



Monitoreo de sustancias tóxicas persistentes y bioacumulables en la Reserva de la Biosfera Mapimí, Durango, México, en el marco del Programa Nacional de Monitoreo y Evaluación Ambiental (PRONAME)



INFORME FINAL

Junio, 2013

El presente informe fue elaborado por la Universidad Autónoma de San Luis Potosí para el Secretariado de la Comisión para la Cooperación Ambiental con número de proyecto: 2012.181.111 N/E: 241.0261. La información que contiene es responsabilidad de los autores y no necesariamente refleja los puntos de vista de la CCA o de los gobiernos de Canadá, Estados Unidos o México.



Universidad Autónoma de San Luis Potosí

Dr. César A. Ilizaliturri Hernández

Dra. V. Gabriela Cilia López

M en C. Beatriz Areli Zuki O.

BQ. Ángel Montes Rocha

Dra. Donaji J. González Mille

CAS. Eleno Sanjuan Meza

CAS. Alejandra Berumen Rodríguez

CAS. Paola Mendoza Rivera

Biol. Sonia Rangel Villafranco (Consultora)

Dr. Guillermo Espinosa Reyes *

Universidad de Guanajuato -campus Irapuato-

Dr. Rogelio Costilla Salazar

Universidad Autónoma Metropolitana

Dra. Patricia Romero Ramírez

I.A Laura Elizalde Ramírez

Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático

Biol. Alma Delia Nava Montes**

M. en C. Jephté Cruz Aliphat

QBP. Alberto Tellez Girón Bravo

Ing. Oscar Fentanes Arriaga

Ing. Daniel Ordoñez Carmona



COMISIÓN NACIONAL DE ÁREAS NATURALES PROTEGIDAS

Ing. Baldomero Ramos

Ing. Cristino Villarreal Wislar

Director de la Reserva de la Biosfera Mapimí, Dgo.

*Responsable Técnico. Av. Sierra Leona No. 550. Col. Lomas 2ª sección. CP: 78210,
San Luis Potosí, SLP, México. Teléfono y Fax (444) 8262300 ext. 8466, correo
electrónico: guillermo.espinosa@uaslp.mx

** Coordinadora del PRONAME. Instituto Nacional de Ecología y Cambio
Climático. Periférico 5000 Piso 3 Col. Insurgentes Cuicuilco, México, DF. C.P.
04530, correo electrónico: alma.nava@inecc.gob.mx



CONTENIDO

INTRODUCCIÓN	5
Situación de los COP o STPB en México.....	5
Contaminantes Orgánicos Persistentes (COP) o Sustancias Tóxicas Persistentes y Bioacumulables (STPBs).....	¡Error! Marcador no definido.
ANTECEDENTES.....	6
JUSTIFICACIÓN	9
OBJETIVO GENERAL	9
OBJETIVOS PARTICULARES.....	9
MATERIALES Y MÉTODOS	10
Descripción general del sitio	10
Captura de organismos	13
Análisis químicos de las muestras	13
RESULTADOS.....	17
Selección de estaciones de muestreo.....	17
Selección del Receptores Ecológicos	20
Importancia ecológica de las especies seleccionadas.....	21
Obtención de muestras ambientales y biológicas.....	22
Muestreo de suelos.....	23
Muestreo de sedimentos	25
Muestreo de roedores silvestres	26
Muestreo vegetal (hojas)	29
Muestras para la realización de bioensayos	30
COP en aire.....	30
Metales en suelos y sedimentos	31
Metales en muestras biológicas	¡Error! Marcador no definido.
Plaguicidas Organoclorados en muestras ambientales	33
Bifenilos Policlorados (PCB) en muestras ambientales	35
Plaguicidas Organoclorados en muestras biológicas.....	38
Bifenilos Policlorados (PCB) en muestras biológicas	39
PBDE's en muestras ambientales	40



Compuestos Orgánicos Persistentes en aire	¡Error! Marcador no definido.
Hidrocarburos Aromáticos Policíclicos en suelos y sedimentos	42
Pruebas de toxicidad –bioensayos-	44
RESPONSABLE DEL PROYECTO	¡Error! Marcador no definido.
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	45
REFERENCIAS	46
ANEXO I.- Permiso de colector científico.	49
ANEXO II.- Análisis cromatográfico en muestras biológicas.	50
Anexo III. Monitoreo pasivo de contaminantes orgánicos persistentes	62
Anexo IV.- Bioensayos	68



INTRODUCCIÓN

Debido a que la contaminación es un problema global se han establecido convenios y tratados internacionales en materia ambiental, ej. Convención de Basilea, Convención de Rotterdam, Convenio de Estocolmo, Tratado de Biodiversidad de Cartagena, por citar solo algunos. México es un país que ha firmado estos convenios y tratados, por lo que ha adquirido ciertas obligaciones en materia ambiental. Específicamente hablando del Convenio de Estocolmo México debe preparar Planes Nacionales de Implementación (PNI). Estos PNI deberán definir las líneas de acción para iniciar actividades tendientes a proteger la salud humana y del ambiente de los efectos de los Contaminantes Orgánicos Persistentes (COP) o de las Sustancias Tóxicas Persistentes y Bioacumulables (STPB). Así como, construir un marco de referencia para desarrollar e implementar de forma sistemática y participativa una reforma regulatoria y establecer prioridades de política y finalmente, promover el fortalecimiento de capacidades y programas de inversión.

Situación de los COP o STPB en México

Con la finalidad de cumplir con los convenios internacionales adquiridos por México se han realizado estudios sobre STPB, también se han negociado acuerdos en el seno de la Comisión de Cooperación Ambiental de América de Norte, con la finalidad de implementar Planes de Acción Regionales (PARAN) y se iniciaron diversas acciones de gestión y regulación. Actualmente México cuenta con un avance significativo en el control de varios de los compuestos establecidos en Estocolmo, sin embargo, aún quedan acciones por realizar, mismas que pueden formar parte de los Planes Nacionales de Implementación de la Convención de Estocolmo, que se encuentra en proceso de elaboración con la participación de diversas dependencias.

En general todos los COP o las STPB son químicos muy estables, propensos a viajar distancias considerables y resistentes a los procesos de degradación natural, la mayoría de ellos se produjeron para su uso como plaguicidas y algunos para ser usados como químicos en procesos industriales, y otros se generan como sub-productos de manera no intencional a



partir de ciertas actividades humanas, tales como los procesos de combustión o generación de energía. En los países donde se han utilizado estos compuestos es frecuente encontrar residuos de ellos en alimentos, debido a su persistencia en el ambiente y a sus características de bioacumulación y biomagnificación a lo largo de la cadena alimentaria. Lo cual es preocupante debido a que se ha demostrado que varios de estos compuestos tóxicos generan efectos adversos tanto en población humana como en biota. En mayo de 2009 se adicionaron más contaminantes la lista original de 12 COP, estos nuevos químicos son: Endosulfán; alpha Hexaclorociclohexano (α -HCH); beta Hexaclorociclohexano (β -HCH); gama Hexaclorociclohexano (γ -HCH); Compuestos Bifenilos Polibromados (tetra, penta, hexa y heptabromobifenilos éter) PBDE's; Clordecona; Pentaclorobenceno; Perfluorooctano.

ANTECEDENTES

Debido a que México es signatario del Convenio de Estocolmo (2003) tiene deberes que cumplir y para ello se han desarrollado programas de investigación, monitoreo y modelación sobre Sustancias Tóxicas Persistentes Bioacumulables (STPB) que permitan una evaluación y seguimiento de sus implicaciones para la salud humana y la biota. Actualmente existe el Programa Nacional de Monitoreo y Evaluación Ambiental (PRONAME) y cuenta con siete sitios activos (Reserva de la Biosfera Ría Celestún, Coatzacoalcos, Reserva de la Biosfera Sierra de Manantlán, Reserva de la Biosfera Mapimí, Salamanca, Área Natural Protegida Valle de Bravo y Valle del Yaqui). A continuación se sintetiza como surge el Programa Nacional de Monitoreo

En los últimos años, de la urgente necesidad de generar información científica sobre las sustancias químicas con características tóxicas, persistentes y bioacumulables (STPB), su origen, distribución, transporte e impactos, cuyos efectos en los ecosistemas y poblaciones humanas han sido objeto de investigaciones nacionales e internacionales, surge el Grupo de Trabajo para el Manejo Adecuado de las Sustancias Químicas (MASQ) a través de la resolución 95-05 coordinado por la Comisión para la Cooperación Ambiental de América del Norte (CCA), el cual tiene por objetivo la eliminación gradual de estas sustancias en el



ambiente a través de las acciones desarrolladas en los diferentes Planes de Acción Regional de América del Norte (PARAN).

En octubre de 1998, el Grupo de Trabajo "MASQ" encomendó que se redactara un documento conceptual sobre el monitoreo y la evaluación ambiental de sustancias químicas. Posteriormente del desarrollo de este documento, las reuniones subsiguientes de expertos y del Grupo de Trabajo "MASQ", el Consejo de la CCA aprobó su Resolución 99-02, que ordenó la formulación de un Programa de Acción Regional de América del Norte sobre monitoreo y evaluación ambiental. Más tarde, en la Resolución de Consejo 00-10, el Consejo instruyó que el Manejo Adecuado de las Sustancias Químicas diera prioridad a la atención de la salud infantil en el desarrollo del borrador del PARAN sobre monitoreo y evaluación ambiental. Posteriormente en 2007, el PLANAME cambia de nombre a PRONAME, a través del cual se lleva a cabo el proceso de establecimiento y consolidación de estrategias de medición de sustancias tóxicas en diversos ecosistemas del país, así como en zonas impactadas por la actividad humana.

México asumió el compromiso de profundizar en el conocimiento de estas sustancias a través del desarrollo de investigaciones y monitoreos, encaminados a dos aspectos centrales: la reducción y eliminación ambiental de estos compuestos; y la evaluación de los riesgos y efectos adversos en los ecosistemas y en la salud humana.

El alcance y acciones que integran el PRONAME incluyen, además de la determinación de los niveles de concentración de las STPB en los factores abióticos (suelo, agua, aire y sedimentos) y bióticos (animal y vegetal), incluido el hombre, la identificación de fuentes de origen, distribución, transporte e impactos de estas sustancias con el fin de prevenir su generación, reducir las concentraciones en el ambiente y evaluar los posibles riesgos a la salud humana y de los ecosistemas; información confiable que contribuirá al diseño de políticas públicas, con sustento científico, orientadas a la reducción de sustancias tóxicas en el ambiente.



Objetivos específicos del PRONAME

- Identificar los mecanismos de transporte, rutas de exposición y acumulación de las STPB en los ecosistemas mexicanos.
- Evaluar los posibles impactos a los ecosistemas por la presencia de las STPB.
- Evaluar la exposición humana a las STPB y sus riesgos implicados.
- Generar datos confiables para el diseño de acciones de prevención y control de las STPB en el ambiente.
- Promover y desarrollar capacidades para monitorear y analizar STPB en México.
- Identificar y evaluar las concentraciones de STPB presentes en el medio ambiente.
- Elaborar los lineamientos técnicos para el monitoreo y evaluación ambiental de las STPB.
- Establecer un monitoreo de vigilancia de STPB y sus precursores
- Apoyar y evaluar el desarrollo de la regulación ambiental para el manejo de las STPB.
- Promover y fomentar la investigación científica y el desarrollo tecnológico para el monitoreo y evaluación de STPB.
- Desarrollar análisis de riesgo a la salud de los ecosistemas y humana por la presencia de STPB en el ambiente
- Incrementar la comparabilidad, confiabilidad, relevancia y disponibilidad de la información sobre STPB.
- Promover la cooperación y el intercambio de experiencias entre funcionarios gubernamentales, académicos, industriales y organismos no gubernamentales involucrados en la investigación, monitoreo, modelación y evaluación de STPB a nivel regional.



JUSTIFICACIÓN

Con base en los compromisos adquiridos en la Convención de Estocolmo es necesario establecer instrumentos para la generación de información, que permitan el diseño y puesta en práctica de políticas públicas a nivel nacional e internacional para la protección de la salud humana y del ambiente de los efectos ocasionados por las STPB. Debido a que la Reserva de la Biosfera de Mapimí cuenta con una diversidad biológica importante representativa de ecosistemas áridos de Norteamérica, y además es considerada como un sitio PRONAME con poco o nulo impacto es importante establecer las concentraciones de STPB en matrices ambientales y establecer la(s) especie(s) que funcionará(n) como biomonitor(es), ya que los niveles de STPB registrados servirán para comparar con biomonitores de otros sitios PRONAME y también se podrá establecer una línea base de STPB en México. De manera tal que se estará cumpliendo con varios de los objetivos establecidos en el PRONAME como por ejemplo, identificar los mecanismos de transporte, rutas de exposición y acumulación de las STPB en los ecosistemas mexicanos; evaluar los posibles impactos a los ecosistemas por la presencia de las STPB; generar datos confiables para el diseño de acciones de prevención y control de las STPB en el ambiente; identificar y evaluar las concentraciones de STPB presentes en el medio ambiente; establecer un monitoreo de vigilancia de STPB y sus precursores.

OBJETIVO GENERAL

- Determinar las concentraciones de STPB en muestras ambientales y Biológicas en el sitio PRONAME de Reserva de la Biosfera de Mapimí, Durango, México.

OBJETIVOS PARTICULARES

- Establecer las estaciones de muestreo ambiental y biológico dentro de la Reserva de Mapimí y en sus probables zonas de influencia.
- Seleccionar los biomonitores más adecuados para cuantificar las sustancias tóxicas persistentes bioacumulables (STPB) en Mapimí.

- Realizar un monitoreo ambiental de las matrices ambientales más representativas de la zona de estudio.
- Realizar un monitoreo biológico de la(s) especie(s) seleccionada(s) como biomonitor(es).
- Instalar un equipo de muestreo pasivo atmosférico para determinar las concentraciones de Contaminantes Orgánicos Persistentes en aire

MATERIALES Y MÉTODOS

Descripción general del sitio

La Reserva de la Biosfera Mapimí (RBM) fue establecida por decreto presidencial como Zona de Protección Forestal en el año de 1979, en una zona dentro de la región conocida como Bolsón de Mapimí. Este decreto fue abrogado por otro, del 27 de noviembre de 2000, que la declara como reserva de la biosfera en los municipios de Mapimí y Tlahualilo en el estado de Durango; Jiménez en el estado de Chihuahua, y Francisco I. Madero y Sierra Mojada en Coahuila. Está constituida por dos zonas núcleo, que son los sitios mejor conservados y una zona de amortiguamiento. Esta reserva tiene una superficie de 342,288 ha y en ella se conservan ecosistemas propios del Desierto Chihuahuense (Figura 1).



Figura 1.- Vistas de la Reserva de la Biosfera de Mapimí, Durango, México.

De acuerdo con la clasificación de Köppen modificada por E. García (2004), el área presenta un clima muy seco y extremo semicálido con lluvias de verano. Las



precipitaciones suelen ser en forma de violentos chubascos de corta duración. La precipitación tiene un promedio anual de 264.2 mm. La temperatura anual es de 20.8 °C con una mínima promedio en el invierno de 3.9 °C y una máxima promedio en el verano de 36.1 °C (Cornet et al., 1988).

Se reconocen aproximadamente 350 especies de plantas vasculares en el área, siendo las familias mejor representadas las de gramíneas, compuestas y cactáceas. Se ha clasificado a la vegetación como matorral desértico micrófilo y como matorral xerófilo. En términos más específicos, el Bolsón de Mapimí se caracteriza por matorrales, pequeñas áreas de chaparral (mogotes) y pastizales.

Se reconocen alrededor de 270 especies de vertebrados, entre ellas cinco anfibios, 36 reptiles, 28 mamíferos y aproximadamente 200 aves (Aguirre y Maury, 1989). Esta área natural protegida preserva fauna típica de las regiones semiáridas del Altiplano Mexicano, incluyendo especies de aves amenazadas como el aguililla cola roja (*Buteojamaicensis*), el aguililla rojinegra (*Parabuteounicinctus*), el halcón pálido (*Falco mexicanus*), la lechuza de madriguera (*Athene cunicularia*) y el águila real (*Aquila chrysaetos*).

La RBM es una región representativa de los ecosistemas desérticos de la parte central del Desierto Chihuahuense, en el norte de México. Posee una variedad de ecosistemas que muestran elementos biológicos con características especiales de adaptación como la gran extensión de dunas (aproximadamente 22,000 hectáreas), la Sierra Calcárea y la Laguna Salada. Estas últimas se caracterizan por tener una vegetación halófila en sus alrededores, con especies vegetales características, y constituyen ambientes particulares por estar bordeadas de dunas de yeso.

Desde el punto de vista ecológico, la Reserva de la Biosfera Mapimí es de gran importancia pues cuenta con una riqueza específica tanto de flora como de fauna, que incluye 39 especies reportadas de cactáceas entre las que destacan *Peniocereus greggii*, *Ariocarpus fissuratus*, *Equinomastus duranguensis* y *Lophophora williamsii*, que se encuentran enlistadas en la NOM-059-SEMARNAT-2010 (Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo), bajo alguna categoría de riesgo. Dentro de la fauna de importancia ecológica se encuentra la tortuga del Bolsón

(*Gopherus flavomarginatus*), considerada endémica de la reserva y en peligro de extinción de acuerdo a la norma antes citada, razón por la cual su conservación ha sido una de las prioridades de la reserva. Asimismo la zona de dunas se considera área de distribución de la zorrilla del desierto (*Vulpes macrotis*) y de la lagartija de las dunas (*Uma parapygas*), que también se encuentran bajo una categoría de riesgo.

La Reserva de la Biosfera de Mapimí es una región representativa del Bolsón de Mapimí, que se encuentra ubicada en la subprovincia de la antigua zona lacustre; esta subprovincia está conformada por cuencas endorreicas con una altura comprendida entre los 1,000 y 1,200 m.s.n.m. y llanuras desérticas, denominadas bolsones; el endorreísmo se manifiesta por la presencia de numerosas lagunas, algunas de las cuales pueden alcanzar hasta 50 Km² al final de la temporada lluviosa, como los remanentes de las lagunas de Mayrán, Tlahualilo, Bustillos, Patos y Palomas (Álvarez, 1961).

La mayoría de las lagunas son poco profundas y generalmente se secan en el transcurso de la estación seca (Figura 2); presentan con frecuencia altas concentraciones de sales (NaCl y KCl) que son objeto de explotación artesanal (Laguna de Palomas) o industrial (Laguna del Rey), para la producción de sal común (Grunberger y Janeau, 1996).

Las cuencas endorreicas están separadas por sistemas de colinas y bajadas e incluso sierras volcánicas o calcáreas que pueden rebasar los 2,000 m.s.n.m. La única laguna endorreica de la RBM es la Laguna de Palomas en la que desemboca el arroyo de La India.



Figura 2.- Laguna intermitente ubicada dentro de la Reserva de la Biosfera de Mapimí.

Captura de organismos

Se colocaron 180 trampas Sherman para captura viva en diferentes estaciones de muestreo (Figura 2). Las trampas se cebaron con hojuelas de avena y se mezclaron con vainilla (Figura 3).



Figura 3.- Trampas Sherman para captura viva de roedores silvestres, especie que funcionará como biomonitor en la Reserva de la Biosfera de Mapimí.

Análisis químicos de las muestras

La cuantificación de metales en suelo y sedimento se realizó mediante espectrometría de masas con plasma inductivamente acoplado (ICP-MS). Las muestras se colocaron en vasos de teflón, y se les adicionó 10 mL de ácido nítrico al 25%. Los vasos se taparon y se introdujeron en las camisas correspondientes y se colocaron en el horno de microondas. El proceso se realizó durante 50 min a una presión de 80 psi. Posteriormente, se dejaron enfriar los vasos y el contenido se filtró con papel filtro Wathman # 1. La solución se aforó a 15 mL y se colocó en tubos de polipropileno debidamente etiquetados, se guardaron hasta su determinación. Como control de calidad se utilizó el estándar de referencia 2710 del NIST (National Institute of Standards and Technology, Montana Soil), el cual se procesó de la misma forma que las muestras. El porcentaje de recuperación obtenido fue del 97%.

La cuantificación de metales muestras biológicas se realizó mediante espectrofotometría de absorción atómica. Para Cd y Pb se utilizó horno de grafito, mientras



que para As y Hg se analizó por generación de hidruros. Se pesaron 2g de tejido fresco de cada muestra y se colocaron en vasos de precipitado de 100mL. Para el estándar certificado (NIST-bovineliver) se pesaron 0.1g. Una vez pesadas las muestras se cortaron en trozos pequeños para facilitar la digestión. Se les agregó 10mL de ácido nítrico concentrado y 0.5mL de ácido perclórico concentrado. Además de las muestras y el estándar se pusieron dos blancos con 10mL de ácido nítrico concentrado y 0.5mL de ácido perclórico concentrado. Se les colocó un vidrio de reloj y se dejaron reposar toda la noche. Al día siguiente se prendieron las parrillas de calentamiento y se inició el proceso de digestión con calor. Las muestras se llevaron a sequedad una vez que estuvieron transparentes y los vapores que despedían fueron blancos. Finalmente las muestras se re-suspendieron con 10mL de ácido nítrico al 0.2% y se pasaron a tubos de polipropileno de 15mL. Para su lectura se utilizaron ioduro de potasio reductor y permanganato de potasio como agente reductor y oxidante respectivamente. El porcentaje de recuperación obtenido fue de 95% a 105%.

Cuantificación de metales y metaloides por Espectrometría de Masas (MS) con fuente de Plasma de Acomplamiento Inductivo (ICP)

La determinación y cuantificación de los elementos Cr, Mn, Fe, Ni, Cu, Zn, As, Se, Ag, Cd, Sn, Sb, Hg y Pb se realizó mediante ICP-MS. Se utilizó un equipo marca Thermo X Series 300 (Thermo Electron Corporation, USA) equipado con nebulizador conical (1 mL/min), antorcha tipo fassel, cámara de spray tipo Scott y un sistema de enfriamiento Peltier (4°C). La potencia del generador de radiofrecuencia (RF) fue de 1350 W; se utilizó argón para generar el plasma (15.3 L/min), como nebulizador (1L/min) y gas auxiliar (0.9 L/min). Debido a la complejidad de la muestra fue requerido utilizar una celda de colisión conformada por una mezcla de gases en la proporción 93 % de Helio y 7 % de Hidrogeno (5.3 L/min), esto con el fin de eliminar interferencias como NaAr⁺; Br₂, Cl₂, Ar-Ar, entre otras. En el Monitoreo Selectivo de Iones fueron seleccionadas las siguientes m/z : 52Cr, 55Mn, 56Fe, 58Ni, 63Cu, 64Zn, 75As, 78Se, 107Ag, 112Cd, 120Sn, 121Sb, 200Hg y 206Pb. Los registros de datos fueron analizados mediante el software Thermo PlasmaLab®.



Se utilizaron estándares certificados para la determinación de las concentraciones de metales y metaloides. Se preparó una solución de 1 mg/L en HNO³ 2 % a partir de una solución patrón de 1000 mg/L \pm 2 mg/L de cada uno de los elementos mencionados anteriormente. Todos los reactivos fueron obtenidos de Fluka®. Se utilizaron curvas de calibración en un intervalo de 0.02-50 μ g/L con coeficientes de correlación mayor a 0.99 en todos los analitos.

Los siguientes compuestos clorados están siendo evaluados en muestras de suelo y sedimento de temporada de secas en Mapimí, Durango: Aldrin, Atrazina, Clordano, Clordecon, DDD, DDE, DDT, Dieldrin, Endrin, Endosulfan, Heptacloro, Hexaclorobenceno, α , β , γ Hexaclorociclohexano, Mirex, , PCB 17, PCB 18, PCB 28, PCB 31, PCB 33, PCB 49, PCB 44, PCB 52, PCB 74, PCB 70, PCB 82, PCB 87, 95, PCB 99, PCB 101, PCB 105, PCB 110, PCB 118, PCB 128, PCB 132, PCB 138, PCB 149, PCB 151, PCB 153, PCB 156, PCB 158, PCB 169, PCB 170, PCB 171, PCB 177, PCB 180, PCB 183, PCB 187, PCB 191, PCB 194, PCB 195, PCB 201, PCB 208, PCB 205, PCB 206, PCB 209.

El proceso de extracción de contaminantes clorados en muestras ambientales (suelo y sedimentos) se está realizando con extracción asistida con sonda ultrasónica. En un vaso de teflón se coloca 1 g de suelo al cual se le adicionan 6 mL de hexano; posteriormente, la mezcla sólido-líquido se pone en contacto con la sonda ultrasónica sumergiéndola aproximadamente 0.5 cm. Los parámetros aplicados de la sonda son potencia (A) al 70 % con pulsación continua durante 1.0 minutos, el procedimiento se realiza a temperatura ambiente y por duplicado, aplicando un lavado con 12 mL de hexano. Al término del tratamiento de extracción, las muestras son centrifugadas a 3000 rpm durante 3 min. Las fracciones orgánicas son recolectadas y se evaporan a un volumen de 1 mL, por medio de flujo de nitrógeno a 30°C. Este procedimiento se aplica de igual forma a las muestras de suelo y sedimento y los blancos correspondientes. Posteriormente, se aplica un procedimiento de limpieza al extracto con cartuchos empaquetados con 1000 mg Florisil® desactivado (MgO.3.6 SiO₂) (J.T.Baker). Los cartuchos son lavados con 12 mL de hexano y se activan con 10 mL de Hexano:Diclorometano (75:25). El extracto de la muestra se pasa a través de la columna acondicionada y se emplean 3 lavados de 5 mL de



Hexano:Diclorometano (75:25). El extracto se concentra a un volumen de 1 mL mediante una corriente de nitrógeno. El endrin-C13, el PCB 14-C13 y el EI=PBDE-77 se utilizan como estándares internos y fueron adicionados a todas las muestras. Se utiliza además un estándar de referencia certificado (EC-2 “A Lake Ontario Blended Sediment for Toxic Organics”) del National Water Research Institute de Canadá. Todos los reactivos utilizados son grado analítico.

El método de extracción de contaminantes clorados en muestras biológicas se detalla en el Anexo 2.

RESULTADOS

Selección de estaciones de muestreo

En el Cuadro 1 se presentan las coordenadas de los sitios donde se obtuvieron muestras ambientales. En la Figura 4 se observan los sitios donde se obtuvieron muestras ambientales (sedimento, suelo, agua), es importante mencionar que debido a las características propias del ecosistema árido de la reserva de la biosfera de Mapimí no fue posible recolectar muestras de agua y sedimento, ya que de los diez cuerpos de agua que existen dentro de la reserva únicamente dos contenían agua. Será necesario esperar a que se presenten las lluvias para poder obtener mayor número de muestras de sedimento y agua de la reserva de la biosfera de Mapimí.

Cuadro1.- Coordenadas de los sitios de muestreo dentro de la reserva de la biosfera de Mapimí y su área de influencia.

Número	SITIO	Coordenadas		Altitud msnm	Muestra		
					Suelo	Sed	Agua
1	Mapimí 01	26°45'56.31"	103°47'20.94"	1123	X		
2	Mapimí 02	26°42'7.84"	103°44'58.64"	1155	X		
3	Mapimí 03	26°40'4.90"	103°45'26.93"	1159	X		
4	Mapimí 04	26°37'56.84"	103°46'31.75"	1145	X	X	X
5	Mapimí 05	26°36'53.16"	103°49'42.10"	1118	X		
6	Mapimí 06	26°33'0.65"	104° 0'23.12"	1152	X		X
7	Mapimí 07	26°36'3.79"	103°53'0.18"	1123	X		
8	Mapimí 08	26°35'39.43"	103°54'24.66"	1126	X		
9	Mapimí 09	26°35'7.44"	103°55'45.25"	1130	X		
10	Mapimí 10	26°34'20.53"	103°57'3.10"	1142	X		
11	Mapimí 11	26°30'58.56"	104° 0'25.41"	1152	X		



Número	SITIO	Coordenadas		Altitud msnm	Muestra		
12	Mapimí 12	26°34'49.68"	104° 4'1.07"	1163	X		
13	Mapimí 13	26°36'35.48"	104° 5'30.53"	1184	X		
14	Mapimí 14	26°50'26.79"	103°53'11.72"	1103	X	X	X
15	Mapimí 15	26°51'13.87"	103°53'39.40"	1097	X	X	X
16	Mapimí 16	26°53'5.94"	103°56'40.44"	1110	X		
17	Mapimí 17	26°52'41.23"	104° 0'3.05"	1126	X		
18	Mapimí 18	26°35'4.38"	104° 0'56.95"	1202	X		
19	Mapimí 19	26°35'21.95"	103°59'36.92"	1204	X		
20	Mapimí 20	26°36'26.39"	103°58'17.01"	1177	X		
21	Mapimí 21	26°34'7.58"	103°59'21.61"	1187	X		
22	Mapimí 22	26°40'26.55"	103°37'26.37"	1180	X		
23	Mapimí 23	26°41'51.03"	103°37'31.11"	1158	X		
24	Mapimí 24	26°41'33.61"	103°39'21.93"	1164	X		
25	Mapimí 25	26°40'50.77"	103°40'58.54"	1163	X		
26	Mapimí 26	26°40'3.16"	103°42'35.18"	1165	X		
27	Mapimí 27	26°39'7.94"	103°44'1.10"	1172	X		
28	Mapimí 28	26°38'37.79"	103°45'43.13"	1156	X		
29	Mapimí 29	26°33'27.68"	104° 2'47.56"	1153	X		
30	Mapimí 30	26°27'58.94"	103°59'3.72"	1149	X		

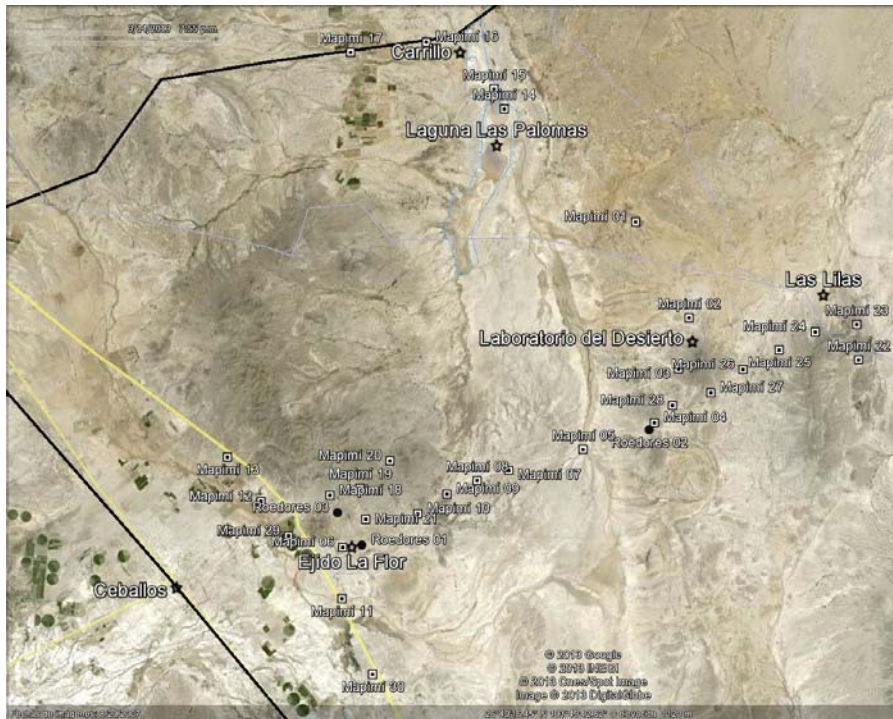


Figura 4.- Sitios de muestreo ambiental dentro de la reserva de Mapimí y en su zona de influencia.

Es importante mencionar que durante el muestreo ambiental también se tomó en cuenta el área de influencia de la Reserva de la Biosfera de Mapimí, por ello se obtuvieron algunas muestras de la porción sudoeste y noroeste (lado izquierdo de la Figura 4). En dicha región existe actividad agrícola (forrajes, melón, maíz, principalmente) y debido a que son tierras más altas que donde se encuentra el bolsón de Mapimí, durante la temporada de lluvias los arroyos intermitentes (La India y La Vega) podrían dispersar los plaguicidas y fertilizantes que ahí se aplican. La dirección de los vientos predominantes es NE-SE así que es poco probable la dispersión de STPBs por este medio. Además históricamente en esas zonas agrícolas se llevó a cabo el cultivo de algodón, por lo que podrían existir una cantidad importante de DDT residual y/o sus metabolitos.

Selección del Receptores Ecológicos

Debido a que la Reserva de la Biosfera de Mapimí representa ecosistemas típicos de zonas áridas y semiáridas (Desierto Chihuahuense), la lista de los potenciales biomonitores que se habían seleccionado anteriormente en los talleres realizados por el PRONAME (Cuadro 2) se limitaba a dos biomonitores, en las zonas donde existieran cuerpos de agua lombrices de tierra y en los ecosistemas de pastizal y matorral roedores silvestres. Es importante mencionar que para poder realizar la captura de especies se cuenta con permiso de colector científico No. FAUT-262 expedido por la SEMARNAT (ver Anexo I).

Debido a que las estaciones del muestreo ambiental y biológico se encuentran en una reserva de la Biosfera, contamos con el apoyo de los Ingenieros Cristino Villarreal Wislar (Director de la Reserva de la Biosfera Mapimí) y Baldomero Ramos (encargado de la estación La Flor) para realizar las actividades dentro de Reserva.

Cuadro 2.- Probables Biomonitores en los sitios PRONAME activos.

ECOSISTEMA	BIOMONITORES	SITIOS PRONAME ACTIVOS					
		Celestún	Coatzacoalcos	Manantlán	Valle de Bravo	Valle del Yaqui	Mapimí
Acuático	Tilapia (<i>Oreochromis</i> spp.)						---
	Roedores (<i>Peromyscus</i> y/o <i>Dipodomys</i>)						
	Encinos (<i>Quercus</i> spp.)	---	---			---	---
	Mangle rojo (<i>Rhizophora mangle</i>)			---	---		---
Terrestre	Lombriz de tierra (<i>Eisenias</i> spp.)						¿?
	Sapo (<i>Rhinella marina</i> antes <i>Bufo marinus</i>)	¿?			¿?		---

--- No se encuentra el Género o la especie en el sitio; ¿? Es probable que exista el género o la especie							

Importancia ecológica de las especies seleccionadas

Lombrices

La importancia ecológica de las lombrices de tierra radica en que son organismos descomponedores (importantes en los ciclos biogeoquímicos) y por ello, tienen un papel primordial en la adición de nutrientes al suelo (favorece la disponibilidad de nitrógeno, fósforo y azufre), mismos que pueden ser aprovechados por las especies vegetales (Reines et al., 1998; Legall, 2006); también son un eslabón importante en la cadena trófica, principalmente para algunas especies de aves y se ha demostrado que las lombrices pueden acumular concentraciones importantes de metales (Sánchez-Hernández, 2006). Las lombrices se encuentran en muchos tipos de suelo y son vulnerables a los impactos que ocurren en el suelo, su talla pequeña representa una ventaja para su manejo, su distribución es ubicua en los horizontes edáficos con detritus, son fáciles de capturar, tienen estrecho contacto con el suelo, presentan un ciclo de vida corto -favoreciendo así el estudio de varias generaciones- (Ogunseitan, 2002). Los contaminantes orgánicos persistentes tienen la capacidad de bioacumularse y biomagnificarse a lo largo de la cadena trófica, y los animales que forman parte del nivel de descomponedores o detritívoros son muy importantes para el funcionamiento de un ecosistema, por lo tanto, si los animales que forman parte del edafón son afectados por contaminantes se puede manifestar en la salud de todo el ecosistema (Reinecke y Reinecke, 1998; Espinosa-Reyes et al., 2010a). Es importante mencionar que debido a las características de los ecosistemas de la Reserva de Mapimí, no se encontraron ejemplares de lombrices de tierra.

Roedores

Los roedores son un grupo fundamental en el equilibrio dinámico de diversos ecosistemas; forman parte esencial de la cadena alimentaria y también tienen un papel importante en la dispersión de semillas; al afectarse las poblaciones y comunidades de roedores, necesariamente se afectan otras especies animales y vegetales. Las características e historia de vida de los roedores favorecen su uso como biomonitores, ya que tienen una distribución geográfica amplia y áreas de actividad pequeñas (Reynolds, 1958, Espinosa-Reyes et al., 2010b). La mayoría de las especies viven en madrigueras (de 40 a 80 cm de

profundidad), por lo cual presentan un alto potencial de exposición debido a la ingesta accidental de suelo y polvo. Los roedores son relativamente fáciles de capturar. Tienen un periodo de vida relativamente corto, por lo tanto, se postula que sus poblaciones responden rápidamente a la presencia de nuevos estresores, como por ejemplo la contaminación antropógena.

Obtención de muestras ambientales y biológicas

Durante el periodo del 11 al 16 de marzo del 2013 se realizó la primera salida a diversas comunidades de la Reserva de la Biosfera de Mapimí (Figura 5), con la finalidad de establecer las diferentes estaciones de muestreo y elegir a los receptores ecológicos que funcionarán como biomonitores en el sitio PRONAME de Mapimí, Durango. Se recolectaron muestras ambientales y biológicas para su la cuantificación de Sustancias Tóxicas Persistentes Bioacumulables (STPB), así como muestras para la realización de bioensayos y se colocó un monitor pasivo para obtener muestras de aire para determinar Contaminantes Orgánicos Persistentes (COP).

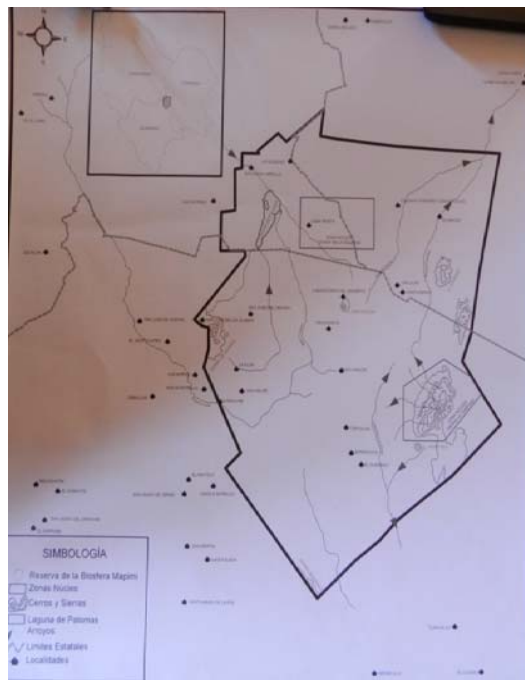


Figura 5.- Imagen de la Reserva de la Biosfera de Mapimí, Durango, México.

La primera actividad durante esta salida fue entrevistarnos con personal de la Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONANP), con la finalidad de informar las actividades que realizaríamos en la Reserva de la Biosfera de Mapimí. En cada una de las estaciones de muestreo seleccionadas se tuvo una plática informal con personal de vigilancia y personas de las comunidades cercanas (Figura 6).



Figura 6.- Ejido La Flor en la Reserva de la Biosfera de Mapimí, Durango.

Muestreo de suelos

Se obtuvieron 30 muestras de suelo superficial (1-8 cm de profundidad) compuestas cada una de tres submuestras. Las muestras de suelo (≈ 500 mg) para analizar COPs y 20 para HAPs se tomaron con pala de metal y se colocaron en frascos ámbar (Figura 7). Las muestras de suelo para cuantificar metales se colocaron en bolsas de plástico debidamente etiquetadas (Figura 8). Las muestras para bioensayos se tomaron en láminas de aluminio. Todas las muestras se colocaron en una hielera (≈ 4 a 6°C) para ser trasladadas al Laboratorio de Ecotoxicología del Centro de Investigación Aplicada en Ambiente y Salud de la Facultad de Medicina de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí.



Figura 7.- Obtención de muestras de suelo para la determinación de COP y HAP



Figura 8.- Obtención de muestras de suelo para metales y bioensayos.

Muestreo de sedimentos

En los sitios de muestreo donde aún había agua se obtuvieron muestras compuestas de sedimento y agua. Las muestras de sedimento (≈ 300 mg) para analizar COP y HAP se tomaron con pala de metal y se depositaron en un frasco de vidrio ámbar, previamente lavado con permanganato de potasio. Las muestras de sedimento para cuantificar metales se colocaron en bolsas de plástico debidamente etiquetadas. Las muestras de agua para la determinación de metales se recolectaron con botes de plástico de 500 ml (Figura 9). Todas las muestras se colocaron en una hielera (≈ 4 a 6°C) para ser trasladadas al Laboratorio de Toxicología Ambiental de la Facultad de Medicina de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí.





Figura 9.- Obtención de muestras de agua y sedimento para análisis de COPs, Metales y HAPs

Muestreo de roedores silvestres

Se capturaron un total de 20 roedores pertenecientes a cuatro especies tres de la familia Heteromyidae (*Dipodomys merriami*, *D. ordii* y *D. spectabilis*) y una de la familia Muridae (*Peromyscus maniculatus*), debido a que solamente requeríamos 15 organismos de la reserva se liberaron cinco, los criterios que se utilizaron para su liberación fueron: especie, estatus de riesgo, y talla, principalmente (Figura 10).



Figura 10.- Sitios donde se realizó el muestreo biológico dentro de la reserva de la biosfera de Mapimí.

De los roedores capturados se obtuvo el tejido hepático y los riñones para la determinación de STPB. El hígado completo se destinó para el análisis de COP y los riñones para la determinación de As, Cd, Hg y Pb. Los roedores se sacaron de las trampas Sherman con ayuda de una bolsa de plástico transparente, posteriormente se identificó la especie con la finalidad de establecer si se encuentra dentro de la NOM-SEMARNAT-059-2010, de estar dentro de la NOM el ejemplar era liberado. Los roedores que no se encontraban bajo algún estado de protección se sacrificaron por dislocación cervical. Se pesaron con ayuda de una balanza semianalítica. Se realizó un corte abdominal para poder obtener el hígado y los riñones. El tejido se pesó, enjuagó con agua desionizada y se colocó en frascos ámbar de 50 ml para ser congelado hasta su análisis (Figura 11). Los análisis de COP y metales se realizarán en el laboratorio de Ecotoxicología del Centro de Investigación Aplicada en Ambiente y Salud de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí.





Figura 11.- Proceso para la obtención de tejidos. Todos los ejemplares fueron sacrificados con autorización de la Secretaría del Medioambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT-No. FAUT-0262).

La especie predominante fue *Dipodomys merriami* por lo que el análisis de STPBs se realizará en dicha especie (Figura 12).



Figura 12.- *Dipodomys merriami*, especie predominante en el sitio de estudio

Muestreo vegetal (hojas)

En la Reserva de la Biosfera de Mapimí no existe ninguna especie vegetal de las que se propusieron como biomonitores para el PRONAME, sin embargo se plantea utilizar como biomonitores a dos especies arbustivas *Larrea tridentata* y/o *Flourencia cernua*, sin embargo durante este muestreo no se recolectaron ejemplares debido a que se encuentran secas y no cumplen con los requerimientos para hacer un análisis químico (Figura 13).



Figura 13.- Matorral dominado por gobernadora (*Larrea tridentata*) especie vegetal con potencial para poder utilizarla como biomonitor para el PRONAME.

Las hojas se obtienen de forma manual, las hojas se colectan desde el peciolo y se almacenan en aluminio y puestas en refrigeración para su posterior congelamiento en el laboratorio.



Muestras para la realización de bioensayos

Las muestras para bioensayos se obtuvieron de acuerdo a lo descrito para suelo y sedimentos en la sección de muestreo. Las muestras se rotularon y se almacenaron en frascos de vidrio a una temperatura ≈ 4 a 8°C y se transportaron al Centro Nacional de Investigación y Capacitación Ambiental (CENICA) para la realización de los bioensayos.

COPs en aire

En el Anexo III se muestran los materiales y métodos utilizados para la determinación de COP en aire.

Metales en suelos y sedimentos

En el Cuadro 3 se muestran las concentraciones de metales Arsénico (As), Cadmio (Cd), Mercurio (Hg) y Plomo (Pb) en muestras de suelo. Exceptuando las muestras 08, 14 y 15 para arsénico, que resultaron con niveles ligeramente superiores a los establecidos en la Norma Oficial Mexicana NOM-147-SEMARNAT/SSA1-2004, todas las demás se encuentran por debajo de los límites establecidos en dicha norma, la cual establece criterios para determinar las concentraciones de remediación de suelos contaminados. Las muestras fueron analizadas en los laboratorios ALSglobal en la ciudad de Zacatecas.

Cuadro 3. Concentración de metales en suelos de la Reserva de la Biosfera de Mapimí.

SITIO	Metales en suelo ppm (mg/Kg)			
	As ppm	Cd ppm	Hg ppm	Pb ppm
Mapimí 01	11.95	0.801	0.075	14.35
Mapimí 02	13	0.424	0.021	7.48
Mapimí 03	10.8	0.493	0.008	11.05
Mapimí 04	8.54	0.264	0.031	7.5
Mapimí 05	22.5	0.539	0.013	10.95
Mapimí 06	12.95	0.301	0.012	11.05
Mapimí 07	12.65	0.527	0.011	11.5
Mapimí 08	20.5	0.62	0.049	11.7
Mapimí 09	10.4	0.281	0.014	10.35
Mapimí 10	11.8	0.32	0.017	11.55
Mapimí 11	17.85	0.414	0.01	10.15
Mapimí 12	16.3	0.454	0.027	10.85
Mapimí 13	7.23	0.269	0.014	10.7
Mapimí 14	26	0.326	0.005	7.57
Mapimí 15	24	0.253	0.005	6.64
Mapimí 16	9.71	0.279	0.015	15.85
Mapimí 17	7.13	0.628	0.022	18.55
Mapimí 18	8.76	0.289	0.025	13.05
Mapimí 19	9.75	0.279	0.019	14.65
Mapimí 20	6.85	0.193	0.017	7.4
Mapimí 21	14.85	0.391	0.029	17

SITIO	Metales en suelo ppm (mg/Kg)			
	As ppm	Cd ppm	Hg ppm	Pb ppm
Mapimí 22	12.3	0.225	0.022	9.45
Mapimí 23	5.69	0.266	0.03	14.75
Mapimí 24	10.2	0.244	0.012	11.1
Mapimí 25	8.57	0.441	0.03	13
Mapimí 26	9.14	0.511	0.03	13.5
Mapimí 27	5.91	0.374	0.022	9.31
Mapimí 28	12.9	0.472	0.022	12.8
Mapimí 29	17.55	0.343	0.014	9.47
Mapimí 30	10.65	0.495	0.027	15.6
x	12.55	0.3905	0.0216	11.63
NOM-SEMARNAT-147-2007.	22	37	23	400

Metales en muestras biológicas

En el Cuadro 4 se muestran los resultados obtenidos del análisis de metales en muestras de tejido (riñones) de roedores silvestres capturados en diferentes estaciones de muestreo de la Reserva de la Biosfera de Mapimí.

Cuadro 4.- Metales (ng/g de tej) en riñones de roedores silvestres.

Roedores	Cr	Mn	Fe	Ni	Cu	Zn	As	Se	Ag	Cd	Sn	Sb	Hg	Pb
1	50.06	56.32	1368.90	120.96	30.40	1307.19	3.45	24.12	ND	23.05	3.29	9.21	ND	4.54
2	72.61	59.50	1076.36	85.88	14.65	937.97	121.82	35.55	ND	115.30	0.17	25.65	ND	34.46
3	64.75	64.50	1652.98	139.72	416.07	1247.41	68.78	27.63	ND	84.37	3.31	10.14	ND	4.47
4	57.65	57.83	679.12	53.21	35.56	1080.92	11.60	22.94	ND	71.35	1.99	9.67	ND	4.26
5	66.57	65.12	776.85	60.10	32.18	1269.12	192.34	26.96	ND	26.77	ND	15.04	ND	7.01
6	68.64	63.45	1031.61	80.41	31.95	1199.74	13.33	27.05	ND	5.62	5.84	25.34	ND	5.24
7	78.83	110.00	751.08	43.52	36.62	1608.07	28.66	33.72	ND	5.09	1.62	13.48	ND	6.41
8	77.68	69.57	1352.65	99.13	460.30	1594.99	7.04	33.99	ND	410.01	1.71	12.14	ND	6.83
9	79.62	67.57	1505.19	108.02	28.49	1166.99	29.05	34.10	ND	22.06	0.01	12.99	ND	6.45
10	54.58	48.02	1007.23	66.18	17.68	856.46	6.29	25.82	ND	47.95	1.42	16.20	ND	4.19
11	83.42	67.48	997.97	62.57	30.76	1339.58	6.82	35.95	ND	9.29	8.13	14.61	ND	5.86
12	69.31	62.17	1184.66	85.90	24.96	1154.02	15.51	28.89	ND	13.08	4.30	12.21	ND	5.01
13	69.67	61.94	2117.49	171.99	38.25	1474.27	19.87	28.26	ND	3.33	2.28	17.50	ND	6.02
14	58.40	72.04	815.71	82.14	30.46	1430.12	5.04	26.47	ND	14.13	2.00	28.47	ND	2.83
15	50.95	57.11	1951.31	155.69	26.30	986.28	ND	25.01	ND	1.16	1.45	13.51	ND	5.85

Plaguicidas Organoclorados en muestras ambientales

En los cuadros 5 y 6 se muestran las concentraciones de plaguicidas organoclorados en muestras ambientales (suelo y sedimento). Solamente se encontró niveles traza de DDT y algunos de sus metabolitos, aunque no superan los límites establecidos por las guías canadienses de calidad ambiental.

Cuadro 5.- Resultados de plaguicidas organoclorados (OCP) en suelos, reportados en µg/kg

Muestra	α-HCH	γ-HCH	δ-HCH	HCB	Aldrin	Heptaclor	Heptaclor Epóxido	α-Endosulfán	β-Endosulfán	Endosulfán Sulfato	4,4' DDE	4,4' DDD	4,4' DDT
Mapimí 01	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 02	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 03	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 04	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 05	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 06	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 07	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 08	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 09	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 10	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 11	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 12	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	14.49	< LDD	< LDD
Mapimí 13	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD
Mapimí 14	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 15	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 16	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 17	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 18	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 19	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 20	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 21	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 22	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 23	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 24	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 25	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD



Muestra	α -HCH	γ -HCH	δ -HCH	HCB	Aldrin	Heptaclor	Heptaclor Epóxido	α -Endosulfán	β -Endosulfán	Endosulfán Sulfato	4,4' DDE	4,4' DDD	4,4' DDT
Mapimí 26	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 27	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 28	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	21.21	16.66	21.91
Mapimí 29	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	> 100	< LDD	< LDD
Mapimí 30	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	17.89	< LDC	< LDD
LDD ($\mu\text{g}/\text{kg}$)	6.80	7.84	5.70	5.16	3.78	5.22	4.52	6.29	4.19	6.47	4.63	7.08	6.85
LDC ($\mu\text{g}/\text{kg}$)	15.44	14.24	13.18	11.72	8.62	11.88	10.29	14.28	9.54	14.68	10.53	16.07	15.54
Soil Quality Guidelines (1)	N.R	N.R	N.R	N.R	N.R	N.R	N.R	N.R	N.R	N.R	700 (3)	N.R	N.R

Cuadro 6. Resultados de plaguicidas organoclorados (OCP) en sedimentos, reportados en $\mu\text{g}/\text{kg}$

Muestra	α -HCH	γ -HCH	δ -HCH	HCB	Aldrin	Heptaclor	Heptaclor Epóxido	α -Endosulfán	β -Endosulfán	Endosulfán Sulfato	4,4' DDE	4,4' DDD	4,4' DDT
Mapimí 02	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 03	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 04	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 14	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
LDD ($\mu\text{g}/\text{kg}$)	6.80	7.84	5.70	5.16	3.78	5.22	4.52	6.29	4.19	6.47	4.63	7.08	6.85
LDC ($\mu\text{g}/\text{kg}$)	15.44	14.24	13.18	11.72	8.62	11.88	10.29	14.28	9.54	14.68	10.53	16.07	15.54
Sediment Quality Guidelines PEL (2)	N.R	N.R	1.38	N.R	N.R	2.74	N.R	N.R	N.R	N.R	6.75	8.51	4.77

(1) Canadian Environmental Quality Guidelines, Soil Quality Guidelines for the Protection of Environmental and Human Health - Residential/ Parkland.
(2) Canadian Environmental Quality Guidelines, Sediment Quality Guidelines for the Protection of Aquatic Life – Freshwater.
(3) DDT total.

Bifenilos Policlorados (PCBs) en muestras ambientales

En los cuadros 7 y 8 se muestran las concentraciones de bifenilos policlorados (PCB) en muestras ambientales (suelo y sedimento). En ninguna muestra se registraron éstos compuestos.



Cuadro 7. Resultados de bifenilos policlorados (PCB) en suelos, reportados en µg/kg

Muestra	PCB 28	PCB 52	PCB 99	PCB 101	PCB 105	PCB 118	PCB 128	PCB 138	PCB 153	PCB 156	PCB 183	PCB 187	PCB 170	PCB 180
Mapimí 01	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 02	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 03	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 04	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 05	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 06	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 07	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 08	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 09	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 10	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 11	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 12	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 13	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 14	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 15	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 16	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 17	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 18	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 19	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 20	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 21	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 22	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 23	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 24	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 25	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 26	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 27	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 28	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 29	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 30	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
LDD (µg/kg)	2.86	3.48	5.11	5.37	5.10	6.15	5.41	5.49	5.21	5.51	5.08	5.54	6.66	6.47
LDC (µg/kg)	6.54	7.93	11.62	12.21	11.60	13.97	12.30	12.47	11.84	12.52	11.54	12.58	13.91	14.69
Soil Quality Guidelines (1)	1300	1300	1300	1300	1300	1300	1300	1300	1300	1300	1300	1300	1300	1300



Cuadro 8. Resultados de bifenilos policlorados (PCBs) en sedimentos, reportados en µg/kg

Muestra	PCB 28	PCB 52	PCB 99	PCB 101	PCB 105	PCB 118	PCB 128	PCB 138	PCB 153	PCB 156	PCB 183	PCB 187	PCB 170	PCB 180
Mapimí 02	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 03	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 04	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 14	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
LDD (µg/kg)	2.86	3.48	5.11	5.37	5.10	6.15	5.41	5.49	5.21	5.51	5.08	5.54	6.66	6.47
LDC (µg/kg)	6.54	7.93	11.62	12.21	11.60	13.97	12.30	12.47	11.84	12.52	11.54	12.58	13.91	14.69
Sediment Quality Guidelines PEL (2)	277	277	277	277	277	277	277	277	277	277	277	277	277	277

(1) Canadian Environmental Quality Guidelines, Soil Quality Guidelines for the Protection of Environmental and Human Health - Residential/ Parkland.

(2) Canadian Environmental Quality Guidelines, Sediment Quality Guidelines for the Protection of Aquatic Life – Freshwater.



Plaguicidas Organoclorados en muestras biológicas (CHECAR CON LA BASE DE DATOS)

En los cuadros 9 y 10 se presentan los resultados de las concentraciones de COP (plaguicidas organoclorados y bifenilopoliclorados –PCB-) registradas en tejido hepático de roedores recolectados en tres estaciones de muestreo del sitio PRONAME de Mapimí, Durango. Es importante mencionar que se tiene que determinar el intervalo de confianza para poder establecer con exactitud el valor de COPs presente en cada muestra.

Cuadro 9.- Niveles de plaguicidas organoclorados registrados (ng/gr de lip) en tejido hepático de roedores capturados en diferentes estaciones de muestreo de la reserva de la biosfera de Mapimí, Durango.

Plaguicidas Organoclorados	Tejido hepático de Roedores (ng/gr de lip)														
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
α -HCH	100-200	<LDD	<LDD		<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	150-250	<LDD	<LDD	<LDC	<LDD
HCB	<LDD	<LDD	200-300		<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD
β -HCH	<LDD	<LDD	<LDD		<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD
γ -HCH	<LDD	<LDD	<LDD		<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD
δ -HCH	100-200	150-250	<LDC		50-100	100-200	<LDC	<LDC	<LDC	100-200	100-200	100-150	100-200	100-200	100-200
HEPTACLORO	<LDD	<LDD	<LDD		<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD
ALDRIN	<LDD	<LDD	100-200		<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDC	350-450
HEPTACLORO EPÓXIDO	<LDD	<LDD	<LDD		<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD
DDE	<LDD	<LDD	<LDD		<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD
DDD	<LDD	<LDD	<LDD		<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDC	<LDC	<LDD
ENDOSULFÁN SULFATO	<LDD	<LDD	<LDD		<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD
DDT	<LDD	<LDD	100-200		50-100	100-200	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	100-200	100-200

*Muestra perdida durante el análisis.



Bifenilos Policlorados (PCB) en muestras biológicas

Cuadro 10.- Niveles de PCB registrados (ng/gr de lip) en tejido hepático de roedores capturados en diferentes estaciones de muestreo de la reserva de la biosfera de Mapimí, Durango.

Congéneres de PCB	Tejido hepático de roedores (ng/gr de lip)														
	1	2	3	4*	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
PCB 28	< LDC	< LDC	< LDC		< LDC	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDC	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC
PCB 52	< LDD	< LDD	< LDD		< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC
PCB 153	< LDC	< LDD	< LDD		< LDC	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDD
PCB 101	< LDD	< LDD	< LDD		< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
PCB 99	< LDC	< LDD	< LDD		< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDD
PCB 105	< LDD	< LDD	< LDD		< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
PCB 138	< LDC	< LDC	< LDD		< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDD
PCB 187	< LDC	< LDD	< LDD		< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDC	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC
PCB 183	< LDD	< LDD	< LDD		< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	150-250	< LDD	100-200	< LDD	100-200	100-200	< LDD
PCB 128	< LDC	< LDD	< LDD		< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC
PCB 156	< LDD	< LDD	< LDD		< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	150-250	< LDD	100-200	< LDD	100-200	100-200	100-200
PCB 170	< LDD	< LDC	< LDC		< LDC	< LDC	< LDC	< LDD	< LDC	< LDC	< LDD	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC
PCB 180	< LDD	< LDD	< LDD		< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
PCB 118	< LDC	< LDC	< LDC		< LDC	< LDC	< LDC	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC	< LDD

*Muestra perdida durante el análisis



PBDE en muestras ambientales

Las muestras ambientales para la determinación de compuestos bromados se analizaron en el CIATEC de León Guanajuato. Se determinaron los siguientes compuestos: 4-Bromobifenilo; 2,2'-Dibromobifenilo; 2,5-Dibromobifenilo; 2,6-Dibromobifenilo; 2,2',5-Tribromobifenilo; 2,4,6-Tribromobifenilo; 2,2',4,5'-Tetrabromobifenilo; 2,2',4,5',6-Pentabromobifenilo; 2,2',4,4',5,5'-Hexabromobifenilo; 4-Bromobifenil éter; 4,4'-Dibromobifenil éter; 2,2',4,5'-Tetrabromobifenil éter; 2,2',3,4,6-Pentabromobifenil éter; 2,2',3,4,4',5',6-Heptabromobifenilo; 4,4'-Dibromooctafluorobifenilo. En el Cuadro 11 se muestran las concentraciones de PBDE registradas en muestras de suelo. Mientras que en el Cuadro 12 se presentan las concentraciones de PBDE registradas en sedimentos.

Cuadro 11.- Niveles de PBDE registrados (mg/kg) en muestras de suelo de diferentes estaciones de la reserva de la biosfera de Mapimí, Durango.

MUESTRA	2,2'-DIBROMOBIFENILO	2,6-DIBROMOBIFENILO	2,5-DIBROMOBIFENILO	2,4,6-TRIBROMOBIFENILO	2,2', 5-TRIBROMOBIFENILO	2,2',4,5-TETRABROMOBIFENILO	2,2',4,5',6-PENTABROMOBIFENILO	4-BROMOBIFENILO ETER	4,4'-DIBROMOBIFENILO ETER	2,2',4,5'-TETRABROMOBIFENILO ETER	2,2',3,4,6-PENTABROMOBIFENILO ETER	2,2',4,4',5,5'-HEXABROMOBIFENILO ETER	2,2',3,4,4',5',6-HEPTABROMOBIFENILO ETER
Mapimí 01	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 02	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 03	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.005	0.005	ND	ND	ND
Mapimí 04	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 05	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 06	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.011	0.004	ND	ND	0.005	ND
Mapimí 07	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.008	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 08	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.007	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 09	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.009	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 10	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.007	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 11	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.01	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 12	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.009	0.004	ND	ND	ND	ND
Mapimí 13	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.007	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 14	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.01	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 15	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 16	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.004	ND	ND	ND	ND
Mapimí 17	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.01	ND	ND	ND	ND	ND



MUESTRA	2,2'-DIBROMOBIFENILO	2,6-DIBROMOBIFENILO	2,5-DIBROMOBIFENILO	2,4,6-TRIBROMOBIFENILO	2,2',5-TRIBROMOBIFENILO	2,2',4,5-TETRABROMOBIFENILO	2,2',4,5',6-PENTABROMOBIFENILO	4-BROMOBIFENILO ETER	4,4'-DIBROMOBIFENILO ETER	2,2',4,5'-TETRABROMOBIFENILO ETER	2,2',3,4,6-PENTABROMOBIFENILO ETER	2,2',4,4',5,5'-HEXABROMOBIFENILO ETER	2,2',3,4,4',5',6-HEPTABROMOBIFENILO ETER
Mapimí 18	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 19	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.007	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 20	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.005	ND	ND	ND	ND
Mapimí 21	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 22	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 23	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 24	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.007	ND	ND	ND
Mapimí 25	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 26	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 27	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 28	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 29	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 30	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.005	ND	ND	ND	ND

Cuadro12.- Niveles de PBDE registrados (mg/kg) en muestras de suelo de diferentes estaciones de la reserva de la biosfera de Mapimí, Durango.

MUESTRA	2,2'-DIBROMOBIFENILO	2,6-DIBROMOBIFENILO	2,5-DIBROMOBIFENILO	2,4,6-TRIBROMOBIFENILO	2,2',5-TRIBROMOBIFENILO	2,2',4,5-TETRABROMOBIFENILO	2,2',4,5',6-PENTABROMOBIFENILO	4-BROMOBIFENILO ETER	4,4'-DIBROMOBIFENILO ETER	2,2',4,5'-TETRABROMOBIFENILO ETER	2,2',3,4,6-PENTABROMOBIFENILO ETER	2,2',4,4',5,5'-HEXABROMOBIFENILO ETER	2,2',3,4,4',5',6-HEPTABROMOBIFENILO ETER
Mapimí 02	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 03	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.006	ND	ND	ND
Mapimí 04	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Mapimí 14	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	0.016	0.004	ND	ND	ND	ND



Hidrocarburos Aromáticos Policíclicos en suelos y sedimentos

En el cuadro 13 se muestran los resultados de HPs en muestras de suelo. Se puede observar que ninguno de los compuestos analizados fue detectable. Los análisis fueron analizadas en los laboratorios ABC química, investigación y análisis SA de CV por el método EPA 550.1/610/8100/8270C/8310 (Acenafteno, Antraceno, Benzo(a)antraceno, Benzo(a)pireno, Benzo(b)fluoranteno, Benzo(g,h,i)perileno, Benzo(k)fluoranteno, Criseno, Dibenzo(a,h)antraceno, Fluoranteno, Fluoreno, Indeno(1,2,3-cd)pireno, Naftaleno y Fenantreno).

Cuadro 13.- Niveles de HAP en muestras de suelo de la Reserva de la Biosfera de Mapimí.

SITIO	NAFTALENO	ACENAFTILENO	ACENAFTENO	FLUORENO	FENANTRENO	ANTRACENO	FLUORANTENO	PIRENO	BENZO(A)ANTRACENO	CRISENO	BENZO(A)PIRENO	DIBENZO(A-H)ANTRACENO	BENZO(K)FLUORANTENO	BENZO(B)FLUORANTENO	BENZO(G,H,I)PERILENO	INDENO(1,2,3CD)PIRENO
Mapimí 01	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDC	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC
Mapimí 02	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 03	< LDC	< LDD	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC
Mapimí 04	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 05	< LDC	< LDD	< LDD	< LDC	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC



SITIO	NAFTALENO	ACENAFTILENO	ACENAFTENO	FLUORENO	FENANTRENO	ANTRACENO	FLUORANTENO	PIRENO	BENZO(A)ANTRACENO	CRISENO	BENZO(A)PIRENO	DIBENZO(A,H)ANTRACENO	BENZO(K)FLUORANTENO	BENZO(B)FLUORANTENO	BENZO(G,H,I)PERILENO	INDENO(1,2,3CD)PIRENO
Mapimí 06	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 07	< LDC	< LDC	< LDD	< LDC	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC
Mapimí 08	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDC	< LDD	< LDC	< LDD	< LDC	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 09	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC
Mapimí 10	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 11	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC
Mapimí 12	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 13	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC
Mapimí 14	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 15	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC	< LDC
Mapimí 16	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 17	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 18	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 19	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Mapimí 20	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD



Pruebas de toxicidad –bioensayos-

Los resultados para las tres pruebas de toxicidad (*Daphnia magna*, *Lactuca sativa*, y *Vibrio fischeri* –*Microtox*-) de medios ambientales resultaron **NO TÓXICOS**. En el Anexo IV se detallan los procedimientos de las tres pruebas y los resultados obtenidos.



CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

En términos generales el patrón registrado en todas las STPB analizadas en muestras ambientales fue el mismo, ninguna superó los límites de seguridad establecidos en guías ambientales internacionales (Guías canadienses de protección ambiental <http://st-ts.ccme.ca/>) ni las normas mexicanas NOM-138-SEMARNAT/SS-2003 (hidrocarburos) y NOM-147-SEMARNAT-SSA1-2004 (metales).

Únicamente el Arsénico en tres muestras superó los límites establecidos en la NOM-147-SEMARNAT-SSA1-2004. Se registraron niveles de DDT y sus metabolitos en muestras ambientales, aunque los niveles son muy bajos y no superan los límites de seguridad ambiental. Lo anterior puede deberse a que en la década de los setentas y ochentas cerca de la Reserva de la Biosfera de Mapimí existían grandes extensiones de cultivos de algodón, cultivo en el que se aplicó una gran cantidad de DDT.

Ninguna de las muestras evaluadas mediante bioensayos resultaron ser tóxicas.

Se recomienda continuar con el programa de monitoreo y biomonitoreo en la Reserva de la Biosfera de Mapimí debido a que es un ecosistema prístino y muy representativo de las zonas áridas y semiáridas de nuestro país. Es fundamental que se conserven sitios como éste debido a que pueden servir como referencia para muchos otros ecosistemas similares en todo el centro-norte de México.



REFERENCIAS

- Aguirre, G. y M. E. Maury. 1989. "Goals and Objectives of Research in the Mapimí Biosphere Reserve". En: *Papers from the Third Symposium on the Resources of the Chihuahuan Desert Region*. A. M. Powell, R. R. Hollander, J. C. Barlow, W. B. McGillivray y D. J. Schmidly (eds.). Alpine, t.x: Chihuahuan Desert Research Institute pp. 35-42.
- Álvarez, Jr. M. 1961. Provincias fisiográficas de la República Mexicana. Soc. Geol. Mex. Bol. 2(24): 1-20.
- Cornet, A. 1988. Principales características climáticas. Pp. 45-77. In: C. Montaña (ed.). Estudio integrado de los recursos vegetación, suelo y agua en la Reserva de la Biosfera de Mapimí. I. Ambiente Natural y Humano. Publ. 23. Instituto de Ecología, A.C. México, D. F.
- Cornet, A., J.P. Delhoume y C. Montaña. 1988. "Dynamics of Striped Vegetation Patterns and Water Balance in the Chihuahuan Desert". En: *Diversity and Pattern in Plant Communities*, H.J. During, M.J.A. Werger y J.H. Willems, eds., The Hague, Netherlands:SPB Academic Publishing, pp. 221-231.
- Espinosa-Reyes, G.; Ilizaliturri, C.; González-Mille, D.; Costilla, R.; Díaz-Barriga, F.; Cuevas, M.C.; Martínez, M.A.; Mejía-Saavedra, J. 2010a. DNA Damage in earthworms (*Eisenia* spp.) as indicator of environmental Stress in the industrial zone Coatzacoalcos, Veracruz, Mexico. *Journal of Environmental Science and Health A*. 45: 49-55.
- Espinosa-Reyes, G.; Torres-Dosal, A. Ilizaliturri, C.; González-Mille, D.; Díaz-Barriga, F.; Mejía-Saavedra, J. 2010b. Wild rodents (*Dipodomys merriami*) like biomonitors in the mining sites. *Journal of Environmental Science and Health A*. 45: 82-89.



- García, E. 2004. *Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen*. Offset Larios, México.
- Grunberger, O., y J. L. Janeau. 1996. Un patrón particular de organizaciones superficiales, suelos y vegetación en una zona de playa en la Reserva de la Biosfera Mapimí. *Actas del Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo*. Acapulco, Gro., México.
- Legall, J.R., L.E., Dicoyskiy y Z.I., Valenzuela. 2006. Manual básico de lombricultura para condiciones tropicales. Escuela de Agricultura y Ganadería de Estelí. Estela, Nicaragua. 16 pp.
- Norma Oficial Mexicana. 2005. NOM-138-SEMARNAT/SS-2003. Límites máximos permisibles de hidrocarburos en suelos y las especificaciones para su caracterización y remediación. *Diario Oficial de la Federación*. México, D.F: 21 pp.
- Norma Oficial Mexicana. 2007. NOM-147-SEMARNAT-SSA1-2004. Que establece criterios para determinar las concentraciones de remediación de suelos contaminados por arsénico, bario, berilio, cadmio, cromo hexavalente, mercurio, níquel, plata, plomo, selenio, talio y/o vanadio. *Diario Oficial de la Federación*. México, D.F: 65 pp.
- Ogunseitan, O.A. 2002. Microbial proteins as biomarkers of ecosystem health. 217-232 pp. In: *Integrated Assessment of Ecosystem Health*. Editado por: Scow, K. M.; Fogg, G.E.; Hinton, D.E.; Jonson, M.L. Lewis Publishers. Boca Raton, Florida, U.S.A. 340 pp.
- Reinecke, A.J. y Reinecke, S.A. 1998. The use of earthworms in ecotoxicological evaluation and risk assessment: new approaches. In: *Earthworm ecology*. Edwards, C.A. (Ed.) St. Lucie Press. Boca Raton. U.S. 273-293.
- Reines, M., C. Rodríguez; A. Sierra y M. Vázquez. 1998. *Lombrices de tierra con valor comercial: Biología y técnicas de cultivo*. Universidad de Quintana Roo. Chetumal, Quintana Roo, México. 60 pp.




Reynolds, H. 1958. The ecology of the Merriam kangaroo rat (*Dipodomys merriami* Mearns) on the grazing lands of southern Arizona. *Ecological Monographs*. 28: 110-127.

Sánchez-Hernández, J.C. 2006. Earthworm biomarkers in ecological risk assessment. *Rev. Environ. Contam. Toxicol.* 188: 85-126.



ANEXO I.- Permiso de colector científico.


SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES

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

OFICIO NÚM. SGPA/DGVS/ 05779 /12
MÉXICO, D. F., A 16 JUL 2012

DR. GUILLERMO ESPINOSA REYES
FACULTAD DE MEDICINA
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SAN LUIS POTOSÍ
CALLE OYAMEL No. 104
COLONIA PASEO DE LAS ARBOLEDAS
C.P. 78380, SAN LUIS POTOSÍ, SAN LUIS POTOSÍ
TEL. 01 (444) 826 23 46 AL 49, EXT. 544, E-MAIL: espinosareyes@gmail.com,
guillermo.espinosa@uaslp.mx

Considerando que ha dado cumplimiento a los requisitos establecidos para efectuar investigación y colecta científica de flora y fauna silvestres en territorio mexicano y con fundamento en el Artículo 32 Bis fracciones I, III, XX, XXXIX de la Ley Orgánica de la Administración Pública Federal; Artículo 31, fracción VI del Reglamento Interior de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales; 79, 80 fracción I, 82, 83 y 87 párrafo cuarto de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente; Artículos 9º. Fracción XII, 97 y 98 de la Ley General de Vida Silvestre; 12, 123 Fracción III y 126 del Reglamento de la Ley General de Vida Silvestre; Artículo 85, Artículo 88, fracciones I y II, Artículo 105, fracciones II y III del Reglamento de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente en Materia de Áreas Naturales Protegidas (ANP's); las disposiciones relativas de la Norma Oficial Mexicana NOM-126-SEMARNAT-2000, por la que se establecen las especificaciones para la realización de actividades de colecta científica de material biológico de especies de flora y fauna silvestres y otros recursos biológicos en el territorio nacional; la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, protección ambiental-especies nativas de México de flora y fauna silvestres-categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-lista de especies en riesgo, la Dirección General de Vida Silvestre **autoriza** la Licencia de Colecta Científica por Línea de Investigación que realizan Investigadores y Colectores Científicos vinculados a Instituciones de Investigación, con Núm. FAUT – 0262, como apoyo a las actividades sobre **INVERTEBRADOS, ANFIBIOS Y RODENTIA**, para realizar las siguientes actividades:

- Colecta de ejemplares de "lombriz de tierra" *Eisenia sp*, "sapo gigante" *Rhinalla marina* y del Orden rodentia para evaluar la exposición a contaminantes orgánicos.

Las actividades se llevarán a cabo a Nivel Nacional. La presente autorización tendrá una vigencia de un (01) año a partir de la emisión de la misma.

Las actividades se realizarán con el aval de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí y el titular **queda sujetos a las siguientes condiciones:**

- 1.- **Deberá cumplir con las disposiciones Administrativa, Fiscales y de Sanidad exigibles por las autoridades competentes en la Materia, sean Federales, Estatales ó Municipales, así como con las disposiciones establecidas en la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y su Reglamento en Materia de Áreas Naturales Protegidas y demás disposiciones legales aplicables.**
- 2.- La presente autorización no avala la colecta científica de especies listadas en la NOM-059-SEMARNAT-2010; en caso de que se requiera de la colecta de ejemplares de especies listadas en la norma mencionada anteriormente, deberá solicitar la autorización correspondiente.

Continúa al reverso.../
Hoja 1 de 2

Av. Revolución 1425, Nivel 1, Col. Tlacopac San Ángel,
Delegación Álvaro Obregón, C. P. 01040, México, D. F.
Teléfono 01(55) 56-24-33-09, Fax 01(55)56-24-36-42



ANEXO II.- Análisis cromatográfico en muestras biológicas.

1. REACTIVOS Y MATERIALES

Los solventes utilizados para el análisis son de grado analítico (HPLC/GC). Se emplearon hexano, diclorometano, isopropanol y sulfato de sodio anhidro de JT Baker, Avantor; dietil éter y acetona de Honeywell; ácido sulfúrico de CTR Scientific y silica gel de Sigma- Aldrich. Para la cuantificación se utilizó una mezcla patrón de organoclorados (ChemService PPO-8RPM), que contenía los plaguicidas: Aldrin, 4.4'DDT, 4.4'DDE, 4.4'DDD, α -endosulfán, β -endosulfán, sulfato de endosulfán, heptaclor, heptaclor epóxido, α -HCH, β -HCH, δ -HCH y γ -HCH. Una mezcla patrón de PCB (ChemService M-CRPCB1JM) que contenía siete PCB: 28, 52, 101, 118, 138, 153 y 180. También se usaron patrones individuales de los PCB 156 (Chem Service 5022GS), 99 (Chem Service 9053GS), 105 (Chem Service 9028GS), 128 (Chem Service 5010GS), 170 (Chem Service 9043GS), 183 (Chem Service 5001GS) y 187 (Chem Service 9046GS) y el organoclorado HCB (Chem Service F9AJS). Como estándares internos se emplearon compuestos marcados con ^{13}C : 2.4'DDE (Cambridge Isotope Laboratories, Inc. CLM-4693-1.2), α -HCH (Cambridge Isotope Laboratories, Inc. EC-1426-1.2) y PCB 141 (Cambridge Isotope Laboratories, Inc. EC-1426-1.2).

Para la limpieza de la muestra se utilizaron columnas de Florisil, (1000mg, 6mL) suministradas por J. T. Baker.

1.2 INSTRUMENTACIÓN

Para extraer los contaminantes de las muestras de hígado se realizó una extracción asistida con sonda ultrasónica marca Cole-Parmer modelo GEX130, frecuencia de 20kHz, operada a una amplitud de 60%.

La identificación y cuantificación de los COP se realizaron en un cromatógrafo de gases Hewlett-Packard 5890A dotado de un detector selectivo de masas 5975C, un inyector split/splitless y un sistema de datos HP ChemStation. Se empleó una columna capilar de sílice fundida HP-5ms [60 m x 250 μm (d.i) x 25 μm (f.e)].



Los parámetros utilizados para el análisis cromatográfico fueron los siguientes: el inyector se operó a 250°C, en modo *splitless*, como gas de arrastre se usó helio, la velocidad de flujo en la columna fue 1.0 mL/min. La temperatura del detector se mantuvo en 250°C, la energía de los electrones bombardeantes fue de 70 eV y el detector se operó en modo SIM. La corriente iónica total reconstruida y los espectros de masas se obtuvieron por medio de barrido automático de radiofrecuencias en el rango de masas de m/z 50-550.

Cada muestra se inyectó una vez para la determinación de organoclorados y PCBs.

Programación de temperatura utilizada para separar los COP por GC/MSD.

PROGRAMACIÓN DE TEMPERATURA		
Rampa	Velocidad (° C/min)	Temperatura final (° C)
Temperatura inicial		90
	30	180
	1	200
	2	230
	30	310

Lista de los plaguicidas organoclorados (OCP) considerados en el análisis

- 4,4' DDD
- 4,4' DDE
- 4,4' DDT
- HCB
- Aldrin
- Heptacloro
- Heptacloro epóxido
- α HCH
- β HCH



- δ HCH
- γ HCH (Lindano)

Lista de los bifenilospoliclorados (PCB) considerados en el análisis

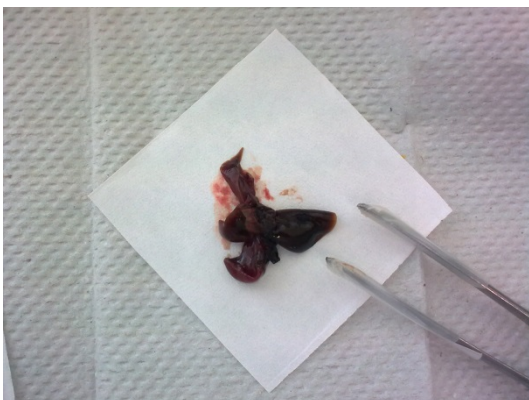
- PCB 28
- PCB 52
- PCB 99
- PCB 101
- PCB 105
- PCB 118
- PCB 128
- PCB 138
- PCB 153
- PCB 156
- PCB 180
- PCB 183
- PCB 187
- PCB 170



2. PROCEDIMIENTO

2.1. Secado y almacenamiento de las muestras

Los tejidos fueron conservados a una temperatura de -20°C hasta ser procesadas para el análisis. Para descongelar, se dejaron las muestras en el refrigerador a 4°C durante 4 horas para posteriormente retirar el exceso de humedad con papel filtro, como se muestra en la imagen. A continuación se pesó cada muestra y se registró su peso



húmedo; se colocó en un mortero y se adicionó sulfato de sodio para favorecer la pérdida de humedad. Para evitar pérdidas, no se maceraron hasta después de 2 días y de este modo asegurar que estuvieran secos para después reducir el tejido a polvo fino y homogéneo. Por último la muestra se pesó, se registró su peso seco y se guardó en un sobre de papel aluminio dentro de un secador hasta el momento de la extracción.

2.2. Análisis cuantitativo

2.2.1 Validación

Para realizar la validación del método analítico, se utilizaron hígados blanco obtenidos de ratas macho adultas de la cepa Wistar, donadas por el Departamento de Bioquímica de la Facultad de Medicina de la UASLP. El tejido seco se obtuvo siguiendo el mismo procedimiento descrito en el punto anterior.



Se pesó 1 g de tejido seco por cada punto. Se prepararon cinco curvas de calibración, de las cuales dos se prepararon el mismo día, las otras dos al tercer día, y dos días después la última curva. Cada curva consta de un blanco y seis puntos. A todos se les añadieron 40 ppb de los estándares internos α -HCH, DDE y PCB 141 (todos con 13C), y las mezclas de los OCP y PCB en las siguientes concentraciones:



Punto 1. 10 ppb

Punto 2. 20 ppb

Punto 3. 30 ppb

Punto 4. 50 ppb

Punto 5. 100 ppb

Punto 6. 200 ppb

Se midió la repetibilidad y la reproducibilidad de método según la metodología de Miller y Miller [1]. Para medir el porcentaje de recuperación se utilizó el estándar certificado en tejido de pescado Standard Reference Material 1947 Lake Michigan FishTissue (NIST®).

Para poder cuantificar los contaminantes orgánicos persistentes se llevó a cabo el procesamiento tanto del tejido blanco como de las muestras, de la siguiente manera:

1. Extracción con solventes (asistida por sonda ultrasónica)
2. Hidrólisis de lípidos
3. Limpieza

2.2.2 Muestras

Debido a que la masa de los hígados secos no rebasó 1g de peso, el

peso íntegro fue procesado, colocándolo en un tubo de ensayo con 1 ml de hexano. A continuación se añadieron tres estándares internos (α -HCH, DDE y PCB 141 todos con 13C).

Se utilizó un estándar certificado en tejido de pescado

2.2.2.1. Extracción con solventes (asistida por sonda ultrasónica)

Una vez fortificadas las muestras se procedió a llevar a cabo cuatro extracciones con solventes. En la primera, se agregaron 10 ml de isopropanol y 1 ml de dietil éter, se sonicó de modo continuo por un 1 minuto a una potencia de 60%.



La segunda extracción se realizó con una mezcla de 10 ml de isopropanol:hexano:dietil éter (50:38:12), con las mismas condiciones de

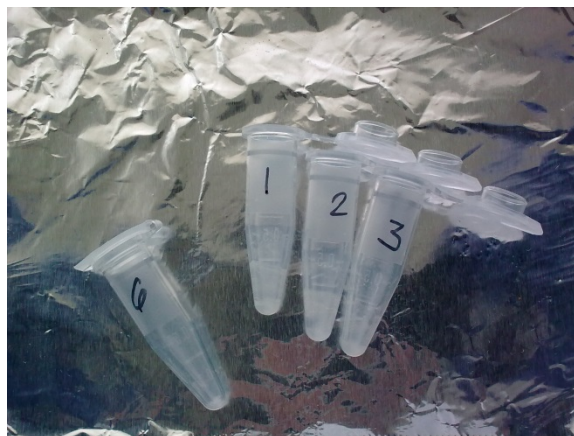


ultrasonido. En la tercera y cuarta extracciones, una mezcla de 8 ml de hexano:dietil éter (9:1) con iguales condiciones de ultrasonido.

Después de cada una de las extracciones, se llevaron a centrifugación para separar en otro tubo el solvente libre de sólidos suspendidos, el cual fue evaporado hasta un volumen exacto de 10 ml para hacer la determinación de lípidos.

2.2.2.1.1. Determinación de lípidos

De este volumen de 10 ml se vertieron 100 μ l a un tubo Eppendorf® cónico previamente pesado (los tubos previamente se introdujeron al desecador el día anterior). Se llevaron al evaporador con corriente suave de nitrógeno por 10 minutos y se pesaron, para después evaporar por otros 5 minutos y registrar un segundo peso. Por último, los tubos se colocaron en un desecador y se registró al día siguiente el tercer peso.



2.2.2.2. Hidrólisis de lípidos

El extracto restante se llevó a evaporación hasta alcanzar un volumen aproximado de 1 ml, el cual fue transferido a un tubo de ensayo para llevar a sequedad y se reconstituyó con 3 ml de hexano.



Se adicionaron a continuación 3 ml de ácido sulfúrico concentrado para hidrolizar los lípidos colocando por 2 minutos en el baño de ultrasonido.



Posteriormente se adicionaron 3 ml de hexano y se agitaron por 2 minutos.



siguiente paso, se depositó la muestra concentrada a 1 ml y se enjuagó el tubo con 2 ml de hexano. Adicionalmente se añadieron dos veces 4 ml de una mezcla de hexano:diclorometano (75:25) y para finalizar, 4 ml de una mezcla hexano:acetona (85:15). Se obtuvieron los extractos limpios y se llevaron a evaporación con corriente suave de nitrógeno hasta un volumen final de 100 μ l para ser inyectadas en el cromatógrafo de gases acoplado a un detector selectivo de masas.

Enseguida se centrifugaron a 3500 rpm por 5 minutos para poder separar la fase orgánica. Este procedimiento se repitió otras dos veces y el volumen recolectado de las extracciones se evaporó a un volumen aproximado de 1 ml.

2.2.2.3. Limpieza de la muestra

La limpieza de la muestra se llevó a cabo mediante el uso de dos columnas de Florisil en tándem. A la primera columna se le adicionó 1 g de sulfato de sodio anhidro y a la segunda 1 g de sílica anhidra. Las columnas fueron acondicionadas con dos volúmenes de 5 ml de hexano y dos de hexano:diclorometano (75:25). Como



3. SUELOS Y SEDIMENTOS

Los contaminantes orgánicos persistentes considerados en el análisis de suelos y sedimentos son los siguientes:

Plaguicidas Organoclorados (OCP)

- 4,4' DDD
- 4,4' DDE
- 4,4' DDT
- Hexaclorobenceno (HCB)
- Aldrin
- Heptacloro
- Heptacloro epóxido
- α -Endosulfán
- β -Endosulfán
- α HCH
- δ HCH
- γ HCH (Lindano)

Bifenilos policlorados (PCB)

- PCB 28
- PCB 52
- PCB 99
- PCB 101
- PCB 105
- PCB 118
- PCB 128
- PCB 138
- PCB 153
- PCB 156
- PCB 170
- PCB 180
- PCB 183
- PCB 187



3.1. Análisis cuantitativo

3.1.1 Validación

Para realizar la validación del método analítico, se utilizó como suelo blanco Arena 3382-01 de J.T. Baker® con la cual se prepararon las curvas de calibración. Se pesaron 0.9 g de suelo blanco seco por cada punto. Se prepararon cinco curvas de calibración, de las cuales dos se prepararon el mismo día, las otras dos al tercer día, y dos días después la última curva. Cada curva consta de un blanco y seis puntos. A todos se les añadieron 30 ppb de los estándares internos α -HCH, DDE y PCB 141 (todos con ^{13}C), además de las mezclas de los OCP y PCB en las siguientes concentraciones:

Punto 1. 5 ppb

Punto 2. 10 ppb

Punto 3. 20 ppb

Punto 4. 30 ppb

Punto 5. 40 ppb

Punto 6. 50 ppb

Se midió la repetibilidad y la reproducibilidad del método según la metodología de Miller y Miller [1]. Para medir el porcentaje de recuperación se utilizó un estándar certificado de suelo con una mezcla de plaguicidas organoclorados, y otro con una mezcla de bifenilos policlorados. El porcentaje de recuperación del método para los plaguicidas organoclorados fue del 91%. El porcentaje de recuperación del método para los bifenilos policlorados fue del 92%.

3.1.2 Muestras

Para poder cuantificar los contaminantes orgánicos persistentes se llevó a cabo el procesamiento de los suelos de la siguiente manera:

1. Extracción con solventes (asistida por sonda ultrasónica)



2. Limpieza de la muestra

Se pesó 1 gramo de cada una de las muestras de suelo y sedimento agregando hexano para posteriormente añadir los estándares internos α -HCH, 4,4' DDE y PCB 141 (todos con 13C).

3.1.2.1 Extracción con solventes (asistida por sonda ultrasónica)

A continuación se agregó acetona en igual proporción que el hexano y se prosiguió con la extracción asistida con sonda ultrasónica a una potencia de 60% durante 1 minuto. Se centrifugaron las muestras para separar la fase orgánica y enseguida se realizó el mismo tratamiento, primero con una mezcla de hexano:diclorometano 75:25 y por último con una mezcla de hexano:acetona 50:50 para posteriormente centrifugar y obtener la fase orgánica.



El extracto fue evaporado hasta aproximadamente 1 ml para pasarlo por columnas de extracción en fase sólida de Florisil®.



3.1.2.2 Limpieza de la muestra

Se utilizó sólo una columna para cada muestra adicionando 1 g de sulfato de sodio anhidro. Las columnas fueron acondicionadas con dos volúmenes de 5 ml de hexano y dos de hexano:diclorometano (75:25). Enseguida se depositaron las muestra concentradas para después añadir dos veces una mezcla de hexano:diclorometano (75:25) y como paso final, una mezcla hexano:acetona (85:15). Se obtuvieron los extractos limpios y se llevaron a evaporación con corriente suave de nitrógeno hasta un volumen final de 100 μ l para ser inyectadas en el cromatógrafo de gases acoplado al detector selectivo de masas.





Referencias del anexo II

1. Miller, N.J., Miller J. C. 2002. Estadística y Quimiometría para Química Analítica. Madrid: Pearson Educación, S. A.



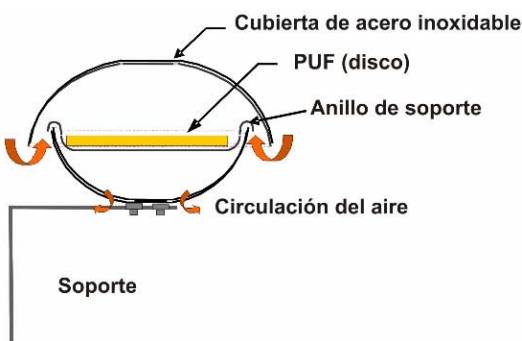
Anexo III. Monitoreo pasivo de contaminantes orgánicos persistentes.

Los Contaminantes Orgánicos Persistentes (COP) son un grupo de sustancias químicas que se utilizan ampliamente en la agricultura y en la industria. Sin embargo, algunas de ellas son liberadas de manera no intencional de varias fuentes antropogénicas alrededor del mundo. La capacidad de estos compuestos tóxicos de transportarse a áreas aisladas del mundo, como el ártico, y de bioacumularse en las cadenas alimenticias ha aumentado la preocupación por la salud humana y ambiental, particularmente para los pueblos indígenas que basan sus dietas tradicionales en los mamíferos marinos y el pescado. El movimiento transfronterizo de estos compuestos y el alcance mundial de su manufactura, uso y liberaciones no intencionales, y el transporte a grandes distancias para impactar poblaciones ha llevado a países, como México a adoptar el Convenio de Estocolmo sobre los Contaminantes Orgánicos Persistentes para “proteger la salud humana y el ambiente de los Contaminantes Orgánicos Persistentes reduciendo o eliminando su liberación al ambiente

Para dar cumplimiento a este compromiso, en México, se implementa actualmente el Programa Nacional de Monitoreo y Evaluación Ambiental (PRONAME), que es un programa de largo plazo (de 25 a 30 años) coordinado por el Centro Nacional de Investigación y Capacitación Ambiental del Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático, INECC, (México), cuyo objetivo es el monitoreo de sustancias tóxicas, persistentes y bioacumulables (STPB) en ecosistemas mexicanos con el fin de reducir y/o eliminar dichas sustancias en el ambiente. Bajo este programa, se monitorean COP en la matriz aire en 5 diferentes regiones que corresponden a los sitios PRONAME, dicho monitoreo se realiza mediante el uso de muestreadores pasivos. Cabe señalar que, parte de ésta capacidad técnica instalada en México, forma parte del “Estudio Global de COP con muestreadores pasivos de aire” (GAPS, por sus siglas en inglés) coordinado por Environment Canada, en el que también el México a través del INECC participa activamente.

Los muestreadores pasivos de disco de espuma de poliuretano (PUF) se instalan en periodos de tres meses para evaluar las diferencias estacionales, colocándose en el exterior, alejados de fuentes potenciales de contaminación que pudieran afectar el sitio (ej. ductos de escape, fuentes de combustión, equipos electrónicos o actividad humana directa) y a una altura mayor a 2 metros. Estos muestreadores tienen como ventaja su simplicidad, bajo costo, y que operan sin electricidad.

El muestreador consta de una base y cubierta de acero inoxidable, en su interior tiene un soporte circular para colocar el filtro PUF. Dicho muestreador, a su vez, es montado en un soporte “L”, el cual es fijado a un poste o torre (Figura 12).



El muestreador de disco de espuma de Poliuretano (PUF) es colocado por periodos de 3 meses para capturar las diferencias estacionales

Figura 12. Muestreador pasivo con filtro tipo PUF

Para llevar a cabo el monitoreo y el análisis de STPB en aire en los sitios PRONAME se instalaron muestreadores pasivos tipo PUF en sitios con cobertura regional, con el fin de tener muestras representativas de la región en la que se encuentran. Los muestreadores de aire pasivos tipo espumas de poliuretano, PUF, se utilizan también para obtener información espacial sobre la distribución de los contaminantes orgánicos persistentes.

En cada uno de los sitios PRONAME se cuenta con monitoreo pasivo de aire y en el 2013 se integró al programa de monitoreo de COP en aire, el sitio Mapimí, manteniéndose las actividades de muestreo pasivo en aire en los otros seis sitios PRONAME: Coatzacoalcos, Celestún, Salamanca, Sierra de Manantlán, Valle del Yaqui y Valle de Bravo.



UBICACIÓN MAPIMI, ESTADO DE DURANGO.

El sitio MAPIMI (La Flor) se encuentra ubicado en la reserva de la Biosfera de Mapimí, (Zona del Silencio) Al norte de la altiplanicie central mexicana, en el Bolsón de Mapimí. Al noreste del estado de Durango, donde colinda con los estados de Chihuahua y Coahuila.

La Flor está localizado a aproximadamente 18 km de la población de Ceballos, Dgo. En este sitio se encuentra la base de operaciones de CONANP (Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas), El sitio tiene una población escasamente de 20 personas.

El muestreador está ubicado en El Ejido La Flor:

	Geográfico	UTM
Latitud	26° 34' 3.01" N	603434
Longitud	103° 57' 41.2" O	2938956

Fecha de la instalación: 13 de Marzo de 2013

La altura del muestreador pasivo es de: 8.00 m, y la altura media sobre el nivel del mar es entre 1,000 y 1,200 m.



Vista satelital del sitio Mapimí



El muestreador se instaló en un mástil proporcionado por personal de CONANP, en el edificio que se utiliza como base de operaciones en la reserva de la biosfera.



Muestreador pasivo instalado





Oficina de CONANP en Mapimí



Entorno del sitio donde está instalado el muestreador pasivo de COPs



S

SW

W

NW

N

NE

E

SE

Es importante mencionar que el filtro instalado corresponde al segundo de cuatro periodos de muestreo, correspondientes al 2013, se contempla que al inicio del tercer periodo (finales de junio) se lleve a cabo un blanco de campo. Las muestras serán mantenidas en frascos de vidrio selladas con cinta de teflón y en refrigeración hasta que se realice su análisis.



Anexo IV.- Bioensayos

Evaluación de la toxicidad en muestras de suelos provenientes del monitoreo ambiental en Mapimí, Durango, en el marco del Programa Nacional de Monitoreo y Evaluación Ambiental de Sustancias tóxicas, Persistentes y Bioacumulables (PRONAME).

Introducción

Los bioensayos son pruebas con organismos o partes de éstos (tejidos, células, orgánulos, sistemas enzimáticos, etc.), que son expuestos a sustancias químicas puras o muestras de composición química compleja, bajo condiciones estándar de temperatura, iluminación, pH, salinidad y otros parámetros, durante tiempos establecidos de exposición, para observar los efectos nocivos o dañinos en dichos organismos. Los efectos nocivos de una muestra se pueden detectar y/o cuantificar mediante la comparación con un control experimental negativo, es decir, con una muestra de la cual se sabe que no es tóxica (Mayorga, 2001).

Los efectos evaluados por la reacción de los organismos pueden ser de inhibición o de magnificación, tales como muerte, crecimiento, proliferación, multiplicación, cambios morfológicos, fisiológicos o histológicos. Los efectos pueden manifestarse a diferentes niveles, desde estructuras subcelulares o sistemas de enzimas, hasta organismos completos, poblaciones o comunidades (Castillo, 2004).

Los bioensayos pueden utilizarse, entre otras cosas para:

- Monitoreo rutinario de aguas naturales y efluentes industriales o municipales, suelos y sedimentos.
- Evaluación de identificación de toxicidad.
- Evaluación de reducción de toxicidad.
- Determinar la toxicidad de sustancias químicas.

Los parámetros determinados a través de las pruebas de toxicidad.



Por medio de las pruebas de toxicidad se pueden determinar las concentraciones que producen efectos sobre los organismos estudiados, ya sea de tipo letal o subletal. Dichos efectos se describen a continuación (Cepis, 2001):

- CE_{50} (ó CI_{50}). Concentración Efectiva o de Inhibición media. Concentración del material en agua, suelo o sedimento que se estima afecta al 50% de los organismos de ensayo. La CE_{50} y sus límites de confianza (95%) son usualmente derivados de análisis estadísticos.
- CL_{50} . Concentración Letal media. Concentración del material en agua, suelo o sedimento que se estima letal para el 50% de los organismos de ensayo. La CL_{50} y sus límites de confianza (95%) son usualmente derivados de análisis estadísticos.

Unidades de toxicidad

Son la forma de expresar el grado de toxicidad de una muestra de la cual no se conoce la concentración de las sustancias que contiene.

Determinación de las Unidades de Toxicidad

Existe una relación inversa entre la toxicidad y la concentración del bioensayo, esto es, cuanto más baja sea la concentración letal para el 50% de los organismos - CL_{50} , tanto más alta será la toxicidad.

Como resultado, una unidad de toxicidad se define como:

$$UT_{a,c} = 100 / (CL_{50} \text{ o } CE_{50} \text{ o } CE_{50})$$

Dónde:

UT_a = Unidad tóxica aguda

UT_c = Unidad tóxica crónica



Persoone, *et al.*, en el 2003 propone un sistema de clasificación de riesgo agudo para aguas residuales en base a las unidades de toxicidad.

Clasificación del % máximo de efecto dentro de las siguientes clases:

1. Clase I. Sin toxicidad aguda. $UT < 0.4$
2. Clase II. Toxicidad aguda leve. $0.4 < UT < 1.0$
3. Clase III. Toxicidad aguda $1.0 < UT < 10$
4. Clase IV. Toxicidad aguda alta $10 < UT < 100$
5. Clase V. Toxicidad aguda muy alta. $UT > 100$

Los tipos de ensayos para la evaluación de la toxicidad de las muestras de suelo de Mapimí, Durango son:

Ensayo con Microtox

El organismo utilizado en los ensayos con Microtox es Vibrio fischeri se caracteriza como bacteria marina bioluminiscente, con forma bacilar, Gram-negativa, anaerobia facultativa, halofílica, la cual posee un flagelo en uno de los polos (Figura 1). Dicha bacteria puede estar asociada al intestino de algunos animales marinos o encontrarse como un microorganismo de vida libre en el océano; además de encontrarse en estos hábitats también vive en cultivo puro como simbiote de los órganos productores de luz en varios peces y calamares (Sáenz y Nevárez, 2010).

El empleo de estas bacterias con fines de monitoreo de la contaminación ambiental se inició en los años 60 y, hacia los años 70 se emplearon en la determinación de toxicidad en aguas, sedimentos y productos diversos. Posteriormente, estos métodos fueron estandarizados e incluidos como protocolos normalizados como DIN (Norma 38412 parte 34), ISO (Norma 11348 parte 1 y SCOFI (NOM NMX-AA-112) en México (Ramírez, 2008).

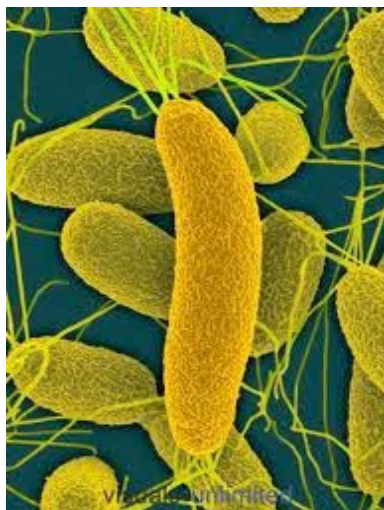


Figura 1. Bacteria *Vibrio fischeri*

(<http://visualsunlimited.photoshelter.com/image/I0000HVHOACjGxhA>)

La determinación de la toxicidad mediante este bioensayo se basa en medir el grado de reducción de luz que se produce al poner en contacto diferentes concentraciones de una muestra problema con bacterias *Vibrio fischeri*, asociándose dicha disminución de luz a una inhibición del proceso metabólico de las bacterias, y por tanto, a la toxicidad de la muestra. El resultado del bioensayo se expresa como la concentración de muestra que reduce la intensidad inicial de luz en un 50% tras un tiempo de contacto de 15 minutos a 15C (valor denominado CE_{50}) (Gazulla, 2004). Ante la presencia de sustancias tóxicas, la luminiscencia de *V. fischeri* disminuye de forma proporcional a la carga tóxica en la muestra problema.

Durante los últimos quince años se ha utilizado este bioensayo de toxicidad basado en la reducción de la bioluminiscencia natural de la bacteria marina *Vibrio fischeri*, distribuido comercialmente como Microtox (Qureshi et al., 1982; Kaiser y Ribo, 1988; Blum y Speece, 1991; Codina et al., 1993; Riisberg et al., 1996; Salizzato et al., 1998; Onorati et al., 2004, En: Solano 2005).

De hecho, Microtox® es el ensayo que ha mostrado mayor sensibilidad y correlación con los resultados obtenidos en peces y en *Daphnia*. Dicha prueba es desde 1984, uno de los



ensayos recomendados por la EPA (Environmental Protection Agency), junto con los ensayos en dáfnidos, en la evaluación de la toxicidad aguda de muestras de agua (García, M.L., 2004 En: Solano 2005).

Ensayo con *Daphnia magna*

Basado en la Norma Mexicana NMX-AA-087-SCFI-2010. Análisis de agua - Evaluación de toxicidad aguda con Daphnia magna, Straus (Crustacea - Cladocera) - Método de prueba.

El organismo utilizado en este bioensayo pertenece al Género *Daphnia*, Suborden *Cladocera*, Orden *Diplostraca*, Familia *Daphnidae*, Subclase *Brachiopoda*, Clase *Crustacea*.

Daphnia magna es un pequeño crustáceo cuya longitud máxima es de 6 mm (sin contar la espina caudal) (Alonso, 1996: en Villarroel, 2004). Estos organismos están comprimidos lateralmente, poseen un caparazón bivalvo que encierra al tronco pero no a la cabeza; tiene cinco pares de apéndices llamados periópodos y suele terminar posteriormente en una espina apical posterior. La cabeza tiene una saliente ventral, algo dirigida hacia atrás.

Nadan por medio de segundas antenas, el movimiento es, en gran parte, vertical y normalmente a trompicones, el batido hacia abajo de la antena lanza al individuo hacia arriba, luego se va hundiendo lentamente, utilizando las antenas a modo de paracaídas.

Los dáfnidos son hembras partenogénicas; producen huevos diploides que eclosionan dando hembras partenogénicas (Figura 2) durante muchas generaciones. El desarrollo es directo y cuando los juveniles abandonan la cámara de incubación, situada bajo el caparazón, el exoesqueleto se desprende, se produce la muda de la hembra adulta y una nueva puesta es expulsada dentro de la cámara incubadora. Ciertos factores como la temperatura del agua o un descenso en la disponibilidad de alimento (generalmente debida a un aumento de la población), inducen la aparición de machos (Figura 2) en la población, lo que conduce a la reproducción sexual y se producen huevos fecundados, esto genera



cambios en la condición genética de la población. Las paredes de la cámara de incubación ahora, se transforman en una cápsula protectora en forma de estribo llamada ehipio (Figura 3).

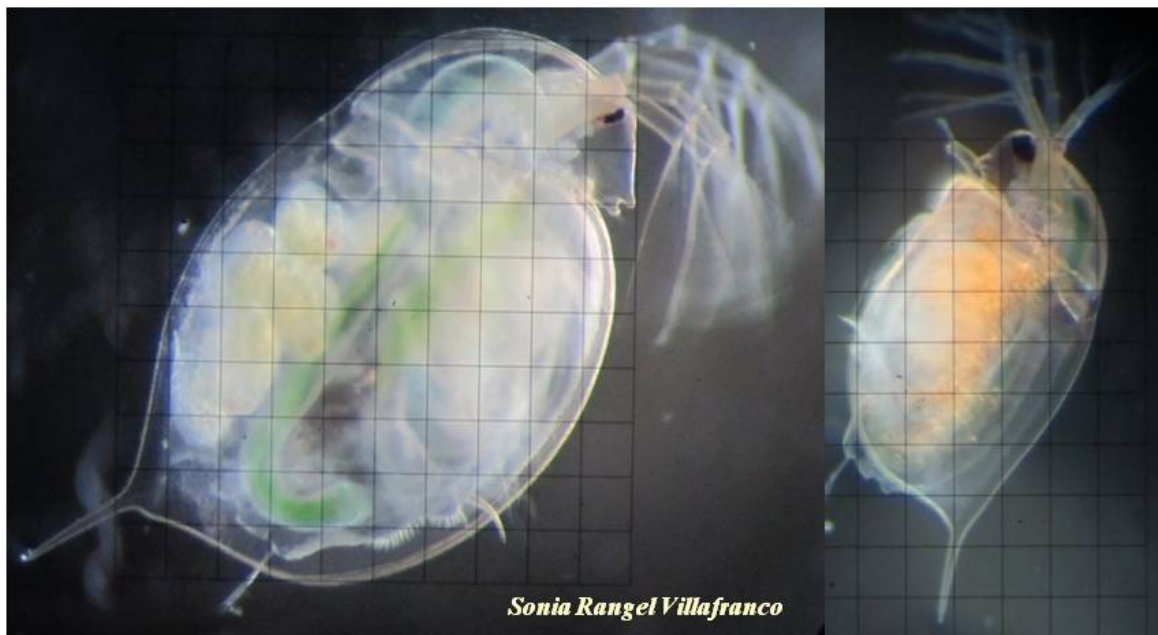


Figura 2. Macho y hembra de *Daphnia magna*.



Figura 3. Hembras con ehipios madurando en la cámara de incubación.

Este organismo ha sido utilizado desde hace tiempo como una especie estándar en ensayos de ecotoxicidad por organizaciones como la CE, OECD e ISO. Este hecho se debe a los siguientes factores (Mark y Solbé, 1998: en Villarroel, 2004):



- Su reproducción es partenogenética, con lo que se pueden obtener muchas generaciones que son clónicas entre sí, evitando las diferencias genéticas. Su corto ciclo de vida permite la realización de ensayos de toxicidad crónicos en un espacio breve de tiempo.
- Es un elemento importante en las cadenas alimenticias de las aguas dulces. (Hebert, 1978; Larsson y Dodson, 1993: en Villarroel, 2004).
- Se ha demostrado que el género *Daphnia* es muy sensible y al cloro y al flúor en agua potable, así como, al sodio, potasio, magnesio y calcio, que en concentraciones crecientes puede causar inmovilidad y muerte y es extremadamente sensible al cobre y al zinc (Clare, 2002).
- La existencia de la norma mexicana 087 con este cladóceros, da un punto de partida para incluir esta herramienta de manera rutinaria en los laboratorios del país.

Ensayo con *Lactuca sativa*

En los ambientes acuáticos, la aplicación de bioensayos de toxicidad estandarizados con plantas vasculares constituyen una excelente herramienta de diagnóstico para la evaluación de la toxicidad de aguas superficiales, efluentes municipales e industriales, de muestras de sedimentos y lixiviados de residuos peligrosos, así como en el establecimiento de niveles guía de concentración en ambientes acuáticos, además de la certificación de productos agroindustriales, previo a su introducción en los circuitos ambientales (Boutin *et al.*, 1993; Mohan y Hosetti, 1999; Lytle y Lytle, 2001; citado en: Sobrero, 2010, Castillo, 2004). Este tipo de información, además de los aportes al conocimiento y la comprensión de los mecanismos de acción de contaminantes, permitiría la incorporación de datos de fitotoxicidad, no extrapolables a partir de ensayos con organismos animales, para establecer niveles guía de protección ambiental así como en cálculos de estimación de riesgo de ecosistemas acuáticos (van Leeuwen, 1990; Huebert y Shay, 1993a; Suter, 1993, citado en: Sobrero, 2010).



Entre los ensayos con plantas vasculares recomendados para la evaluación de efectos fitotóxicos, se encuentran aquellos que recurren al uso de semillas de plantas terrestres, evaluando principalmente el efecto de los contaminantes en el proceso de germinación y en el desarrollo y establecimiento de las plántulas en los primeros días de crecimiento (OECD, 1984b; ASTM, 1991a; Hulzebos *et al.*, 1993; Wang y Freemark, 1995; Blackburn y Boutin, 2003, citado en: Sobrero, 2010). En los diferentes protocolos para evaluar la toxicidad con semillas, se recomienda la consideración de diferentes familias botánicas (Compuestas, Crucíferas, Amarilidáceas, Gramíneas, Labiadas, Polygonáceas y Leguminosas, entre otras) siendo la especie *Lactuca sativa* ampliamente difundida para su aplicación en este tipo de ensayos, tanto por su sensibilidad a diferentes tipos de contaminantes (metales, pesticidas y otros compuestos orgánicos), como por su simplicidad en la ejecución del bioensayo (Wang, 1987; Dutka, 1989; USEPA, 1989; Mohan y Hosetti, 1999; Sobrero y Ronco, 2004, citado en: Sobrero, 2010).

En el bioensayo con semillas de lechuga se evalúan los efectos fitotóxicos de un compuesto puro o de una mezcla compleja en el proceso de germinación de las semillas y en el desarrollo de las plántulas durante los primeros días de crecimiento. Es un ensayo estático de toxicidad aguda (96 h de exposición) y como puntos finales para la evaluación de los efectos fitotóxicos, se determina la inhibición en la germinación y la inhibición en la elongación de la radícula y del hipocótilo. Es importante destacar que durante el período de germinación y los primeros días de desarrollo de la plántula, ocurren numerosos procesos fisiológicos en los que la presencia de una sustancia tóxica puede interferir alterando la supervivencia y desarrollo normal de la planta (Figura 4), siendo por lo tanto una etapa de gran sensibilidad frente a factores externos adversos.



Figura 4. Plántulas de *Lactuca sativa*



Metodología

Se recibieron en el laboratorio de bioensayos del Centro Nacional de Investigación y Capacitación Ambiental del INECC, 30 muestras de suelo provenientes de la RB Mapimí Durango, para llevar a cabo los análisis de toxicidad, utilizando tres organismos de prueba: semillas de *Lactuca sativa*, dáfido *Daphnia magna* y la bacteria *Vibrio fischeri*.

En el caso de la prueba con la bacteria *Vibrio fischeri*, ésta se llevo a cabo en colaboración con la Universidad Autónoma Metropolitana Iztapalapa, en el Laboratorio de toxicología bajo la dirección de la Dra. Patricia Ramírez Romero.

Manejo de muestras ambientales

Para determinar la toxicidad de las muestras se realizó un extracto con metanol por sonicación. A continuación se describe el procedimiento.

En vasos de precipitado de 100 ml se pesan 10 g de la muestra de suelo, se le adiciona 30ml de metanol para su lavado, se cubrieron con papel aluminio y colocaron en un baño ultrasónico durante cinco minutos, el solvente se decantó sobre papel filtro número 1 con sulfato de sodio en un matraz de bola, este procedimiento se llevo a cabo tres veces, obteniendo al final un volumen de 90 ml, el cual se concentra en un rotavapor (Figura 5) por 6 minutos a una temperatura de 45 °C, hasta obtener aproximadamente 1 ml del condensado, este se transfiere con una pipeta Pasteur a un matraz volumétrico de 5 ml en el que se afora con metanol (Figura 6).

Para realizar los extractos de las muestras se dividieron en tres lotes; como control de calidad por cada lote de extractos realizados se corrió un blanco de solvente y un duplicado de una muestra elegida al azar.



Figura 5. Concentración de los extractos



Figura 6. Extractos aforados en matraces de 5 ml



Procedimientos de bioensayos

Pruebas con *Lactuca sativa*.

Manejo del extracto

Se realizó una serie de 5 diluciones (1, 25, 50, 75 y 100%) (Figura 7), para cada muestra tomando como el 100% una concentración del 0.8% del extracto, se eligió esta concentración por observarse un efecto menor del 10% en el control de solvente, dicha serie de diluciones nos permitió determinar el efecto inhibitorio de las muestras sobre el crecimiento de las plántulas de *L. sativa*.

Montaje de pruebas

Se colocaron en cajas Petri, un papel filtro Whatman del No. 3 el cual se humedeció con 4 ml de muestra (Figura 8) y se sembraron 20 semillas distribuidas de manera uniforme (Figura 9), permitiendo la elongación de la radícula e hipocotilo, una vez puestas las semillas, se sellaron las cajas con papel parafilm, cada dilución se montó por triplicado, las cajas se envolvieron con papel aluminio para evitar la exposición a la luz y se colocaron en una incubadora marca Labline a 22 ± 2 °C, por 120 horas en oscuridad.



Figura 7. Preparación de las diluciones



Figura 8. Llenado de las cajas con las diluciones



Figura 9. Colocación de las semillas en las cajas



Al terminar el tiempo de exposición se registró el número de semillas que germinaron en cada caja y se midió la longitud de la radícula considerada desde el nudo hasta el apéndice radicular y el hipocótilo considerado desde el nudo hasta el sitio de inserción de los dos cotiledones, de cada una de las plántulas correspondientes a cada dilución.

Se llevaron a cabo los siguientes cálculos

- Se calculó el porcentaje de inhibición en la germinación.
- Promedio y desviación estándar de la elongación de la radícula y del hipocótilo de las plántulas de cada repetición.
- Se calculó el porcentaje de inhibición del crecimiento (IC) de la radícula e hipocótilo, con el promedio de elongación para cada dilución respecto del promedio de elongación del control negativo.

$$\text{IC} = \frac{\text{Promedio de muestra} - \text{promedio del control}}{\text{Promedio del control}} \times 100$$

IC negativa: Tóxica (inhibición de la prolongación de la radícula).

IC positiva: Estimulación del Crecimiento de la prolongación de la radícula (EC).

IC cero: No tóxica.

Con los datos anteriores, se calculó la concentración que produce el 50% de inhibición (CI50/CE50) para cada punto evaluado. El cálculo de la CE₅₀ se realizó con el método PROBIT, utilizado el software USEPA: Probit Analysis Program, versión 1.5, homologado al cálculo manual descrito en la NMX-AA-087-SCFI-2010 Análisis de agua - Evaluación de toxicidad aguda con *Daphnia magna*, Straus (Crustacea - Cladocera) - Método de prueba. Para el caso de muestras en donde la inhibición es inferior al 50%, se realizó un análisis de prueba de Kruskal-Wallis una prueba de tukey para verificar la significancia estadística en el porcentaje de efecto ocasionado por la concentración al 100%.

Control de calidad



El control de calidad que acompaña a las muestras es integrado por:

- Negativo: Agua reconstituida
- Positivo: Solución de sulfato de Zinc
- Solvente: Solución de metanol

Cada control se colocó por triplicado, bajo las mismas condiciones y características que las diluciones.

Aceptabilidad de los resultados.

Los resultados obtenidos en las pruebas se consideran como aceptables cuando en la prueba se presenta los siguientes puntos:

- En el control negativo, el porcentaje de germinación debe ser mínimo del 90 % y los cálculos de la variabilidad en la elongación de la radícula deben presentar un coeficiente de variación >30 %.
- En el control positivo el porcentaje de germinación debe ser mínimo 90 % y el efecto de inhibición de la radícula debe ser entre el 33 y el 57%.
- El control de solvente, no debe presentar un efecto mayor al 10 % de inhibición sobre el crecimiento radicular.
- No deben existir interferencias en el proceso normal de germinación o desarrollo de las plántulas en los controles.
- El sustrato, es decir, el papel filtro utilizado debe estar libre de agentes tóxicos que puedan afectar en la germinación de las semillas o el crecimiento de las plántulas.

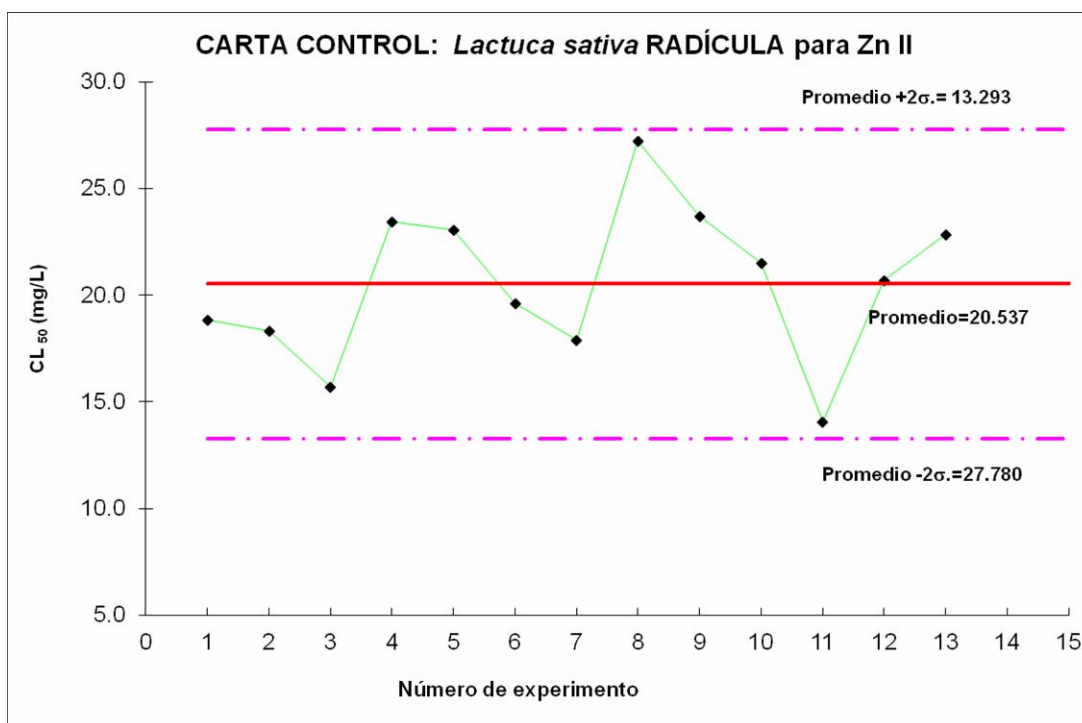
Tóxicos de referencia y cartas control.

Un tóxico de referencia se define como una sustancia químicamente pura, utilizada en ensayos de toxicidad y cuyo efecto a una serie de dosis predeterminadas es conocida. Este

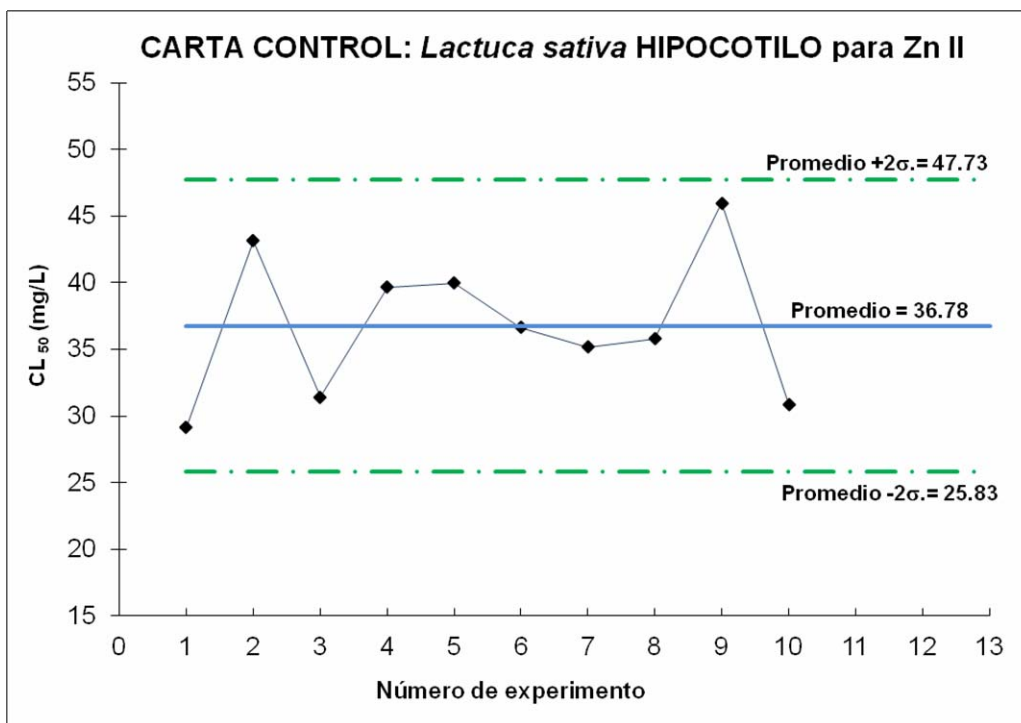


es empleado como testigo en el control de la sensibilidad de los organismos de prueba, lo que permite respaldar las mediciones de toxicidad efectuadas a muestras. La determinación regular de la toxicidad de dicha sustancia de referencia, permite dar seguimiento a la estabilidad de la respuesta de los organismos de prueba.

En el caso de *L. sativa* el tóxico de referencia utilizado es Zinc II, a partir de sulfato de zinc. Se realizaron 13 pruebas de las cuales, se determinó la CE_{50} para la radícula y el hipocótilo. Con los valores de la CE_{50} se elaboraron las cartas control correspondientes (Gráficas 1 y 2) en las que se muestra un valor promedio de 20.537 ± 3.6 mg/l de Zinc II en el caso de radícula, con un coeficiente de variación (C.V.) de 17.6 % y de 36.78 ± 5.5 mg/l de Zinc II para hipocótilo, con un C.V. de 14.9% y los límites de confianza marcados por ± 2 desviaciones estándar.



Gráfica 1. Carta control de *Lactuca sativa* sobre la radícula usando Zinc II como tóxico de referencia.



Gráfica 2. Carta control de *Lactuca sativa* sobre el hipocotilo usando Zinc II como tóxico de referencia.

Pruebas con *Daphnia magna*

Se realizó conforme a lo establecido en la NMX-AA-087-SCFI-2010 Análisis de agua - Evaluación de toxicidad aguda con *Daphnia magna*, Straus (Crustacea - Cladocera) - Método de prueba.

Se mantiene un cultivo puro y saludable de *Daphnia magna* a una temperatura de 20 ± 2 °C alimentado con *Chorella vulgaris* cada tercer día. Para las pruebas se utilizaron neonatos de menos de 24 horas provenientes de madres no mayores de 40 días.

Para la determinación de la toxicidad de los extractos de suelo se utilizó una concentración del 1.5% de metanol, partiendo de que es la concentración más alta a la que se presenta



entre 0 a <10% de mortandad a las 48 horas de exposición para *D. magna*, la concentración fue tomada como el 100% para las pruebas con este organismo.

Se realizaron pruebas exploratorias de dos tipos:

1. Discriminatoria: Se probaron las concentraciones al 100% (Figura 10)
2. Exploratoria: Se probaron las muestras con una serie de 5 diluciones (100, 75, 50,25, 1 %).

Para el caso de la prueba 1, cuando la mortandad en la prueba fue de un 20 % o más a las 48 h de exposición se prepararon diluciones de la muestra, en caso contrario la muestra fue considerada no tóxica o inocua. En la prueba 2 cuando con los resultados se calculó el CE_{50} se consideró definitiva, en los casos contrarios se definieron nuevas concentraciones para realizar la prueba definitiva.

Todos los ensayos se colocaron con tres replicas para cada dilución y control, en vasos desechables de plástico de 80 ml. de capacidad, se agregaron 30 ml. de dilución y 10 neonatos a cada uno, los recipientes fueron tapados con papel parafilm y colocados en una incubadora Lab Line a 20 ± 2 °C, durante 48 hr, una vez transcurrido el tiempo se cuantifico el número de organismos muertos en los vasos de prueba.

El cálculo de la CL_{50} se realizó con el método PROBIT.

Control de calidad

Para cada prueba siendo exploratoria o definitiva se colocaron tres tipos de controles:

- Negativo: Agua reconstituida
- Positivo: Solución de dicromato de potasio
- Solvente: Solución de metanol

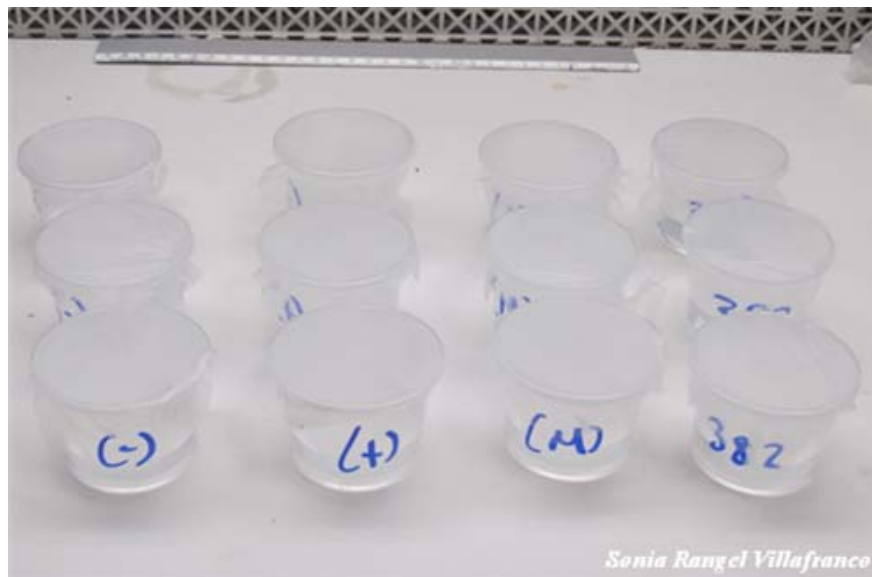


Figura 10. Prueba discriminatoria con los tres tipos de controles

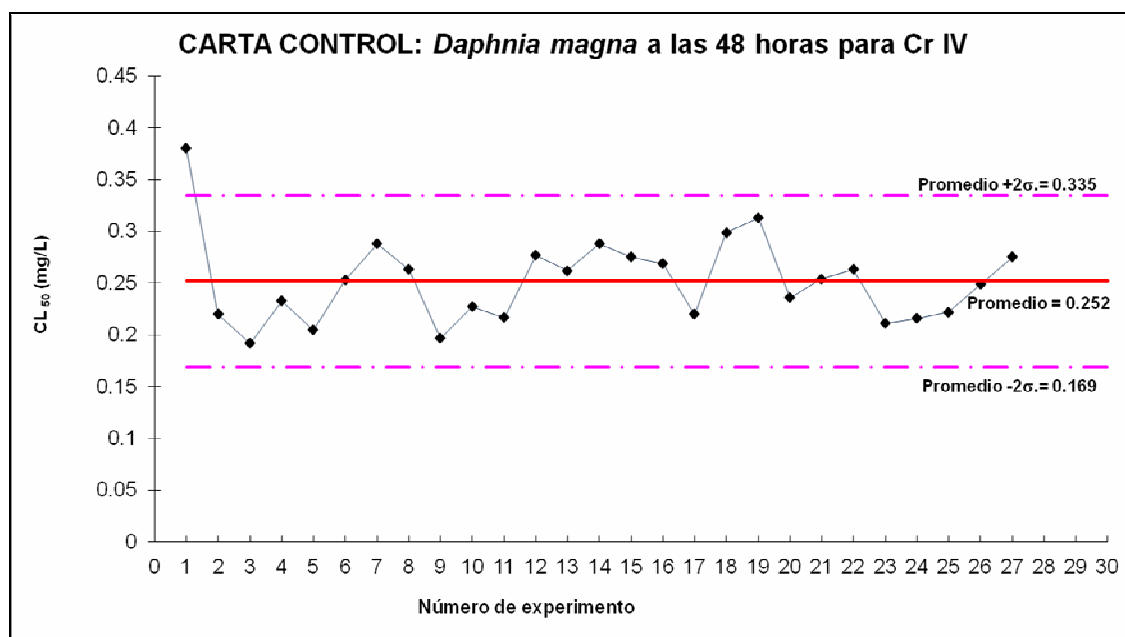
Aceptabilidad de los resultados.

- En el control negativo, el porcentaje de mortandad no debe superar el 10 %
- En el control positivo debe presentar un efecto entre 33% y 57% de inmovilidad o mortandad, leído a las 48 h de exposición.
- Control de solvente no debe ocasionar la muerte de más del 10% de los organismos probados.



Tóxico de referencia y carta control

Para *Daphnia magna* el tóxico utilizado es el cromo VI a partir de dicromato de potasio en la gráfica 3 se muestra el promedio de la CL_{50} (0.252 ± 0.041 mg/l de Cr VI) y sus límites de confianza, de 27 pruebas realizadas, las cuales presentan un C.V. de 16.4%, cabe mencionar que el promedio de CL_{50} se encuentra dentro del intervalo de sensibilidad determinado en la NOM NMX-AA-087-SCFI-2010.



Gráfica 3. Carta control de *Daphnia magna* usando Cromo VI como tóxico de referencia.

RESULTADOS

Las muestras con las claves Mapimí 09 y 13 (Cuadro 1) presentaron en la prueba discriminatoria un 23% de efecto, por lo que se realizó una prueba definitiva para cada muestra, en ambos casos solo se observó un efecto en la concentración del 100% y éste no fue mayor al 23%, registrado en la prueba discriminatoria, por lo que se determinaron como no tóxica.



El resto de las muestras, en la prueba discriminatoria no causaron un efecto $> 20\%$, por lo que con base en lo descrito por la norma son determinadas como no tóxicas (Cuadro 1). También se observó que los blancos de metanol y los duplicados que sirvieron como control de la extracción y las pruebas no son tóxicos, por lo que los duplicados coinciden con las muestras de origen.

Cuadro 1. Resultados de las muestras de suelo con utilizando como organismo de prueba *Daphnia magna*.

MUESTRA	CL ₅₀ (%)	LIMITE DE CONFIANZA
Mapimí 01	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 02	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 03	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 04	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 05	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 06	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 07	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 08	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 09	23% **	N.A.
Mapimí 10	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 11	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 12	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 13	23% **	N.A.
Mapimí 14	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 15	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 16	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 17	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 18	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 19	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 20	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 21	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 22	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 23	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 24	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 25	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 26	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 27	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 28	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 29	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 30	NO TÓXICA	N.A.



MUESTRA	CL ₅₀ (%)	LIMITE DE CONFIANZA
BLANCO	NO TÓXICO	N.A.
BLANCO	NO TÓXICO	N.A.
BLANCO	NO TÓXICO	N.A.
Mapimí 03-D*	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 25-D*	NO TÓXICA	N.A.
Mapimí 26/D*	NO TÓXICA	N.A.

N.A. No aplica

*D Duplicado de lote

**% de efecto



Los resultados de la evaluación de las muestras de suelo con el sistema Microtox se muestran en el cuadro 2 y se observa que dichas muestras no presentan toxicidad para *Vibrio fischeri*.

Cuadro 2. Resultados de las muestras de suelo evaluadas con Microtox.

MUESTRA	% EFECTO 5 MIN	TOXICIDAD	% EFECTO 15 MIN	TOXICIDAD
Mapimí 01	-5.84	NO TÓXICO	-10.05	NO TÓXICO
Mapimí 02	2.25	NO TÓXICO	2.28	NO TÓXICO
Mapimí 03	-7.69	NO TÓXICO	-10.64	NO TÓXICO
Mapimí 04	-4.27	NO TÓXICO	-0.21	NO TÓXICO
Mapimí 05	0.82	NO TÓXICO	-0.12	NO TÓXICO
Mapimí 06	3.18	NO TÓXICO	0.01	NO TÓXICO
Mapimí 07	*	NO TÓXICO	*	NO TÓXICO
Mapimí 08	0.42	NO TÓXICO	-2.50	NO TÓXICO
Mapimí 09	3.43	NO TÓXICO	2.34	NO TÓXICO
Mapimí 10	8.87	NO TÓXICO	12.59	NO TÓXICO
Mapimí 11	-7.67	NO TÓXICO	-1,17	NO TÓXICO
Mapimí 12	-8.63	NO TÓXICO	-2,33	NO TÓXICO
Mapimí 13	-4.54	NO TÓXICO	-2,76	NO TÓXICO
Mapimí 14	-1.50	NO TÓXICO	0,85	NO TÓXICO
Mapimí 15	2,12	NO TÓXICO	3,98	NO TÓXICO
Mapimí 16	-1,14	NO TÓXICO	4,10	NO TÓXICO
Mapimí 17	-2,01	NO TÓXICO	2,20	NO TÓXICO
Mapimí 18	8,48	NO TÓXICO	7,84	NO TÓXICO
Mapimí 19	9,36	NO TÓXICO	10,82	NO TÓXICO
Mapimí 20	6,52	NO TÓXICO	6,71	NO TÓXICO
Mapimí 21	6,14	NO TÓXICO	5,52	NO TÓXICO
Mapimí 22	-3,08	NO TÓXICO	3,13	NO TÓXICO
Mapimí 23	2,14	NO TÓXICO	9,07	NO TÓXICO
Mapimí 24	-3,57	NO TÓXICO	-2,76	NO TÓXICO
Mapimí 25	2,90	NO TÓXICO	4,39	NO TÓXICO
Mapimí 26	4,86	NO TÓXICO	11,43	NO TÓXICO



MUESTRA	% EFECTO 5 MIN	TOXICIDAD	% EFECTO 15 MIN	TOXICIDAD
Mapimí 27	7,21	NO TÓXICO	11,45	NO TÓXICO
Mapimí 28	4,96	NO TÓXICO	7,36	NO TÓXICO
Mapimí 29	6,71	NO TÓXICO	13,17	NO TÓXICO
Mapimí 30	7,92	NO TÓXICO	14,88	NO TÓXICO

**Por debajo del límite de detección

En el caso de las pruebas con *Lactuca sativa*, las semillas presentaron alta sensibilidad ante el control de metanol (90% de inhibición del Hipocotilo y radícula), debido a esto no se logró evaluar la toxicidad de las muestras.



CONCLUSIONES

Los resultados obtenidos de los bioensayos, al ser analizados junto con los resultados de las pruebas fisicoquímicas aportan datos importantes sobre la toxicidad de las sustancias tóxicas persistentes y bioacumulables (STPB) contenidos en las muestras.

De las muestras de suelo de la RB Mapimí, analizadas con *Daphnia magna*, solo dos presentaron un efecto; sin embargo, éste es menor al 25%, por lo que se consideraron no tóxicas como el resto de las muestras. Cabe mencionar que todos los procesos involucrados en estas pruebas cumplieron con los lineamientos de calidad del laboratorio.

En cuanto a las pruebas con *Lactuca sativa*, las semillas presentaron alta sensibilidad al metanol.

En el caso de las pruebas con *Vibrio fischeri*, las muestras de suelo no presentaron toxicidad para este organismo a los 5 y 15 min de exposición.

RECOMENDACIONES

- En el caso de las pruebas con *Vibrio fischeri* se recomienda cambiar el tratamiento de la muestra antes de hacer el bioensayo, se propone el usar un solvente diferente al agua para poder evaluar realmente a los STPB contenidos en la muestra.
- En posteriores extracciones de muestras de suelo se propone usar dimetil sulfóxido como solvente como alternativa al metanol por considerarse un solvente poco tóxico.
- Se recomienda cambiar el lote de semillas de *Lactuca sativa* usadas en las pruebas de toxicidad en las muestras de la RB Mapimí.
- Se recomienda tomar las medidas necesarias para conservar las muestras, desde la toma de muestra hasta su llegada al laboratorio (frascos de vidrio con tapa de plástico) ya que con ello aseguramos que no se pierden los compuestos volátiles, evitamos la contaminación cruzada y se facilita el manejo de las muestras al momento del análisis.



Bibliografía

Castillo, G. M., A. Ronco., C. B. Díaz. y Y. G. Pica. 2004. *Ensayos toxicológicos y métodos de evaluación de calidad de agua estandarización, ínter calibración, resultados y aplicaciones*. Editorial Centro Internacional de Investigaciones para el Desarrollo. México. 200 pp.

Gazulla, M.F., M. P. Gómez, E. Monfort y M. Orduña. 2004. Interferencias en la caracterización de residuos cerámicos mediante el ensayo de inhibición de la luminiscencia. *Bol. Soc. Esp. Ceram. V.*, 43 [6] 909-914.

Mayorga, P. S. 2001. Microbioensayos ecotoxicológicos: su utilidad en el manejo de evidencia de contaminación hídrica. En: Manual para el manejo de la evidencia en casos de contaminación hídrica, 28-35 pp.

Persoone, G., B. Marsalek, I. Blinova, A. Törökne, D. Zarina, L. Manusadzianas, G. Nalecz-Jawecki, L. Tofan, N. Stepanova, L. Tothova y B. Kolar. 2003. A practical and user-friendly toxicity classification system with microbiotests for natural waters and wastewaters. *Environ Toxicol* 18: 395–402.

Ramírez, P. R. y A. C. Mendoza. (comps.). 2008. *Ensayos toxicológicos para la evaluación de sustancias químicas en agua y suelo. La experiencia en México*. Publicaciones del INE. México D. F. 414 pp.

Sáenz Marta, C. I. y G. V. Nevárez Moorillón. 2010. La bioluminiscencia de microorganismos marinos y su potencial biotecnológico. *Revista Científica de la Universidad Autónoma de Coahuila*. Volumen 2, No. 3.

Solano Marín, A. M. 2005. Movilización de metales pesados en residuos y suelos industriales afectados por la hidrometalurgia del cinc. Tesis de Doctorado. Universidad de Murcia. Murcia. 267 pp.



Sobrero, M. C. 2010. *Estudio de la fitotoxicidad de metales pesados y del herbicida glifosato en ambientes acuáticos. Bioensayos con plantas vasculares como organismos diagnósticos*. Tesis de doctorado. Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata. Argentina. 253 pp.

Villarroel, M.J.U. 2004. *Alteraciones fisiológicas en el crustáceo Daphnia magna por exposición a plaguicidas*. Tesis doctoral, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad de Valencia. España. 223 pp.