



UJAT

UNIVERSIDAD JUÁREZ AUTÓNOMA DE TABASCO

DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



DACB

**CARACTERIZACIÓN BACTERIANA DE LAS HECES FECALES EN
COCODRILO DE PANTANO (*Crocodylus moreletii*), EN DOS
ECOSISTEMAS URBANOS Y UNA UNIDAD DE MANEJO (UMA)**

TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

LICENCIADA EN BIOLOGÍA

PRESENTA:

MÓNICA DE LOS ÁNGELES LÓPEZ CUSTODIO

BAJO LA DIRECCIÓN DE:

MCA. LUCERO VÁZQUEZ CRUZ

EN CODIRECCIÓN DE:

DRA. JUDITH ANDREA RANGEL MENDOZA

VILLAHERMOSA, TABASCO, DICIEMBRE 2024.

Declaración de Autoría y Originalidad

En la Ciudad de Villahermosa, Tabasco, el día 29 del mes de Noviembre del año 2024, el que suscribe **Mónica de los Ángeles López Custodio** alumna del Programa de Licenciatura en Biología con número de matrícula **182G22078**, adscrito a la **División Académica de Ciencias Biológicas**, de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, como autora de la Tesis presentada para la obtención del título de **Licenciatura en Biología** y titulada **“Caracterización bacteriana de las heces fecales en cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) en dos ecosistemas urbanos y una unidad de manejo (UMA)”** dirigida por **M.C.A Lucero Vázquez Cruz** y **DRA. Judith Andrea Rangel Mendoza**.

DECLARO QUE:

La Tesis es una obra original que no infringe los derechos de propiedad intelectual ni los derechos de propiedad industrial u otros, de acuerdo con el ordenamiento jurídico vigente, en particular, la LEY FEDERAL DEL DERECHO DE AUTOR (Decreto por el que se reforman y adicionan diversas disposiciones de la Ley Federal del Derecho de Autor del 01 de Julio de 2020 regularizando y aclarando y armonizando las disposiciones legales vigentes sobre la materia), en particular, las disposiciones referidas al derecho de cita.

Del mismo modo, asumo frente a la Universidad cualquier responsabilidad que pudiera derivarse de la autoría o falta de originalidad o contenido de la Tesis presentada de conformidad con el ordenamiento jurídico vigente

Villahermosa, Tabasco a 29 de noviembre 2024.



Mónica de los Ángeles López Custodio

Nombre y Firma



**UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO**
"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



2024
**Felipe Carrillo
PUERTO**
GOBIERNO DEL ESTADO DE TABASCO
SECRETARÍA DE EDUCACIÓN
UNIVERSIDAD DE MÉXICO

**DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
DIRECCIÓN**

Villahermosa, Tab., a 29 de Noviembre de 2024

ASUNTO: Autorización de Modalidad de Titulación

**C. LIC. MARIBEL VALENCIA THOMPSON
JEFE DEL DEPTO. DE CERTIFICACIÓN Y TITULACION
DIRECCIÓN DE SERVICIOS ESCOLARES
PRESENTE**

Por este conducto y de acuerdo a la solicitud correspondiente por parte del interesado, informo a usted, que en base al reglamento de titulación vigente en esta Universidad, ésta Dirección a mi cargo, autoriza a la **C. MÓNICA DE LOS ÁNGELES LÓPEZ CUSTODIO** egresada de la Lic. en **BIOLOGÍA** de la División Académica de **CIENCIAS BIOLÓGICAS** la opción de titularse bajo la modalidad de Tesis denominado: **"CARACTERIZACIÓN BACTERIANA DE LAS HECE FECALES EN COCODRILO DE PANTANO (*Crocodylus moreletii*) EN DOS ECOSISTEMAS URBANOS Y UNA UNIDAD DE MANEJO (UMA)"**.

Sin otro particular, aprovecho la ocasión para saludarle afectuosamente.

A T E N T A M E N T E


**DR. ARTURO GARRIDO MORA
DIRECTOR DE LA DIVISIÓN ACADEMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**

**U.J.A.T.
DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**



DIRECCIÓN

C.c.p.- Expediente Alumno de la División Académica

C.c.p.- Interesado



**UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO**

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



2024
**Felipe Carrillo
PUERTO**
Presidente del movimiento
estudiantil por la autonomía
de Tabasco
COMUNIDAD DE
MÉXICO

DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
DIRECCIÓN

NOVIEMBRE 28 DE 2024

**C. MÓNICA DE LOS ÁNGELES LÓPEZ CUSTODIO
PAS. DE LA LIC. EN BIOLOGIA
PRESENTE**

En virtud de haber cumplido con lo establecido en los Arts. 80 al 85 del Cap. III del Reglamento de titulación de esta Universidad, tengo a bien comunicarle que se le autoriza la impresión de su Trabajo Recepcional, en la Modalidad de Tesis denominado: **"CARACTERIZACIÓN BACTERIANA DE LAS HECES FECALES EN COCODRILO DE PANTANO (*Crocodylus moreletii*) EN DOS ECOSISTEMAS URBANOS Y UNA UNIDAD DE MANEJO (UMA)"**, asesorado por la MCA. Lucero Vázquez Cruz y Dra. Judith Andrea Rangel Mendoza, sobre el cual sustentará su Examen Profesional, cuyo jurado está integrado por la MCA. Rosa Martha Padrón López, Dra. Alba Zulema Rodas Martínez, MCA. Lucero Vázquez Cruz, Dr. Marco Antonio López Luna y Dr. Rafael Ávila Flores.

ATENTAMENTE
ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE

DR. ARTURO GARRIDO MORA
DIRECTOR

U.J.A.T.
DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



DIRECCIÓN

C.c.p.- Expediente del Alumno.
Archivo.



**UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO**

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



2024
**Felipe Carrillo
PUERTO**
PROFESOR DE INVESTIGACIÓN
ACADÉMICA Y ADMINISTRATIVA
DEL UJAT
UNIVERSIDAD DE
MÉXICO

**DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
DIRECCIÓN**

22 de noviembre de 2024

**C. Mónica de los Ángeles López Custodio
Pasante de la Lic. en Biología**

En cumplimiento de los lineamientos de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, se implementó la revisión del trabajo recepcional (Tesis), a través de la plataforma Turnitin iThenticate para evitar el plagio e incrementar la calidad en los procesos académicos y de investigación en esta División Académica. Esta revisión se realizó en correspondencia con el Código de Ética de la Universidad y el Código Institucional de Ética para la Investigación.

Por este conducto, hago de su conocimiento las observaciones, el índice de similitud y el reporte de originalidad obtenido a través de la revisión en la plataforma iThenticate de su documento de Tesis "Caracterización bacteriana de las heces fecales en cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) en dos ecosistemas urbanos y en una Unidad de Manejo (UMA)".

OBSERVACIONES:

Se incluyó citas, se excluyó bibliografía y fuentes pequeñas (o palabras), y se limitó el tamaño de coincidencias a 16 palabras.

RESULTADO DE SIMILITUD	11 %
	15072 palabras, 58 coincidencias y 35 fuentes

Finalmente, se le solicita a la **C. Mónica de los Angeles López Custodio**, integrar en la versión final del trabajo recepcional (Tesis), este oficio y el informe de originalidad con el porcentaje de similitud de Turnitin iThenticate.

Sin otro particular al cual referirme, aprovecho la oportunidad para enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"

**DR. ARTURO GARRIDO MORA
DIRECTOR**

C.c.p. M. en C. Lucero Vázquez Cruz. Directora de tesis.
C.c.p. Archivo

**U.J.A.T.
DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**



DIRECCIÓN



KM. 0.5 CARR. VILLAHERMOSA-CÁRDENAS ENTRONQUE A BOSQUES DE SALOYA
Tel. (993) 358-1500 Ext. 6400 y 6401, e-mail: direccion.dacbiol@ujat.mx

Usar papel reciclado economiza energía, evita contaminación y despilfarro de agua y ayuda a conservar los bosques

www.ujat.mx

CARACTERIZACIÓN BACTERIANA DE LAS HECES FECALES EN COCODRILO DE PANTANO (*Crocodylus moreletii*), EN DOS ECOSISTEMAS URBANOS Y UNA UNIDAD DE MANEJO (UMA)

INFORME DE ORIGINALIDAD

11%
ÍNDICE DE SIMILITUD

FUENTES PRIMARIAS

1	www.zaragoza.unam.mx Internet	127 palabras — 1%
2	www.dspace.uce.edu.ec Internet	83 palabras — 1%
3	www.revistas.unal.edu.co Internet	82 palabras — 1%
4	1library.co Internet	68 palabras — 1%
5	admin.poresto.editor80.com Internet	62 palabras — 1%
6	pt.scribd.com Internet	60 palabras — < 1%
7	www.profepa.gob.mx Internet	59 palabras — < 1%
8	www.researchgate.net Internet	59 palabras — < 1%
9	ri.ues.edu.sv Internet	53 palabras — < 1%

10	www.carder.gov.co Internet	53 palabras — < 1%
11	archivos.tjat.mx Internet	52 palabras — < 1%
12	www.gob.mx Internet	45 palabras — < 1%
13	expeditiorepositorio.utadeo.edu.co Internet	43 palabras — < 1%
14	apps1.semarnat.gob.mx:8443 Internet	41 palabras — < 1%
15	revistas.ucr.ac.cr Internet	41 palabras — < 1%
16	www.itson.mx Internet	40 palabras — < 1%
17	eujournal.org Internet	33 palabras — < 1%
18	www.ncbi.nlm.nih.gov Internet	32 palabras — < 1%
19	cibnor.repositorioinstitucional.mx Internet	31 palabras — < 1%
20	cites.org Internet	22 palabras — < 1%
21	medio-ambiente-2010.blogspot.com Internet	22 palabras — < 1%

34

Internet

16 palabras — < 1%

35

www.uv.mx

Internet

16 palabras — < 1%

EXCLUIR CITAS

DESACTIVADO

EXCLUIR FUENTES

< 10 PALABRAS

EXCLUIR BIBLIOGRAFÍA

ACTIVADO

EXCLUIR COINCIDENCIAS

< 16 PALABRAS

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
México.

Carta de Cesión de Derechos

Villahermosa, Tabasco a 29 de noviembre 2024.

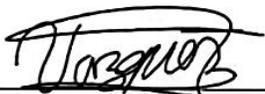
Por medio de la presente manifestamos haber colaborado como AUTOR(A) y/o AUTORES(RAS) en la producción, creación y/o realización de la obra denominada "**Caracterización bacteriana de las heces fecales en cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) en dos ecosistemas urbanos y una unidad de manejo (UMA)**".

Con fundamento en el artículo 83 de la Ley Federal del Derecho de Autor y toda vez que, la creación y/o realización de la obra antes mencionada se realizó bajo la comisión de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco; entendemos y aceptamos el alcance del artículo en mención, de que tenemos el derecho al reconocimiento como autores de la obra, y la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco mantendrá en un 100% la titularidad de los derechos patrimoniales por un período de 20 años sobre la obra en la que colaboramos, por lo anterior, cedemos el derecho patrimonial exclusivo en favor de la Universidad.

COLABORADORES



Mónica de los Ángeles López Custodio



M.C.A Lucero Vázquez Cruz



Dra. Judith Andrea Rangel Mendoza

TESTIGOS



José María Hernández Contreras



Diana Del Carmen Hernández Contreras

Dedicatoria

A mi madre, Araceli Custodio, por su esfuerzo y sacrificio incondicional, por caminar conmigo en cada paso hacia esta meta, por su confianza y su infinita paciencia.

A mi hermana, Sandy Custodio, por sus consejos, motivación y por estar siempre a mi lado, de una u otra forma.

A mi novio, José María, por su apoyo incondicional, su amor, su paciencia y por sus contribuciones en este trabajo, siempre estuvo a mi lado apoyándome hasta el último momento de este gran logro. Te amo con todo mi corazón.

A mi compañera, a mi pequeña perrihija, Pinky, quien me acompañó en cada noche de desvelo a lo largo de este proceso y quien me ha enseñado que el amor viene de distintas formas.

Esta tesis está dedicada a todos ustedes, con todo mi amor y gratitud.

Agradecimientos

A la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco por haberme formado profesionalmente.

Agradezco al Laboratorio de Microbiología y al Laboratorio de Ecología y Conservación de Fauna Silvestre Neotropical por brindarme su apoyo y abrirme las puertas para la realización de este trabajo.

Quiero expresar mi más profundo agradecimiento a la Dra. Judith Andrea Rangel por su dedicación, compromiso y apoyo constante a lo largo de este proyecto. Gracias por cada enseñanza, por sus valiosos consejos, por guiarme con paciencia y por ser una persona tan extraordinaria; la admiro profundamente.

A la M.C.A Lucero Vázquez Cruz, mi sincero agradecimiento por abrirme las puertas del laboratorio, confiar en mí y permitirme sacar adelante este trabajo. Sus enseñanzas y el conocimiento compartido sobre microbiología los aprecio mucho.

Agradezco al Dr. Marco Antonio Luna por brindarme la oportunidad de realizar mis salidas de campo y compartir conmigo sus sabios conocimientos. Además, extendiendo mi gratitud a los compañeros de la UMA que me apoyaron desinteresadamente en esta trayectoria: Jeremy, Frida y Jenni.

A mi comité revisor, la M.C.A Rosa Martha Padrón, la Dra. Alba Zulema Rodas y el Dr. Rafael Ávila Flores, gracias por sus valiosas observaciones, las cuales enriquecieron significativamente mi trabajo.

Mi agradecimiento también al Laboratorio de Tecnología del Agua a cargo del Dr. Gaspar López Ocaña, por su colaboración en el procesamiento de mis muestras de agua.

A mi familia, mi madre Araceli, mi hermana Sandy y mi novio José María, por su paciencia, apoyo y compañía en este proyecto.

A mi amiga Jennifer Cortaza, gracias por sus consejos, por su apoyo y por ser una gran amiga.

Finalmente, quisiera extender mi gratitud a las personas que no he mencionado específicamente, pero que contribuyeron a la realización de este trabajo. Su apoyo ha sido fundamental.

Índice de contenido

Dedicatoria	I
Agradecimientos	II
Índice de figuras	V
Índice de tablas	VI
Índice de anexos	VI
I. Resumen	1
II. Abstract	2
III. Introducción	3
IV. Marco teórico	5
El cocodrilo de pantano <i>Crocodylus moreletii</i>	5
Microbiota intestinal	6
Microbiota intestinal de cocodrilos	7
Calidad del agua en humedales	7
Grupo coliforme	8
Coliformes totales (CT)	8
Coliformes termotolerantes (CF)	8
Estreptococos fecales	8
V. Antecedentes	9
VI. Justificación	11
VII. Pregunta de investigación	13
VIII. Hipótesis	13
IX. Objetivos	13
General	13
Específicos	14
X. Área de estudio	14

Laguna de las Ilusiones (Lag.I).....	14
Río Viejo Mezcalapa (Río.V)	14
Unidad de Manejo para la Conservación de Vida Silvestre (UMA)	15
XI. Materiales y métodos.....	16
Trabajo de campo.....	16
Captura de cocodrilos y obtención de muestra fecal.....	16
Parámetros fisicoquímicos del agua.....	19
Trabajo de laboratorio.....	19
Determinación bacteriológica de <i>Enterococcus faecales</i> (EF)	19
Prueba Presuntiva.....	20
Prueba Confirmativa.	20
Determinación bacteriológica del grupo coliformes	22
Prueba presuntiva.....	22
.....	23
Prueba confirmativa.	23
Cultivo y aislamiento de bacterias en heces fecales.....	24
Fase de aislamiento.	24
Caracterización de las Unidades Formadoras de Colonias (UFC).....	28
Identificación Bioquímica.....	28
XII. Análisis de datos	32
XIII. Resultados	33
XIV. Discusión.....	36
XV. Conclusiones y recomendaciones	43
XVI. Literatura citada.....	45
XVII. Anexos.....	55

Índice de figuras

Figura 1. Localización de los sitios de estudio en donde se realizó la caracterización de las bacterias en heces fecales de <i>Crocodylus moreletii</i> . A= Unidad de Manejo (UMA), B= Río Viejo Mezcalapa (Río. V) y C= Laguna de las Ilusiones (Lag.I).....	16
Figura 2. Biometría corporal en <i>Crocodylus moreletii</i> . A= Toma de longitud total (LT) y longitud hocico-cloaca (LHC), B= Toma de peso.....	17
Figura 3. Toma de muestra por hisopado cloacal en <i>Crocodylus moreletii</i> . A= Laguna de las Ilusiones (Lag.I), B= Unidad de Manejo (UMA).....	18
Figura 4. Técnica de muestreo empleada para muestras simples de aguas superficiales (Modificado, Anónimo, 1978).....	19
Figura 5. Diagrama de flujo para la determinación de estreptococos fecales (EF), utilizando la técnica de Número Más Probable (NMP).....	20
Figura 6. Esquema general de las diluciones para la detección de <i>Enterococcus</i> fecales (EF), por el método de Número Más Probable (NMP).....	21
Figura 7. A= Identificación de tubos positivos para <i>Enterococcus</i> fecales (EF), B= Agar Kenner Fecal (KF) para la confirmación de <i>Enterococcus</i> fecales (EF) (amarillas y/o rojas +).....	21
Figura 8. Esquema general de las diluciones, para la detección de Coliformes Totales (CT) y Coliformes Fecales (CF) por el método de Número Más Probable (NMP)	22
Figura 9. Diagrama de flujo para la determinación de Coliformes Totales (CT) y Coliformes Fecales (CF) por el método de Número Más Probable (NMP).....	23
Figura 10. A= Prueba presuntiva: Identificación de tubos positivos para coliformes totales (tubo con turbidez y gas +), B= Prueba confirmativa: Identificación de tubos positivos para coliformes fecales (tubo con turbidez y gas +).....	24
Figura 11. Patrón de siembra para la inoculación de muestras sobre placas de cultivo para obtener colonias bacterianas (Modificada Koneman et al., 2006).	25
Figura 12. Características morfológicas de <i>Enterobacteriaceae</i> aisladas en medios de cultivos diferenciales. A= Eosina Azul de metileno (EAM), Salmonella-Shigella (SS) y Verde Brillante (VB), B= Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa (TCBS).	25
Figura 13. Terminología estándar para la caracterización de una Unidad Formadora de Colonias (UFC) de bacterias (Modificada, Granados & Villaverde, 2002).	28

Figura 14. Interpretación de pruebas bioquímicas.	30
---	----

Índice de tablas

Tabla 1. Medios de crecimiento bacteriano utilizados para la diferenciación de enterobacterias y sus respectivas características (Koneman et al., 2006).	27
Tabla 2. Sistema de identificación diagnóstica con base en la presencia (+) o ausencia (-), para la identificación de bacterias de la familia <i>Enterobacteriaceae</i> (Alcama, 2001).....	30
Tabla 3. Patrones de reacciones bioquímicas de pruebas primarias para la familia <i>Enterobacteriaceae</i> en base la presencia o ausencia, positivo (+), negativo (-), variable (\pm) (Koneman et al., 2006).	31
Tabla 4. Parámetros fisicoquímicos y microbiológicos del agua en tres sitios de estudio: Unidad de Manejo (UMA), Río Viejo Mezcalapa (Río.V) y Laguna de las Ilusiones (Lag.I) y los Límites Máximos Permisibles para la protección de la vida acuática.	33
Tabla 5. Tallas y peso de los individuos de <i>Crocodylus moreletii</i> que se encontraron en los tres sitios de estudio: Unidad de Manejo (UMA), Río Viejo Mezcalapa (Río.V) y Laguna de las Ilusiones (Lag.I).	34
Tabla 6. Prevalencia (%) de microorganismos aislados en crías, neonatos y juveniles de Cocodrilo de pantano, <i>Crocodylus moreletii</i> , en tres sitios de estudio: Unidad de Manejo (UMA), Río Viejo Mezcalapa (Río.V) y Laguna de las Ilusiones (Lag.I).	35

Índice de anexos

Anexo 1:A= Captura de <i>Crocodylus moreletii</i> en la Laguna de las Ilusiones (Lag. I). B= Marcaje con grapas en cría de <i>Crocodylus moreletii</i> en la Laguna de las Ilusiones (Lag.I).	55
Anexo 2: Recolección de muestra en Río Viejo Mezcalapa para análisis fisicoquímico de la calidad del agua.	56
Anexo 3: Células bacterianas gramnegativas y en forma de bacilos cortos bajo el microscopio óptico 100X.	56

Anexo 4: A Prueba bioquímica de oxidasa con indicador azul, que denota un resultado positivo. B= Prueba bioquímica en agar MacConkey, donde las colonias de color crema o rosas indican un resultado positivo.....56

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
México.

I. Resumen

Este estudio evaluó la comunidad bacteriana en las heces de crías y juveniles de *Crocodylus moreletii* en dos ecosistemas urbanos (Laguna de las Ilusiones y Río Viejo Mezcalapa), y en una Unidad de Manejo para la Conservación de Vida Silvestre (UMA CICEA) en Villahermosa, Tabasco. Se analizaron variables fisicoquímicas y microbiológicas del agua en los sitios de estudio para evaluar su calidad. Se capturaron cuatro individuos en la Laguna de las Ilusiones, cinco en el Río Viejo Mezcalapa y nueve en el CICEA, de los cuales se tomaron hisopados cloacales para su cultivo en medios diferenciales y se realizaron pruebas bioquímicas convencionales para la identificación taxonómica.

Se aislaron 67 cepas de la familia *Enterobacteriaceae*, clasificadas en 16 géneros, de las cuales 15 fueron identificadas a nivel de especie, destacándose las de mayor prevalencia: *Hafnia alvei*, *Morganella morganii*, *Salmonella*, *Citrobacter koseri*, *Shigella* y *Escherichia coli*. La menor diversidad de bacterias se encontró en Río Viejo Mezcalapa. En el CICEA y en La Laguna de las Ilusiones se presentó la mayor diversidad de bacterias intestinales. El agua de la Laguna de las Ilusiones presentó la mayor cantidad de coliformes totales (875 NMP/100 mL), mientras la UMA tuvo la mayor densidad de coliformes fecales (412 NMP/100 mL); Río Viejo Mezcalapa mostró los niveles microbiológicos más bajos. Este estudio puede sugerir que existe una relación entre la calidad del agua y la microbiota intestinal de *C. moreletii*, ya que los sitios con indicadores de mayor contaminación fueron los que presentaron mayor diversidad bacteriana.

Palabras clave: *Enterobacteriaceae*, microbiota intestinal, calidad del agua, conservación de la vida silvestre.

II. Abstract

This study evaluated the bacterial community in the feces of hatchlings and juveniles of *Crocodylus moreletii* in two urban ecosystems (Laguna de las Ilusiones and Río Viejo Mezcalapa), as well as in a Wildlife Conservation Management Unit (CICEA) in Villahermosa, Tabasco. Also, some physicochemical and microbiological variables were analyzed in those sites to assess their water quality. Four crocodiles were captured in Laguna de las Ilusiones, five in Río Viejo Mezcalapa, and nine in CICEA, from which cloacal swabs were taken for culture in differential media. Conventional biochemical tests were performed for identification.

Sixty-seven strains from the Enterobacteriaceae family were isolated, classified into 16 genera, of which 15 were identified at the species level, with the most prevalent being *Hafnia alvei*, *Morganella morganii*, *Salmonella*, *Citrobacter koseri*, *Shigella*, and *Escherichia coli*. The lowest diversity of bacteria was found in Río Viejo Mezcalapa. CICEA and Laguna de las Ilusiones had the greatest diversity of bacteria. The water of Laguna de las Ilusiones had the highest total coliform count (875 MPN/100 mL), whereas CICEA had the highest fecal coliform density (412 MPN/100 mL). This study may suggest that there is a relationship between water quality and the intestinal microbiota in *C. moreletii* hatchlings since the sites with the highest pollution indicators were those with the highest bacterial diversity.

Keywords: Enterobacteriaceae, intestinal microbiota, water quality, wildlife conservation.

III. Introducción

Los cocodrilos son reptiles que tienen un comportamiento anfíbio, viven tanto en agua como en tierra, y actualmente se conocen 28 especies. Su estructura corporal no ha cambiado significativamente, han estado presentes desde hace unos 200 millones de años, mucho antes que los mamíferos (Sánchez, 2017). El cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) es una de las tres especies de cocodrilos que se encuentran en México y se diferencia de las otras dos por su tamaño mediano, los machos pueden medir hasta 3.5 metros de longitud total, mientras que las hembras suelen ser más pequeñas, su hocico es redondeado y relativamente corto, con una longitud que es entre 1.5 y 1.7 veces el ancho de la base, la parte dorsal de los adultos es generalmente de color amarillo verdoso, aunque puede llegar a ser casi negra (Barrios & Cremieux, 2018)

El cocodrilo de pantano es crucial en los ecosistemas, ya que su presencia y comportamiento impactan directamente en otras especies con las que comparte su hábitat, alterando la estructura y dinámica de su entorno, ya que excavan túneles que permiten almacenar agua y forman pequeñas pozas, lo que influye en la vegetación y fomenta una mayor diversidad en épocas de sequía (Corado-García et al., 2020). *Crocodylus moreletii* es una especie manejada en granjas para su aprovechamiento sostenible, dada su importancia en el comercio de sus pieles y debido a su capacidad de adaptarse fácilmente al cautiverio (López-Luna et al., 2011). Lamentablemente, poblaciones silvestres han experimentado un impacto significativo debido a la pérdida de humedales, que ha sido ocasionada por la explotación y uso humano de estos entornos (Sánchez, 2017).

El cocodrilo de pantano, como otras especies de fauna silvestre, es de suma importancia en las ciudades, siendo elemento clave en las redes tróficas de los entornos donde residen, regulando las poblaciones de ciertos grupos de fauna (Padilla et al., 2010). Las zonas donde viven los cocodrilos, particularmente en las ciudades, son sujetas de la constante descarga de aguas residuales provenientes de la ciudad y de la industria petrolera (Sánchez, 2017). En consecuencia, la biodiversidad de estos entornos urbanos sufre amenazas considerables debido a la creciente población mundial y sus consecuentes problemas como la contaminación, la degradación de los sistemas naturales (Madrigal, 2020).

Las acciones realizadas por los seres humanos afectan negativamente la salud de los ecosistemas acuáticos, modificando la estructura, la diversidad y la función trófica de las comunidades que aquí habitan (Macías, 2020). Por lo que a medida que los ríos atraviesan las zonas urbanas, su calidad disminuye, esto se debe a que reciben mayores cantidades de vertidos de aguas residuales y residuos sólidos (Bolívar & Morera, 2022).

La capacidad del agua para mantener elementos y sustancias en solución depende de su composición química. Estos elementos son esenciales para el desarrollo de la microbiota intestinal de la macrofauna acuática (Gualdrón, 2016). En animales terrestres, la microbiota materna es la fuente inicial de colonización bacteriana; en cambio, en animales acuáticos, esta colonización está influenciada por el ambiente del agua que los rodea, este entorno afecta los microorganismos que pueden establecerse en la microbiota intestinal (Puello-Caballero et al., 2018). La microbiota es considerada indispensable para garantizar el correcto funcionamiento del organismo, desarrollar una buena inmunidad y aprovechamiento de nutrientes. (Toro et al., 2021).

A pesar de la importancia ecológica de *C. moreletii* existe poca información sobre el estado de su microbiota intestinal, tanto en vida libre como en cautiverio. Los reptiles son vulnerables a enfermedades, como infecciones zoonóticas, que pueden disminuir sus poblaciones, pero a menudo se desconocen los microorganismos que les causan enfermedades y el impacto de las bacterianas en ellos y sobre el tratamiento más efectivo para tratar los signos (Pachón, 2009).

Diversas bacterias se han reportado en cocodrilos de Irán, como *Lactococcus lactis*, *Burkholderia cepacia*, *Burkholderia contaminans*, *Citrobacter sedlakii*, *Enterococcus durans*, *Escherichia coli*, *Lactococcus garvieae*, *L. lactis*, *Weissella paramesenteroides*, *Burkholderia cenocepacia*, *Leuconostoc mesenteroides* y *Leuconostoc pseudo mesenteroides* (Gholamhosseini et al., 2021). En el *C. acutus* y *C. moreletii* del Caribe Mexicano se han reportado *Aeromonas hydrophila*, *E. coli* y *Arcanobacterium pyogenes* (Charruau et al., 2012).

Bajo el contexto anterior, esta investigación analizará la comunidad bacteriana presente en heces de *C. moreletii*, en dos sitios urbanos y en una Unidad de Manejo para la Conservación

de Vida Silvestre (UMA). Los sitios para considerar son la Laguna de las Ilusiones (Lag.I), el Río Viejo Mezcalapa (Río.V) y la UMA CICEA (Centro de Investigación para la Conservación de Especies Amenazadas), en Villahermosa, Tabasco. Lo anterior, con el propósito de identificar diferencias asociadas a las características de cada sitio, para lo cual en cada sitio se determinará la calidad del agua, se identificarán las bacterias intestinales y se relacionará la diversidad de éstas con las características del cuerpo lagunar.

IV. Marco teórico

El cocodrilo de pantano *Crocodylus moreletii*

La presencia de el cocodrilo de pantano *C. moreletii* se ha documentado principalmente en cuerpos de agua dulce, tales como pantanos, ciénegas, ríos de corriente lenta, lagunas, pozas, canales y jagüeyes (Barrios & Cremieux, 2018). Se distribuye en la costa del Golfo de México, así como en cuerpos de agua interiores de los estados de Tamaulipas, Veracruz, Campeche, Tabasco, Quintana Roo, Yucatán, Chiapas y Oaxaca (Sánchez, 2017).

Esta especie es considerada clave en su hábitat, ya que modifican su entorno al crear pozas y túneles que almacenan agua dulce, influyendo en la vegetación y promoviendo la diversidad durante la sequía; así mismo, regulan la abundancia y comportamiento de depredadores menores, pueden ser buenos indicadores de pesca (Corado-García et al., 2020).

El cocodrilo de pantano presenta un hocico relativamente corto y redondeado en la punta, tiene 13 dientes maxilares y 15 mandibulares, también presentan una hilera de 4 a 6 escamas post-occipitales y dos pares de escamas nucales en tándem, las escamas del tronco están separadas de las nucales, las primeras poseen osteodermos más o menos regulares, arreglados en 16 o 17 hileras transversales y de 4 a 6 longitudinales; las hileras laterales de las extremidades son lisas y aplanadas (Trujillo, 2016).

La coloración de la superficie dorsal de los ejemplares adultos suele ser de tonalidades amarillo-verdosas y, en algunos casos, puede ser prácticamente negra, en los juveniles, por otro lado, se pueden observar pequeñas franjas amarillentas cruzando su cuerpo y la parte ventral suele ser de un tono blanco amarillento sin presentar marcas distintivas (Trujillo, 2016). Es considerado de tamaño mediano, los machos pueden llegar a medir hasta 3.5 m de

longitud total, mientras que las hembras suelen ser más pequeñas, al momento de la eclosión, las crías miden entre 23 y 28 cm, con un promedio de 26.2 cm de longitud total y un peso promedio de 44.4 gramos (Barrios & Cremieux, 2018).

La población de *C. moreletii* se encuentra clasificada en el apéndice II de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies de Flora y Fauna Silvestres (CITES 2019), como de Menor Preocupación según la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y en México está incluida en la categoría de Sujeta a Protección Especial por la NOM-059-SEMARNAT-2010 (Rodas-Trejo et al., 2022).

Microbiota intestinal

Se considera a la microbiota como el conjunto de microorganismos presentes en un espacio determinado, como el tracto intestinal en los animales, que interactúan entre sí y su ambiente (Corrales, 2021). La comunidad de microorganismos que habitan en el intestino desempeña una serie de funciones importantes que contribuyen directa o indirectamente a mantener la salud de los individuos, en la actualidad, su papel en la regulación del sistema inmunológico, la producción de vitaminas, la modulación del sistema nervioso, y la contracción muscular que impulsa el movimiento de los alimentos a través del intestino. (Garza-Velasco et al., 2021).

Además, funciona como una barrera para impedir la colonización por patógenos lo que se conoce como ‘interferencia bacteriana’ la cual consiste en una barrera de mucosa que evita o atrofia el movimiento de bacterias patógenas, antígenos y sustancias tóxicas del lumen intestinal (Rodríguez, 2017).

La dieta es considerada como uno de los principales impulsores en la composición de la microbiota intestinal a lo largo de la vida (Padrón, 2019). Sin embargo, la comunidad microbiana presente en el ambiente acuático se ve afectada constantemente por alteraciones en su entorno, lo que provoca cambios en su estructura y función, que luego impactan el sistema digestivo de los organismos acuáticos (López, 2020).

Se distinguen dos tipos de microbiota: una transitoria, que varía con frecuencia, y otra permanente o probiótica, que permanece estable y contribuye a la salud del organismo. La

composición de la microbiota se ve influenciada por una combinación de factores internos y externos. Entre los factores internos se encuentran la genética, la edad, la motilidad intestinal e incluso el género, por otro lado, los externos incluyen las condiciones ambientales, tales como la temperatura y la salinidad del agua, en conjunto, estos factores afectan la estructura y función de los microorganismos de origen intestinal (Corrales, 2021).

Microbiota intestinal de cocodrilos

Los reptiles tienen la capacidad de albergar diferentes tipos de patógenos, entre ellos se encuentran bacterias Gram negativas, las cuales forman parte de su microbiota normal, pero bajo ciertas condiciones específicas pueden convertirse en agentes patógenos y ser la causa principal de enfermedades infecciosas en estos animales, en algunos casos, estos patógenos pueden transmitirse a los seres humanos (Carlos- Erazo et al., 2016).

Según Charruau et al. (2012), algunas de las bacterias que se encuentran en los cocodrilos también pueden ser transmitidas a los seres humanos. No obstante, es crucial destacar que no todas las bacterias presentes en los cocodrilos son necesariamente zoonóticas. La transmisión de bacterias específicas al ser humano puede ocurrir en situaciones particulares, lo cual puede suceder de varias maneras: al consumir carne de cocodrilo, al ser mordidos durante un ataque de un cocodrilo o al realizar actividades en cuerpos de agua donde habitan estos animales. Estas bacterias se pueden encontrar en el ambiente acuático del cocodrilo y formar parte de la microbiota oral y cloacal del mismo procedentes de contaminantes en el alimento, sobre todo cuando se utiliza carne cruda (Rosas, 2017).

Calidad del agua en humedales

Para determinar la pureza o nivel de contaminación del agua, es necesario medir ciertos parámetros de calidad del agua los cuales pueden ser clasificados en físicos, químicos y microbiológicos, existen varios métodos, dado que hay muchos parámetros que se deben tener en cuenta (Sierra, 2011).

Según Sierra (2011), se clasifican como parámetros físicos aquellas sustancias que tienen incidencia directa sobre las condiciones del agua, como la turbiedad, la visibilidad, el color, olor y sabor, temperatura, sólidos (sólidos sedimentables, sólidos totales ST, sólidos disueltos SD, sólidos suspendidos SS y sólidos suspendidos fijos SSF). Los parámetros químicos se

dividen en dos clases: los indicadores (pH, acidez y alcalinidad) y las sustancias químicas, Demanda Biológica de Oxígeno (DBO), Demanda Química de Oxígeno (DQO), grasas y aceites, nitratos, nitritos, oxígeno disuelto (OD), sulfatos y sulfuros.

Grupo coliforme

La presencia de bacterias coliformes sugiere que el agua podría estar contaminada con aguas residuales, esta puede estar asociada a los vertidos de aguas domésticas e industriales en cuerpos de agua cercanos al origen de la contaminación, los indicadores más comúnmente usados para detectar contaminación fecal son: coliformes totales, coliformes fecales, *E. coli*, *estreptococos* fecales y *enterococos* (Góngora, 2021).

Coliformes totales (CT)

Son bacterias Gram negativas con forma de bacilo que tienen la capacidad de fermentar la lactosa en un rango de temperatura de entre 35°C y 37°C, produciendo tanto ácido como gas (CO₂), pueden ser anaerobias o aerobias facultativas. Entre las especies que conforman este grupo de coliformes se encuentran: *Escherichia* sp, *Enterobacter* sp, *Citrobacter* sp, y *Klebsiella* sp. (Vargas & Verano, 2022).

Coliformes termotolerantes (CF)

Se les conoce como termotolerantes por su capacidad de resistir temperaturas más altas que los coliformes totales, hasta 45°C, especialmente *E. coli*, son considerados los mejores indicadores de contaminación fecal, debido a que se encuentran casi exclusivamente en las heces de animales de sangre caliente (Góngora, 2021).

Estreptococos fecales

Las bacterias pertenecientes al género *Enterococcus* son comúnmente encontradas en el intestino tanto de seres humanos como de animales, anteriormente, se clasificaban como *Estreptococos* del Grupo D y se consideraban un subgrupo de *Estreptococos* fecales, es importante destacar algunas características clave de este género, como su capacidad para crecer dentro de un rango de temperatura de 10 a 45°C y que la detección de *E. faecalis* y *E. faecium* se utiliza comúnmente como un indicador de contaminación fecal, mientras que *E. faecalis* ssp. *faecalis* se considera un indicador de contaminación fecal de origen humano, así

mismo, *E. faecium* y otras especies indican contaminación proveniente de otras fuentes (Pérez et al., 2010; Vergaray et al., 2012).

Es por ello por lo que los coliformes totales nos indican que el cuerpo de agua ha sido o está contaminado con materia orgánica de origen fecal, ya sea por humanos o por animales, los coliformes fecales son un indicador indirecto del riesgo potencial de contaminación con bacterias o virus de carácter patógeno, ya que estos siempre están presentes en las heces humanas y de los animales; por otro lado, los estreptococos totales son un indicador fecal de origen humano o animal (Sierra, 2011).

V. Antecedentes

La mayoría de los estudios realizados sobre la microbiota intestinal se han centrado en mamíferos, principalmente en humanos. Sin embargo, la investigación en reptiles ha ido en aumento.

Un ejemplo de esto es el estudio de Meyer et al. (2015) que examinó la presencia de enterobacterias en las tortugas amazónicas, *Podocnemis expansa*, tanto en su hábitat natural como en cautiverio. En este estudio se analizaron 116 tortugas adultas, 51 en libertad en la isla de São Miguel, en Santarém, 50 provenientes de instalaciones de cautiverio y 15 de un área de cría. Se registraron 245 crecimientos bacterianos, de los cuales 83 (33.8%) correspondieron a las tortugas en libertad y 162 (65.7%) a los individuos en cautiverio. La especie más prevalente fue *Klebsiella pneumoniae*, con 52 aislamientos (21.2%) a esta le siguieron *Enterobacter cloacae* 29% (35/14), *Serratia marcescens* 84% (29/11) y *Salmonella* spp. 80% (24/9). En las tortugas en libertad, los microorganismos más frecuentemente aislados fueron *Enterobacter* spp., *Klebsiella* spp. y *Citrobacter* spp., mientras que, en los animales en cautiverio, los microorganismos más identificados fueron *Aeromonas* spp., *Klebsiella pneumoniae*, *S. marcescens*, *E. cloacae* y *Salmonella* spp (Meyer et al., 2015).

Así mismo, en un Zoológico de Perú se detectó la presencia de enterobacterias posiblemente patógenas en las tortugas taricaya (*Podocnemis unifilis*), a partir del análisis de 30 individuos, distribuidos en dos pozas, incluyendo tanto machos como hembras en diferentes etapas de desarrollo, desde juveniles hasta adultos. Como resultado, se identificaron cinco especies de

bacterias con potencial patógeno: *E. coli*, *Salmonella* spp., *Klebsiella pneumoniae*, *Shigella* spp. y *Proteus mirabilis* (Rojas, 2018).

Por otro lado, Nájera & Salinas (2015) analizaron la composición de la flora bacteriana en las áreas nasal y cloacal de las tortugas marinas *Lepidochelys olivacea* durante su periodo de anidación entre junio y octubre de 2012. Se recopilaron muestras bacteriológicas de 20 hembras anidantes en tres playas de El Salvador. Las muestras fueron obtenidas mediante hisopos estériles introducidos en la cloaca durante el desove y en uno de los conductos nasales. Se identificaron un total de 18 géneros bacterianos, de los cuales 3 eran Gram positivos y 15 Gram negativos. Entre las bacterias más frecuentes encontradas en las cavidades nasales se encuentran *Staphylococcus* sp, *Staphylococcus aureus* y *Klebsiella* sp, mientras que en el área cloacal se identificaron *Vibrio* sp, *Salmonella* y *E. coli* (Nájera & Salinas, 2015).

Los diferentes tipos de bacterias presentes en la microbiota intestinal de los cocodrilos no se encuentran ampliamente documentadas para todas las especies, sin embargo, se han realizado algunos estudios. En *Crocodylus palustris* se realizaron hisopados orales y cloacales en 22 cocodrilos, 16 machos y seis hembras, para posteriormente cultivarlos en medio de transporte de caldo de soja triptico. *Lactococcus lactis* se identificó en las cavidades oral y cloacal, *Burkholderia cepacia*, *Burkholderia contaminans*, *Citrobacter sedlakii*, *Enterococcus durans*, *Escherichia coli*, *Lactococcus garvieae*, *L. lactis* y *Weissella paramesenteroides* se identificaron solo en la cavidad oral, mientras que, *Burkholderia cenocepacia*, *L. lactis*, *Leuconostoc mesenteroides* y *Leuconostoc pseudo mesenteroides* se identificaron solo en la cavidad cloacal (Gholamhosseini et al., 2021).

Así mismo en Perú se estudiaron enterobacterias presentes en el caimán blanco (*Caiman crocodilus*) en vida libre. Analizando los hisopados cloacales de 30 individuos de ambos sexos y en diferentes etapas del desarrollo. Se sembraron en agares MacConkey (MC) y *Salmonella-Shigella* (SS) y se incubaron, los aislamientos más frecuentes fueron: *E. coli*, *Enterobacter aerogenes*, *Klebsiella* spp, *Proteus mirabilis* y *Shigella sonnei* (Carlos-Erazo et al., 2016).

Por otra parte, en una población en cautiverio de *C. intermedius* en Colombia se realizó el aislamiento e identificación de microorganismos entéricos en muestras ambientales y cloacales en *C. intermedius* (Pachón et al., 2010). Se realizaron tres muestreos, para la toma de muestras en *C. intermedius* neonatos se introdujo a través de la cloaca un hisopo, inmediatamente el hisopo se depositó en una bolsa de cierre hermético, a la cual, se le incorporaron 10 ml de caldo lactosado 2%. Se estableció una mayor prevalencia de microorganismos Gram negativos pertenecientes a la familia *Enterobacteriaceae*, encontrándose bacterias del género *Klebsiella* sp., *E. coli*, *Proteus* sp. *Citrobacter* sp. y *Salmonella* sp. Adicionalmente, se identificaron microorganismos Gram positivos como *Staphylococcus saprophyticus* y *Enterococcus* sp (Pachón et al., 2010).

Un estudio más orientado a conocer la microbiota oral y cloacal del cocodrilo de pantano *C. moreletii* y sus implicaciones en la salud humana fue en el río Hondo, Quintana Roo, México (Rosas, 2017). Se realizaron tres muestreos utilizando reflector y lámparas de diferente intensidad, una vez capturados los organismos se clasificaron en diferentes tallas: neonatos, crías, juveniles, subadultos y adultos; las muestras de bacterias fueron colectadas con hisopos estériles, frotándolos alrededor de la cloaca y de entre los dientes. Para el crecimiento bacteriano se utilizaron los medios de cultivo: Agar MacConkey, agar sal y manitol y agar sangre, los resultados obtenidos fueron 14 bacterias en la cloaca y 22 en la cavidad oral. En ambas cavidades fueron encontradas: *Aeromonas hydrophila*, *Pantoea agglomerans*, *E. coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Proteus vulgaris* (Rosas, 2017).

VI. Justificación

Algunas bacterias pertenecientes al grupo de las enterobacterias, como *Salmonella* spp. y *Shigella* spp., tienen la capacidad de causar enfermedades en los seres humanos, pero se consideran parte normal de la microbiota intestinal en reptiles (Pachón, 2009). Diversas investigaciones han demostrado que los reptiles que están sanos desde un punto de vista clínico pueden albergar bacterias variadas, como *Salmonella* spp. y *Aeromonas* spp., sin mostrar signos de enfermedad, por otro lado, se ha observado una relación entre esta bacteria y tasas elevadas de mortalidad en serpientes y tortugas (Carlos-Erazo et al., 2016).

El estudio de la microbiota en animales que se encuentran en su hábitat natural es de gran relevancia, ya que proporciona conocimiento acerca del rol que desempeñan estos microorganismos en las enfermedades infecciosas y su impacto en la supervivencia de las poblaciones de reptiles (Pachón, 2009). Es importante mencionar que numerosas especies han mostrado que la microbiota también puede contribuir al crecimiento de órganos y tejidos, así como a la producción de vitaminas y aminoácidos esenciales (Reséndiz & Fernández-Sanz, 2021).

La microbiota intestinal desempeña un papel fundamental en la digestión, nutrición, defensa contra patógenos y enfermedades, así como en el desarrollo, comportamiento y reproducción de los vertebrados. Su composición y función están influenciadas tanto por el entorno en el que viven como por factores inherentes al propio organismo, así mismo, nos brinda información valiosa para el manejo de animales en su hábitat natural y la prevención de enfermedades en condiciones de cautiverio (Hardy, 2021).

La composición de microorganismos intestinales en el *C. moreletii* en vida silvestre y en cautiverio puede ofrecer información sobre la calidad del agua en la que habita esta especie, así como las interacciones biológicas que mantiene con otras. Es importante destacar que algunas de las bacterias encontradas en la cavidad cloacal de los cocodrilos son posibles patógenos, lo que podría tener un impacto en la calidad del agua y la salud humana (Charruau et al., 2012).

A pesar de que se ha observado un aumento en la cantidad de investigaciones relacionadas con cocodrilos, aún no se ha investigado la microbiota intestinal de estos organismos en el estado de Tabasco. Es por ello por lo que se contará con información actualizada sobre la microbiota intestinal de *C. moreletii* en cautiverio y en su hábitat natural, dado que, en este último caso, los estudios son limitados, probablemente debido a la dificultad para capturar a los individuos. Este conocimiento también contribuirá a mejorar las medidas de seguridad necesarias para preservar la salud de estos organismos, lo que favorecerá su desarrollo y conservación, además, se podría reducir el riesgo de transmisión de enfermedades zoonóticas.

Así mismo, este estudio tendrá como beneficio el establecimiento de una línea de base sobre la diversidad de bacterias en ambientes contrastantes, en cautiverio y en vida libre, lo que permitirá explorar la relación entre las características del ambiente, con los riesgos potenciales hacia la población humana y la fauna acuática.

VII. Pregunta de investigación

¿De qué manera puede variar la diversidad de bacterias presentes en las heces del cocodrilo de pantano *Crocodylus moreletii* en relación con el ambiente donde viven, dos sitios urbanos y una Unidad de Manejo?

VIII. Hipótesis

La riqueza y abundancia de la comunidad de bacterias presentes en las heces del cocodrilo de pantano (*C. moreletii*), variarán entre los diferentes ambientes donde viven. Dado que la presencia de bacterias estará determinada por las características del agua de cada uno de los ambientes, los sitios con indicadores de baja calidad del agua presentarán una mayor diversidad de bacterias potencialmente patógenas, mientras que los sitios con mejor calidad de agua mostrarán una menor diversidad de estas bacterias.

IX. Objetivos

General

Evaluar la comunidad de bacterias presentes en las heces de crías y juveniles de *Crocodylus moreletii*, en dos ecosistemas urbanos; (Laguna de las Ilusiones y el Río viejo Mezcalapa) y en una Unidad de Manejo para la Conservación de Vida Silvestre (CICEA, Centro de Investigación para la Conservación de Especies Amenazadas), en Villahermosa, Tabasco.

Específicos

1. Analizar la calidad del agua, a través de indicadores fisicoquímicos y microbiológicos en dos sitios urbanos y una Unidad de Manejo para la Conservación de Vida Silvestre.
2. Identificar cepas bacterianas procedentes de hisopado cloacal en las crías y juveniles de *Crocodylus moreletii*.
3. Comparar las especies de bacterias identificadas en cada ambiente y las características fisicoquímicas y microbiológicas del agua de cada sitio.

X. Área de estudio

Laguna de las Ilusiones (Lag.I)

El estado de Tabasco se encuentra en la parte sureste de México. Tiene una superficie de 24,738 km² y presenta un clima cálido y húmedo, con lluvias principalmente durante el verano. La temperatura promedio anual varía entre 24 y 28°C, la precipitación anual oscila entre 1,500 y 2,000 mm (Flores et al., 2018). La Lag.I se encuentra en la parte central-norte de la ciudad de Villahermosa, sus coordenadas geográficas corresponden a 17° 59' y 18° 01' de latitud norte, y 92° 56' y 92° 55' de longitud oeste (Ricárdez et al., 2016). Es un cuerpo de agua urbano ubicado en el municipio de Centro, en la ciudad de Villahermosa, en el estado de Tabasco. Fue designado como Reserva Ecológica el 8 de febrero de 1995, esta reserva tiene como objetivo proteger, conservar y restaurar los ecosistemas naturales del estado de Tabasco, brindando espacios para actividades recreativas, educativas, de aprovechamiento y de investigación ecológica (Trujillo, 2016).

No obstante, desde hace varios años, la Lag.I ha estado experimentando la presión de actividades humanas que, de forma directa e indirecta, introducen desechos agrícolas, urbanos e industriales, lo cual ha llevado a una disminución en su valor ecológico (Flores et al., 2018).

Río Viejo Mezcalapa (Río.V)

Está situado en la localidad de Plutarco Elías Calles, llamada coloquialmente "Curahueso", con coordenadas geográficas de 17°57'54"N 92°55'41"W. Esta área forma parte de la zona

urbana de la ciudad de Villahermosa, en el Municipio de Centro, estado de Tabasco (SEMARNAT, 2020). El clima predominante es cálido y húmedo, con una temperatura media anual superior a 22°C, una precipitación del mes más seco menor de 60 mm, lluvias principalmente en verano y un porcentaje de lluvia invernal mayor al 10.2% del total anual. La flora en la zona incluye especies como *Musa paradisiaca*, *Citrus aurantium*, *Magnifera indica*, *Salix humboldtiana*, *Eichhornia crassipes* y *Paspalum notatum* (SEMARNAT, 2020).

Se ha determinado que la localidad de Plutarco Elías Calles cuenta con una población de 852 habitantes y 237 viviendas habitadas. Sin embargo, la intervención humana en el medio ambiente mediante prácticas agrícolas, establecimiento de asentamientos humanos e infraestructuras hidráulicas ha tenido un impacto significativo en las poblaciones de animales silvestres. Esto se refleja en la desaparición de especies de mamíferos mayores. La transformación del entorno, junto con el tráfico constante de vehículos en las cercanías, afecta de manera considerable la existencia de la fauna en la zona. La proximidad a la ciudad de Villahermosa, que representa un área con una modificación total del medio ambiente y medidas considerables, influye de manera importante en la existencia, establecimiento y movilidad de las especies faunísticas (SEMARNAT, 2020).

Unidad de Manejo para la Conservación de Vida Silvestre (UMA)

Dentro de las instalaciones de la División Académica de Ciencias Biológicas, de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, se encuentra la Unidad de Manejo para la Conservación de Vida Silvestre (UMA) denominada Centro de Investigación para la Conservación de Especies Amenazadas (CICEA). Este centro está ubicado en la carretera Villahermosa-Cárdenas Km. 0.5 S/N, Entronque a Bosques de Saloya, con coordenadas geográficas 17°59'22"N 92°58'27"W. Su principal objetivo es investigar y preservar la especie del cocodrilo de pantano, la cual se encuentra distribuida en gran parte del estado de Tabasco. Además, el centro alberga una colonia de cocodrilos de grandes dimensiones (López-Luna, 2010).

La infraestructura del CICEA se compone principalmente de un lago artificial de 4 hectáreas con islotes y vegetación, manteniendo no solo una población de cocodrilos, sino también un

ecosistema acuático completo.; este ecosistema abarca desde pequeños invertebrados acuáticos como insectos y moluscos hasta una variada fauna vertebrada, como varias especies de tortugas dulceacuícolas y serpientes. Adicionalmente, una sección de la UMA mantiene acuaterrios con animales de diferentes edades, desde pequeñas crías de 30 cm hasta ejemplares de 1.5 m de longitud (López-Luna, 2010).

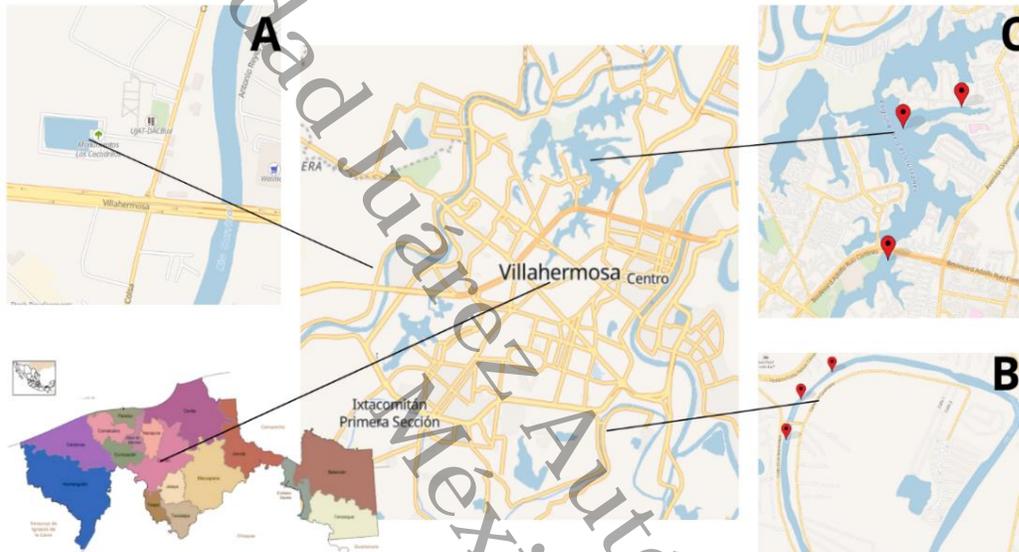


Figura 1. Localización de los sitios de estudio en donde se realizó la caracterización de las bacterias en heces fecales de *Crocodylus moreletii*. A= Unidad de Manejo (UMA), B= Río Viejo Mezcalapa (Río. V) y C= Laguna de las Ilusiones (Lag.I)

XI. Materiales y métodos

Trabajo de campo

Captura de cocodrilos y obtención de muestra fecal

Se obtuvieron muestras de cuatro individuos de *C. moreletii* capturados en Lag.I, cinco individuos de Río.V y nueve individuos en la UMA en Villahermosa, Tabasco. Los muestreos se llevaron a cabo entre los meses de julio y septiembre en tres puntos distintos de los sitios, la captura se llevó a cabo durante la noche en completa oscuridad a excepción de la UMA, se realizó manualmente utilizando pértigas y domadoras, y se utilizó una lancha

propulsada con remos y lámparas (Anexo 1.A). Una vez capturado el cocodrilo, se procedió a inmovilizarlo atando su hocico con una correa (Rodríguez-Quevedo, 2009; García-Grajales et al., 2007). Después de esto, se realizaron mediciones biométricas, que incluyen longitud total (LT), longitud hocico-cloaca (LHC) y peso, finalmente se realizó un marcaje con grapas a cada individuo (Anexo 1.B). Las medidas se registraron en centímetros y el peso en gramos (Fig.2).

Los cocodrilos capturados se categorizaron según su tamaño, clasificándolos en diferentes clases según la longitud total del cuerpo. La clase I incluye neonatos, con una longitud total (LT) menor a 30 cm; la clase II comprende crías, con LT entre 30.1 y 50 cm; y la clase III abarca juveniles, con LT entre 50.1 y 100 cm (Rosas, 2017).



Figura 2. Biometría corporal en *Crocodylus moreletii*. A= Toma de longitud total (LT) y longitud hocico-cloaca (LHC), B= Toma de peso.

Posteriormente las muestras de heces fecales se recolectaron utilizando hisopos estériles que fueron introducidos en la cloaca realizando movimientos circulares y rotatorios en la superficie interna (Fig.3). Una vez colectada la muestra el hisopo fue transferido a un tubo con 2 mL de caldo nutritivo, con el objetivo de conservar las muestras. A cada tubo se le colocó una etiqueta con los datos correspondientes (sitio de muestreo, número del individuo, fecha y hora), transportadas en una nevera a 4°C al laboratorio de Microbiología de la División Académica de Ciencias Biológicas (DACBiol), para su análisis.



Figura 3. Toma de muestra por hisopado cloacal en *Crocodylus moreletii*. A= Laguna de las Ilusiones (Lag.I), B= Unidad de Manejo (UMA).

Método de muestreo y preservación de las muestras de agua

Los procedimientos de recolección, preservación y almacenamiento de las muestras de agua se realizaron según lo establecido en la NMX-AA-042 Análisis de Agua - Enumeración de organismos coliformes totales, organismos coliformes fecales (termotolerantes) y *E. coli* – Método del número más probable en tubos múltiples (Cancela a la NMX-AA-42-1987). La toma de muestra se hizo manualmente en contra de corriente y a 25 cm de profundidad, en tres puntos diferentes de cada sitio, donde se tomaron las muestras cloacales. Las muestras se colectaron en un frasco de vidrio con capacidad nominal de 250 mL (previamente esterilizado a 121°C y rotulados para su identificación), el cual contenía 2/3 de la muestra (Figura 4). Cada muestra fue conservada a 4°C en una nevera, estas tienen un periodo de vida de hasta 48 h después de su recolección, según lo señalado en la normatividad.

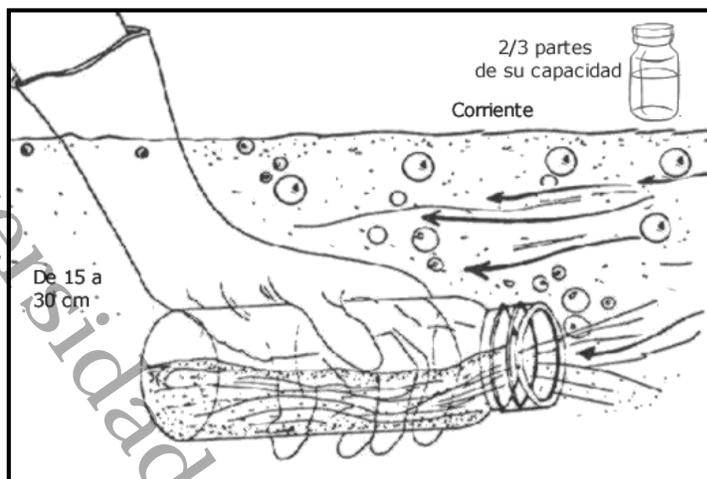


Figura 4. Técnica de muestreo empleada para muestras simples de aguas superficiales (Modificado, Anónimo, 1978).

Parámetros fisicoquímicos del agua

En cada sitio de muestreo se evaluó los parámetros de turbidez, color, sólidos disueltos totales (SDT), conductividad eléctrica (CE), pH y temperatura. Estos se midieron de forma manual y se realizó por triplicado a una profundidad de 50 cm (Anexo 2), cada muestra fue conservada a 4°C en una nevera, para su posterior análisis en el laboratorio con una sonda multiparámetros marca Hanna, modelo HI98129.

Trabajo de laboratorio

Determinación bacteriológica de *Enterococcus faecalis* (EF)

Para determinar la cantidad de EF, se empleó el método del Número más Probable (NMP), siguiendo las pautas establecidas en el manual de la Agencia para la Protección del Ambiente (EPA, por sus siglas en inglés) de 2005. Este método consiste en dos fases: prueba presuntiva y confirmatoria (Figura 5).

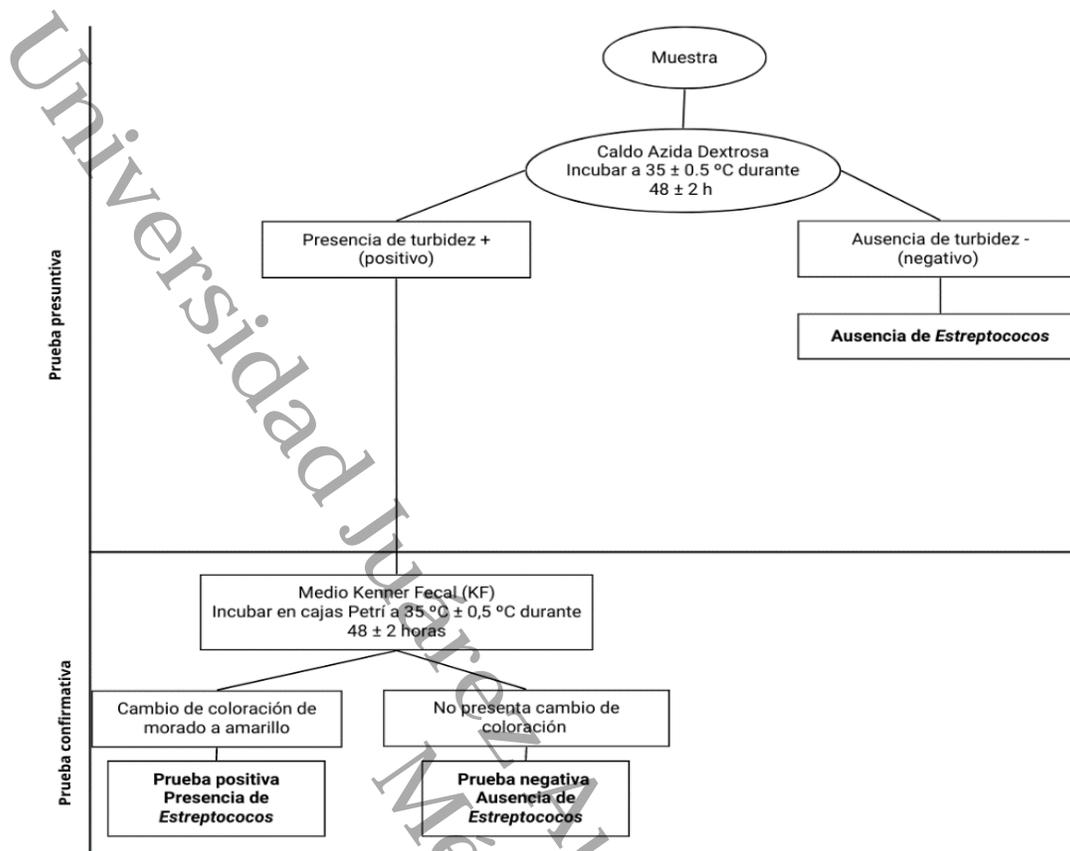


Figura 5. Diagrama de flujo para la determinación de estreptococos fecales (EF), utilizando la técnica de Número Más Probable (NMP).

Prueba Presuntiva

Para esta primera prueba se realizaron diluciones de 10, 1 y 0.1 mL con serie de tres tubos, con 10 mL de caldo Azida Dextrosa. Posteriormente se incubó a $35 \pm 0.5^{\circ}\text{C}$ durante 48 ± 2 h (Figura 6). Los tubos positivos se caracterizaron por la presencia de turbidez, si no se presentaba una turbidez se consideraron negativos (Fig. 7A).

Prueba Confirmativa.

Durante esta etapa, se llevó a cabo la verificación de la presencia EF mediante la transferencia de los tubos que presentaban turbidez a cajas de Petri con Agar KF conteniendo un inhibidor (Cloruro de Trifeniltetrazolio al 1%). El proceso de siembra se realizó mediante el trazado de dos o tres secciones con el fin de garantizar el aislamiento de las Unidades Formadoras de Colonias (UFC). Consecutivamente se incubó durante 48 ± 2 h a $35^{\circ}\text{C} \pm 0.5^{\circ}\text{C}$. Las muestras

positivas fueron aquellas que presentaron una coloración amarilla y/o roja, por otro lado, las que no presentaron cambios se consideraron negativas (Fig. 7B).

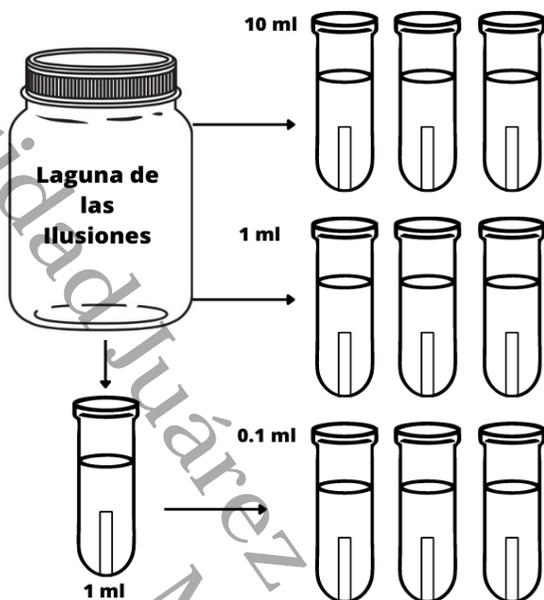


Figura 6. Esquema general de las diluciones para la detección de *Enterococcus faecalis* (EF), por el método de Número Más Probable (NMP).

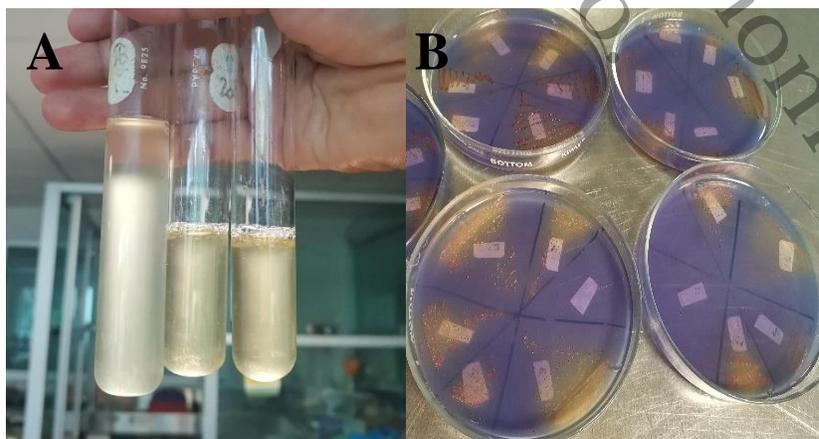


Figura 7. A= Identificación de tubos positivos para *Enterococcus faecalis* (EF), B= Agar Kenner Fecal (KF) para la confirmación de *Enterococcus faecalis* (EF) (amarillas y/o rojas +).

Determinación bacteriológica del grupo coliformes

Para la determinación del grupo coliformes, se utilizó el método del NMP, según lo establecido en la NOM-AA-042-SCFI-2015 y para la aplicación de diluciones seriales se utilizó la NOM-110-SSA1-1994 Bienes y servicios. Preparación y dilución de muestras de alimentos para su análisis microbiológico (Figura 8). Esta técnica se llevó a cabo mediante la realización de dos pruebas, una prueba presuntiva y una confirmativa (Figura 9).

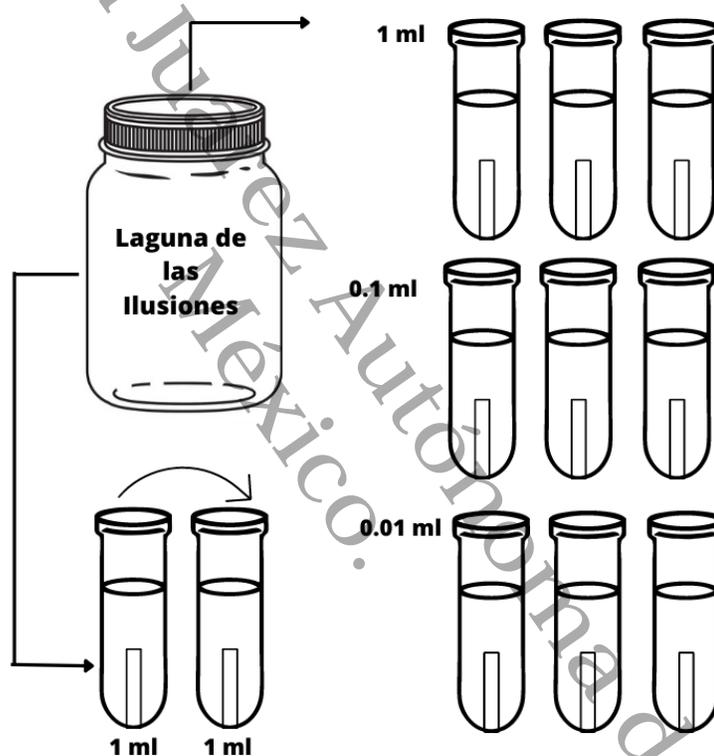


Figura 8. Esquema general de las diluciones, para la detección de Coliformes Totales (CT) y Coliformes Fecales (CF) por el método de Número Más Probable (NMP)

Prueba presuntiva.

Como primera fase se aplicó una serie de diluciones seriales, a partir de 1 mL, 0.1 mL y 0.01 mL de muestra en series de tres. Inmediatamente fueron transferidos 1 mL de cada dilución a caldo Lauril Sulfato de Sodio (LSS). Incubando durante $48 \text{ h} \pm 3 \text{ h}$ a $35^\circ\text{C} \pm 0,5^\circ\text{C}$. Los tubos positivos presentaron la formación de burbujas de gas y/o desplazamiento del

medio dentro del tubo de hemólisis (tubo de Durham). Mientras que los negativos no presentaron dicha característica (Fig.10A).

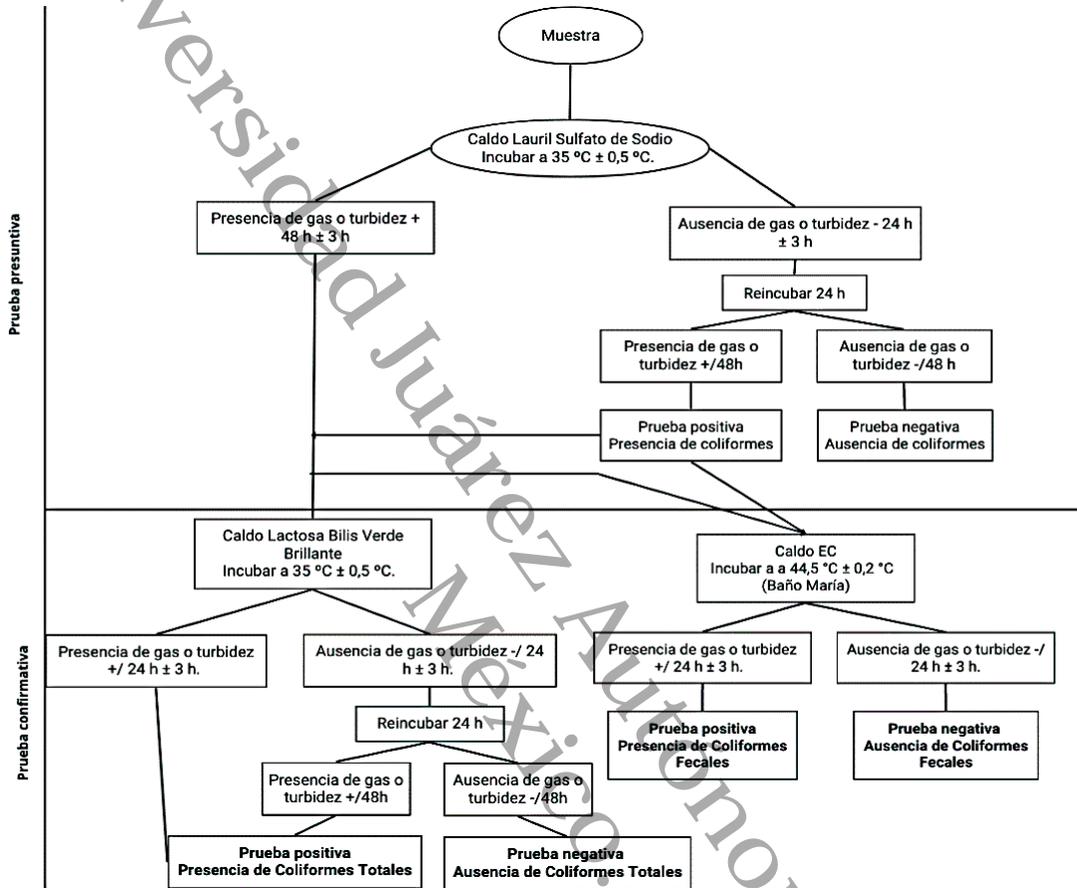


Figura 9. Diagrama de flujo para la determinación de Coliformes Totales (CT) y Coliformes Fecales (CF) por el método de Número Más Probable (NMP).

Prueba confirmativa.

Para la determinación de Coliformes totales (CT), los tubos positivos de la prueba presuntiva fueron resembrados en caldo lactosa Bilis Verde Brillante (BVB), utilizando un asa de nicromo previamente esterilizada. Se incubó a $35^{\circ}\text{C} \pm 0,5$ durante $48 \text{ h} \pm 3$. Los Coliformes fecales (CF) fueron resembrados en caldo *Escherichia coli* (EC), incubados a $44,5^{\circ}\text{C} \pm 0^{\circ}\text{C}$ por $24 \text{ h} \pm 2 \text{ h}$ y se examinó la producción de gas. Una prueba positiva fue la que presentó fermentación o gas, mientras que la ausencia de estos es considerado como negativo (Fig.10B).

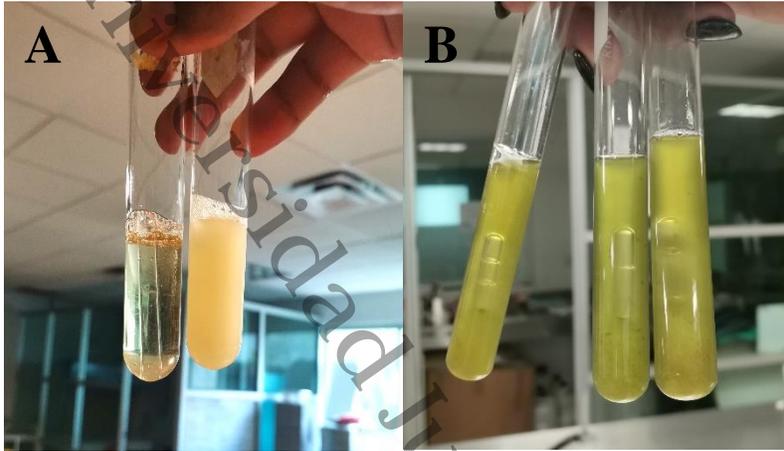


Figura 10. A= Prueba presuntiva: Identificación de tubos positivos para coliformes totales (tubo con turbidez y gas +), B= Prueba confirmativa: Identificación de tubos positivos para coliformes fecales (tubo con turbidez y gas +).

Cultivo y aislamiento de bacterias en heces fecales

Fase de aislamiento.

Esta prueba consiste en el aislamiento e identificación de bacterias de las muestras rectales. Como primera fase de aislamiento las muestras de hisopados fueron transferidas a los siguientes medios de enriquecimiento; caldo lactosado, caldo tetracionato, peptona alcalina y caldo soya tripticaseína, incubando a 35°C durante 24 a 48 h.

Posteriormente fueron transferidos utilizando la técnica de estría cruzada (Fig.11), con la finalidad de obtener cultivos axénicos. Este procedimiento se realizó cinco veces por cepa (Fig.12). El tiempo y temperatura señalada en el párrafo anterior.

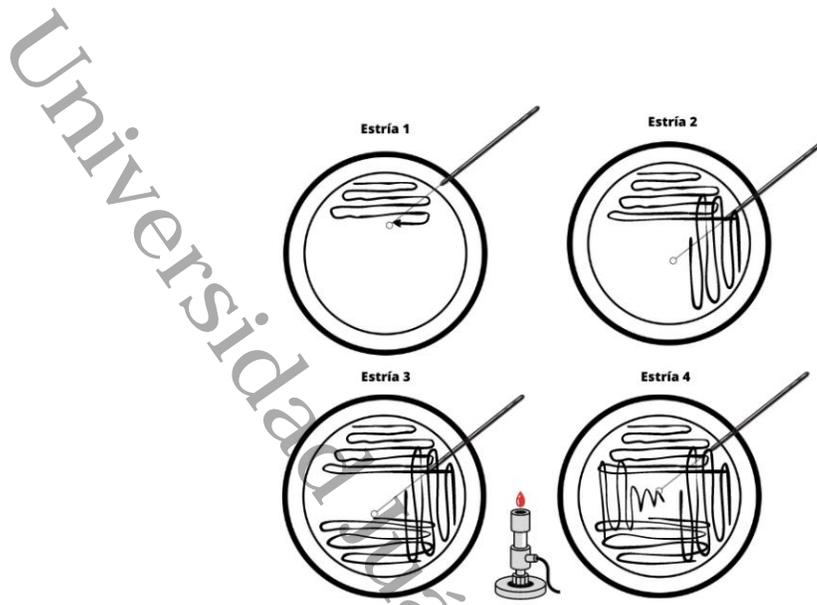


Figura 11. Patrón de siembra para la inoculación de muestras sobre placas de cultivo para obtener colonias bacterianas (Modificada Koneman et al., 2006).

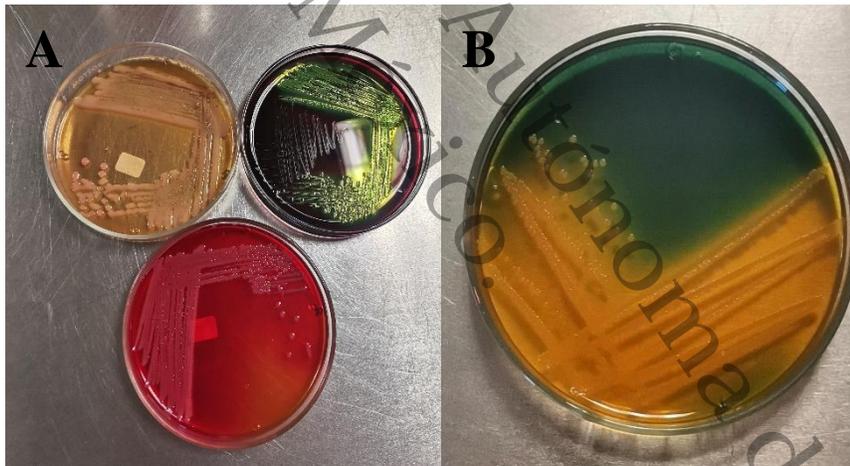


Figura 12. Características morfológicas de *Enterobacteriaceae* aisladas en medios de cultivos diferenciales. A= Eosina Azul de metileno (EAM), Salmonella-Shigella (SS) y Verde Brillante (VB), B= Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa (TCBS).

Para el crecimiento bacteriano se utilizaron los siguientes medios de cultivo Eosina Azul de Metileno (EAM), Agar Salmonella y Shigella (SS), Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa (TCBS), Verde Brillante (VB) y Agar Soya Trypticaseína (Tabla 1), y que se describen a continuación:

Eosina Azul de Metileno (EAM)

Este agar permite detectar la presencia de enterobacterias patógenas y facilitar su aislamiento, aunque no es concluyente, solo ofrece una guía para el diagnóstico. El mecanismo de acción de esta sustancia se basa en los componentes lactosa y sacarosa, que permiten diferenciar las enterobacterias según su capacidad para fermentarlos y por la apariencia y color de sus colonias; las bacterias que realizan la fermentación producen colonias de color azulado-negro con un ligero brillo metálico; por otro lado, las bacterias que no realizan la fermentación presentan colonias sin color (Pachón, 2009).

Agar *Salmonella-Shigella* (SS)

Es un medio de cultivo selectivo y diferencial. La selectividad se logra mediante la presencia de sales biliares y verde brillante, los cuales inhiben el crecimiento de bacterias Gram positivas, la mayoría de coliformes y *Proteus* sp. La diferenciación se basa en la capacidad de producir ácido sulfhídrico y fermentar lactosa a partir de tiosulfato de sodio. *Salmonella* sp, forma colonias translúcidas ocasionalmente opacas, algunas con un centro negro debido a la producción de ácido sulfhídrico. Mientras que las colonias sospechosas de *Shigella* suelen ser opacas, transparentes, translúcidas y lisas (Pachón, 2009).

Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa (TCBS)

El agar Tiosulfato Citrato Sales Biliares Sacarosa (TCBS) es un medio de cultivo que se ha utilizado tradicionalmente para aislar especies clínicamente importantes de *Vibrio* a partir de alimentos contaminados, aguas y heces. Este medio permite identificar aquellas especies que fermentan la sacarosa, ya que su crecimiento da lugar a colonias de color amarillo, como ocurre con *V. fluvialis* y *V. cholerae* (Guzmán-Hernández et al., 2016).

Agar Verde Brillante (VB)

Este medio de cultivo altamente selectivo se utiliza para aislar *Salmonella* spp., a excepción de *S. typhi* y *S. paratyphi*, a partir de muestras clínicas, alimentos y otros materiales relevantes para la salud pública. Es de gran valor cuando se investiga un gran número de muestras de heces o alimentos, debido a su capacidad sobresaliente para diferenciar colonias sospechosas. La lactosa y la sacarosa son los carbohidratos fermentables presentes en este

medio; el indicador de pH utilizado es el rojo de fenol, que cambia a color amarillo cuando se produce ácido a partir de la fermentación de azúcares, por otro lado, el cloruro de sodio mantiene el equilibrio osmótico necesario, y el verde brillante actúa como agente selectivo en el medio (Mendoza & Ortiz, 2008).

Agar Soya Trypticaseína.

El Agar Soya Trypticaseína es un medio de cultivo ampliamente utilizado que promueve el crecimiento y la recuperación de diversos microorganismos, incluyendo bacterias Gram negativas, bacterias Gram positivas, hongos y levaduras. Se utiliza tanto para el almacenamiento como para el mantenimiento de cultivos puros de microorganismos, y es especialmente beneficioso para el crecimiento de microorganismos que tienen requisitos nutricionales específicos (Industria Nacional de Microbiología, s.f).

Tabla 1. Medios de crecimiento bacteriano utilizados para la diferenciación de enterobacterias y sus respectivas características (Koneman et al., 2006).

Medio de cultivo	Bacteria	Color de la colonia
Eosina Azul de Metileno (EAM)	<i>E. coli</i>	Verde metálico
	<i>Klebsiella</i> sp.	Rosa
Agar <i>Salmonella</i> y <i>Shigella</i> (SS)	<i>Salmonella</i> sp.	Transparente con punto negro
	<i>Proteus</i> sp.	Oscuro (negra)
	<i>Shigella</i> sp.	Transparente u opaco
Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa (TCBS)	<i>Vibrio</i> sp.	Amarillo
Verde Brillante (VB)	<i>Salmonella</i> sp.	Rosa o rojo

Caracterización de las Unidades Formadoras de Colonias (UFC)

Una vez aisladas las cepas se caracterizaron tomando en cuenta los criterios de forma, elevación, margen y color (Fig. 13).

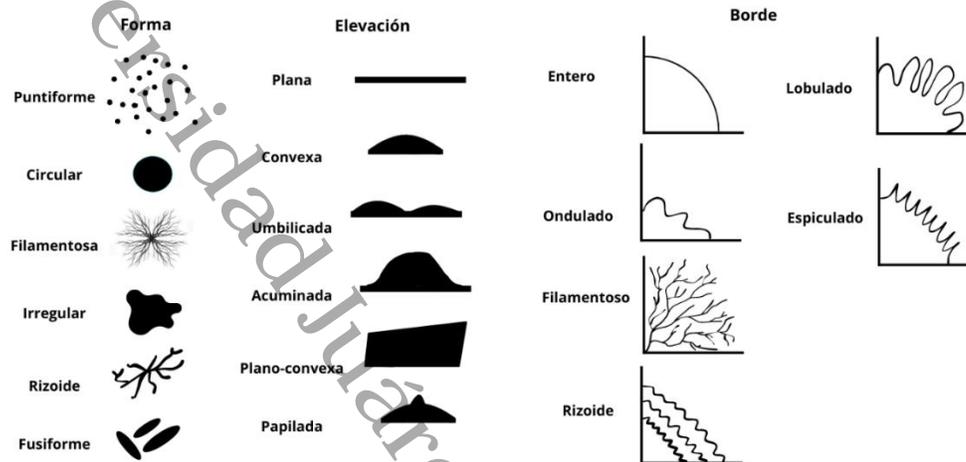


Figura 13. Terminología estándar para la caracterización de una Unidad Formadora de Colonias (UFC) de bacterias (Modificada, Granados & Villaverde, 2002).

Identificación Bioquímica

Como paso inicial en el proceso de distinguir entre diferentes tipos de bacterias, se empleó la técnica conocida como tinción de Gram (Anexo 3). Esta técnica también se utiliza en microbiología para visualizar bacterias en determinadas muestras, el procedimiento implica tomar una muestra de una colonia pura, y a través de esta tinción, las bacterias pueden ser clasificadas en dos grupos: las bacterias Gram positivas adquieren un color azul, mientras que las bacterias Gram negativas se tornan de color rojo (Rosas, 2017).

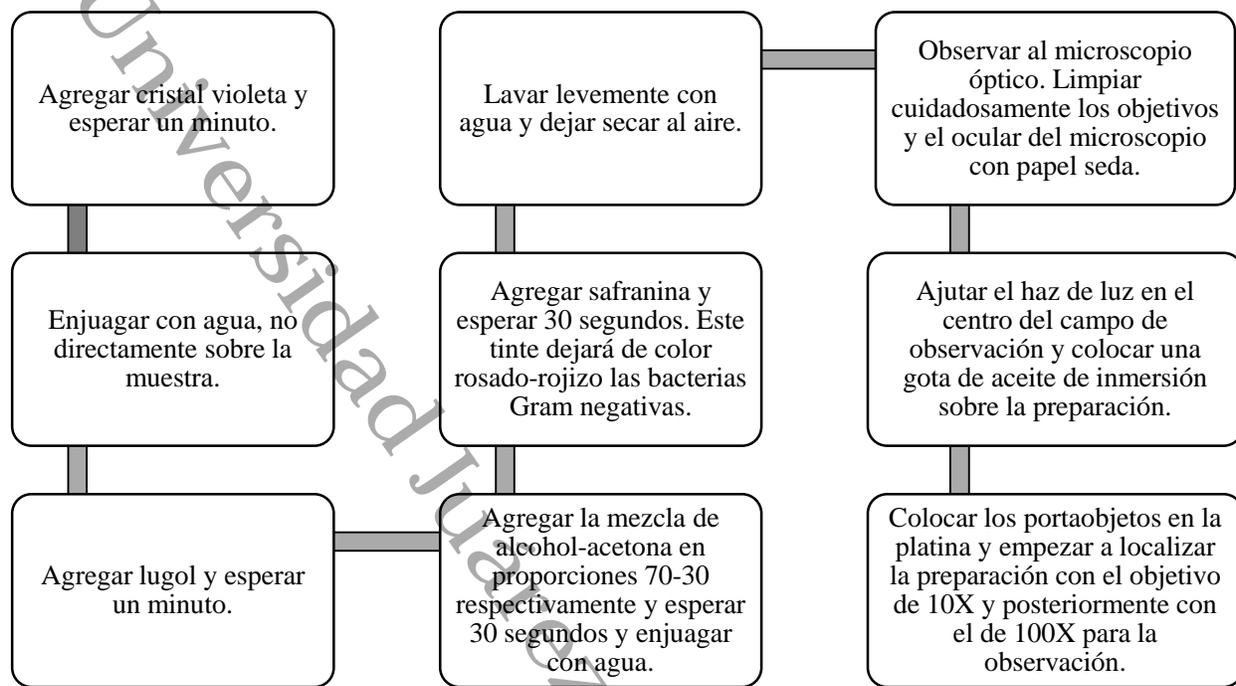


Figura 14. Proceso de Tinción Gram para la identificación de bacterias (Modificado, Montaluisa, 2018).

Una vez que se ha preparado el frotis con la muestra, se aseguró para que esta permanezca adherida al portaobjeto, lo cual facilita el proceso de tinción. Para lograr esto, se siguió el siguiente procedimiento para fijar la muestra (Fig. 14). Identificando si el tipo de bacteria es Gram (+) o Gram (-) (Anexo 4), se tomó una colonia pura y se inoculó en base a las pruebas bioquímicas (Fig.15): glucosa, lactosa, gas, citrato de Simmons, lisina, arginina, ornitina, movilidad, H₂S, ureasa, oxidasa, rojo de metilo, e indol (Tabla 3). Los tubos se incubaron durante 24 h y después se realizaron las lecturas según la tabla 2.



Figura 14. Interpretación de pruebas bioquímicas.

Tabla 2. Sistema de identificación diagnóstica con base en la presencia (+) o ausencia (-), para la identificación de bacterias de la familia *Enterobacteriaceae* (Alcama, 2001).

Reacción	Perfil bioquímico	Negativo (-)	Positivo (+)
Agar Hierro de Kligler		Rojo	Amarillo
Rojo de Metilo		Amarillo	Rojo
Voges-Proskauer		Amarillo	Rojo
Medio MIO	Movilidad	Sin desplazamiento del medio	Con desplazamiento del medio
	Indol	Amarillo	Rosa a rojo
	Ornitina	Amarillo	Morado
H ₂ S		Sin presencia	Negro
Fenilalanina desaminasa		Verde	Amarillo
Ureasa		Amarillo	Fucsia
Citrato		Verde	Azul
Lisina		Amarillo	Púrpura
Arginina		Incoloro	Rojo

Tabla 3. Patrones de reacciones bioquímicas de pruebas primarias para la familia *Enterobacteriaceae* en base la presencia o ausencia, positivo (+), negativo (-), variable (±) (Koneman et al., 2006).

Orden	KIA	GAS	H ₂ S	RM	VP	IND	CIT	PAD	URE	MOT	LIS	ARG	ORN	ONPG
Tribu I:														
<i>Escherichiae</i>														
Género:														
<i>Escherichia</i>														
<i>E. coli</i>	A/A	+	-	+	-	+	-	-	-	+	+	-/+	+/-	+
Género:														
<i>Shigella</i>														
Grupos A, B, C	Alc/A	-	-	+	-	-/+	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>S. sonnei</i>	Alc/A	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+
Tribu II:														
<i>Edwardsielleae</i>														
Género:														
<i>Edwardsiella</i>														
<i>E. tarda</i>	Alc/A	+	+	+	-	+	+	-	-	+	+	-	+	-
Tribu III:														
<i>Salmonelleae</i>														
Género:														
<i>Salmonella</i>														
Tribu IV:														
<i>Citrobactereae</i>														
Género:														
<i>Citrobacter</i>														
<i>C. freundii</i>	A/A	+	+	+	-	+	-	-	+/-	+	-	+/-	-/+	+
<i>C. koseri</i>	Alc/A	+	-	+	-	+	-	-	+/-	+	-	+/-	+	+
Tribu V:														
<i>Klebsielleae</i>														
Género:														
<i>Klebsiella</i>														
<i>K. pneumoniae</i>	A/A	++	-	-	+	-	+	-	+	-	+	-	+	+
<i>K. oxytoca</i>	A/A	++	-	-	+	+	+	-	+	-	+	-	-	+
Género:														
<i>Enterobacter</i>														
<i>E. aerogenes</i>	A/A	++	-	-	+	-	+	-	-	+	+	-	+	+
<i>E. cloacae</i>	A/A	++	-	-	+	-	+	-	+/-	+	-	+	+	+
Género:														
<i>Hafnia</i>														
<i>H. alvei</i>	Alc/A	+	-	-/+	+	-	-	-	-	+	+	-	+	+
Género:														
<i>Pantoea</i>														
<i>P. agglomerans</i>	A/A	-/+	-	-/+	+/-	-/+	+/-	-/+	-/+	+	-	-	-	+
<i>P. agglomerans</i>	Alc/A													
Género:														
<i>Serratia</i>														
<i>S. marcescens</i>	Alc/A	+	-	-/+	+	-	+	-	-	+	+	-	+	+
Tribu VI:														
<i>Proteeae</i>														
Género:														
<i>Proteus</i>														
<i>P. vulgaris</i>	Alc/A	+/-	+	+	-	+	-/+	+	++	+	-	-	-	-
<i>P. mirabilis</i>	Alc/A	+	+	+	+/-	-	+/-	+	++	+	-	-	+	-

Orden	KIA	GAS	H ₂ S	RM	VP	IND	CIT	PAD	URE	MOT	LIS	ARG	ORN	ONPG
Género: <i>Morganella</i> <i>M. morganii</i>	Alc/A	+	-	+	-	+	-	+	++	+	-	-	+	-
Género: <i>Providencia</i> <i>P. rettgeri</i>	Alc/A	-	-	+	-	+	+	+	++	+	-	-	-	-
<i>P. stuartii</i>	Alc/A	-	-	+	-	+	+	+	-/+	+/-	-	-	-	-
<i>P. alcalifaciens</i>	Alc/A	+/-	-	+	-	+	+	+	-	+	-	-	-	-
Tribu VII: <i>Yersinieae</i> Género: <i>Yersinia</i> <i>Y.</i> <i>enterocolitica</i>	Alc/A	-	-	+	-	+/-	-	-	+/-	+/-	-	-	+	+

KIA: agar hierro de Kligler; H₂S: sulfuro de hidrógeno; RM: rojo de metilo; VP: Vogues-Proskauer; IND: indol; CIT: citrato; PAD: fenilalanina desaminasa; URE: ureasa; MOT: motilidad; LIS: lisina; ARG: arginina; ORN: ornitina; ONPG: o-nitrofenil- β-D-galactopiranosido; ++: reacción positiva fuerte; +: 90% o más cepas positivas; -: 90% o más cepas negativas; +/-: 50-90% de cepas positivas; -/+ : 50-90% de cepas negativas.

XII. Análisis de datos

Se calculó la prevalencia de cada microorganismo en los individuos con la fórmula:

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

Los demás datos obtenidos de calidad de agua y el tamaño de los organismos fueron analizados mediante estadística descriptiva utilizando promedio y desviación estándar para las variables de estudio.

XIII. Resultados

En la tabla 4 se muestran los parámetros fisicoquímicos y bacteriológicos del agua (valores promedio), en los tres sitios analizados entre los meses de julio y septiembre de 2023, en tres puntos diferentes de cada sitio.

Tabla 4. Parámetros fisicoquímicos y microbiológicos del agua en tres sitios de estudio: Unidad de Manejo (UMA), Río Viejo Mezcalapa (Río.V) y Laguna de las Ilusiones (Lag.I) y los Límites Máximos Permisibles para la protección de la vida acuática.

Parámetro/ Unidad de medida	UMA	Río.V	Lag.I	CONAGUA ^a	Nº 004- 2017- MINAM ^b	CE-CCA- 001/89 ^c
Potencial de Hidrógeno (pH)	7.9±0.2	7.6±0.05	6.7±0	6.5 - 8.5	6.5 a 9.0	
Temperatura (°C)	23.8±3	13.6±0.3	17.9±0.9	CN + 1.5	Δ 3	
Conductividad eléctrica (µS/cm)	272±3	395±7	309±37	---	1000	
Sólidos disueltos totales (mg/L)	136±1	198±3	155±19	---	---	
Color (Pt-Co)	181±36	206±38	1099±627	15	20	
Turbidez (U)	1.8±0.2	5±3	2.6±0.2	---	---	
Coliformes Totales (NMP/100ml)	486±532	190±34	875±1321	---	---	
Coliformes Fecales (NMP/100ml)	412±596	190±34	155±82	1000	1000	200
Enterococos Fecales (NMP/100ml)	73±66	12±6	8±1.4	---	---	

^a Ley Federal de Derechos y Disposiciones Aplicables en Materia de Aguas Nacionales y sus Bienes Públicos Inherentes para el Ejercicio Fiscal 2023 (CONAGUA, 2023).

^b DECRETO SUPREMO N° 004-2017-MINAM.

^c Criterio Ecológico de Calidad del Agua (CE-CCA-001/89).

Los parámetros fisicoquímicos (pH, temperatura, conductividad eléctrica, color, sólidos disueltos totales y turbidez) analizados en este estudio se encontraron dentro de los Límites Máximos Permisibles (LMP) para la protección de la vida acuática, a excepción del color (Pt-Co), establecidos en la Ley Federal de Derechos y Disposiciones Aplicables en Materia de Aguas Nacionales y sus Bienes Públicos Inherentes para el Ejercicio Fiscal 2023 (CONAGUA, 2023) y el DECRETO SUPREMO N° 004-2017-MINAM (MINAM, 2017).

El pH en los sitios UMA y Río. V manifestaron valores promedios de 7.9±0.2 y 7.6±0.05, respectivamente, mientras que la Lag. I presentó valores de 6.7±0. La temperatura en la UMA presentó un valor promedio de 23.8±3, seguido de Río.V y Lag.I (13.6±0.3 y 17.9±0.9

respectivamente), correspondiendo con la época de verano. En el caso de la conductividad eléctrica la estación con valores altos, pero dentro de los LMP fue Río.V y Lag.I (395 y 309 $\mu\text{S/cm}$, consecutivamente), mientras que la estación de la UMA presentó valores promedios bajos.

Los niveles de Sólidos Disueltos Totales se encontraron con valores promedio de 136 ± 1 , 198 ± 3 y 155 ± 19 mg/L, siendo la Lag. I la que presentó valores más altos. Respecto a la turbidez, los valores oscilaron entre 1.8 ± 0.2 y 5 ± 3 U, este último valor se detectó en Río. V, además, se observaron niveles de color que excedían ampliamente los LMP, variando entre 181 ± 36 y 1099 ± 627 , siendo el valor más alto registrado en la Lag.I.

Los CF variaron de 155 a 412 NMP/100 mL, cabe destacar que la UMA fue la única estación que superó los 200 CF NMP/100 mL establecido en los CE-CCA-001/89 para la protección de la vida acuática. Los valores propuestos por (CONAGUA, 2023 y MINAM, 2017), ningún sitio superó los 1,000 CF NMP/100 mL.

Las concentraciones de los CT en los tres sitios fluctúan entre 486 y 875 NMP/100 mL, la Lag.I y UMA presentaron mayor concentración de este grupo bacteriano. Finalmente, los EF oscilan entre 8 y 73 NMP/100 mL, destacando la UMA con valores más altos. Para ambos grupos de bacterias no se encontró ninguna norma o ley que establezca LMP para la protección de la vida acuática.

En los muestreos realizados en los tres sitios se obtuvieron muestras cloacales de 18 cocodrilos, clasificados según sus tallas (valores promedios) (Tabla 5). Se aislaron 67 cepas de la familia *Enterobacteriaceae* y se agruparon en 16 géneros, de las cuales 15 se logró clasificar a nivel de especie.

Tabla 5. Tallas y peso de los individuos de *Crocodylus moreletii* que se encontraron en los tres sitios de estudio: Unidad de Manejo (UMA), Río Viejo Mezcalapa (Río.V) y Laguna de las Ilusiones (Lag.I).

	Sitios		
	Lag.I	Río.V	UMA
Tamaño de la muestra (n)	4	5	9
Peso (g)	603 ± 410	33 ± 8	699 ± 302
LT (cm)	60 ± 13	25 ± 1	61 ± 11
LHC (cm)	29 ± 5	12 ± 0	30 ± 6

Tabla 6. Prevalencia (%) de microorganismos aislados en crías, neonatos y juveniles de Cocodrilo de pantano, *Crocodylus moreletii*, en tres sitios de estudio: Unidad de Manejo (UMA), Río Viejo Mezcalapa (Río.V) y Laguna de las Ilusiones (Lag.I).

Especie	UMA	Río.V	Lag.I
<i>Enterobacter aerogenes</i>	22.2	0	0
<i>Proteus mirabilis</i>	0	0	25
<i>Proteus vulgaris</i>	0	0	25
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	11.1	20	0
<i>Pantoea agglomerans</i>	22.2	0	0
<i>Providencia rettgeri</i>	0	0	50
<i>Yersinia enterocolitica</i>	0	0	50
<i>Edwardsiella tarda</i>	22.2	0	25
<i>Serratia marcescens</i>	11.1	0	50
<i>Citrobacter freundii</i>	44.4	20	0
<i>Enterobacter cloacae</i>	22.2	20	75
<i>Hafnia alvei</i>	11.1	60	25
<i>Morganella morganii</i>	22.2	0	75
<i>Salmonella</i>	0	0	100
<i>Citrobacter koseri</i>	11.1	0	100
<i>Shigella</i>	33.3	40	25
<i>Escherichia coli</i>	66.6	80	75
Total de especies	12	6	13

En la tabla 6 se muestra la prevalencia de las bacterias identificadas en los diferentes sitios estudiados. El microorganismo con mayor prevalencia fue *E. coli* la cual se presentó en los tres sitios, en la UMA, en Río.V y en la Lag.I. Uno de los sitios que presentó mayor prevalencia de especies fue la Lag.I en la cual se identificó *Salmonella* sp., y *C. koseri* (100%), *E. cloacae*, *E. coli* y *M. morganii* (75%), *P. rettgeri*, *Y. enterocolitica* y *S. marcescens* (50%) y *P. mirabilis*, *P. vulgaris*, *E. tarda*, *H. alvei* y *Shigella* sp. (25%). Por otro lado, la UMA también presentó una prevalencia alta de especies bacterianas siendo *E. coli* la más representativa seguida de *C. freundii* (66.6 y 44.4% respectivamente), así mismo *Shigella* sp (33.3%) y *E. aerogenes*, *P. agglomerans*, *E. tarda*, *E. cloacae* y *M. morganii* (22.2%), las especies con menor prevalencia en este sitio fueron *K. pneumoniae*, *S. marcescens*, *H. alvei* y *C. koseri* (11.1%). Río.V fue uno de los sitios que menos especies bacterianas presentó, siendo *E. coli* la de mayor prevalencia seguida de *H. alvei* (80 y 60% respectivamente), por último, *C. freundii* y *E. cloacae* tuvieron una prevalencia de 20%.

Comparando las muestras de los tres diferentes sitios analizados se observó que la Lag.I tuvo mayor diversidad de especies bacteriana identificadas con 76.47% (13/17 sp) seguido de la UMA con 70.58% (12/17 sp), mientras que el 35.29 % (6/17 sp) corresponden a Río.V.

Particularmente *Salmonella*, *P. rettgeri*, *Y. enterocolitica*, *P. mirabilis* y *vulgaris* únicamente se identificaron en la Lag.I. Mientras que, *E. aerogenes* y *P. agglomerans* solo se identificaron en la UMA. Cabe señalar que ambos sitios presentaron mayor cantidad de especies bacterianas y la UMA superó los LMP en coliformes fecales.

XIV. Discusión

En este estudio se evaluó la concentración de bacterias coliformes en tres sitios de muestreo, la UMA, Río. V y Lag.I. La concentración de bacterias CF en los tres sitios varió de 155 ± 82 a 412 ± 59 NMP/100 ml, siendo la UMA el sitio que supera los LMP especificados en el CE-CCA-001/89. Según (Rangel-Mendoza & Weber, 2015) esto podría deberse al alto nivel de heces de cocodrilos y porque no hay un cambio completo del agua en los estanques.

Por otro lado, esta unidad fue alimentada por el Río Carrizal y la contaminación del agua de este río está vinculada a la construcción de obras que invaden el cauce y las áreas cercanas a éste. Las fuentes de contaminación bacteriana provienen de asentamientos urbanos e industriales, lo que causa eutrofización y representa un riesgo latente de enfermedades debido a los patógenos y sustancias químicas presentes en el agua como resultado de la descarga de contaminantes (Trinidad et al., 2018). En el boletín publicado por la secretaria de Bienestar Sustentabilidad y Cambio Climático, en el 2021 reportó 92 000 CF según el NMP/100 ml en la estación 5: río Carrizal (puente "la isla") y en el año 2023 se reportó en el mismo sitio 24 000 NMP/100 ml, superando los LMP (Secretaría de Bienestar, Sustentabilidad y Cambio Climático, 2021 & BIENESTAR, 2023).

Esto podría ser un riesgo para los organismos que se abastecen de este río ya que podría repercutir negativamente sobre el sistema inmunológico, favoreciendo el incremento de la aparición de enfermedades e infecciones bacterianas, principalmente en neonatos y crías (Carlos-Eraza et al., 2016). Aunque según Ruqaiyyah et al. (2022) algunos cocodrilos pueden tener una elevada presencia de coliformes fecales en su entorno acuático y otros patógenos potenciales, los cocodrilos aparentemente no son vulnerables a las infecciones causadas por estos organismos, ya sea sistémica o a través de su piel, incluso en caso de lesiones o heridas.

Por otro lado, puede presentar un riesgo para las personas que manipulan a los organismos, como en la UMA, ya que existen diversas enfermedades que pueden ser causadas por la contaminación del agua, entre las más comunes se encuentran la meningitis, miocarditis, enfermedades respiratorias, parálisis, diarreas, vómitos, hepatitis, infecciones oculares, entre otras (Fustamante, 2020).

Por otro lado, los CT y EF variaron de 486 ± 532 , a 875 ± 1321 y 8 ± 1.4 a 73 ± 66 NMP/100 ml respectivamente, en este caso el valor más alto de CT se presentó en la Lag. I Una de las consecuencias de detectar concentraciones elevadas de CT, puede deberse a que los sistemas de alcantarillado pluvial y sanitario en Tabasco no están segregados, lo que ocasiona que las aguas se mezclen (Landeró, 2019).

Afectando a los cuerpos de agua del estado, como es el caso de la Lag. I, este cuerpo de agua recibe vertidos de aguas residuales de las localidades cercanas, sin tratamiento adecuado o con tratamientos deficientes. La contaminación del agua por CT y EF puede ocasionar serios problemas a la vida silvestre, ya que los organismos están expuestos a esta contaminación provocándoles enfermedades graves o mortales e incluso alterando su capacidad de reproducción (Landeró, 2019). Bajo un estrés intenso, las bacterias pueden trasladarse del intestino al torrente sanguíneo y si este estrés persiste, la inmunosupresión consecuente evita que el cocodrilo controle el desplazamiento inicial, permitiendo que las bacterias se establezcan (Delene et al., 2020). Para la población humana, la contaminación microbiológica puede ser un riesgo porque esta laguna es un área recreacional integrada por atractivos y podría representar un riesgo para la salud mediante enfermedades infecciosas, ya que EF ha ganado relevancia como uno de los patógenos hospitalarios más importantes y por su resistencia a los agentes antimicrobianos (Ramos et al., 2020).

El pH es un indicador ambiental ampliamente utilizado para determinar la calidad del agua debido a que permite conocer la acidez o alcalinidad del agua y es vital para la salud de los organismos acuáticos, también, puede influir en la toxicidad de sustancias como el amoníaco, metales pesados y el hidrógeno sulfurado, entre otros (Gualdrón, 2016). El pH más alto se presentó en la UMA con un promedio de 7.9 que corresponde a ligeramente alcalino, encontrándose dentro de los LMP para la vida acuática, lo que indica que el agua no presenta niveles extremos de acidez o alcalinidad que puedan afectar a los organismos acuáticos.

Estos valores fueron más bajos a los obtenidos por Flores et al. (2018) en su estudio, ya que oscilaron entre 8.9 y 9.6, considerados como alcalinos. Escobar-Arrieta et al. (2021) menciona que una posible razón para los valores de pH elevados podría ser la intensa actividad fotosintética de las algas y bacterias presentes en el agua. Esta actividad puede sobresaturar el sistema acuático con oxígeno, reduciendo el dióxido de carbono e incrementando los niveles de pH en el agua.

La temperatura más alta del agua se registró en la UMA 23.8 ± 3 , probablemente como consecuencia de la temperatura asociada a la descomposición de desechos orgánicos provenientes de algas, plantas, animales y restos de alimentos no consumidos, así como de los procesos de excreción animal (Rangel, 2007). En la Lag.I se obtuvo un promedio de 17.9 ± 0.9 como en el estudio en la Laguna Colta Chimborazo, Ecuador que se obtuvo un promedio de $17,91$ °C, representándose como un valor estable (Escobar-Arrieta et al., 2021).

En los cocodrilos la temperatura es un factor muy importante, ya que tienen una estrecha tolerancia, cuando se incuban los huevos influye en el tamaño de los recién nacido, en la especie *Crocodylus johnstoni*, una incubación a temperaturas bajas resulta en neonatos más pesados y con menos vitelo residual. Por otro lado, una incubación a temperaturas altas da lugar a neonatos más ligeros y con una mayor cantidad de vitelo residual (Grahame & Cooper-Preston, 1989; Schingen-Khan et al., 2022).

La CE revela la presencia de sales ionizadas, tales como cloruros, iones de sodio, carbonatos, entre otros, también facilita la correlación y la interpretación de resultados en relación con los sólidos disueltos presentes en descargas o cuerpos de agua (Gualdrón, 2016). Según Díaz et al. (2018) la CE del agua pura es baja, pero se puede aumentar en gran medida por las impurezas solubles que ioniza el agua. En los sitios muestreados se registraron valores de (266 y 403 $\mu\text{S}/\text{cm}$), los cuales fueron ligeramente más altos a los encontrados por Flores et al. (2018) y Pauta et al. (2019) cuyos valores oscilaron de 225 a 275 $\mu\text{S}/\text{cm}$ y 150 a 336 $\mu\text{S}/\text{cm}$, respectivamente.

En Río.V se obtuvo el valor más alto CE de 395 $\mu\text{S}/\text{cm}$ esto puede ser debido a que este lugar está afectado por el vertido de aguas residuales de las áreas urbanas que contienen una gran cantidad de materia orgánica y sólidos en suspensión. El aumento de la conductividad y, en

consecuencia, de la salinidad del agua, provoca efectos graves en el ecosistema, lo que puede llevar a una significativa reducción de la biodiversidad (Landeró, 2019).

Los SDT representan la cantidad total de minerales, sales, metales, cationes o aniones que se encuentran disueltos en el agua, estas partículas se caracterizan por no poder ser separadas de la muestra de agua mediante un filtro (Landeró, 2019). Están estrechamente relacionados con la turbidez, en esta investigación, el valor más alto que se obtuvo fue en Río.V en ambos parámetros, 198 mg/L y 5 U respectivamente, a pesar de que no se encontró alguna norma o ley que establezca LMP para ambos parámetros, estos se consideran altos, como en el estudio de Gualdrón (2016) que obtuvo valores de 189,8 mg/L estando por encima de los niveles aceptables establecidos para la calidad del agua en términos de hábitat para peces.

Estas concentraciones pueden afectar directamente la cantidad de oxígeno disponible en los cuerpos de agua, así mismo, disminuye la claridad del agua, esto puede ser efecto de vertidos industriales o urbanos. Por esta razón, varios estudios indican que la turbidez y la presencia de SDT afectan directamente a los organismos al reducir su visibilidad, lo que dificulta su alimentación y disminuye la producción primaria de los organismos fotosintéticos (Gualdrón, 2016). En los últimos años, se ha evidenciado que la contaminación ambiental puede afectar a diversas especies de cocodrilianos, esto puede representar un riesgo sutil pero significativo a largo plazo para las poblaciones en las áreas contaminadas (Cedillo-Leal et al., 2016).

Cabe mencionar que los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos se emplean para evaluar la calidad del agua según su uso, así como para identificar posibles influencias humanas en su composición. En este estudio todos los parámetros fisicoquímicos se encontraron dentro de los LMP según los CE-CCA-001/89, CONAGUA (2023) y MINAM (2017), valores establecidos para la protección de la vida acuática.

Se logró identificar a través de los hisopados cloacales bacterias Gram negativas, lo cual coincide con lo observado en otros estudios realizados como en el caimán blanco (*Caiman crocodilus*). Esto confirma que este tipo de bacterias son frecuentes y forman parte del microbiota intestinal normal en los reptiles (Carlos-Erao et al., 2016). Los estudios relacionados con la microbiota intestinal en el cocodrilo son más escasos, pero cada vez hay más investigaciones que evidencian que el cautiverio impacta de manera notable en la

abundancia y la estructura de la comunidad de la microbiota intestinal en reptiles. En el estudio de Zhou et al. (2020) sobre la lagartija del norte (*Takydromus septentrionalis*) en las lagartijas silvestres, el género *Citrobacter* fue el más predominante, mientras que, en las lagartijas en cautiverio, el género más dominante fue *Morganella*. En el galápago europeo (*Emys orbicularis*) los géneros más prevalentes fueron *Aeromonas*, *Chryseobacterium* y *Citrobacter*, mientras que en la tortuga verde (*Chelonia mydas*) se aisló: *Citrobacter freundii*, *Escherichia coli*, *Klebsiella* sp., *Proteus mirabilis*, *Proteus vulgaris*, *Pseudomonas* sp., *Salmonella* sp., *Serratia marcescens*, *Shigella* sp. y *Vibrio* sp., (Ruzauskas, 2016 & McDermid et al., 2020).

Una de las especies bacterianas que se encuentra en una proporción significativa en caimanes es *E. coli*, como lo demuestra este estudio, así como en otras especies como *C. crocodilus* (23.33%) (Carlos-Erazo et al., 2016), *C. acutus* (67.4%) (Charruau et al., 2012) y *C. moreletii* (75%) (Rosas, 2017). Esta bacteria forma parte del microbiota intestinal normal y se considera una bacteria oportunista en reptiles, con diversos grados de patogenicidad, pudiendo causar enfermedades en individuos inmunocomprometidos (Carlos-Erazo et al., 2016). De acuerdo con Rojas (2018), *E. coli* es la causa principal de enfermedades o mortalidad en la tortuga lora (*Lepidochelys kempii*), ya que interviene de manera directa o indirecta, provocando patologías graves.

El género *Salmonella* sp., estuvo presente solamente en la Lag.I en dos crías y dos juveniles. Esta bacteria se ha reportado en diferentes especies, como en tortugas del Amazonas *P. expansa* de vida libre y en cautiverio 30.77 y 7.84% respectivamente (Meyer et al., 2015), o como en el cocodrilo *C. intermedius* que en adultos y juveniles en cautiverio obtuvieron 29 y 21% respectivamente (Pachón, 2009). Este aislamiento indica un riesgo para los seres humanos, ya que esta bacteria se considera un patógeno importante de naturaleza zoonótica, capaz de provocar enfermedades significativas en la salud pública, incluyendo trastornos gastrointestinales y septicemia (Rojas, 2018).

Según Pachón (2009) la principal vía de infección de *Salmonella* sp., es la ingesta de agua contaminada con heces, considerándose el medio acuático favorable para la transmisión. Sin embargo, también se reconoce que los alimentos y el contacto con otros reptiles son importantes vías de contaminación. Los reptiles usualmente no muestran signos clínicos, sin

embargo, esta bacteria puede provocar septicemia, neumonía, celomitis, abscesos, granulomas, hipovolemia, shock y muerte, en casos de septicemia, los reptiles inicialmente presentan apatía y anorexia, y eventualmente fallecen (Osorio et al., 2010).

Otra bacteria aislada fue *C. koseri* con una prevalencia en la Lag.I de 100%, esta especie, aunque es parte del microbiota normal según Pachón (2009) y Rosas (2017) puede producir alteraciones en el colon y meningitis neonatal. En el estudio de Charruau et al. (2012), esta bacteria presentó una prevalencia 18.6% en la cavidad cloacal de *C. acutus*. Por otro lado, *C. freundii*, se presentó con una prevalencia en la UMA de 44.4 %, como en el estudio de Reséndiz & Fernández-Sanz (2021) que en la cloaca de la tortuga negra (*Chelonia mydas*) obtuvo una frecuencia de 28.80%, esta especie también ha sido reportada en la cavidad oral del *C. moreletii* y en la cavidad oral y cloacal del *C. acutus* (Charruau, 2012). A estas bacterias se les considera un patógeno oportunista vinculado a infecciones en animales jóvenes y a infecciones secundarias en animales con el sistema inmunológico debilitado (Reséndiz & Fernández-Sanz, 2021).

Se aisló *Shigella* sp., la cual presentó una mayor prevalencia en Río.V de 40 % seguida de la UMA con 33.3 %, esta bacteria ha sido reportada en la tortuga taricaya (*Podocnemis unifilis*) y en la cavidad oral de *C. moreletii*, en la cavidad oral y cloacal del caimán de hocico ancho (*Caiman latirostris*) y en lagartos caimán (*Dracaena guianensis*) (Rojas, 2018; Charruau, 2012; Silva et al., 2009 y Ojeda, 2017). Esta especie se encontró en los tres sitios de estudios lo cual puede ser un riesgo para las personas, particularmente en Río.V, donde tuvo mayor abundancia. Según Rojas (2018) esta bacteria puede causar enfermedades en quelonios, especialmente en aquellos que están en cautiverio y se encuentran inmunodeprimidos o desnutridos.

La bacteria *Shigella* sp. es el principal agente causante de la disentería bacteriana en humanos, una enfermedad que provoca enteritis grave y la expulsión de heces diarreicas. Esta bacteria permanecer en el intestino de pacientes crónicos durante meses. Aunque su supervivencia fuera del intestino humano es limitada, se sabe que *Shigella* sp. puede sobrevivir hasta 6 meses a temperatura ambiente, lo que facilita su transmisión en el medio acuático (Naidoo & Olaniran, 2014). Según Pakbin et al. (2023) las especies de *Shigella* sp., que muestran resistencia a casi todas las clases de antimicrobianos están volviéndose más

comunes y predominantes en todo el mundo, esta situación es crítica y refleja una tendencia similar en otros patógenos bacterianos entéricos por ello, es fundamental desarrollar nuevas intervenciones para prevenir y tratar estas infecciones y así evitar una posible catástrofe de salud pública.

Enterobacter cloacae, *H. alvei* y *M. morgani* se presentaron con una prevalencia similar en los tres sitios, según el estudio de Meyer et al. (2015) sobre la tortuga del Amazonas *P. expansa* tanto en vida libre como en cautiverio, *E. cloacae* tuvo una frecuencia del 27.45% en vida libre y 32.31% en cautiverio, mientras que *M. morgani* solo se presentó en vida libre con una frecuencia del 1.96%. Por otro lado, en los lagartos caimán *D. guianensis*, las especies *E. cloacae* y *H. alvei* tuvieron frecuencias del 12.09% y 4.03%, respectivamente. Asimismo, estudios en la cavidad cloacal de *C. moreletii* y *C. acutus* han reportado la presencia de *E. cloacae* y *H. alvei* (Rosas, 2017; Charruau, 2012).

Por otra parte *S. marcescens* se presentó en la Lag.I con una prevalencia de 50% y *E. tarda* en la UMA con 22.2%. Según Pye et al. (1999), *S. marcescens* causa abscesos subcutáneos en lagartos iguánidos (*Iguana iguana* y *Ctenosaura acanthura*), artritis piogénica en un tegu (*Tupinambis teguixin*) septicemia en caimanes americanos (*Alligator mississippiensis*) y bacteremia y artritis séptica en un cocodrilo enano de África Occidental (*Osteolaemus tetraspis*). Por otro lado, en el presente estudio se obtuvo *Y. enterocolitica*, *P. rettgeri*, *P. agglomerans* y *K. pneumoniae* con una prevalencia de 11.76% y *P. vulgaris*, *P. mirabilis* y *E. aerogenes* con una menor prevalencia de 5.88 %, estas especies también se han reportado en diferentes estudios (Meyer et al., 2015; Rosas, 2017; Charruau, 2012, Silva et al., 2009 y Ojeda, 2017).

Desde una perspectiva profiláctica, las cepas bacterianas aisladas en este estudio podrían causar enfermedades en los especímenes evaluados. Esto se debe a que el sistema inmunitario de los reptiles es muy vulnerable a los cambios térmicos, el estrés, la carga parasitaria, los tratamientos inadecuados, las dietas incorrectas, entre otros factores, en tales circunstancias, las bacterias del tracto intestinal pueden atravesar la barrera mucosa, causando un choque séptico (Ojeda, 2017 y Silva et al., 2009). En cautiverio, el agua de los estanques también se contamina con bacterias provenientes de las heces de los cocodrilos, por ello, es probable

que las bacterias identificadas en este estudio también se encuentren en sus entornos respectivos.

Por lo tanto, muchas de las cepas identificadas en este estudio se consideran no solo potencialmente patógenas para el hospedador, sino también potencialmente zoonóticas, como *E. coli*, *Shigella* sp., *Salmonella* sp., y *Citrobacter* sp. El conocimiento del microbioma intestinal es crucial para identificar los posibles patógenos presentes en *C. moreletii*, permitiendo una mayor capacidad de diagnóstico en relación con la participación de posibles bacterias y hongos en procesos infecciosos y, sobre todo, facilita la prevención de estas enfermedades mediante tratamientos y rutinas desinfectantes convencionales (Meyer et al., 2015; Carlos-Erazo et al., 2016). Se requieren más estudios para evaluar el impacto de estos microorganismos en la salud pública y en la dinámica epidemiológica de la región.

XV. Conclusiones y recomendaciones

Se identificaron 16 géneros y 15 especies de bacterias que podrían ser patógenos para el cocodrilo de pantano, *Crocodylus moreletii*. La riqueza de especies varió entre los diferentes sitios de estudio, y su presencia pudo estar relacionada con las características de la calidad del agua. Se encontraron más especies de bacterias en la Lag.I, seguida de la UMA, siendo un riesgo para la salud de los cocodrilos y para las personas que se encuentran en contacto directo con ellos. *Salmonella* sp., se presentó solamente en la Lag.I con una prevalencia de 100% mientras que *E. coli* y *Shigella* sp., se presentó en los tres sitios de estudio, siendo estas bacterias importantes para la salud pública por su alta patogenicidad.

Este estudio confirma la presencia de contaminación microbiana en el agua por coliformes fecales, en la Lag.I probablemente originada por la descarga de aguas residuales urbanas y en la UMA puede deberse a la falta de tratamiento del agua de los estanques o a la ausencia de depuración del sistema, ya que esta agua se encuentra estancada y no fluye.

En el futuro, el riesgo de contaminación bacteriana de los cocodrilos para los humanos podría incrementarse debido a diversos factores, especialmente la rápida destrucción y fragmentación del hábitat, lo que podría provocar un aumento en las interacciones entre

humanos y cocodrilos como en la Lag.I. A partir de este estudio se puede sugerir la relación que existe entre la calidad del agua y la microbiota intestinal de *C. moreletii*, ya que los sitios con indicadores de mayor contaminación fueron los que presentaron más diversidad bacteriana.

Finalmente, se recomienda continuar con este tipo de investigaciones, para tomar medidas preventivas ante posibles lesiones en los humanos provocadas por cocodrilos y riesgos de transmisión de enfermedades zoonóticas, por lo que es importante evaluar otras UMA y lagunas, es esencial implementar medidas de bioseguridad para el personal, principalmente que utilicen equipos de protección personal al interactuar con los organismos y las fuentes de agua en las estos viven.

Por otro lado, es importante considerar las actividades humanas en la salud del cocodrilo de pantano y sus implicaciones en la conservación de la especie, sobre todo en vida silvestre, por lo que se recomienda estudiar más la calidad del agua para controlar estas fuentes de contaminación y mejorar las condiciones del hábitat de esta especie y promover su conservación.

Se sugiere realizar más investigaciones epidemiológicas que identifiquen la resistencia bacteriana, mediante análisis genéticos de las bacterias que están en el cocodrilo de pantano o en su hábitat, para identificar estos genes de resistencia, su dinámica de propagación y plantear algún tipo de terapia antimicrobiana.

XVI. Literatura citada

- Alcama, E. P., 2001. Laboratory Microbiology. Septime Ed. Jones and Bartlett Publishers. EUA. 310 p.
- Anónimo. (1978). Microbiological Methods for Monitoring the Environment: Water and Wastes. EPA. USA. 337 pp.
- Barrios, G., & Cremieux, J. C. (2018). Protocolo de ranqueo para cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) en México. *Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), Mexico*, 54-60.
- Bolívar, D. & Morera, C. R. (2022). Determinación del índice de la calidad del agua de la cuenca baja del río Tuluá, municipio de Tuluá, departamento del valle del cauca, mediante análisis fisicoquímicos y microbiológicos con base en las actividades antrópicas llevadas a cabo durante el periodo abril-junio de 2021. Universidad Santo Tomás Facultad De Ciencias Y Tecnologías. <https://repository.usta.edu.co/handle/11634/43873>
- Carlos-Erazo, N., Prado-Reyes, N.Y., González-Ore, V. H & Capuñay-Becerra, C. (2016). Enterobacterias y su resistencia antimicrobiana en el caimán blanco (*Caimán crocodilus*) de vida libre en el río Madre de Dios, Tambopata-Perú. *Revista Latinoamericana de Recursos Naturales*, 12(2), 53-59. <https://revista.itson.edu.mx/index.php/rlrn/article/view/251>
- Cedillo-Leal, C., Cienfuegos-Rivas, E., & Escobedo-Galván, A. H. (2016). Metales pesados en ecosistemas costeros y cocodrilos. *Tópicos sobre ciencias biológicas*. 183-223
- Charruau P., Pérez-Flores J., Pérez-Juárez J. G., Cedeño-Vázquez J. R & Rosas-Carmona R. (2012). Oral and cloacal microflora of wild crocodiles *Crocodylus acutus* and *C. moreletii* in the Mexican Caribbean. *Diseases Aquatic Organisms*. 98:27-39. <https://doi.org/10.3354/dao02418>
- Corado-García, V. A., Cajas, J & Benítez-Moreno, J. (2020). Estado poblacional y distribución del cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) en regiones prioritarias

- de Petén, Guatemala. *Revista Latinoamericana De Herpetología*, 3(2), 23–33.
<https://doi.org/10.22201/fc.25942158e.2020.2.149>
- Corrales, K.A. (2021). Estructura y composición de la microbiota intestinal en peces del género *Seriola*. [Tesis de Maestría, Centro de investigaciones biológicas del noroeste]. <http://dspace.cibnor.mx:8080/handle/123456789/3099>
- Delene, K., Lemma, A., & Fesseha, H. (2020). Major diseases of Nile crocodile (*Crocodylus niloticus*) with focus on current status in Arba Minch crocodile ranch, Ethiopia *Etiopía. Revista en línea de investigación animal y de piensos*. 10(3), 98-110.
- Diario Oficial De La Federación (DOF). (1989). Criterios Ecológicos de Calidad del Agua. CE-CCA-001/89.
https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=4837548&fecha=13/12/1989#gsc.tab=0
- Diario Oficial De La Federación (DOF). (1995). Norma Oficial Mexicana NOM-110-SSA1-1994, Bienes y servicios. Preparación y dilución de muestras de alimentos para su análisis microbiológico. <http://sidof.segob.gob.mx/notas/4883170>
- Díaz, L. A., Tarrillo, R. E & Campos, A. J. (2018). Caracterización y evaluación de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos de las aguas de la quebrada Colpamayo, Chota. *Revista Ciencia Norandina*, 3(1), 12-20.
<http://hdl.handle.net/20.500.14142/293>
- Escobar-Arrieta, S., Albuja, A & Andueza-Leal, F. D. (2021). Calidad fisicoquímica del agua de la laguna Colta. Chimborazo. Ecuador. *FIGEMPA: Investigación y Desarrollo*, 11(1), 76-81.
- Flores, M.C., Del Ángel, E., Frías, D. M & Gómez, A. L. (2018). Evaluación de parámetros fisicoquímicos y metales pesados en agua y sedimento superficial de la Laguna de las Ilusiones, Tabasco, México. *Tecnología Y Ciencias Del Agua*, 9(2), 39-57.
<http://ri.ujat.mx/handle/20.500.12107/3056>
- Fustamante, F. I. (2020). Evaluación del comportamiento de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos para determinar la calidad de agua de categoría III en la quebrada

- “San Mateo”-distrito de Chota, 2019. [Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional Autónoma De Chota]. <https://hdl.handle.net/20.500.14142/138>
- García-Grajales, J., Aguirre-León, G., & Contreras-Hernández, A. (2007). Tamaño y estructura poblacional de *Crocodylus acutus* (Cuvier 1807) (Reptilia: *Crocodylidae*) en el estero La Ventanilla, Oaxaca, México. *Acta zoológica mexicana*, 23(1), 53-71. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0065-17372007000100007&lng=es&tlng=es.
- Garza-Velasco, R., Garza-Manero, S. P., & Perea-Mejía, L. M. (2021). Microbiota intestinal: aliada fundamental del organismo humano. *Educación Química*, 32(1), 10. <https://doi.org/10.22201/fq.18708404e.2021.1.75734>
- Gholamhosseini, A., Sharifiyazdi, H., Rakhshaninejad, M., Soltanian, S., Saligehzadeh, R. y Kordestani, H. (2021). A study on the oral and cloacal bacterial flora of Mugger crocodiles (*Crocodylus palustris*) in the Negour protected area, Iran. *Foro de investigación veterinaria: una revista trimestral internacional*, 12(3), 361–367. <https://doi.org/10.30466/vrf.2019.108417.2571>
- Góngora, I. A. (2021). Determinación de coliformes totales y fecales en 5 cenotes de la ciudad de Tulum, Quintana Roo. [Tesis de Licenciatura, Universidad de Quintana Roo]. <http://hdl.handle.net/20.500.12249/2591>
- Grahame J. & Cooper-Preston, H. (1989). Effects of Incubation Temperature on Crocodiles and the Evolution of Reptilian Oviparity. *American Zoologist*, 29(3), 953-971. <https://doi.org/10.1093/icb/29.3.953>
- Granados, R., & Villaverde, C. (2002). *Microbiología: Tomo II. Bacteriología. Medios de cultivo y pruebas bioquímicas, micología y parasitología general*. (2^a. ed.). Ciencias de la salud.
- Gualdrón, L. E. (2016). Evaluación de la calidad de agua de ríos de Colombia usando parámetros fisicoquímicos y biológicos. Programa de Especialización en Gestión Ambiental. <https://repository.unilibre.edu.co/handle/10901/20335>

- Guzmán-Hernández, R, Hernández-Vélez, R, & Contreras-Rodríguez, A. (2016). *Vibrio fluvialis*. *Revista chilena de infectología*, 33(4), 455-456. <https://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182016000400011>
- Hardy, S. (2021). Aislamiento e identificación molecular de bacterias de la microbiota intestinal en aves silvestres de la región delta del río Colorado, Baja California, México [Tesis de Maestría, Universidad Autónoma De Baja California]. <https://repositorioinstitucional.uabc.mx/handle/20.500.12930/7982>
- Industria Nacional de Microbiología. (s.f). *Agar Trypticase de Soya*. http://www.indemicsas.com/INSERTOS/FICHA_AGAR_TRIPTICASA_DE_SOYA.pdf
- Koneman, E., Winn, W., Allen, S., Janda, W., Procop, G., Schreckenberger, P., & Woods, G. (2006). *Diagnostico microbiológico. Texto y atlas en color* (6.ª ed.). Editorial Medica Panamericana.
- Landero, S. A. (2019). Evaluación de la calidad del agua de la laguna la pólvora en Villahermosa, Tabasco. [Tesis de Maestría, Instituto Tecnológico De Villahermosa]. <https://rinacional.tecnm.mx/jspui/handle/TecNM/1300>
- López-Luna, M. A (2010). La conservación de los Cocodrilos en México: Conocimientos y estrategias. *Herpetófilos*, 10:5-8.
- López-Luna, M. A., Hidalgo-Mihart, M. G., & Aguirre-León, G. (2011). Descripción de los nidos del cocodrilo de pantano *Crocodylus moreletii* en un paisaje urbanizado en el sureste de México. *Acta zoológica mexicana*, 27(1), 1-16.
- López, Z. G (2020). Revisión bibliográfica sobre los factores que influyen sobre la microbiota intestinal de las especies *Puntius conchonus*, *Pterophyllum scalare* y *Betta splendens*. <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/handle/123456789/26222>
- Macías, N. L. (2020). Macroinvertebrados acuáticos como indicadores de calidad del agua en el estero el taco de la microcuenca baja del río Quevedo y su relación con los usos del suelo. [Tesis Licenciatura, Universidad Técnica Estatal De Quevedo].

- Madrigal, A. (2020). La educación ambiental como un aporte para el manejo del conflicto humano - cocodrilo en cinco comunidades del Pacífico Central de Costa Rica. [Tesis Licenciatura, Universidad Nacional, Heredia, Costa Rica]. <https://repositorio.una.ac.cr/handle/11056/18855>
- McDermid K. J., Kittle R. P, Veillet A, Plouviez S, Muehlstein L & Balazs G. H. (2020). Identification of Gastrointestinal Microbiota in Hawaiian Green Turtles (*Chelonia mydas*). *Bioinformática Evolutiva*. 16. doi:10.1177/1176934320914603.
- Mendoza, L., & Ortiz, L. (2008). Identificación y serotipificación de *Salmonella* en carne cruda molida de res y cerdo en Colima. [Tesis licenciatura, Instituto Tecnológico De Colima].
- Meyer, J. C., Marinho, M., Vidovix, C., Bosco da Costa, J., & Tavares, H. L. (2015). Enterobacterias en tortugas silvestres y cautivas del Amazonas, *Podocnemis expansa* (Testudines: *Podocnemididae*). *Revista de Biología Tropical*, 63(4), 1083-1089.
- Ministerio del Ambiente (MINAM). (2017). Decreto Supremo N° 004-2017-MINAM. Aprueban Estándares de Calidad Ambiental (ECA) para agua y establecen disposiciones complementarias. <https://www.gob.pe/institucion/minam/normas-legales/3671-004-2017-minam>
- Montaluisa, M. S. (2018). Análisis de la microbiota del aire en terapia intensiva del hospital de Especialidades Fuerzas Armadas N° 1 en Quito, 2018. [Tesis Licenciatura, Universidad Central Del Ecuador]. <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/16822>
- Naidoo, S., & Olaniran, A. O. (2014). Treated wastewater effluent as a source of microbial pollution of surface water resources. *International journal of environmental research and public health*, 11(1), 249-270.
- Nájera, S. M., & Salinas, A. M. (2015). Determinación de la Flora Bacteriana Nasal y Cloacal de la Tortuga “golfina” *Lepidochelys olivacea*, Especie Anidante en el Área Natural Protegida Complejo Los Cóbanos. Sonsonate, El Salvador. [Tesis Licenciatura, Universidad del Salvador].

- Norma Mexicana NMX-AA-042-SCFI-2015. Análisis de Agua - Enumeración de organismos coliformes totales, organismos coliformes fecales (termotolerantes) y *E. coli* - Método del número más probable en tubos múltiples (Cancela a la NMX-AA-42-1987). <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166147/nmx-aa-042-scfi-2015.pdf>
- Ojeda, J. S. (2017). Determinación de la resistencia de enterobacterias aisladas en cloaca de lagartos caimán mantenidos en cautiveros en una zocriadero de Lima. [Tesis de Licenciatura, Universidad Científica del Sur]. <https://hdl.handle.net/20.500.12805/475>
- Osorio, M., Saldías, M. E., & Valiente, K. (2010). Estudio retrospectivo de presencia de *Salmonella* spp. en reptiles ingresados a Chile a través de la Estación Cuarentenaria Pecuaria 1997-2008. *Frontiers in Life Science*, 8(3), 284-293.
- Pachón, D. A., Pulido, A. P & Moreno, C. A. (2010). Aislamiento e identificación de microorganismos entéricos en muestras ambientales y cloacales en *Crocodylus intermedius* y *testudines* de la estación de biología tropical Roberto Franco en Villavicencio, Colombia. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/remvez/article/view/17258/20998>
- Pachón, D. A. (2009). Aislamiento, identificación y serotipificación de enterobacterias del género *Salmonella* en una población de *Crocodylus intermedius* y *testudinos* mantenidos en cautiverio en la estación de biología tropical Roberto Franco E.B.T.R.B de la Facultad de Ciencias Universidad Nacional de Colombia en Villavicencio-Meta [Tesis Licenciatura, Pontificia Universidad Javeriana]. <https://repository.javeriana.edu.co/handle/10554/8199>
- Padilla, S. E., Perera, E., González, M., & Gómez, J. O. (2010). Estudio de caso: el cocodrilo de pantano *Crocodylus moreletii* en la Reserva de la Biosfera Los Petenes, Campeche. *La Biodiversidad en Campeche: Estudio de Estado*. CONABIO, México, 344-348.
- Padrón, C. A. (2019). Microbiota intestinal humana y dieta. *Ciencia Y Tecnología*, 12(1), 31-42. <https://doi.org/10.18779/cyt.v12i1.315>

- Pakbin, B., Brück, W. M., & Brück, T. B. (2023). Molecular Mechanisms of *Shigella* Pathogenesis; Recent Advances. *International journal of molecular sciences*. 24(3), 2448. <https://doi.org/10.3390/ijms24032448>
- Pauta, G., Velazco, M., Gutiérrez, D., Vázquez, G., Rivera, S., Morales, Ó., & Abril, A. (2019). Water quality assessment of the rivers of Cuenca city in Ecuador. *Maskana*, 10(2), 76-88. <https://doi.org/10.18537/mskn.10.02.08>
- Pérez, M., Martínez, C & Zhurbenko, R. (2010). Aspectos fundamentales sobre el género *Enterococcus* como patógeno de elevada importancia en la actualidad. *Revista Cubana de Higiene y Epidemiología*, 48(2), 147-161. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1561-30032010000200006&lng=es&tlng=es
- Puello-Caballero, L.P., Montoya-Campuzano, O.I., Castañeda-Monsalve, V.A., & Moreno-Murillo, L.M. (2018). Caracterización de la microbiota presente en el intestino de *Piaractus brachipomus* (Cachamablanca). *Revista de Salud Animal*, 40(2), http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0253-570X2018000200002&lng=es&tlng=es.
- Pye, G. W., Jacobson, E. R., Newell, S. M., Scase, T., Heard, D. J., & Dennis, P. M. (1999). *Serratia marcescens* Infection in a Gopher Tortoise, *Gopherus polyphemus*, and use of Magnetic Resonance Imaging in Diagnosing Systemic Disease. *Bulletin of the Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians*. 9(4), 8-11.
- Ramos, S., Silva, V., Dapkevicius, M., Igrejas, G., & Poeta, P. (2020). *Enterococci*, from Harmless Bacteria to a Pathogen. *Microorganism*. 8(8), 1118. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8081118>
- Rangel, J. A. (2007). Estudio hematológico en poblaciones silvestres y cautivas de tortuga blanca *Dermatemys mawii*. [Tesis de Maestría, El Colegio de la Frontera Sur – ECOSUR]. <https://ecosur.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1017/1823>

- Rangel-Mendoza, J.A. y Weber, M. (2015). Evaluación de la condición física de la tortuga blanca, *Dermatemys mawii*, en condiciones de cautiverio en Tabasco, México. *Agrociencia*, 49 (5), 499-511.
- Reséndiz, E., & Fernández-Sanz, H. (2021). Identificación bioquímica de bacterias potencialmente patógenas y zoonóticas en las tortugas negras (*Chelonia mydas*) del Pacífico Mexicano. *Abanico veterinario*, 11, 1-13. <http://dx.doi.org/10.21929/abavet2021.19>
- Ricárdez, G., López, G., Bautista, R. G., & Torres, C. A. (2016). Laguna de las ilusiones y su entorno urbano: aguas residuales, urbanas y sedimentos. *Kuxulkab'*, 22(43). <https://doi.org/10.19136/kuxulkab.a22n43.1461>
- Rodas-Trejo, J., Ocampo-González, P. & Mandujano-Camacho, H. O. (2022). Estimación poblacional de *Crocodylus moreletii* en cuatro sitios de la Reserva de Biósfera Pantanos de Centla. *Ecosistemas Y Recursos Agropecuarios*, 8(1). <https://doi.org/10.19136/era.a8n1.2663>
- Rodríguez-Quevedo, F. (2009). Análisis de la estructura poblacional de *Crocodylus moreletii* en el canal ecoturístico nueva Esperanza en la Reserva de la Biosfera Pantanos de Centla, Tabasco, México. [Tesis de Licenciatura, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco].
- Rodríguez, L. C. (2017). Efecto del cautiverio sobre la diversidad y estructura poblacional de la microbiota intestinal en la nutria neotropical *Lontra Longicaudis* (Olfers, 1818). [Tesis de Licenciatura, Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano]. <https://expeditiorepositorio.utadeo.edu.co/handle/20.500.12010/2386>
- Rojas, E. F. (2018). Enterobacterias potencialmente patógenas en la tortuga taricaya (*Podocnemis unifilis*) de un zoológico de la ciudad de Iquitos. [Tesis de Licenciatura, Universidad Alas Peruanas].
- Rosas, R. (2017). Flora bacteriana presentes en las cavidades oral y cloacal del cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) en el río Hondo, Quintana Roo, México. [Tesis de Licenciatura, Tecnológico Nacional de México].

- Ruqaiyyah, S., Sutherland, K. M & Naveed, K. A (2022). Gut microbiome–immune system interaction in reptiles. *Journal of Applied Microbiology*. 132(4), 2558-2571. <https://doi.org/10.1111/jam.15438>
- Ruzauskas, M., Misyte, S., Vaskieviciute, L., Mikniene, Z., Siugzdiniene, R., Klimiene, I & Kucinskiene, J. (2016). Gut microbiota isolated from the European pond turtle (*Emys orbicularis*) and its antimicrobial resistance. *Polish Journal of Veterinary Sciences*. 19(4), 723–730. DOI 10.1515/pjvs-2016-0091.
- Sánchez, R. M. (2017). Relación de los cambios físicos, biológicos y ambientales en el desarrollo embrionario del cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) [Tesis doctoral, Universidad Autónoma Metropolitana]. <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/handle/123456789/2092>
- Schingen-Khan, M., Barthel, L., Pham, D., Pham, C, Nguyen, T., Ziegler, T., & Bonkowski, M. (2022). Will climatic changes affect the Vietnamese crocodile lizard? Seasonal variation in microclimate and activity pattern of *Shinisaurus crocodilurus vietnamensis*. *Amphibia-Reptilia*, 43(2), 155-167. <https://doi.org/10.1163/15685381-bja10089>
- Secretaría de Bienestar, Sustentabilidad y Cambio Climático (BIENESTAR). (2021). Monitoreo de la Calidad del Agua en Ríos y Lagunas Costeras. <https://tabasco.gob.mx/boletines-pmca-rios>
- Secretaría de Bienestar, Sustentabilidad y Cambio Climático (BIENESTAR). (2023). Monitoreo de la Calidad del Agua en Ríos y Lagunas Costeras. <https://tabasco.gob.mx/boletines-pmca-rios>
- Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). (2020). Reconstrucción de la margen izquierda del río viejo Mezcalapa en la localidad de Plutarco Elías calles (Curahueso), municipio de Centro, estado de Tabasco.
- Sierra, C. A. (2011). Calidad del agua evaluación y diagnostico (1.ª ed.). Ediciones de la U.
- Silva, J. S., Mota, R. A., Pinheiro, J. W., Almeida, M. C., Silva, D. R., Ferreira, D., & Azevedo, J. (2009). Aerobic bacterial microflora of broad-snouted caiman (*Caiman*

- latirostris*) oral cavity and cloaca, originating from Park Zoologic Arruda Câmara, Paraíba, Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology*, 40, 194-198. <https://doi.org/10.1590/S1517-83822009000100034>
- Toro M. D., Llanco A. L., Lora V. M., Tiparra T. R., & Serrano-Martínez, E. (2021). Efecto de microorganismos eficaces en los parámetros productivos y calidad de agua en el cultivo semi-intensivo de langostino blanco *Litopenaeus vannamei*. *Salud Y Tecnología Veterinaria*, 8(2), 45-57. <https://doi.org/10.20453/stv.v8i2.3873>
- Trinidad, A., Fraire, A. R., Cortés, A. A., & Gómez, J. (2018). Presencia de coliformes fecales, totales e hidrocarburos en el Río Seco en Paraíso, Tabasco. *Investigación y Posgrado*, 24 (6).
- Trujillo, S. K. (2016). El cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) como organismo bioindicador de exposición a plomo y cadmio en una laguna urbana del estado de Tabasco [Tesis de Maestría, Universidad Autónoma Metropolitana]. <https://doi.org/10.24275/uami.w0892995q>
- U.S. Environmental Protection Agency. (1986). Ambient Water Quality Criteria for Bacteria—1986. EPA-440/5-84-002, U.S. Environmental Protection Agency, Washington, D.C.
- . Vargas, S. R., & Verano, M. C. (2022). Remoción de coliformes totales y fecales de las aguas residuales de una Ptar mediante la electrólisis de una solución de NaCl. [Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional del Centro de Perú]. <http://hdl.handle.net/20.500.12894/9252>
- Vergaray, G., Méndez, C., Morante, H, Heredia, V & Béjar, V. (2012). *Enterococcus* y *Escherichia coli* como indicadores de contaminación fecal en playas costeras de Lima. *Revista Del Instituto De investigación De La Facultad De Minas, Metalurgia Y Ciencias geográficas*, 10(20), 82-86. <https://doi.org/10.15381/iigeo.v10i20.498>

XVII. Anexos



Anexo 1:A= Captura de *Crocodylus moreletii* en la Laguna de las Ilusiones (Lag. I). B= Marcaje con grapas en cría de *Crocodylus moreletii* en la Laguna de las Ilusiones (Lag.I).

Universidad

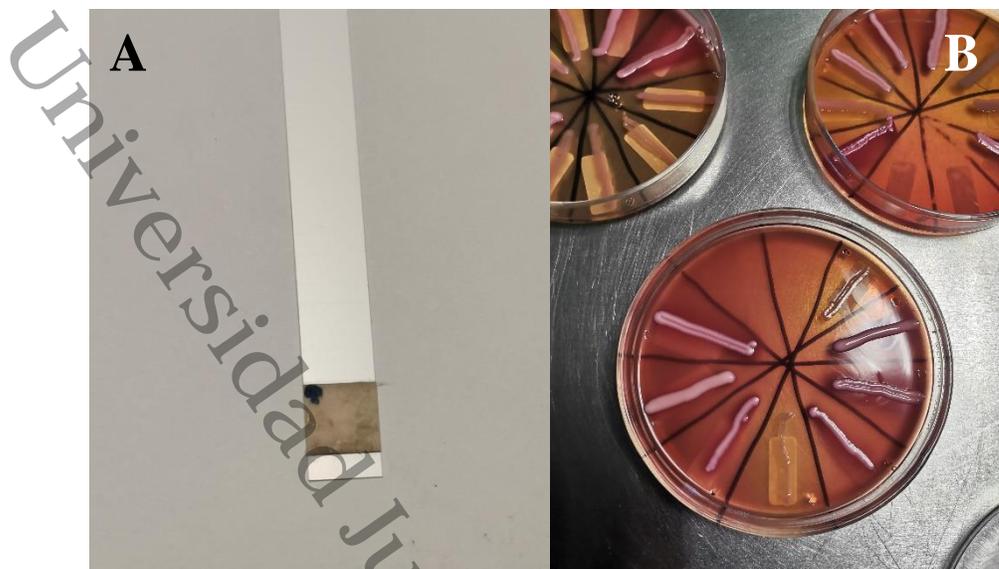


Anexo 2: Recolección de muestra en Río Viejo Mezcalapa para análisis fisicoquímico de la calidad del agua.



Anexo 3: Células bacterianas gramnegativas y en forma de bacilos cortos bajo el microscopio óptico 100X.

de Tabasco.



Anexo 4: A Prueba bioquímica de oxidasa con indicador azul, que denota un resultado positivo. B= Prueba bioquímica en agar MacConkey, donde las colonias de color crema o rosas indican un resultado positivo.

Alojamiento de la Tesis en el Repositorio Institucional	
Título de Tesis:	CARACTERIZACIÓN BACTERIANA DE LAS HECES FECALES EN COCODRILO DE PANTANO (<i>Crocodylus moreletii</i>), EN DOS ECOSISTEMAS URBANOS Y UNA UNIDAD DE MANEJO (UMA)
Autor(a) o autores(ras) de la Tesis:	Mónica de los Ángeles López Custodio
ORCID:	https://orcid.org/0009-0001-0224-0003
Resumen de la Tesis:	Este estudio evaluó la comunidad bacteriana en las heces de crías y juveniles de <i>Crocodylus moreletii</i> en dos ecosistemas urbanos (Laguna de las Ilusiones y Río Viejo Mezcalapa), y en una Unidad de Manejo para la Conservación de Vida Silvestre (UMA CICEA) en Villahermosa, Tabasco. Se analizaron variables fisicoquímicas y microbiológicas del agua en los sitios de estudio para evaluar su calidad. Se capturaron cuatro individuos en la Laguna de las Ilusiones, cinco en el Río Viejo Mezcalapa y nueve en el CICEA, de los cuales se tomaron hisopados cloacales para su cultivo en medios

	<p>diferenciales y se realizaron pruebas bioquímicas convencionales para la identificación taxonómica.</p> <p>Se aislaron 67 cepas de la familia <i>Enterobacteriaceae</i>, clasificadas en 16 géneros, de las cuales 15 fueron identificadas a nivel de especie, destacándose las de mayor prevalencia: <i>Hafnia alvei</i>, <i>Morganella morganii</i>, <i>Salmonella</i>, <i>Citrobacter koseri</i>, <i>Shigella</i> y <i>Escherichia coli</i>. La menor diversidad de bacterias se encontró en Río Viejo Mezcalapa. En el CICEA y en La Laguna de las Ilusiones se presentó la mayor diversidad de bacterias intestinales. El agua de la Laguna de las Ilusiones presentó la mayor cantidad de coliformes totales (875 NMP/100 mL), mientras la UMA tuvo la mayor densidad de coliformes fecales (412 NMP/100 mL); Río Viejo Mezcalapa mostró los niveles microbiológicos más bajos. Este estudio puede sugerir que existe una relación entre la calidad del agua y la microbiota intestinal de <i>C. moreletii</i>, ya que los sitios con indicadores de mayor contaminación fueron los que presentaron mayor diversidad bacteriana.</p>
<p>Palabras claves de la Tesis:</p>	<p><i>Enterobacteriaceae</i>, microbiota intestinal, calidad del agua, conservación de la vida silvestre.</p>
<p>Referencias citadas:</p>	<p>Alcama, E. P., 2001. Laboratory Microbiology. Septime Ed. Jones and Bartlett Publishers. EUA. 310 p.</p> <p>Anónimo. (1978). Microbiological Methods for Monitoring the Environment: Water and Wastes. EPA. USA. 337 pp.</p> <p>Barrios, G., & Cremieux, J. C. (2018). Protocolo de ranqueo para cocodrilo de pantano (<i>Crocodylus moreletii</i>) en México. <i>Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), Mexico</i>, 54-60.</p> <p>Bolívar, D. & Morera, C. R. (2022). Determinación del índice de la calidad del agua de la cuenca baja del río Tuluá, municipio de Tuluá, departamento del valle del cauca, mediante análisis fisicoquímicos y microbiológicos con base en las actividades antrópicas llevadas a cabo durante el periodo abril-junio de 2021. Universidad Santo Tomás Facultad De Ciencias Y Tecnologías. https://repository.usta.edu.co/handle/11634/43873</p> <p>Carlos-Erazo, N., Prado-Reyes, N.Y., González-Ore, V. H & Capuñay-Becerra, C. (2016). Enterobacterias y su resistencia antimicrobiana en el caimán blanco (<i>Caimán crocodilus</i>) de vida libre en el río Madre de Dios, Tambopata-Perú. <i>Revista Latinoamericana de Recursos Naturales</i>, 12(2), 53-59. https://revista.itson.edu.mx/index.php/rlrn/article/view/251</p> <p>Cedillo-Leal, C., Cienfuegos-Rivas, E., & Escobedo-Galván, A. H. (2016). Metales pesados en ecosistemas costeros y cocodrilos. <i>Tópicos sobre ciencias biológicas</i>. 183-223</p>

Charruau P., Pérez-Flores J., Pérez-Juárez J. G., Cedeño-Vázquez J. R & Rosas-Carmona R. (2012). Oral and cloacal microflora of wild crocodiles *Crocodylus acutus* and *C. moreletii* in the Mexican Caribbean. *Diseases Aquatic Organisms*. 98:27-39. <https://doi.org/10.3354/dao02418>

Corado-García, V. A., Cajas, J & Benítez-Moreno, J. (2020). Estado poblacional y distribución del cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) en regiones prioritarias de Petén, Guatemala. *Revista Latinoamericana De Herpetología*, 3(2), 23–33. <https://doi.org/10.22201/fc.25942158e.2020.2.149>

Corrales, K.A. (2021). Estructura y composición de la microbiota intestinal en peces del género *Seriola*. [Tesis de Maestría, Centro de investigaciones biológicas del noroeste]. <http://dspace.cibnor.mx:8080/handle/123456789/3099>

Delene, K., Lemma, A., & Fesseha, H. (2020). Major diseases of Nile crocodile (*Crocodylus niloticus*) with focus on current status in Arba Minch crocodile ranch, Ethiopia *Etiopía*. *Revista en línea de investigación animal y de piensos*. 10(3), 98-110.

Diario Oficial De La Federación (DOF). (1989). Criterios Ecológicos de Calidad del Agua. CE-CCA-001/89. https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=4837548&fecha=13/12/1989#gsc.tab=0

Diario Oficial De La Federación (DOF). (1995). Norma Oficial Mexicana NOM-110-SSA1-1994, Bienes y servicios. Preparación y dilución de muestras de alimentos para su análisis microbiológico. <http://sidof.segob.gob.mx/notas/4883170>

Díaz, L. A., Tarrillo, R. E & Campos, A. J. (2018). Caracterización y evaluación de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos de las aguas de la quebrada Colpamayo, Chota. *Revista Ciencia Norandina*, 3(1), 12-20. <http://hdl.handle.net/20.500.14142/293>

Escobar-Arrieta, S., Albuja, A & Andueza-Leal, F. D. (2021). Calidad fisicoquímica del agua de la laguna Colta. Chimborazo. Ecuador. *FIGEMPA: Investigación y Desarrollo*, 11(1), 76-81.

Flores, M.C., Del Ángel, E., Frías, D. M & Gómez, A. L. (2018). Evaluación de parámetros fisicoquímicos y metales pesados en agua y sedimento superficial de la Laguna de las Ilusiones, Tabasco, México. *Tecnología Y Ciencias Del Agua*, 9(2), 39-57. <http://ri.ujat.mx/handle/20.500.12107/3056>

Fustamante, F. I. (2020). Evaluación del comportamiento de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos para determinar la calidad de agua de categoría III en la quebrada "San Mateo"- distrito de Chota, 2019. [Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional Autónoma De Chota]. <https://hdl.handle.net/20.500.14142/138>

García-Grajales, J., Aguirre-León, G., & Contreras-Hernández, A. (2007). Tamaño y estructura poblacional de *Crocodylus acutus* (Cuvier 1807) (Reptilia: *Crocodylidae*) en el estero La Ventanilla, Oaxaca, México. *Acta zoológica mexicana*, 23(1), 53-71.
http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0065-17372007000100007&lng=es&tlng=es.

Garza-Velasco, R., Garza-Manero, S. P., & Perea-Mejía, L. M. (2021). Microbiota intestinal: aliada fundamental del organismo humano. *Educación Química*, 32(1), 10.
<https://doi.org/10.22201/fq.18708404e.2021.1.75734>

Gholamhosseini, A., Sharifiyazdi, H., Rakhshaninejad, M., Soltanian, S., Salighehzadeh, R. y Kordestani, H. (2021). A study on the oral and cloacal bacterial flora of Mugger crocodiles (*Crocodylus palustris*) in the Negour protected area, Iran. *Foro de investigación veterinaria: una revista trimestral internacional*, 12(3), 361–367. <https://doi.org/10.30466/vrf.2019.108417.2571>

Góngora, I. A. (2021). Determinación de coliformes totales y fecales en 5 cenotes de la ciudad de Tulum, Quintana Roo. [Tesis de Licenciatura, Universidad de Quintana Roo].
<http://hdl.handle.net/20.500.12249/2591>

Grahame J. & Cooper-Preston, H. (1989). Effects of Incubation Temperature on Crocodiles and the Evolution of Reptilian Oviparity. *American Zoologist*, 29(3), 953-971.
<https://doi.org/10.1093/icb/29.3.953>

Granados, R., & Villaverde, C. (2002). *Microbiología: Tomo II. Bacteriología. Medios de cultivo y pruebas bioquímicas, micología y parasitología general*. (2ª. ed.). Ciencias de la salud.

Gualdrón, L. E. (2016). Evaluación de la calidad de agua de ríos de Colombia usando parámetros fisicoquímicos y biológicos. Programa de Especialización en Gestión Ambiental.
<https://repository.unilibre.edu.co/handle/10901/20335>

Guzmán-Hernández, R, Hernández-Vélez, R, & Contreras-Rodríguez, A. (2016). *Vibrio fluvialis*. *Revista chilena de infectología*, 33(4), 455-456.
<https://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182016000400011>

Hardy, S. (2021). Aislamiento e identificación molecular de bacterias de la microbiota intestinal en aves silvestres de la región delta del río colorado, Baja California, México [Tesis de Maestría, Universidad Autónoma De Baja California].
<https://repositorioinstitucional.uabc.mx/handle/20.500.12930/7982>

Industria Nacional de Microbiología. (s.f). *Agar Trypticosa de Soya*.
http://www.indemicsas.com/INSERTOS/FICHA_AGAR_TRIPTICASA_DE_SOYA.pdf

Koneman, E., Winn, W., Allen, S., Janda, W., Procop, G., Schreckenberger, P., & Woods, G. (2006). *Diagnostico microbiológico. Texto y atlas en color* (6.^a ed.). Editorial Medica Panamericana.

Landero, S. A. (2019). Evaluación de la calidad del agua de la laguna la pólvora en Villahermosa, Tabasco. [Tesis de Maestría, Instituto Tecnológico De Villahermosa]. <https://rinacional.tecnm.mx/jspui/handle/TecNM/1300>

López-Luna, M. A (2010). La conservación de los Cocodrilos en México: Conocimientos y estrategias. *Herpetófilos*, 10:5-8.

López-Luna, M. A., Hidalgo-Mihart, M. G., & Aguirre-León, G. (2011). Descripción de los nidos del cocodrilo de pantano *Crocodylus moreletii* en un paisaje urbanizado en el sureste de México. *Acta zoológica mexicana*, 27(1), 1-16.

López, Z. G (2020). Revisión bibliográfica sobre los factores que influyen sobre la microbiota intestinal de las especies *Puntius conchonius*, *Pterophyllum scalare* y *Betta splendens*. <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/handle/123456789/26222>

Macías, N. L. (2020). Macroinvertebrados acuáticos como indicadores de calidad del agua en el estero el taco de la microcuenca baja del río Quevedo y su relación con los usos del suelo. [Tesis Licenciatura, Universidad Técnica Estatal De Quevedo].

Madrigal, A. (2020). La educación ambiental como un aporte para el manejo del conflicto humano - cocodrilo en cinco comunidades del Pacífico Central de Costa Rica. [Tesis Licenciatura, Universidad Nacional, Heredia, Costa Rica]. <https://repositorio.una.ac.cr/handle/11056/18855>

McDermid K. J., Kittle R. P, Veillet A, Plouviez S, Muehlstein L & Balazs G. H. (2020). Identification of Gastrointestinal Microbiota in Hawaiian Green Turtles (*Chelonia mydas*). *Bioinformática Evolutiva*. 16. doi:10.1177/1176934320914603.

Mendoza, L., & Ortiz, L. (2008). Identificación y serotipificación de *Salmonella* en carne cruda molida de res y cerdo en Colima. [Tesis licenciatura, Instituto Tecnológico De Colima].

Meyer, J. C., Marinho, M., Vidovix, C., Bosco da Costa, J., & Tavares, H. L. (2015). Enterobacterias en tortugas silvestres y cautivas del Amazonas, *Podocnemis expansa* (Testudines: Podocnemididae). *Revista de Biología Tropical*, 63(4), 1083-1089.

Ministerio del Ambiente (MINAM). (2017). Decreto Supremo N° 004-2017-MINAM. Aprueban Estándares de Calidad Ambiental (ECA) para agua y establecen disposiciones complementarias. <https://www.gob.pe/institucion/minam/normas-legales/3671-004-2017-minam>

Montaluisa, M. S. (2018). Análisis de la microbiota del aire en terapia intensiva del hospital de Especialidades Fuerzas Armadas N° 1

en Quito, 2018. [Tesis Licenciatura, Universidad Central Del Ecuador]. <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/16822>

Naidoo, S., & Olaniran, A. O. (2014). Treated wastewater effluent as a source of microbial pollution of surface water resources. *International journal of environmental research and public health*, 11(1), 249-270.

Nájera, S. M., & Salinas, A. M. (2015). Determinación de la Flora Bacteriana Nasal y Cloacal de la Tortuga “golfina” *Lepidochelys olivacea*, Especie Anidante en el Área Natural Protegida Complejo Los Cóbano. Sonsonate, El Salvador. [Tesis Licenciatura, Universidad del Salvador].

Norma Mexicana NMX-AA-042-SCFI-2015. Análisis de Agua - Enumeración de organismos coliformes totales, organismos coliformes fecales (termotolerantes) y *E. coli* – Método del número más probable en tubos múltiples (Cancela a la NMX-AA-42-1987). <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166147/nmx-aa-042-scfi-2015.pdf>

Ojeda, J. S. (2017). Determinación de la resistencia de enterobacterias aisladas en cloaca de lagartos caimán mantenidos en cautiverios en una zoológico de Lima. [Tesis de Licenciatura, Universidad Científica del Sur]. <https://hdl.handle.net/20.500.12805/475>

Osorio, M., Saldías, M. E., & Valiente, K. (2010). Estudio retrospectivo de presencia de *Salmonella* spp. en reptiles ingresados a Chile a través de la Estación Cuarentenaria Pecuaria 1997-2008. *Frontiers in Life Science*, 8(3), 284-293.

Pachón, D. A., Pulido, A. P. & Moreno, C. A. (2010). Aislamiento e identificación de microorganismos entéricos en muestras ambientales y cloacales en *Crocodylus intermedius* y *testudines* de la estación de biología tropical Roberto Franco en Villavicencio, Colombia. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/remevez/article/view/17258/20998>

Pachón, D. A. (2009). Aislamiento, identificación y serotipificación de enterobacterias del género *Salmonella* en una población de *Crocodylus intermedius* y *testudines* mantenidos en cautiverio en la estación de biología tropical Roberto Franco E.B.T.R.B de la Facultad de Ciencias Universidad Nacional de Colombia en Villavicencio-Meta [Tesis Licenciatura, Pontificia Universidad Javeriana]. <https://repository.javeriana.edu.co/handle/10554/8199>

Padilla, S. E., Perera, E., González, M., & Gómez, J. O. (2010). Estudio de caso: el cocodrilo de pantano *Crocodylus moreletii* en la Reserva de la Biosfera Los Petenes, Campeche. *La*

Biodiversidad en Campeche: Estudio de Estado. CONABIO, México, 344-348.

Padrón, C. A. (2019). Microbiota intestinal humana y dieta. *Ciencia Y Tecnología*, 12(1), 31–42. <https://doi.org/10.18779/cyt.v12i1.315>

Pakbin, B., Brück, W. M., & Brück, T. B. (2023). Molecular Mechanisms of *Shigella* Pathogenesis; Recent Advances. *International journal of molecular sciences*. 24(3), 2448. <https://doi.org/10.3390/ijms24032448>

Pautá, G., Velazco, M., Gutiérrez, D., Vázquez, G., Rivera, S., Morales, Ó., & Abril, A. (2019). Water quality assessment of the rivers of Cuenca city in Ecuador. *Maskana*, 10(2), 76-88. <https://doi.org/10.18537/mskn.10.02.08>

Pérez, M., Martínez, C & Zhurbenko, R. (2010). Aspectos fundamentales sobre el género *Enterococcus* como patógeno de elevada importancia en la actualidad. *Revista Cubana de Higiene y Epidemiología*, 48(2), 147-161. http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1561-30032010000200006&lng=es&tlng=es

Puello-Caballero, L.P., Montoya-Campuzano, O.I., Castañeda-Monsalve, V.A., & Moreno-Murillo, L.M. (2018). Caracterización de la microbiota presente en el intestino de *Piaractus brachipomus* (Cachamablanca). *Revista de Salud Animal*, 40(2), http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0253-570X2018000200002&lng=es&tlng=es.

Pye, G. W., Jacobson, E. R., Newell, S. M., Scase, T., Heard, D. J., & Dennis, P. M. (1999). *Serratia marcescens* Infection in a Gopher Tortoise, *Gopherus polyphemus*, and use of Magnetic Resonance Imaging in Diagnosing Systemic Disease. *Bulletin of the Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians*. 9(4), 8-11.

Ramos, S., Silva, V., Dapkevicius, M., Igrejas, G., & Poeta, P. (2020). *Enterococci*, from Harmless Bacteria to a Pathogen. *Microorganism*. 8(8), 1118. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8081118>

Rangel, J. A. (2007). Estudio hematológico en poblaciones silvestres y cautivas de tortuga blanca *Dermatemys mawii*. [Tesis de Maestría, El Colegio de la Frontera Sur – ECOSUR]. <https://ecosur.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1017/1823>

Rangel-Mendoza, J.A. y Weber, M. (2015). Evaluación de la condición física de la tortuga blanca, *Dermatemys mawii*, en condiciones de cautiverio en Tabasco, México. *Agrociencia*, 49 (5), 499-511.

Reséndiz, E., & Fernández-Sanz, H. (2021). Identificación bioquímica de bacterias potencialmente patógenas y zoonóticas en las

	<p>tortugas negras (<i>Chelonia mydas</i>) del Pacífico Mexicano. <i>Abanico veterinario</i>, 11, 1-13. http://dx.doi.org/10.21929/abavet2021.19</p> <p>Ricárdez, G., López, G., Bautista, R. G., & Torres, C. A. (2016). Laguna de las ilusiones y su entorno urbano: aguas residuales, urbanas y sedimentos. <i>Kuxulkab'</i>, 22(43). https://doi.org/10.19136/kuxulkab.a22n43.1461</p> <p>Rodas-Trejo, J., Ocampo-González, P & Mandujano-Camacho, H. O. (2022). Estimación poblacional de <i>Crocodylus moreletii</i> en cuatro sitios de la Reserva de Biósfera Pantanos de Centla. <i>Ecosistemas Y Recursos Agropecuarios</i>, 8(1). https://doi.org/10.19136/era.a8n1.2663</p> <p>Rodríguez-Quevedo, F. (2009). Análisis de la estructura poblacional de <i>Crocodylus moreletii</i> en el canal ecoturístico nueva Esperanza en la Reserva de la Biosfera Pantanos de Centla, Tabasco, México. [Tesis de Licenciatura, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco].</p> <p>Rodríguez, L. C. (2017). Efecto del cautiverio sobre la diversidad y estructura poblacional de la microbiota intestinal en la nutria neotropical <i>Lontra Longicaudis</i> (Olfers, 1818). [Tesis de Licenciatura, Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano]. https://expeditiorepositorio.utadeo.edu.co/handle/20.500.12010/2386</p> <p>Rojas, E. F. (2018). Enterobacterias potencialmente patógenas en la tortuga taricaya (<i>Podocnemis unifilis</i>) de un zoológico de la ciudad de Iquitos. [Tesis de Licenciatura, Universidad Alas Peruanas].</p> <p>Rosas, R. (2017). Flora bacteriana presentes en las cavidades oral y cloacal del cocodrilo de pantano (<i>Crocodylus moreletii</i>) en el río Hondo, Quintana Roo, México. [Tesis de Licenciatura, Tecnológico Nacional de México].</p> <p>Ruqaiyyah, S., Sutherland, K. M & Naveed, K. A (2022). Gut microbiome-immune system interaction in reptiles. <i>Journal of Applied Microbiology</i>. 132(4), 2558-2571. https://doi.org/10.1111/jam.15438</p> <p>Ruzauskas, M., Misyte, S., Vaskieviciute, L., Mikniene, Z., Siugzdiniene, R., Klimiene, I & Kucinskiene, J. (2016). Gut microbiota isolated from the European pond turtle (<i>Emys orbicularis</i>) and its antimicrobial resistance. <i>Polish Journal of Veterinary Sciences</i>. 19(4), 723-730. DOI 10.1515/pjvs-2016-0091.</p> <p>Sánchez, R. M. (2017). Relación de los cambios físicos, biológicos y ambientales en el desarrollo embrionario del cocodrilo de pantano (<i>Crocodylus moreletii</i>) [Tesis doctoral, Universidad Autónoma Metropolitana]. https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/handle/123456789/2092</p>
--	---

Schingen-Khan, M., Barthel, L., Pham, D., Pham, C, Nguyen, T., Ziegler, T., & Bonkowski, M. (2022). Will climatic changes affect the Vietnamese crocodile lizard? Seasonal variation in microclimate and activity pattern of *Shinisaurus crocodilurus vietnamensis*. *Amphibia-Reptilia*, 43(2), 155-167. <https://doi.org/10.1163/15685381-bja10089>

Secretaría de Bienestar, Sustentabilidad y Cambio Climático (BIENESTAR). (2021). Monitoreo de la Calidad del Agua en Ríos y Lagunas Costeras. <https://tabasco.gob.mx/boletines-pmca-rios>

Secretaría de Bienestar, Sustentabilidad y Cambio Climático (BIENESTAR). (2023). Monitoreo de la Calidad del Agua en Ríos y Lagunas Costeras. <https://tabasco.gob.mx/boletines-pmca-rios>

Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). (2020). Reconstrucción de la margen izquierda del río viejo Mezcalapa en la localidad de Plutarco Elías calles (Curahueso), municipio de Centro, estado de Tabasco.

Sierra, C. A. (2011). Calidad del agua evaluación y diagnóstico (1.ª ed.). Ediciones de la U.

Silva, J. S., Mota, R. A., Pinheiro, J. W., Almeida, M. C., Silva, D. R., Ferreira, D., & Azevedo, J. (2009). Aerobic bacterial microflora of broad-snouted caiman (*Caiman latirostris*) oral cavity and cloaca, originating from Park Zoologic Arruda Câmara, Paraíba, Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology*, 40, 194-198. <https://doi.org/10.1590/S1517-83822009000100034>

Toro M. D., Llanco A. L., Lora V. M., Tiparra T. R., & Serrano-Martínez, E. (2021). Efecto de microorganismos eficaces en los parámetros productivos y calidad de agua en el cultivo semi-intensivo de langostino blanco *Litopenaeus vannamei*. *Salud Y Tecnología Veterinaria*, 8(2), 45-57. <https://doi.org/10.20453/stv.v8i2.3873>

Trinidad, A., Fraire, A. R., Cortés, A. A., & Gómez, J. (2018). Presencia de coliformes fecales, totales e hidrocarburos en el Río Seco en Paraíso, Tabasco. *Investigación y Posgrado*, 24 (6).

Trujillo, S. K. (2016). El cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) como organismo bioindicador de exposición a plomo y cadmio en una laguna urbana del estado de Tabasco [Tesis de Maestría, Universidad Autónoma Metropolitana]. <https://doi.org/10.24275/uami.w0892995q>

U.S. Environmental Protection Agency. (1986). Ambient Water Quality Criteria for Bacteria—1986. EPA-440/5-84-002, U.S. Environmental Protection Agency, Washington, D.C.

Vargas, S. R., & Verano, M. C. (2022). Remoción de coliformes totales y fecales de las aguas residuales de una Ptar mediante la electrólisis de una solución de NaCl. [Tesis de Licenciatura,

	<p>Universidad Nacional del Centro de Perú]. http://hdl.handle.net/20.500.12894/9252 Vergaray, G., Méndez, C., Morante, H, Heredia, V & Béjar, V. (2012). <i>Enterococcus</i> y <i>Escherichia coli</i> como indicadores de contaminación fecal en playas costeras de Lima. <i>Revista Del Instituto De investigación De La Facultad De Minas, Metalurgia Y Ciencias geográficas</i>, 10(20), 82-86. https://doi.org/10.15381/iigeo.v10i20.498</p>
--	--

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
México.