



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CHIAPAS
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS C-V**



Caracterización e identificación de agentes causantes de
dermopatías en *Crocodylus moreletii* de ejemplares *ex situ*

TESIS

que para obtener el grado de

**MAESTRA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA
TROPICAL**

Presenta

PAULINA MORENO RIOS PS2090

Director de tesis

DR. HERNÁN ORBELÍN MANDUJANO CAMACHO

Co-Director de tesis

DR. MARCO ANTONIO LÓPEZ LUNA

Tuxtla Gutiérrez, Chiapas; Septiembre del 2024



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CHIAPAS
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS, CAMPUS V.
DIRECCIÓN



Villaflores, Chiapas
25 de noviembre de 2024
Oficio N° FCACV/D/824/24

MVZ. PAULINA MORENO RÍOS
MAESTRANTE EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA TROPICAL
DE LA FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS CAMPUS V
P R E S E N T E.

En atención a que usted ha presentado los votos aprobatorios del Honorable Jurado designado para su evaluación de posgrado, de la tesis titulada: "**Caracterización e identificación de agentes causantes de dermatitis en *Crocodylus moreletii* de ejemplares ex situ**", por este medio comunico que se le autoriza la impresión del documento, de acuerdo a los lineamientos vigentes de la Universidad.

Sin otro particular, le envío un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"POR LA CONCIENCIA DE LA NECESIDAD DE SERVIR"

FACULTAD DE
CIENCIAS AGRONÓMICAS

M.C. CARLOS ALBERTO VELÁZQUEZ SANABRIA
DIRECTOR



C.c.p. ARCHIVO

CAVS*ymc

Carretera Ocozocoautla-Villaflores Km. 84.5 C.P. 30470 Villaflores, Chiapas. Teléfono y Fax 01 (965) 65 2 14 77, 65 5 32 72
Correo electrónico: ip.agronomicas@gmail.com



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CHIAPAS
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS, CAMPUS V.
COORDINACIÓN DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO



Villaflores, Chiapas
22 de noviembre de 2022
Oficio No. CIP/575/22

DR. MARCO ANTONIO LÓPEZ LUNA
DOCENTE INVESTIGADOR
P R E S E N T E.

Atendiendo el interés de la C. M.V.Z. Paulina Moreno Ríos, en relación a su oficio recibido con fecha 14 de noviembre de 2022, dirigido a esta Coordinación, se autoriza la modificación del título de su proyecto de tesis de grado titulado anteriormente: "DETERMINACIÓN DE DERMOPATIAS EN CROCODYLUS MORELETII EN LA UMA "GRANJA DE LAGARTOS" EN TABASCO, MÉXICO", quedando con el título: "CARACTERIZACIÓN E IDENTIFICACIÓN DE AGENTES CAUSANTES DE DERMOPATIAS EN CROCODYLUS MORELETII DE EJEMPLARES EX SITU" dentro de las líneas de investigación que se desarrollan en nuestra universidad. la Coordinación de Investigación y Posgrado a mi cargo tienen a bien nombrarlo **CO-DIRECTOR EXTERNO DE TESIS** en el mencionado trabajo.

Por ello, le exhorto a llevar con entusiasmo el seguimiento de dicho trabajo para su exitosa culminación.

ATENTAMENTE
"POR LA CONCIENCIA DE LA NECESIDAD DE SERVIR"


DR. RAMIRO/ELEAZAR RUIZ NÁJERA
COORDINADOR



C.c.p. Tesista
Archivo

RER/ymc

Carretera Ocozocoautla-Villaflores Km. 84.5 C.P. 30470 Villaflores, Chiapas. Teléfono y Fax 01 (961) 65 2 14 77, 65 5 17 72
Correo electrónico: ip.agronomicas@gmail.com



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE CHIAPAS
SECRETARÍA ACADÉMICA

COORDINACIÓN DE BIBLIOTECAS UNIVERSITARIAS



Código: FO-113-05-05
Revisión: 0

CARTA DE AUTORIZACIÓN PARA LA PUBLICACIÓN ELECTRÓNICA DE LA TESIS DE TÍTULO Y/O GRADO.

La alumna (s) o él alumno (s) Paulina Moreno Ríos, autora (s) o autor (es) de la tesis bajo el título de "Caracterización e identificación de agentes causantes de dermatitis en *Crocodylus moreletii* de ejemplares *ex situ*" presentada y aprobada en el año 2024 como requisito para obtener el título o grado de MAESTRA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGROPECUARIA TROPICAL, autorizo licencia a la Dirección del Sistema de Bibliotecas Universidad Autónoma de Chiapas (SIBI-UNACH), para que realice la difusión de la creación intelectual mencionada, con fines académicos para su consulta, reproducción parcial y/o total, citando la fuente, que contribuya a la divulgación del conocimiento humanístico, científico, tecnológico y de innovación que se produce en la Universidad, mediante la visibilidad de su contenido de la siguiente manera:

- Consulta del trabajo de título o de grado a través de la Biblioteca Digital de Tesis (BIDITE) del Sistema de Bibliotecas de la Universidad Autónoma de Chiapas (SIBI-UNACH) que incluye tesis de pregrado de todos los programas educativos de la Universidad, así como de los posgrados no registrados ni reconocidos en el Programa Nacional de Posgrados de Calidad del CONACYT.
- En el caso de tratarse de tesis de maestría y/o doctorado de programas educativos que sí se encuentren registrados y reconocidos en el Programa Nacional de Posgrados de Calidad (PNPC) del Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT), podrán consultarse en el Repositorio Institucional de la Universidad Autónoma de Chiapas (RIUNACH).

Tuxtla Gutiérrez, Chiapas; a los 27 días del mes de Noviembre del año 2024.

Paulina Moreno Ríos

Nombre y firma de la alumna (s) o él alumno (s)

DEDICATORIA

A mi hijo amado Jesús Emiliano, eres y serás mi inspiración siempre.

A mi madre adorada por siempre inculcarnos el estudio, la superación, la responsabilidad y que los compromisos se cumplen.

A mi esposo Jesús por siempre apoyar mis proyectos

A mi hermano querido por todo su apoyo y gran ejemplo en mi vida de estudiante.

A mis queridos sobrinos

A toda mi familia, por brindarme el cálido abrazo del hogar y siempre sentirse orgullosos de los logros familiares.

A todos los que piensan que no se puede.

AGRADECIMIENTOS

Gracias Dios por acompañarme en este camino, por darme la oportunidad de obtener este logro, por no dejarme vencer, por poner a las personas correctas en mi camino las cuales dejaron en mi gran enseñanza, fortaleza y aprendizaje.

Agradezco al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyt) por el apoyo económico que se me fue otorgado para la realización y desarrollo de mis estudios de Maestría.

Gracias a mi Alma Mater, Universidad Autónoma de Chiapas por permitirme ser parte de la 14^a generación de la MCPAT.

A mi director de tesis, Dr. Hernán Orbelín Mandujano Camacho, gracias por su apoyo incondicional, gracias por su paciencia, por sus enseñanzas y oportunidades para mi desarrollo profesional, gracias por impulsarme.

Dr. Marco Antonio López Luna gracias por su codirección, por su invaluable apoyo durante el trabajo de campo, por brindarme y facilitarme los medios de trabajo. Una experiencia increíble.

Gracias Dr. Mario Hidalgo Ruiz por su asesoría y orientación, sin duda un gran apoyo en laboratorio.

Dr. José Roberto Aguilar su guía constante y consejos los llevo grabados siempre en la memoria, muchas gracias por todo.

Gracias maestra Elia por el apoyo brindado en el laboratorio.

A la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco y a los amigos de la facultad de Biología por apoyarme en las capturas, por recibirme con agrado y tenderme la mano desinteresadamente, gracias Jenny, Pamela, Jeremy, Benjamín, Armando, Yael, Quetzal, Pipo, Omar, Lucy, Jessy, Abigail.

Gracias Dr Gio,Jaqui y Kevin.

CONTENIDO

I.	INTRODUCCIÓN	1
1.1	Objetivo general.....	2
1.1.1	Objetivos específicos.....	2
1.2	Hipótesis	2
II.	REVISION DE LITERATURA.....	3
2.1	Generalidades de <i>Crocodylus moreletii</i>	3
2.1.1	Taxonomía	3
2.1.2	Hábitat	4
2.1.3	Alimentación de <i>Crocodylus moreletii</i>	4
2.1.4	Contención del <i>Crocodylus moreletii</i>	5
2.2	Anatomía de la piel del <i>Crocodylus moreletii</i>	6
2.3	Principales agentes que ocasionan enfermedades en la piel del cocodrilo	6
2.3.1	Agentes bacterianos	7
2.3.1.1	Aeromonas.....	7
2.3.1.2	Citrobacter.....	7
2.3.1.3	Salmonella	8
2.3.2	Agentes fúngicos	8
2.3.2.1	Aspergillus.....	8
2.3.2.2	<i>Candida</i>	8
2.3.2.3	<i>Fusarium</i>	8
2.3.3	Agentes parasitarios	9
2.3.3.1	Ácaros	9
2.3.3.2	Sanguijuelas.....	9
2.3.4	Agentes virales.....	9
2.3.4.1	Poxvirus.....	9
2.3.5.	Deficiencias nutricionales	10
2.3.5.1.	Deficiencias de vitamina E.....	10
2.4	Toma de muestras de piel	10
2.4.1	Hisopados	10
2.4.2	Raspados	11
2.4.3	Citología	11
2.4.4	Biopsia.....	11
2.5.	Principales técnicas de cultivos de microorganismos	12
2.5.1	Medios de cultivo	12
2.5.2	Cultivo bacteriano	14

2.5.3 Cultivo fúngico.....	15
2.6 Sistemas de bioquímicas API	16
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	18
3.1 Área de estudio	18
3.2 Caracterización de lesiones dérmicas.....	19
3.2.1 Captura.....	19
3.2.2 Descripción y análisis de lesiones.....	19
3.3 Obtención de bacterias asociadas a dermatopatías	20
3.3.1 Obtención de muestras.....	20
3.3.2 Siembra de microorganismos	21
3.3.3 Aislamiento de colonias bacterianas	23
3.3.4. Caracterización macroscópica de las cepas bacterianas	24
3.3.5 Aislamiento de cepas e Identificación de bacterias por características morfológicas	26
3.3.5.1 Aislamientos de <i>Staphylococcus</i>	26
3.3.5.2. Aislamiento del genero <i>Streptococcus</i>	27
3.3.5.3 Aislamiento de Enterobacterias	27
3.3.6 Sistema API	28
3.3.6.1. Api 20 E.....	29
3.3.6.2. Api NE	29
3.3.6.3. Api Staph.....	29
3.3.6.4. Api 20 Strep	29
IV. RESULTADOS.....	31
4.1 Caracterización de lesiones dérmicas.....	31
4.2 Bacterias encontradas en las dermatopatías	32
V. DISCUSIÓN.....	38
VI. CONCLUSIÓN	41
VII. LITERATURA CITADA	42

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Taxonomía de cocodrilo de pantano.....	4
Cuadro 2. Pruebas bioquímicas sistema API.....	17
Cuadro 3. Caracterización macroscópica colonial bacteriana.....	25
Cuadro 4. Frecuencia de heridas dérmicas en tres regiones corporales de cocodrilos de la UMA “Centro de Investigación para la Conservación de Especies Amenazadas” del estado de Tabasco.	31
Cuadro 5. Numero de heridas de acuerdo al sexo	32
Cuadro 6. Bacterias identificadas en las heridas en la piel de <i>C. moreletii</i>	37

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Centro de Investigación para la conservación de especies amenazadas	18
Figura 2. Manejo de ejemplares de <i>Crocodylus moreletii</i>	19
Figura 3. Limpieza del área a muestrear	21
Figura 4. Toma de muestra	21
Figura 5. Hallazgo de lesiones	21
Figura 6. a) Rotulado de cajas b) Siembra de bacterias c) Incubación.....	22
Figura 7. Preparación de agares específicos y selectivos.....	24
Figura 8. Agares específicos y selectivos	24
Figura 9. Morfología colonial	26
Figura 10. Colonia de bacterias fermentadoras de manitol	27
Figura 11. Crecimiento de <i>Streptococcus</i>	27
Figura 12. Agar EMB	28
Figura 13. Agar McConkey.....	28
Figura 14. Tipos de lesiones A) frescas y en proceso de cicatrización B) en proceso de cicatrización C) frescas D) infectadas	32
Figura 15. Caracterización macroscópica de bacterias asociadas a heridas en piel de <i>Crocodylus moreletii</i> del CICEA. A) Forma, B) Margen, E) Elevación, D)Tamaño.....	34
Figura 16. Caracterización macroscópica de bacterias asociadas a heridas en piel de <i>Crocodylus moreletii</i> del CICEA. E) Color, F) Consistencia, G) Superficie	35

RESUMEN

Una de las pieles máspreciadas en la industria peletera es del cocodrilo de pantano. Sin embargo, la calidad de la piel está supeditada a que no presente ningún tipo de daños. En la cotidianidad de la producción de cocodrilos, las interacciones físicas entre ellos pueden producir laceraciones en su piel y esta se puede ver afectada por algunos agentes patógenos como las bacterias. Para conocer cuáles son los agentes bacterianos que se encuentran en las heridas, se incluyeron 100 cocodrilos en este estudio, entre una longitud de 1.20 metros a 3.90 metros, los cuales están alojados en una laguna con condiciones naturales, donde se realizó la contención y el examen físico, así como la detección visual de heridas cutáneas. Mediante una tabla de frecuencias se presenta el porcentaje de lesiones por región corporal, siendo la cabeza el sitio donde más lesiones se presentaron. Se describen las características morfológicas de las cepas bacterianas y utilizando el sistema API se realizó la identificación de 16 bacterias presentes en las heridas de los ejemplares. Este estudio coincide con algunos autores y permite tener una recopilación de información que brinde soporte a futuros diagnósticos de enfermedades de piel en animales de vida libre o en unidades de manejo animal.

Palabras Clave: bacterias, cocodrilo de pantano, lesiones dérmicas.

ABSTRACT

One of the most prized skins in the fur industry is that of the swamp crocodile. However, the quality of the skin is dependent on it not being damaged in any way. In the daily production of crocodiles, physical interactions between them can cause lacerations in their skin, which can be affected by some pathogens such as bacteria. To find out which bacterial agents are found in the wounds, 100 crocodiles were included in this study, between 1.20 meters and 3.90 meters long, which are housed in a lagoon with natural conditions, where containment and physical examination were carried out, as well as the visual detection of skin wounds. A frequency table shows the percentage of lesions by body region, with the head being the site where most lesions occurred. The morphological characteristics of the bacterial strains are described and using the API system, 16 bacteria present in the wounds of the specimens were identified. This study coincides with some authors and allows for a compilation of information that provides support for future diagnoses of skin diseases in free-living animals or in animal management units.

Keywords: bacteria, swamp crocodile, dermal lesions

I. INTRODUCCIÓN

El aprovechamiento sustentable de las especies ha ido en aumento, lo cual deriva en beneficios económicos para la sociedad y para su conservación. Este aprovechamiento se lleva a cabo bajo el modelo de Unidades de Manejo Ambiental Sustentable (UMAS), en dos modalidades, intensiva o extensiva (Sánchez *et al.*, 2011). En el caso de los cocodrilos, derivado del constante peligro que representaba la cacería furtiva, poniéndolos en peligro de extinción en 1970 se desarrollaron programas de conservación y aprovechamiento (Sánchez *et al.*, 2011). El producto más cotizado del cocodrilo es la piel, aunque en la actualidad se realiza aprovechamiento de la carne, órganos y otras estructuras. En el mundo existen 23 especies que pertenecen a la Familia *Crocodylidae* y en México habitan tres de ellas, la principal de ellas por las características que presenta su piel para manufacturar objetos es el cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) (Domínguez-Laso, 2006). Los cocodrilos se utilizan principalmente para la peletería, su carne es preciada para la elaboración de platillos regionales, su piel es utilizada para elaborar carteras, cinturones, zapatos y entre otros artículos. Desde la perspectiva ecológica, juega un papel muy importante al controlar fauna nociva, crea surcos para mayor distribución de agua y se dice de importancia cultural debido a que es una especie emblemática de algunas zonas e incluso fungen como atractivo turístico en lugares del país (Álvarez, 1974).

Debido a que *C. moreletii* es una especie en riesgo catalogada en el 2010 en el Apéndice II de CITES, la materia prima se obtiene comúnmente de ejemplares que se mantienen en reproducción en cautiverio con fines de aprovechamiento sustentable (Serna *et al.*, 2011). Dado que uno de los principales productos que se aprovecha de los cocodrilos es la piel, se requiere sumo cuidado en la prevención y control de enfermedades que afectan a este órgano, ya que éstas podrían ser causa de alarma debido a que afectan a la calidad de esta misma, repercutiendo en la economía del productor y de la explotación. Empresas importantes que procesan la materia prima como es la preciada piel, únicamente realizan la compra si esta cumple con los

estándares de calidad, si no es así, los precios se desploman o simplemente no son comercializables.

En la actualidad se presentan problemas en este tipo de UMA's intensivas, debido a diversos factores que pueden ser de origen etológico, ambiental, traumático o de manejo, lo cual deriva en afecciones que pueden repercutir en la salud animal como las dermatopatías.

Se han encontrado algunas afecciones y reportes de casos de enfermedad del sistema tegumentario, donde algunas explotaciones han tenido pérdidas económicas, debido a enfermedades cutáneas que se tornan sistémicas, afectando la salud e incluso comprometiendo la vida del ejemplar. Aun así, a pesar del crecimiento que ha tenido la producción de cocodrilos en el mundo y de la importancia de mantener alta calidad en la producción de las pieles, existe escasa información sobre el cuidado que se debe de tener, así como pocos reportes de bacterias que ocasionan las enfermedades en la piel de los cocodrilos. De tal forma, la investigación está orientada a lograr los siguientes objetivos:

1.1 Objetivo general

Determinar las dermatopatías en *Crocodylus moreletii* de la UMA "CICEA" en Tabasco, México.

1.1.1 Objetivos específicos

- A. Caracterizar lesiones dérmicas en *Crocodylus moreletii* en la UMA "CICEA" en Tabasco, México.
- B. Identificar los agentes bacterianos asociados a dermatopatías en *Crocodylus moreletii* en la UMA "CICEA" en Tabasco, México.

1.2 Hipótesis

En la unidad de manejo se presentan lesiones de la piel que afectan la calidad y venta de la misma, generando problemas en la rentabilidad.

Al analizarse muestras de hisopados de piel de *Crocodylus* con signos de cambios visibles, podríamos conocer los agentes patógenos que afectan y producen cambios en las características visibles en la piel de los ejemplares.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1 Generalidades de *Crocodylus moreletii*

Los cocodrilos son considerados los reptiles más grandes. Por su forma de regulación los cocodrilos se consideran animales ectotermos, es decir, que tienen poco control interno de su temperatura y adoptan la temperatura del ambiente. Anatómicamente, los oídos se ubican en la región temporal, mientras que los ojos y la cavidad se ubican en la región dorsal del cráneo. Todas estas estructuras cuentan con adaptaciones que los protegen a los cocodrilos del agua y que limitan su paso. El *Crocodylus moreletii* cuenta con un hocico bastante fuerte a pesar de que es corto y muy redondeado. El hocico del cocodrilo no cierra completamente debido a que posee un tipo de lengua muscular o segundo paladar, la cual permite tragar o respirar aun cuando este se encuentra sumergido en el agua con solo las narinas por encima de la superficie sin ahogarse. Cuentan con 24 dientes afilados con el fin de sujetar y desgarrar a su presa. Esta especie reemplaza los dientes, es decir si pierde alguno, el diente brota de nuevo (Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas [CONANP], 2018; Procuraduría Federal de Protección al Ambiente [PROFEPA], 2020).

El tronco del cuerpo es largo, el dorso está cubierto por placas óseas y en la región del abdomen y lateral recubierto por escamas. La cauda es gruesa en la base y se va adelgazando en la parte distal con dos filas que se estrechan en una, esta estructura se considera el órgano más importante para la propulsión pudiendo alcanzar los 16 km/h. Cuenta con cuatro miembros locomotores cortos y anchos, los anteriores con cinco dedos y los posteriores con cuatro dedos. El tamaño del *Crocodylus moreletii* es en promedio de 3.0 a 3.5 m en estado adulto, los machos siempre más grandes que las hembras (Barzaga-González *et al.*, 2014).

2.1.1 Taxonomía

Crocodylus moreletii pertenece al reino Animalia y es un vertebrado de la clase reptilia. Actualmente, se reconocen 23 especies de cocodrilos que se consideran agrupadas en nueve géneros. En la familia *Crocodylidae*, se ha considerado prudente reconocer tres subfamilias (Rodríguez, 2000):

- Subfamilia *Alligatorinae*, con cuatro géneros: *Alligator*, *Caiman*, *Melanosuchus* y *Paleosuchus*.
- Subfamilia *Crocodylinae*, que incluye tres géneros: *Crocodylus*, *Mecistops* y *Osteolaemus*.
- Subfamilia *Gavialinae*, que incluye dos géneros: *Gavialis* y *Tomistoma*

Cuadro 1. Taxonomía de cocodrilo de pantano

Reino	Animalia
<i>Phylum</i>	Cordata
<i>Clase</i>	Reptilia
<i>Orden</i>	Crocodylia
<i>Familia</i>	Crocodylidae
<i>Subfamilia</i>	Crocodylinae
<i>Género</i>	Crocodylus
<i>Especie</i>	<i>Moreletii</i>

Fuente: Sigler y Gallegos (2017).

2.1.2 Hábitat

Crocodylus moreletii generalmente habita arroyos, ríos de curso lento y rápido, lagos pantanos, marismas, cenotes, esteros, cuerpos de agua artificiales y canales (Sigler y Gallegos, 2017). Comúnmente, esta especie de cocodrilo se puede observar en aguas estancadas o con escaso movimiento ya sean claras o con turbiedad, con importante presencia de vegetación enraizada. Esta especie construye cuevas y es probable que realice movimientos de un cuerpo de agua a otro (Gobierno de Yucatán, 2024).

2.1.3 Alimentación de *Crocodylus moreletii*

Los neonatos de cocodrilos silvestres comen insectos acuáticos y terrestres, mientras que los juveniles se alimentan comúnmente de moluscos y artrópodos de caracoles, pequeños crustáceos, algunos insectos y peces pequeños entre otros. Por su parte, los cocodrilos adultos se alimentan a partir de la caza de mamíferos y aves, así como

de peces. La mayor parte de los adultos en vida libre se alimentan de peces, mamíferos grandes, aves, algunos reptiles (Álvarez y Sigler, 2001).

Los animales que se encuentran en cautiverio generalmente son alimentados con dietas a base de pescado, pollo y res, aunque no buscan su alimento no pierden la capacidad de cazar y que cualquier animal pueda convertirse en su presa, incluso se han reportado algunos casos de canibalismo (Álvarez y Sigler, 2001).

2.1.4 Contención física de *Crocodylus moreletii*

Cuando se captura un cocodrilo, se deben tener en cuenta los riesgos e implicaciones que esto representa en todo sentido, la captura conlleva un manejo que minimice los niveles de riesgo y estrés tanto para el animal como para el encargado del manejo. Para esto, se debe valorar la capacidad física del profesional, los materiales y el equipo. Se evalúa el tamaño del ejemplar, la dificultad de manejo en las condiciones particulares y de hábitat en donde está el animal, el objetivo de la captura, los tipos de datos específicos a tomar, el tipo de embarcación utilizada, el equipo técnico de respaldo y, especialmente, tener en cuenta que los técnicos serán responsables de las acciones efectuadas (Sánchez *et al.*, 2011).

Existen varias técnicas de captura para cocodrilos, las cuales pueden agruparse en dos categorías (Sánchez *et al.*, 2011):

1. Manipulación directa: captura de tipo manual, captura con uso de sogas, captura con lazo de acero y pértiga, captura mediante pértiga fija o sujetador, captura con uso de redes de mano, captura utilizando arpón y captura mediante anzuelo
2. Métodos indirectos: captura con trampas (incluyendo o no el uso de cebo), y con el uso de redes

Para el caso de la técnica de manipulación directa se requiere mucha experiencia del encargado del manejo puesto que las principales herramientas son las manos y el cuerpo para poder realizar la captura.

El uso de arpones y anzuelos requiere destreza y cuidado, y se limita su uso a casos de captura complicada. Si este método es bien utilizado permite capturar de manera efectiva a un ejemplar, con lesiones menores y no permanentes (Sánchez *et al.*, 2011).

2.2 Anatomía de la piel del *Crocodylus moreletii*

La piel es gruesa y queratinizada, una característica de esta especie es la presencia de irregularidades en el orden de algunas escamas de la región ventral y de la base de la cola (Sigler y Gallegos, 2017). Las pieles de *Crocodylus moreletii*, se distinguen por las glándulas foliculares y la ausencia de osteodermos en el vientre, las hileras de escamas trasversales son de 27 a 32 (King y Brazainitis, 1997).

Las escamas presentan una renovación constante por división celular en las distintas capas incluyendo epidermis y capa basal. La superficie exterior de los escudos está constituida por beta-queratina relativamente rígida, en tanto que la región articular entre los escudos contiene únicamente alfaqueratina, más flexible. La mayoría de los escudos están vinculados a placas óseas denominadas osteodermos, cuyo tamaño y forma es similar a las escamas superficiales, aunque se ubican debajo de estas últimas. En la región del cráneo, la piel se encuentra íntimamente adherida a este; en tanto que en el cuello y flancos, la piel se encuentra más desplegada. Por su parte la región del abdomen y la parte inferior de la cola está envuelta en escudos cuadrados planos y grandes los cuales se organizan en hileras. Los escudos contienen vasos sanguíneos y pueden absorber o irradiar calor durante la termorregulación (King y Brazainitis, 1997; Ebling, 2017).

2.3 Principales agentes que ocasionan enfermedades en la piel de cocodrilo

Dentro de las enfermedades bacterianas del *Crocodylus moreletii*, podemos decir que la mayoría de los microorganismos encontrados en cualquiera de las infecciones bacterianas descritas, ya sean, infecciones sistémicas o localizadas, se han identificado como patógenos oportunistas en lugar de un agente principal que causa la enfermedad. Los principales agentes causales suelen ser de origen bacteriano y fúngico, sin dejar de ser de importancia los agentes parasitarios y virales (Buenviaje *et al.*, 2000).

2.3.1 Agentes bacterianos

La dermatitis bacteriana es la forma más popular de dermatopatías infecciosas en los reptiles. Los animales que cursan la enfermedad pueden presentar lesiones como costras, úlceras, vesículas y granulomas generalizados o focales. Gran parte de las infecciones resultan de un manejo inapropiado, siendo un factor determinante la inmunosupresión en el animal que puede ser consecuencia de cambios en el hábitat, alimentación y edad (Mitchel y Colombini, 2015).

2.3.1.1 Aeromonas

Las bacterias *Aeromonas* se ubican dentro de las Gram negativas que cuenta con forma de bacilos, estas se pueden encontrar en sitios de agua dulce y salobre, se han reportado diversos casos en medicina humana donde las principales afecciones son en el sistema gastroéntérico y tegumentario. Por su parte, Ryan (2005), menciona que se pueden causar infecciones por heridas virulentas. Mientras que, un estudio que se llevó a cabo en Cuba realizó un aislamiento bacteriológico en animales que presentaban hiperqueratosis en las extremidades, aunque esto se considera normal debido a que son las zonas de mayor fricción, inflamación en la región abdominal, afecciones en la región ocular, inflamación en mucosas, edemas, degeneración y descamación del epitelio que producían costras que cubrían el paladar blando. Como resultado del cultivo el 44% correspondían al género *Aeromona* (Rubio *et al.*, 2013).

2.3.1.2 Citrobacter

La bacteria *Citrobacter* se clasifica como un bacilo Gram negativo aerobio. Este agente se encuentra de forma natural en los reservorios de agua y suelo. Se encuentra documentado que esta bacteria puede aprovechar alguna lesión presente en cocodrilos y tortugas causando enfermedad ulcerativa cutánea, las lesiones pueden derivar en una septicemia secundaria cuyos signos serán ataxia, parálisis de los miembros, anorexia, depresión, atrofia muscular (Cooper, 2006).

2.3.1.3 Salmonella

Esta bacteria, aunque es parte de la microflora del sistema gastrointestinal de los reptiles, se considera una bacteria oportunista por infección secundaria. En algunos casos los animales pudieran presentar signos clínicos tales como anorexia, regurgitación sanguinolenta, letargia, siendo de interés en especial los hallazgos de abscesos subcutáneos, dermatitis vesicular, estomatitis necrótica (Otero, 2001).

2.3.2 Agentes fúngicos

2.3.2.1 Aspergillus

Aspergillus es un hongo filamentoso que se presenta en forma de hifas en lesiones tisulares. Este hongo suele afectar el sistema respiratorio, pero se ha descrito en forma cutánea, cuando el animal se encuentra en estado de inmunodepresión o ha estado expuesto en el medio ambiente. En reptiles algunas especies de *Aspergillus* se han aislado de infecciones cutáneas. Se reportan a consecuencia de heridas (Divers, 2020).

2.3.2.2 Candida

Producida principalmente por *Candida albicans*. Esta micosis ocurre frecuentemente afectando a la piel además del tracto gastrointestinal. Las lesiones sistémicas en candidiasis están caracterizadas por nódulos blanquecinos de pequeño tamaño (Otero y Rodríguez, 2001).

2.3.2.3 Fusarium

Este género comprende varias especies que han sido aisladas de la tierra, plantas y animales que son de acuáticos parciales o totales. En medicina humana distintas especies de *Fusarium* han sido aisladas como agentes productores de manifestaciones cutáneas (Lozano y Oroval, 2013).

2.3.3 Agentes parasitarios

2.3.3.1 Ácaros

Los ácaros más frecuentes en los reptiles son *Ophinyssus Natricis* y *Hirstiella ssp.* Estos se pueden encontrar en cualquier parte del animal, aunque con frecuencia se acumulan alrededor de los ojos, boca y pliegue cutáneo de la garganta. Estos ácaros se alimentan de sangre y en ocasiones son difíciles de encontrar debido a que utilizan las mismas escamas como protección (Mitchell y Colombini, 2015).

2.3.3.2 Sanguijuelas

Las sanguijuelas son los ectoparásitos más comunes en los reptiles acuáticos. Las sanguijuelas son animales invertebrados de apariencia viscosa, pertenecen a la familia de los anélidos. Las sanguijuelas se adhieren al huésped y extraen sangre utilizando sus ventosas. Las sanguijuelas comúnmente presentan una longitud de 3 a 5 cm con una coloración negra, café, verde oscuro o rojiza. Tienen cinco pares de ojos localizados en la parte delantera del cuerpo. En su saliva están presentes una serie de enzimas y compuestos que entran al organismo que impiden que las incisiones coagulen y cicatricen (Enrizo, 2009).

2.3.4 Agentes virales

2.3.4.1 Poxvirus

Los poxvirus son grandes virus de ADN, estos han sido aislados y detectados en cocodrilos con lesiones en el sistema tegumentario de todo el mundo, el primer informe que se dio fue en Estados Unidos de América y desde ese entonces se han reportado diversos casos similares. Este virus se presenta con lesiones en la piel afectando cabeza, lomo, boca y patas. Su curso empieza siendo de pequeño tamaño entre las escamas. Las lesiones se visualizan blancas grisáceas en distintas zonas del cuerpo. Este virus está asociado con infección bacteriana y micótica secundaria (Schumacher, 1996).

2.3.5. Deficiencias nutricionales

2.3.5.1. Deficiencias de vitamina E

Los cocodrilos que se encuentran bajo una dieta rica en ácidos grasos poliinsaturados son susceptibles a las deficiencias de vitamina E y presentar inflamación del tejido adiposo, en la cual presentan nódulos cutáneos edematosos y dolorosos los cuales presentan una coloración amarilla a naranja de la piel que los recubre. Para evitar esto se recomienda una dieta de calidad (Mitchel y Colombini, 2015).

2.4 Toma de muestras de piel

La piel de los cocodrilos es afectada por distintos agentes causales, entre los cuales destacan bacterias, hongos, parásitos, virus. Además, la piel se afecta también por neoplasias, de tipo física, nutricional, toxicas, congénitas y genéticas. Los diagnósticos no son sencillos debido a la multicausalidad de las lesiones como la contaminación, radiación solar, ambiente, humedad, temperatura que pueden modificar el aspecto de las lesiones y la evolución, es por ello que ese requiere de una correcta toma de muestra a fin de obtener resultados confiables (Organización Mundial de la Salud [OMS], 2017).

2.4.1 Hisopados

Se utilizan en sitios donde no es fácil el acceso para otro tipo de técnicas de colección, como el canal del oído, en la vagina, prepucio, ano, mucosa conjuntival, mucosa oral o en lesiones fistulosas (Gordillo Cabrera, 2010).

El material consiste en hisopos estériles, portaobjetos y recipientes estériles. Se introduce el hisopo dentro del canal lentamente, en los animales con piel seca, el hisopo de algodón puede humedecerse con solución salina y frotarlo sobre la superficie de la piel afectada antes de ser rotada sobre la lámina o depositado en un tubo/ recipiente. Se hace girar utilizando los dedos pulgar e índice, se extrae con cuidado y precaución para evitar la contaminación con otros tejidos (Gordillo Cabrera, 2010).

2.4.2 Raspados

La técnica se basa en deslizar una hoja de bisturí en sentido del crecimiento de las escamas, realizando movimientos cortos y repetidos. El raspado cutáneo es uno de los métodos utilizados con mayor frecuencia en dermatología veterinaria. Los raspados o escarificación de la dermis permiten detectar la presencia de algunos agentes (Marvin, 2017).

2.4.3 Citología

La citología es una herramienta bastante frecuente y de gran ayuda para generar o encaminar diagnósticos al brindar información de la microflora general presente y la respuesta del huésped a la lesión dermatológica. Las muestras citológicas se deben tomar antes de realizar pruebas microbiológicas para orientar el diagnóstico laboratorial. El uso de la citología, el examen de las células del cuerpo en los animales ha ganado reconocimiento y una aplicación rápida en la clínica veterinaria, es una poderosa herramienta que puede ser utilizada en una amplia variedad de procesos patológicos, y en sus localizaciones anatómicas, la citología puede demostrar diagnósticos definitivos en diferentes casos, incluyendo infecciones y algunos (Barger, 2016).

2.4.4 Biopsia

La mayoría de las biopsias provienen del epitelio, estas se utilizan y provienen de lesiones como las úlceras, nódulos, placas y neoplasias. Se debe de retirar la mayor parte de la lesión con un procedimiento aséptico. La biopsia se tomará con la ayuda de un bisturí. Una vez colectada la muestra se debe colocar en un contenedor con formol al 10% en una relación al tejido: formol 1:10 para que el proceso de fijación sea el adecuado para el diagnóstico, posteriormente la muestra deberá ser rotulada con la fecha, especie, sexo, identificación y localización de la lesión (Aluja, 2002).

2.5. Principales técnicas de cultivos de microorganismos

Para permitir el crecimiento de microorganismos en el laboratorio, es necesario e imprescindible aportarles un medio con nutrientes y condiciones fisicoquímicas adecuadas para su desarrollo. El medio de cultivo es aquel que contiene agua y una serie de nutrientes, necesarios para su metabolismo. Normalmente se utilizan placas de Petri con agar más nutrientes específicos (según el microorganismo que se desea aislar), aunque también existen medios de cultivo en tubo (Barrero, 2016).

Según la proporción de agar, existen tres tipos (Barrero, 2016):

1. Líquidos (caldos). No contiene ningún agente gelificante, por lo que los microorganismos crecen por todo el medio. El crecimiento en este tipo de medios es más rápido puesto que la movilidad permite acceder de una forma más fácil a los nutrientes.
2. Sólidos. Tienen una proporción de agar de, aproximadamente, el 1,5%. El crecimiento se desarrolla en la superficie del medio. Estos medios pueden depositarse en placas de Petri o en tubos de ensayo.
3. Semisólidos. Son aquellos que contienen una proporción de agar inferior al 0,5%. Se utilizan para pruebas bioquímicas y de movilidad.

Con relación a cada uno de estos cultivos se establece también la tipología del agar a utilizar. En la placa, las zonas de crecimiento aisladas son masas de células que han crecido a partir de una célula original y se denominan colonias. No todos los microorganismos son cultivables en el laboratorio, pero sí una enorme cantidad de ellos. Podría hablarse de cultivos bacteriológicos porque en la mayoría de los casos lo que se cultiva en el laboratorio clínico son bacterias, pero también lo pueden hacer otro tipo de microorganismos, como es el caso de los hongos (Barrero, 2016).

2.5.1 Medios de cultivo

Existen muchos tipos de medios de cultivos diferentes; a continuación, se describen los más habituales en microbiología clínica según Barrero (2016) que se pueden considerar en la presente investigación:

a) Agar sangre: Permite el crecimiento de la mayoría de las bacterias con importancia clínica. Está compuesto por un medio base rico en nutrientes más un suplemento de sangre desfibrinada animal en una proporción del 5-10 %. Es un medio diferencial porque permite comprobar si las bacterias son hemolíticas, es decir, si tienen capacidad para romper los glóbulos rojos presentes en el medio. Existen tres tipos de hemólisis: betahemólisis (eliminación total de los glóbulos rojos), alfa hemólisis (lisis parcial de los glóbulos rojos) y gamma hemólisis (ausencia de hemólisis). Existe en el mercado diversos agares según la especie animal de la que se obtenga la sangre, sin embargo, hay que tener en cuenta las variaciones en las reacciones hemolíticas. La sangre de caballo y conejo carecen de efectos inhibitorios sobre factores de crecimiento bacteriano. Es un medio muy nutritivo de uso general, especialmente diseñado para facilitar el crecimiento de microorganismos exigentes, bacterias Gram positivas y todas las especies encontradas en muestras de origen clínico. Es el método de referencia o patrón de oro (Gold standard) para evidenciar reacciones hemolíticas y realización de la prueba de CAMP para la identificación presuntiva de *Streptococcus agalactiae*. Los estreptococos β – hemolíticos producen hemolisinas que lisan los eritrocitos, en consecuencia, se observa aclaramiento del medio que rodea las colonias.

b) Agar Sabouraud. Es un medio utilizado para el aislamiento e identificación de hongos. Algunos contienen antibióticos que inhiben a la mayoría de las bacterias como, por ejemplo, SGC (Sabouraud gentamicina y cloranfenicol). El medio de agar Sabouraud fue desarrollado por el dermatólogo francés Raymond J. A. Sabouraud a finales de 1800 para apoyar el crecimiento de hongos que causan infecciones en la piel, el cabello o las uñas, denominados colectivamente dermatofitos.

c) Agar manitol salado. Contiene, además de nutrientes, una concentración de sal al 7,5 % que impide el crecimiento de la mayoría de las bacterias, permitiendo el crecimiento selectivo de estafilococos. Algunos aspectos esenciales para conocer este tipo de agar los describen Durán, Zhurbenko y Viera (2004):

El agar manitol salado es un medio selectivo usado para el aislamiento de estafilococos patógenos, especialmente *Staphylococcus aureus*, considerado un patógeno bacteriano serio desde que desarrolló resistencia a la penicilina en 1950. El

agar manitol salado incluye en su composición el indicador de pH: rojo fenol. Este indicador es de color rojo a pH 8,2 y cambia a amarillo a pH por debajo de 6,8. Cuando se desarrollan las colonias de *Staphylococcus aureus* fermentadoras de manitol, se produce ácido en el medio, el cual reacciona con el indicador y forma las áreas de color amarillo alrededor de las colonias, reacción característica de los estafilococos patógenos. Sin embargo, la alta concentración del indicador puede afectar la calidad del medio de cultivo porque la mayoría de estos indicadores son tóxicos para los microorganismos. El manitol es una buena fuente de energía y el rojo fenol el indicador de pH. El sodio aporta electrolitos para transporte y equilibrio osmótico.

d) Agar bilis esculina (BEA). Medio diferencial para la identificación de estreptococos del grupo D y enterococos. Agar Bilis Esculina Con Azida también es un medio selectivo para la diferenciación, el aislamiento y la identificación presuntiva de enterococci. La capacidad de hidrolizar la esculina es una característica de los enterococos. Los organismos positivos para la hidrólisis de esculina, hidrolizan el glucósido esculina a esculetina y dextrosa. La esculetina reacciona con el citrato de amonio férrico para formar una colonia de color marrón oscuro o negro. La bilis de buey no inhibe los enterococos pero si a otras bacterias Gram positivas.

2.5.2 Cultivo bacteriano

Las muestras para un cultivo bacteriano se deben de tomar de lesiones nuevas y no de lesiones antiguas. Se deben usar medios para transportar la muestra al laboratorio. Se aconseja la esterilización previa de la superficie cutánea con desinfectantes quirúrgicos, aunque pudiera generarse un falso negativo debido a alguna modificación de la lesión a causa del desinfectante. También puede enviarse una biopsia cutánea en un recipiente estéril. En el caso de piodermas profundos se debe añadir al agar sangre, rutinario en un medio de cultivo selectivo para organismos Gram negativos y también está indicado en un medio de cultivo anaeróbico. Para los estafilococos, la producción de coagulosas es un indicador importante de patogenicidad (Littlewood, 2015).

Cuando se va a realizar una siembra, los métodos de cultivo deberán tener los nutrientes necesarios para permitir que las bacterias se multipliquen. Por otro lado, factores como la temperatura son de vital importancia. Prats (2005), menciona que la temperatura óptima es de 35 a 37 °C para la mayoría de las bacterias de interés médico.

2.5.3 Cultivo fúngico

Las cajas de Petri con agar dextrosado de sabouraud dan el mejor resultado para el cultivo fúngico, permitiendo el desarrollo de colonias con buena morfología y pigmento visible. La inclusión de antibióticos como la gentamicina o cloranfenicol más actidione al medio prevendrá el sobre crecimiento bacteriano. Las placas deben examinarse dos veces por semana y descartarse a las tres o cuatro semanas. El test de agar para dermatofitos contiene un indicador de pH que vira a rojo en presencia de dermatofitos patógenos debido a la producción de metabolitos alcalinos a partir de nutrientes proteicos. El medio permanece amarillo-naranja con el crecimiento de contaminantes, que metabolizan carbohidratos del medio, hasta que el medio envejece. El cultivo debe examinarse diariamente en los primeros diez días para poder distinguir el cambio de coloración temprana de hongos patógenos. Este medio es útil como indicador temprano de la presencia de patógenos, pero tiene el inconveniente de enmascarar la morfología típica de las colonias y sus cambios de pigmentación. Las micelas típicamente no producen artrosporas por este medio. Pueden ser necesarios subcultivos para la identificación definitiva de las especies realizando un examen de la inversión de la pigmentación y de las macroaleurosporas (Littlewood, 2015).

Agar Sabouraud dextrosa y medio de prueba para dermatofitos (DTM) se utilizan tradicionalmente en micología veterinaria clínica para aislamiento de hongos. DTM es esencial un agar dextrosa Sabouraud que contiene cicloheximida, gentamicina y clortetraciclina como agentes antifúngicos y antibacterianos. El fenol indicador de pH se ha añadido rojo. Los dermatofitos utilizan por primera vez la proteína en el medio, con metabolitos alcalinos convirtiendo el medio de amarillo a rojo. Cuando la proteína se agota, los dermatofitos usan carbohidratos, liberando metabolitos ácidos. El medio cambia de rojo a amarillo. La mayoría de los otros hongos usan carbohidratos primero

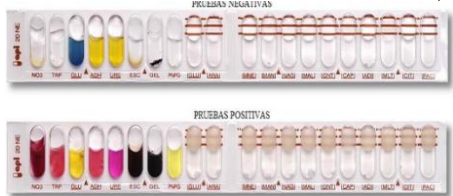
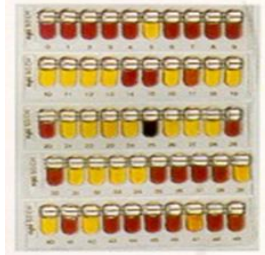
y proteínas solo después; ellos también pueden producir un cambio a rojo en DTM, pero solo después de un período prolongado incubación (10-14 días o más). En consecuencia, los cultivos DTM deben examinarse diariamente durante los primeros 10 días (Scott *et al.*, 1997).

2.6 Sistemas de bioquímicas API

En el ámbito de los análisis de agentes causantes de dermatopatías puede utilizarse los sistemas de Bioquímica API definidos por Salazar *et al.* (2008) como “métodos rápidos que permiten la identificación de microorganismos a través de la realización de diferentes pruebas bioquímicas”. Al revisar la disponibilidad en el mercado se encuentran una variedad de equipos que se presentan en el cuadro 2.

En relación con la interpretación de los resultados, la presencia de enzimas y/o de productos metabólicos generados durante el periodo de incubación reacciona con los sustratos contenidos en los microtubos y desarrollan en los mismos una coloración que puede aparecer en forma espontánea o con el agregado de reactivo para su revelado. La interpretación de los resultados se basa en la observación de las coloraciones desarrolladas, ésta se lleva a cabo mediante la comparación del color obtenido en cada microtubo con el que muestra la carta de colores. De acuerdo con esa interpretación se puede establecer un resultado positivo (+) o negativo (-) (Salazar *et al.*, 2008).

Cuadro 2. Pruebas bioquímicas sistema API

DENOMINACIÓN	CARACTERÍSTICAS
API® 20E 	Permite la identificación de microorganismos pertenecientes al grupo de las enterobacterias y de otros bacilos Gram negativos. Es una galería conformada por 20 microtubos.
API® 20 NE 	Permite la identificación de bacilos Gram negativos no pertenecientes al grupo de las enterobacterias como por ejemplo Pseudomonas, Acinetobacter, Flavobacterium, Moraxella, Vibrio, Aeromonas, entre otros. Es una galería conformada por 20 microtubos
API® 20 A 	Con este sistema miniaturizado se pueden montar las pruebas bioquímicas que permiten la identificación de bacterias anaerobias. Es una galería conformada por 20 microtubos. Una vez inoculada la galería con la suspensión del microorganismo a identificar, el sistema requiere ser incubado en una jarra Gaspak® u otro sistema que provea condiciones de anaerobiosis.
API® STAPH 	Este sistema permite la identificación de microorganismos pertenecientes al género Staphylococcus, Micrococcus y Kocuria. Es una galería conformada por 20 microtubos.
API® STREP 	Sistema estandarizado cualitativo que permite la estandarización de especies pertenecientes a los streptococos y enterococos.
OTROS SISTEMAS API® 	Existen otros sistemas miniaturizados API®; entre ellos podemos señalar el API® 20 STREP, el API® CAMPY, el API® CORYNE, el API® CANDIDA

Fuente: Elaboración propia

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Área de estudio

El área de estudio fue la Unidad de Manejo Ambiental para la Conservación de Vida Silvestre (UMA) denominado “Centro de Investigación para la Conservación de Especies Amenazadas” (CICEA) de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT), dentro de la División Académica de Ciencias Biológicas, en Villahermosa, Tabasco, situada en la carretera Villahermosa- Cárdenas S/N km 0.5 entronque Bosques de Saloya. Sus coordenadas extremas se ubican entre 17°59'26" y 17°59'17" de latitud Norte y 92°58'16" y 92°58'37" de longitud Oeste (INEGI, 2012).

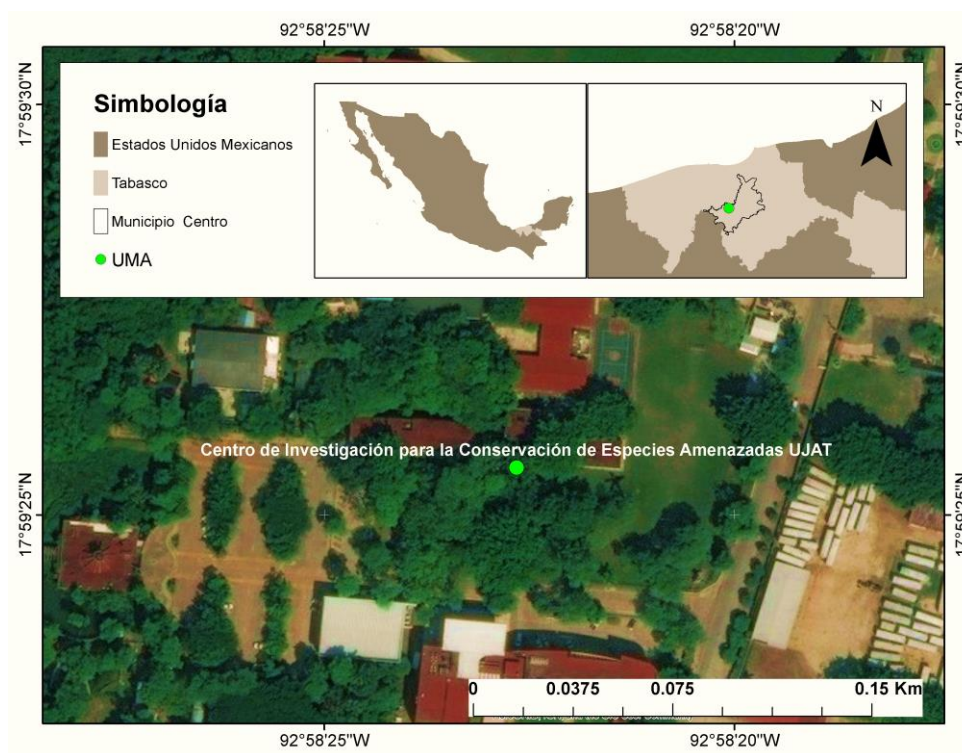


Figura 1. Centro de Investigación para la conservación de especies amenazadas

Fuente: Google Earth

El CICEA cuenta con una laguna que se encuentra en medio de la división académica, la cual tiene un área de 2.0 ha. Los animales muestreados están alojados en un encierro que cuenta con las condiciones naturales para la especie, de tal forma que se pueden observar plantas acuáticas. En el área circundante se encuentran diversos

tipos de árboles. En este cuerpo de agua habitan algunas especies de peces y tortugas.

3.2 Caracterización de lesiones dérmicas

3.2.1 Captura

Se utilizó la técnica de captura descrita por Domínguez-Laso y colaboradores (2010), la cual se realiza con pértigas, lazos de acero, cuerdas y cintas. Los ejemplares se capturaron directamente en el agua. Posteriormente se llevaron a tierra firme y se procedió a realizar su contención física, asegurando las extremidades y hocico con la ayuda de cintas adhesivas no traumáticas. Se seleccionaron animales de ≥ 1.20 m de longitud, los cuales no se encuentran en encierros y por la dificultad para seleccionarlos por edad.



Figura 2. Contención física de ejemplares de *Crocodylus moreletii*

3.2.2 Descripción y análisis de lesiones

De los individuos capturados, se realizó el diagnóstico visual del cuerpo completo, con la finalidad de localizar heridas y ectoparásitos. Con base en el número de veces que se encontraron dermatopatías en la piel del ejemplar, se estimó la frecuencia de dermatopatías. Se categorizó la región corporal en la que se encontraban, divididas en: cabeza, tronco y cola; además del sexo del individuo y tipo de lesión, ya sea recientes (heridas sangrantes), en proceso de cicatrización (tejido de granulación) o infectadas

(presencia de pus y/o mal olor). Se realizó el análisis de la frecuencia de dermatopatías por región corporal, sexo de los individuos y tipo.

3.3 Obtención de bacterias asociadas a dermatopatías

3.3.1 Obtención de muestras

La recolecta de muestras se realizó mediante un hisopado en las heridas. Se mantuvo un registro de los sitios donde fueron encontradas las heridas, para conocer la frecuencia de por región corporal, las cuales se dividieron topográficamente para este estudio. La mayor parte de las muestras se tomaron en animales con lesiones activas, que cursaban con materia purulenta o sanguinolenta. El procedimiento realizado fue con adecuada asepsia utilizando jabón quirúrgico y cloruro de benzalconio para heridas contaminadas con lodo, arena y materia muerta.

Para que las muestras recolectadas se conservaran, se evitara el sobrecrecimiento de microbiota acompañante y fueran viables para trabajar en el laboratorio, se utilizó una hielera con gel refrigerante, para mantener la temperatura entre 2 a 8 grados Celsius.

Las muestras de piel, escamas, secreciones de heridas y ectoparásitos se transportaron en recipientes estériles. Los exudados y muestras de lesiones se transportaron en hisopos con medio Stuart, que es adecuado para preservar a los microorganismos que provienen de secreciones nasales, faríngeas, conjuntiva y heridas (López, 2001). Todas las muestras recolectadas se procesaron en el laboratorio de microbiología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma de Chiapas, Campus II.



Figura 3. Limpieza del área a muestrear



Figura 4. Toma de muestra



Figura 5. Hallazgo de lesiones

3.3.2 Siembra de microorganismos

De los hisopos con material biológico colectados durante los muestreos, se procedió a sembrar en agar sangre, el cual es un medio enriquecido no selectivo y diferencial, debido a la caracterización de hemolisis.

Se realizó el procedimiento por método de siembra en estrías, para su realización se tomaron cajas de Petri ligeramente inclinadas, se dispusieron cerca del mechero y se tomó la muestra biológica con un asa de siembra previamente esterilizado en fuego y enfriado cerca de este, se tomó la muestra y se procedió a la siembra de los agentes

patógenos. Se realizó la siembra en cuatro secciones, y la última estría con una separación importante. Se recomienda que por cada estría trazada se esterilice el asa (Ramírez *et al.*, 2018)

Procedimiento:

- Todas las placas se rotularon con la información que corresponda de cada ejemplar muestreado.
- La siembra de microorganismos se realizó en un ambiente estéril, el cual se logra en una campana de flujo laminar, aunado a esta herramienta se implementó la utilización de un mechero el cual garantizo un entorno libre de contaminantes.
- Una vez obtenidas las condiciones adecuadas se vertió la muestra, y se realizó la siembra por estrías. Se incubó la placa de Petri a 37 °C durante 24 horas en una incubadora bacteriológica. Los cultivos se revisaron a las 24 horas y se procedió a aislar las colonias de bacterias nacidas repitiendo el procedimiento.

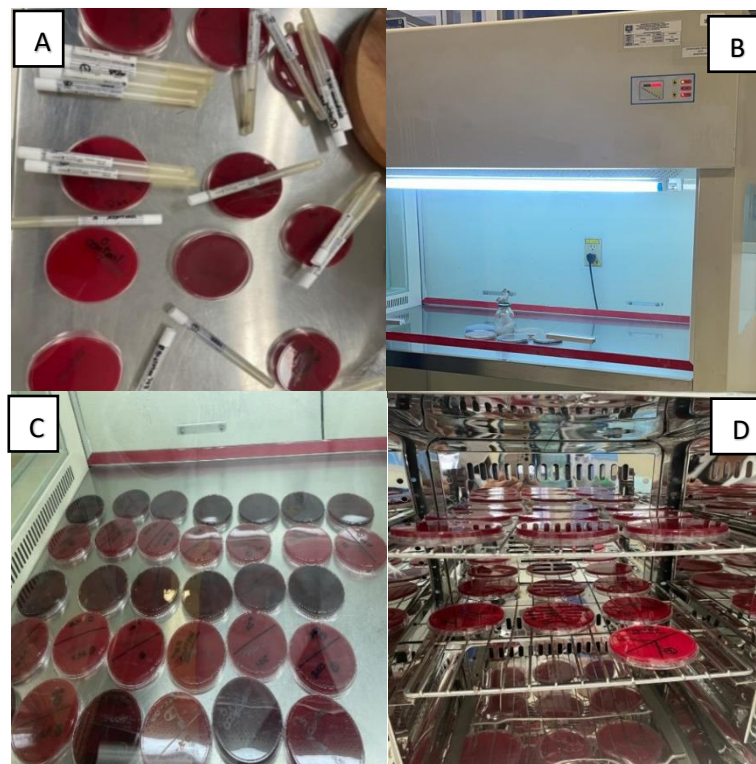


Figura 6. a) Rotulado de cajas b, c) Siembra de bacterias
d) Incubación

3.3.3 Aislamiento de colonias bacterianas

- Una vez cultivadas las bacterias en agar nutritivo, se procedieron a purificar y resembrar cada colonia en agar sangre, para posteriormente sembrarlas en agares específicos. De acuerdo al medio en el que se desarrollaron se procedieron a clasificar de acuerdo a morfología de colonias, para someterlas a lecturas API.
- Todas las colonias aisladas se registraron en una bitácora de inventario de cepas bacterianas, las cuales se describieron por características morfológicas. Una vez aisladas y purificadas se procedieron a sembrar en agares específicos como lo fue, agar sal manitol, Agar macconkey, Agar emb, Agar *streptococcus*.
- Agar sal manitol: Para la preparación de este medio selectivo y útil para la diferenciación de estafilococos patógenos se utilizó 111 gr en 1 L de agua estéril. La mezcla de los componentes como peptonas y extracto de carne proporcionan nitrógeno, vitaminas, minerales y aminoácidos esenciales para el crecimiento. (www.mcd.com.mx)
- Agar mac conkey: este medio es ideal para aislar y diferenciar bacilos entéricos Gram negativos fermentadores y no fermentadores de la lactosa. Este medio contiene gelatina y peptonas que brindan los nutrientes elementales como lo son nitrógeno, aminoácidos, vitaminas y minerales. Este medio se preparó con 50 gr por cada 1000 ml de agua.
- Agar emb: este medio de cultivo permite el aislamiento selectivo de enterobacterias y otras especies de bacilos Gram negativos. Es nutritivo por la presencia de peptona. Modo de preparación: 36 gr en un litro de agua.
- Agar *streptococcus*: Este agar es un agar selectivo utilizado para el aislamiento de especies estreptococaceas. Contiene digerido enzimático de caseína y peptona de soja el cual proporciona nitrógeno, vitaminas, aminoácidos y minerales. 76.4 gr por litro de agua destilada.



Figura 7. Preparación de agares específicos y selectivos



Figura 8. Agares específicos y selectivos

3.3.4. Caracterización macroscópica de las cepas bacterianas

De las cepas purificadas e incubadas se realizó la descripción macroscópica, utilizando una bitácora de laboratorio en este caso se registró el tamaño con la ayuda de un vernier milimétrico, forma utilizando, consistencia, textura, superficie, comportamiento con respecto a la luz, color y olor.

Cuadro 3. Caracterización macroscópica colonial bacteriana

Tamaño: El tamaño de la colonia suele ser uniforme en una misma especie o tipo, existen colonias de diámetro de menos de un milímetro que se denominan pequeñas o puntiformes, medianas de hasta 4 mm y se llaman grandes a las colonias de diámetros miden más de 4 mm de diámetro.

Forma: Está determinada por la forma de su borde y su espesor. La forma de las colonias puede ser circular, irregular y filamentosa. Los bordes pueden ser enteros o lisos, ondulados, lobulados o filamentosos.

Consistencia y textura: La consistencia es de dos tipos las colonias que son duras y secas que al ser tocadas por el asa bacteriológica se mueven sobre la superficie del agar, suelen ser difícil manipular y a menudo se fragmentan al intentar cogerlas. La otra consistencia es la cremosa, viscosa o mucosa que se pega al asa al tocarla, estas van desde una consistencia mantecosa hasta extremadamente viscosas, estas últimas al manipularlas forman hilos.

Superficie: Puede ser plana o en forma de disco, convexa o semiesférica, acuminada, cerebroide, con bordes elevados en forma de cráter o con centro elevado.

Comportamiento con respecto a la luz: En este se observan dos características, la luz reflejada que hace que la colonia sea brillante u opaca; y la luz transmitida que se divide en opaca, es decir, que no transmite luz, translúcida que permite el paso de luz pero no completamente y transparente que deja pasar la luz permitiendo ver a través de la colonia.

Color: Esta característica está presente en colonias, se describe la aparición del pigmento, su color y este se difunde o no en el agar.

Olor: Determinadas especies de bacterias producen olores característicos al descomponer ciertos sustratos.

Fuente: Parada (2021)

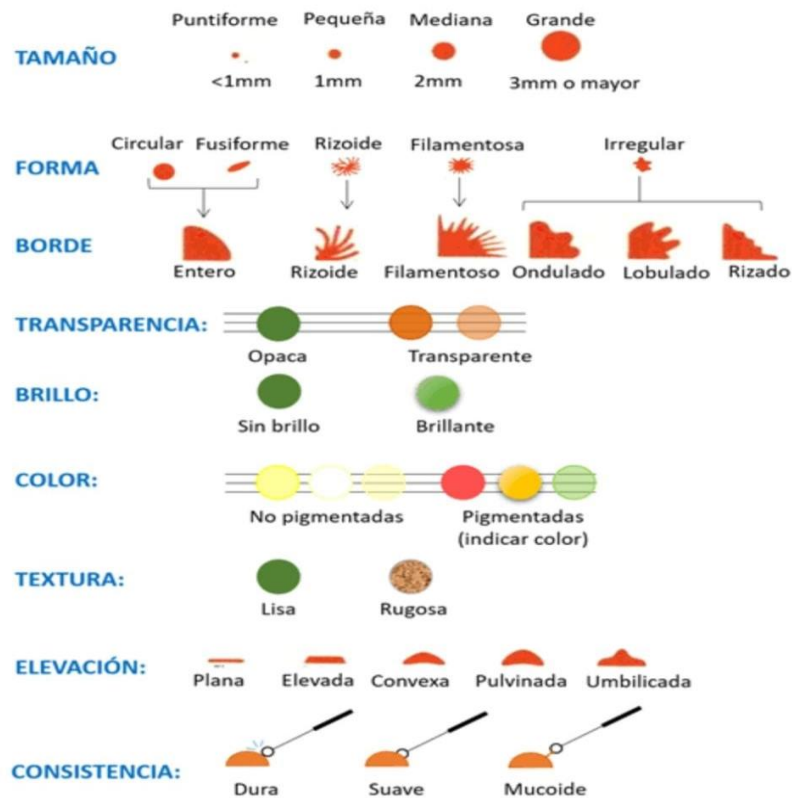


Figura 9. Morfología colonial

Fuente: Guillen (2020), recuperado de:
dingmicrolab.wordpress.com/2020/10/12/morfología-colonial/

3.3.5 Aislamiento de cepas e Identificación de bacterias por características morfológicas

3.3.5.1 Aislamientos de *Staphylococcus*

Este se realizó a partir de un cultivo puro obtenido en la media sal manitol. Se extrajo la muestra con un asa y se procedió a inocular en caldo enriquecido a base de infusión de musculo de corazón, digerido pancreático de caseína, extracto de levadura, cloruro de sodio y agar bacteriológico. Una vez incubado por 24 horas, se sometió a pruebas bioquímicas estandarizadas como lo es el sistema API Staph.



Figura 10. Colonia de bacterias fermentadoras de manitol

3.3.5.2. Aislamiento del género *Streptococcus*

Las colonias procesadas en el sistema API Strep se obtuvieron de cultivos realizados en agar *streptococcus*, los cuales se inocularon en infusión de musculo de corazón, digerido pancreático de caseína, extracto de levadura, cloruro de sodio y agar bacteriológico.



Figura 11. Crecimiento de *Streptococcus*

3.3.5.3 Aislamiento de Enterobacterias

Agar emb y macconkey fueron utilizados para la recuperación de enterobacterias y bacilos Gram negativos entéricos, en agar macconkey las sales biliares y el cristal violeta inhiben el desarrollo de bacterias Gram positivas. En este medio la lactosa es el único carbohidrato. Las bacterias que son lactosas positivas forman colonias de color violeta, las lactosas negativas fueron incoloras. Agar emb nos permitió identificar las cepas de *Escherichia coli* y *Citrobacter*, ya que presentan un brillo metálico característico dado por el agar.



Figura 12. Agar emb



Figura 13. Agar mcconkey

3.3.6 Identificación microbiana

Una manera rápida y eficiente de identificar por género y especie a las cepas bacterianas es a través del Índice de Perfil Analítico (API, por sus siglas en inglés), el cual es un sistema cualitativo estandarizado que permite la identificación mediante las lecturas de las celdas miniaturizadas, una vez teniendo las reacciones y las determinaciones de los perfiles numéricos, se procesan mediante el software APIWEB.

Se tomó una muestra de cada colonia bacteriana, la cual se vertió en el diluyente específico para formar el inóculo, se utilizaron para mayor especificidad API 20 E, API NE, API Strep, API Staph. De acuerdo a las colonias obtenidas en agares específicos se clasificaron y se enviaron al API correspondiente.

3.3.6.1. Inóculo API 20 E

Para la preparación del inóculo se tomó una muestra de la cepa y se realizó la dilución con API NaCl 0.85%, una vez homogenizada la suspensión, se procedió a llenar las celdas con una pipeta, las pruebas CIT, GEL y VP se llenaron por completo, las otras pruebas únicamente hasta el tubo, pruebas como ADH, LDC, ODC, H₂S y URE necesitaron un medio anaerobio, el cual se logró con una gota de aceite mineral. Se procedió a cerrar la cámara y a incubar durante 24 horas a 38°C.

Para la lectura después del periodo de incubación se consultó la tabla de lectura, posterior a esto se revelaron las pruebas TDA, IND, VP.

3.3.6.2. Inóculo API NE

Se preparó una suspensión con una turbidez de 0.5 en escala McFarland, y se procedió a llenar los microtubos de la prueba NO₃ a PNPG, nunca dejando burbujas en los microtúbulos, para las pruebas GLUC a PAC se transfiere el inóculo a API AUX medio, GLU, ADH y URE llenando las cúpulas con aceite parafina, se dejó incubar a 29 °C durante 24 horas en anaerobiosis. Tras el periodo de incubación se registraron todas las reacciones espontaneas GLU, ADH, URE, ESC, GEL y INPG, la lectura de las pruebas NO₃ y TRP debe efectuarse protegiendo las pruebas de simulación de contaminación aérea.

3.3.6.3. Inóculo API Staph

Se procedió a cultivar el organismo y comprobar que el cultivo fuera puro, para así proceder a preparar un inóculo homogéneo. Usando una pipeta se llenaron los microtubulos asegurando la anaerobiosis en las pruebas ADH y URE, llenando las cúpulas con aceite mineral, se cerraron las cámaras y se procedió a incubar +36°C durante 24h en aerobiosis, en este caso para revelar las reacciones y completar la lectura procedimos a hacer prueba VP, NIT y PAL.

3.3.6.4. Inóculo API 20 Strep

Se tomó una colonia bien aislada y se homogenizó en la suspensión médium, corroborando que tuviera una turbidez superior a 4 McFarland para inocular la galería

se procedió a llenar VP a LAP con aproximadamente 100 µl en cada cúpula y ADH solamente el tubo, para la otra mitad de la galería la cual contiene las pruebas RIB a GLYG, se abrió una ampula de Api GP para transferir el resto de la suspensión, las pruebas ADH a GLYG se rellenaron con aceite de parafina y se procedió a incubar a 38°C durante 24 h.

IV. RESULTADOS

4.1 Caracterización de lesiones dérmicas

Del total de 100 ejemplares de cocodrilos a los que se les realizó exploración física, únicamente 50 presentó lesiones dérmicas. En todos los casos las lesiones fueron generalizadas, es decir, se presentaron en cabeza, cuerpo y cola de los animales.

La mayor frecuencia de heridas dérmicas se encontró en la región de la cabeza, seguida de la cola, y en menor frecuencia en el cuerpo de los cocodrilos. La longitud de la herida más frecuente fue menor a 6.0 cm. En cuanto al tipo de herida, en las tres regiones corporales predominaron las heridas frescas. En las regiones de la cabeza y el cuerpo las heridas en proceso de cicatrización ocuparon el segundo lugar en cuanto a su frecuencia, seguidas en menor frecuencia las heridas infectadas. En la región de la cola se observó mayor frecuencia de heridas infectadas en comparación con las otras dos regiones corporales.

Cuadro 4. Frecuencia de heridas dérmicas en tres regiones corporales de cocodrilos de la UMA “Centro de Investigación para la Conservación de Especies Amenazadas” del estado de Tabasco.

	Región corporal					
	Cabeza		Cuerpo		Cola	
	F.A	F.R (%)	F.A	F.R (%)	F.A	F.R (%)
<i>Heridas totales</i>	28	39.4	17	24.0	26	36.6
<i>Longitud de la herida</i>						
≤6 cm	26	92.8	9	52.9	15	57.7
≥6cm	2	7.2	8	47.1	11	42.3
<i>Tipo de herida</i>						
Fresca	14	50	9	52.9	11	42.3
En proceso de cicatrización	9	32.1	5	29.4	7	26.9
Infectada	5	17.9	3	17.7	8	30.8
<i>Presencia de Amputaciones</i>	0	0	1	33.3	2	66.6

F.A= Frecuencia absoluta; FR= Frecuencia relativa

Fuente: Elaboración propia

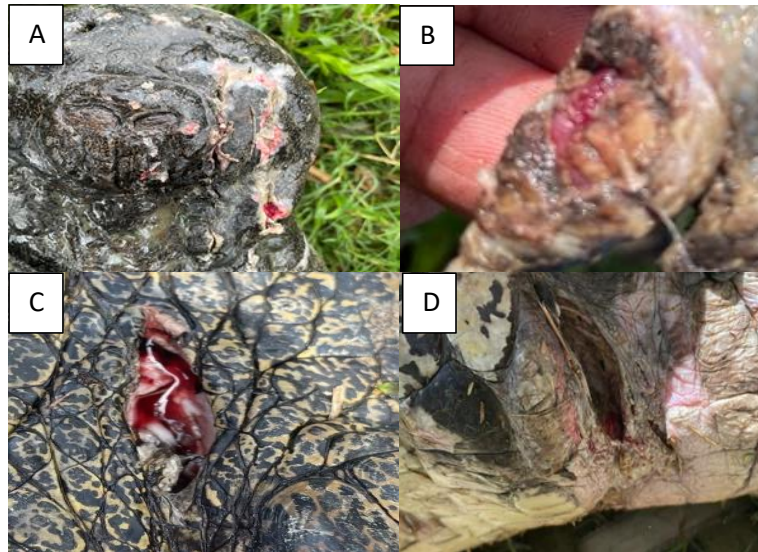


Figura 14. Tipos de lesiones A) frescas y en proceso de cicatrización B) en proceso de cicatrización C) frescas D) infectadas

Cuadro 5. Numero de heridas de acuerdo al sexo

<i>Sexo</i>	<i>Sexo de animales muestreados</i>	<i>Numero de lesiones</i>
<i>Macho</i>	29	42
<i>Hembra</i>	21	29

Fuente: Elaboración propia

De los 100 individuos capturados, el 19% presentaron ectoparásitos, se observaron 2.76 sanguijuelas por cocodrilo (17 individuos con sanguijuelas) las cuales estaban distribuidas de la siguiente manera: cabeza, 19 sanguijuelas, tronco 16 y cola cuatro sanguijuelas, y el hallazgo de dos garrapatas localizadas (una garrapata por individuo) en la región del tronco.

4.2 Bacterias encontradas en las dermopatías

De los 50 individuos muestreados que presentaron heridas, solamente de 40 cocodrilos se obtuvieron crecimientos bacterianos. La viabilidad de las muestras

recolectadas en campo, se obtuvieron 71 cultivos de los cuales en cuatro no hubo desarrollo bacteriano. De 67 cultivos se aislaron 78 colonias y se sembraron en agares específicos: sal manitol, macconkey, emb, streptococos: En los agares emb crecieron 30%, sal manitol 28%, macconkey 23%, streptococos 19%.

La caracterización macroscópica indica que el 45.7% de las colonias bacterianas son de forma irregular. En promedio crecieron 3.9 colonias bacterianas por individuos, con intervalos entre 1 a 11 colonias, dando un total de 312 cultivos de los cuales 162 fueron clasificados, agrupados y descritos por características morfológicas.

La caracterización morfológica macroscópica de las colonias bacterianas fue dividida en siete categorías de acuerdo a: forma, margen, elevación, tamaño, color, consistencia y superficie, para posteriormente representarlas en siete gráficas donde podemos observar las características con mayor presencia y el tipo de agar donde se presentaron: estreptococos, sal manitol, macconkey y emb.

Las formas con mayor presencia fueron irregulares con un numero de crecimiento de 22 colonias en agar emb, 21 colonias en agar macconkey y 18 en agar sal manitol. Posteriormente las colonias puntiformes con una presencia de 12 colonias en agar emb y 10 en sal manitol, las otras formas presentes en los cultivos que tuvieron una menor presencia fueron: rizoide, regular, fusiforme, filamentosa y circular, de estas últimas mencionadas, rizoide fue la de menor presencia con tres crecimientos en agar emb y dos en agar estreptococos.

Los márgenes presentes en las colonias bacterianas con mayor presencia fueron los siguientes: entero con una presencia de 28 colonias en sal manitol, 26 colonias en agar emb, 19 en estreptococcus y 18 en agar macconkey, seguido del margen ondulado con 14 colonias en agar emb, 12 colonias en agar macconkey y 11 en agar sal manitol, los otros márgenes presentes en menor número fueron filamentoso con 13 crecimientos en total, lobulado con tres crecimientos en total en emb, macconkey y estreptococos, erosionado con un crecimiento en sal manitol, rizado con un crecimiento en sal manitol, al igual que regular con un crecimiento en agar estreptococcus.

Las elevaciones con mayor presencia fueron plana, con 26 colonias en agar emb, 17 en agar macconkey, 15 colonias en agar sal manitol y 13 crecimientos en agar estreptococos; elevada con 12 colonias en agar al manitol y nueve colonias en agar emb, las otras elevaciones presentes en menor número fueron umbonada, pulvinada, insertada, convexa y filamentosa, siendo esta ultima la de menor presencia con un crecimiento en agar macconkey.

La colonia de mayor tamaño se presentó en agar emb con un tamaño de 5.0 mm, las colonias de 4.0 mm se presentaron en tres en agar macconkey, una en agar emb y una en sal manitol, las colonias con un tamaño de 3.0 mm fueron en total 10, 6 en agar emb. Las colonias que crecieron iguales o menores que 1.0 mm fueron: 19 en agar estreptococcus, 18 en agar sal manitol, 13 en emb y 10 en macconkey.

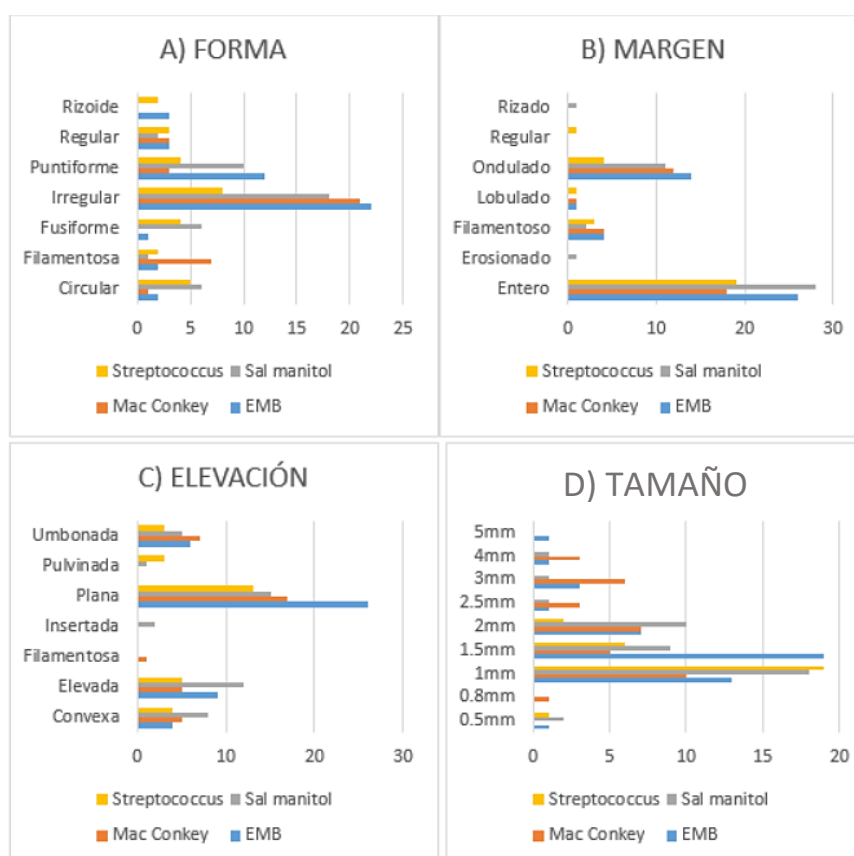


Figura 15. Caracterización macroscópica de bacterias asociadas a heridas en piel de *Crocodylus moreletii* del CICEA. A) Forma, B) Margen, C) Elevación, D) Tamaño.

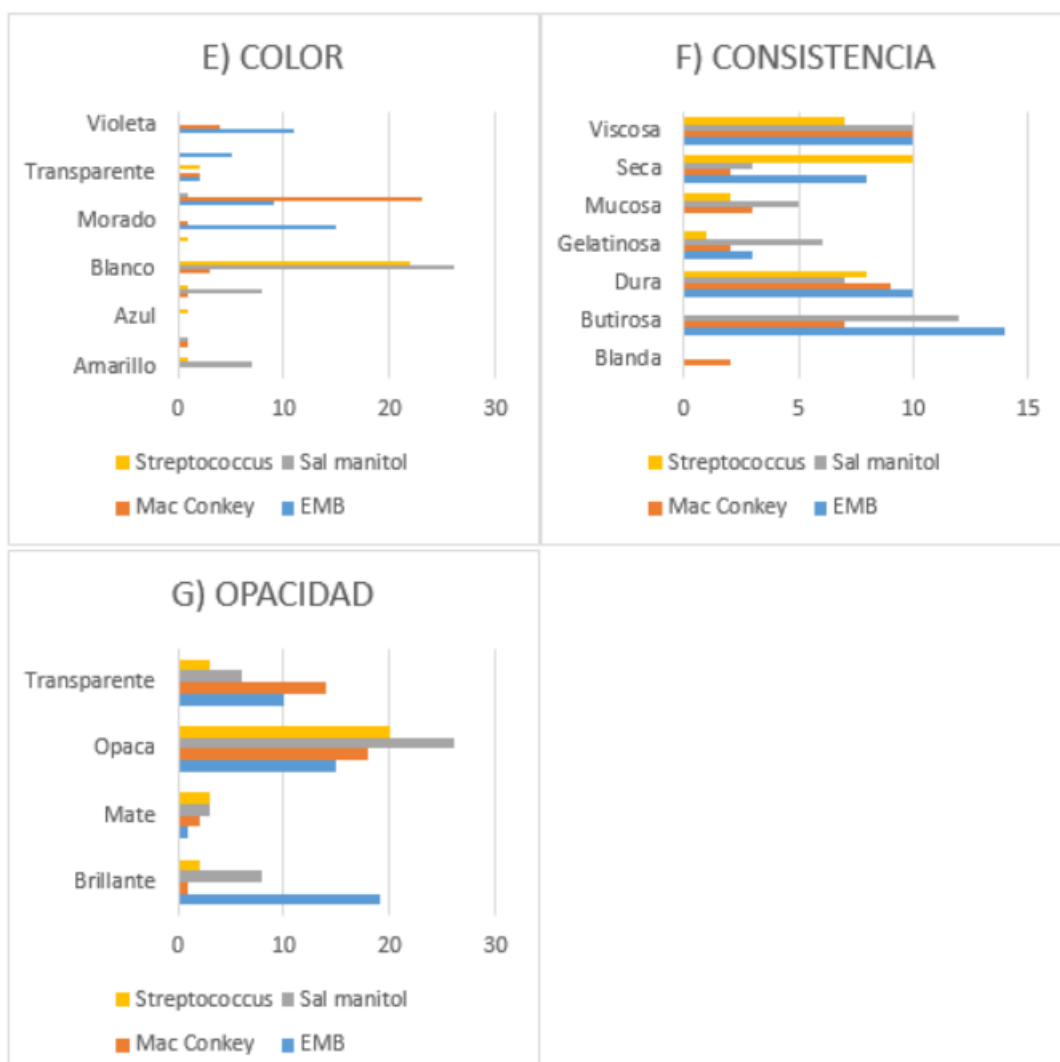


Figura 16. Caracterización macroscópica de bacterias asociadas a heridas en piel de *Crocodylus moreletii* del CICEA. E) Color, F) Consistencia, G) Superficie

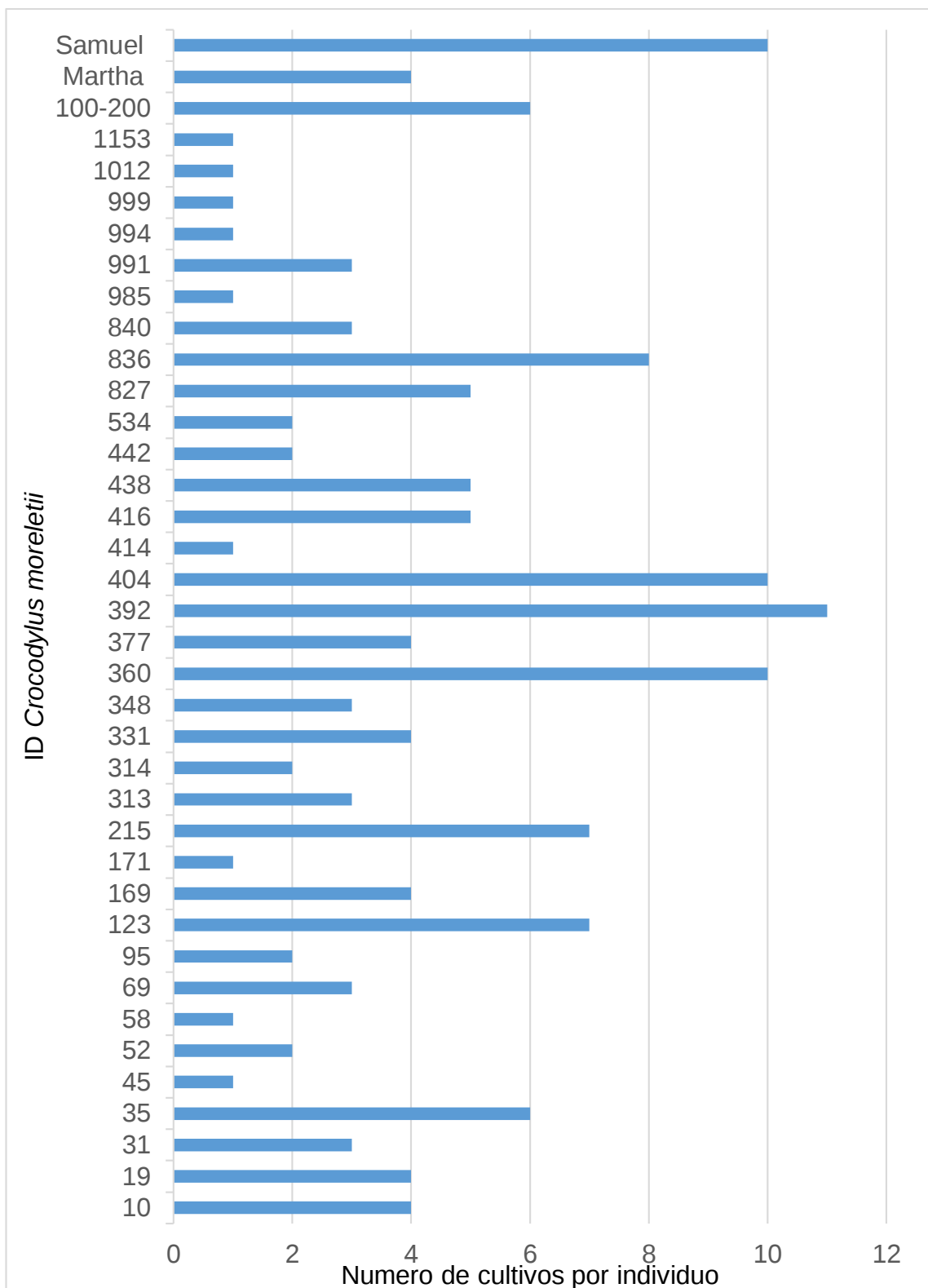


Figura 17. Número de cultivos bacterianos que se obtuvieron por individuo de *Crocodylus moreletii*.

Cuadro 6. Bacterias identificadas en las heridas en la piel de *C. moreletii*

Familia	Género y especie
Staphylococcaceae	<i>Staphylococcus cohnii</i>
	<i>Staphylococcus capitis</i>
	<i>Staphylococcus warneri</i>
	<i>Staphylococcus lentus</i>
	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>
Vibrionaceae	<i>Photobacterium damsela</i>
Pseudomonadaceae	<i>Pseudomona leuoteola</i>
	<i>Pseudomona fluorescens</i>
Aeromonadaceae	<i>Aeromona hydrophila</i>
Enterobacteriaceae	<i>Citrobacter youngae</i>
	<i>Cronobacter spp</i>
	<i>Yersinia enterocolitica</i>
Flavobacteriaceae	<i>Chryseobacterium indologenes</i>
Burkholderiaceae	<i>Burkholderia cepacia</i>
Pasteurellaceae	<i>Pastereurella multocida</i>
Fuente: Elaboración propia	

V. DISCUSIÓN

El análisis de las bacterias en las heridas de la piel de los cocodrilos, ofrece información importante sobre las interacciones ecológicas entre los individuos y su entorno. Por muchos años se ha considerado el correcto estudio de las bacterias debido a que algunas de estas con la suma de factores medioambientales pueden favorecer brotes de enfermedad en las distintas especies.

Aunque se carece de estudios e información amplia de bacterias en la piel de cocodrilos, se ha comprobado que estas pueden presentarse en distintos órganos de estos animales, lo cual puede acontecer en un mal aprovechamiento de la carne y piel en los establecimientos de crianza para consumo, teniendo un impacto económico en los criaderos de estos ejemplares.

En cocodrilos criados en cautiverio, como en granjas para la producción de piel o carne, las heridas son comunes debido a la convivencia en espacios reducidos. Un mejor conocimiento de las bacterias ayuda a mantener la salud de los animales y a prevenir infecciones que puedan afectar la calidad del producto. Garnica *et al.*, (2017), indica hallazgos de bacterias en muestras tomadas a partir de la cavidad oral y cloacal con hisopo bajo condiciones asépticas donde se destacan la presencia de bacterias *Aeromonas hydrophila* y *Yersinia enterocolitica*, que son las mismas a las encontradas en este trabajo de investigación. Además, existe una relación de las bacterias en los cocodrilos y el agua, algunas son habitantes del tracto digestivo de reptiles y en otros casos aumenta la transmisión en ellas cuando los organismos se encuentran en condiciones de hacinamiento debido a la ausencia de drenaje ocasionando poca calidad del agua.

Rubio-Limonta *et al.* (2013), estudiaron ejemplares de *Crocodylus acutus* en Cuba, donde realizaron la toma de muestras en mucosa ocular, bucal, hígado, riñón, corazón, bazo y cerebro en condiciones asépticas, donde en los hallazgos de bacterias por género 44% correspondían a *Aeromonas*, 25% a *Pseudomonas*, *Staphylococcus* 14%, *Vibrio* 3%, *Yersinia* 2%, *Streptococcus* 3% y *Citrobacter freundii* 2%. Si se conoce qué bacterias suelen colonizar las heridas de los cocodrilos, se pueden desarrollar

tratamientos antimicrobianos más efectivos y específicos, lo que mejora la recuperación y reduce el uso innecesario de antibióticos.

Los cocodrilos, al igual que otros animales, están expuestos a infecciones bacterianas cuando sufren heridas en la piel, heridas que pueden ser provocadas por la competencia por recursos como el alimento y sitios de asoleamiento.

Conocer las bacterias presentes permite identificar patógenos potenciales que puedan comprometer la salud del animal. Pachón (2009) así como Miller y Pegues (2000), indican que, los reptiles son portadores de patógenos en especial bacterias, sin embargo, estos son portadores asintomáticos de enterobacterias como *Salmonella* y *Shigella*, donde el hallazgo de estos agentes bacterianos en los ejemplares no es un indicativo de que estén enfermos en ninguno de sus estadios con la presencia de estas enterobacterias en ambas cavidades. Pachón *et al.* (2011), redactan que, la transmisión de estos microorganismos se da través del medio como agua, heces, orina o piel y se puede minimizar el contagio por estos microorganismo con buenas prácticas de sanidad y reducción de factores que ocasionen estrés en los cocodrilos.

Siroski *et al.* (2009) y Tercero (2011), señalan que, los cocodrilos presentan un sistema inmunológico altamente efectivo para evadir las dificultades ambientales y contrarrestar las adversidades que les ofrece el entorno, destacan además que estos ejemplares llegan a portar bacterias que tienen la capacidad de ocasionar una enfermedad. Algunas especies de cocodrilos están en peligro de extinción, y garantizar su salud es clave para su conservación. Las infecciones no tratadas pueden ser letales, por lo que estudiar las bacterias es esencial para su manejo y rehabilitación.

Los cocodrilos tienen una notable capacidad de regeneración de tejidos, lo que les permite recuperarse rápidamente de heridas sin desarrollar infecciones graves. Esto se debe, en parte, a la actividad antimicrobiana de su sistema inmunológico, que impide el crecimiento bacteriano en las heridas. El sistema inmune de los cocodrilos les permite evitar agentes patógenos en vida libre, no es así para aquellos ejemplares en cautiverio debido a que están sometido a estrés por hacinamiento, manejo y mala calidad del agua, lo que provoca una baja del sistema inmunológico que permite la entrada de agentes microbianos (Garnica *et al.*, 2017). Los factores que pueden afectar el sistema inmunológico son la densidad, la época reproductiva y las

interacciones entre individuos de diferentes edades y sexos, factores ambientales y antrópicos que repercute negativamente en respuesta inmune los cocodrilos contra infecciones (Flores, 2017).

De acuerdo con Céspedes *et al.* (2018), en las especies *Crocodylus acutus* y *Crocodylus moreletii*, se documentaron especies de bacterias en la boca, siendo las más frecuentes *Aeromonas hydrophila* y *Arcanobacterium pyogenes*. En ese mismo estudio, se destaca un reporte del ataque de un cocodrilo a un ser humano, mencionando que en la mordida de estos ejemplares, aparte de ser letal y dolorosa, es altamente infecciosa y puede ser considerada de gravedad porque se ve afectado el tejido conectivo y muscular provocando un daño mayor que puede llegar hasta la necrosis de estos tejidos, por lo que se recomiendan en caso de lesiones extensas en extremidades, valorar la amputación temprana para disminuir la posibilidad de sepsis. Además, Panchón *et al.*, (2011) y Martínez (2017), señalaron que, la transmisión posiblemente ocurre por contacto con heces, estrés y mala alimentación, lo que permite a las bacterias invadir lesiones.

Bargaza-González *et al.* (2014), describen los principales signos clínicos en *Crocodylus acutus* mediante estudios anátomo-patológicos y microbiológicos con la presencia de Salmonelosis, donde destacan que, los principales signos clínicos responden a un cuadro septicémico con degeneración hepática y focos de necrosis coagulativa con microgranuloma paratífico en estos ejemplares. Además se menciona la problemática económica por concepto en la pérdida de carne y pieles, que representa la disminución de posibles ingresos por la venta de estos productos de los criaderos al mercado.

Parra *et al.* (2002), señalaron que, ante brotes epidemiológicos se recomienda realizar una investigación epidemiológica tomando en consideración aspectos como: la identificación de la fuente de infección, realizar un test de valoración al personal que tiene interacción con los ejemplares y han cursado alguna sintomatología derivado de estas enterobacterias y la realización de análisis de laboratorio incluyendo cultivos en placa para detectar los focos de infección común.

VI. CONCLUSIONES

La frecuencia de dermatopatías en *Crocodylus moreletii*, es indistinta intersexualmente, sin embargo, la gravedad de afectación es importante y proporcional a la edad, en aquellos cocodrilos de edades tempranas puede haber mayor susceptibilidad respecto a ejemplares adultos que llegan a tener mayor resistencia física e inmunológica.

La mala calidad de la piel se debe a la interacción entre diversos tamaños y edades de los cocodrilos, así como el comportamiento agonista de algunos ejemplares.

La mayor parte de lesiones dérmicas se encontraron en la región de la cabeza y cola, siendo esta última la región con mayor frecuencia de heridas infectadas en comparación con las otras regiones corporales, ya que esta extremidad es parte importante de la defensa, la propulsión y desplazamiento del animal. Al haber heridas frescas, éstas pueden exponerse a contaminantes por arrastre y como resultado infección en las heridas.

Las heridas en la cabeza y tronco se les atribuyen a las condiciones de los recintos, a la competencia por disponibilidad del alimento y al hacinamiento.

Ante la presencia de heridas, los cultivos bacterianos, las características morfológicas de las cepas y las pruebas bioquímicas, son indispensables para la identificación del agente causal.

Las enterobacterias son las bacterias que más se encuentran en las heridas de estos animales.

VII. LITERATURA CITADA

Aluja, A. S., & Constantino, C.F. (2002). Técnicas de necropsia en animales domésticos. Manual moderno. México.

Barger, A. (2016). Musculoskeletal System. En RE Raskin y DJ Meyer (Eds), Canine and Feline Cytology. A color atlas and interpretation guide. (353–368). Third edition. St. Louis, USA: Elsevier.

Barrero, L. (2016). Microbiología Clínica. Editorial Síntesis, S. A. Madrid, España.

Barreros-Cuevas, L. (2016) Microbiología Clínica. Medios de cultivos de microorganismos. Primera edición, (pp.39) Madrid España, Editorial. Síntesis.

Barzaga-González, Reidel; Rosell Pardo, Roberto & Ulloa Enríquez, C. Medardo. (2014). Diagnóstico clínico de la Salmonelosis en el *Crocodylus acutus*. Biodiversidad de Veracruz.

Buenviaje, G., Hirst, R. G., & Summers, P. M. (2000). Skin diseases of Farmed Crocodiles. Rural Industries Research and Development Corporation. ISSN 1440-6845

Céspedes Chaves, C., Navarro Coto, J. F., & Ledezma Cabezas, A. (2018). Mordedura de Cocodrilo. Revisión bibliográfica y reporte de un caso.

Chute, H.L., & Richard, J. L. (1997). Fungal infections. In: Calnek BW (Ed.) Diseases of poultry. London, Mosby-Wolfe, pp. 351-365

Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas [CONANP]. (2018). En la piel del cocodrilo. Gobierno de México.

Cooper, J. E. (2006). Dermatology. En: Mader DR, editor. Reptile medicine and surgery. 2nd ed. Philadelphia: Saunders. pp. 196

Ebling, F. & John, G. (2017). Tegumento. *Enciclopedia Británica*.

Enrizo, M. (2009). Animales Medicinales: Sanguijuelas. Animales curativos.

Flores-Urtiaga, L. L. (2017). Revisión bibliográfica de la respuesta inmune en crocodilianos.

García-Grajales, J., & Buenrostro-Silva, A. (2011). Infestación y distribución corporal de sanguijuelas en el cocodrilo americano (*Crocodylus acutus* Cuvier 1807) (Reptilia: Crocodylidae) del estero La Ventanilla, Oaxaca, México. *ACTA ZOOLOGICA MEXICANA (N.S.)*, 27(3).

Gobierno de Yucatán. (2024). Recursos Naturales: Cocodrilo de pantano.

Guillen Nepita, A. L. (2020). Ensayo de Microbiología: Morfología Colonial. Recuperado de: <https://images.app.goo.gl/rHj582EeiivCjDyr8>

Littlewood, J. (2015) Técnicas de investigación y laboratorias. Foster A, Foil C. Manual de Dermatología en pequeños animales y exóticos. Segunda edición (pp:30-33). Barcelona España, Editorial. Lexus

Lozano, T.G., & Oroval, E.A. (2013). Fusariosis: infecciones por *Fusarium* spp. Una breve nota. *Rev Lab Clin.* 6(4):185-186.

Mandujano Camacho, H. Camas Robles, G, & Alvarado Pérez, E. (2015) Parámetros de incubación artificial registrados para *Crocodylus moreletii* bajo condiciones de cautiverio. *Quehacer Científico en Chiapas* 10 (2). pp.8

Martinez, J. P. (2011) Técnicas de Investigación.

Miller, S., & Pegues, D. (2000). Mandell, Douglas, and Bennet's principles and practice of infectious diseases. Edited by: Gerald L Mandell, John E Bennet, Raphael Dolin, 4, 2013-2033.

Organización Mundial de la Salud [OMS]. (2017). Infección por el virus del Nilo Occidental.

Otero Llende, G., & Bengoa Rodríguez, A. (2001). Clínica de tortugas terrestres. VII Congreso Anual de la Sociedad Española de Medicina Interna Veterinaria, (pág. 41). Las Palmas de Gran Canaria.

Pachón Cubillos, 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 EBTRB de la Facultad de Ciencias Universidad Nacional de Colombia en Villavicencio-Meta (Bachelor's thesis).

Pachón, C. D., Pulido, V. A., & Moreno, T. C. (2011). Aislamiento y serotipificación de *Salmonella* sp. en estanques con *Crocodylus intermedius* y testudines cautivos en Villavicencio – Colombia. *Rev. MVZ- Córdoba* 16(2):2564-2575

Parada-Puig, R. (2021). Morfología colonial bacteriana. Lifeder.

Parra, M., Durango, J. & Máttar, S. (2002). Microbiología, patogénesis, epidemiología, clínica y diagnóstico de las infecciones producidas por salmonella. *Revista MVZ Córdoba* , 7 (2), 187-200.

Pasmans, F., De Herdt, P., Dewulf, J. & Haesebrouk, F. (2002). Pathogenesis of infection with *Salmonella enteric* subsp. *enterica* serovar Muenchen in the turtle *Trachemys scripta scripta*. *Vet Microbiol* 87:315–325.

Prats, G. (2006). Microbiología Clínica. Cultivo bacteriano. Vol. 24. Núm. 3. P. 215

Procuraduría Federal de Protección al Ambiente [PROFEPA]. (2020). Las tres especies de cocodrilos en México. México: Gobierno de México.

Ramírez-Aguilera, J., Medina-Romero, Y., & Uscanga Garcia, I. (2018). Manual De Laboratorio De Microbiología. Universidad Veracruzana.

Rodríguez M., & Miguel A. (2000). Cocodrilos (Archosauria: Crocodylia) de la Región Neotropical. *Biota Colombiana*, 1 (2), 135-140. ISSN: 0124-5376.

Rubio-Limonta, M., Silveira-Coffigny, R., Aguilera-Soto, Y., Pozo-Escobar, M., & Gonzalez-Herrate, N. (2014). Pathology affecting *Crocodylus acutus* (Cuvier, 1807) in the Sabanalamar hatchery, Cuba. *Archivos Latinoamericanos de Producción Animal*, 22(1-2).

Ryan, K.J. (2021). Sherris: Microbiología médica, 7e. McGraw-Hill Education.

Sánchez-Herrera, O. G., & López-Segura, A. (2011). Programa de Monitoreo del Cocodrilo de Pantano (*Crocodylus moreletii*) México-Belice-Guatemala. México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México.

Schumacher, J. (1996). Viral Diseases. ed. D. R. Mader En: Reptile Medicine and Surgery. Philadelphia. Ed. WB. Saunders. 224-233.p

Scott, D., Craig, E. & Miller, W. (1997). *Muller & Kirk,s dermatología en pequeños animales* 7 edit. Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina: Inter-Médica

Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales [SEMARNAT].. (2016). Aprovechamiento sustentable del cocodrilo de pantano.

Serna-Lagunes, Ricardo, & Díaz-Rivera, Pablo. (2011). Variación genética y conservación de una población de *Crocodylus moreletii* en cautiverio. *Acta zoológica mexicana*, 27(3), 547-563.

Sigler, L. & Gallegos, J. (2007) El conocimiento sobre el Cocodrilo Morelet *Crocodylus moreletii* (Dumeri y Dumeri 1851) en México, Belice y Guatemala, México Df.219Pp.

Siroski, P. A., Pina, C. I., Larriera, A., Merchant, M. E., & Di Conza, J. (2009). Plasma Activity of the Broad-snouted Caiman (*Caiman latirostris*). *Zoological Studies*, 48(2), 238-242

Tercero-Pérez, A. (2011). Evaluación de la calidad de la carne de cocodrilo (*Crocodylus moreletti*) y sus cambios fisicoquímicos y microbiológicos durante el almacenamiento en refrigeración.