

**DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO EL HOMBRE Y SU AMBIENTE
LICENCIATURA EN BIOLOGÍA**

**INFORME FINAL DE SERVICIO SOCIAL
POR ACTIVIDADES VINCULADAS CON LA PROFESIÓN**

**PARA OBTENER EL GRADO DE
LICENCIADA EN BIOLOGÍA**

**MONITOREO AVIFAUNÍSTICO EN DIFERENTES ISLAS DE LA
PENÍNSULA DE YUCATÁN Y SU RELACIÓN CON LA TRANSMISIÓN
DE ENFERMEDADES POR CULÍCIDOS**

QUE PRESENTA LA ALUMNA

María Fernanda Larroa Bobadilla

2182032455

ASESORES:

ASESOR EXTERNO

**Dr. Julio César Canales Delgadillo
SECIHTI - Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM
Cédula profesional 4859149**

ASESOR INTERNO

**Dra. Patricia Castilla Hernández
El Hombre y su Ambiente, UAM –Xochimilco
Número económico 30606**

Ciudad de México, junio de 2025

RESUMEN

Las actividades desarrolladas durante el servicio social, se llevaron a cabo en el Laboratorio de Biodiversidad y Genética de la Conservación del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología-Estación El Carmen, de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), ubicado en Ciudad del Carmen, Campeche. El objetivo principal fue conocer la avifauna presente en Isla del Carmen, Isla Arena, Isla Holbox e Isla Cozumel y el papel como vectores que tiene los culícidos en la transmisión de enfermedades ocasionadas por parásitos como los Hemosporidios y *Dirofilaria immitis*. Participando además en distintos monitoreos y colaborando con el Laboratorio de Biogeoquímica y Restauración Ecológica, lo cual me permitió una mejor identificación de la función de los factores abióticos y bióticos que actúan en conjunto para procurar un “equilibrio” en los ecosistemas y cómo la afectación en uno de éstos puede repercutir en dicha estabilidad. Realicé actividades de divulgación científica en conjunto con alumnos del CETMAR No. 29 como la difusión de infografías de distintas especies de fauna silvestre presentes en la Península de Yucatán, a través de las redes sociales del laboratorio y se participó como coautora en una nota científica publicada en el blog de la Asociación Civil Sociedad Científica Mexicana de Ecología (SCME). Asimismo, se colaboró en la elaboración de una guía para la identificación de aves.

Palabras clave: genética, biodiversidad, ecosistemas costeros, calidad del agua.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	2
2. LUGAR DE REALIZACIÓN DEL SERVICIO SOCIAL.....	4
3. MARCO INSTITUCIONAL.....	5
4. OBJETIVOS.....	5
4.1 Objetivo general.....	5
4.2 Objetivos específicos.....	5
5. ACTIVIDADES REALIZADAS.....	6
5.1 Actividad 1: Monitoreo de aves.....	6
5.2 Actividad 2: Monitoreo de nidos de Charrán mínimo (<i>Sternula antillarum</i>).....	8
5.3 Actividad 3: Fototrampeo.....	12
5.4 Actividad 4: Monitoreo de parámetros fisicoquímicos de manglar.....	13
5.5 Actividad 5: Guía de aves.....	17
5.6 Actividad 6: Análisis de biología molecular de culícidos y aves.....	19
5.7 Actividad 7: Actividades de divulgación científica.....	28
6. VÍNCULO DE LAS ACTIVIDADES DESARROLLADAS CON LOS OBJETIVOS DE FORMACIÓN DEL PLAN DE ESTUDIOS.....	29
7. AGRADECIMIENTOS.....	31
8. REFERENCIAS.....	31
9. VISTO BUENO (Vo. Bo.) DE LOS ASESORES.....	35

1. INTRODUCCIÓN

Los monitoreos biológicos y ambientales se llevan a cabo con el objetivo de evaluar y visualizar continuamente las condiciones de la calidad (agua, suelo, aire, etc.), la cantidad (especies, individuos), los cambios o la funcionalidad de un sitio en particular en un período de tiempo específico (Canavelli et al., 2004; Restrepo y Vivas, 2007). Existen varios tipos de monitoreo y uno de ellos es el biológico, el cual consiste una serie de muestreos de grupos de organismos (por ejemplo; mamíferos, aves, plantas), aplicando un método que permita conocer la dinámica de las poblaciones o comunidades y el resultado de afectaciones de origen antropogénico sobre ellas, a través de una revisión constante de variables biológicas y ambientales con el fin de que científicos, manejadores de recursos y diseñadores de políticas de conservación, puedan establecer preguntas puntuales o lograr algún objetivo. Además, esta herramienta permite asegurar la conservación, el manejo y aprovechamiento sustentable de la biodiversidad, desde nivel genético, hasta nivel ecosistema (Hernández et al., 2019; Ortega-Álvarez et al., 2012).

En biología de la conservación, el tamaño poblacional y la presencia o ausencia de las especies son utilizados por los biólogos como herramienta para determinar la salud de las poblaciones o comunidades, ya que pueden indicar efectos negativos relacionados a la modificación, contaminación y pérdida de hábitats. Por ejemplo, en América del Norte, las poblaciones de distintas especies de aves han disminuido debido a la fragmentación del hábitat, ocasionado por el incremento del desarrollo urbano y rural, lo cual repercute en los patrones de movimiento, susceptibilidad a la depredación y disponibilidad del hábitat y sus recursos (Smith y Smith, 2007). Por otro lado, los datos de abundancia en relación con la temporalidad, permiten realizar modelos predictivos para implementar acciones de manejo específicas que ayuden a mantener o revertir las tendencias halladas en beneficio de una o más especies de importancia ecológica o económica (Canavelli et al., 2004).

En México existen 4,111 islas, islotes, cayos y arrecifes, las cuales albergan el 8.3% de vertebrados terrestres y plantas vasculares. Son de gran importancia para la conservación de la biodiversidad ya que funcionan como zonas de crianza y refugio para la fauna, como las aves. Además, brindan servicios ecosistémicos de abastecimiento, aprovechamiento de recursos pesqueros y desarrollo turístico (principalmente); de regulación climática, almacenamiento de CO₂ y defensa contra desastres naturales como mareas extraordinarias, huracanes y tormentas tropicales (Gibert, 2017; CONABIO, 2020). La región del Golfo de México y el Mar Caribe está constituida por 2,061 elementos insulares (INEGI, 2024), en donde se encuentran distintos tipos de ecosistemas marinos y terrestres como: manglares, dunas, playas, pastos marinos, matorrales, humedales, así como selvas bajas y medianas (CONABIO, 2020). La mayor parte de esta región está cubierta por manglares (cobertura aproximada del 54%), seguido de las selvas tropicales. Sin embargo, la mayor parte de estos

ecosistemas están amenazados por actividades relacionadas con el desarrollo de la economía (Alvarez y Ávila, 2020).

Entre las Islas de mayor extensión territorial de la Península de Yucatán se puede mencionar a Isla del Carmen, Isla Arena, Cozumel y Holbox. Las cuales comparten ciertas características como: pertenecer a alguna categoría de Área Natural Protegida (ANP), presencia de vegetación de manglar y selvas (principalmente) y, por ello, son considerados como sitios de refugio, anidación y crianza de distintas especies de la región, así como para aves migratorias (INE, 2000; CONANP, 2003; Ayuntamiento de Cozumel, 2021; CONANP, 2019). En la Tabla 1 se muestran algunas particularidades de cada una de estas islas.

Tabla 1. Islas de mayor extensión en la Península de Yucatán.

Isla del Carmen	Es una isla de barrera, la cual se encuentra dentro de la ANP “Área de Protección de Flora y Fauna Laguna de Términos” (DIGAOHM, 2013 a).
Isla Arena	Pertenece a la ANP “Reserva de la Biosfera Ría Celestún” y colinda con la Reserva de la Biosfera de los Petenes (SEMARNAT, 2003).
Isla de Cozumel	Cuenta con tres ANP’s estatales y una federal: “Laguna de Chankanaab”, “Laguna Colombiana”, “Selvas y humedales de Cozumel” y “Arrecifes de Cozumel” (respectivamente) (DIGAOHM, 2013 c).
Isla Holbox	Se encuentra dentro de la ANP “Reserva de la Biosfera y Área de Protección de Flora y Fauna Yum Balam” y se considera parte de la mayor cadena de islas bajas y angostas de las bocas de Jojón y Conil que tiene acceso a la Laguna de Yalahau (DIGAOHM, 2013 b).

Gracias a su heterogeneidad ambiental, México alberga una gran diversidad biológica. Por esta razón, las colecciones biológicas, que nos permiten conocer y tener un marco de referencia sobre las diferentes especies de organismos que se encuentran en nuestro territorio, juegan un papel fundamental. El Sistema Nacional de Información sobre Biodiversidad (SNIB) de la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), a la fecha sólo tiene registro de ocho colecciones en México que tienen ejemplares de la clase *Insecta* y *Arachnida* de importancia médica (Casas-Martínez, 2023). Dentro de la clase *Insecta*, se encuentra la familia *Culicidae* la cual se compone de dos subfamilias: *Culicinae* y *Anophelinae*, en donde se encuentran géneros de importancia médica como lo son: *Culex*, *Haemagogus*, *Mansonia*, *Psorophora* y *Sabethes*, así como *Anopheles* y *Aedes*, respectivamente. Las especies de dichos géneros, tienen la capacidad de actuar como vectores en la transmisión de enfermedades como: dengue, fiebre amarilla, chikungunya, zika, encefalitis y filariasis (por mencionar algunas), que afectan a animales y humanos (Bond et al., 2020).

En 1987, dos investigadores realizaron un trabajo respecto a la diversidad, abundancia y distribución de culicidos del género *Anopheles* en el sur de Chiapas; los ejemplares fueron identificados y se almacenaron en una colección biológica como referencia de vectores de paludismo. Siguiendo la idea de dicha investigación, a partir de 2001 a 2017 se llevó a cabo un proyecto, dividido en tres investigaciones: Sur, Centro-Occidente y Península de Yucatán; donde obtuvieron 2,001 individuos colectados, pertenecientes a 13 géneros, 24 subgéneros y 79 especies, lo cual permitió implementar la Colección Biológica de Mosquitos de Importancia Médica del Instituto Nacional de Salud Pública, Centro Regional de Investigación en Salud Pública (Casas-Martínez, 2023).

Bond y colaboradores (2020), realizaron una investigación en la Península de Yucatán, en donde colectaron 10,669 individuos de mosquitos, determinando que pertenecían a 15 géneros y 52 especies; encontraron que los estados con la mayor diversidad de especies de mosquitos fueron Campeche y Yucatán con 34 spp., mientras que en Quintana Roo sólo se reportaron 27 spp. Sin embargo, Yucatán presentó la mayor abundancia, seguido de Quintana Roo y por último Campeche.

Dirofilaria immitis es un parásito patógeno común en zonas tropicales, subtropicales y templadas, afecta a organismos homeotermos susceptibles. Distintos géneros de mosquitos hematófagos actúan como vectores y huéspedes intermediarios (Sánchez-Barragán et al., 2022). En el último siglo se han registrado 134 especies de protozoos del género *Haemoproteus* en diversas regiones tropicales que pueden ser transmitidos a través de la picadura de mosquitos, lo cual ha enriquecido el conocimiento taxonómico y de interacciones ecológicas entre diferentes grupos, como los insectos y las aves (Bolaños-García, 2023).

Además se ha reportado un incremento en la distribución del parásito *Dirofilaria immitis*; particularmente en nuestro país la mayor cantidad de registros se tiene en la región costera del Golfo de México (Alvarado-Torres et al., 2019). Estos resultados son muy relevantes teniendo en cuenta que la información aún es escasa en la vertiente del Pacífico y por lo tanto resulta de gran importancia analizar a estos parásitos para conocer a detalle los factores que influyen en la infección, así como el grado de contagio que tienen sobre las aves y vectores (Alvarado-Torres et al., 2019; Bolaños-García, 2023).

2. LUGAR DE REALIZACIÓN DEL SERVICIO SOCIAL

Las actividades de servicio social se desarrollaron en el Instituto de Ciencias del Mar y Limnología (ICMyL) Estación “El Carmen”, en el Laboratorio de Biodiversidad y Genética de la Conservación. El ICMyL se ubica en Ciudad del Carmen en el estado de Campeche, al sur del Golfo de México. Se encuentra dentro de una Área Natural Protegida (ANP), en la categoría de Área de Protección de Flora y Fauna (APFF) Laguna de Términos y abarca los municipios de Palizada, Carmen y Champotón (CONANP, 2019 b).

3. MARCO INSTITUCIONAL

El Instituto de Ciencias del Mar y Limnología (ICMyL) de la UNAM, cuenta con una subunidad ubicada en Ciudad del Carmen, Campeche. La subunidad denominada ICMyL Estación El Carmen, fue creada entre 1968-1970, pero en las décadas de 1980 y 1990 se hicieron adecuaciones para la operación de laboratorios y una unidad de vinculación y difusión, hasta convertirse en lo que es actualmente, una unidad de servicio de la UNAM en donde se desarrollan diferentes líneas de investigación.

El objetivo, tanto del ICMyL como de La Estación El Carmen, es llevar a cabo investigaciones científicas en ciencias marinas y limnología que contribuyan al conocimiento, la preservación, manejo de los ecosistemas y de los recursos hídricos y biológicos en diferentes áreas enfocadas al estudio de los ecosistemas costeros y lacustres del sur-sureste de México. Así mismo, ha sentado las bases para el desarrollo científico en colaboración con centros de investigación de la UNAM y otras instancias y universidades de México que realizan investigación oceanográfica y marina como la Universidad Autónoma del Carmen (UNACAR), Universidad Autónoma de Campeche (UAC), Universidad Autónoma Metropolitana (UAM) y Universidad del mar (UMAR), así como con instituciones internacionales como la Universidad Estatal de Luisiana. Gracias a su ubicación, los científicos pueden desarrollar investigaciones relacionadas al cambio climático, incremento del nivel del mar, erosión costera, contaminación, acidificación de los océanos, interacciones de ecosistemas marinos y terrestres, eventos de hipoxia y de los efectos que todos estos fenómenos tienen sobre la biodiversidad que habita en la Laguna de Términos y otros sistemas limícolas y costeros del sureste del país (ICMyL, 2019).

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Realizar monitoreos de avifauna en diferentes islas de la Península de Yucatán y determinar la relación de las especies de aves con la comunidad de culícidos de Isla del Carmen para generar una línea base de conocimiento de diversidad de estos dos grupos y de las enfermedades que podrían ser transmitidas por los vectores culícidos.

4.2 Objetivos específicos

- Identificar la comunidad avifaunística de diferentes Islas de la Península de Yucatán.
- Analizar muestras de ADN de diferentes especies de culícidos para identificar la presencia de *Dirofilaria immitis* y de Hemosporidios mediante la técnica de PCR.
- Desarrollar diversas actividades que lleva a cabo el Laboratorio de Biodiversidad y Genética de la Conservación.

5. ACTIVIDADES REALIZADAS

5.1 Actividad 1: Monitoreo de aves

La Península de Yucatán es una región que alberga una gran riqueza de especies y particularmente para las aves migratorias, representa un sitio de transición (donde pueden descansar) o de estancia temporal (donde llegan a reproducirse o pasar el invierno) (Cortés-Ramírez et al., 2012; Matú y Evan, 2018). Es por eso que los monitoreos de la avifauna en el sureste mexicano, aportan información importante para la conservación y el conocimiento de la misma. Por ejemplo, los cambios en la temperatura relacionados al cambio climático, afectan particularmente a las aves migratorias, debido a que altera las fechas de llegada a los sitios reproductivos en primavera, así mismo, retrasa las fechas de llegada en otoño a los sitios migratorios. Además, la Península de Yucatán representa uno de los primeros sitios de descanso para las aves migratorias debido a que su recorrido por el Golfo de México es exhaustivo (Matú y Evan, 2018).

Metodología

Los monitoreos avifaunísticos se realizaron en distintas islas de la Península de Yucatán: Isla del Carmen, Isla Arena, Holbox y Cozumel.

Zonas de estudio:

Isla del Carmen se encuentra en la parte suroeste del estado de Campeche, en las coordenadas 18° 39' 24.61" N y 91° 51' 00.52" O. Se caracteriza por presentar un clima cálido-húmedo (en general). El régimen climático se divide en tres temporadas: secas de febrero a mayo, lluvias de junio a septiembre y nortes de octubre a marzo. La temperatura media anual es de 27.2 °C y presenta una precipitación de 1,470.5 mm anuales (DIGAOHM, 2013 a).

Isla Arena es parte del municipio de Calkiní en Campeche, y se ubica en las coordenadas 20° 37' 31.36" N y 90° 25' 02.12" O. El régimen climático se divide en dos: lluvias de junio a noviembre y secas de diciembre a abril. La temperatura media anual es de 26.4 °C y la precipitación media anual de 1,253.8 mm (SMN, 2020).

La Isla de Holbox se encuentra en las coordenadas 21° 33' 26.68" N y 87° 20' 42.31" O, al norte de Quintana Roo, en el municipio de Lázaro Cárdenas. Su clima se caracteriza por ser cálido todo el año, pero se puede dividir en dos temporadas; secas de diciembre a mayo y cálido-húmedo de junio a noviembre, con precipitación media anual de 1,368 mm. La temperatura media anual es de 24 a 28 °C (DIGAOHM, 2013 b).

La Isla de Cozumel se encuentra en las coordenadas de 20° 27' 45.41" N y 86° 53' 26.41" O, en el noreste de Quintana Roo. El clima se generaliza como cálido-húmedo, con lluvias fuertes de junio a agosto, con precipitación media anual que puede rebasar los 1,450 mm. La temperatura media anual está alrededor de los 25.2 °C (DIGAOHM, 2013 c).

Los monitoreos se llevaron a cabo sobre transectos lineales definidos en imágenes de satélite de Google Earth. En cada transecto se establecieron puntos de conteo con una separación de 500 a 700 m entre cada uno. Cada punto de conteo fue georreferenciado con un dispositivo GPS portátil (GPSMaps 64s, Garmin, LTD). En cada punto de conteo se identificaron todas las especies de aves que pudieran ser observadas o escuchadas (Figura 1). La identificación taxonómica se apoyó con guías de campo de Mackinnon (2016) y con binoculares de 8x42 mm. Para cada registro se anotó la especie observada, el número de individuos de cada especie observada, la distancia perpendicular del observador al sujeto (medida con un telémetro láser Impact Field 1000, Vortex), y el estrato de vegetación usado por los sujetos al momento de la observación: árbol (altura ≥ 3 m), arbusto (altura = 0.5 m - 2.9 m), herbáceo (altura = 0.1 m - 0.5 m), suelo (perchado o caminando sobre el suelo), raíz (en raíces de mangle), agua (alimentándose o descansando dentro de cuerpos de agua), aire (volando directamente sobre el observador a una altura no mayor a 20 m).

Adicionalmente, se realizó un registro fotográfico de las especies observadas utilizando una cámara Canon EOS T6 con un lente de 70-300 mm y uno de 600-1300 mm.



Figura 1. Monitoreo de aves en Isla del Carmen, Campeche.

Resultados

En el monitoreo de Isla Arena, se obtuvo que las especies con mayor abundancia fueron: *Phoenicopus ruber* (223 individuos), *Setophaga petechia erithachorides* (114 individuos), *Eudocimus albus* (107 individuos), *Agelaius phoeniceus* (72 individuos) y *Tyrannus melancholicus* (70 individuos). Para isla Cozumel fueron: *Melanoptila glabrirostris* (47 individuos), *Coereba flaveola caboti* (39 individuos), *Quiscalus mexicanus* (19 individuos) *Mimus gilvus* (15 individuos) y *Coragyps atratus* (10 individuos).

5.2 Actividad 2: Monitoreo de nidos de Charrán mínimo (*Sternula antillarum*)

La especie *Sternula antillarum* es un ave que habita en el noreste de Sudamérica y las Antillas, pero se reproduce en algunas partes de México y E.U.A y se encuentra sujeta a protección especial de acuerdo con la NOM-059-SEMARNAT-2010 (Thompson et al., 2020; CONABIO, 2015). De acuerdo con Canales et al. (2024), existe una población reproductora de dicha especie que visita de abril a agosto Playa Norte en Isla del Carmen, Campeche.

Como parte de las actividades del Laboratorio de Biodiversidad y Genética de la Conservación, desde hace ocho años (2016-2024) se ha realizado el monitoreo anual de los nidos del Charrán mínimo en Playa Norte, con el fin de contribuir en la conservación de la especie (Figura 2).

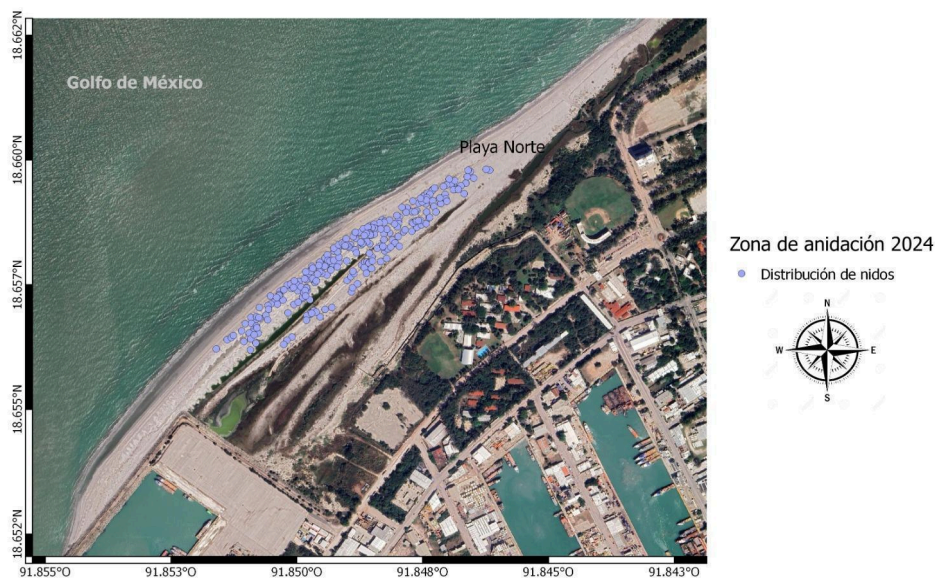


Figura 2. Mapa de los nidos registrados de Charrán mínimo (*S. antillarum*) en la zona de anidación en Playa Norte, Campeche.

Metodología

El monitoreo de *S. antillarum* se realizó dos veces por semana (martes y jueves) del 25 de abril al 04 de julio de 2024. La técnica de monitoreo consistió en ubicar y georreferenciar cada nido activo a lo largo de la temporada de reproducción. Para esto se empleó una cuerda de 50 m lineales, dividida con marcas en segmentos de 1m (de 0m a 50m). La cuerda fue desplegada en la zona de muestreo por una persona en cada extremo (en adelante referidos como "postes") para mantenerla lo más tensa posible. A lo largo de la cuerda fueron colocados observadores separados por distancias de 3 m a 5 m entre cada uno, de tal manera que un observador pudiera cubrir de 1m a 3m a su derecha e izquierda para buscar nidos. Los postes marcaron el paso del recorrido en la zona de muestreo y los observadores siguieron el paso de los postes sin sobrepasar la cuerda ni manipularla, sólo manteniéndose detrás de ella. Cuando un observador indicaba el hallazgo de un nido, ambos postes detenían la marcha y todos los demás observadores se detenían también manteniendo su posición. El observador

indicaba a una persona encargada de llevar el registro y las anotaciones, así como de marcar la posición GPS del nido lo siguiente: la fecha de observación, si el hallazgo era nuevo, el número de huevos en el nido y la distancia a la cual se encontraba el nido con respecto al poste de distancia 0 m. Cada nido fue marcado con dos varas de madera etiquetadas con un identificador único. Para evitar que las marcas colocadas sirvieran como atractor de depredadores, éstas se colocaron en la posición de cada poste y a una distancia no menor a 2 m cuando el nido se encontraba próximo a la posición de los postes. Cuando un nido había sido marcado con anterioridad, los postes daban el aviso de marca y el anotador buscaba los números de las marcas para verificar la distancia de ubicación del nido, si el número de huevos había cambiado o no, o si el nido aún seguía activo. Para cada nido desaparecido se intentó determinar la causa buscando señales de depredación (huellas alrededor del nido, pedazos de cascarón, huevos picados, etc.), o de destrucción antrópica (huellas de pisadas, marcas de neumáticos de bicicleta, motocicleta o automóvil). Cada nido marcado fue monitoreado hasta que desapareció o hasta tener evidencia de la eclosión de pollos. Los juveniles (pollos con plumón, sin capacidad de vuelo pero aptos para caminar y correr fuera del nido), y volantones (aves jóvenes con plumas verdaderas, capaces de vuelos cortos) encontrados en el área de muestreo fueron capturados para ser pesados y marcados con anillos de aluminio con identificadores únicos que se colocaron en la pata derecha. Todos estos individuos fueron liberados después de haberles colocado las marcas.

Con la información recabada en años previos y la obtenida en este año, se han identificado distintas problemáticas que ponen en riesgo la población de esta especie, las cuales son: depredación de huevos por perros callejeros, falta de información a la comunidad y de atención gubernamental para proteger la zona de anidación con la restricción del paso a automovilistas, ciclistas, motociclistas y corredores.

Resultados

Con los puntos marcados en el GPS, se realizó el análisis de vecino más cercano, obteniendo un valor de $Z = -16.46$, lo cual indica que la población de *S. antillarum* realiza la puesta de sus nidos de forma agrupada.

El total de nidos encontrados durante el monitoreo de este año fue de 346. El número de huevos por nido estuvo en un intervalo de 1 a 3, con una mediana de 2 (Fig. 3).

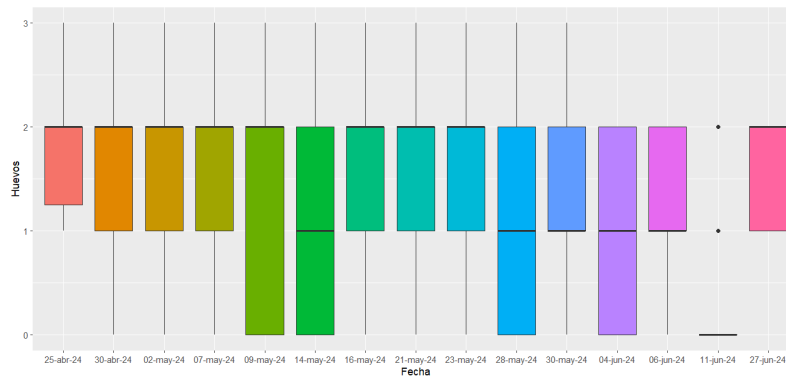


Figura 3. Gráfica de caja y bigotes en donde se representa el número de huevos encontrados en cada nido reportado a lo largo del monitoreo de 2024.

Se observó que 97% de los nidos no logró tener éxito (desaparecieron los huevos, fueron depredados o abandonados), y en total sólo se registraron 10 crías de *S. antillarum* dentro de los nidos (Fig. 3 y 4), por lo que se puede constatar que las problemáticas antes mencionadas, continúan ocasionando el declive de la población de esta especie en esta localidad.

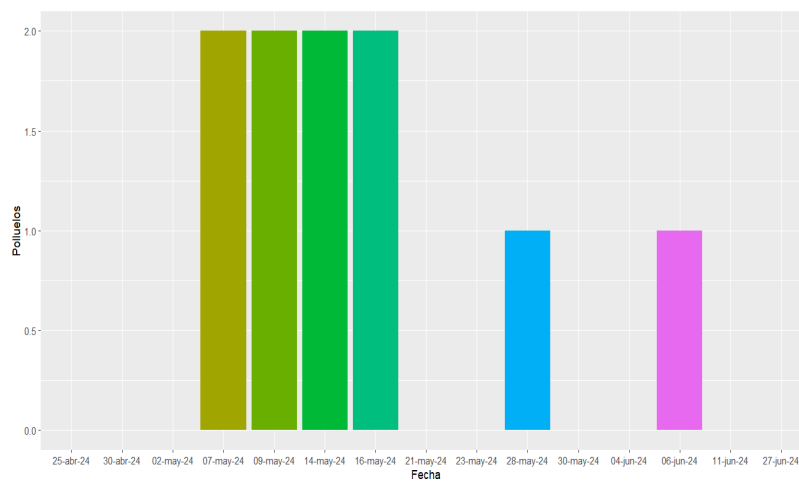


Figura 4. Gráfica de barras que ilustra el número total de crías encontradas en cada uno de los días del monitoreo de 2024.



Figura 5. Pesado (A) y anillamiento (B) de dos volantes de *S. antillarum*.

Finalmente, se realizó el anillamiento de 9 volantes (Fig. 5) y se registraron los datos que se presentan en la Tabla 2, el peso promedio de los pollos fue 17.88 g.

Tabla 2. Registro de marcas y peso de pollos de *S. antillarum* nacidos en Playa Norte, Isla del Carmen durante la temporada reproductiva 2024 (abril-junio).

Fecha	No. de anillo	Peso (g)
21/05/24	108	24
21/05/24	163	24
28/05/24	111	18
28/05/24	104	16
28/05/24	168	25
28/05/24	174	24
28/05/24	182	19
04/06/24	140	17
06/06/24	024	18

5.3 Actividad 3: Fototrampeo

El fototrampeo permite realizar monitoreos de forma no invasiva y remota. Actualmente, las cámaras trampa se han convertido en una herramienta que permite estimar el tamaño poblacional de las especies, riqueza, relación depredador-presa, uso de hábitat, respuesta a la cacería, así como la presencia y abundancia de especies raras o con hábitos nocturnos (Chávez et al., 2013).

Metodología

Con el objetivo de conocer la diversidad de especies que alberga la ANP “Laguna de Términos”, se colocaron tres cámaras en zonas de manglar y selva baja adyacentes al ICMyL Estación El Carmen.

Para colocar las cámaras en el área de monitoreo, primero se identificaron posibles pasos de fauna en el área de estudio (caminos o veredas potencialmente usados por la fauna silvestre). La determinación de un sitio como paso de fauna se basó en la presencia de senderos y huellas o rastros como heces fecales y señas de búsqueda de alimento (marcas de garras o excavación en el suelo). Debido a que la posición de las cámaras fue dependiente de la presencia de pasos o rastros de actividad de fauna silvestre, la ubicación de éstas fue completamente azarosa, la única restricción fue no colocar dos cámaras a una distancia menor de 100 m una de otra. Cada cámara se sujetó al tronco de un árbol a una altura de 30 cm a 50 cm sobre el suelo. Las cámaras se programaron para operar las 24 horas del día, en un intervalo de tiempo del 4 al 10 de junio del presente año.

Resultados

Después de seis días de operación continua (144 h), las cámaras trampa fueron recuperadas para su revisión. La Tabla 3 muestra los resultados obtenidos y en la Figura 6, se muestran algunas de las imágenes de las especies registradas.

Tabla 3. Especies de fauna silvestre registradas por medio de foto trampeo en una zona de vegetación de selva baja y manglar en Isla del Carmen, Campeche.

Cámara	Hábitat	Familia	Especie	Nombre común
1	Selva baja	Cervidae	<i>Odocoileus virginianus</i>	Venado cola blanca
1	Selva baja	Canidae	<i>Canis familiaris</i>	Perro doméstico
1	Selva baja	Procyonidae	<i>Procyon lotor</i>	Mapache
2	Manglar -	Procyonidae	<i>Nasua narica</i>	Coatí de nariz blanca

	Selva baja			
3	Selva baja	Cervidae	<i>Odocoileus virginianus</i>	Venado cola blanca



Figura 6. Individuo de *Odocoileus virginianus* capturado en la cámara uno en el hábitat de selva baja (A) y *Nasua narica* en el hábitat de manglar-selva baja (B).

5.4 Actividad 4: Monitoreo de parámetros fisicoquímicos de manglar

Como parte del trabajo multidisciplinario que se desarrolla en el Laboratorio de Biodiversidad y Genética de la Conservación, se colaboró con el Laboratorio de Biogeoquímica y Restauración Ecológica, realizando el monitoreo de variables fisicoquímicas y de estructura de la vegetación en ecosistemas de manglares. Los análisis de los monitoreos de estas variables, permiten plantear estrategias de conservación y rehabilitación de los manglares (Rodríguez et al., 2018).

Metodología

Se visitaron unidades de muestreo (UM) de manglar de cuatro condiciones diferentes: degradados, con acciones de restauración, de transición (denominado así porque se está estudiando si el manglar se está degradando o recuperando) y relictos (o naturales). En cada UM se establecieron 3 parcelas (A, B y C) de 10 x 10 m separadas por 5 m de distancia entre cada una. En cada parcela se delimitaron 2 estaciones (por ejemplo: A1 y A2) en donde *in situ* se medían las variables fisicoquímicas del agua intersticial y superficial (en caso de encontrarse). Se colectaron muestras de agua con ayuda de un tubo metálico de 50 cm, el cual se enterraba a 30 o 35 cm de profundidad (debido a que es donde se encuentran las raíces de los mangles); en la parte superior del tubo, se conectaba una manguera de 80 cm (aprox.), la cual a su vez se conectaba a una jeringa que permitía la extracción de agua intersticial. Además, se recolectaba agua en frascos.

Con las muestras de agua recolectadas (Figura 7), se midieron los siguientes parámetros fisicoquímicos *in situ*: salinidad (UPS), temperatura (°C), potencial de hidrógeno (pH),

potencial redox (Eh). Para las mediciones de salinidad se utilizó el multiparamétrico Hach modelo MP-6p Mayron©, mientras que, para la temperatura, pH y Eh, se usó el Combo Tester pH/ORP/Temp Hanna©. *Ex situ* se realizó la medición de sulfuros (S^{2-}) siguiendo el procedimiento establecido en el Kit Sulfide Vacu-vials® y utilizando un fotómetro modelo B-3000 CHEM, mediante el método APA.



Figura 7. Colecta de agua intersticial para la medición de parámetros fisicoquímicos *in situ* (A) y medición de sulfuros (S^{2-}) *ex situ*.

Para los monitoreos de estructura forestal realizados dentro de la UM, se delimitaron Subunidades de muestreo (sUM) de 5 x 5 m para juveniles y 2 x 2 m para plántulas. Dentro de la UM para los árboles vivos adultos, se identificaba la especie (por ejemplo: *Avicennia germinans*) y se tomaban las mediciones de altura (en m), altura de la primera hoja (sólo aplicaba para árboles arbustivos, en m), largo (en m), ancho (m) y dos mediciones de diámetro a la altura del pecho (DAP en cm). Para los árboles juveniles y las plántulas, se midió la altura y el diámetro (en cm).

En los árboles muertos se medía la altura (m), la circunferencia dos veces (cm), el DAP dos veces (cm) y se identificaba la categoría, las cuales se describen en la Tabla 4.

Tabla 4. Descripción de las categorías de árboles muertos.

Categoría	Descripción
Uno	Árbol seco con la mayoría de sus ramas
Dos	El tronco sólo con algunas ramas
Tres	Sólo se observaba una parte del tronco

Resultados

Como se observa en la Tabla 5, la temperatura de los manglares de las diferentes localidades de Ciudad del Carmen, fueron entre 31.27 y 32.97 °C. La salinidad se encontró entre 60.15 y 78.58 UPS. El pH ligeramente ácido a neutro, presentando valores entre 6.43 y 6.97. El potencial de óxido-reducción fluctuó desde -43.3 hasta 259.0 mV. Finalmente, los valores de los sulfuros oscilaron entre 0.02 y 38.38 ppm.

Tabla 5. Parámetros fisicoquímicos medidos en diferentes localidades del municipio del Carmen.

Localidad	Especie	Condición	Temperatura (°C)	Salinidad (UPS)	pH	Eh (mV)	Sulfuros (S ²⁻) (ppm)
Bahamitas	<i>Avicennia germinans</i>	Natural	32.13	78.58	6.47	-43.33	37.28
	<i>Avicennia germinans</i>	Transición	32.25	70.44	6.59	-57.17	38.38
	<i>Avicennia germinans</i>	Degradado	32.55	60.15	6.66	-47.00	34.25
Sabancuy	<i>Avicennia germinans</i>	Natural	31.27	61.09	6.54	-43.33	17.06
	<i>Avicennia germinans</i>	Transición	31.95	61.79	6.58	-39.17	17.64
	<i>Avicennia germinans</i>	Degradado	32.25	61.35	6.67	-58.17	23.64
San Antonio	<i>Avicennia germinans</i>	Natural	32.65	67.13	6.97	259.00	0.05
	<i>Avicennia germinans</i>	Transición	32.53	70.02	6.97	218.50	0.07
	<i>Avicennia germinans</i>	Degradado	32.97	67.45	6.83	220.83	0.02

Los resultados de las mediciones de estructura forestal obtenidas en estos monitoreos, sólo son parte de los proyectos a largo plazo en los que se enfoca el Laboratorio de Biogeoquímica y Restauración Ecológica y además son la base para investigaciones futuras, por lo que a continuación se explica cuál es la función de cada una de las variables.

Las mediciones de la variable de altura, permite estimar algunos índices ecológicos como la biomasa y el área basal (por mencionar algunos) empleando ecuaciones alométricas. Los resultados obtenidos de largo y ancho son empleados para calcular el área de la copa, la cual es una variable complementaria, funciona para la interpretación de imágenes satelitales y para monitorear la condición de manglar, sin embargo, puede variar su cobertura debido a factores como las tormentas tropicales, cambios de uso de suelo u otro tipo de afectaciones visibles a

largo plazo. Una de las variables estructurales más relevantes es el DAP ya que permite obtener información de la estructura del manglar y si se analiza en conjunto con información preliminar de distintos manglares de la región o de la localidad, funciona como un indicador indirecto del estado de conservación del manglar (Villeda et al., 2018) (Ver Tabla 6).

Tabla 6. Promedio de las mediciones de árboles adultos del sitio Canal 15 en la localidad de Bahamitas en dos condiciones: natural y con acciones de restauración.

Árboles adultos					
	Altura (m)	Altura primera hoja (m)	Largo (m)	Ancho (m)	DAP (cm)
Natural	1.09	0.35	0.61	0.55	7.77
Restauración	1.09	0.52	0.79	0.65	7.18

En las Tablas 7 y 8 se muestran los resultados del promedio de árboles juveniles y de plántulas, lo cual, de acuerdo con Villeda et al. (2018) es un indicador conocido como repoblación y esto se logra al haber producción de propágulos, que a su vez está relacionado con la conectividad del ecosistema, consiguiendo la dispersión de éstos y obteniendo su prosperidad en condiciones ambientales óptimas y la suma de estos factores, da indicios de la salud del ecosistema.

Tabla 7. Promedio de las mediciones de árboles en estadio juvenil del sitio Canal 15 en la localidad de Bahamitas en dos condiciones: natural y con acciones de restauración.

Juveniles		
	Altura (cm)	Diámetro (cm)
Natural	69.34	0.87
Restauración	68.64	0.71

Tabla 8. Promedio de las mediciones de árboles en estadio juvenil del sitio Canal 15 en la localidad de Bahamitas en dos condiciones: natural y con acciones de restauración.

Plántulas		
	Altura (cm)	Diámetro (cm)
Natural	38.32	0.60
Restauración	37.29	0.71

La mortalidad o la extracción de madera de los árboles, es otro de los indicadores importantes para conocer la salud del ecosistema. Para conocer su trayectoria, es importante consultar estudios previos para conocer el estado de degradación o conservación del sitio. Para bosques maduros se recomienda el monitoreo de forma anual, la mortalidad de acuerdo con las categorías ya mencionadas, en cambio, para en sitios con acciones de restauración o transición, lo ideal es realizar los monitoreos trimestrales y tener mejor evidencia de la dinámica de supervivencia del sitio y asociarlo con los factores abióticos (Villeda et al., 2018).

En este monitoreo se contabilizaron 152 árboles muertos (Tabla 9), de los cuales, la mayoría se catalogó dentro de la categoría tres en el sitio relicto (Figura 8A), mientras que el sitio con acciones de restauración, se encontraron 40 árboles en categoría tres (Figura 8B).

Tabla 9. Promedio de las mediciones de árboles muertos del sitio Canal 15 en la localidad de Bahamitas en dos condiciones: natural y con acciones de restauración.

	Altura (m)	Circunferencia 1 (cm)	Circunferencia 2 (cm)	DAP 1 (cm)	DAP 2 (cm)
Natural	1.20	11.75	12.13	3.74	3.86
Restauración	0.41	17.37	15.59	5.53	4.96

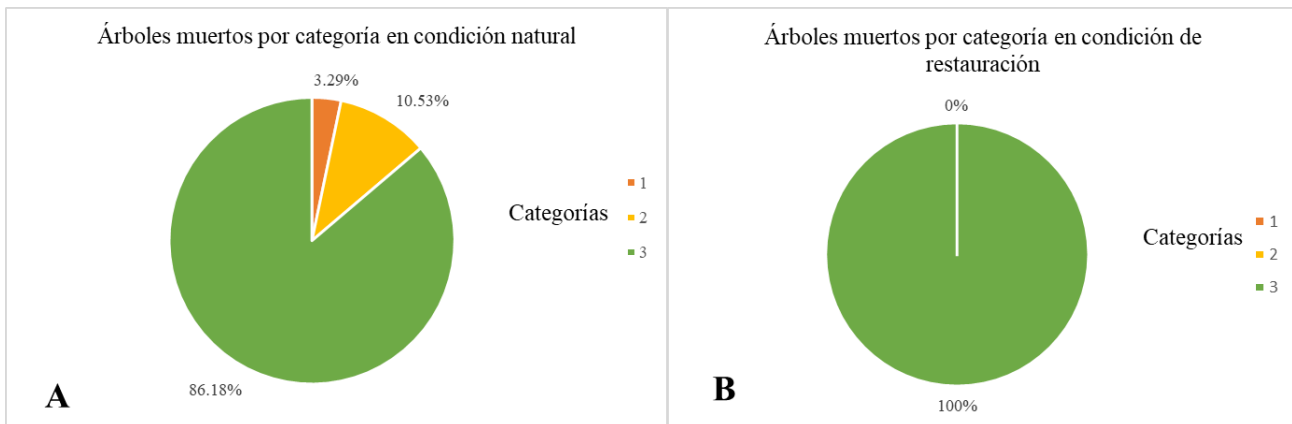


Figura 8. Porcentajes de árboles muertos clasificados de acuerdo con las categorías en sitio natural (A) y en el sitio con acciones de restauración (B).

5.5 Actividad 5: Guía de aves

Se colaboró en la revisión y edición de texto para un documento digital titulado “*Aves de Campeche, Guía Inicial para la Identificación en Campo*” con base en los registros de aves que se han realizado a lo largo de ocho años en el Laboratorio de Biodiversidad y Genética de

la Conservación del ICMYL UNAM El Carmen, los cuales fueron complementados por la información de los registros de los monitoreos realizados durante mi servicio social.

Metodología

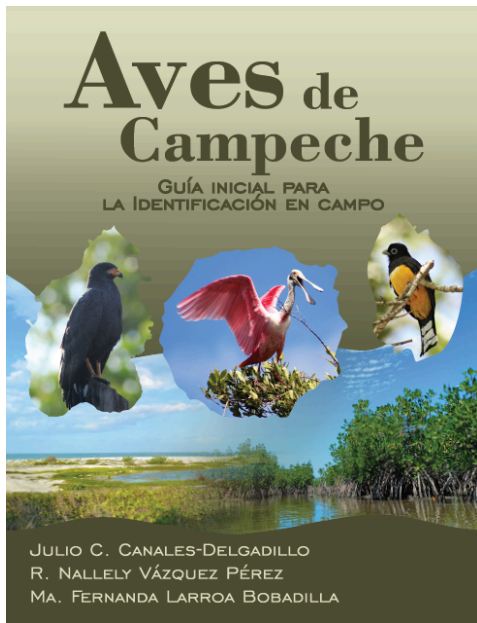
La información de los registros de aves fue organizada y registrada en el programa TeXstudio

4.8.2. En la guía se encuentran fichas con la información siguiente:

- 1) Nombre común (Para los nombres se utilizó la lista actualizada de especies y nombres comunes por Berlanga et al., 2021).
- 2) Nombre científico
- 3) Nombre en inglés
- 4) Nombre maya (en caso de que lo tenga)
- 5) ID, donde se describieron cada una de las especies, mencionando las marcas diagnósticas de campo para facilitar su identificación. Esta información se obtuvo consultando diferentes guías de campo, tanto físicas como digitales (Mackinnon 2016, eBird, AllAboutBirds).
- 6) Hábitat, es la descripción de los diversos tipos de ambientes en los que se puede encontrar a las especies.
- 7) Distribución, en este apartado se indica el rango de distribución que tiene cada especie dentro del continente americano.
- 8) Reproducción y alimentación, se indica cuándo es la temporada de reproducción, el número de huevos que pone y cómo lleva a cabo la incubación cada especie, así como el tipo de alimentación que tienen.
- 9) Ilustración, es la imagen fotográfica de las especies incluidas en el documento. Las fotografías fueron tomadas por el Dr. Julio César Canales Delgadillo y algunas por el Biólogo Luis Enrique Benítez Orduña. Se utilizó el programa GIMP 2.10.12 para editar, fusionar las fotos e indicar si la imagen pertenecía a un adulto, hembra, macho, juvenil, inmaduro o alguna otra especificación, según fuera el caso.

Resultados

La guía “*Aves de Campeche, Guía Inicial para la Identificación en Campo*” contiene la descripción de 119 especies de aves, organizada en fichas informativas.



28

Familia Threskiornithidae

Las especies de esta familia tienen picos muy particulares y se pueden encontrar en cuerpos de agua dulce o salobre. Se alimentan de pequeños invertebrados y vertebrados.

Ibis blanco | *Eudocimus albus* | White ibis | Koka

ID: Es una especie gregaria. Se puede identificar por su peculiar pico largo y curvado hacia abajo de color anaranjado pálido. Tiene la cara y patas color rojo o anaranjado pálido. Su plumaje es totalmente blanco, con las puntas de las alas de color negro (apreciable durante el vuelo) y sus ojos son azules. El juvenil tarda dos años en adquirir el plumaje de adulto y se identifica por su plumaje café oscuro.

Habitat: Habita en lagunas costeras, marismas, humedales, pantanos inundables, lagos, lagunas costeras, manglares e incluso en basureros.

Distribución: Se distribuye principalmente en México y países de Centroamérica, en las costas del Océano Pacífico, Golfo de México y Mar Caribe. Puede observarse en toda la zona costera de Campeche.

Reproducción y alimentación: Se reproduce de abril a julio. Pone de uno a tres huevos. La incubación la realizan ambos padres durante 21 días aproximadamente. Se alimenta de crustáceos como cangrejos, pero también consume gusanos marinos, insectos, caracoles, peces pequeños, ranas y serpientes.



Espátula Rosada | *Platydus ajaja* | Roseate Spoonbill

ID: Tiene un pico único de color gris, largo con punta ancha y lisa. El adulto tiene la corona amarillo-verdosa, cuello blanco, alas rosas con un manchón rosa más fuerte en la parte superior, patas rojas y dedos negros. El juvenil se identifica por los colores rosas opacos, cabeza con plumaje blanco y patas amarillas.

Habitat: Habita en manglares, esteros, pantanos, humedales, ríos, marismas y lagunas costeras.

Distribución: Esta especie se distribuye principalmente en Sudamérica, pero se puede encontrar hacia el norte hasta el suroeste de E. U. A., pasando por las costas mexicanas. En Campeche se le puede encontrar en zonas inundables y al interior de los esteros de Lagunas de Términos cuando la marea es baja.

Reproducción y alimentación: Se reproduce de diciembre a abril, pone de dos a tres huevos que la pareja incuba durante 22 días. Camina lentamente y sacude la cabeza dentro del agua con el fin de encontrar sus presas dentro del fango y sedimentos. Se alimenta de peces, crustáceos, moluscos e insectos acuáticos, aunque ocasionalmente come materia vegetal como raíces y tallos.



Figuras 9. Portada de la guía *Aves de Campeche. Guía Inicial para la Identificación en Campo* y un ejemplo de las fichas informativas de las especies descritas en ella.

5.6 Actividad 6: Análisis de biología molecular de culicidos y aves

Un tipo de relación interespecífica negativa entre los organismos es el parasitismo en donde uno se beneficia (parásito) y el otro es afectado (hospedero). Se pueden agrupar en: ectoparásitos y endoparásitos. El phylum Apicomplexa es un grupo de protozoarios endoparásitos. Se caracterizan porque tienen la capacidad de entrar y salir de las células, requieren de al menos un hospedero para vivir, tener un ciclo de vida complejo y necesitar de un vector para completar este ciclo de vida. Las aves, por otro lado, son un grupo de vertebrados que no están exentos de presentar algún tipo de parásito. Algunos géneros de parásitos patógenos pertenecientes al grupo de los Apicomplexos que afectan a las aves son *Haemoproteus*, *Plasmodium*, *Leucocytozoon* y *Fallisia* (Bolaños-García et al., 2023).

Las moscas (Muscidae), mosquitos (Culicidae), chaquistes y jejenes (Ceratopogonidae) son artrópodos hematófagos del orden Díptera, por lo que son considerados como vectores de hemoparásitos (parásitos que se alojan en las células sanguíneas). Estos artrópodos actúan como vectores después de que se alimentan de alguna presa (ave o mamífero) infectada, ya que en el intestino medio de éstos ocurre el proceso de la gametogénesis donde se forma el cigoto; posteriormente, se convierte en oocinete el cual tiene la capacidad de traspasar la membrana peritrófica y la capa epitelial, formando el oociste. Cuando el oociste ha madurado, se fragmenta para liberar los esporozoitos hacia el hemocele y llegar a las glándulas salivales del insecto que se convierte en un vector competente de estos

hemoparásitos (inyecta los ooquistes maduros a la presa a través de la probóscide al picar). Cuando un ave ha sido infectada, las células del sistema reticuloendotelial son invadidas e inicia el periodo de incubación, en el cual se producen dos generaciones y por fragmentación, son liberados al torrente sanguíneo en forma merozoitos. Cada uno de estos puede invadir un eritrocito y replicarse de manera asexual, varias veces en un tiempo de 5 a 10 días. Sin embargo, algunos otros tienen la capacidad de formar gametocitos (machos y hembras) libres y al ser ingeridos por los mosquitos, se da inicio al ciclo de infección (Bolaños-García et al., 2023).

Los mosquitos hematófagos de los géneros: *Aedes*, *Anopheles*, *Culex*, *Mansonia* y *Psorophora* son vectores de parásitos del género *Dirofilaria* del phylum Nematelminthes (o Nematoda), caracterizados por ser gusanos muy largos y por establecerse alrededor de los vasos sanguíneos. Existen dos especies pertenecientes a este género: *Dirofilaria repens* y *Dirofilaria immitis*; esta última ocasiona la enfermedad conocida como “Dirofilariasis” o “Gusano del corazón” en mamíferos (principalmente), siendo el perro doméstico considerado como reservorio. El inicio de la infección ocurre cuando un mosquito se alimenta de un organismo infectado de microfilarias (larvas en estadio uno) que se encuentran en el torrente sanguíneo; una vez dentro del mosquito, ocurre una serie de transformaciones logrando así llegar al estadio tres y migrar a la probóscide. Una vez que el mosquito se alimenta de otro organismo no infectado, las larvas se inoculan en el nuevo huésped e ingieren de su sangre para lograr la madurez sexual y completar su ciclo de vida (Romero-Rodríguez et al., 2019; Sánchez-Barragán et al., 2022).

A lo largo de la evolución las aves han desarrollado mecanismos de defensa morfológicos, fisiológicos y conductuales en contra de parásitos de este tipo. Sin embargo, las afectaciones en la salud de éstas también son resultado de la suma de factores ecológicos, fisiológicos y antropogénicos. Es decir, que si las aves se encuentran ante situaciones estresantes (como: deterioro de su hábitat, escasez de alimento o competencia por la introducción de especies exóticas) las infecciones serán más severas (Bolaños-García et al., 2023).

Se ha reportado que los vectores contribuyen más a la transmisión de los parásitos patógenos durante la temporada de lluvias en latitudes bajas, particularmente en regiones tropicales y subtropicales donde los mosquitos pueden tener una vida más “larga”. Además, factores relacionados con el cambio climático (por ejemplo, el incremento de la temperatura a nivel mundial) y las actividades de origen antrópico (como la fragmentación y alteración del hábitat), propician la supervivencia, la distribución y el incremento de la densidad de éstos (Bolaños-García et al., 2023; Romero-Rodríguez et al., 2019).

Por lo tanto, es fundamental generar información acerca de las relaciones hospedero-vector-parásito que podrían estar ocurriendo en los sistemas insulares del sur de México. Esta información aportará al conocimiento de las interacciones ecológicas en las comunidades que conforman los ecosistemas costeros y limícolas. Además, contribuirá a la prevención y/o mejora de las estrategias de prevención y control de enfermedades de importancia médica y veterinaria en la región de la Laguna de Términos.

Metodología

Extracción de ADN de culícidos

La obtención de ADN de muestras colectadas en campo, es la base para la aplicación de técnicas moleculares que permiten determinar la presencia de ciertas especies. Una de estas técnicas es la amplificación de genes a partir de la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) (Cervantes, 2003).

Durante esta actividad, se extrajo ADN de 50 ejemplares de culícidos pertenecientes a nueve especies (Tabla 10), previamente recolectadas en el ICMYL Estación El Carmen, donde existen parches de vegetación de selva baja y de manglar.

Para probar la hipótesis de que los mosquitos hematófagos actúan como vectores de enfermedades, pueden alojar patógenos en las glándulas salivales, probóscide y abdomen; se separaron las extremidades (alas y patas) del cuerpo (cabeza, tórax y abdomen). Para la extracción y purificación de ADN, únicamente se utilizaron la cabeza y el abdomen. En la Figura 10 se muestran imágenes de esta etapa de experimentación.

Tabla 10. Especies de culícidos hematófagos utilizadas para la extracción y purificación de ADN. Se muestran las fechas de colecta y el número de individuos (*n*), de cada especie utilizados para la extracción de ácidos nucleicos.

Espece	ID	Fecha de colecta	<i>n</i>
<i>Aedes taeniorhynchus</i>	A	28-29/08/19	5
<i>Aedes scapularis</i>	B	29-30/10/19	5
<i>Deinocerites pseudes</i>	C	29-30/10/19	5
<i>Anopheles crucians</i>	D	26-27/11/19	5
<i>Anopheles vestitipennis</i>	E	26-27/11/19	5
<i>Psorophora ferox</i>	F	26-27/11/19	5
<i>Aedes angustivittatus</i>	G	27-28/08/20	5
<i>Culex culex interrogator</i>	H	27-28/08/20	5
<i>Mansonia diary</i>	I	27-28/08/20	5
<i>Mansonia diary</i>	J	24/09/20	5

Las cinco cabezas y abdómenes de cada especie se maceraron con pistilos plásticos en microtubos de 1.5 ml. Posteriormente, se siguieron los pasos del protocolo sugerido por el fabricante del Kit Miniprep Plus Quick-DNA (Thermo Fisher), para tejidos sólidos, el cual consta de ocho pasos:

1. En el microtubo de 1.5 ml se agregó el tejido, además de 95 μ l de agua grado molecular, 95 μ l de buffer Solid Tissue y 10 μ l de proteinasa K [0.019 mg/ μ l].
2. Las muestras se incubaron a 55°C en un termoagitador durante 1-3 horas. Posteriormente, se centrifugaron a 12,000 RCF por un minuto y se trasladó el sobrenadante a un microtubo nuevo.
3. El volumen del sobrenadante se midió, pues era necesario agregar el buffer Genomic Binding en una proporción 2:1, el volumen del sobrenadante se adicionó y se mezcló en el vórtex.
4. Se transfirió el volumen a un tubo de colección para hacerlo pasar a través de la columna de Zymo-Spin, centrifugando por un minuto, después de lo cual se descartó el tubo de colección junto con el líquido.
5. Se agregaron 400 μ l de buffer DNA Pre-Wash en la columna con un nuevo tubo de colección, se centrifugó por un minuto y se vació el tubo de colección.
6. Se agregaron 700 μ l de buffer g-DNA Wash en la columna con el tubo de colección, se centrifugó por un minuto y se vació el tubo de colección.
7. Se agregaron 200 μ l de buffer g-DNA Wash en la columna con el tubo de colección y se centrifugó por un minuto. Se descartó el tubo de colección con el líquido.
8. Por último, se transfirió la columna a un microtubo nuevo y se agregaron 50 μ l de Buffer DNA Elution. Se dejó incubar por cinco minutos y se centrifugó por un minuto.
9. La cantidad e integridad del ADN fue examinada por medio de electroforesis en geles de agarosa al 0.8% bajo luz UV.

Las muestras obtenidas fueron almacenadas en frío (-20°C).



Figura 10. A) Individuo de mosquito de la especie *Aedes taeniorhynchus*. B) Parte del proceso de la extracción de ADN de los mosquitos.

PCR (reacción en cadena de la polimerasa)

La técnica de PCR funciona para crear copias de un fragmento en particular del ADN (NIH, 2020). Por lo que esta técnica se aplicó con el objetivo de encontrar y amplificar ADN de los parásitos: *Dirofilaria immitis* y de Hemosporidios en las distintas especies de los posibles vectores y en las muestras de ADN de especies de aves. Se procesaron las muestras de ADN con la técnica de PCR de las siguientes especies (ver Tabla 11).

Tabla 11. Lista de especies en las que se analizaron muestras por PCR.

Especie	ID	Especie	ID
Cría de <i>Sternula antillarum</i>	2	<i>Columbina minuta</i>	49
	50	<i>Saltator coerulescens</i>	50
	10	<i>Columbina talpacoti</i>	53
Cría de <i>Sternula antillarum</i>	12	<i>Eupsittula nana</i>	54
	15	<i>Columbina talpacoti</i>	58
	27	<i>Glaucidium brasilianum</i>	59
Adulto de <i>Sternula antillarum</i>	29	<i>Hirundo rustica</i>	61
Adulto de <i>Sternula antillarum</i>	30	<i>Tyrannus melancholicus</i>	62
Cría de <i>Sternula antillarum</i>	31	<i>Myiozetetes similis</i>	64
Cría de <i>Sternula antillarum</i>	32	<i>Myiozetetes similis</i>	65
<i>Columbina talpacoti</i>	34	<i>Columbina talpacoti</i>	66
<i>Pyrocephalus rubinus</i>	36	<i>Columbina talpacoti</i>	67
<i>Columbina talpacoti</i>	38	<i>Columbina minuta</i>	71
<i>Icteri virens</i>	39	<i>Empidonax minimus</i>	73
<i>Columbina talpacoti</i>	40	<i>Columbina talpacoti</i>	77
<i>Hirundo rustica</i>	42	<i>Passerina cyanea</i>	80
	43	<i>Passerina cyanea</i>	86

<i>Crotophaga sulcirostris</i>	44	<i>Dumetella carolinensis</i>	93
<i>Columbina talpacoti</i>	46	<i>Tyrannus melancholicus</i>	95
<i>Myiozetetes similis</i>	47	<i>Pheucticus ludovicianus</i>	96

Para el análisis de las muestras, en un tubo de PCR, se agregaron los siguientes volúmenes

1. MasterMix PCR 12.5 μ l
2. Primer HFP o DFP 1.25 μ l
3. Primer HRP o DRP 1.25 μ l
4. Agua PCR 9.0 μ l
5. Plantilla de ADN de aves o culícidos 1.0 μ l

Volumen total por reacción 25 μ l.

Poco antes de terminar de agregar los volúmenes, se preparó el termociclador (Figura 11), ya que debía de estar a 4°C antes de ingresar los tubos de PCR. Para cada amplificación de ADN de los dos tipos de parásitos que se estaban buscando, se tiene establecido un protocolo térmico (Ver Tabla 11).

Tabla 12. Protocolo térmico para la amplificación de fragmentos de *Dirofilaria immitis* y *Hemosporidios*.

		Temperatura (°C)	Tiempo	Ciclos
<i>Dirofilaria immitis</i>	Desnaturalización inicial	95	5'	1
	Desnaturalización	95	20''	35x
	Alineación	60	20''	
	Extensión	72	40''	
	Extensión final	72	7'	1
	Hold	4	∞	-
	<i>Hemosporidios</i>	Desnaturalización inicial	94	3'
Desnaturalización		94	30''	30x
Alineación		50	30''	

	Extensión	72	45''	
	Extensión final	72	10	1
	Hold	4	∞	-



Figura 11. Programación del termociclador para la amplificación de fragmentos de *Dirofilaria immitis* y *Hemosporidios*.

Electroforesis en gel de agarosa

Esta es una técnica de las más empleadas, funciona para separar el ADN en fragmentos de distintos tamaños, de acuerdo a sus cargas eléctricas sobre una matriz de agarosa (gel) y es fundamental para análisis cuantitativos (Montalvo y Lugo, 2016).

Para preparar el gel de agarosa 1.5%, en un matraz Erlenmeyer se agregaron 2.25 g y 150 ml de buffer de TBE. La mezcla se colocó en la estufa hasta alcanzar el punto de ebullición, mezclando de vez en cuando para obtener una mezcla homogénea. Posteriormente, se vertió en un molde de acrílico y se colocaron peines para formar los pozos de recepción de muestra. Una vez solidificado el gel, se retiraron los peines y el molde se colocó en la cámara de electroforesis, la cual se llenó con 1,800 ml de buffer de TBE al 1X. Los pozos del gel se llenaron con 6 μ l compuestos de una mezcla de 1 μ l de buffer de carga y 5 μ l de ADN proveniente de la reacción PCR o de la extracción de ADN (según correspondiera). Posteriormente, se cerró la cámara y se aplicaron 75 voltios (V) de corriente durante 90 min, para que los fragmentos se separaran. Pasado este tiempo, el gel se sumergió en un recipiente con una solución de tinción Green Gel (Biotium) (\approx 3X) durante 90 y 180 min, para teñir los fragmentos de ADN y se pudieran observar en el fotorevelador.

Los productos PCR esperados de las muestras de culícidos correspondientes a *Dirofilaria immitis* y Hemosporidios, eran de ≈ 150 bp y ≈ 480 bp, respectivamente.

Resultados de los análisis de biología molecular de culícidos y aves

A través del fotodocumentador se obtuvo que las muestras de culícidos y de aves a las que se les extrajo el ADN, realmente contenían material genético.

El fotodocumentador nos permitió identificar que ninguna de las especies de culícidos analizadas, eran portadores de alguno de los parásitos buscados y se concluye que se debe a que fueron capturados en condiciones naturales y por ende, la tasa de infección en el medio natural debe ser sumamente baja (ver Figuras 12-15).

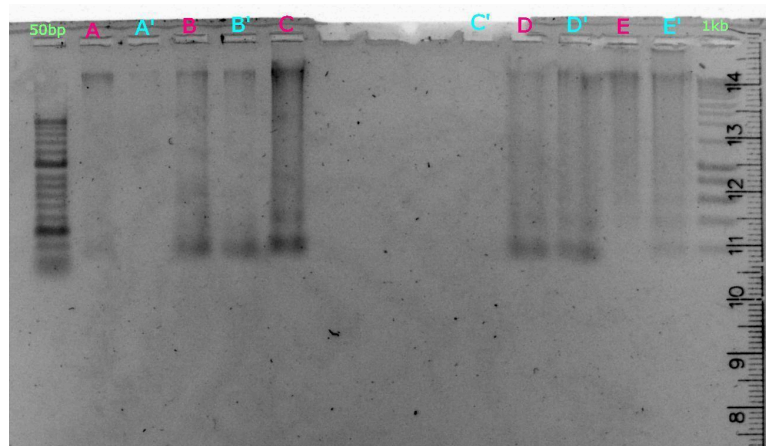


Figura 12. Imagen del fotodocumentador del material genético de las especies de culícidos.

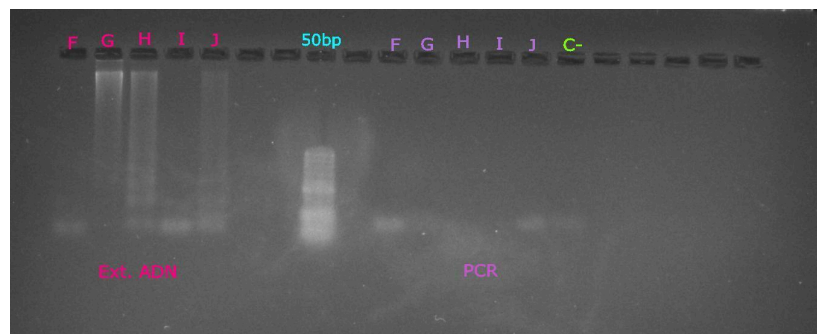


Figura 13. Imagen del fotodocumentador del material genético de las especies de culícidos y prueba de PCR para conocer la existencia de Hemosporidios en los mismos.

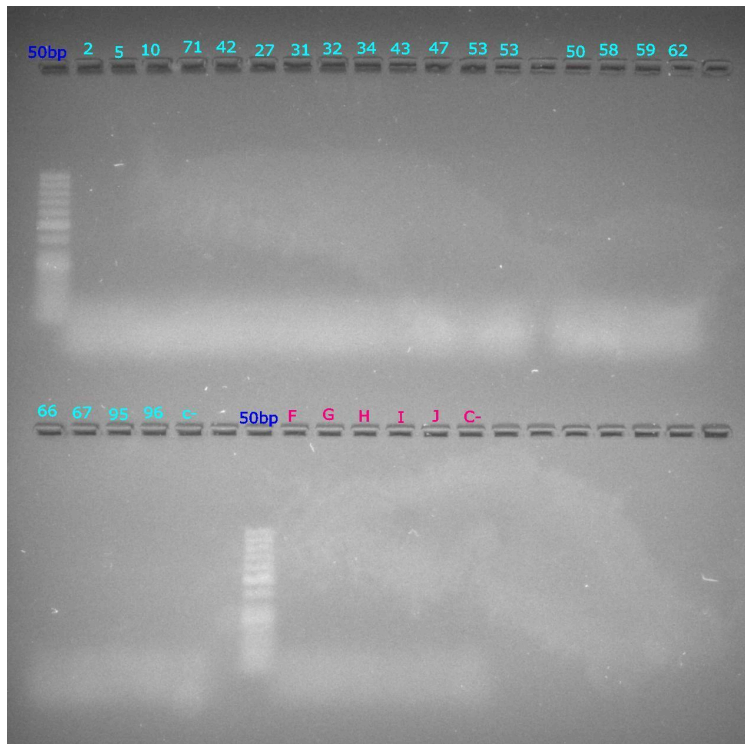


Figura 14. Prueba de PCR del ADN de las especies de aves para conocer la presencia de Hemosporidios

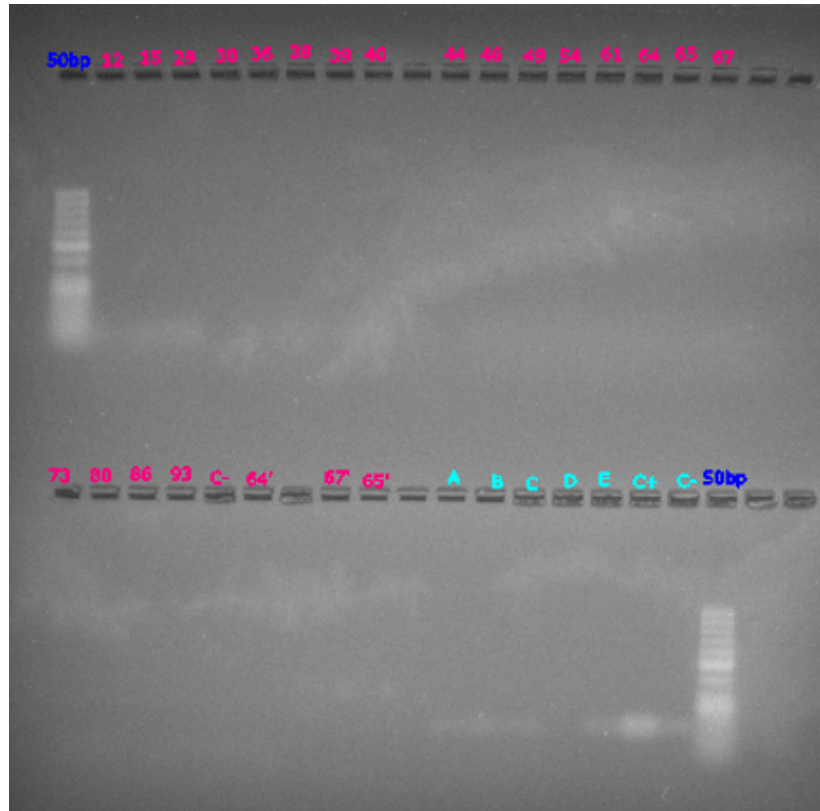


Figura 15. Imagen del fotodocumentador del material genético de las especies de culicidos y prueba de PCR para conocer la existencia de *Dirofilaria immitis* en los mismos.

5.7 Actividad 7: Actividades de divulgación científica

Me desempeñé como asesora con tres alumnos del Centro de Estudios Tecnológicos del Mar (CETMAR) No.29, quienes desarrollaban actividades de servicio social en el Laboratorio de Biodiversidad y Genética de la Conservación. Una de las labores que coordiné fue la realización de infografías y posts informáticos digitales con contenido de relevancia sobre distintas especies de aves y mamíferos silvestres que se encuentran en Isla del Carmen, con el objetivo de promover la conservación y la sensibilización ambiental de la comunidad ante las especies que viven en el Área de Protección de Flora y Fauna Laguna de Términos (APFFLT). Dicho contenido se divulgó a través de las páginas de Facebook e Instagram que tiene el laboratorio. Mi labor principal fue seleccionar los temas o las especies para las infografías, revisar, corregir y editar el material digital previo a su publicación y supervisar el trabajo de cada uno de los alumnos de servicio social del CETMAR no. 29.

Otra de las actividades realizadas fue la elaboración de un artículo de divulgación en conjunto con los Doctores: Julio César Canales-Delgadillo y Rosela Pérez Ceballos, sobre la importancia y la diversidad que albergan los manglares, el cual fue titulado “Los manglares, un hábitat increíble” el cuál fue enviado para su revisión el 12 de agosto de 2024 a los editores del portal de divulgación “Sociedad Científica Mexicana de Ecología (SCME)”.

Resultados

Dentro de las actividades realizadas con los alumnos del CETMAR No.29, se produjeron cuatro publicaciones (Figura 16), para resaltar la importancia de especies como: Hocofoisán (*Crax rubra*), Charrán mínimo (*Sternula antillarum*), Ocelote mexicano (*Leopardus pardalis*) y Lechuza de Campanario (*Tyto alba*).

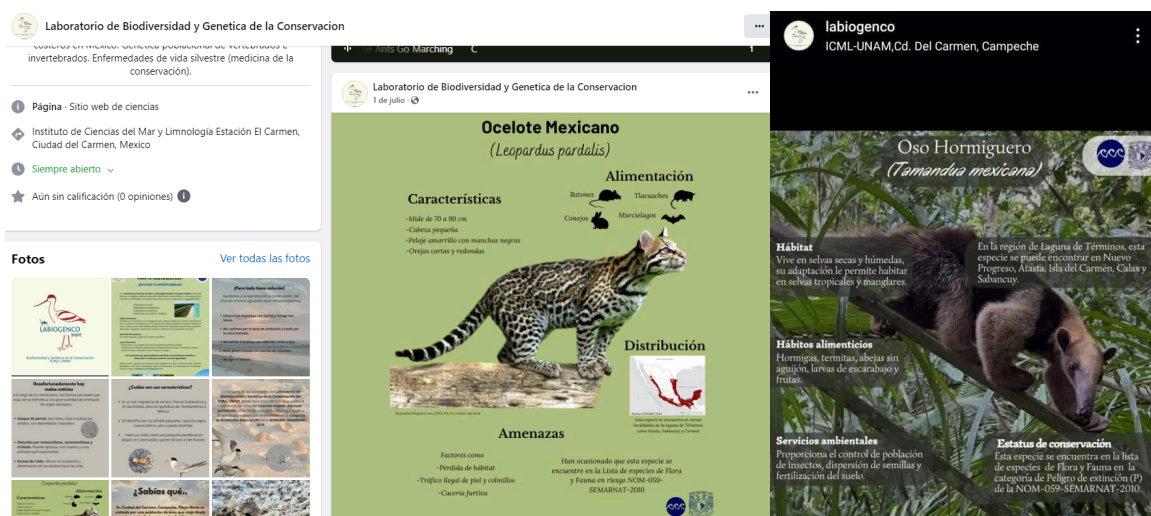


Figura 16. Infografías realizadas con los alumnos del CETMAR no.59 divulgadas a través de las redes sociales del laboratorio (@labiogenco).

La nota informativa fue publicada en el boletín volumen 4, número 8 de 2024. (Consultar en el siguiente link

<https://www.flipsnack.com/8D6766CC5A8/volumen-4-n-mero-8-2024/full-view.html>)

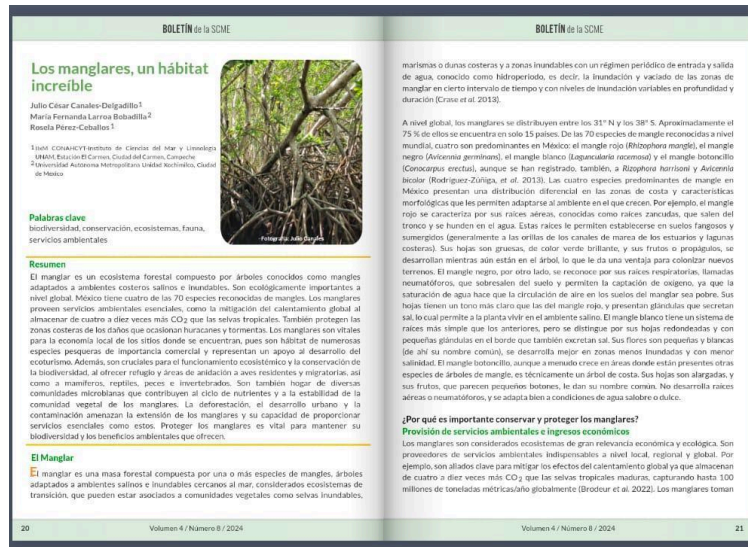


Figura 17. Publicación en línea de la nota informativa como parte de las contribuciones generales del Boletín de SCME).

6. VÍNCULO DE LAS ACTIVIDADES DESARROLLADAS CON LOS OBJETIVOS DE FORMACIÓN DEL PLAN DE ESTUDIOS

Las actividades realizadas se relacionan con diversos módulos de la licenciatura en Biología de la UAM-Xochimilco como son: Biodiversidad y Recursos Naturales, debido a que pude observar cómo los factores físicos, químicos y biológicos definen y condicionan la diversidad biológica presente, así como los recursos naturales en las Islas en las que estuve realizando los monitoreos; Historias de Vida, ya que identifiqué algunos de los factores que repercuten en el éxito reproductivo de las poblaciones como fue en el caso particular de los monitoreos de nidos de Charrán mínimo; Plagas y Enfermedades, en donde pude identificar a través de la literatura, que las poblaciones de culicidos han ido en incremento principalmente por motivos antrópicos y por lo tanto existe un aumento en el riesgo de enfermedades en donde los culicidos actúan como vectores; Ciclos Biogeoquímicos, ya que al realizar los monitoreos de los parámetros fisicoquímicos en los manglares, pude comprender mejor que los ciclos biogeoquímicos están definidos por el manejo que tiene el ecosistema en la actualidad, así como por los procesos evolutivos que han tenido los componentes del mismo, es decir, al estar en manglares en condición de restauración, pude identificar las diferencias de los parámetros fisicoquímicos que se hallan en contraste con manglares en condición natural o degradado; Análisis de Comunidades, pude observar la composición estructura y función de las comunidades presentes en cada una de las Islas que visité para realizar los monitoreos, así como los efectos de alteraciones naturales y antropogénicas que han repercutido en las mismas comunidades; Análisis y Planeación Ambiental, esto principalmente lo pude identificar con la comunidad de restauradores, que en compañía de los doctores de los Laboratorios de Biodiversidad y Genética de la Conservación y de Biogeoquímica y

Restauración Ecológica han podido aprovechar los servicios ecosistémicos que ofrece el manglar integrando las bases ecológicas y económicas.

Tuve una experiencia cercana al ámbito profesional. Es decir, participé y aprendí sobre el proceso logístico que hay detrás de la preparación del material y equipo necesario para las actividades a realizar en campo, así como la organización y el almacenamiento de la información y de las muestras colectadas. Además, aprendí sobre la utilización de dos tipos de programas: 1) “Latex”, el cual tiene como función, la creación de textos del ámbito científico y 2) GIMP, este programa permite realizar edición de fotografías e ilustraciones; ambos programas fueron de gran ayuda para la redacción de la guía de aves.

El desarrollo de las actividades de biología molecular fueron de gran enriquecimiento en mi aprendizaje, ya que pude poner en práctica y recordar los conocimientos teóricos adquiridos de los módulos como la extracción de ADN, la técnica electroforesis y de PCR, así como el manejo de los materiales e instrumentos de laboratorio; la utilización y programación en su caso de aparatos como el termociclador, la cámara de electroforesis y el fotodocumentador. Gracias al desarrollo de las tecnologías, es posible continuar realizando bases de investigación y contribuir en el conocimiento de la diversidad que alberga el país.

Los diversos monitoreos que realicé, son parte de proyectos a largo plazo en los que participan los investigadores, en los que parte de los objetivos van encaminados en la importancia de la conservación de la diversidad y de los recursos naturales que se obtienen de ellos. Además de encontrar la forma de involucrar, concientizar y sensibilizar a la comunidad en el cuidado, la importancia y la conservación de los ecosistemas, así como de la fauna que albergan ellos. Por ejemplo, la Comunidad de Restauradores de Isla Aguada (localidad del municipio de Ciudad del Carmen, Campeche) son un claro ejemplo de población involucrada en el cuidado y preservación del ecosistema de manglar, conociendo las repercusiones negativas de la sobreexplotación de los recursos; participan en los monitoreos de los investigadores; divulgan parte de las actividades que realizan en dichos monitoreos; y pretenden aprovechar los resultados de las restauraciones de manglar en las que han participado, realizando tours turísticos y pesca deportiva, permitiéndoles tener una fuente de ingreso. Dicho lo anterior, los aprendizajes adquiridos durante mi servicio social fueron enriquecedores en el aspecto profesional y personal.

La interacción y coordinación del trabajo con estudiantes del CETMAR No. 29 y la realización de la guía de aves “*Aves de Campeche, Guía Inicial para la Identificación en Campo*”, me permitieron reafirmar la importancia de involucrar a la comunidad en este tipo de monitoreos como una forma de acercamiento al conocimiento científico sobre la importancia de la preservación del hábitat y sus especies, además de haber contribuido a que los estudiantes comprendan cómo pueden participar en su cuidado y no sobreexplotar los recursos. Además de enriquecer mis saberes con la experiencia y los conocimientos que he adquirido.

7. AGRADECIMIENTOS

Agradezco al Instituto de Ciencias del Mar y Limnología-Estación El Carmen.

A mis asesores: Doctor Julio César Canales-Delgadillo (asesor externo) en conjunto con M.C. Nallely Vázquez, por todo el apoyo y la atención que me brindó durante mi estancia, además de permitirme participar en sus diversos monitoreos. A la Doctora Patricia Castilla Hernández (asesora interna) por su atención para poder concluir este documento.

A los Doctores encargados del Laboratorio de Biogeoquímica y Restauración Ecológica: Dra. Rosela Pérez-Ceballos, Dr. Arturo Zaldívar-Jiménez y M.C. Josefina Santos Ramírez. Así como a la Comunidad de Restauradores de Isla Aguada por permitirme vivir la experiencia de monitorear mi ecosistema favorito que es el manglar, por compartirme sus conocimientos y brindarme su apoyo siempre.

A mis padres: Gloria Bobadilla Santillán y Francisco Larroa Galindo por permitirme vivir esta experiencia, sin ellos nada hubiera sido posible.

A mis compañeros y amigos del ICMYL: Rubén, Jimena, Marco, Dianel, Ari, Dani, Andrea y Luis por todos los momentos que compartimos juntos y por su linda compañía.

8. REFERENCIAS

1. Alvarado-Torres, H., Viveros-Santos V., Torres-Monzón, J. A., López-Ordóñez T., Torres-Chable O. M. Casas-Martínez, M. (2019). Detección de *Dirofilaria immitis*. (Spirurida: Onchocercidae) en la comunidad de mosquitos (Diptera: Culicidae) de cementerios de la región Soconusco, sur de México. *Entomología Mexicana*, 6: 490-496.
2. Alvarez Añorve, M. Y., Avila Cabadilla, L. D. (2020). Biodiversidad de la Península de Yucatán: Estado del arte y retos ecológicos contemporáneos. *Sociedad Científica Mexicana de Ecología*, No. III. ECOBLOG-MX. Consultado el 03 de marzo de 2025 <https://scme.mx/anio-2020-numero-iii-biodiversidad-de-la-peninsula-de-yucatan-estado-del-arte-y-retos-ecologicos-contemporaneos/#:~:text=2020%2C%20n%C3%BAmero%20III.-,Biodiversidad%20de%20la%20Pen%C3%ADnsula%20de%20Yucat%C3%A1n%3A%20estado,arte%20y%20retos%20ecol%C3%B3gicos%20contempor%C3%A1neos&text=La%20pen%C3%ADnsula%2>
3. Ayuntamiento de Cozumel (2021). *Inventario de Flora y Fauna de la Isla de Cozumel*. Subdirección de Ecología. Consultado el 25 de junio de 2024. <https://cozumel.gob.mx/wp-content/uploads/2019/05/ART93-INCISO-L.pdf>
4. Berlanga, H., Gómez de Silva, H., Vargas-Canales, V. M., Rodríguez-Contreras, V., Sánchez-González, L. A., Ortega-Álvarez, R., Calderón-Parra, R. (2021). Aves de México: Lista actualizada de especies y nombres comunes. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Ciudad de México. 18p.

5. Bolaños-García, R., Zenteno-Savin, T., Soldatini, C., Rodríguez-Villeneuve, J. A. (2023). Parásitos sanguíneos en aves: ¿Qué son y para qué estudiarlos?. *Recursos Naturales y Sociedad*, 9(1): 65-84.
6. Bond, J. G., Moo-Llanes, D. A., Ortega-Morales, A. I., Marina, C. F., Casas-Martínez, M., Danis-Lozano, R. (2020). Diversity and potential distribution of culicids of medical importance of the Yucatan Peninsula, Mexico. *Salud pública de México*, 62: 379-387. <https://doi.org/10.21149/11208>
7. Canales-Delgado, J. C., Cardoso-Mohedano, J. G., Vázquez-Pérez, N., Pérez-Ceballos, R., Zaldívar-Jiménez, A., Benítez-Orduña, E., Gómez-Ponce, M. A., Celis-Hernández, O., Merino-Ibarra, M., Robinson-Mendoza, C. (2024). Assessing Southern Gulf of Mexico resilience: Least tern nesting failure during the COVID-19 pandemic. *Estuaries and Coast*, 47: 2631-2640. <https://doi.org/10.1007/s12237-024-01341-y>
8. Canavelli, S., Zaccagnini, M. E., Torresin, J., Calamari, N., Ducommun, M. de la P., Capllonch, P. (2004). Monitoreo extensivo de aves en el centro-sur de Entre Ríos. *Miscelánea*, 12: 349-362.
9. Casas-Martínez, M. (2023). Colección biológica de mosquitos de importancia médica del Instituto Nacional de Salud Pública. *Salud pública de México*, 65: 171-174. <https://doi.org/10.21149/13880>
10. Cervantes Gonzales, J. L. (2003). Obtención de ácido desoxirribonucleico (ADN) útil para análisis genético, a partir de uñas recortadas. *Revista Médica Herediana*, 14: 230-233.
11. Chávez, C., De la Torre, A., Bárcenas, H., Medellín, R. A., Zarza, H., Ceballos, G. (2013). Manual de fototrampeo para estudio de fauna silvestre. El jaguar en México como estudio de caso. Alianza WWF-Telcel, Universidad Nacional Autónoma de México, México. Ciudad de México. 103p.
12. CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad). (2020). *Islas*. Consultado el 24 de julio de 2024. <https://www.biodiversidad.gob.mx/ecosistemas/islas>
13. CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad). 2020. *Sternula antillarum* (Charrán mínimo). Consultado el 24 de julio de 2024 <http://avesmx.conabio.gob.mx/FichaEspecie.html#492>
14. CONANP (Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas). (2003). Descripción del área protegida en el contexto nacional, regional y local. *En: Programa de Manejo Reserva de la Biosfera Ría Celestún*. CONANP-SEMARNAT. Ciudad de México. Pp 8-29.
15. CONANP (Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas) (2019a). Características físico-geográficas. *En: Programa de Manejo de Área de Protección de Flora y Fauna Yum Balam*. CONANP-SEMARNAT. Ciudad de México. Pp 24-46.
16. CONANP (Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas) (2019b). *Laguna de Términos establece UMA de Manglar para enfrentar el cambio climático*. Consultado el 24 de octubre de 2023. <https://www.gob.mx/conanp/articulos/laguna-de-terminos-establece-uma-de-manglar->

- [para-enfrentar-el-cambio-climatico?idiom=es#:~:text=El%20%C3%81rea%20de%20Protecci%C3%B3n%20de,los%20efectos%20del%20cambio%20clim%C3%A1tico.](#)
17. Cortés-Ramírez, G., Gordillo-Martínez, A., Navarro-Sigüenza, A. G. (2012). Patrones biogeográficos de las aves de la península de Yucatán. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 83: 530-542.
 18. DIGAOHM (Dirección General Adjunta de Oceanografía, Hidrografía y Meteorología) (2013a). *Isla del Carmen*. Consultado el 29 de julio de 2024 <https://digaohm.semar.gob.mx/derrotero/cuestionarios/cnarioCddelcarmen.pdf>
 19. DIGAOHM (Dirección General Adjunta de Oceanografía, Hidrografía y Meteorología) (2013b). *Holbox*. Consultado el 29 de julio de 2024 <https://digaohm.semar.gob.mx/cuestionarios/cnarioholbox.pdf>
 20. DIGAOHM (Dirección General Adjunta de Oceanografía, Hidrografía y Meteorología) (2013c). *Cozumel*. Consultado el 1o de agosto de 2024 <https://digaohm.semar.gob.mx/cuestionarios/cnarioCozumel.pdf>
 21. Gibert, I. S. (2017). Conservación y restauración de las Islas Mexicanas. En: *Análisis y propuestas para la conservación de la biodiversidad en México 1995-2017*. Llano, M., Fernández, H. (Eds), Ciudad de México. Pp 77-82.
 22. Hernández Martínez, J. E., Villarreal Wislar, C., García Morales, R., Guzmán, S. M., Ibarra Vázquez, É. N., Ramos Peña, B., Barraza Morán, S. P., Maldonado Amaya, Ma. C. (2019). Monitoreo de aves en la Reserva de la Biosfera Mapimí. *Revista Mexicana de Ornitología, Huitzil*, 20(2): 1-12. <https://doi.org/10.28947/hrmo.2019.20.2.437>
 23. ICMyl (Instituto de Ciencias del Mar y Limnología). (2019). *Estación del Carmen*. Consultado el 23 de octubre de 2023. https://www.icmyl.unam.mx/el_carmen/es/la-estacion
 24. INE (Instituto Nacional de Ecología). (1997). Programa de Manejo del Área de Protección de Flora y Fauna Laguna de Términos. CONANP-SEMARNAT. Ciudad de México. Pp 15-37. https://www.conanp.gob.mx/que_hacemos/pdf/programas_manejo/lagunaterminos.pdf
 25. INEGI (Instituto Nacional de Estadística y Geografía). (2024). *Islas*. Consultado el 29 de julio de 2024 <https://cuentame.inegi.org.mx/territorio/islas/default.aspx?tema=T>
 26. Matú Álvarez, E. P., Evan Feldman, R. (2018). Cambios en la migración de las aves en la Península de Yucatán en un contexto de cambio climático. *Desde el Herbario CICY*, 10: 88-95.
 27. Montalvo Navarro, C. A., Lugo Flores, M. A. (2016). Electroforesis: Fundamentos, avances y aplicaciones. *EPISTEMUS*, 26: 48-54.
 28. NIH (National Human Genome Research Institute). (2020). Reacción en cadena de la polimerasa (PCR). Consultado el 18 de septiembre de 2024. <https://www.genome.gov/es/about-genomics/fact-sheets/Reaccion-en-cadena-de-la-polimerasa>
 29. Ortega-Álvarez, R., Sánchez-González, L. A., Berlanga, H., Rodríguez-Contreras, V., Vargas, V. (2012). Iniciativa de monitoreo de aves en áreas bajo influencia de actividades productivas promovidas por el corredor biológico Mesoamericanoméxico. Manual para monitores comunitarios de aves. Comisión Nacional para el

- Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), Iniciativa para la Conservación de las Aves de América del Norte-México (NABCI-México), Corredor Biológico Mesoamericano-México (CBM-M), Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONANP). 28p.
30. Restrepo, J., Vivas, L. (2007). El monitoreo de los manglares. En: *Manual metodológico sobre el monitoreo de los manglares del Valle del Cauca y fauna asociada con énfasis en aves y especies de importancia económica: Piangua y cangrejo azul*. Restrepo, J., Vivas, L. (Eds). Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras (INVEMAR), Santa Marta. 40p.
<https://www.sidalc.net/search/Record/dig-aquadocs-1834-8285/Description>
 31. Rodríguez Zúñiga, M. T., Pérez-Ceballos, R., Zaldívar-Jiménez, A., Lara Domínguez, A. L., Teutli-Hernández, C., Herrera Silveira, J. (2018). Muestreo de variables hidrológicas, fisicoquímicas y del sedimento. En: *Métodos para la caracterización de los manglares mexicanos: un enfoque espacial multiescala*. Rodríguez Zúñiga M. T., Villeda Chávez E., Vázquez-Lule A. D., Bejarano, M., Cruz López, M. A., Olguín, M., Villela Gaytán, S. A., Flores, R. (Eds). Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Ciudad de México. Pp 130-169.
 32. Romero-Rodríguez, P., García-y-González, E., Santos-Sotomaior, C., Pineda-Burgos, B., Olivar-Valladolid, G., Hernández-Ruiz, P., Ponce-Covarrubias, J. (2019). Prevalencia de *Dirofilaria immitis* en caninos domésticos de dos municipios del trópico de Guerrero, México. *Abanico*, 9: 1-11.
<http://dx.doi.org/10.21929/abavet2019.915>
 33. Sánchez-Barragán, B., Mendoza-León, K., López-Hernández, E. (2022). Dirofilariasis en canes y su riesgo potencial de transmisión a los humanos en Tabasco y norte de Chiapas, México, *Salud en Tabasco*. 28: 62-69.
 34. Smith, T. M., Smith, R. L. (2007). Naturaleza de la ecología. En: *Ecología*. Martín-Romo, M. (Ed.) 6a ed. Pearson Education, S. A. Madrid, España. Pp 4-16.
 35. SMN (Servicio Meteorológico Nacional). *Isla Arena*. Consultado el 30 de julio de 2024
<https://smn.conagua.gob.mx/es/climatologia/informacion-climatologica/normales-climatologicas-por-estado?estado=camp>.
 36. Thompson, B. C., Jackson, J. A., Burger, J., Hill, L. A., Kirsch, E. M., Atwood, J. L. (2020). Charrán Menor (*Sternula antillarum*). Least Tern (*Sternula antillarum*), version 1.0. In *Birds of the World*. Poole, A.F., Gill, F.B. (Eds). Cornell Lab of Ornithology, Ithaca, NY, USA. <https://doi.org/10.2173/bow.leater1.01>

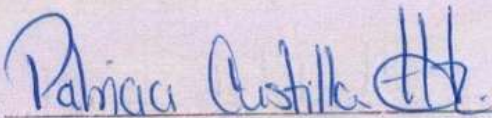
9. VISTO BUENO (Vo. Bo) DE LOS ASESORES

Vo. Bo. 
Asesor externo

Dr. Julio César Canales Delgadillo

SECIHTI - Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM

Cédula profesional 4859149

Vo. Bo. 
Asesora interna

Asesora interna

Dra. Patricia Castilla Hernández

El Hombre y su Ambiente, UAM -Xochimilco

Número económico 30606