riesgo, la Dirección General de Vida Silvestre **autoriza** la licencia de colecta científica por proyecto sobre especies o poblaciones en riesgo o sobre hábitat crítico, para desarrollar las siguientes actividades inherentes al proyecto de investigación denominado: **"Determinación de hidrocarburos aromáticos policíclicos, metales y posible daño genético en la tortuga marina *Lepidochelys kempii* (Lora) que anida en el santuario Rancho Nuevo, Tamaulipas"**:

- Contención de hasta sesenta (60) ejemplares de tortuga lora (*Lepidochelys kempii*) que salen a la playa a desovar para obtener medidas morfométricas, toma de muestras de sangre (10 ml) por ejemplar y su liberación inmediata.

Las actividades se llevarán a cabo en **las Playas del Santuario Rancho Nuevo, Estado de Tamaulipas**. La presente autorización tendrá una **vigencia a partir de la emisión de la misma hasta el 30 de junio de 2016**.

La presente se expide con el aval de la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa, con la colaboración de la Dra. Patricia Ramírez Romero, **debiendo sujetarse obligatoriamente el titular y los colaboradores a las siguientes condiciones**:

Continúa al reverso.../
Hoja 1 de 2

1.- Cumplir con las disposiciones Administrativas, Fiscales y de Sanidad exigibles por las autoridades competentes en la materia, sean Federales, Estatales o Municipales, así como con las disposiciones establecidas en la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y su Reglamento en Materia de Áreas Naturales Protegidas y demás disposiciones legales aplicables.

2.- Obligatoriamente y previo al inicio de las actividades de campo en los campamentos tortugueros del Santuario Rancho Nuevo, deberá contactar a los Directores o encargados de los mismos, lo anterior para coordinar las actividades de campo, presentar su programa de actividades, lista de participantes y fechas en que pretende ingresar al Parque; asimismo se le asignará el personal del campamento tortuguero que lo acompañará durante los trabajos de campo y deberá acatar estrictamente las indicaciones y recomendaciones que le haga dicho personal.

3.- En todo momento el investigador será responsable de los impactos significativos que haya sobre las poblaciones de la flora o fauna silvestres y sus hábitats, por lo que deberá considerar el riesgo de perturbación del ecosistema, antes de su ejecución y no llevarlo a cabo si el riesgo es alto.

4.- Previo al inicio de las actividades de campo, deberá enviar obligatoriamente por escrito y utilizando cualquier medio su programa de trabajo a las Delegación Federal de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales en el Estado de Tamaulipas 01 (834) 318 5254, enviando copia del mismo a la Dirección General de Vida Silvestre. De igual manera, al término de dichas actividades lo notificará a esa Delegación Federal, enviando un reporte detallado por escrito.

5.- La totalidad del material colectado deberá destinarse exclusivamente a los fines específicos del proyecto, objeto de la presente autorización. Con base al Capítulo IV, Artículo 98 de la Ley General de Vida Silvestre, el material biológico será depositado para su análisis en el laboratorio de Ecotoxicología de la UAMI, y el titular de la autorización asume la responsabilidad de remitir a esta Dirección General, copia de la(s) constancia(s) del(los) depósitos(s) debidamente firmado(s), especificando la cantidad del material depositado.

6.- Con base al Capítulo IV, Artículo 98 de la Ley General de Vida Silvestre y 126 del Reglamento de la Ley General de Vida Silvestre, el responsable del proyecto deberá someter a la consideración de la Dirección General de Vida Silvestre, en un plazo no mayor de 30 (TREINTA) días de concluida la vigencia de la presente, un informe que describa **detalladamente** las actividades realizadas, los resultados obtenidos, la problemática del área trabajada, las potenciales alternativas de solución y -en su oportunidad-, la(s) publicación(es) y sobre tiros producto de la investigación.

7.- Queda estrictamente **prohibido** efectuar cualquier aprovechamiento de las especies de flora y fauna silvestres, cualesquiera que sea su estatus, excepto lo aquí autorizado, así como realizar actividades en áreas naturales protegidas de México, sean Estatales o Federales, sin previa autorización.

8.- De acuerdo al Artículo 87 de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y al Capítulo IV, Artículo 97 de la Ley General de Vida Silvestre, esta autorización no ampara el aprovechamiento del material biológico colectado para fines comerciales, ni de utilización en biotecnología.

Se recomienda que durante sus actividades de campo, en el caso de observar ejemplares de especies listadas en la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, se notifique de ello (la especie, ubicación geográfica y la fecha) a esta Dirección General, en el informe de actividades antes mencionado.



SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES

SUBSECRETARÍA DE GESTIÓN
PARA LA PROTECCIÓN AMBIENTAL
DIRECCIÓN GENERAL DE VIDA SILVESTRE

OFICIO NÚM. SGPA/DGVS/ 04403 /16

CIUDAD DE MÉXICO, 10 DE MAYO DE 2016

La presente autorización es personal e intransferible y habrá de mostrarse a las Autoridades Federales, Estatales y Municipales cuantas veces lo soliciten. Así mismo y tomando en consideración lo establecido en el Artículo 87 de la Ley General de Vida Silvestre el titular de la presente deberá contar con el consentimiento previo, expreso e informado de los legítimos propietarios de la(s) tierra(s) donde pretende desarrollar el proyecto.

El incumplimiento de las condiciones aquí establecidas, dará origen a la instauración de un procedimiento administrativo ante la autoridad competente, para proceder a la cancelación de la autorización y a la aplicación de la legislación correspondiente, según sea el caso.

DE CONFORMIDAD CON EL ARTÍCULO 2 FRACCIÓN XXIV, 32 Y 84 DEL REGLAMENTO INTERIOR DE LA SEMARNAT FIRMA EL PRESENTE, EN SUPLENCIA POR AUSENCIA DEFINITIVA DEL C. DIRECTOR GENERAL DE VIDA SILVESTRE, LA DIRECTORA DE APROVECHAMIENTO DE LA VIDA SILVESTRE.


SEMARNAT
M. EN C. LAURA ELENA GÓMEZ MONTES

C.c.p-
C. Joel González Moreno.- Director General de Inspección de Vida Silvestre, Recursos Marinos y Ecosistemas Costeros, PROFEPA. e-mail: vida_silvestre@profepa.gob.mx, jmejia@profepa.gob.mx
C. Jesús González Macías.- Delegado Federal de la SEMARNAT en el Estado de Tamaulipas.- e-mail: delegado@tamaulipas.semarnat.gob.mx
Carlos Alberto Sifuentes Lugo.- Dirección Regional Noreste y Sierra Madre Oriental.- e-mail: casifuentes@conanp.gob.mx
C. David Gutiérrez Carbonell.- Director General de Manejo para la Conservación de Áreas Naturales Protegidas, Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas. e-mail: daguti@conanp.gob.mx
C. Miguel Ángel Espinosa Luna.- Coordinador de Asesores de la Subsecretaría de Gestión para la Protección Ambiental.- e-mail: coordinacion.sgpa@semarnat.gob.mx
C. Fernando Sánchez Camacho.- Departamento de Análisis para el Aprovechamiento de Otras Especies. e-mail: fsanchez@semarnat.gob.mx

Archivo General 09/K5-1436/04/16
LEGM/MACG/FSC/OCT

c:oscar/colecta cientifica/Alma Delia Nava M(tortuga lora-mod B) SUNIVS (04-05-16)

"Por una cultura ecológica y el uso eficiente del papel, las copias de conocimiento de este asunto son remitidas vía electrónica".

"En suplencia por ausencia definitiva del Director General de Vida Silvestre y de conformidad con lo dispuesto en los Artículos 2 fracción XXIV, 32 y 84 del Reglamento interior de la SEMARNAT, publicado en el Diario Oficial de la Federación el 26 de noviembre de 2012, suscribe la Directora de Aprovechamiento de la Vida Silvestre, previa designación hecha mediante oficio No. SGPA /DGVS/04133/16 de fecha 29 de abril de 2016".

Hoja 2 de 2

SEMARNAT

SECRETARÍA DE
MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES



SUBSECRETARÍA DE GESTIÓN PARA LA PROTECCIÓN
AMBIENTAL

DIRECCIÓN GENERAL DE VIDA SILVESTRE

Oficio N° SGPA/DGVS/ 004057 /18

Ciudad de México, a 15 de mayo de 2018

DRA. PATRICIA RAMÍREZ ROMERO
DEPARTAMENTO DE HIDROBIOLOGÍA
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA, UNIDAD IZTAPALAPA
AVENIDA SAN RAFAEL ATLIXCO No. 186
IZTAPALAPA, CIUDAD DE MÉXICO
C.P. 09340 - MÉXICO
Tel: 55 5804 6493, E-MAIL: patt@xanum.uam.mx, pattdf@gmail.com

En atención a la solicitud de licencia de colecta científica o con propósitos de enseñanza en materia de vida silvestre, recibida en esta Dirección General el 23 de abril de 2018, a la cual se le asignó la bitácora 09/K6-1201/04/18 y considerando que ha dado cumplimiento a los requisitos establecidos para efectuar investigación y colecta científica de flora y fauna silvestres en territorio mexicano y con fundamento en el Artículo 32 Bis fracciones I, III, XXII, XXXIX de la Ley Orgánica de la Administración Pública Federal; Artículo 19 fracción XXV y 32 fracción VI, XVIII, XXI, XXIV del Reglamento Interior de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, publicado en el Diario Oficial de la Federación el 26 de noviembre de 2012; 79, 80 fracción I, 82, 83 y 87 párrafo cuarto de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente; Artículos 9º. Fracción XII, 97 y 98 de la Ley General de Vida Silvestre; 12, 123 Fracción IV y 126 del Reglamento de la Ley General de Vida Silvestre; Artículo 85, Artículo 88, fracciones I y II, Artículo 105, fracciones II y III del Reglamento de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente en Materia de Áreas Naturales Protegidas (ANP's); por la que se establecen las especificaciones para la realización de actividades de colecta científica de material biológico de especies de flora y fauna silvestres y otros recursos biológicos en el territorio nacional; la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, protección ambiental-especies nativas de México de flora y fauna silvestres-categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-lista de especies en riesgo y el Oficio No. F00.7.DRPCGM.-0391/2018 de fecha 10 de mayo de 2018, emitido por la Dirección General de Operación Regional de la CONANP, la Dirección General de Vida Silvestre **autoriza** la licencia de colecta científica o con propósitos de enseñanza en materia de vida silvestre por proyecto, sobre especies o poblaciones en riesgo o sobre hábitat crítico, para desarrollar las siguientes actividades inherentes al proyecto de investigación denominado: **"Monitoreo de contaminantes y sus efectos en la tortuga lora *Lepidochelys kempii* en Rancho Nuevo, Tamaulipas."** con el objetivo de determinar las concentraciones de metales en sangre de tortuga marina.

- Contención de hasta treinta (30) ejemplares de "tortuga lora" *lepidochelys kempii* para toma de datos morfométricos, obtener muestra de sangre y su liberación inmediata.

Las actividades se llevarán a cabo en las localidades de: **el Santuario Rancho Nuevo, Tamaulipas, dentro de Áreas Naturales Protegidas.** Esta autorización tendrá una **vigencia** a partir de la emisión de la misma al **30 de septiembre de 2018.**

La presente se expide con el aval del Departamento de Hidrobiología de la Universidad Autónoma Metropolitana, con la colaboración de CC., M. en C. Alma Delia Nava Montes, M. en Biol. Selene



Karina Trujillo Vázquez, debiendo sujetarse obligatoriamente la titular y colaboradores a las siguientes condiciones:

- 1.- Cumplir con las disposiciones Administrativas, Fiscales y de Sanidad exigibles por las autoridades competentes en la materia, sean Federales, Estatales o Municipales, así como con las disposiciones establecidas en la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y su Reglamento en Materia de Áreas Naturales Protegidas y demás disposiciones legales aplicables.
- 2.- Obligatoriamente y previo al inicio de las actividades de campo en Áreas Naturales Protegidas deberá realizar ante la CONANP el tramite CNANP-00-007, "Aviso para realizar actividades de investigación con colecta o manipulación de ejemplares de flora y fauna silvestre en ANP", y deberá contactar a la M.C. Martha López Hernández, Encargada del despacho del APFF Laguna Madre y Delta del Río Bravo (Calle 14 y 15 Bravo No. 335, Col. Victoria, Tel. 01 (834) 315 60 15, para coordinarse y apoyar a la realización de las actividades de campo, presentar su programa de actividades, lista de participantes y fechas en que pretende ingresar; asimismo se le asignará el personal del ANP que lo acompañará durante los trabajos de campo y deberá acatar las indicaciones y recomendaciones que le haga dicho personal, al término de su visita y no más de 30 días naturales, deberá enviar informes periódicos e informe final detallado de manera física y electrónica de las actividades realizadas y los resultados obtenidos a la Dirección del ANP y deberá acatar lo establecido en el programa de manejo y Reglas Administrativas del ANP y a las indicaciones y recomendaciones que realice el personal de la CONANP y del Director o Encargado de la ANP.
- 3.- En todo momento el investigador será responsable de los impactos significativos que haya sobre las poblaciones de la flora o fauna silvestres y sus hábitats, por lo que deberá considerar el riesgo de perturbación del ecosistema, antes de su ejecución y no llevarlo a cabo si el riesgo es alto.
- 4.- La totalidad del material colectado deberá destinarse exclusivamente a los fines específicos del proyecto, objeto de la presente autorización. Con base al Capítulo IV, Artículo 98 de la Ley General de Vida Silvestre, las muestras colectados serán depositados en el Laboratorio de Ecotoxicología de la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa, la titular de la autorización, asume la responsabilidad de remitir a esta Dirección General, copia de la(s) constancia(s) del(os) depósito(s) debidamente firmado(s), especificando la cantidad del material depositado
- 5.- Previo al inicio de las actividades de campo, deberá enviar obligatoriamente por escrito y utilizando cualquier medio su programa de trabajo a la Delegación Federal de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales en el Estado de **Tamaulipas** 01 (834) 318 5254, y enviando copia del mismo a la Dirección General de Vida Silvestre. De igual manera, al término de dichas actividades lo notificará a esa Delegación Federal, enviando un reporte detallado por escrito.
- 6.- Con base al Capítulo IV, Artículo 98 de la Ley General de Vida Silvestre y 126 del Reglamento de la Ley General de Vida Silvestre, el responsable del proyecto deberá someter a la consideración de la Dirección General de Vida Silvestre, en un plazo no mayor de 30 (TREINTA) días de concluida la vigencia de la presente, un informe que describa detalladamente las actividades realizadas, los resultados obtenidos, la problemática del área trabajada, las potenciales alternativas de solución y -en su oportunidad-, la(s) publicación(es) y sobre tiros producto de la investigación.

SEMARNAT

SECRETARÍA DE
MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES



SUBSECRETARÍA DE GESTIÓN PARA LA PROTECCIÓN
AMBIENTAL

DIRECCIÓN GENERAL DE VIDA SILVESTRE

Oficio N° SGPA/DGVS/ 004057 /18

7.- Queda estrictamente **prohibido** efectuar cualquier aprovechamiento de las especies de flora y fauna silvestres, cualquiera que sea su estatus, excepto lo aquí autorizado, así como realizar actividades en áreas naturales protegidas de México, sean Estatales o Federales, sin previa autorización.

8.- De acuerdo al Artículo 87 de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y al Capítulo IV, Artículo 97 de la Ley General de Vida Silvestre, esta autorización no ampara el aprovechamiento del material biológico colectado para fines comerciales, ni de utilización en biotecnología.

Se recomienda que, durante sus actividades de campo, en el caso de observar ejemplares de especies listadas en la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, se notifique de ello (la especie, ubicación geográfica y la fecha) a esta Dirección General, en el informe de actividades antes mencionado.

La presente autorización es personal e intransferible y habrá de mostrarse a las Autoridades Federales, Estatales y Municipales cuantas veces lo soliciten.

El incumplimiento de las condiciones aquí establecidas, dará origen a la instauración de un procedimiento administrativo ante la autoridad competente, para proceder a la cancelación de la autorización y a la aplicación de la legislación correspondiente, según sea el caso.

Notifíquese la presente resolución a la **DRA. PATRICIA RAMÍREZ ROMERO**, DEPARTAMENTO DE HIDROBIOLOGÍA de la UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA, por alguno de los medios legales previstos por el Artículo 35 y demás relativos y aplicables de la Ley Federal de Procedimiento Administrativo.

A T E N T A M E N T E
EL DIRECTOR GENERAL DE VIDA SILVESTRE



LIC. JOSÉ LUIS PEDRO FUNES IZAGUIRRE.

“Por un uso eficiente del papel, las copias de conocimiento de este asunto son remitidas vía electrónica”.

C.c.e.p. C. Joel González Moreno.- Director General de Inspección de Vida Silvestre, Recursos Marinos y Ecosistemas Costeros, PROFEPA. e-mail: vida_silvestre@profepa.gob.mx, jmeja@profepa.gob.mx
C. Jesús González Macías.- Delegado Federal de la SEMARNAT en el Estado de Tamaulipas.- e-mail: jesus.glzma@tamaulipas.semarnat.gob.mx
C. Aureliano Salinas Peña.-Delegado de la PROFEPA en el Estado de Tamaulipas.- e-mail: asalinas@profepa.gob.mx
C. Cinthya Aurora Pérez Tirado.- Directora General de Operación Regional de la CONANP.- e-mail: cinthya.perez@conanp.gob.mx
C. Noe Ríos Somoza.- Coordinación de Asesores de la Subsecretaría de Gestión para la Protección Ambiental.- e-mail: noe.rios@semarnat.gob.mx.
Subdirección de Comercio Nacional, Internacional y Otros Aprovechamientos.

Archivo (09/K6-1201/04/18. DGVS-01962/1805)

c:madian/colecta científica/PatriciaRamirezRomero(tortugas-CONANP-Rancho Nuevo) (14-05-18)



SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES

**SUBSECRETARÍA DE GESTIÓN PARA
LA PROTECCIÓN AMBIENTAL
DIRECCIÓN GENERAL DE VIDA SILVESTRE**

**ASUNTO: NOTIFICACIÓN EN EL ESPACIO DE
CONTACTO CIUDADANO (ECC) DE LA
DIRECCIÓN GENERAL DE VIDA SILVESTRE**

En la Ciudad de México, Distrito Federal, siendo las 02:04 p. m. horas del día 19 de JULIO de dos mil DIECIOCHO, el (la) suscrito(a) MARÍA JULIETA REGALADO MARTÍNEZ, dependiente de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, quien se identifica en este acto con la credencial de la SEMARNAT que le acredita como personal adscrito en dicha dependencia y expedida por el C. JOSÉ ÁNGEL GONZÁLEZ ARREOLA, Director General de Desarrollo Humano y Organizacional de la SEMARNAT, quien manifiesto:

----- Que estando ubicado en Av. Ejercito Nacional No. 223, en el Espacio de Contacto Ciudadano (ECC), Colonia Anáhuac, Delegación Miguel Hidalgo, de esta Ciudad de México, se presenta el (la) ALMA DELIA NAVA MONTES, en su caracter PERSONA AUTORIZADA para oír y recibir toda clase de notificaciones y documentos, quien se identifica con cred No.

C. mismo (a) que manifiesta recibe el presente oficio para dar cumplimiento en tiempo y forma. Esta diligencia se practica de manera personal en observancia a lo dispuesto por los artículos 35, fracción II, 38 y 39 de la Ley Federal de Procedimiento Administrativo -----

Acto seguido se notifica y entrega personalmente documento con número 004057 expedida con fecha 15 de JUNIO de dos mil DIECIOCHO, firmado por el C. JOSÉ LUIS PEDRO FUNES IZAGUIRRE Director General de Vida Silvestre de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, así como copia con firma autógrafa de la presente cédula; no habiendo más asuntos que tratar se cierra la presente notificación, siendo las 02:04 p. m. del mismo día y lugar de su inicio, firmando al calce quienes en ella intervinieron quisieron hacerlo.

y

NOTIFICADOR

MARÍA JULIETA REGALADO MARTÍNEZ

NOMBRE Y FIRMA



INTERESADO

ALMA DELIA NAVA MONTES

NOMBRE Y FIRMA



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

ACTA DE DISERTACIÓN PÚBLICA

No. 0007

Matrícula: 2151801037

Línea base de contaminantes orgánicos persistentes y metales en sangre, y posible daño genético en la tortuga marina *Lepidochelys kempii* (lora) que anida en el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas.



Con base en la Legislación de la Universidad Autónoma Metropolitana, en la Ciudad de México se presentaron a las 10:00 horas del día 18 del mes de diciembre del año 2020 POR VÍA REMOTA ELECTRÓNICA, los suscritos miembros del jurado designado por la Comisión::

DRA. MARIA GUADALUPE PONCE VELEZ
DRA. MARIA ELENA CALDERON SEGURA
DR. GUILLERMO ESPINOSA REYES
DRA. ROCIO GARCIA MARTINEZ
DRA. GUADALUPE BARRERA ESCORCIA

Bajo la Presidencia de la primera y con carácter de Secretaria la última, se reunieron a la presentación de la Disertación Pública cuya denominación aparece al margen, para la obtención del grado de:

DOCTORA EN CIENCIAS (ENERGIA Y MEDIO AMBIENTE)

DE: ALMA DELIA NAVA MONTES

y de acuerdo con el artículo 78 fracción IV del Reglamento de Estudios Superiores de la Universidad Autónoma Metropolitana, los miembros del jurado resolvieron:

ALMA DELIA NAVA MONTES
ALUMNA

APROBAR

Acto continuo, la presidenta del jurado comunicó a la interesada el resultado de la evaluación y, en caso aprobatorio, le fue tomada la protesta.

REVISÓ

MTRA. ROSALIA SERRANO DE LA PAZ
DIRECTORA DE SISTEMAS ESCOLARES

DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CBI

DR. JESUS ALBERTO OCHOA TAPIA

PRESIDENTA

DRA. MARIA GUADALUPE PONCE VELEZ

VOCAL

DRA. MARIA ELENA CALDERON SEGURA

VOCAL

DR. GUILLERMO ESPINOSA REYES

VOCAL

DRA. ROCIO GARCIA MARTINEZ

SECRETARIA

DRA. GUADALUPE BARRERA ESCORCIA



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

ACTA DE DISER

Línea base de contaminantes orgánicos persistentes y metales en sangre, y posible daño genético en la tortuga marina *Lepidochelys kempii* (lora) que anida en el Santuario Playa de Rancho Nuevo, Tamaulipas.



ALMA DELIA NAVA MONTES
ALUMNA

REVISÓ

MTRA. ROSALIA SERRANO DE LA PAZ
DIRECTORA DE SISTEMAS ESCOLARES

DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CBI

DR. JESUS ALBERTO OCHOA TAPIA

PRESIDENTA

DRA. MARIA GUADALUPE PONCE VELEZ

DRA. MARIA E

VOCAL

DR. GUILLERMO ESPINOSA REYES

VOCAL

DRA. ROCIO GARCIA MARTINEZ

DRA. GUADAI

Con base en la Legislación de la Univ Metropolitana, en la Ciudad de México se p 10:00 horas del día 18 del mes de diciem POR VÍA REMOTA ELECTRÓNICA, los suscri jurado designado por la Comisión::

DRA. MARIA GUADALUPE PONCE VELEZ
DRA. MARIA ELENA CALDERON SEGURA
DR. GUILLERMO ESPINOSA REYES
DRA. ROCIO GARCIA MARTINEZ
DRA. GUADALUPE BARRERA ESCORCIA

Bajo la Presidencia de la primera y Secretaria la última, se reunieron a la pr Disertación Pública cuya denominación ap para la obtención del grado de:

DOCTORA EN CIENCIAS (ENERGIA Y MEDIO AMBIE
DE: ALMA DELIA NAVA MONTES

y de acuerdo con el artículo 78 fracción I de Estudios Superiores de la Unive Metropolitana, los miembros del jurado res

APROBAR

Acto continuo, la presidenta del jurad interesada el resultado de la evaluaci aprobatorio, le fue tomada la protesta.

El presente documento cuenta con la firma –autógrafa, escaneada o digital, según corresponda- del funcionario universitario c que aparecen en esta acta – Temporal, digital o dictamen- son auténticas y las mismas que usan los c.c. profesores menciona