



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

FACULTAD DE CIENCIAS

**BIOCONCENTRACIÓN DE PLAGUICIDAS EN PECES DE LA
COSTA DE YUCATÁN Y PELIGROSIDAD EN AVES
PISCÍVORAS.**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

**LICENCIADO EN CIENCIAS DE LA
TIERRA (CIENCIAS AMBIENTALES)**

P R E S E N T A :

Andrés Nohel Arteaga Segovia



**DIRECTOR DE TESIS:
Dra. Cecilia Robles Mendoza
2017**

Ciudad Universitaria, CDMX



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Datos del alumno

Andrés Nohel Arteaga Segovia
Tel. (55) 32706055
nohel2512@ciencias.unam.mx
Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Ciencias
Lic. en Ciencias de la Tierra (Ciencias
Ambientales)
309012508

Datos del jurado**Presidente**

Dra. Silke Cram Heydrich
Universidad Nacional Autónoma de México

Vocal

Dra. Claudia Alejandra Ponce de León Hill
Universidad Nacional Autónoma de México

Secretario

Dra. Cecilia Robles Mendoza
Universidad Nacional Autónoma de México

Suplente

Dr. Jorge Humberto Limón Pacheco
Universidad Nacional Autónoma de México

Suplente

Dr. Roberto Ulises Ruiz Saucedo
Secretaría de Medio Ambiente y Recursos
Naturales

AGRADECIMIENTOS

A mis padres, por apoyarme en todos mis estudios y ser parte importante en este logro.

A mis abuelos, por darme todo el amor que solo los abuelos conocen.

A mi hermana, por recordarme que nunca estaré solo a pesar de nuestras diferencias.

A Andrea (Furbi), Itzayani (Ñaña) y Karol (Tlahuiz), porque sin su apoyo y sus consejos no sé qué sería de mí en estos momentos y por acompañarme desde los inicios de la carrera, a pesar de tomar distintas orientaciones en la ciencia y distintos caminos en la vida. ¡Las quiero amiguis!

A Sofía (Chofas), por ser una amiga incondicional, por apoyarme a pesar de no estar de acuerdo con algunas acciones o decisiones tomadas, porque siempre estará a mi lado dándome todo de ella sin recibir nada a cambio.

A toda mi familia, por preguntarme a cada rato ¿qué era lo que estudiaba? Y siempre responderles con orgullo Ciencias de la Tierra, mencionándoles qué temas se veían ahí. A pesar que dijeran que solo veía rocas o que me la pasaba jugando con lodo, siempre les decía la importancia de las Ciencias de la Tierra.

A mi mamá académica, Dra. Cecilia Robles, por darme la oportunidad de pertenecer a su equipo de trabajo y en mi estancia en Yucatán, apoyarme en todos los aspectos para poder realizar esta tesis.

Al Dr. Omar Arellano y a la Dra. Claudia Rivera, por darme la oportunidad de completar el taller de investigación fuera de la facultad y poder realizar esta tesis en Sisal.

A mis amigos del laboratorio de ecología (Katya, Azamath, Cintia, Fernando, Cesar, Pedrito), por aceptarme como su amigo en Sisal.

A Karla Jiménez y Karem Robles, por su colaboración en la recaudación de información sobre las características de los plaguicidas.

A la banda de la 8va generación de MSZC, a pesar de ser un bicho raro de Ciencias de la Tierra, me adoptaron como si fuera de los suyos.

A la comunidad de Sisal, por aceptarnos en su entorno social y enseñarnos a ser más humildes con tu prójimo.

Investigación realizada gracias al Programa de Apoyo a Proyectos de Investigación e Innovación Tecnológica (PAPIIT) *clave IA202114 “Impactos ecológicos de la actividad agrícola en la costa norte de Yucatán: evaluación de la contaminación por plaguicidas en el eslabón trófico peces-aves”*.

Agradezco a la DGAPA – UNAM por la beca recibida (**Proyectos PAPIIT IA202114 y PAPIME PE201116**).

A Mario Canul, por su ayuda en el laboratorio y su solidaridad ciega, a pesar de que mi formación no sea específicamente en química.

A la Dra. Elsa Noreña, por su asesoría en los análisis químicos, por el apoyo que otorgó al presente proyecto, por compartir su vasto conocimiento y experiencia sobre metodologías para la identificación y cuantificación de plaguicidas.

A la M. en C. Maribel Badillo y al M. en C. Alfredo Gallardo, por su apoyo en la colecta de los peces en las zonas de estudio.

A la M. en C. Korynthia López y a la M. en C. Karla Escalante, por su apoyo en el trabajo de campo.

Al M. en C. Armando Carmona, por su apoyo en la construcción de mapas de la región.

A la UNAM, por dejarme pertenecer a esa gran comunidad y formarme no sólo académicamente, sino personalmente.

ÍNDICE

RESUMEN.....	1
1. INTRODUCCIÓN.....	3
2. MARCO TEÓRICO	6
2.1 Uso de suelo agrícola del Estado de Yucatán.....	6
2.2 Plaguicidas como control químico.....	7
2.2.1 Generalidades de los plaguicidas organoclorados.....	8
2.2.2 Generalidades de los plaguicidas organofosforados.....	10
2.2.3 Marco institucional y jurídico en relación a los plaguicidas en México	12
2.2.4 Evaluación de riesgo ecológico	15
2.3 Descripción de especies.....	16
2.3.1 <i>Gambusia yucatanana</i>	16
2.3.2 <i>Poecilia velifera</i>	17
2.4 Zona de estudio	18
2.4.1 Generalidades del estado de Yucatán, México	18
2.4.2 Generalidades de Ría Celestún.....	20
2.4.3 Generalidades de la Reserva Estatal de Dzilam, Yucatán	21
2.4.4 Generalidades del peten de Homochen, Sisal	22
3. JUSTIFICACIÓN.....	23
4. OBJETIVOS	24
4.1 General.....	24
4.2 Particulares.....	24
5. MATERIALES Y MÉTODOS.....	25
5.1 Sitios de estudio	25
5.2 Método de muestreo.....	27
5.2.1 Manejo de las muestras.....	27
5.3 Preparación de material de cristalería.....	28
5.4 Procedimiento analítico para determinar plaguicidas	29
5.5 Procedimiento para determinar la peligrosidad en alimento de aves piscívoras.	35
5.6 Análisis estadístico	37
6. RESULTADOS	37
6.1 Parámetros físico-químicos	37

6.2	Datos de precipitación 2015 del Estado de Yucatán	38
6.3	Concentraciones de plaguicidas organoclorados y organofosforados en peces	39
6.4	Análisis cuantitativo de promedio de contenido de plaguicidas organoclorados y organofosforados por especie	41
6.5	Análisis cuantitativo de peligrosidad de plaguicidas en alimento de aves	43
7.	DISCUSIÓN.....	44
7.1	Distribución espacial de los plaguicidas.....	44
7.2	Análisis temporal de plaguicidas (condiciones climáticas)	46
7.3	Análisis por especie.....	48
7.4	Análisis por tipo de plaguicida	48
7.5	Análisis de peligrosidad en aves.....	51
8.	CONCLUSIONES	54
9.	RECOMENDACIONES.....	55
10.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	57
	ANEXO I	71

RESUMEN

El aumento de la producción agrícola ha implicado el uso desmedido de plaguicidas. El empleo de estos insumos en la Península de Yucatán ha ido incrementando afectando a las zonas costeras debido a las características hidrogeológicas de la región. En el presente estudio, se cuantificó la bioconcentración de los plaguicidas organoclorados (POC), lindano, endosulfán y metoxicloro; y de los plaguicidas organofosforados (POF), clorpirifos, metil paratión, paratión, malatión y etión, en peces de *Gambusia yucatanana* y *Poecilia velifera*, y se calculó el coeficiente de peligro (CP) para polluelos de aves piscívoras (*Egretta thula*, *Ardea alba* y *Platalea ajaja*) de la costa de Yucatán. Los organismos fueron colectados en tres sitios de la costa de Yucatán (Dzilam de Bravo, Sisal y Celestún) y en dos temporadas del año 2015 (estiaje y lluvias). La extracción se realizó con ultrasonido, se realizó una limpieza con QuEChERS® y extracción en fase sólida empleando una mezcla de disolventes hexano/acetona y cartuchos con florisil. El análisis cualitativo y cuantitativo fue con cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas. El CP se obtuvo relacionando los niveles de plaguicidas detectados en los peces con la LC_{50} 96 h, NOEC para reproducción y HD_5 reportada para aves modelo. Los resultados indican niveles de plaguicidas, incluso de POF, en el tejido de ambas especies de peces. No se registraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre las dos especies, entre los tres sitios de estudio y las dos temporadas del año. El rango de las concentraciones de POC detectadas en las dos especies de peces fue de no detectado (ND) a 399.8 ng/g peso seco y para POF fue de ND a 83.7 ng/g peso seco. Donde sí se registraron diferencias significativas, en ambas especies, fue en el nivel de los plaguicidas, siendo los plaguicidas clorados lindano y endosulfán los que registraron una mayor concentración respecto a los fosforados, metil paratión, paratión y etión ($p < 0.05$), debido posiblemente a una mayor persistencia y lipofobicidad en el caso de los POC. La ausencia de diferencias entre especies y entre los sitios de estudio se atribuye a los hábitos bentopelágicos de las especies y a las características hidrogeológicas de región. El coeficiente de peligrosidad

para aves sugiere que los niveles detectados de plaguicidas en su alimento (peces) no representan un peligro por toxicidad aguda, sin embargo, los valores de HD_5 , sugieren un peligro medio para la mayoría de los plaguicidas cuantificados. La existencia de POC (Lindano, Endoslfan, y metoxicloro) y POF (clorpirifos, metil paratión, maratión, paratión y etión) en el tejido de peces indica su presencia en el ambiente costero del estado de Yucatán, la bioconcentración detectados en los peces puede representar un peligro para aves, aunque moderado y a corto plazo, por la ingesta de peces contaminados con plaguicidas, según las estimaciones con especies de aves modelo. Este trabajo resulta novedoso debido a que no existen estudios previos donde se cuantifique el nivel de POF en peces silvestres y/o nativas de Yucatán, ni la peligrosidad por la transferencia trófica de plaguicidas, sin embargo son necesarios estudios que contribuyan a identificar el peligro a largo plazo en aves piscívoras por ingestión de alimento contaminado con agroquímicos, y a identificar los efectos que puedan causar los plaguicidas en las especies de peces estudiados y en otras que habiten en los cenotes y ciénegas de la Península de Yucatán.

1. INTRODUCCIÓN

El aumento de la producción agrícola es principalmente impulsado por la demanda de la población mundial que ha ido en aumento, de tal forma que, para satisfacer esta creciente necesidad se utilizan técnicas que permiten producir una cantidad mayor de alimento en un área de terreno menor.

El desarrollo consecutivo de tecnologías para mejorar la producción agrícola ha traído consigo un problema ambiental severo, a razón de aumentar las zonas de siembra y promover el uso desmedido de plaguicidas. De acuerdo con el Código Internacional de Conducta Sobre la Distribución y Uso de Plaguicidas de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO por sus siglas en inglés) establece que un plaguicida “es la sustancia o mezcla de ellas, destinada a prevenir, destruir o controlar plagas, incluyendo los vectores de enfermedad humana o animal; las especies no deseadas de plantas o animales que ocasionan un daño duradero u otras que interfieren con la producción, procesamiento, almacenamiento, transporte y comercialización de alimentos; los artículos agrícolas de consumo, la madera y sus productos, el forraje para animales o los productos que pueden administrárseles para el control de insectos, arácnidos u otras plagas corporales” (FAO, 2005).

En México, la aplicación intensiva de los plaguicidas se inició hacia finales de 1946 con la introducción del DDT, y posteriormente otros plaguicidas organoclorados. Después se fueron introduciendo compuestos organofosforados, carbamatos y otro tipo de plaguicidas, todo esto impulsado por la llamada Revolución Verde (Cortinas, 2008).

La agricultura es la actividad que más emplea este tipo de compuestos (Hillocks, 2012), tan solo en 1993 la Organización Mundial de la Salud (OMS) estimó que el 85% de la producción mundial estaba destinada para su uso (OMS, 1993). Estimaciones a futuro realizadas por la FAO muestran que el uso de plaguicidas para la actividad agrícola en los años 2015 y 2030 se ha incrementado e incrementará considerablemente, alcanzando tasas de crecimiento del 4 al 5.4% por año en algunas regiones (FAO, 2002). El volumen que se usa de estas

sustancias en la agricultura no es insignificante, mientras que a nivel mundial en 2009 se ocuparon más de 3 mil millones de toneladas en diferentes tipos de sembradíos (Pimentel, 2009). En México durante el 2007, se utilizaron 113, 823 toneladas (INEGI, 2007) y para el 2013 se reportó un aumento a 116, 484 toneladas (FAO, 2015)

A pesar de que estos compuestos para la agricultura presentan muchas ventajas, el uso desmedido de ellos representa un riesgo inminente, tanto para la población humana como para los ecosistemas en general. Varios plaguicidas son liposolubles, lo que les confiere una afinidad por el tejido graso, lo cual ocasiona bioacumulación y biomagnificación en diferentes niveles tróficos y se ha reportado que alguno de estos compuestos como carbamatos (bermyl), organoclorados (lindano) y organofosforados (metil paratión) tienen efectos carcinogénicos, mutagénicos y teratogénicos (Early, 2004; Arellano y Macías, 2008).

Para la biota, las intoxicaciones agudas con plaguicidas, ocurren tras un periodo corto (algunos días o minutos según el tiempo de vida de los organismos) de exposición por diferentes rutas (contacto dérmico, inhalación, ingestión y gestación) (Figura 1), y representan un problema serio en cuanto a mortalidad y morbilidad, principalmente por ser sustancias químicas altamente tóxicas, con un mecanismo de acción específico por interferir con un componente del sistema biológico en particular de los organismos (por ejemplo: sistema nervioso, fotosíntesis) o inespecífico. Además carecen de una selectividad y no solo afecta a la población para la que fue creado (organismos blanco), sino también se ven afectados otros organismos, incluyendo al humano (Bustamante, 2007). Los países en desarrollo, como México, son los más vulnerables debido a la falta de medidas estrictas para el uso de plaguicidas, a limitaciones respecto al marco legal, y carencia de normas que establezcan límites permisibles en diferentes ecosistemas y en diferentes matrices ambientales, así como la falta de conocimiento de las sustancias empleadas, entre otras.

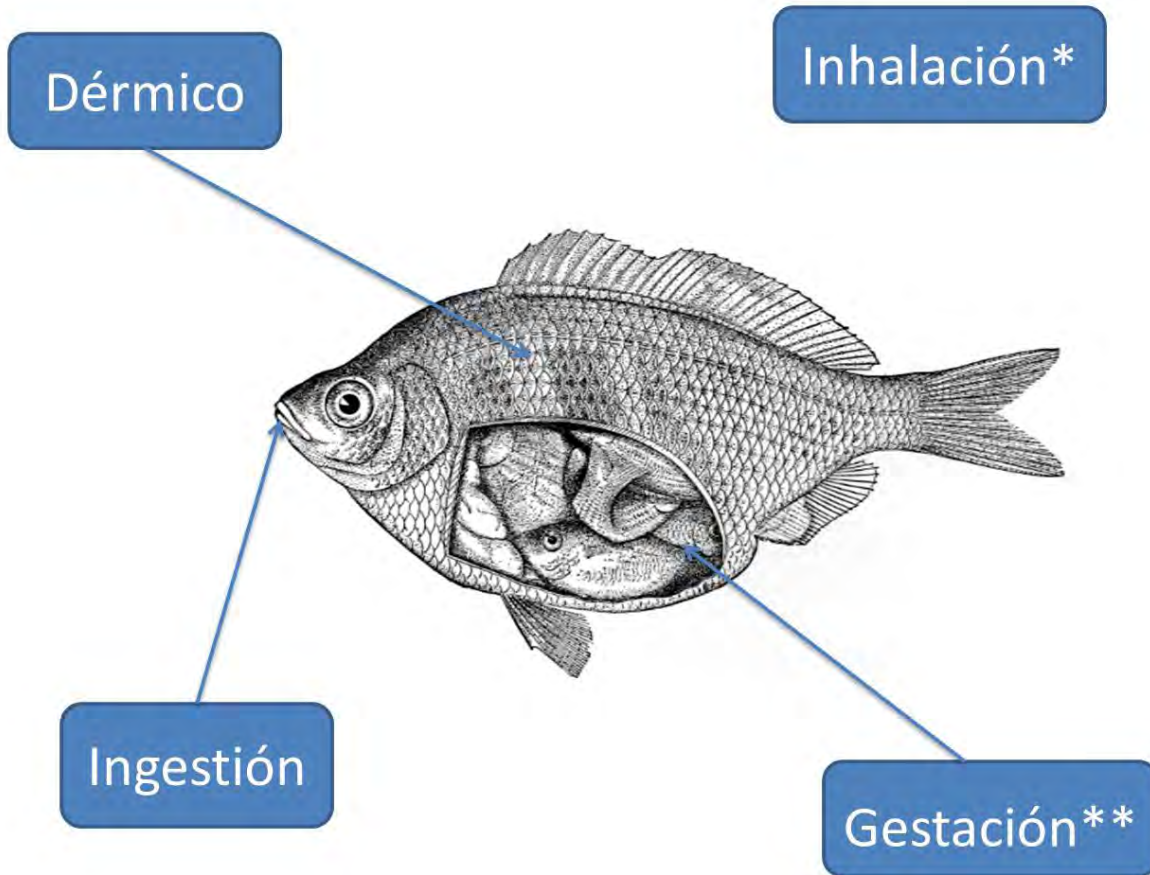


Figura 1. Rutas de exposición de los plaguicidas. *Ruta de exposición específica para la biota que respire directamente el aire atmosférico. ** Ruta de exposición específica para organismos vivíparos y ovovivíparos.

La naturaleza química de estos compuestos es otro factor al cual se le debe poner atención, sus características físicas y químicas hacen que algunos sean difíciles de degradar en el ambiente, persistiendo lo suficiente para impactar en los ciclos biogeoquímicos, además que permitir que se transporten fácilmente en el ambiente contaminando aire, suelo y cuerpos de agua superficiales y subterráneos (Cobos *et al.*, 2014) incluso distantes de la zona de aplicación. La expansión de estos compuestos en las diferentes matrices ambientales favorece el contacto con los organismos afectando, la salud de varias especies, incluido el humano. Lo antes mencionado, hace referencia a las causas principales por las cuales desde los años setenta, la preocupación mundial sobre estas sustancias ha ido

incrementando. Estudios y medidas más severas sobre su uso se han ido implementando para disminuir los efectos a los ecosistemas y la salud humana.

De acuerdo a lo anterior, estudios que detecten y cuantifiquen la exposición a plaguicidas de la biota de México, incluso en organismos que habitan en ambientes relativamente alejadas de las zonas de emisión, y cuantificar la peligrosidad, son necesarios.

2. MARCO TEÓRICO

2.1 Uso de suelo agrícola y pecuario del Estado de Yucatán

En el estado de Yucatán predominan los suelos pedregosos y de poca profundidad, por lo que el proceso de intensificación y aumento de la producción de alimentos agrícolas ha sido relativamente lento. Sin embargo, en los últimos años se ha producido un incremento considerable de la producción de alimentos de calidad para satisfacer las exigencias de los mercados extranjeros y de la zona turística de Quintana Roo. Para mantener una producción constante, cada vez se ocupa más el control químico (p. ej., plaguicidas) en invernaderos y unidades especializadas de producción agrícola localizados cerca de los centros urbanos de Mérida, Tekax, Valladolid y Tizimín (Easmont y García de Fuentes, 2010).

En el año 2007 el INEGI reportó que la superficie sembrada de Yucatán había aumentado de 604,951 ha en 1970 a 640,086 ha en 2006, alcanzando el 18% del territorio estatal. En términos de superficie, los cambios más importantes en las últimas décadas son el declive del henequén, y el aumento constante de los pastizales mejorados para ganado, que en el año 2000 la superficie cosechada ocupaba 494,108 ha, para el 2006 ya eran 558,988 ha (SAGARPA, 2007) y para el 2009 aumentó a 569,768 ha, teniendo una producción de 2005 a 2009 de 6, 075,856 toneladas de pastos (SAGARPA, 2011).

Para el año 2014, la superficie sembrada incrementó a 756,275 ha, de los cuales 77% representa los pastos, 17% al maíz, 2.3% a los cítricos (naranja y limón), 0.3% a la soya y el 3.4% restante otros 64 cultivos (p. ej. pepino, calabacita, chile verde, aguacate, sandía) (SAGARPA, 2015)

Respecto al número de unidades de producción, Tizimín es el municipio que tiene mayor número en la entidad, con un total de 6 210 (6.9%), le siguen Valladolid con 3 999 (4.5%), Chemax 3 834 (4.3%), Tekax 3 472 (3.9%) y Yaxcabá con 3 003 (3.4%). En contraparte, los municipios que menos tienen son Celestún con 143, Mochochá con 125, Ucú con 88, Yaxkukul con 78 y Telchac Puerto con 32 unidades (INEGI, 2007). Una unidad de producción es considerado como un conjunto de terrenos con o sin actividad agropecuaria o forestal en el área rural o con actividad agropecuaria en el área urbana, ubicados en un mismo municipio (SAGARPA, 2007).

2.2 Plaguicidas como control químico

Los plaguicidas se clasifican de acuerdo a su familia química, su toxicidad (Valdez *et al.*, 2000; Walker y Tyler 2009), su objeto de control, por su vida media y por sus efectos a la salud (Botello *et al.*, 2005) Tabla 1.

Tabla 1. Clasificación de plaguicidas

Criterio	Clasificación
Familia química	Organoclorados, organofosforados, carbamatos, tiocarbamatos, piretroides, bipiridilos, fenoxiacetílicos, cloronitrofenólicos, triazinas.
Toxicidad	Extremadamente peligrosos, altamente peligrosos, moderadamente peligrosos, ligeramente peligrosos
Objeto de control	Herbicida, insecticida, acaricida, fungicida, rodenticida, defoliante
Vida media	No persiste, moderadamente persistente, persistente, permanente
Efecto a la salud	Neurotóxico, nefrotóxico, mutagénico, teratogénico, carcinógeno.

Elaboración propia, datos tomados de Valdez *et al.* (2000), Walker y Tyler (2009) y Botello *et al.* (2005).

En este trabajo nos referiremos a los plaguicidas por su estructura química, y entre los más relevantes se encuentran los organoclorados, reconocidos por su alta persistencia en el ambiente; y organofosforados, usados actualmente como una alternativa a los persistentes pero de igual manera con toxicidad alta (Alvarado *et al.*, 1994; Cobos *et al.*, 2006; Pérez *et al.*, 2012).

Las principales actividades en la Estado de Yucatán que ocupan plaguicidas como control químico son la agrícola donde los municipios con mayor productividad son Tekax y Tizimín y la pecuaria concentrada en los municipios de Sotuta y Abalá (SAGARPA, 2015) (Figura 2).

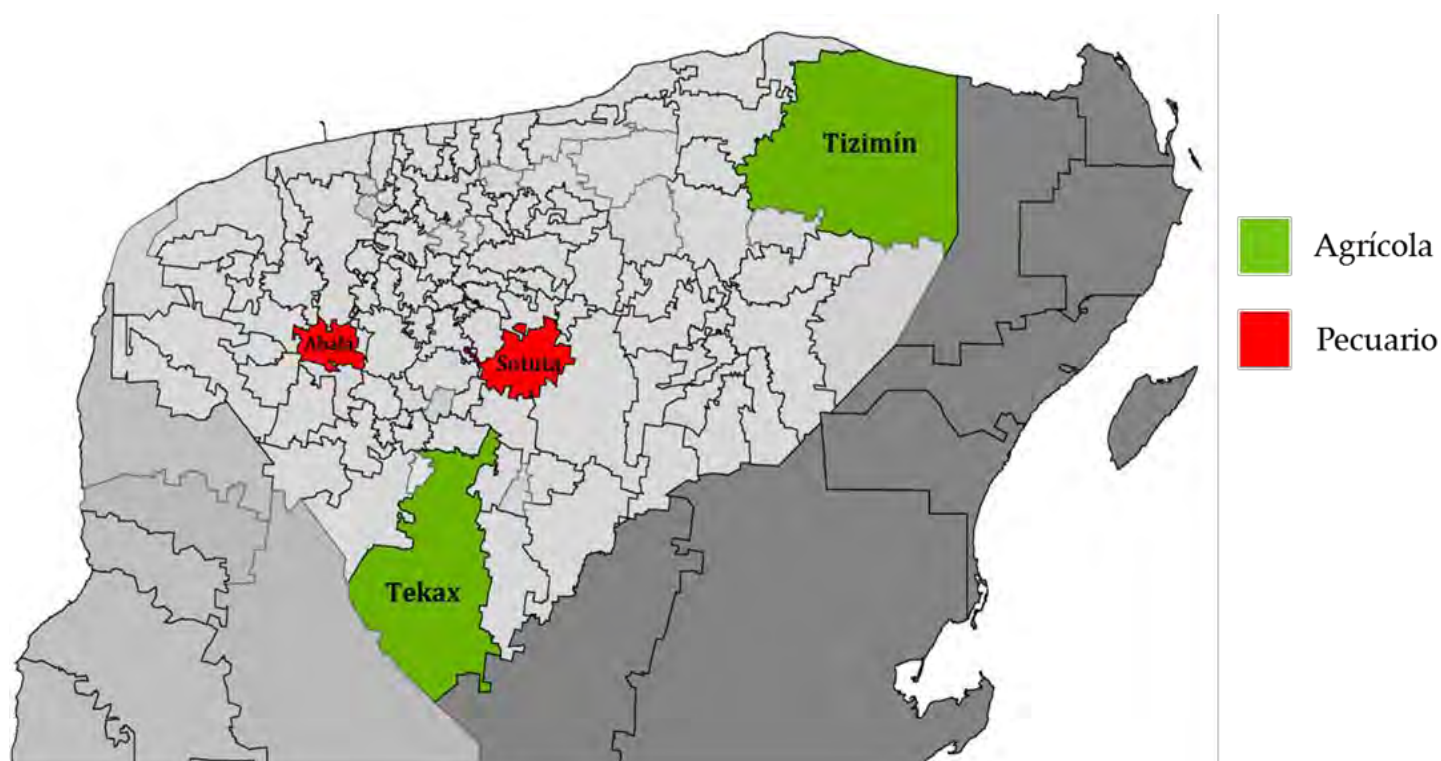


Figura 2. Principales municipios productores agrícola y pecuario del Estado de Yucatán

2.2.1 Generalidades de los plaguicidas organoclorados

Dentro de las propiedades más importantes de estos compuestos se encuentra su estructura, está conformada por uno o más anillos y una cantidad relativamente grande de átomos de cloro esta estructura les confiere una alta estabilidad química y física, teniendo así bajo potencial para volatilizarse (presión de vapor

$<1.0 \times 10^{-8}$), afinidad por los compuestos grasos ($Kow <3.5$) (Tabla 16, Anexo I), bioacumulables, por lo tanto se transfieren fácilmente entre las redes tróficas y se biomagnifican y, resistentes a los procesos de degradación y estables por periodos prolongados después de ser vertidos en el ambiente (Berkowitz *et al.*, 2008). Son compuestos que tienen alta toxicidad crónica, su blanco principal al entrar en los seres vivos es el sistema nervioso central donde interfieren con el flujo de cationes de los axones de las neuronas, alterando así la transmisión del impulso nervioso (Nesheim *et al.*, 2005). El mecanismo de acción de la mayoría de los compuestos organoclorados, incluyendo los evaluados en este trabajo, es bloquear a los receptores GABA (ácido gamma amino butírico), considerado un neurotransmisor inhibitorio del sistema nervioso central (SNC) (Balla *et al.*, 2009), interfiriendo en los canales de iones y suprimiendo la permeabilidad de ion cloro (Perry *et al.*, 1998; Ware, 2000). En el ser humano y la biota en general, se ha observado que causa convulsiones, trastornos en la percepción, coordinación y función mental. También tienen potencial carcinogénico, además de ser disruptores del sistema endócrino (Basher *et al.*, 2002). En la Tabla 2 Los plaguicidas evaluados en esta tesis se clasifican de acuerdo a su toxicidad y efectos a la salud.

Tabla 2. Clasificación de plaguicidas organoclorados evaluados en este trabajo

Plaguicida	Toxicidad	Efectos a la salud
Lindano	Altamente peligroso	Disruptor endócrino, neurotóxico, posiblemente carcinogénico
Endosulfán	Altamente peligroso	Disruptor endócrino y carcinogénico
Metoxicloro	Moderadamente peligroso	Disruptor endócrino y neurotóxico

Elaboración propia, datos de toxicidad tomados de fichas internacionales de seguridad química de cada compuesto y efectos a la salud de Cengiz *et al.* (2001), Basher *et al.* (2002), Cengiz y Unlü (2002)

Estudios en peces del género *Gambusia*, como la especie *Gambusia affinis* expuesta a concentraciones agudas de endosulfán y Thiodan® (33.7% de endosulfán), registraron, diferentes patologías tisulares en branquias (edemas,

hemorragias en la primera membrana, aneurismas en la segunda membrana, desprendimiento del epitelio respiratorio e hipertrofia de la célula epitelial (Cengiz y Unlü, 2002), en intestinos (edemas, degeneraciones, desintegración de vellosidades, cariopícnosis y necrosis) e hígado (degeneración, hipertrofia, hemorragia, vacuolización de las células citoplasmáticas, infiltración de linfocitos mononucleares y congestión) (Cengiz *et al.*, 2001). Cabe mencionar que estas alteraciones son dependientes del tiempo y las concentraciones de exposición.

2.2.2 Generalidades de los plaguicidas organofosforados

De acuerdo a Maroni *et al.* (2000) los principales grupos orgánicos de estos compuestos son ésteres, amidas o tioles derivados de los ácidos fosfórico, fosfónico y fosforico (Tabla 18, Anexo I). En comparación con los plaguicidas organoclorados, los plaguicidas organofosforados se descomponen con mayor facilidad y se degradan por oxidación e hidrólisis (Ramírez y Lacasaña, 2001), dando origen a metabolitos solubles en agua, con una persistencia menor y poco acumulables. Son particularmente tóxicos en organismos en los que sus estadios o sus ciclos de vida son muy cortos como son el zooplancton, larvas de insectos y poblaciones de peces. Los efectos de estos compuestos pueden ser letales o subletales, o bien alterar ciertos procesos biológicos en los organismos.

Los plaguicidas organofosforados, la mayoría de ellos con efecto insecticida, tienen una toxicidad aguda alta y la mayoría de ellos son lipofílicos, lo cual les permite penetrar en las partes expuestas de los insectos, aumentando su efectividad sobre ellos (Jokanovic, 2001). Su mecanismo de acción tóxica es la inhibición de la enzima acetilcolinesterasa, la cual es responsable de la degradación de la acetilcolina, neurotransmisor importante de los impulsos nerviosos en el cerebro, músculo esquelético, y en otras partes del cuerpo (Maroni *et al.*, 2000). Otro efecto de estos compuestos es la polineuropatía retardada inducida por organofosforados (OPIDN, por sus siglas en inglés) (Jokanovic, 2001). Este padecimiento neurotóxico se presenta un par de semanas después de la exposición y ocurre por la inhibición progresiva de la enzima NTE (Neuropathy Target Esterase) en el sistema nervioso (Costa, 2006; Richardson *et al.*, 2013). En

la Tabla 3 Los plaguicidas evaluados en esta tesis se clasifican de acuerdo a su toxicidad y efectos a la salud.

Tabla 3. Clasificación de plaguicidas organofosforados evaluados en este trabajo

Plaguicida	Toxicidad	Efectos a la salud
Clorpirifos	Moderadamente peligroso	Neurotóxico
Metil paratión	Altamente peligroso	Neurotóxico y posiblemente teratogénico y mutagénico
Malatión	Ligeramente peligroso	Neurotóxico
Paratión	Ligeramente peligroso	Neurotóxico
Etión	Ligeramente peligroso	Efectos no identificados

Elaboración propia, datos de toxicidad tomados de fichas internacionales de seguridad química de cada compuesto y efectos a la salud de Venkateswara *et al.* (2005), Rendón *et al.* (2005), Arellano y Macías (2008), Alnakeeb (2009).

Estudios con plaguicidas organofosforados (clorpirifos, malatión, diazinón) en peces del género *Gambusia* han demostrado alteraciones en el comportamiento locomotor (distancia recorrida y velocidad de nado); disminución del 40 al 55% de la actividad de la enzima acetilcolinesterasa en el cerebro y músculos; mayor biocumulación del plaguicida en las vísceras (Venkateswara *et al.*, 2005; Rendón *et al.*, 2005); inhibición de enzimas antioxidantes en las vísceras (calastasa, glutatión, superóxido dimutasa y acetilcolinesterasa) (Kavitha y Rao, 2008); efectos histopatológicos en las branquias (necrosis, descamación del epitelio, edemas intraepiteliales, hemorragias, hipertrofia e hiperplasia de las células epiteliales) (Cengiz y Unlü 2003). En peces del género *Poecilia* se han reportado efectos en el comportamiento previo al apareamiento, disminución en la cantidad de descendencia y en su supervivencia (De Silva y Samayawardhena, 2005); fluctuaciones en el sistema de defensas antioxidantes; disminución de la acetilcolinesterasa (Sharbidre *et al.*, 2011); hinchamiento de las células hepáticas, necrosis, arterioesclerosis, hialinización, cirrosis, hipertrofia e hiperplasia de las células epiteliales de las branquias (Alnakeeb, 2009).

Por su baja persistencia en el ambiente, han sido el reemplazo de los plaguicidas organoclorados desde hace varias décadas. En México como en otros países son utilizados ampliamente y se reporta que constituyen más de la tercera parte de los plaguicidas en el mercado (González, 2003).

2.2.3 Marco institucional y jurídico en relación a los plaguicidas en México

En México, el marco legal sobre los plaguicidas se ha integrado con lentitud. Desde finales del siglo XIX que se introdujo esta tecnología destinada a la agricultura con la producción del primer insecticida inorgánico (arseniato de cobre), pasando en 1959 por la producción de plaguicidas organoclorados (como el Dicloro Difenil Tricloroetano O DDT y el Hexacloro Benceno (HCB) y tiocarbamatos, además de la importación de 165 plaguicidas provenientes de otros países (González, 2003). Posteriormente, para la década de los setenta se inició la producción de algunos compuestos organofosforados: etil paratión, metil paratión y malatión.

En 1987 se publicó el Decreto de Creación de la Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas, Fertilizantes y Sustancias Tóxicas (CICOPLAFEST), en la que toman parte las Secretarías de Salud (a través de la Comisión Federal de Protección Contra Riesgos Sanitarios; COFEPRIS), del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA) y de Economía. Este organismo, desde entonces reúne un listado de las sustancias que se utilizan (o se utilizaron) en México.

El último catálogo disponible al público en 2004, registra alrededor de 400 compuestos, en la Tabla 4 se mencionan los plaguicidas prohibidos o restringidos oficialmente en México (CICLOPAFEST, 2004).

Tabla 4. Plaguicidas prohibidos o restringidos en México

Prohibidos	Restringidos
Acetato o propionato de fenil mercurio	Aldicarb
Ácido 2,4,5-T	Dicofol
Cianofos	Forato
DBCP	Lindano
Dieldrín	Metoxicloro
Dinoseb	Mevinfos
Endín	Paraquat
Erbón	Pentaclorofenol
Formotión	Quintozeno
Fluoracetato de sodio	DDT.
Fumisel	
Kepone	
Mirex	
Monuró	
Nitrofén	
Sharadán	
Triamifos	

Tomada de CICLOPAFEST (2004).

Las Normas Oficiales Mexicanas (NOM) que tratan de regular varios aspectos sobre los plaguicidas como el proceso de obtención, elaboración, fabricación, envasado, etiquetado, almacenamiento, transporte, comercialización, uso y aplicación de plaguicidas son escasas. Existen dos instrumentos jurídicos que establecen límites permisibles en agua para algunos plaguicidas como la NOM-127-SSA-1994 “Agua para uso y consumo humano. Límites permisibles de la calidad y tratamientos a que debe someterse el agua para su potabilización” (DOF, 1996) y la Ley Federal de Derechos en Materia de Aguas (LFD) (CONAGUA, 2015) Sin embargo, en la NOM solo se incluyen algunos límites permisibles para POC dirigidos a salud humana y en la ley solo se mencionan tres de los compuestos de interés (lindano, endosulfán y paratión), los valores estipulados

son límites máximos permisibles en agua para la protección de la vida acuática en agua dulce (incluyendo humedales) y zonas costeras (estuarios). En la Tabla 5 se muestran los plaguicidas de interés para este trabajo y los límites permisibles a los cuales hacen referencia la NOM y la LFD.

Tabla 5. Límites máximos permisibles de plaguicidas de interés

Compuesto	NOM		LFD
	Agua potable (µg/L)	Agua dulce (µg/L)	Agua salada (µg/L)
Lindano	2.00	0.002	0.0002
Metoxicloro	20.00	-	-
Endosulfán	-	0.002	0.00003
Paratión	-	0.0001	0.0001

Elaboración propia, datos tomados de NOM (Norma Oficial Mexicana) (DOF, 1996) y LFD (Ley Federal de Derechos) (CONAGUA, 2015).

Las normas o leyes que establezcan límites máximos permisibles de estas sustancias en suelo, sedimentos y biota son escasas. Este tipo de instrumentos jurídicos contribuirían a garantizar condiciones adecuadas para las especies mexicanas. Sin embargo, es necesario conocer qué tipo de plaguicidas son los de uso común en nuestro país, monitorear los niveles de plaguicidas en distintas matrices ambientales y en organismos silvestres para poder identificar los compuestos que puedan tener mayor incidencia o disponibilidad para la biota y en general sobre los recursos naturales.

El conocimiento sobre el uso de los plaguicidas, la concentración en matrices ambientales, la biodisponibilidad y los efectos sobre la biota no blanco (por ejemplo la silvestre) constituyen la base para la construcción de evaluaciones de riesgo ecológico que ayuden a la toma de decisiones sobre la regulación del uso y emisión de estos contaminantes ambientales.

La evaluación de riesgo ecológico (ERE) es un proceso para coleccionar, organizar y analizar información para estimar la probabilidad de efectos no deseables en organismos, poblaciones o ecosistemas.

2.2.4 Evaluación de riesgo ecológico

La evaluación de riesgo ecológico consisten en un proceso metodológico que identifica y cuantifica el riesgo por la presencia de compuestos químicos, esto a través de la cuantificación de la relación dosis-respuesta (concentración – efecto) en los organismos pertenecientes a las poblaciones expuestas a esos contaminantes (van-Leeuwen y Vermeire, 2007). Este proceso nos sirve como base para una mejor toma de decisiones.

Existen diferentes tipos de evaluaciones de riesgo ecológico varían según la cantidad y calidad de datos: evaluaciones preliminares (*screening assessments*), moderadas y exhaustivas. En este trabajo hablaremos de las evaluaciones preliminares que en primer plano sirven para conocer las limitantes de evaluaciones posteriores realizando un proceso de eliminación por ejemplo qué tan viable es la toma de muestra, descartar sitios de muestreo, entre otras limitantes que pueden ser claves para estudios posteriores. En segundo plano para identificar situaciones de “emergencia” por ejemplo qué exposiciones de un contaminante son los causantes de efectos ecológicos graves o que, en un futuro cercano, sean fuentes potenciales de contaminación. Y por último, este tipo de evaluaciones sirven para identificar huecos de datos, por ejemplo alguna clase de químico que no se haya evaluado y que es de importancia a pesar que las concentraciones sean muy bajas y no causen algún efecto observable en un rango de tiempo corto (Suter II *et al.*, 2000)

En las evaluaciones preliminares se calculan los cocientes de peligrosidad para la caracterización del riesgo, donde la razón mayor a 1, significa que existe peligrosidad. Esta línea de evidencia usa concentraciones de sustancias individuales en una matriz ambiental (medida directamente u obtenida por modelación) y las concentraciones de efecto (ejemplo dosis letal media [LD₅₀], concentraciones de efecto no observable [NOEC]). Es recomendable que estos

cocientes sean utilizados para especies sensibles o especies de la región. Este cálculo puede ser más conservador utilizando un factor de incertidumbre (CWQG, 1999). Con el uso de dicho factor se toma en cuenta la incertidumbre no cuantificada en los cálculos o en las medidas de efecto y exposición. Si existe una carencia de pruebas de toxicidad o medidas de exposición, los coeficientes de peligrosidad no son muy robustos y son necesarios los factores de incertidumbre pero es necesaria la evaluación del rango de variación de los datos disponibles en términos de exposición y susceptibilidad (Stephenson y Solomon, 2013).

2.3 Descripción de especies

En las Tablas 6 y 7 se mencionan algunas características de las especies *Gambusia yucatana* y *Poecilia velifera* (Gallardo *et al.*, 2014; STRI, 2015) y en las Figuras 3 y 4 son mostradas las especies de estudio.

2.3.1 *Gambusia yucatana*



Figura 3. Gambusia yucatana.

Fuente: UMDI, Sisal, 2015

Tabla 6. Descripción breve de cara características de *Gambusia yucatanana*

Distribución	Centroamérica; desde el sur de México hasta Guatemala y Belice
Hábitat	Bentopelágico. Se localiza en aguas tranquilas y someras en cenotes, humedales, estanques y playas asociadas a pastos marinos
Talla máxima	55 mm de longitud
Reproducción	Vivípara
Dieta	Detritus, insectos
Estatus	No amenazada

Elaboración propia, datos tomados de Gallardo *et al.*, 2014 y STRI, 2015.

2.3.2 *Poecilia velifera*



Figura 4. Poecilia velifera
Fuente: UMDI, Sisal, 2015

Tabla 7. Descripción breve de características de *Poecilia velifera*

Distribución	Península de Yucatán. Desde la Laguna de Términos, Campeche, hasta Tulum, Quintana Roo.
Hábitat	Bentopelágico. Habita en manglares, cenotes, lagunas, estuarios, arroyos mareales y estanques de agua dulce cercanos a la costa.
Talla máxima	150 mm de longitud.
Reproducción	Vivípara
Dieta	Detritus, insectos, crustáceos (camarones, cangrejos) y gusanos bentónicos.
Estatus	Se encuentra en la NOM 059 con la categoría de amenazada.

Elaboración propia, datos tomados de Gallardo *et al.*, 2014 y STRI, 2015.

2.4 Zona de estudio

2.4.1 Generalidades del estado de Yucatán, México

Localización

El estado de Yucatán está ubicado en el extremo este del país y ocupa la porción centro-norte de la Península de Yucatán. Sus límites están entre los paralelos 19° 31' 46" y 21° 37' 21" de latitud norte y meridianos 87° 22' 08" y 90° 24' 22" de longitud oeste del meridiano de Greenwich tiene una extensión aproximada de 43 577 km² que lo ubica en el vigésimo lugar nacional. Esta área representa 2.02% de la República Mexicana y 27.88% del territorio peninsular (INEGI, 2016).

Clima

El clima es cálido subhúmedo, seco y semiseco, principalmente, con una temperatura media anual de 26 °C y una precipitación anual promedio de 1,100 mm (INEGI, 2016). Se pueden encontrar tres estaciones climáticas en la región. La primera estación se define como época de secas (marzo-mayo), la segunda señala la época de lluvias (noviembre-febrero) y se observan ocasionalmente huracanes y nortes (agosto y septiembre) (Herrera, 2006).

Geología

La Península de Yucatán está formada por una plataforma caliza emergente de morfología kárstica, lo que permite la formación de una amplia red de corrientes subterráneas por donde el agua fluye a través de cavernas. El flujo de agua subterránea ocurre por medio de conductos de disolución o bien de manera difusa (Perry *et al.*, 2003).

Hidrología

A pesar de que no existan ríos superficiales en toda la península (Aranda *et al.*, 2006), el origen kárstico de la Península de Yucatán permite que exista aporte de aguas continentales a zonas costeras debido a las escorrentías (Aranda *et al.*, 2006; Herrera, 2006 y Enríquez *et al.*, 2010). La existencia de ojos de agua (springholes en inglés) ha demostrado que existe una descarga de aguas continentales hacia la zona costera, es decir la mayoría de los flujos de agua subterráneos en la península de Yucatán van en dirección a la costa (Carruthers *et al.*, 2005; Aranda *et al.*, 2006; Herrera, 2006).

Otra característica que determina los flujos de agua parcia o total, es la presencia de límites hidrogeológicos como el “Anillo de cenotes” (Marín *et al.*, 1987), el cual es una banda de 5–20 km de amplitud que se extiende en un semicírculo de aproximadamente 80–90 km de radio centrado en la ciudad de Mérida (Marín y Perry, 1994). Se ha reportado que en dirección hacia el “Anillo de cenotes” ocurre una disminución en el nivel de agua subterránea (Perry y Velázquez, 1993).

Demografía y uso de suelo

La población total es de 1, 955, 577 personas. El 84% se encuentra en áreas urbanas (INEGI, 2015). Respecto a las actividades socioeconómicas de la región se distingue la actividad terciaria, principalmente el turismo, aportando el 71.05% del producto interno bruto (PIB) estatal, seguida por la actividad secundaria (industria manufacturera, construcción, electricidad, extracción de agua y minería) contribuyendo con 24.71% y por último la actividad primaria (agricultura, ganadería, aprovechamiento forestal, pesca y caza) presentando el 4.24% (INEGI, 2015).

2.4.2 Generalidades de Ría Celestún

Localización

La Ría de Celestún está localizada en el noroeste de la Península de Yucatán (20° 98' 22.26" N y 90°44' 08") y es parte de la Reserva de la Biosfera de Celestún. Encontrada en el municipio de Celestún al noroeste del estado de Yucatán (Vázquez *et al.*, 2009).

Clima

El clima en la región es cálido semiseco con lluvias en verano y escasas el resto del año Bs₁ (h') w" (x') i (DOF, 2000). La temperatura promedio anual es de 26.5 °C. La precipitación promedio anual es de 767 mm y la tasa de evaporación anual promedio es de 1 400 mm. Durante el año se presentan tres temporadas climáticas: seca, lluvias y nortes (CONAGUA, 2006).

Hidrología

La naturaleza kárstica del sitio permite la entrada de agua dulce al sistema de aguas subterráneas que varía de acuerdo al régimen de lluvias (Herrera *et al.*, 1999). Por lo menos treinta salidas diferentes de agua dulce existen a través de la laguna costera de Celestún, concentrándose mayormente en medio y al norte de dicha laguna. Muchos de los puntos de descarga son muy pequeños y difíciles de encontrar, y algunos son estacionales lo que los hace difíciles de mapear (Megan *et al.*, 2007).

Uso de suelo

Entre las actividades económicas realizadas en la Ría y en el municipio de Celestún se encuentran la pesca, el turismo, ganadería, agricultura y producción de sal (mencionadas según su valor de importancia en la región).

El crecimiento urbano se ha dado sobre la duna costera. Entre las actividades agropecuarias destaca el cultivo permanente de cocotero en la duna costera, el establecimiento de ranchos ganaderos y la cría de aves de corral y cerdos a nivel doméstico. Se realizan actividades forestales y extractivas para la construcción de

casas. En la pesca trabajan 60% de los inmigrantes de Celestún, quienes producen hasta 40 toneladas por día. Una actividad derivada es la industria de harina de pescado, importante porque se desarrolla de manera permanente (INE, 2015).

Existe un desarrollo muy elemental de actividades ecoturísticas dentro del estuario, cuyo principal atractivo es la avifauna. Al oriente de la reserva se cultiva la milpa, aunque se está extendiendo el cultivo extensivo de cítricos; de igual forma se está desarrollando la ganadería extensiva de bovinos. Fuera de los límites de la reserva también se extrae agua para dotar al poblado de Celestún, madera para la construcción de palapas y hojas de guano para construir techos. Se realiza la captura de aves ornamentales y la cacería de subsistencia (SEMARNAT, 2000).

2.4.3 Generalidades de la Reserva Estatal de Dzilam, Yucatán

Localización

La Reserva Estatal de Dzilam está ubicada al norte del Estado de Yucatán y abarca parte de los municipios de Dzilam de Bravo y de San Felipe, se encuentra a 21° 57' 70.55" N y 88° 93' 21.47" O.

Clima

El clima que se presenta en la zona de la Reserva Estatal de Dzilam es cálido-seco Bs₁ (h') w'' (x') i, intermedio entre los de tipo árido y húmedo, caracterizado por escasas lluvias y altas temperaturas (SE, 2006). La temperatura promedio anual para la zona es de 25.5 °C, la precipitación promedio anual de 970 mm y la evaporación de 1800 mm (CONAGUA, 2006). Durante el año se presentan tres temporadas climáticas: seca, lluvias y nortes.

Uso de suelo

Los usos actuales del suelo están relacionados con las actividades económicas que se realizan como: la agricultura, la ganadería y la pesca, siendo esta última la de mayor importancia en la región (SE, 2006).

De los dos municipios que comprende la reserva, San Felipe es el que presenta mayor número de unidades de producción; así mismo tiene la mayor superficie dedicada a actividades agropecuarias (31,646 ha), cuenta además con el 0.18% de las unidades de producción rural en el estado de Yucatán, mientras que el municipio de Dzilam de Bravo sólo posee el 0.11% de las mismas en el estado y una superficie con actividad agropecuaria de 28,852 ha (SE, 2006).

2.4.4 Generalidades del peten de Homochen, Sisal

Localización

Se ubica a un costado de la porción Oeste de la Reserva Estatal Ciénegas y Manglares de la Costa Norte de Yucatán (RECMCNY) comprendida por Ciénega, manglares, petenes, seibadales y pastizales inundables ubicados entre las localidades de Sisal y Chuburná, al Norte del Estado de Yucatán. Es un pequeño islote localizado en las coordenadas 21° 11' 54.1" N, 89° 56' 49.1" O. Tiene un área aproximada de 300 m², inmersa en una franja costera de ciénegas (De Dios, 2014).

Clima

El clima que presenta Sisal, Hunucmá es cálido-seco Bs₁ (h') w'' (x') i, intermedio entre los de tipo árido y húmedo, caracterizado por escasas lluvias y altas temperaturas. Presenta una precipitación promedio anual de 600 mm y un promedio de 24 a 26 °C.

Hidrología

La zona inundable es alimentada por lluvias, escurrimientos superficiales, descarga de agua y mareas; la mayor inundación presenta una elevación promedio de 0.42 msnm y desciende hasta 0.17 msnm en épocas de lluvias, mientras que en temporada seca baja hasta 0.12 msnm. Existen cuerpos de agua con vegetación, formadas por la selva baja inundable, petenes y manglares que forman extensas cuencas palustres con entrada de agua salada mínima e inundación temporal; y cuerpos de agua sin vegetación, presentes por lo general en depresiones someras cercanas a la costa asociadas con esteros o áreas con

una capacidad de drenaje muy baja (ciénega baja y aguadas) y en depresiones profundas asociadas con el cinturón de cenotes, la inundación de estos cuerpos es perenne (SE, 2006).

Uso del suelo

En los pasados diez años hasta el presente, la Reserva Estatal El Palmar ha sido usada para dos actividades principales, la pesca ribereña y la cacería de patos. En la actualidad, el uso del suelo para construcción en la ciénega (terrenos federales) ha aumentado, se puede observar a la comunidad de Sisal en un crecimiento constante, demandando mayor cantidad de tierra y de esta manera la creación de nuevos asentamientos dentro de la Reserva. Las características edáficas (alta salinidad, textura del suelo, permeabilidad, etc.) de la Reserva Estatal El Palmar no son favorables para el desarrollo de actividades agrícolas y sólo existen pequeñas zonas donde se pueden cultivar árboles frutales, especias y otras especies arbóreas (De Dios, 2014).

3. JUSTIFICACIÓN

En la península de Yucatán, las actividades económicas primarias (agricultura y ganadería) han ido en aumento debido a la alta demanda alimenticia por la afluencia intensiva del turismo y el crecimiento poblacional desmedido. Debido a las características edáficas de la región, se ha propiciado el uso de nuevas tecnologías para aumentar las zonas de siembra, y el uso de algunos factores de producción como las semillas mejoradas, fertilizantes y plaguicidas. Las características hidrogeológicas le confieren, una susceptibilidad importante, tanto para el manto acuífero como para las zonas costeras

En todo México y en particular en la península de Yucatán, son escasos los estudios que se realizan con el objetivo de evaluar los impactos de la actividad primaria (agricultura, ganadería y pesquera). Específicamente para los plaguicidas, los estudios donde se cuantifique la concentración o acumulación (Gold, 2004; Rendón *et al.* 2006; Carvahlo *et al.*, 2009) de los plaguicidas en fauna silvestre es escasa y más aún aquellos que identifique y cuantifique sus efectos en

biota nativa (Rosas *et al.*, 2004; Venkateswara *et al.*, 2005; Kavitha y Rao, 2008). Si bien es importante identificar el tipo de plaguicidas a los cuales se están exponiendo los organismos, y a cuales concentraciones, también es relevante determinar la relación entre los niveles de exposición y la magnitud de los efectos (INE, 2000). Esta última información es indispensable para estimar las concentraciones que no producen efectos adversos observables y con estas concentraciones de referencia fundamentar si el ambiente y los organismos silvestres están en peligro y establecer márgenes de seguridad de las sustancias tóxicas, como por ejemplo límites máximos permisibles en distintas matrices ambientales. Además, ésta información servirá de base para el planteamiento de estudios futuros que contemplen la evaluación de la magnitud de los efectos de los plaguicidas en las poblaciones de esas especies en diferentes escenarios de nuestro país.

Es por eso que el estudio y monitoreo de estos compuestos nos permitirá definir si las poblaciones silvestres representativas de los ambientes de nuestro país están expuestas, por ejemplo por transferencia trófica o por contacto dérmico, a estas sustancias, estimar los efectos y estimar si se encuentran en peligro. Esto permitirá generar herramientas y argumentos para la toma de decisiones en el uso y manejo de los plaguicidas.

4. OBJETIVOS

4.1 General

Cuantificar la bio-concentración de plaguicidas en peces de agua dulce de la costa de Yucatán e identificar su potencial de peligrosidad en aves piscívoras.

4.2 Particulares

- Identificar la presencia y cuantificar la concentración de plaguicidas en peces *Gambusia yucatanana* y *Poecilia velifera*
- Cuantificar la concentración de plaguicidas en los peces de Celestún, Sisal y Dzilam de Bravo en dos temporadas del año (estiaje y lluvias).

- Calcular e interpretar la peligrosidad de los plaguicidas identificados en aves piscívoras.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Sitios de estudio

El presente estudio se realizó en tres zonas costeras del Estado de Yucatán, como es Celestún, Sisal y Dzilam de Bravo (Figura 5). En la Tabla 8 se muestran las coordenadas en UTM de cada uno de los puntos de muestreo.

Tabla 8. Coordenadas UTM de ubicación de todos los puntos de muestreo

Celestún	Sisal	Dzilam de Bravo
2313878.588 Y 776110.929 X	2346983.855 Y 194039.7011 X	2367931.087 Y 310640.0247 X
2310878.588 Y 775110.938 X	2347055.013 Y 190240.4783 X	2367521.692 Y 306273.7537 X
2314229.276 Y 777400.7166 X	2347000.77 Y 193132.3291 X	2366827.675 Y 306304.0976 X
2313878.635 Y 776113.8202 X	2346983.855 Y 194039.7011 X	2366989.367 Y 305693.8258 X
2310192.286 Y 775215.5621 X	2347955.66 Y 190154.4765 X	
2310845.647 Y 775308.9365 X	2346972.855 Y 190356.6022 X	

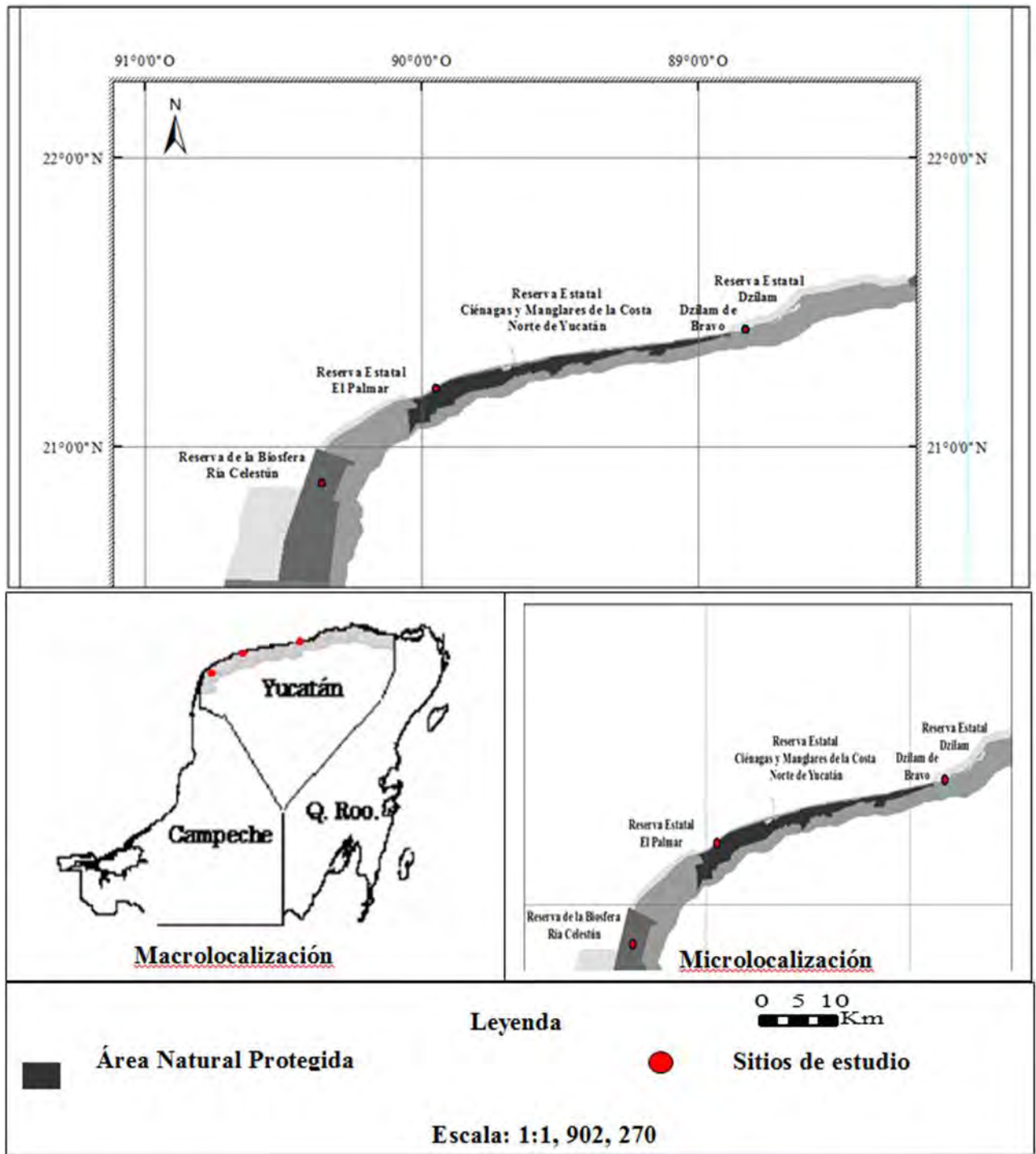


Figura 5. Sitios de estudio (de izquierda a derecha: Reserva de la Biosfera Ría Celestún, Reserva estatal de Ciénegas y Manglares de la Costa Norte de Yucatán y Reserva Estatal Dzilam)

5.2 Método de muestreo

Se colectaron en promedio 15 organismos de las especies *Poecilia velifera* y 30 de *Gambusia yucatana* de cada sitio y temporada del año: estiaje (marzo, abril y mayo) y lluvias (junio, agosto, septiembre y octubre), con dos principales artes de pesca (atarraya y redes trampa). Los sitios de muestreo se tomaron basándose en la distancia de los municipios costeros de mayor producción agrícola, la colecta en las dos temporadas del año se realizó para identificar la influencia de las condiciones climáticas sobre la presencia o ausencia de los contaminantes (McCauley *et al.*, 2001; USEPA, 2009). Los criterios para definir las fechas de colecta se basaron tomando en cuenta el promedio de precipitaciones mensuales del año 2015 de años, los puntos de colecta se realizaron en lugares de salidas de agua (ojos de agua) que contaran además de la presencia de poblaciones de aves cercanas que se alimentan de los peces de interés y principalmente que hubiera presencia de peces de *G. yucatana* y *P. velifera*. Para el muestreo del “topote aleta grande” *Poecilia velifera*, el cual se encuentra en riesgo de acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT-2010 se obtuvo un permiso para colecta científica (SGP/DGVS/0149/15) otorgado por la Dirección General de Vida Silvestre de la SEMARNAT.

5.2.1 Manejo de las muestras

Todos los organismos colectados fueron lavados con agua destilada, colocados en bolsas de plástico con cierre hermético, puestos inmediatamente en hielo y posteriormente se mantuvieron congelados a menos 40 °C, en promedio un mes antes de ser liofilizados. La liofilización (Labconco® modelo FreeZOne Plus 2.5) se realizó como se indica en la Figura 6, con la finalidad de deshidratar y evitar la degradación de los analitos de interés. Después, de todos los organismos colectados, se realizó una mezcla compuesta o *pool* de organismos completos por especie, sitio y temporada, y se molieron con un molino de aspas metálicas (Figura 7). La muestra liofilizada y particulada se mantuvo en frascos de vidrio y en refrigeración a 4 °C, en promedio 4 meses antes de la extracción y análisis en laboratorio. El modo de transporte, fecha de extracción después de la colecta y fecha de análisis después de la extracción, se realizaron tomando en cuenta el

documento de orientación No. 25 sobre la vigilancia química de los sedimentos y la biota de la Directiva Marco del Agua de la Unión Europea (WFD, 2010).



Figura 6. Liofilizadora (Labconco® modelo FreeZOne Plus 2.5)



Figura 7. Molino de aspas metálicas

De cada sitio de muestreo, se registraron parámetros ambientales con un multiparámetro YSI 556MPS (temperatura del agua, conductividad, sólidos disueltos totales, salinidad, porcentaje de saturación de oxígeno, oxígeno disuelto y pH) y con un anemómetro Sper Scientific 850070 (temperatura ambiente y velocidad del viento). Con ayuda de un medidor de profundidad y un GPS, se registraron la profundidad y las coordenadas de cada sitio.

5.3 Preparación de material de cristalería

La preparación del material se realizó para evitar contaminación con otros compuestos orgánicos y plaguicidas presentes en los materiales. El material de cristal se lavó con detergente libre de sulfatos (Merck extran® líquido), seguido de un enjuague con agua de la llave; posteriormente, se lavó con agua destilada y se dejó secar. Después, las paredes internas del material de cristalería se enjuagó con acetona, seguido de un enjuague con agua destilada, por último se enjuagó con alcohol etílico al 96% y se dejó secar a temperatura ambiente.

Con excepción de la cristalería volumétrica, el material de vidrio se envolvió en papel aluminio, se dispuso en el horno a 400 °C por cuatro horas y se dejó enfriar. El material ya limpio y seco se mantuvo en el papel aluminio para su próximo uso.

El material de plástico y metal se limpió con detergente libre de sulfatos (Merck extran® líquido), agua de la llave, agua destilada y alcohol etílico al 96%, en ese orden.

5.4 Procedimiento analítico para determinar plaguicidas

El método utilizado para la extracción y cuantificación de plaguicidas organoclorados y organofosforados en peces es una modificación hecha por Canul (2016) del método propuesto por Bozcaarmutlu *et al.* (2014), sujetándola a los materiales y equipos disponibles en el laboratorio. La síntesis se muestra en la Figura 8.

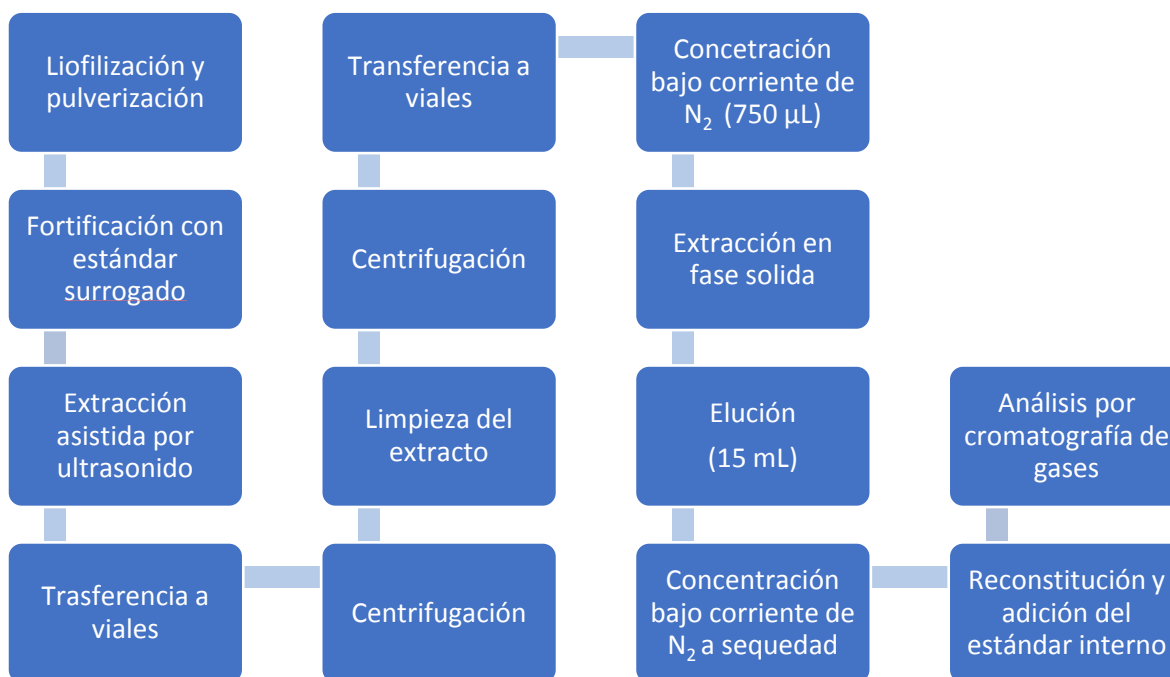


Figura 8. Procedimiento de extracción de los analitos en tejidos de peces

El método descrito a continuación se utilizó para determinar tanto plaguicidas organoclorados como organofosforados en una mezcla compuesta o *pool* de peces completos:

a) Extracción de los analitos

Para la fase de extracción se pesaron 500 mg de muestra de peces previamente liofilizada y pulverizada. Se fortificó con 10 µL de la mezcla de hidrocarburos

aromáticos deuterados empleados como estándares surrogados (fenantreno-d10 de 100 µg/mL), dichos estándares surrogados son propuestos en el Método 8250-A de la EPA (1994) para extracción de compuestos semivolátiles por cromatografía de gases/espectrometría de masas (GC/MS). La muestra se colocó en un vial de vidrio de 40 mL y se agregaron 10 mL del disolvente de extracción hexano/acetona (1:1), cada vial se colocó en el vórtex por 15 segundos. Para separar químicamente los contaminantes orgánicos, se realizó la extracción asistida por ultrasonido con un procesador ultrasónico CPX500 (Cole Parmer) (Figura 9) durante 2 min continuos con 70% de energía. Durante el procedimiento de extracción el vial se mantuvo sumergido en agua fría para evitar el calentamiento del extracto y degradación del analito de interés.



Figura 9. Procesador ultrasónico Cole Parmer CPX500.

Posteriormente el extracto se transvasó a un vial de 15 mL con una pipeta Pasteur de vidrio tratando de extraer toda la solución posible, pero dejando los residuos sólidos grandes en el vial de 40ml.

La solución en el vial de 15 mL fue separada por centrifugación (2800 G durante 10 minutos).

b) Limpieza del extracto

Una vez centrifugada, la muestra se transvasó directamente a un tubo de centrifuga dispuesto en el kit para extracción en fase dispersa (dSPE) roQ™ QuEChERS® de Phenomenex (KS0-8926) para prevenir interferencias que pudieran afectar la identificación de los analitos de interés. Dicho método elimina

específicamente lípidos, pigmentos, azúcares, entre otras sustancias no deseables (Anastassiades *et al.*, 2003).

La solución con la mezcla dispuesta en el tubo de centrifuga se mezcló con ayuda de un vórtex por 2 minutos y finalmente se centrifugó a 2800 G por 5 minutos. La solución acuosa se separó y se transfirió a un vial de 15 mL con una pipeta Pasteur de vidrio, se evaporó y concentró hasta aproximadamente 750 μ L con una corriente suave de gas N_2 .

c) Extracción en fase sólida

Posterior a la limpieza con el kit roQ™ QuEChERS®, se realizó la extracción en fase sólida (EFS). Para ello se montó un sistema que consistió en un colector acoplado a una bomba de vacío al cual se le montaron los cartuchos Strata® Florisil (8B-S013-HCH, Phenomex) (Figura 10). En primer lugar, el cartucho se acondicionó para su activación con 10 mL de hexano, dejando pasar el disolvente por gravedad en un flujo bajo durante 3 minutos.



Figura 10. Sistema colector acoplado a una bomba de vacío con los cartuchos de Florisil montados.

Para la recuperación de los plaguicidas, dentro del sistema colector se colocaron viales de 22 mL con 1.5 g de sulfato de sodio anhidrido (Na_2SO_4), para eliminar residuos de agua que pudiera contener el extracto. Se agregó la muestra a un cartucho, se dejó reposar durante 3 minutos con las válvulas del colector cerradas, con el fin de permitir que la muestra impregnara el adsorbente Florisil, se dejó eluir la muestra y se recuperó el eluyente en los viales de 22 mL. A los viales de 15 mL, que contenían la muestra, se les realizó 4 lavados con 0.75 mL de hexano, mismos que se dejaron pasar por el correspondiente cartucho con la finalidad de

recuperar todo el plaguicida contenido en la muestra. Posteriormente, en los cartuchos se eluyeron 15 mL más del disolvente con un flujo lento gota a gota. Al término de la elución se abrió el vacío hasta que se secó el adsorbente contenido en los cartuchos, con el fin de recuperar la mayor cantidad de analitos. La solución recuperada en los viales de 22 mL se transfirió a viales de 22 mL limpios con la ayuda de pipetas Pasteur cuidando de no transferir sulfato de sodio.

El volumen de los extractos, aproximadamente de 18 mL, se concentró con una corriente suave de N₂, pasando de forma gradual a viales de 22, 15 y 7 mL, hasta tener 750 µL de muestra en viales de 2 mL. En cada transferencia del extracto al vial de 15 y de 7 mL, se realizaron 6 lavados con 750 µL de solución Hexano/Acetona (9:1), y en la transferencia al vial de 2 mL sólo se hicieron 2 lavados con 630 µL con la misma mezcla de disolventes. Al final, la muestra con los analitos de interés se evaporaron a sequedad y posteriormente fue reconstituida con 90 µL de acetato de etilo y como estándar interno se usaron 10 µL de 1-bromo-2-nitrobenceno a concentración de 10 µg/mL.

El nombre y marca de los materiales, reactivos y equipos utilizados para el procedimiento analítico de esta tesis se encuentran en las Tablas 17, 18 y 19, Anexo II.

d) Identificación y cuantificación por cromatografía de gases-espectrometría de masa (CG-EM)

Para identificar y cuantificar los analitos de interés se utilizaron dos métodos cromatográficos diferentes, uno para plaguicidas organoclorados y otro para plaguicidas organofosforados, variando los iones monitoreados en cada caso. Para el clorpirifos fue un caso especial, a pesar de que por su naturaleza fisicoquímica se agrupa en los organofosforados también posee en su estructura átomos de cloro y, para la coelución con otros organofosforados, se incluyó en el grupo de los organoclorados para su cuantificación. Se utilizó como estándar surrogado el fenantreno d10 y como estándar interno el 1-bromo-2-nitrobenceno, según lo establecido por el método 8250 A de la USEPA (1994).

El equipo utilizado para el análisis de las muestras fue un cromatógrafo Agilent modelo 6850 acoplado a un detector de masas modelo 5975B (Figura 11). Las condiciones del CG-EM para la identificación y cuantificación de los compuestos evaluados en esta tesis se muestran en la Tabla 9 el modo de análisis seleccionado fue de barrido total del espectro (SCAN) de 50 a 550 m/z y el monitoreo selectivo de iones (SIM) obteniendo los iones indicados en la Tabla 10 para los plaguicidas organocolorados y organofosforados.



Figura 11. Cromatógrafo Agilent modelo 6850 acoplado a un detector de masas modelo 5975B

Tabla 9. Condiciones de análisis por cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas (CG/EM)

Parámetro	Valor
CROMATÓGRAFO DE GASES	
Columna	Zebron ZB-5MSi de Phenomenex, 30 m de longitud, 0.25 mm de diámetro interno y 0.25 μ m de grosor de película.
Temperatura inicial del horno	50°C, 0 min
Rampa 1	10°C/min hasta 180°C durante 0 min
Rampa 2	1.5°C/min hasta 200°C durante 2 min
Rampa 3	6°C/min hasta 290°C durante 1 min
Temperatura de inyector	280°C
Modo de inyección	Splitless, 1.0 min
Volumen de inyección	Inyección automática, 1 μ L
Temperatura de la línea de transferencia	1 μ L
Flujo del gas acarreador	290°C
Tiempo de análisis	0.8 mL/min
	45 min

Tabla 10. Iones seleccionados para el análisis en modo SIM para la identificación y cuantificación de plaguicidas organoclorados y organofosforados estudiados

Compuesto	Tiempo de retención	Ión de cuantificación	Ión de identificación
Lindano	18.591	219	221
Endosulfán	29.958	263	265
Clorpirifos	24.616	314	316
Metoxicloro	36.627	227	228
Metil paratión	21.799	263	264
Malatión	24.485	284	285
Paratión	24.929	291	139
Etión	34.313	231	384

e) Controles de calidad

Para la utilización de la metodología antes descrita se tomaron en cuenta controles de calidad para la validación de un método de acuerdo a la guía ICH Q2, *Validation of Analytical Procedures: Text and Methodology* (ICH, 2005). Las características que se valoraron son: linealidad, límite de detención y límite de cuantificación, precisión por repetibilidad y porcentaje de recuperación. Así mismo, se utilizaron las soluciones de surrogados durante la extracción de los analitos de interés y el estándar interno durante la cuantificación en el cromatógrafo. Los valores obtenidos por Canul (2016) para cada control de calidad de procedimientos analíticos se muestran en la Tabla 11.

Tabla 11. Parámetros para evaluar la calidad del método analítico utilizado

Compuesto	Linealidad (R^2)	Límite de cuantificación (ng/mL)	Límite de detección (ng/mL)	Precisión de la repetibilidad (CV %) ¹	Recuperación (%) ²
Lindano	0.9993	41.05	12.3	3.7 – 10.5	93 – 91
Metoxicloro	0.9805	215.7	64.7	2 – 7.5	77 – 104
Endosulfan I	0.9974	77.8	23.3	2.3 – 11.7	73 – 87

Clorpirifos	0.9961	96.2	28.8	0.8 – 14.5	78 – 82
Metil Paratión	0.9959	98.7	29.6	2.7 – 6	77 – 75
Malatión	0.9796	221.12	66.33	0.6 – 9.8	78 – 90
Paratión	0.9943	116.4	34.9	1.5 – 12.8	71 – 75
Etión	0.9914	142.6	42.7	2.4 – 6.3	71 – 82

R²= Coeficiente de correlación; CV= Coeficiente de variación; ¹El criterio de aceptación fue que el CV entre las repeticiones (15, 200, 400 y 600 ng/mL) fue de ≤ 20%; ²La recuperación se realizó por duplicado con soluciones estándar de 15 y 200 ng/mL. Elaboración propia, datos tomados de Canul, 2016.

5.5 Procedimiento para determinar la peligrosidad en alimento de aves piscívoras

Para estimar la concentración de plaguicida que ingieren los polluelos de las aves costeras cuyo principal alimento está basado en los peces estudiados, se consideraron a la “espátula rosada” *Platalea ajaja*, la “garza blanca” *Ardea alba* y la “garceta pies dorados” *Egretta thula* (Figura 12). La dieta de estas aves, en el Estado de Yucatán, comprende entre el 70 y 90% de *Gambusia yucatana* y *Poecilia velifera* (De Dios, 2014). Para lo anterior, se consideró el alimento que ingieren los polluelos durante 35 días, que es el tiempo aproximado que dura la etapa de polluelo y donde se presenta una elevada tasa de crecimiento. Durante este periodo la ingesta de alimento corresponde al 50% de su peso (0.5311 kg, en promedio para las especies estudiadas) (Lok, 2013; Lok *et al.* 2014). Debido a que los resultados de bioconcentración están en peso seco, el balance de masa se realizó considerando el peso seco de los polluelos, éste se calculó teniendo en cuenta que los organismos están constituidas por un 75% de agua, y también el alimento ingerido durante 35 días se convirtió a peso seco (PS) para poder multiplicar por los promedios de las concentraciones de plaguicidas cuantificadas en este trabajo. El peligro para las aves debido al consumo de peces con plaguicidas, se calculó a través del cociente de peligrosidad tomando en cuenta valores teóricos reportados en la literatura que representan algún nivel de seguridad, como el NOEC (*no observed effect concentration*), y la dosis peligrosa (*Hazardous dose*) para el 5% de una población (HD₅), o niveles de toxicidad

aguda como son las dosis letal media (LD_{50}). Debido a que no existen este tipo de parámetros de toxicidad para las especies de aves piscívoras de interés en el presente estudio, se consideraron los valores reportados para especies de aves modelo como son la gallina común, patos, codornices, palomas, etc. En el caso de los valores de NOEC, de los cuales se obtuvo un mayor número de información para todos los plaguicidas estudiados, se consideraron los valores más bajos y los más altos. Dado que los valores de LD_{50} y HD_5 son calculados en peso húmedo (PH) (mg/Kg) las concentraciones de plaguicidas ingeridas por el polluelo se consideraron también en PH.



Figura 12. De izquierda a derecha: Platalea ajaja, Ardea alba, Egretta thula. Fotos tomadas de *NatureScapes*, *Wikipedia* y *Natucultura*

La fórmula para determinar la peligrosidad fue la siguiente y se aplicó independiente para cada parámetro de toxicidad:

$$\text{Coeficiente de peligrosidad (CP)} = \frac{CPC}{PT}$$

Dónde:

CPC = cantidad de plaguicida consumida durante 35 d.

PT = parámetro de toxicidad (NOEC, LD_{50} o HD_5)

5.6 Análisis estadístico

Se analizaron los plaguicidas organofosforados: clorpirifos, malatión, metil paratión, paratión y etión; y los organoclorados: gamma lindano, metoxicloro y endosulfán I, por temporada (lluvia y seca), por sitio (Dzilam de bravo, Sisal y Celestún), por especie (*Gambusia yucatanana* y *Poecilia velifera*) y por promedio de contenido de plaguicidas por especie.

Los datos fueron analizados usando el paquete *software* STATISTICA 8. Para identificar la distribución normalidad de los datos, y de este forma definir el tipo de pruebas estadísticas (paramétrica o no paramétrica) para aplicar a los datos, se utilizó la prueba *Shapiro–Wilk*. Debido a que la distribución fue no normal, todos los datos fueron probados con prueba post hoc no paramétrica de *Kolmogorov–Smirnov* para detectar diferencias significativas por especie, por sitio y por temporada. Para analizar las diferencias en el promedio de contenido de plaguicidas por especie se utilizó un análisis de comparación múltiple de valores aplicando la prueba de *Kruskal-Wallis*.

6. RESULTADOS

6.1 Parámetros físico-químicos

Los parámetros físico-químicos de los sitios de muestreo están indicados en las Tabla 12. La temperatura del agua y aire no varió entre los tres sitios, en los periodos de lluvias y estiaje la variación fue de 1 a 2 °C, siendo mayor en época de lluvias con un promedio de 27.8 °C y de 26.9 °C en secas. La conductividad, la salinidad y los sólidos disueltos totales (TDS) fueron diferentes en los tres sitios, siendo mayores en Celestún, seguido por Dzilam de Brazo y menores en Sisal, con valores promedio de 28.8, 8.5 y 5.8 mS/cm, 16.8, 4.5, 3 unidades, y 17.8, 5.3, 3.6 g/L, respectivamente. La saturación de oxígeno disuelto en temporada de estiaje para Sisal fue de 8.6 mg/L y en Celestún de 4.9 mg/L y para Dzilam de Bravo en temporada de lluvias de 4.5 mg/L, estos valores se encuentran en los rangos de concentraciones aceptables para ambientes acuáticos, debido a que a que son concentraciones que no representen un peligro para la vida acuática (Vaquer-Sunyer y Duarte, 2008); mientras que las concentraciones de Celestún en

temporada de lluvias (0.3 y 2.6 mg/L) y Dzilam de Bravo en temporada de estiaje (0.9 mg/L) representan condiciones que pueden considerarse como anoxia para los organismos aerobios (Vaquer-Sunyer y Duarte, 2008). En los tres sitios (Sisal, Celestún y Dzilam de Bravo) el pH tiende a ser neutro con un valor mínimo de 6.8 y un máximo de 7.7. Respecto a la profundidad promedio entre estiaje y lluvias, el lugar más profundo fue Dzilam de Bravo con 129 cm, seguido por Celestún con 32.75 cm y por último Sisal con 31 cm, cabe mencionar que el valor de 200 cm del ojo de agua en Celestún no se tomó para el promedio porque este se mantiene constante.

Tabla 12. Parámetros fisicoquímicos en los sitios de muestreo

Sitio	Temporada	Lugar	Temperatura del agua (°C)	Conductividad (mS/cm)	TDS (g/L)	Salinidad	Oxígeno disuelto (mg/L)	pH	Profundidad (cm)	Temperatura del aire (°C)
Sisal	Estiaje	Homochén	26.6	6.5	4.1	3.4	8.6	7.1	20.0	34.2
	Lluvias	Homochén	27.4	5.0	3.1	2.6	22.4	7.2	42.0	32.3
Celestún	Estiaje	Isla Pájaros	27.4	22.9	14.0	12.9	4.9	7.3	27.0	30.4
	Lluvias	Isla Pájaros	29.2	26.0	15.6	14.4	2.6	7.5	38.5	32.5
		Ojo de agua	26.2	37.5	23.8	23.2	0.3	6.8	200.0	31.5
Dzilam de Bravo	Estiaje	Laguna	26.8	6.2	3.9	3.3	0.9	6.7	109.0	32.1
	Lluvias	Laguna	28.3	10.7	6.6	5.7	4.5	7.7	150.0	31.0

6.2 Datos de precipitación 2015 del Estado de Yucatán

La Figura 13 muestra el promedio de precipitación mensual del estado de Yucatán para identificar las temporadas climáticas (estiaje, lluvias, y nortes) cuando son colectadas las muestras de peces. En 2015, en los meses de marzo, abril y mayo, se registró la temporada de estiaje con un promedio entre los tres meses de 25.1 mm, la temporada de lluvias se presentó en los meses de junio, julio, agosto, septiembre y octubre con 115.1 mm en promedio; para la temporada de nortes,

aunque existan lluvias, éstas fueron dispersas y entre los meses de noviembre a febrero la precipitación tuvo un promedio de 61.1 mm.

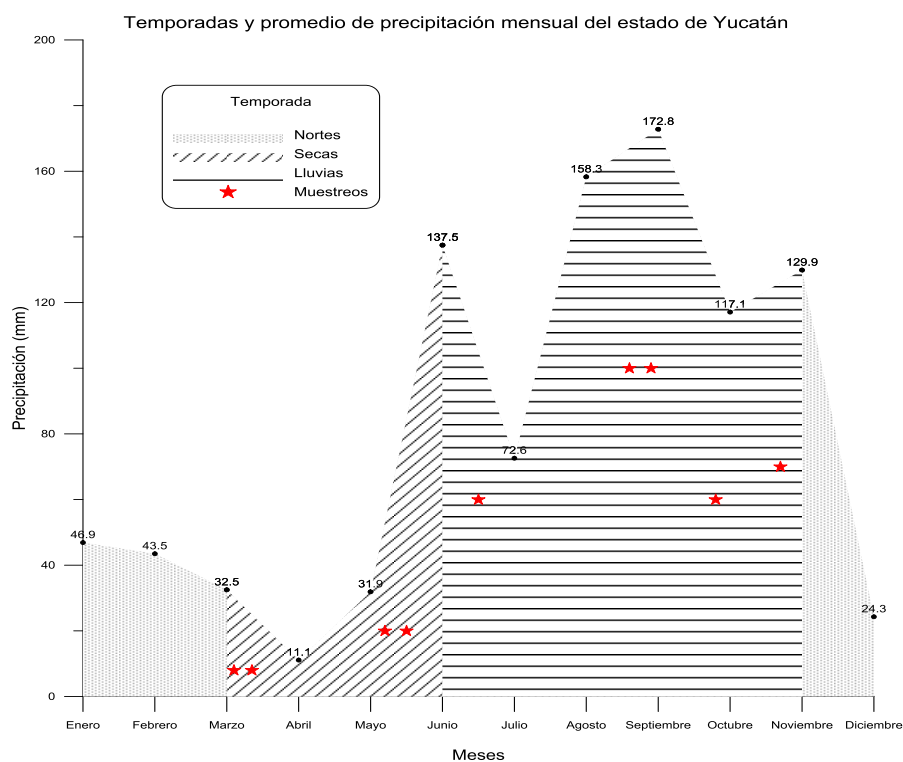


Figura 13. Temporadas y promedio de precipitación mensual del Estado de Yucatán

6.3 Concentraciones de plaguicidas organoclorados y organofosforados en peces

En la Tablas 13 y 14 se muestran las concentraciones de plaguicidas registradas en *Gambusia yucatanana* y *Poecilia velifera* en los tres sitios (Dzilam de Bravo, Sisal y Celestún) y en las dos temporadas de muestreo (estiaje y lluvias). De acuerdo a los análisis estadísticos, no se registraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los tres sitios de muestreo, entre las dos temporadas climáticas ni entre ambas especies.

Las mayores concentraciones en ambas especies fueron registradas en los plaguicidas organoclorados. En *Gambusia yucatanana* las concentraciones tuvieron un rango de N.D.–176, 29.5–331 y N.D.–68.2 ng/g PS (peso seco) para lindano, endosulfán y metoxicloro, respectivamente. En el caso de los plaguicidas organofosforados, se registraron concentraciones con rangos de ND–26.4, 21.6–

32.6, ND–28.7, 26.5–62.4 y ND–41.7 ng/g PS de clorpirifos, metil paratión, paratión, malatión y etión, respectivamente (Tabla 11).

En *Poecilia velifera* el rango del nivel de los plaguicidas organoclorados fue de ND–138.7, ND–399.8, ND–65.3 ng/g PS para lindano, endosulfán y metoxicloro, respectivamente. Para plaguicidas organofosforados, metil paratión, paratión, malatión y etión, se registraron rangos de concentraciones de 18.6–28.3, 17.9–23.7, 19.4–69.1 y 9.2–83.7 ng/g PS, respectivamente. En el caso del clorpirifos no se detectaron niveles en ninguno de los 3 sitios ni en ninguna de las temporadas climáticas (Tabla 12).

Tabla 13. Concentraciones de plaguicidas organoclorados y organofosforados en *Gambusia yucatan* (ng/g, PS).

Sitio	Temporada	Lindano	Endosulfán	Metoxicloro	Clorpirifos	Metil Paratión	Malatión	Paratión	Etión
Dzilam de Bravo	Estiaje	176.6	242.2	68.2	26.4	23.2	62.4	N.D.	N.D.
	Lluvias	131.4	166.8	N.D.	N.D.	22.6	42.5	22.1	10.3
Sisal	Estiaje	98.0	29.5	3.3	24.4	21.6	47.1	20.2	41.7
	Lluvias	131.4	146.3	N.D.	N.D.	22.0	60.4	28.2	13.8
Celestún	Estiaje	85.6	221.5	48.9	N.D.	22.8	45.2	19.2	39.8
		126.8	193.3	N.D.	N.D.	24.4	26.5	28.7	26.2
	Lluvias	N.D.	331.9	N.D.	N.D.	32.6	54.7	22.2	27.2
		128.3	169.8	N.D.	N.D.	22.3	54.8	19.3	17.2

N.D. = No Determinado. Los datos son el promedio de tres réplicas.

Tabla 14. Concentraciones de plaguicidas organoclorados y organofosforados en *Poecilia velifera* (ng/g, PS). Promedios de tres réplicas

Sitio	Temporada	Lindano	Endosulfán	Metoxicloro	Clorpirifos	Metil Paratión	Malatión	Paratión	Etión
Dzilam de Bravo	Estiaje	101.0	40.9	N.D.	N.D.	19.5	49.7	19.3	83.7
	Lluvias	N.D.	399.8	N.D.	N.D.	21.4	41.8	23.7	9.2
Sisal	Estiaje	138.7	43.7	6.0	N.D.	21.7	69.1	19.4	46.1
	Lluvias	N.D.	N.D.	21.0	N.D.	24.8	19.4	20.9	26.3
		79.7	83.8	N.D.	N.D.	20.6	22.6	17.9	13.4
Celestún	Estiaje	114.0	39.1	65.3	N.D.	21.0	51.2	19.7	57.4
		113.0	118.3	12.0	N.D.	21.5	45.5	22.8	35.7
	Lluvias	89.9	93.7	N.D.	N.D.	20.3	32.3	18.6	18.8
		125.6	162.0	N.D.	N.D.	18.6	36.7	19.3	20.1
		136.9	100.0	N.D.	N.D.	28.3	42.4	19.7	12.4

N.D. = No Determinado. Los datos son el promedio de tres réplicas.

6.4 Análisis cuantitativo de promedio de contenido de plaguicidas organoclorados y organofosforados por especie

Debido a que no existieron diferencias significativas en los sitios de muestreo y en las temporadas del año, se decidió unificar los valores en ambas especies con el fin de identificar diferencias por el tipo de plaguicida en cada una de las especies de peces. En *Gambusia yucatanana*, el lindano y endosulfán tuvieron concentraciones mayores ($p < 0.05$) a las del metil paratión, paratión y etión, con incrementos de 80.9%, 81.7% y 80.0% en el lindano y de 87.3%, 87.8% y 86.6% en endosulfán, respetivamente. Entre los plaguicidas organofosforados no se registraron diferencias significativas (Figura 14).

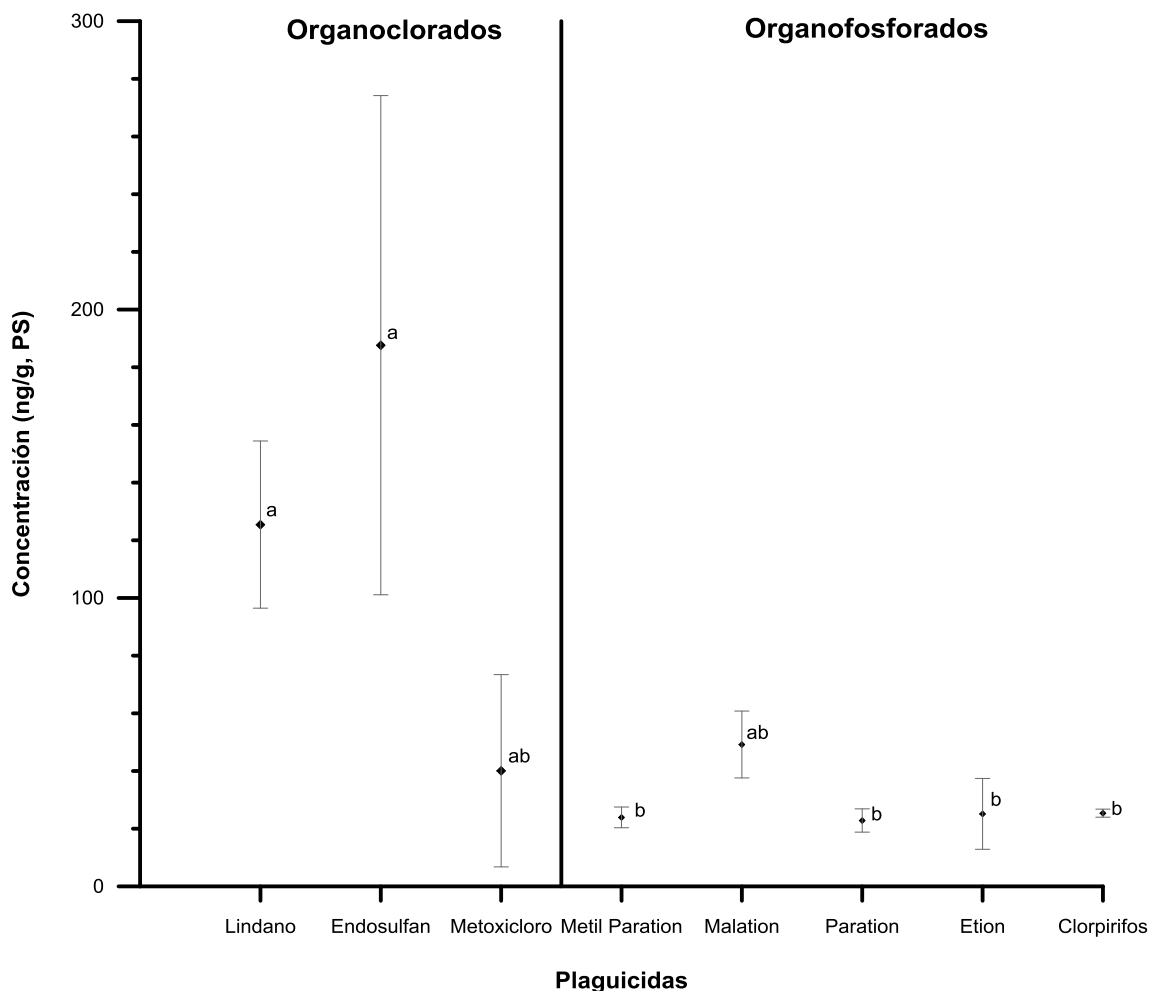


Figura 14. Promedio de concentraciones de plaguicidas en *Gambusia yucatanana*. Letras diferentes denotan diferencias significativas ($p < 0.05$) entre plaguicidas (incluso entre compuestos de la misma familia química)

En *Poecilia velifera* (Figura 15) el lindano registró mayores concentraciones ($p < 0.05$) que el metoxicloro, metil paratión, paratión y etión, con incremento del 76.7%, 80.6%, 82.1% y 71.2%, respectivamente. El endosulfán fue mayor ($p < 0.05$) que el metil paratión, paratión, y etión en un 81.8, 83.3 y 73.1%, respectivamente. Entre los plaguicidas organofosforados no se registraron diferencias significativas ($p < 0.05$).

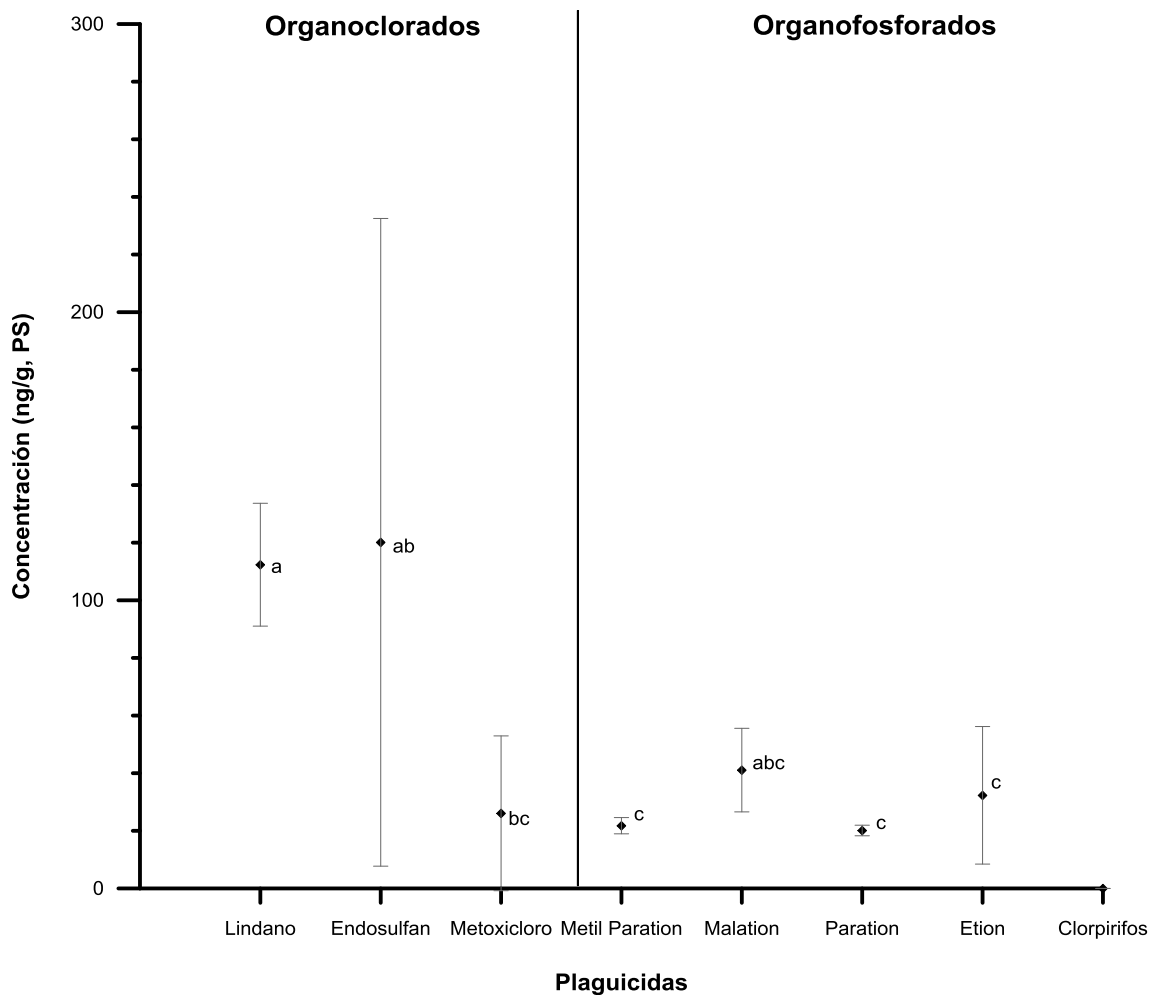


Figura 15. Promedio de concentraciones de plaguicidas en *Poecilia velifera*. Letras diferentes denotan diferencias significativas ($p < 0.05$) entre plaguicidas (incluso entre compuestos de la misma familia química)

6.5 Análisis cuantitativo de peligrosidad de plaguicidas en alimento de aves

Las concentraciones de plaguicidas consumidas por polluelos con un peso promedio de 0.133kg en 35 días se encuentran en el rango de 0.2–2.2 mg/polluelo.

Los valores del cociente de peligrosidad obtenidos para los plaguicidas con los diferentes valores de seguridad para LD_{50} reportadas por Shafer *et al.* (1983) fue de 0.002 a 0.019 y para los valores reportados por Mineau *et al.* (2001) el CP va de 0.002 a .061; para los valores de NOEC mayores van de 0.002 a 0.073 y para los NOEC menores van de 0.008 a 0.058 y para valores de HD_5 el CP va de 0.002

a 0.86. La mayoría de los cocientes de peligrosidad son menores a 1, los únicos valores cercanos a 1 son HD₅ para paratión que es de 0.086 y para etión que es de 0.51 (Tabla 15).

Tabla 15. Valores de peligrosidad de concentración de plaguicidas en alimento de aves

Plaguicidas	mg/ polluelo ⁴	LD ₅₀ ¹ mg/Kg	CP	NOEC ²		CP		HD ₅ ³ mg/Kg	CP	LD ₅₀ ³ mg/Kg	CP
				A	B	A	B				
Lindano	1.9	100	0.019	100	NR	0.019	-	10.5	0.18	90.8	0.02
Endosulfán	2.2	NR		30	NR	0.073	-	9.5	0.23	52.4	0.04
Metoxicloro	0.5	NR		NR	NR	-	-	291.5	0.002	NR	-
Clorpirifos	0.2	13.3	0.015	125	25	0.002	0.008	3.8	0.05	27.4	0.007
Metil Paratión	0.4	NR		14.7	6.3	0.025	0.058	2.1	0.17	10.8	0.03
Malatión	0.7	400	0.002	13.5	NR	0.053	-	139.1	0.005	466.5	0.002
Paratión	0.3	NR		NR	NR	-	-	0.4	0.86	5.6	0.061
Etión	0.5	58	0.009	NR	NR	-	-	1.1	0.51	127.8	0.004

CP = Coeficiente de Peligro; A: NOEC mayor; B: NOEC menor

¹ Shafer et al., 1983

² Jongbloed et al., 1995; Barron et al., 1995; ERMA, 2008 y UNEP, 2012

³ Mineau et al., 2001

⁴ Cantidad de plaguicidas en polluelos de 1064g de PH acumulado en 35d.

7. DISCUSIÓN

7.1 Distribución espacial de los plaguicidas

Para estudios de contaminación en agua subterránea, la Península de Yucatán puede llegar a ser un sitio complejo de estudio debido a sus características geomorfológicas e hidrogeológicas que le confieren características especiales como la inexistencia de corrientes superficiales, las características edáficas (kársticas), entre otras, que se deben de tratar para su estudio.

La presencia de plaguicidas en los tres sitios de estudio (Dzilam de Bravo, Sisal y Celestún) a pesar que en dichas localidades la agricultura no es su principal actividad se justifica por las características edáficas y los flujos de agua, que influyen en el transporte de los contaminantes. Como se mencionó en la descripción del sitio de estudio, la península de Yucatán es una plataforma

calcárea de morfología kárstica que contiene una red de corrientes subterráneas donde gran parte de los flujos de agua van hacia la costa (Herrera, 2006); el movimiento del agua subterránea se presenta a través de una red de cavidades subterráneas interconectadas con fracturas, conductos de disolución, oquedades y cavernas localizadas a diferentes profundidades (Villasuso y Méndez, 2000). También existen límites hidrogeológicos como el “Anillo de cenotes” que afecta el tiempo de residencia de las masas de agua y que desvían los flujos hacia los extremos, y tiende a aislar, en términos hidrogeológicos, a la cuenca del Chixchulub del resto de la península (Batllori *et al.*, 2006). Estas características sugieren que, aunque Dzilam de Bravo se encuentre cerca de sitios donde la actividad agrícola y el uso de plaguicidas es extensivo, el límite hidrogeológico funciona como barrera para que los flujos subterráneos, probablemente contaminados, no lleguen directamente al lugar de estudio. En el otro extremo, la detección de los plaguicidas en peces de Celestún, sitio relativamente alejado de las zonas de producción y fuera del “Anillo de cenotes” pero que sin embargo se detectaron niveles de plaguicidas semejantes a los registrados al sitio más cercano a las zonas de elevada producción agrícola (Dzilam de Bravo), se debe probablemente a la falla de Ticul, que favorece la descarga de agua de la parte central de la Península hacia la costa noroeste de Yucatán (Bauer *et al.*, 2011). Por lo tanto, es probable que las características hidrogeológicas (flujos de agua, barreras, fracturas, cavidades) determine el flujo y mezcla del agua subterránea impidiendo identificar diferencia en las concentraciones de plaguicidas en los organismos habitantes de los sitios de estudio.

Por otra parte Sisal y Dzilam de bravo se encuentran en la zona noroeste y en el litoral centro de Yucatán en donde se presenta un gradiente hidráulico extremadamente plano del orden de 5–10 mm/km, sugiriendo una permeabilidad mayor a la del resto de Yucatán. Esta zona de alta permeabilidad, aislada hidrogeológicamente del resto de la península (dentro del “Anillo de cenotes”) y nombrada como zona altamente variable (Steinich y Marin, 1997), ha hecho que esta parte del acuífero sea muy vulnerable a las descargas de contaminantes de diferentes sectores (Marín y Perry, 1994), y cuyo flujo depende de la temporada

climática (lluvias o estiaje), corriendo de sureste a noroeste/centro en lluvias (Steinich y Marin, 1997), lo que nos hace pensar que se encuentran expuestos a los mismos contaminantes y a las mismas concentraciones.

Estudios previos en el estado de Yucatán ha reportado la presencia de plaguicidas organoclorados. El lindano se ha encontrado en sedimento de cuatro sitios de la costa de Yucatán (Celestún, Chelem, Dzilam de Bravo y Ría Lagartos) (Kuk *et al.*, 2012; Pech *et al.*, 2009) y en agua de 20 cenotes del Anillo de cenotes (Polanco *et al.*, 2014; Cobos *et al.*, 2014).

7.2 Análisis temporal de plaguicidas (condiciones climáticas)

La precipitación es un factor ambiental fundamental para la distribución en el tiempo de los contaminantes en el ambiente, determina la movilidad del contaminante en un espacio determinado aunado a las características físicas y químicas del compuesto. Los flujos de agua durante la temporada de lluvias conducen los contaminantes a sitios distantes de donde fueron aplicados, por lo que al aumentar la precipitación, y por lo tanto la cantidad de agua (Coronado *et al.* 2011), las concentraciones de los contaminantes suelen tener una repercusión sobre otros cuerpos de agua distantes a la zonas de emisión.

En el presente estudio, la ausencia de diferencias significativas por temporada (estiaje y lluvias) se atribuye a que el flujo de la península es irregular, la dirección y el tiempo de residencia está en función de la presencia de fracturas, conductos, de la porosidad, y por lo tanto permeabilidad del suelo (González *et al.*, 2002), entre otras formaciones geológicas de los sistemas kársticos. En temporada de lluvias no podemos conocer cuándo existe un aporte de agua al manto freático, cuál es el camino y el tiempo en el que los plaguicidas tardaran en lixiviarse o percolarse desde su lugar de aplicación hacia su destino final o a la costa. Por tal motivo, es difícil asegurar que las concentraciones de los plaguicidas detectados en peces costeros en la temporada de lluvias son indicadoras de la cantidad de plaguicidas aplicados y transportados en los flujos de agua de esa temporada.

Estudios de niveles de plaguicidas en peces muestran que en el periodo de estiaje las concentraciones de plaguicidas organoclorados reportados en esta tesis

(lindano y endosulfán) en diferentes especies de peces son altas respecto a lluvias, estos estudios lo atribuyen a las características lipofílicas de estos compuestos, ya que la temporada de estiaje coincide con la temporada de reproducción de las especies, temporada en la que las hembras incrementan el contenido de lípidos en sus gónadas para la producción de los huevos ricos en lípidos a causa del vitelo (Martinez, 2007; Aranguiré *et al.*, 2011). Sin embargo, en el caso de *P. velifera* y *G. yucatanana* el periodo reproductivo seguramente no está relacionado con la temporada climática, ya que a pesar de que se carece de información sobre el periodo de reproducción de los organismos de ambas especies en la zona costera de Yucatán, debido a que su reproducción es vivípara es altamente probable que su reproducción ocurra a lo largo del año independiente de la temporada. Avistamientos de hembras preñadas a lo largo de todo el estudio en los tres sitios sustenta esta información.

Otro factor que puede influir en la diferencia la diferencia de concentración de los contaminantes entre temporadas climáticas es la lluvia, lo que ocasiona que las concentraciones sean menores que en estiaje a causa de la dilución (Marines, 2006). Sin embargo, la presencia e intensidad de la lluvia en el caso del presente estudio fue irregular, esto debido a que en el 2015 se registró el fenómeno del niño que causó una alteración en los promedios mensuales de precipitación pluvial en Yucatán, y en general en todo el mundo, registrándose un déficit de lluvias en este Estado de -100 a -400 mm (CONAGUA, 2015).

Además de la estacionalidad, existen diferentes factores que determinan las diferencias en la concentración de los plaguicidas en el ambiente, tales como la topografía del sitio, el tipo de suelo que determina la adsorción de los contaminantes y por lo tanto el tiempo de arrastre a través del agua, Lo anterior tendrá influencia sobre el nivel de los plaguicidas dependiendo de la distancia de las zonas de estudio con las zonas de aplicación y la cantidad aplicada (McCauley *et al.*, 2001; USEPA, 2009).

En cenotes de Yucatán se han reportado concentraciones de plaguicidas organoclorados en temporada de estiaje y lluvia, mostrando concentraciones

mayores en la temporada de estiaje (Polanco *et al.*, 2014), de igual forma para sedimento de lagunas costeras de Yucatán, las concentraciones mayores de plaguicidas se encontraron en temporada de estiaje (Pech *et al.*, 2009). La diferencias encontradas entre el presente estudio y el de Polanco *et al.* (2014) pueden deberse a que las muestras de estos autores son agua y las reportadas en este trabajo son muestras biológicas donde se hacen presentes otras características de los plaguicidas que tienen que ver su toxicocinética (absorción, distribución, acumulación, biotransformación) y toxicodinámica (interacción con receptores moleculares y bioquímicos).

7.3 Análisis por especie

Las concentraciones encontradas en *G. yucatanana* y *P. velifera* no difieren entre sí, debido a que las dos especies son de hábitos bentopelágico (Gallardo *et al.*, 2014) y de hábitos alimenticios detritívoros e insectívoros (STRI, 2015). Estas características compartidas hacen probablemente que estén expuestas a los mismos contaminantes y a las mismas concentraciones.

7.4 Análisis por tipo de plaguicida

En ambas especies se registraron mayores concentraciones de plaguicidas organoclorados, la razón puede deberse a la mayor capacidad lipofílica respecto a los plaguicidas organofosforados debido a sus características fisicoquímicas. La mayor capacidad lipofílica de los POC se debe a que presentan mayores niveles de coeficiente de partición octanol-agua, coeficiente de adsorción carbono orgánico (Tablas 16 y 17 Anexo I), lo que le confiere mayores valores de los factores de bioacumulación para organismos acuáticos (BCF por sus siglas en inglés) (lindano: 2600 [UNEP, 2006], endosulfán: 3000 [UNEP, 2009] y metoxicloro: 8300 [Howard, 1991]) respecto a los POF (clorpirifos: 1830 [Racke, 1993], malatión: 150, metil paratión: 76, paratión: 573; etión: 586 [Howard, 1991]). La alta capacidad de bioacumulación, la alta persistencia en el ambiente (desde años o décadas) y las tasas de biotransformación lentas, son características que incrementa la disponibilidad de los POC en los organismos, y hace que se encuentren en concentraciones mayores en los tejidos de los organismos (Linde, 1994, Arnot *et al.*, 2008). También la intensidad de uso influye sobre las

concentraciones ambientales. A pesar de que algunos plaguicidas organoclorados han sido sustituidos por plaguicidas de menor persistencia en el ambiente como son los plaguicidas organofosforados, aún existen en el mercado otros compuestos como el endosulfán, que a causa de la ausencia de regulación y por ser altamente eficaz, es frecuentemente usado. Por lo tanto, los altos niveles en organismos y en matrices ambientales es justificado (Polanco *et al.*, 2014, Cobos *et al.*, 2014).

Todos los plaguicidas detectados en los organismos de las especies de estudio son parte de las listas de sustancias químicas prohibidas en algunas partes del mundo, a causa de sus consecuencias ambientales y a la salud humana. Lo anterior debido a que se han registrado posibles efectos carcinogénicos (lindano y endosulfán), alteración endócrina (metoxicloro, clorpirifos, malatión, metil paratión paratión y etión) y alta toxicidad en diversos animales como polinizadores, peces y mamíferos (BVSDE, 1997; Miranda, 2014; Greenpeace, 2016; Minagri, 2016, Sertox, 2016; Samuelle, 2016), además de ser altamente contaminantes por encontrarse en diferentes matrices ambientales (suelo, agua y aire) o para mantenerse al margen de los estándares de calidad alimentaria internacional (Samuelle, 2016). Aun así son autorizados en México tanto para su uso libre (endosulfán, metil paratión, paratión, etión y clorpirifos) y uso restringido (lindano y metoxicloro), es decir para ciertos cultivos en específico (ejemplo: sorgo, cebada, trigo, etc.) o para controles de plaga (malaria) (CICOPLAFEST, 2004). Otros como el endosulfán y malatión son muy tóxicos y deben ser prohibidos de acuerdo a programas internacionales como el Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente (UNEP por siglas en inglés),

Si bien en el presente estudio no se evaluaron efectos en los peces *P. velifera* y *G. yucatanana*, los plaguicidas detectados pueden representar un daño para los organismos. Estudios agudos o crónicos en *G. yucatanana* y *P. velifera* es casi nula, solo existe un estudio que evalúa efectos en la reproducción por plaguicidas organoclorados (endosulfán, DDT y heptacloro) tomando como biomarcador la concentración de vitelogenina en “Guayacón yucateco” *Gambusia yucatanana*, en tres sitios (Celestún, Abalá y Buctzotz) y en dos temporadas del año (estiaje y

lluvias). Los resultados obtenidos en dicho estudio muestran que no existen diferencias significativas entre sitios en temporada de estiaje; sin embargo, en temporada de lluvias hubo un incremento de vitelogenina y Celestún fue el sitio donde los peces tuvieron gran cantidad de vitelogenina respecto a los otros sitios y al grupo control (Chi *et al.*, 2011); otro estudio de toxicidad aguda para la misma especie determina la concentración letal media (LC₅₀) para clorpirifos que representa un valor de 0.085 mg/l (Rendón *et al.*, 2005).

Estudios en otras especies de peces poecilidos registran inhibición de enzimas (Sharbidre *et al.*, 2011), alteraciones en el comportamiento reproductivo y locomotor (De Silva y Samayawardhena, 2005; Venkateswara *et al.*, 2005), y alteraciones histopatológicas (Cengiz y Unlü, 2003) en los peces “Pez mosquito” y “Guppy” (*Gambusia affinis* y *Poecilia reticulata*). Un estudio propone que en peces poecilidos, el clorpirifos es más tóxico que el paratión seguido por el metil paratión (Boone y Chambers, 1997). Los efectos de clorpirifos en *P. reticulata* con concentraciones de 1 a 3 mg/L durante 2 semanas de exposición sugieren la inhibición del 80% a 90% de acetilcolinesterasa (Van der Wel y Welling, 1989), también en concentraciones de 60 ng/L (1/5 LC₅₀) los efectos en *G. affinis* son en el comportamiento locomotor y la concentración es mayor en viseras, seguido por la cabeza y hasta el último el cuerpo (Venkateswara *et al.*, 2005).

Estudios en otros tipos de peces han cuantificado la toxicidad aguda y crónica de endosulfán, exposición crónica (60d) de peces “cabeza de serpiente” (*Channa gachua*), causa inhibición de enzimas ATP sintasas en cerebro, branquias, hígado y riñón en concentraciones de 0.00174–0.00534 mg/L (Dalelia *et al.*, 1978). En otro estudio con la “espada amazónica” (*Melanotaenia fluviatilis*), se registraron efectos reproductivos como son la reducción de la fertilidad, disminución de nacimientos, y transferencia del endosulfán de hembras a descendientes en concentraciones de 1.0 ng/L (Holdway *et al.*, 2008). En el caso de efecto de POF, en el pez “Agalla azul” (*Lepomis macrochirus*) expuesto a concentraciones subletales de metil paratión (0.09 ppm), causaron incrementos en movimientos erráticos, trastornos respiratorios y disminución en el comportamiento agresivo (Henry y Atchison, 1984); otro estudio sugiere que el metil paratión puede tener

efectos teratogénicos en especies vivíparas como el pez Mexcalpique (*Girardinichthys multiradiatus*), pez endémico del centro de México, incluso a concentraciones bajas (0.005, 0.01 y 0.1 µg/g), causando malformaciones en la espina dorsal y reducción en la supervivencia en la descendencia (Arellano y Macías, 2008). Exposición menor a 20 mg/L de malatión en *L. macrochirus* causó una disminución en la supervivencia y la producción de huevos (USEPA, 2005); otro estudio no muestra efectos por la exposición a concentraciones ecológicas reales de 1 y 10 ng/L de este plaguicida en el pez “Corvina roja” (*Sciaenops ocellatus*). Para los plaguicidas paratión y etión no se encontraron trabajos sobre toxicidad crónica en peces.

7.5 Análisis de peligrosidad en aves

Los cocientes de peligrosidad obtenidos al ser menores de uno, sugieren que no existe peligro de mortandad y de reproducción para las especies de aves *Platalea ajaja*, *Egretta thula* y *Ardea alba*, sin embargo, esta información debe tomarse con cautela debido a que los valores de seguridad empleados en esta tesis no son específicamente para especies cuya dieta está basada en *G. yucatanensis* y *P. velifera*, son valores de especies de aves modelo como el azulón *Anas platyrhynchos*, la codorniz común *Colinus virginianus* y el gallo común *Gallus gallus*, de edad adulta, de hábitats terrestre y acuático y de diferentes hábitos alimenticios (omnívoros, granívoros) (Hela *et al.*, 2004; Davis *et al.*, 2007; Conder *et al.*, 2009; Vyas *et al.*, 2006; Donald y Taggard, 2000). Así mismo, algunos autores aluden algunas carencias al valor de NOEC como las que se mencionan a continuación: el valor asignado a estas concentraciones son tomadas de una concentración del experimento, el procedimiento de estimación la mayoría de las veces no es mencionado, no es posible el cálculo de precisión/incertidumbre y no se menciona el coeficiente de variación, además el valor está en función de la prueba estadística, el nivel de significancia, el tamaño de muestra y las concentraciones empleadas (Hoekstra y van Ewijk, 1993; Fox, 2008; Warne, 2008).

Por lo antes mencionado, no se puede asegurar que la presencia de plaguicidas en el alimento de aves acuáticas de la costa de Yucatán no representan un peligro

para estas especies; para asegurar que existe o no peligro es necesario contar con más estudios toxicológicos crónicos en organismos de las especies de interés considerando la exposición a través de la ingestión de alimento contaminado. Estudios realizados simultáneamente con las especies de aves *P. ajaja*, *A. alba* y *E. thula*, sugiere concentraciones en el plasma de los plaguicidas estudiados en el presente estudio (lindano: 1.0 – 129.3, endosulfán: N.D. a 555.1, metoxicloro: N.D. – 66.9, clorpirifos: N.D. – 6.7, metil paratión: N.D. – 22.7, malatión: N.D. – 110.5, paratión: 0.5 – 21.2 y etión: N.D., todo los valores representados en ng/mL) (Canul, 2016) sin embargo son necesarios estudios que ayuden a evaluar los efectos que representan para estas aves piscívoras y estimar los niveles de seguridad

Es necesario recordar que el valor de NOEC es la concentración más alta que no causa un efecto toxico significativamente diferente al grupo control; el tipo de efecto es definido desde el inicio del estudio, el cual puede ser a nivel de crecimiento, desarrollo o reproducción, por lo que no significa que estas mismas concentraciones no puedan causar otro tipo de efecto (no definido como objetivo de estudio y por lo tanto no evaluado) o que otras concentraciones (que pueden ser incluso más bajas) no puedan afectar otros estadios de vida. Por ello es necesario contar con estudios en organismos silvestres y de distribución nacional, preferentemente nativos, además considerar la evaluación de respuestas que tengan relevancia ecológica, es decir con implicaciones directas a nivel poblacional (crecimiento, desarrollo, reproducción y sobrevivencia). Lo anterior permitirá contar con información toxicológica y contar con datos toxicológicos (valores de toxicidad y de seguridad) que puedan ser utilizados en estudios de evaluación de riesgo por la exposición en escenarios reales a contaminantes prioritarios como son los plaguicidas. Contar con esta información permitirá realizar estudios, con bases ecotoxicológicos, robustos que puedan ser empleados por tomadores de decisiones, consultores y usuarios interesado (industria agrícola, ganadera, textil).

Por otro lado, considerando la concentración de plaguicidas incorporadas a través de la ingestión por alimento contaminado, la cual varió de 0.47 a 1.78 mg/Kg PH

en POC y de 0.18 a 0.65 mg/Kg PH en POF, es ideal compararlos con los niveles reales de plaguicidas reportados por Canul (2016) en plasma de aves piscívoras que en Sisal para *P. ajaja* varió de 1.29 a 3.6 mg/Kg en POC y de 0.17 a 3.33 mg/Kg en POF, en *A. alba* varió de 0.26 a 2.07 mg/kg en POC y de 0.27 a 1.22 mg/Kg en POF y en *E. thula* de 0.57 a 3.21 mg/Kg en POC y de 0.31 a 2.42 mg/Kg en POF; y en aves de Celestún para *A. alba* varió de 0.62 a 3.14 mg/Kg en POC y de 0.53 a 1.58 en POF. Los valores de concentración de plaguicida estimados en esta tesis para polluelos de aves costeras está dentro de los valores reales reportados por Canul (2016) en plasma de aves costeras, lo cual es un sustento para la estimación realizada.

Efectos crónicos reportados en especies de aves modelo para los plaguicidas evaluados en la presente tesis son principalmente a nivel reproductivo. El lindano a concentraciones de 0.15 a 0.6% del LC₅₀ (100 mg/Kg) en cuatro generaciones de *C. virginianus* se presentó reducción en la fertilidad, incremento en la mortandad de embriones, disminución en la eclosión, producción y tamaño de huevos y polluelos (IARC, 1979); el metoxicloro en concentraciones de 0.5 y 5 mg/L en dos generaciones de la misma especie afectó al sistema neuroendocrino hipotalámico, redujo la eclosión y la madurez sexual (Ottinger *et al.*, 2005). En *A. platyrhynchos*, *C. virginianus*, *G. gallus* con concentraciones del 50% del LC₅₀ (374 ppm) después de 1 hora de tratamiento presentaron debilidad en las piernas, ataques nerviosos, mala postura y poca extensión en las alas. Concentraciones de clorpirifos de 7 a 28 mg/L en *C. virginianus* después de 25 semanas de exposición presentó disminución en el tamaño del cuerpo, cerebro, disminución en la colinesterasa sérica y calcio en hembras y en *G. gallus* después de 8 días de exposición presentaron disminución en cuerpo y el tamaño de huevos, producción de huevos, resistencia, grosor y tamaño del cascarón fueron reducidos (Bennett y Bennett, 1990). Para endosulfán, metil paratión, malatión, paratión y etión no se encontraron trabajos sobre toxicidad crónica en aves.

Por último, es importante resaltar que los resultados del presente estudio demuestran que los peces de ambientes costeros del Estado de Yucatán, relativamente lejanos de las zonas de cultivo, están expuestos a plaguicidas, por

lo tanto, es imperativo conocer los efectos agudos o crónicos que ejercen sobre ellos y sobre especies de relevancia económica y ecológica. Así mismo, es importante considerar los efectos sinérgicos (efecto en mayor grado que la suma de los efectos de cada uno de los contaminantes) de la mezcla de compuestos contaminantes, o los efectos aditivos (suma de los efectos individuales de cada uno de los compuestos). También, para investigaciones futuras en los sitios de estudio, es necesario conocer qué plaguicidas y con qué frecuencia son utilizados para estimar las concentraciones de exposición a través de modelos de dispersión de contaminantes de fuentes móviles de acuerdo a las características geológicas y geográficas, entre otras características, de la Península de Yucatán. La anterior información (valores de toxicidad y valores de exposición) son necesarios para estimar si las concentraciones encontradas representan un riesgo para la biota que habita los sitios en estudio.

8. CONCLUSIONES

- En los peces *Gambusia yucatanana* y *Poecilia velifera* se detectó la presencia de los plaguicidas organoclorados lindano, metoxicloro y endosulfán y fueron los que se encontraron en mayor concentración en ambas especies.
- También se detectaron los organofosforados malatión, paratión, metil paratión, etión y clorpirifos, que son de menor persistencia y menor capacidad de biocentración, pero que sin embargo son de mayor uso en la región y utilizados en ambientes alejados relativamente, en su mayoría, de las zonas costeras.
- La identificación de bioconcentración de plaguicidas en los peces sugiere la presencia de los mismos en cuerpos de agua costeros del estado de Yucatán.
- Las concentraciones de los plaguicidas en los sitios de muestreo no muestran relación temporal, espacial ni por especie.
- Es altamente probable que las concentraciones de plaguicidas encontradas en los peces no representen toxicidad letal, sin embargo, no debe descartarse la posibilidad que dichas concentraciones causen un

efecto crónico por ejemplo a nivel reproductivo, en el crecimiento y/o desarrollo.

- Los cocientes de peligrosidad obtenidos para aves que se alimenten de peces con niveles internos de plaguicidas semejantes a los detectados en el presente estudio, no sugieren un peligro aparente pero deben tomarse con cautela por tratarse de una estimación empleando parámetros de toxicidad de especies de aves modelo.

9. RECOMENDACIONES

A partir de la experiencia adquirida durante el desarrollo de la presente tesis, se hacen las siguientes recomendaciones a diferentes secretarías y comisiones federales, así como a la comunidad científica:

1. Continuar con estudios en la zona y ampliar los puntos de colecta y evaluación de plaguicidas en la costa de Yucatán e incluso de la Península de Yucatán, ya que por sus características hidrogeológicas es muy vulnerable a la contaminación del manto acuífero y de la costa.
2. Hacer estudios de plaguicidas no solo en organismos, sino en otras matrices ambientales como agua y sedimento porque las zonas costeras son sitios de descarga de aguas subterráneas, son sitios vulnerables y porque varias de las zonas costeras de Yucatán son áreas naturales protegidas a nivel federal o estatal.
3. Crear bases de datos georeferenciados para cada región del país para saber el nivel de plaguicidas en las matrices ambientales con el fin de tener una referencia sobre el estado en el que se encuentran los ecosistemas en cuanto a contaminación por plaguicidas. Esta recomendación es dirigida a la Gerencia de Calidad de Agua de la CONAGUA, la cual se encarga del monitoreo sistemático de la calidad del agua e incorporación al Sistema de Información sobre cantidad, calidad, usos y conservación de aguas nacionales, continentales y costeras.

4. La SEMARNAT, en coordinación con la CONAGUA, podría incluir límites permisibles en agua, suelo y/o sedimento tomando en cuenta las características ambientales y la biota propias de cada región.
5. Se le sugiere a la SAGARPA elaborar registros e inventarios de los plaguicidas ocupados en cada Estado del país y ponerlos a disposición del público en general, lo cual facilitará la realización de la evaluación de riesgo ambiental por el uso de estos compuestos.
6. La CICLOPLAFEST en combinación con la COFEPRIS y con ayuda de la Dirección General de Gestión Integral de Materiales y Actividades Riesgosas (SEMARNAT), la cual se encarga de emitir opiniones técnicas con respecto a la protección del ambiente, ecotoxicología y de destino ambiental, podrían actualizar la lista de plaguicidas prohibidos y restringidos basándose de estudios toxicológicos y ecotoxicológicos de las sustancia en especies mexicanas y no en especies modelo dictaminados por lineamientos científicos internacionalmente, que si bien son de gran reconocimiento no consideran la realidad ni necesidad nacional.
7. Otra recomendación para SEMARNAT sería impulsar estudios de toxicología, ecotoxicología, tomando en cuenta las características ambientales nacionales. Estos estudios deben estar dirigidos hacia los nuevos plaguicidas aprobados para su comercialización de los cuales se desconocen sus peligros para ecosistemas de México. Además reimpulsar la estandarización de ensayos de toxicidad considerando especies nacionales.
8. Para la SAGARPA es recomendable la realización de estudios sobre la eficacia de plaguicidas alternativos o naturales con el fin de conocer si son viables para la sustitución de plaguicidas existentes en el mercado;
9. Propongo a CIMARES crear un Plan de Manejo Costero Integrado para la Península de Yucatán en donde exista un rubro en el cual los intereses sectoriales (agricultura, turismo, gobierno, entre otros) y públicos estén relacionados con la contaminación de diferentes sustancias y no sólo por derrames de petróleo en diferentes ecosistemas.

10. Este trabajo es novedoso debido a que no existen trabajos para Yucatán que evidencie la presencia de plaguicidas en organismos silvestres y nativos de la región, sin embargo son necesarios mayores esfuerzos para el estudio de otras especies de importancia económica y ecológica.

10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alnaakeeb G. D. (2009). Histopathological study of black molly *Poecilia latipinna* exposed to Diazinon. *Magazin of Al-Kufa University for Biology*, 1(2).

Alvarado J., Cobos V. y González L. (1994). Insecticidas y herbicidas de mayor uso en los horticultores de Yucatán. Implicaciones a la salud y al ambiente. *Revista Biomédica*, 5:180–190.

Anastassiades M., Lehotay D., Stajnbaher F. y Shenk J. (2003). Fast and Easy Multiresidue Method Employing Acetonitrile Extraction/Partitioning and “Dispersive Solid-Phase Extraction” for the Determination of Pesticide Residues in Produce. *Journal of AOAC international*, 86:412.

Aranda N., Herrera J. A. y Comín F. A. (2006). Nutrient water quality in a tropical coastal zone with groundwater discharge, northwest Yucatan, Mexico. *Estuarine Coastal Shelf Science*, 68:445–454.

Aranguiré F. J., Zambrano R., González L. y Robledo M. (2011). Evaluación de los niveles de contaminación por residuos de plaguicidas organoclorados en sedimento y peces de la presa Aguamilpa, Nayarit, México. *Waxapa*, 1(4).

Arellano O. y Macías C. (2009). Effects of Methyl Parathion Exposure on Development and Reproduction in the Viviparous Fish *Girardinichthys multiradiatus*. *Environmental Toxicology*, 24(2):178–186.

Arnot J., Mackay D., Parkerton T. F. y Bonnell M. (2008). A database of fish biotransformation rates for organic chemicals. *Environmental Toxicology and chemistry*, 27(11):2263–2270.

Balla A., Nattini M. E., Sershen H., Lajtha A., Dunlop D.S y Javitt D. C. (2009). GABAB/NMDA receptor interaction in the regulation of extracellular dopamine levels in rodent prefrontal cortex and striatum. *Neuropharmacology*, 56(5).

- Barron M, Galbraith H. y Beltman D. (1995) Comparative reproductive and developmental toxicology of PCBs in birds. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Pharmacology and Toxicology*, 112(1):1–14.
- Basheer C., Lee H. K. y Obbard J. P. (2002). Determination of organochlorine pesticides in seawater using liquid-phase hollow fiber membrane microextraction and gas chromatography-mass spectrometry. *Journal of Chromatography*, 968:191– 199.
- Batllore, E., González J. I., Díaz J. y Febles J. L. (2006). Caracterización Hidrológica de la Región Costera Noroccidental del Estado de Yucatán, México. *Investigaciones Geográficas–Boletín del Instituto de Geografía*, 59:74–92.
- Bauer P., Gondwe B. R., Charvet G., Marín L. E., Rebolledo M. y Merediz G. (2011). Review: The Yucatán Peninsula karst aquifer, Mexico. *Hydrogeology Journal*, 19:507–524.
- Beddows P.A. (2004). Groundwater Hydrology of a Coastal Conduit Carbonate Aquifer: Caribbean Coast of the Yucatan Peninsula, Mexico. Tesis de Doctorado. University of Bristol, Inglaterra.
- Bennett J. y Bennett R. (1990). Effects of dietary methyl parathion on northern bobwhite egg production and eggshell quality. *Environmental, Toxicology and Chemistry*, 9(12):1481.
- Berkowitz B., Dror I. y Yaron B. (2008). Contaminant geochemistry: interactions and transport in the subsurface environment. Berlin, Alemania: *Springer*. 73.
- Boone J. S. y Chambers J. E. (1997). Biochemical factors contributing to toxicity differences among chlorpyrifos, parathion, and methyl parathion in mosquitofish (*Gambusia affinis*). *Aquatic Toxicology*, 39:43–333.
- Bozcaarmutlu A., Turna S., Sapmaz C. y Yenisoy-Karakaş S. (2014). Determination of organochlorine pesticide concentrations in flathead mullet (*Mugil cephalus*) caught from the western Black Sea coast of Turkey. *Environmental Monitoring and Assessment*, 186(12):8151–8160.
- Botello A. V., Rueda L., Díaz G. y Toledo A. (2005). Golfo de México contaminación e impacto ambiental: diagnóstico y tendencias. Univ. Autón. de Campeche, Univ. Nal. Autón. de México, Instituto Nacional de Ecología y otros. México. 181 –182.
- Bustamante G. (2007). Los plaguicidas y su impacto en el medio ambiente. Tesis de licenciatura en Química Farmacéutica Biológica. UNAM, México.
- Biblioteca Virtual de Desarrollo Sostenible y Salud Ambiental (BVSDE). (1997). Documento de orientación para la toma de decisiones sobre la aplicación del procedimiento de ICP a

plaguicidas sumamente peligrosos para la salud humana en las condiciones de empleo existentes en los países en desarrollo. Recuperado el 21 de septiembre de 2016 de <http://www.bvsde.paho.org/bvstox/e/fulltext/paration/paration.pdf>

Canadian Water Quality Guideline (CWQG). (1999). Task force on water quality guideline of the Canadian Council of Resource and Environment Ministers. Ottawa, ON: CWQG.

Canul P. M. (2016). Evaluación de plaguicidas organoclorados y organofosforados en bolo alimenticio y plasma de aves acuáticas de la costa norte de Yucatán. Tesis de Licenciatura. Carrera Química. UADY. En prensa.

Carruthers T. J. B., Van Tussenbroek B. I. y Denison W.C. (2005). Influence of submarine springs and wastewater on nutrient dynamic of Caribbean seagrass meadows. *Estuarine Coastal and Shelf Science*, 64:191–199.

Carvalho F. P., Villeneuve J. P., Cattini C., Rendón J. y Mota de Oliveira J. (2009). Pesticide and PCB residues in the aquatic ecosystems of Laguna de Términos, a protected area of the coast of Campeche, Mexico. *Chemosphere*, 74(7):988–995.

Cengiz E. y Unlü E. (2002). Histopathological changes in the gills of Mosquito fish, *Gambusia affinis* exposed to endosulfan. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 68:290–296.

Cengiz E. y Unlü E. (2003). Histopathology of gills in mosquitofish, *Gambusia affinis* after long-term exposure to sublethal concentrations of malathion. *Journal of Environmental Science and Health, Part B*, 38(5):581.

Cengiz E. L., Unlü E., y Balci, K. (2001): The histopathological effects of Thiodan® on the liver and gut of mosquitofish, *Gambusia affinis*. *Journal of Environmental Science and Health, Part B*, 36:75–85.

Chablé J. y Pasos R. (2010). Aves. En: Durán R. y M. Méndez (Eds). 2010. Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. CICY, PPD-FMAM, CONABIO, SEDUMA. 264–266.

Chablé J. (2010). Reptiles. En: Durán R. y M. Méndez (Eds). 2010. Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. CICY, PPD-FMAM, CONABIO, SEDUMA. 260–261.

Chi C., Cobos V., Barrientos R., Navarro J. y Rendón J. (2011). Disrupción Endocrina en *Gambusia yucatanana* por Plaguicidas Orgánicos Persistentes en el Anillo de Cenotes. *Mesoamericana*, 15(2):255.

Chumba L. y Barrietos C. (2010). Peces dulceacuícolas. En: Durán R. y M. Méndez (Eds). 2010. Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. CICY, PPD-FMAM, CONABIO, SEDUMA. 253–254.

Cobos V. M., Barrientos R., Navarro J. y Rendón J. (2014). Plaguicidas organoclorados: contaminantes persistentes en cenotes de Yucatán. *Bioagrobiencias*, 7(1):2 –27.

Cobos V. M., Mora M. A. y Escalona G. (2006). Inhibición de colinesterasa plasmática en el zorzal pardo (*Turdus grayi*), expuesto a diazinón en cultivos de papaya maradol en Yucatán, México. *Revista de Toxicología*, 23(1):17–21.

Comisión Federal para la protección contra riesgos sanitarios-Dirección General de Salud Ambiental (COFEPRIS-DGSA). (2002). Primer diagnóstico nacional de salud ambiental y ocupacional. Dirección General de Salud Ambiental.

Comisión Intersecretarial para el control del proceso y uso de plaguicidas, fertilizantes y sustancias tóxicas (CICLOPAFEST). (2004). Catálogo de Plaguicidas. Secretaría de Salud.

Comisión Nacional del Agua (CONAGUA). (2006). Datos meteorológicos de la estación de Dzilam de Bravo, Yucatán. Comisión Nacional del Agua, Gerencia Regional Península de Yucatán. Subgerencia Regional Técnica. Jefatura de Proyectos de Aguas Superficiales. México.

Comisión Nacional del Agua (CONAGUA). (2015). Ley Federal de Derechos. Disposiciones aplicables en materia de aguas nacionales. Recuperado el 21 de septiembre de 2016 de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/105138/Ley_Federal_de_Derechos.pdf

Comisión Nacional del Agua (CONAGUA). (2015). Reporte del clima en México 2015. Recuperado el 16 de noviembre de 2016 de smn1.conagua.gob.mx/climatologia/analisis/reporte/Anual2015.pdf

Conder J. M., Sorensen M. T., Leitman P., Martello L. B. y Wenning R. J. (2008). Avian ecological risk potential in an urbanized estuary: Lower Hackensack River, New Jersey, U.S.A. *Science of the Total environment*, 407:1035–1047.

Consejo de Ciencia, Innovación y Tecnología del Estado de Yucatán (CONCIYTEY). (2012). Estadísticas del Sector Primario de Yucatán. CONCIYTEY. México. 217.

Coronado D., Holte S., Vigoren E., Griffith W. C., Faustman E. y Thompson B. (2011). Organophosphate Pesticides Exposure and Residential Proximity to Nearby Fields: Evidence for the Drift Pathway. *Journal of Occupational and Environmental Medicine*, 56(8):884–891.

Cortinas, C. (2008). Situación en México de las existencias de plaguicidas sujetos al Convenio de Estocolmo. INECC: México. Recuperado el 18 de agosto de 2016 de http://siscop.inecc.gob.mx/descargas/diagnos/diag_situacion_plaguicidas_convenio_estocolmo.pdf

Costa L. G. (2006). Current issues in organophosphate toxicology. *Clinica Chimica Acta*, 366, 2.

Dalelia R. C., Bhatnagar M. C., Tyagi A. K. y Verma S. R. (1978). Adenosine triphosphatase activity in few tissues of a fresh water teleost, *Channa gachua* following in vivo exposure to endosulfan. *Toxicology*, 11(4):361.

Davis R., Peterson R. y Macedo P. (2007). An ecological risk assessment for insecticides used in adult mosquito management. *Integrated Environmental Assessment and Management*, 3(3):373–382.

De Dios C. (2014). Ecología trófica de un gremio de aves piscívoras durante la temporada de reproducción en la costa de Yucatán. Tesis de maestría en Ciencias (Biología marina). Posgrado en ciencias del mar y limnología, México.

De Silva P. y Samayawardhena L. A. (2005). Effects of chlorpyrifos on reproductive performances of guppy (*Poecilia reticulata*). *Chemosphere*, 58:1293–1299.

Diario Oficial de la Federación (DOF). Enero 18 de 1996. NOM-127-SSA1-1994. Norma Oficial Mexicana, Límites permisibles de calidad y tratamientos a que debe someterse el agua para su potabilización.

Diario Oficial de la Federación (DOF). Noviembre 27 de 2000. Programa de manejo de la Reserva de la Biosfera Ría Celestún. Recuperado 22 de enero de 2016 de http://www.conanp.gob.mx/datos_abiertos/DGCD/65.pdf

Donald L. y Taggard M. (2000). Uncertainty factors in screening ecological risk assessments. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 19(6):1668–1680.

Durán R. y Méndez M. (Eds). 2010. Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. CICY, PPD-FMAM, CONABIO, SEDUMA. 491.

Early R. (2004). Good agricultural practice and HACCP systems in the management of pesticides and veterinary residues on the farm. En D. H. Watson (Ed.), Pesticide, veterinary and other residues in food. Inglaterra: CRC Press. 123.

Eastmond A. y García de Fuentes A. (2010). Impactos de los sistemas agropecuarios sobre la biodiversidad. 98–104. En R. Duran y Méndez M. (Eds). Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán. Contexto social y económico. CICY, PPD-FMAM, CONABIO, SEDUMA.

Enriquez C., Mariño I. J. y Herrera J. A. (2010). Dispersion in the Yucatan coastal zone: Implications for red tide events. *Continental Shelf Research*, 30(2):127–137.

Environmental Risk Management Authority (ERMA). (2008). Application for Reassessment of a Hazardous Substance under section 63 of the Hazardous Substances and New Organisms Act 1996: Endosulfán. Nueva Zelanda, Australia.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2001). FAO specifications and evaluations for plant protection products. Parathion methyl. Quebec, Canada.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2002). Agricultura mundial: hacia los años 2015/2030. Roma, Italia. 97.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2005). International Code of Conduct on the Distribution and Use of Pesticides. Roma, Italia.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2015). Dirección de estadística. Consumo de plaguicidas en México. Recuperado el 18 de agosto de 2016 | de <http://faostat3.fao.org/browse/R/RP/S>

Ford D.C. y Williams P. (2007). Karst Hydrogeology and Geomorphology, second Ed. NY, USA: John Wiley and Son. 526.

Fox D. (2008). NECS, NOECS and the ECX. *Australasian journal of ecotoxicology*, 14:7–9.

Gallardo A., Badillo M., Ribera V., Rubio J., Galindo de Santiago C., Loera J., García T. y Chiappa X. (2014). Catálogo de Peces de la Costa Norte Yucatán. Segunda edición. México.

Secretaría de ecología del Estado de Yucatán (SE). (2006). Programa de manejo de la Reserva Estatal El Palmar. México. 17–18.

Gold B. G. (2004). Hidrocarburos en el sur del Golfo de México. En Caso M., Pisanti I. y Ezcurra E. (Comp). Diagnóstico Ambiental del Golfo de México. (655–680). INE-SEMARNAT. México.

González F. F. (2003). Pesticides in the coastal zone of Mexico. En: Taylor M. D., S. Klaine J., Carvalho F. P., Barceló D. y Everaarts J. (Eds). Pesticide residues in coastal tropical ecosystems. (541). Londres, Inglaterra: Taylor and Francis group.

González R. A., Sánchez I. y Gamboa J. (2002). Groundwater-flow modeling in the yucatan karstic aquifer, Mexico. *Hydrogeology Journal*, 10:539–552.

Greenpeace. (2016). Agrotóxicos que están prohibidos en otros países. Recuperado el 19 de septiembre de <http://www.greenpeace.org/mexico/Global/mexico/report/2015/29-agrotoxicos-que-estan-prohibidos-en-otros-paises.pdf>

Hela D., Lambropoulou D., Konstantinov I. y Albanis T. (2004). Environmental Monitoring and Ecological Risk Assessment for pesticides contamination and effects in lake Pamvotis, norwestern, Greece. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 24(6):1548–1556.

Henry M. G. y Atchison G. J. (1984). Behavioral effects of methyl parathion on social groups of bluegill (*Lepomis macrochirus*). *Environmental Toxicology and Chemistry*, 3:399–408.

Herrera J. (2006). Coastal Lagoon of Yucatan (SE, Mexico): Research. Diagnostic and Management. *Ecotrópicos*, 19(2):94–108.

Herrera J., Martin M. y Díaz V. (1999). Phytoplacton variations in four coastal lagoons, Yucatan, Mexico. *Revista de Biología Tropical*, 47:47–56.

Hillocks R. J. (2012). Farming with fewer pesticides: EU pesticide review and resulting challenges for UK agriculture. *Crop Protection*, 31:85–93.

Hoekstra J. y Van Ewijk P. (1993). The bounded effect concentration as an alternative to the NOEC. *Science of the Total Environment*, 134:705–711.

Holdway D. A., Hefferman J. y Smith A. (2008). Multigeneration assessment of nonylphenol and endosulfan using a model Australian freshwater fish, *Melanotaenia fluviatilis*. *Environmental Toxicology*, 23(2):253.

Howard P. (1991). Handbook of Environmental Fate and Exposure Data: For Organic Chemic Chemicals. Volume III: Pesticides. Florida, E. E. U.U.: Taylor & Francis group.

Instituto Nacional de Ecología (INE). (2000). Características de peligrosidad ambiental. INE. México. 21–44.

Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). (2007). Anuario estadístico del estado de Yucatán. Aguascalientes, México.

Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). (2007). Censo agropecuario 2007, VII. Censo agrícola, ganadero y forestal. Aguascalientes, México.

Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). (2016). Carta climática. Recuperado el 25 de agosto de 2016 de <http://www.inegi.org.mx/geo/contenidos/reclnat/clima/cartaclimatica.aspx>

Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). (2016). Encuesta Intercensal 2015. Recuperado el 25 de agosto de 2016 de <http://www3.inegi.org.mx/sistemas/tabuladosbasicos/default.aspx?c=33725&s=est>

Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI). (2016). Marco Geoestadístico Nacional 2016. Recuperado el 25 de agosto de 2016 de http://www.inegi.org.mx/geo/contenidos/geoestadistica/M_Geoestadistico.aspx

International Agency for Research on Cancer (IARC). (1979). Monographs on the Evaluation of the Carcinogenic Risk of Chemicals to Humans. Geneva: World Health Organization, International Agency for Research on Cancer, 1972-PRESENT. (Multivolume work). Recuperado (2016) de <http://monographs.iarc.fr/ENG/Classification/index.php>

International Council for Harmonisation of Technical Requirements for Pharmaceuticals for Human Use (ICH). (2005). Validation of analytical procedures: text and methodology, Q2(R1). Recuperado el 6 de septiembre de 2016 de http://www.ich.org/fileadmin/Public_Web_Site/ICH_Products/Guidelines/Quality/Q2_R1/Step4/Q2_R1__Guideline.pdf

Jokanovic, M. (2001). Biotransformation of organophosphorus compounds. *Toxicology*, 166:139.

Jongbloed R., Mensink B. J., Vethaal A. D. y Luttik R. (1995). Risk assessment of bioaccumulation food wens of two marine AMOEBA species: common tern and harbor seal. National Institute for Coastal and Marine Management. The Hague, Holanda.

Kavitha P. y Rao J. V. (2008). Toxic effects of chlorpyrifos on antioxidant enzymes and target enzyme acetylcholinesterase interaction in mosquito fish, *Gambusia affinis*. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 26:192–198.

Kuk J. G., Gold G. y Ardisson P. (2012). Benthic infauna variability in relation to environmental factors and organic pollutants in tropical coastal lagoons from the northern Yucatan Peninsula. *Marine Pollution Bulletin*, 64:2725–2733.

Linde C. D. (1994). Physico–Chemical Properties and Environmental Fate of Pesticides. Environmental Hazards Assessment Program. Sacramento, California: EPA.

Lok, T. (2013) Spoonbills as a model system: a demographic cost-benefit analysis of differential migration. Tesis de Doctorado. University of Groningen. Groningen, Países Bajos.

Lok, T., Overdijk O. y Piersma T. (2014). Interpreting variation in growth of Eurasian Spoonbill chicks: disentangling the effects of age, sex and environment. *Ardea*, 102:181–194.

Marin L. E. (1990). Field investigation and numerical simulation of the karstic aquifer of northwestern Yucatan, Mexico. Tesis de Doctorado. Northern Illinois University. Dekalb, IL. 183.

Marín L. E., Perry E. C., Booth C. y Villasuso M. (1987). Hydrogeology of the northwestern Peninsula of Yucatan, Mexico. *EOS, Transaction, Amer., Geophys. Union*, 69(16):1292.

Marín L. E. y Perry E. C. (1994). The hydrogeology and contamination potential of northwestern Yucatan, Mexico. *Geofísica Internacional*, 33(4):619–623.

Marines V. A. (2006). Análisis de la concentración de metales y compuestos orgánicos persistentes en peses en una sección de la cuenca del río Lacantún en el Estado de Chiapas. Tesis de maestría. Tecnológico de Monterrey. México.

Maroni M., Colosio C., Ferioli A. y Fait A. (2000) Chapter 1 – Organophosphorous pesticides. *Toxicology*, 143:5–37.

Martinez J. (2007). Determinación de pesticidas organoclorados en *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758) del Lago Tecmulco, Hidalgo, México. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. México.

McCauley L. A., Lasarev M. R., Higgins G., Rothlein J., Muniz J., Ebbert C. y Phillips J. (2001). Work characteristics and pesticide exposures among migrant agricultural families: A community-based Research approach. *Environmental Health Perspective*, 109(5):533–538.

Megan B. Y., Meagan E. G., Derek A. F., Willard S. M., Herrera J. y Adiana P. (2007). Characterizing sources of groundwater to a tropical coastal lagoon in a karstic area using radium isotopes and water chemistry. *Marine Chemistry*, 109:377–394.

Mineau P., Baril A., Collins B. T., Duffe J., Joerman G. y Luttick R. (2001). Pesticides acute toxicity reference values for birds. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*, 170:13–74.

Ministerio de Agroindustria de la Nación Argentina (Minagri). (2016). Agroquímicos prohibidos o restringidos. Recuperado el 6 de septiembre de 2016 de http://www.agroindustria.gob.ar/site/agricultura/tabaco/03=informes/02-publicaciones/_archivos/000004-Publicaciones_y_Estudios_Especiales/000009_Agroquimicos%20prohibidos%20o%20restringidos.pdf

Miranda F. (29 de septiembre del 2014). En México se usan plaguicidas prohibidos a escala mundial. Milenio. Recuperado de http://www.milenio.com/cultura/Mexico-plaguicidas-prohibidos-escala-mundial_0_381561848.html

Monsiváis A. (2012). Determinación de la presencia de plaguicidas organoclorados y organofosforados en agua y sedimento del río Cutzamala, Jalisco. Tesis de licenciatura en Biología. UNAM, México.

Nelder J. A. (1999). Statistics for the Millennium: From statistics to statistical science. *The Statistician*, 48, 257 – 269.

Nesheim O. N., Fishel F.M. y Mossler M. (2005). Toxicity of Pesticides. University of Florida, IFAS Extension, Documento PI-13. Recuperado el 6 de abril de 2016 de <https://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/PI/PI00800.pdf>

Organización Mundial de la Salud (OMS). (1993). División Salud y Ambiente. Plaguicidas y salud en las Américas. IFAS Extension, Document PI-13. Washington: OMS/OPS.

Ottinger M., Wu J., Hazelton J., Abdelnabi M., Thompson N., Quinn M., Donoghue D., Schenck F., Ruscio M., Beavers J. y Jaber M. (2005). Assessing the consequences of the pesticide methoxychlor: neuroendocrine and behavioral measures as indicators of biological impact of an estrogenic environmental chemical. *Brain Research Bulletin*, 65(3):199–209.

Pech D., Vidal V. M., Aguirre M. L., Gold G., Herrra J., Zapata O. y Marcogliese D. J. (2009). The checkered puffer (*Spheroides testudineus*) and its hermiths as bioindicators of chemical pollution in Yucatan coastal lagoons. *Science of the total environment*, 407:2315–2324.

Pérez N., Alvarado J. A., Castillo M. T., González R. L. y Quintanilla M. B. (2012). Efectos reproductivos en agricultores expuestos a plaguicidas en Muna, Yucatán. En: Género, Ambiente y Contaminación por sustancias químicas. INE SEMARNAT. 199.

Perry A. S., Yamamoto I., Ishaaya J. y Perry R. Y. (1998). Insecticides in agriculture and environment. Retrospect and prospect. India: Spinger Science. 50–52.

Perry, E. y Velázquez G. (1993). Determination of flow directions in the ring of cenotes in the Yucatan State, Mexico. *Unión Geofísica Mexicana*, 13(5).

Perry E., Velázquez O. y Socki R. (2003). Hydrogeology of the Yucatan Peninsula. En: Fedick S., Allen M., Jimenez J. y Gómez A. (Eds). *The Lowland Maya Sea: Three Millennia at the Human – Wildland Interface*. Costa Rica: CRC Press. 659.

Pimentel D. (2009). Pesticides and pest control. En: Peshin R. y Dhawan A.K. (Eds.). *Integrated Pest Management: Innovation Development Process*. India: Springer Science, 83–88.

Polanco A., Navarro J., Solorio J., Mena G., Marrufo J. y Del Valls T. 2014. Contamination by organochlorine pesticides in the aquifer of the Ring of cenotes in Yucatan, Mexico. *Water and Environment Journal*, 29:14–150.

Racke D. (1993). Environmental Fate of Chlorpyrifos. En: Ware G. (Ed.). *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*. NY, E.E. U. U.: Springer–Verlag, 24–31.

Ramirez J. y Lacasaña M. (2001). Plaguicidas: clasificación, uso, toxicología y medición de la exposición. *Archivos de Prevención de Riesgos Laborales*, 4(2):67–75.

Rendón J., Ortiz A., Guilhermino L. y Soares A. M.. (2005). In vivo evaluation of three biomarkers in the mosquitofish (*Gambusia yucatanana*) exposed to pesticides. *Chemosphere*, 58(5):36.

Rendón J., Del Rio R. E. y Memije M. (2006). Distribution of organochlorine compounds in sediments from the natural distribution area of *Farfantepenaeus duorarum* from the Campeche bank and the southeast coast of Campeche, Mexico. *Toxicology*, 164(1):176–177.

Richardson R. J., Hein N. D., Wijeyesakere S. J., Fink J. K. y Makhaeva G. F. (2013). Neuropathy target esterase (NTE): overview and future. *Chemico-biological Interaction*, 203(1):44–238.

Rosas C., Cooper E. L., Pascual C., Brito R., Gelabert R., Moreno T., Miranda G. y Sánchez A. (2004). La condición reproductiva del camarón blanco *Litopenaeus setiferus* (Crustacea; Penaeidae): evidencias de deterioro ambiental en el sur del Golfo de México. En: Caso M., Pisanti I. y Ezcurra E. (Comp.). *Diagnóstico ambiental del Golfo de México*. INE-SEMARNAT: México. 791-822.

Samuelle, J. (17 de marzo del 2016). El gobierno analiza prohibir el uso del plaguicida Etión. El Observador. Recuperado el 14 de octubre de 2016 de

<http://www.elobservador.com.uy/el-gobierno-analiza-prohibir-el-uso-del-plaguicida-etion-n883045>

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). (2007). Servicio de información agroalimentaria y Pesquera (SIAP). Aguascalientes, México.

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). (2011). Monitor agroeconómico. Yucatán, México.

Secretaría de agricultura, ganadería, desarrollo rural, pesca y alimentación (SAGARPA). (2015). Infografía agroalimentaria 2015. Servicio de información agroalimentaria y pesquera (SIAP). Recuperado el 14 de octubre de 2016 de http://nube.siap.gob.mx/publicaciones_siap/pag/2015/Yucatan-Infografia-Agroalimentaria-2015

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). (2000). Programa de manejo Reserva de la Biosfera Ría Celestún. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas. México, D.F.

Secretaría de Ecología del Estado de Yucatán (SE). (2006). Programa de Manejo de la Reserva Estatal de Dzilam. Recuperado el 23 de septiembre de 2015 de http://conacyt.gob.mx/cibiogem/images/cibiogem/sistema_nacional/documentos/ANPL/Yuc/4-Dzilam_Docto.pdf

Sertox. (2016). Toxicología al día: Prohiben Clorpirifos; Diazinón; Diclorvos y Malatión. Recuperado el 14 de octubre de 2016 de <http://www.sertox.com.ar/modules.php?name=News&file=article&sid=930SharbidrS>

Shafer, E. W. Jr., Bowles W. A. Jr. y Hurlbut J. (1983). The acute oral toxicity, repellency and hazard potential of 998 chemicals to one or more species of wild and domestic birds. *Archives of Environmental Contamination Toxicology*, 12:355–382.

Sharbidre A., Metkari V. y Patode P. (2011). Effect of methyl parathion and chlorpyrifos on certain biomarkers in various tissues of guppy fish. *Poecilia reticulata. Pesticide, Biochemistry and Physiology*, 101(2):132–141.

Smithsonian Tropical Research Institute (STRI). (2015). Peces Costeros del Gran Caribe. Recuperado el 20 de septiembre de 2016 de <http://biogeodb.stri.si.edu/caribbean/es/contributors/images/996>

Steinich B. y Marín L. (1997). Determination of flow characteristics in the aquifer of the Northwestern Peninsula of Yucatan, Mexico. *Journal of Hydrobiology*, 191:315–331.

Stephenson G. R. y Solomon K.R. (2013). Plaguicidas y ambiente. Versión en español. Carazo E. (Eds.). San José, Costa Rica: Edit. UCR.

Suter II G. W., Efroymson R. A., Sample B. E. y Jones D. S. (2000). Ecological Risk Assessment for Contaminated Sites. Florida, E.E. U.U.: Lewis Publisher.

United Nations Environment Programme (UNEP). (2006). Perfil de riesgo del lindano. Stockolm Convention on Persistent Organic Pollutants. Recuperado el 29 junio de 2016 de http://www.pops.int/documents/meetings/poprc/chem_review/Lindane/Lindane_RiskProfile_s.pdf

United Nations Environment Programme (UNEP). (2009). Proyecto de perfil de riesgos: endosulfan. Stockolm Convention on Persistent Organic Pollutants. Recuperado 18 de noviembre de 2016 de <http://www.cnrco.es/gc/assets/docs/UNEP-POPS-POPRC.5-3.Spanish.pdf>

United Nations Environment Programme (UNEP). (2012). Fact sheet on chemical alternatives to endosulfan an DDT.. Estocolmo, Suecia.

USEPA/Office of Pesticide Programs. (2005). Malathion RED-Ecological Effects Hazard Assessment (parte 2). Recuperado de <http://www.regulations.gov/#!home>.

U.S. Environmental Protection Agency (USEPA). (2008). Fact Sheet: Spray drift of Pesticides. Recuperado el 18 de noviembre de 2016 de <http://www.epa.gov/opp00001/factsheets/spraydrift.htm>.

U.S. Environmental Protection Agency (USEPA). (2007). Method 1699: Pesticides in water, sediment, biosolids, and tissue by HRGC/HRMS. Washington, D.C. 3–66.

U.S. Environmental Protection Agency (USEPA). (1994). Method 8250A: semivolatle organic compounds by gas chromatography/mass spectrometry (GC/MS). Recuperado el 29 junio de 2016 de http://legismex.mty.itesm.mx/secc_inter/SW-846/8250a.pdf

Vaquer-Sunyer R. y Duarte C. M. (2008). Thresholds of hypoxia for marine biodiversity. *Proceedings of the National Academy of Science*, 105(40):15452–15457.

Valdéz S.B., García E. I y Schorr M. (2000). Impact of pesticides use on human health in Mexico: a review. *Reviews on Environmental Health*, 15(4):399–412.

Van der Wel H. y Welling W. (1989). Inhibition of acetylcholinesterase in guppies (*Poecilia reticulata*) by chlorpyrifos at sublethal concentrations: methodological aspects. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 17(2):205.

Van-Leeuwen C. J. y Vermeire T. G. (2007). Risk assessment of chemicals risk: an introduction. The Netherlands: Springer.

Vázquez, A. D., Ríos G. y Adame M. F. (2009). Caracterización del sitio de manglar Celestún, en Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO). Sitios de manglar con relevancia biológica y con necesidades de rehabilitación ecológica. CONABIO. México.

Venkateswara J., Begum G., Pallela R., Usman P. K. y Nageswara R. (2005). Changes in Behavior and Brain Acetylcholinesterase Activity in Mosquito Fish, *Gambusia affinis* in Response to the Sub-Lethal Exposure to Chlorpyrifos. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 2(3):478–483.

Villasuso M. y Méndez R. (2000). A conceptual model of the aquifer of the Yucatan Peninsula. En: Lutz W., Prieto L. y Sanderson W. (Eds). Population, Development, and Environment on the Yucatan Peninsula. Austria. 120–139.

Vyas N. B., Spann J. W., Hulse C. S., Borges S. L., Bennett R. S., Torres M., Williams B. I. y Leffel R. (2006). Field evaluation of an avian risk assessment model. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 25(7):1762–1771.

Walker C. H. y Tyler C. (2009). Organic Pollutants: an ecotoxicological perspective. Florida, E. E. U.U.: Taylor & Francis group.

Ware, G. W. (2000). The pesticide book. 5th edition. Londres, Inglaterra: Thomson Publications.

Warne M. y Van Dam R. (2008). NOEC and LOEC data should no longer be generated or use. *Australasian journal of ecotoxicology*, 14:1–5.

Water Framework Directive (WFD). (2010). Common implementation strategy for the Water Framework Directive. Guidance document No. 25 on chemical monitoring of sediment and biota under the Water Framework Directive. Technical report. European Commission. Recuperado el 20 de octubre de 2016 de file:///D:/Users/Invitado/Downloads/Guidance%20No%2025%20-%20Chemical%20Monitoring%20of%20Sediment%20and%20Biota%20(EuropeaComiss).pdf

ANEXO I

Tabla 16. Propiedades fisicoquímicas de los plaguicidas organofosforado

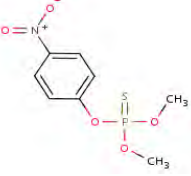
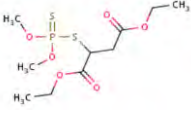
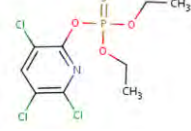
Compuesto	CASRN	Uso	Peso molecular	Color/Forma	Punto de ebullición	Corrosividad	Densidad	Cte. De disociación	Log Kow	Solubilidad en agua	Presión de vapor	Cte. de ley de Henry	Koc	Referencia		
METIL PARATIÓN C8-H10-N-O5-P-S 	298-00-0	insecticida	263.2	Cristal blanco	154 °C a 136 Pa		1.358 g/cu cm a 20 °C	7.15 (pKa)	2.86	37.7 mg/L a 20°C	3.5X10 ⁻⁶ mm Hg a 25 °C	1.0X10 ⁻⁷ atm-cu m/mol a 25 °C	366-1,516	TOXNET. METHYL PARATHION. Junio 15, 2015, de U.S. National Library of Medicine Sitio web: http://toxnet.nlm.nih.gov/cgi-bin/sis/search2/f?./temp/~V9zmW3:1		
	Comportamiento en el ambiente															
	Liberación en el aire				Liberación en agua				Liberación en suelo							
Existirá en partículas y partículas. En fase de vapor se degradará por reaccionar con radicales hidroxilo producidos fotoquímicamente; vida media de 0.3 días. Las partículas serán removidas por deposición húmeda y seca.				Existirá adsorción por parte de los sedimentos y sólidos suspendidos. La biodegradación será importante para el destino final en el agua. No tendrá volatilización importante de la superficie del agua a la atm. Se demostró bioacumulación en organismos acuáticos.				Se espera baja movilidad. No se espera volatilización de suelos secos y para húmedos, será poco importante para su destino final. La biodegradación será importante como proceso final en el suelo.								
MALATIÓN C10-H19-O6-P-S2 	121-75-5	insecticida	330.36	Líquido transparente e incoloro en estado puro		1.4°C	1.2076 g/cu a 20°C		2.36	145 mg/L a 20°C	3.97X10 ⁻⁵ mm Hg a 30°C	4.9X10 ⁻⁹ atm-cu m/mole a 25°C	1175 a 1800	TOXNET. MALATHION. Junio 11, 2015, de U.S. National Library of Medicine Sitio web: http://toxnet.nlm.nih.gov/cgi-bin/sis/search2/f?./temp/~44eVzV:3		
	Comportamiento en el ambiente															
	Liberación en el aire				Liberación en agua				Liberación en suelo							
Existirá en tanto en la fase de vapor y partículas en la atmósfera. La fase de vapor se degrada en la atmósfera por reacción con radicales hidroxilos producidos fotoquímicamente; la vida media para esta reacción en el aire se estima en 5 horas. Las partículas serán eliminadas de la atmósfera por deposición húmeda y seca.				Tiene a ser adsorbido por el sedimento y sólidos disueltos. La degradación se da por hidrólisis y/o fotodegradación.				Se da poca volatilización de la superficie del suelo húmedo. Se da la biodegradación en suelo húmedo.								
CLORPIRIFOS C9-H11-Cl3-N-O3-P-S 	2921-88-2	Insecticida	350.586	Cristal granulado, color blanco	148.88 °C	41-42°C	1.44 a 20 °C	Prácticamente no disociativo por naturaleza	4.96	1.4 mg/L a 25 °C	2.02X10 ⁻⁵ mm Hg a 25 °C	3.55X10 ⁻⁵ atm-cu-m/mol a 25°C	995-31,000	TOXNET. CHLORPYRIFOS. Junio 11, 2015, de U.S. National Library of Medicine Sitio web: http://toxnet.nlm.nih.gov/cgi-bin/sis/search2/f?./temp/~3zF1U:3#		
	Comportamiento en el ambiente															
	Liberación en el aire				Liberación en agua				Liberación en suelo							
Existirá tanto en la fase de vapor y partículas en la atmósfera. En fase de vapor se degradan en la atmósfera por reacción con radicales hidroxilo producidos fotoquímicamente; la vida media para esta reacción en el aire se estima en 5 horas. Las partículas serán eliminadas de la atmósfera por deposición húmeda o seca. Estas absorben la luz superior a 295 nm y se ha observado la fotólisis en el aire. La vida media de la fotólisis en verano se estima como 4,2 días con la vida media de la fotólisis en invierno estimado como 9,7 días.				Tiene a ser adsorbido por sólidos y sedimentos en suspensión en base al Koc. Se espera una volatilización importante de la superficie del agua en base a la ley de Henry. La vida media de volatilización en la superficie del agua estimado para un río modelo es de 2.2 y para un lago modelo es de 21.5 días; sin embargo, esto puede ser atenuada por la adsorción de los sólidos suspendidos y sedimentos. La vida media estimada de volatilización de un estanque modelo es de 2 años si se considera adsorción. Se ha observado foto-transformación.				Se espera que tenga baja o ninguna movilidad. La volatilización de superficies de suelos húmedos puede ser un proceso importante de destino final. La vida media de volatilización en suelos húmedos se estimó entre 45-163 hrs utilizando una corriente de aire de 1 km/hr. Se produce foto-degradación en suelo expuestos a luz solar. Importante la biodegradación para su destino final.								

Tabla 16. Propiedades fisicoquímicas de los plaguicidas organofosforados (continuación)

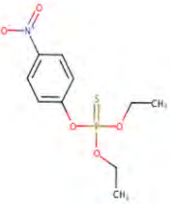

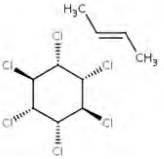
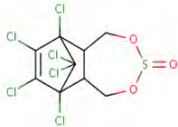
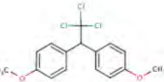
<p>PARATIÓN C10-H14-N-O5-PS</p> 	56-38-2	Insecticida	291.26	Líquido amarillo a 6°C	375 °C a 760 mm Hg		1.26 a 25 °C / 4 °C		3.83	11 mg/l a 20 °C	6.68X10 ⁻⁶ mm Hg a 20 °C	0,0302 Pa / cu m mol	314-15860	<p>TOXNET. PARATHION.S septiembre 7,2015, de U.S. National Library of Medicine Sitio web: http://toxnet.nlm.nih.gov/cgi-bin/sis/search2/?/.temp/~H5q2IX:3</p>
	Comportamiento en el ambiente													
	Liberación en el aire			Liberación en agua					Liberación en suelo					
<p>Existirá en fase de vapor y partículas. En fase de vapor se degradará en la atm por reacción con radicales hidroxilo producidos fotoquímicamente, la vida media para esta reacción se estima en 4.2 Hrs. Las partículas serán removidas por deposición húmeda y seca.</p>			<p>Se espera que fuese adsorbido por los sólidos y sedimentos en suspensión en la columna de agua. Se biodegrada en aguas naturales ambientada dentro de varias semanas. No se espera que la volatilización de la superficie de agua sea un proceso importante como destino final. El FBC sugiere bioacumulación en organismos acuáticos de moderada a alta.</p>					<p>Se espera una nula movilidad. No se espera que la volatilización de la superficie del suelo húmedo y seco sea un proceso importante como destino final.</p>						
<p>ETIÓN C9-H22-O4-P2-S4</p> 	563-12-2	Insecticida	384.48	Líquido blanco a ambar	165 °C a 0,3 mm Hg	No corrosivo	1.220 a 20 grados C		5.073	2,0 mg/l a 25 °C	1.5X10 ⁻⁶ mm Hg a 25 °C	3.8X10 ⁻⁷ atm-cu m / mol	15.435	<p>TOXNET, ETHION, Septiembre, 10, 2015, de U.S. National Library of Medicine Sitio web: http://toxnet.nlm.nih.gov/cgi-bin/sis/search2/?/.temp/~hQKVHt:1</p>
	Comportamiento en el ambiente													
	Liberación en el aire			Liberación en agua					Liberación en suelo					
<p>Existirá en las fases tanto el vapor y partículas En la fase de vapor se degradará por reacción con radicales hidroxilo, con una vida media estimada en 40 min. Las partículas serán removidas por deposición húmeda y seca.</p>			<p>Sería adsorbido por sólidos y sedimentos en suspensión en la columna de agua. No se espera una volatilización importante. El FBC sugiere una bioconcentración muy alta.</p>					<p>No tendría movilidad y no se espera que exista una volatilización importante en la superficie del suelo.</p>						

Tabla 18. Propiedades fisicoquímicas de los plaguicidas organoclorados

Compuesto	CASRN	Uso	Peso molecular	Color/Forma	Punto de ebullición	Corrosividad	Densidad	Cte. De disociación	Log Kow	Solubilidad en agua	Presión de vapor	Cte de ley de Henry	Koc	Referencia		
LINDANO C6-H6-CL6 	58-89-9	insecticida	290.83	Polvo cristalino blanco o amarillo	323.4 °C a 760 mm Hg	corrosivo al metal	1.85		3.72	7.3 mg/L a 25 °C	4.20X10 ⁻⁵ mm Hg a 20 °C	5.14X10 ⁻⁶ atm-cu m/mol a 25 °C	1,080	TOXNET. LINDANE. Junio 15, 2015, de U.S. National Library of Medicine Sitio http://toxnet.nlm.nih.gov/cgi-bin/sis/search2/?/temp/~U0urg4:1		
	Comportamiento en el ambiente															
	Liberación en el aire				Liberación en agua				Liberación en suelo							
Existirá en partículas y vapor. En fase de vapor se degradará por reaccionar con radicales hidroxilo producidos fotoquímicamente; vida media de 61 días. Las partículas serán removidas por deposición húmeda y seca.				Existirá adsorción por parte de los sedimentos y sólidos suspendidos. La biodegradación será importante para el destino final en el agua. Se demostró bioacumulación en organismos acuáticos alta a muy alta.				Se espera baja movilidad. En un suelo arenoso, la vida media es de 2.3 a 22.2 días. No es biodegradado en suelos aeróbicos. En condiciones anaeróbicas ocurre un 63.8 % de biodegradación en suspensiones de suelo después de tres semanas.								
ENDOSULFAN C9-H6-CL6-O3-S 	115-29-7	Insecticida	406.93	Café/cristales	106 °C a 0.7 mm Hg	corrosivo al metal	1.745 a 20 °C		3.83	0.32 mg/L a 22 °C	1.73X10 ⁻⁷ a 25 °C	6.5X10 ⁻⁵ atm-cu m/mol	350 a 19.953	TOXNET. ENDOSULFAN. Junio 15, 2015, de U.S. National Library of Medicine Sitio web: http://toxnet.nlm.nih.gov/cgi-bin/sis/search2/?/temp/~Q8esxl:3		
	Comportamiento en el ambiente															
	Liberación en el aire				Liberación en agua				Liberación en suelo							
Existirá una fase tanto de vapor como de partículas en la atmósfera. En fase de vapor se degradará en el aire; vida media estimada 2 días. Las partículas serán removidas de la atmósfera por deposición húmeda y seca.				No se disuelve fácilmente en agua. La biodegradación es un proceso importante el agua, se espera una vida media de 2 a 8 días en aguas aerobias y anaerobias, respectivamente. Se demostró bioacumulación en organismos acuáticos alta a muy alta.				Se espera que tenga una movilidad entre baja y moderada. La volatilización del suelo húmedo superficial no será importante para su destino final. La biodegradación es un proceso importante en los suelos. En general la persistencia en suelos se ha informado de 32 a 150 días en suelos aerobios y anaerobios, respectivamente								
METOXICLORO C16-H15-Cl3-O2 	72-43-5	insecticida	345.65	cristal	Se descompone al calentar, sin hervir.	Levemente corrosivo para los plásticos y hules	1.41 g/cu cm a 25 °C		5.08	0.040 mg/L a 24 °C	4.2X10 ⁻⁵ mm Hg a 25 °C	2.03X10 ⁻⁷ atm-cu m/mol a 25 °C	23,000 a 93,000	TOXNET. Junio 15, 2015, de U.S. National Library of Medicine Sitio web: http://toxnet.nlm.nih.gov/cgi-bin/sis/search2/?/temp/~Q8esxl:3		
	Comportamiento en el ambiente															
	Liberación en el aire				Liberación en agua				Liberación en suelo							
Existirá en vapor y partículas. En fase de vapor se degradará por reaccionar con radicales hidroxilo producidos fotoquímicamente; vida media de 7 hrs. Las partículas serán removidas por deposición húmeda y seca.				La bioacumulación en organismos acuáticos es de alta a muy alta.				Se esperará una poca movilidad. En condiciones aerobias no es biodegradado, mientras que en condiciones anaerobias se espera una degradación del 70%.								

ANEXO II

Tabla 19. Equipos utilizados para el procedimiento analítico

Nombre	Marca
Pipetas pasteur	Corning
Viales ABC ámbar de 2 mL	Supelco
Viales de vidrio de 7 mL con tapa sólida	Supelco
Viales de vidrio de 15 mL con tapa sólida	Supelco
Viales de vidrio de 40 mL con tapa sólida	Supelco
Viales graduados de 22 mL con tapa sólida	Supelco
Insertos cónicos de vidrio de 0.25 mL	Supelco
Probetas graduadas de vidrio	Corning
Matraz aforado	Corning
Vasos de precipitados	Corning
Micropipetas	Eppendorf
Puntas para micropipeta	Corning
RoQ™ QuEChERS dSPE Kit	Phenomenex
Cartucho para EFS	Phenomenex
Cartucho para EFS	Supelco
Cartucho para EFS	Phenomenex

Tabla 20. Reactivos utilizados para las técnicas analíticas (reactivos grado HPLC)

Nombre	Marca
Acetona (C ₃ H ₆ O)	J.T. Baker
Etanol	Sigma-Aldrich
Acetato de etilo (C ₄ H ₈ O ₂)	J.T. Baker
Hexano (C ₆ H ₁₄)	J.T. Baker
Diclorometano (CH ₂ Cl ₂)	J.T. Baker
Sulfato de sodio anhidro (Na ₂ SO ₄)	Sigma-Aldrich
Sulfato de amonio ((NH ₄) ₂ SO ₄)	Sigma-Aldrich
Estándar de plaguicidas organoclorados Mezcla # 1-508 (100 µg/mL)	ChemService
Estándar de plaguicidas organofosforados Mezcla #1-614 (100 µg/mL)	ChemService
Mezcla de estándares internos 525 (100 µg/mL)	ChemService

Tabla 21. Equipos a utilizados para las técnicas analíticas

Nombre	Marca
Balanza analítica	Explorer Pro
Liofilizadora	Labconco
Bomba de vacío	Felisa
Procesador ultrasónico	Cole Parmer
Agitador vortex	Thermo Scientific
Bloque de calentamiento	Thermo Scientific
Purificador y desionizador de agua	Barnstead
Manifold para EFS de 10 posiciones	Phenomenex
Cromatógrafo de gases	Agilent
Detector de masas	Agilent
Inyector automático	Agilent
Columna capilar para CG	Phenomenex