

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SAN LUIS POTOSÍ

FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS, INGENIERÍA Y MEDICINA
PROGRAMA MULTIDISCIPLINARIO DE POSGRADO EN CIENCIAS
AMBIENTALES

TESIS QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
DOCTORADO EN CIENCIAS AMBIENTALES

Derechos de la entomofauna en escenarios minero-metalúrgicos de México

PRESENTA:

Carlos Alberto Reboloso Hernández

DIRECTOR DE TESIS:

Moisés Roberto Vallejo Pérez

ASESORES:

Fernando Díaz-Barriga Martínez

Israel Razo Soto

Febrero, 2025

CRÉDITOS INSTITUCIONALES

PROYECTO REALIZADO EN:

**Coordinación para la Innovación y Aplicación de la Ciencia y la Tecnología
(CIACyT) de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí**

AGRADEZCO A CONAHCyT EL OTORGAMIENTO DE LA BECA-TESIS

Becario No. 936383

**EL DOCTORADO EN CIENCIAS AMBIENTALES RECIBE APOYO ATRAVÉS
DEL PROGRAMA NACIONAL DE POSGRADOS DE CALIDAD (PNPC)**



**Derechos de la entomofauna en escenarios minero-metalúrgicos de México ©
2025 by Reboloso-Hernández Carlos Alberto is licensed under CC BY-NC 4.0. To view a
copy of this license, visit <https://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/>**

CONTENIDO

CAPITULO 1. INTRODUCCION.....	1
1.1 Los insectos y su relevancia ecológica.....	2
1.2 La pérdida de entomofauna: una crisis emergente.....	3
1.3 Contaminación química. Una amenaza subestimada para los insectos.....	4
1.4 El mercurio y arsénico: dos amenaza para la entomofauna.....	5
1.5 La minería primaria de mercurio en México.....	9
1.6 El complejo metalúrgico en la ciudad de San Luis Potosí.....	14
1.7 Los derechos de la naturaleza.....	17
Referencias.....	24
CAPITULO 2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	32
2.1 Objetivo general.....	32
2.2 Objetivos específicos.....	32
2.3 Pregunta de investigación.....	32
2.4 Justificación.....	32
CAPITULO 3. LA ENTOMOTOXICOLOGÍA DEL ARSÉNICO.....	34
3.1 Introducción.....	34
3.2 Toxicocinética.....	35
3.2.1 Vías de exposición.....	35
3.2.2 Biotransformación.....	38
3.2.3 Excreción.....	39
3.3 Toxicidad.....	41
3.3.1 Pruebas de toxicidad letal y subletal.....	41
3.3.2 Efectos a nivel bioquímico y organismo.....	43
3.3.3 Efectos a nivel población y comunidad.....	45
3.4 Los insectos en el ciclo del arsénico.....	46
3.5 Escenarios de riesgo para la entomofauna por exposición a arsénico.....	47
3.6 Conclusión.....	49
Referencias.....	49
CAPITULO 4. LA ENTOMOTOXICOLOGÍA DEL MERCURIO.....	57
4.1 Cite.....	57
4.2 Introduction.....	57
4.3 Toxicokinetic.....	58
4.4 Toxicity.....	61
4.4.1 Acute and chronic toxicity.....	61
4.4.2 Biochemical effects.....	62
4.4.3 Effects on cellular, tissue, organ, and organism level.....	65
4.4.4 Effects on the population and community level.....	67
4.5 Insects in mercury cycle.....	67
4.5.1 Aquatic ecosystems.....	67
4.5.1.1 Bioaccumulation of mercury in water and sediment.....	67
4.5.1.2 Evidence of biomagnification in the trophic chain of aquatic insects.....	72
4.5.1.3 Transfer of mercury via emerging insects into the terrestrial food chain.....	73
4.5.2 Terrestrial ecosystems.....	75

4.5.2.1 Evidence of biomagnification in the terrestrial insect food chain	75
4.5.2.2 Biomagnification of foliar mercury by terrestrial insects	77
4.6 Conclusions.....	78
4.6.1 Is mercury a risk to entomofauna?	78
4.2.6.2 Prospects	79
References	82
CAPITULO 5. MINERIA DE MERCURIO EN LA SIERRA GORDA QUERETANA.....	93
5.1 Arsenic and mercury exposure in different insect trophic guilds from mercury mining areas in Mexico	93
5.1.1 Cite	93
5.1.2 Abstract.....	93
5.1.3 Introduction.....	93
5.1.4 Materials and Methods.....	95
5.1.4.1 Study sites	95
5.1.4.2 Sampling	96
5.1.4.3 Environmental sampling	96
5.1.4.4 Plants	98
5.1.4.5 Insects	98
5.1.4.6 Determination of arsenic and mercury	99
5.1.4.7 Statistical analysis	101
5.1.5 Results	101
5.1.5.1 La Laja	101
5.1.5.2 La Soledad – La Soledad Reference.....	101
5.1.5.3 La Laja – La Soledad	106
5.1.5.4 El Cedral	106
5.1.6 Discussion.....	106
5.1.7 Conclusions.....	110
References	111
CAPITULO 6. MINERIA DE MERCURIO EN TAPONA, VILLA HIDALGO, SLP	119
6.1 Primer reporte sobre la minería como amenaza para <i>Liometopum apiculatum</i> (Himenóptera: Formicidae) en el Altiplano Potosino. 119	
6.1.1 Cita	119
6.1.2 Resumen	119
6.1.3 Introducción.....	119
6.1.4 Metodología.....	120
6.1.5 Resultados.....	122
6.1.6 Discusión	123
6.1.7 Conclusión	125
Referencias	125
6.2 Exposure to potentially toxic elements in the edible insect <i>Liometopum apiculatum</i> (Formicidae: Dolichoderinae) at a mercury mining site in Mexico	129
6.2.1 Abstract.....	129
6.2.2 Introduction.....	129
6.2.3 Material and methods.....	131
6.2.3.1 Study sites.....	131
6.2.3.2 Environmental sampling	131

6.2.3.3 Biological sampling	132
6.2.3.4 Arsenic and mercury determination	132
6.2.3.5 Statistics.....	132
6.2.4 Results	133
6.2.5 Discussion.....	133
6.2.6 Conclusion	135
References	136
CAPITULO 7. COMPLEJO METALÚRGICO Y PASEO DE LA PRESA EN SLP.....	140
7.1 Arsenic pollution determines insect health in urban green spaces near a metallurgical complex	140
7.1.1 Abstract.....	140
7.1.2 Introduction.....	140
7.1.3 Methods	142
7.1.3.1 Study sites	142
7.1.3.2 Sampling	143
7.1.3.3 Arsenic determination	143
7.1.3.4 Statistics.....	144
7.1.4 Results	144
7.1.5 Discussion.....	144
7.1.6 Conclusion	148
References	149
CAPITULO 8. LOS DERECHOS DE LA ENTOMOFAUNA.....	153
8.1 Síntesis de las problemáticas.....	153
8.1.1 Minería primaria de mercurio y Reserva de la Biosfera Sierra Gorda	153
8.1.2 Minería primaria de mercurio y <i>L. apiculatum</i>	153
8.1.3 Complejo metalúrgico y Parque Urbano Paseo de la Presa	154
8.2 Integración resultados y derechos de la naturaleza.....	154
CAPITULO 9. CONCLUSIONES.....	158

Resumen

En esta investigación se evaluó la contaminación ambiental y la exposición en plantas e insectos a arsénico y/o mercurio de tres sitios minero-metalúrgicos. Los resultados se integraron con los derechos de la naturaleza y la literatura entomotoxicológica con el propósito de identificar las afectaciones y necesidades de la entomofauna en los sitios de estudio.

Los sitios de estudio incluyeron dos sitios activos de minería primaria de mercurio ubicados dentro de la Reserva de la Biosfera Sierra Gorda, un sitio inactivo de minería primaria de mercurio en la localidad de Taponá, Villa Hidalgo, SLP, y el Parque Urbano Paseo de la Presa y otras áreas verdes próximas a un complejo metalúrgico en la ciudad de San Luis Potosí, SLP.

En la Reserva de la Biosfera Sierra Gorda, se identificó contaminación del suelo con arsénico y mercurio en los alrededores de las minas La Laja y La Soledad, mientras que la atmósfera también está contaminada con mercurio. También, se detectó la presencia de los contaminantes en un ecosistema acuático cercano a La Soledad. Además, se confirmó la exposición a los dos contaminantes en hojas y flores de plantas, así como en diferentes tipos de insectos.

En Taponá, la minería primaria de mercurio del pasado ha contaminado el hábitat, lo que ha generado la exposición a arsénico y mercurio en *Liometopum apiculatum* (Himenóptera: Formicidae), un insecto comestible que se enfrenta a la sobreexplotación a nivel local.

En el Parque Urbano Paseo de la Presa y otras áreas verdes cercanas al complejo metalúrgico, existe una importante variedad de familias de insectos que están riesgo debido a la contaminación por arsénico, la cual se determinó en suelo, hojas de plantas e insectos.

Los resultados obtenidos, analizados desde la perspectiva de los derechos de la naturaleza, evidencian la vulneración de los derechos al hábitat saludable, a la vida y a la salud como consecuencia de la contaminación por arsénico y/o mercurio. Para proteger estos derechos, es fundamental promover los derechos a la prevención y la restauración, los cuales solo serán efectivos si se garantizan los derechos a la participación, al acceso a la justicia y a la representación.

Palabras clave: arsénico, derechos de la naturaleza, insectos, minería, mercurio.

Abstract

In this study, environmental pollution and the exposure of plants and insects to arsenic and mercury were assessed. The results were integrated with the concept of the rights of nature and the entomotoxicology literature to identify the impacts and needs of the entomofauna in the study sites.

The study sites included two active primary mercury mining sites in the Sierra Gorda Biosphere Reserve, an abandoned primary mercury mining site in Tapona, Villa Hidalgo, SLP, and an urban park and other green spaces near a metallurgical complex in the city of San Luis Potosí, SLP.

In the Sierra Gorda Biosphere Reserve, arsenic and mercury pollution were identified in the soil surrounding the La Laja and La Soledad mercury mines, with additional atmospheric mercury contamination. Pollutants were also detected in a nearby aquatic ecosystem to La Soledad. Furthermore, exposure to both arsenic and mercury was found in plant leaves and flowers, as well as in various types of insects.

In Tapona, historical mercury mining activities have polluted the habitat and caused arsenic and mercury exposure in *Liometopum apiculatum* (Hymenoptera: Formicidae), an edible insect that is also facing local overexploitation.

In the Urban Park Paseo de la Presa and other green spaces near the metallurgical complex, a significant diversity of insect families is at risk due to arsenic pollution, which was detected in soil, plants, and insects.

The results, analyzed from the perspective of the rights of nature, demonstrate violations of the rights to a healthy habitat, life, and health because of arsenic and mercury pollution. To safeguard these rights, it is essential to promote the rights to prevention and restoration. However, these rights will only be effective if accompanied by guarantees of the rights to participation, access to justice, and representation.

Keywords: arsenic, insects, mining, mercury, rights of nature.

CAPITULO 1. INTRODUCCION

Sin lugar a duda, enfrentamos una crisis ambiental planetaria cuyo origen se encuentra en el desarrollo humano incompatible con la naturaleza y una de las manifestaciones más preocupantes es la pérdida de biodiversidad (Richardson et al. 2023).

Se estima que 30% de las especies en la Tierra han sido amenazadas o conducidas a la extinción desde el año 1500 (Isbell et al. 2023). Además, la tasa actual de extinción, que sobrepasa 100 especies por millón de especies por año, supera diez veces la tasa natural (< 10 especies por millón de especies por año) (Richardson et al. 2023). Desde el año 1500 se han extinguido 35 veces más géneros de animales de los que naturalmente se extinguirían (Ceballos and Ehrlich 2023). Recientemente, el Índice de Planeta Vivo, que monitorea poblaciones de mamíferos, aves, peces, reptiles y anfibios, reveló una disminución promedio del 69% en la abundancia relativa de las 32,000 poblaciones monitoreadas entre 1970 y 2018 (WWF 2022). Las causas directas de esta problemática global son la pérdida del hábitat, la sobreexplotación, el cambio climático, las especies invasoras y la contaminación (Jaureguiberry et al. 2022). Un estudio reciente indicó que el 88%, 26%, 25%, 18% y 17% del total de las especies de la Lista Roja de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN) están amenazadas por la pérdida del hábitat, sobreexplotación, especies invasoras, contaminación y cambio climático, respectivamente (Hogue and Breon 2022).

En este contexto de pérdida de biodiversidad, algunos seres vivos enfrentan peores escenarios de riesgo, ya que ciertos taxones están desapareciendo a un ritmo más acelerado y no se han considerado adecuadamente en las estrategias y políticas de conservación. La entomofauna es un ejemplo de esto: a pesar de ser el grupo más diverso de organismos, representar una gran cantidad de biomasa, participar en varios procesos ecológicos, están desapareciendo a un ritmo preocupante, mientras que los esfuerzos de conservación dirigidos a ellos han sido limitados (Cardoso et al. 2011; Chowdhury et al. 2023; Sánchez-Bayo and Wyckhuys 2019). Es importante mencionar que al desaparecer los insectos se afectan diversos procesos ecológicos que sustentan la vida y el bienestar del resto de las especies y se pierden historias únicas de evolución (Cardoso et al. 2020).

La entomofauna enfrenta un escenario global de riesgo, y para revertir esta situación es necesario adoptar mecanismos que permitan protegerlos. En este sentido el reconocimiento y defensa de sus derechos constituyen una potencial vía para lograrlo, ya que anteriormente este enfoque ha permitido proteger a animales domésticos y en cautiverio, especies en peligro de extinción y ecosistemas enteros (Boyd 2020).

1.1 Los insectos y su relevancia ecológica

La entomofauna, o insectos, son artrópodos cuyo cuerpo está dividido en tres partes: cabeza, tórax y abdomen (Bland and Jaques 2010). En la cabeza se encuentran un par de antenas y ojos, junto con el aparato bucal; el tórax posee tres pares de patas y dos pares de alas; y el abdomen alberga el sistema reproductivo, entre otros órganos (Eggleton 2020). Los insectos conforman la Clase Insecta, que se divide en 29 órdenes agrupados según el tipo de metamorfosis: holometábolos, hemimetábolos y ametábolos (Eggleton 2020). Estos animales constituyen el grupo de seres vivos más diverso del mundo, ya que de las 2,119,904 especies descritas, 973,103 son insectos (Catalog of Life 2024). Se ha estimado el número de especies insectiles conocidas corresponde al 20% de todas las que existen en la Tierra (Stork 2018). En términos de biomasa, los insectos también destacan, ya que su peso mundial es dos, tres y veinte veces mayor que el del ganado, humanos y vertebrados terrestres silvestres de todo el mundo, respectivamente (Eggleton 2020). Recientemente, se estimó que la biomasa mundial de artrópodos del suelo es de 200 Mt de las cuales 67% corresponde a los insectos (Rosenberg et al. 2023). Aunado a lo anterior, los insectos sobresalen ecológicamente ya que participan en diversos procesos ecosistémicos cruciales para el mantenimiento de la vida. Algunas evidencias de su relevancia son las siguientes:

- En cuanto a su rol como descomponedores, se estima que los insectos en los bosques tropicales aceleran la descomposición de la madera muerta en un 3.9% (Seibold et al. 2021) y reducen 19% el tiempo que necesita el excremento para descomponerse (Losey and Vaughan 2006).
- La polinización depende en gran medida de los insectos, ya que el 89% de las familias contemporáneas de angiospermas son polinizadas por estos artrópodos (Stephens et al. 2023). La desaparición de los insectos polinizadores se ha relacionado con una menor abundancia de plantas (Biesmeijer et al. 2006).
- Los insectos también juegan un papel clave como formadores y conservadores del suelo. Por ejemplo, las hormigas mejoran la cantidad de nutrientes y cationes del suelo, influenciando el crecimiento y la reproducción de las plantas (Farji-Brener and Werenkraut 2017). Asimismo, reducen la compactación y mejoran la porosidad del suelo, favoreciendo la retención del agua (Del Toro et al. 2012).
- Estos animales también sobresalen como depredadores, en particular, las avispas aculeatas son reconocidas por tener al menos 3,000 especies que regulan las poblaciones de un amplio rango de artrópodos carnívoros y herbívoros de los órdenes insectiles más diversos como lo son Lepidóptera, Coleóptera, Díptera, Himenóptera y Hemíptera (Brock et al. 2021).

- La dispersión de semillas es otro proceso ecológico en el que los insectos participan activamente. Por ejemplo, los escarabajos estercoleros dispersan las semillas presentes en excrementos, redistribuyéndolas espacialmente y favoreciendo su supervivencia al reducir la depredación y mortalidad, o introduciéndolas a microclimas favorables para la germinación. Los escarabajos estercoleros entierran entre el 6% y el 95% de las semillas excretadas en las heces (Nichols et al. 2008).
- Finalmente, es importante mencionar que los insectos son una fuente de alimento para otras especies; para las aves insectívoras, estos artrópodos representan entre 400 y 500 millones de toneladas de alimento al año (Nyffeler et al. 2018).

1.2 La pérdida de entomofauna: una crisis emergente

A pesar de su riqueza biológica, biomasa y relevancia ecológica, los insectos han sido invisibilizados por los estudios y políticas de conservación (Cardoso et al. 2011) ya que, por ejemplo, las áreas protegidas en pocas ocasiones los han tomado en cuenta en su designación y planes de manejo (Chowdhury et al. 2023) y la IUCN ha evaluado el estatus de amenaza para 1.2% del total de las especies insectiles, el cual es un porcentaje bajo en comparación con los vertebrados que cuentan con 83% del total de especies evaluadas (IUCN 2023). La invisibilidad de los insectos se debe al desconocimiento de su verdadero valor ecológico e intrínseco, la carencia de políticas y medidas de conservación específicas, desconocimiento de las especies de insectos y la usencia de información sobre sus distribuciones, fluctuaciones espacio-temporales y amenazas (Cardoso et al. 2011). Esta invisibilidad ha provocado que los insectos se enfrenten a un escenario global donde sus derechos han sido afectados, siendo la violación al derecho a la vida la evidencia más clara de este fenómeno ya que, como se indicará en seguida, en varias partes del mundo se han registrado extinciones y/o disminuciones significativas de la biomasa insectil.

En Gran Bretaña se indicó que las poblaciones del 28% de las especies de plantas disminuyó durante 40 años, mientras que las poblaciones del 54% y 71% de las especies de aves y mariposas se redujeron durante 20 años, respectivamente. Aunado a lo anterior, el mismo estudio exhibió que 3.4% de las especies de mariposas se extinguieron en comparación con 0.4% de las plantas vasculares durante 70 años y ninguna especie de ave (Thomas et al. 2004). De acuerdo con Dirzo et al. (2014), las poblaciones del 33% de las 203 especies de insectos con tendencias poblacionales documentadas por la UICN está disminuyendo (principalmente Ortóptera, Coleóptera e Himenóptera). Los mismos investigadores indicaron que durante 40 años en el Reino Unido una proporción importante de (entre 30 y 60%) ortópteros, coleópteros, himenópteros y odonatos experimentaron disminuciones severas en su distribución. Otro estudio con gran relevancia en la evaluación de la disminución de la entomofauna fue

el realizado por Hallman et al. (2017), el cual indicó que en 63 áreas naturales protegidas de Alemania la biomasa de insectos voladores se redujo 76% durante de 27 años. Un estudio más reciente encontró que en selva tropical de Luquillo en Puerto Rico entre 1976 y 2012 la biomasa de artrópodos capturados con redes de barrido disminuyó de 4 a 8 veces y la de insectos capturados con trampas adhesivas se redujo de 30 a 60 veces. Paralelamente las poblaciones de lagartijas, ranas y aves insectívoras disminuyeron (Lister and Garcia 2018). En los Países Bajos se evaluaron los registros de 71 especies de mariposas entre 1890 y 2017 concluyéndose que las poblaciones de 42 especies estaban disminuyendo y que las mariposas en general se redujeron 84% (van Strien et al. 2019).

En 2019 se conoció el escenario global de la pérdida de insectos ya que a partir de la recopilación de 73 investigaciones longitudinales que evaluaron la pérdida de entomofauna en varias partes del mundo, se indicó que 41% de las especies estaba en declive (el doble de los vertebrados), el ritmo de extinción de las especies locales era del 10% (ocho veces mayor que la de los vertebrados), un tercio de todas las especies estaba en riesgo de extinción y cada año aproximadamente 1% de todas especies se agregan a la lista de insectos en declive (Sánchez-Bayo and Wyckhuys 2019). Una actualización del trabajo anterior incluyó 100 reportes y encontró que 37% de las especies mostraba disminuciones en sus poblaciones y solo el 18% estaba incrementando (principalmente plagas). En los ecosistemas terrestres las poblaciones del 36% de las especies evaluadas estaban disminuyendo y 15% estaban incrementando, mientras que en los ecosistemas acuáticos las poblaciones del 42% de las especies estudiadas estaba disminuyendo y 29% aumentando (Sánchez-Bayo and Wyckhuys 2020). El metaanálisis realizado por van Kling et al. (2020) que estudió los cambios en la abundancia y biomasa de insectos en 1,676 sitios de 41 países evaluados por 166 estudios, indicó que la abundancia de insectos terrestres disminuye 0.92% por año y la de los insectos acuáticos incrementa anualmente 1.08%.

Si bien los estudios que han evaluado la pérdida de entomofauna a nivel mundial están sesgados hacia ciertos taxones (Lepidóptera, Coleóptera, Odonata o Himenóptera) y áreas geográficas (Europa y América del Norte) (Sánchez-Bayo and Wyckhuys 2020, 2019; van Klink et al. 2020; Wagner et al. 2021), la evidencia disponible es suficiente para advertir que un serio problema está sucediendo y no debe ignorarse (Rhodes 2019).

1.3 Contaminación química. Una amenaza subestimada para los insectos

La contaminación puede definirse como el material no deseado, a menudo peligroso, introducido al ambiente por la actividad antropogénica, el cual amenaza la salud humana y los ecosistemas (Landrigan et al. 2018). Si bien la contaminación es reconocida como una de las amenazas más importantes para la biodiversidad en realidad es una amenaza que necesita mayor atención debido a lo siguiente. En primer

lugar, debe tenerse en cuenta que el impacto de la contaminación sobre la biodiversidad se ha ignorado ya que el número de investigaciones sobre el tema es muy pequeño en comparación con el número de trabajos enfocados en el resto de las amenazas (Sigmund et al., 2023). En segundo lugar, esta amenaza afecta a la biodiversidad a través de efectos directos que pueden manifestarse como efectos letales o no letales, así como mediante una variedad de efectos indirectos, como cambios en las interacciones entre especies, cadenas tróficas, entre otros (Sigmund et al. 2023). En tercer lugar, en el mundo circulan más de 350,000 sustancias químicas, de las cuales 157,000 son compuestos individuales con número de registro CAS, cerca de 75,000 son mezclas, polímeros y materiales biológicos con número de registro CAS y alrededor de 120,000 son sustancias químicas individuales o mezclas químicas sin número de registro CAS (Wang et al. 2020). Por último, la producción de sustancias químicas ha incrementado 50 veces desde 1950, pocas sustancias tienen evaluación de riesgo o seguridad, el número de sitios contaminados está incrementando y cada vez más contaminantes se están encontrando en lugares remotos del planeta (Persson et al. 2022).

En el caso de los insectos, la fragmentación y pérdida del hábitat, la contaminación, los patógenos, la sobreexplotación, las especies introducidas, el cambio climático y la coextinción son reconocidos como las principales amenazas (Cardoso et al. 2020). Además, las luces artificiales, la nitrificación atmosférica y las sequías son otras amenazas adicionales (Wagner 2020; Wagner et al. 2021). La contaminación se sitúa como la segunda amenaza más importante para los insectos, no obstante, cuando se refiere en este contexto a la contaminación, se hace alusión a los agroquímicos, ya que el impacto de otros tipos de contaminantes, como los industriales, no ha sido estudiado adecuadamente (Sánchez-Bayo & Wyckhuys, 2019). Es por todo lo expuesto que el impacto de la contaminación en la salud de los insectos necesita mayor atención.

1.4 El mercurio y arsénico: dos amenaza para la entomofauna

Los metales pesados son una clase de contaminantes que, desde una perspectiva química, refieren a los metales y metaloides con una masa atómica mayor a 20 y una gravedad específica superior a 5. Algunos ejemplos de metales pesados son: cadmio (Cd), mercurio (Hg), cobre (Cu), arsénico (As), plomo (Pb), cromo (Cr), níquel (Ni) y zinc (Zn) (Li et al. 2019). Es importante señalar que estos contaminantes son persistentes ya que no se degradan y tienen una amplia distribución espacial debido a que pueden dispersarse a través de múltiples mecanismos (Abd Elnabi et al. 2023). Existen fuentes naturales y antropogénicas de metales pesados, las primeras incluyen a las emisiones atmosféricas y erupciones volcánicas, el transporte continental de polvos y la meteorización de rocas ricas en metales por mencionar algunas, mientras que las segundas están constituidas por una amplia variedad de fuentes como la

minería, fundidoras, lodos residuales, quema de combustibles fósiles, basura electrónica, uso de agroquímicos, entre otras (Khan et al. 2021).

Si bien todos los metales pesados bajo ciertas condiciones son peligrosos para la salud de los seres vivos, a nivel mundial dos de los más preocupantes son el arsénico y el mercurio. Estos metales pueden distribuirse ampliamente en el ambiente, son persistentes, tienen la capacidad de bioacumularse y, en el caso del mercurio, incluso de biomagnificarse. Además, como se verá en los siguientes apartados tanto el arsénico como el mercurio tienen efectos en la salud de los insectos. Por lo tanto, en el presente trabajo nos enfocamos en estos dos contaminantes. A continuación, se describirá brevemente qué son, sus fuentes emisoras y cómo se distribuyen en el ambiente.

El arsénico es un elemento clasificado químicamente como un metaloide al tener propiedades metálicas y no metálicas; sin embargo, frecuentemente se le refiere como un metal (ATSDR 2007). En su forma elemental, el arsénico es un metal cristalino de color gris plateado y un pobre conductor térmico (Fatoki and Badmus 2022). Naturalmente, el arsénico puede existir en los siguientes estados de oxidación arsenato (As^{+5}), arsenito (As^{+3}), arsénico elemental (As^0) y arsina (As^{-3}) (Fatoki and Badmus 2022). Aunado a lo anterior, pueden existir compuestos orgánicos del arsénico como ácido dimetilarsínico (DMA), ácido monometilarsínico (MMA) y derivados gaseosos de la arsina (Fatoki and Badmus 2022).

El arsénico naturalmente se encuentra en los ecosistemas debido a las emisiones generadas por fuentes naturales como las emisiones volcánicas, la erosión de las rocas, los incendios forestales, la actividad geotermal, entre otras (Chen and Costa 2021; Genchi et al. 2022). Aunado a lo anterior, las actividades antropogénicas como la quema de combustibles fósiles, aplicación de plaguicidas y fertilizantes, aguas residuales, tenerías, industria química, minería, industria de la fundición, son actividades que han contribuido a movilizar el arsénico en el ambiente (Chen and Costa 2021; Fatoki and Badmus 2022; Vukasinovic-Pesic et al. 2005). Es importante señalar que la producción de cobre es la principal fuente antropogénica de arsénico y que en términos de cantidad de arsénico movilizado por la actividad humana, se ha estimado que la movilización total de arsénico en la corteza terrestre a través de la minería de minerales metálicos, carbón y rocas de fósforo es de $1,500 - 5,600 \times 10^9$ g/año, lo cual supera 10 veces la cantidad de arsénico liberado por la meteorización natural de las rocas en la superficie del planeta ($60 - 544 \times 10^9$ g/año) (Schlesinger et al. 2022).

En la atmosfera el arsénico se encuentra principalmente en la forma de material particulado como arsénico inorgánico y es liberado a la atmosfera principalmente como óxidos que se adsorben a material particulado, el cual es dispersado por el viento y depositado a través de deposición húmeda y seca (Patel et al. 2023). En adición, en la atmosfera el arsénico puede ocurrir como arsinas, los cuales son

compuestos volátiles trivalentes del arsénico con un punto de ebullición inferior a 150°C que pueden generarse tanto por actividad biológica y abiótica siendo algunos ejemplos la arsina inorgánica, monometilarsina, dimetilarsina y trimetilarsina (Smedley and Kinniburgh 2002; Wang et al. 2014). En los cuerpos de agua superficiales el arsénico se presenta principalmente como oxianiones de arsenato y arsenito, sin embargo, también pueden existir formas orgánicas debido a la actividad microbiana (Vukasinovic-Pesic et al. 2005). En los cuerpos de agua la solubilidad y movilidad del arsénico incrementa junto con aumento de la alcalinidad y la salinidad, y su movimiento es controlado por reacciones de adsorción/desorción y precipitación/disolución (Patel et al. 2023). En los sedimentos bajo condiciones aeróbicas y anaeróbicas el arsenato y arsenito son las formas predominantes, respectivamente (Bowell et al. 2014). En los sedimentos, el arsénico está unido a minerales arcillosos y óxidos de hierro y manganeso, y que cuando las condiciones del agua se vuelven oxidantes, los valores de pH y materia orgánica son altos, y la temperatura es baja, el arsénico generalmente se remueve de la solución como un precipitado sólido (Patel et al. 2023). Finalmente, en lo que concierne al suelo, el comportamiento del arsénico es complejo debido a la gran variedad de especies químicas que pueden ocurrir, no obstante, en suelos superficiales el arsénico se presenta en formas de arsenato, cambiando su estado de oxidación bajo diferentes condiciones redox y adsorbiéndose en muchas arcillas del suelo y óxidos de hierro, manganeso y aluminio (Patel et al. 2023). Igualmente, en el suelo el arsénico inorgánico pueden ser metilado por microorganismos (Mandal and Suzuki 2002). En la [Fig. 1](#) se presenta el ciclo biogeoquímico del arsénico.

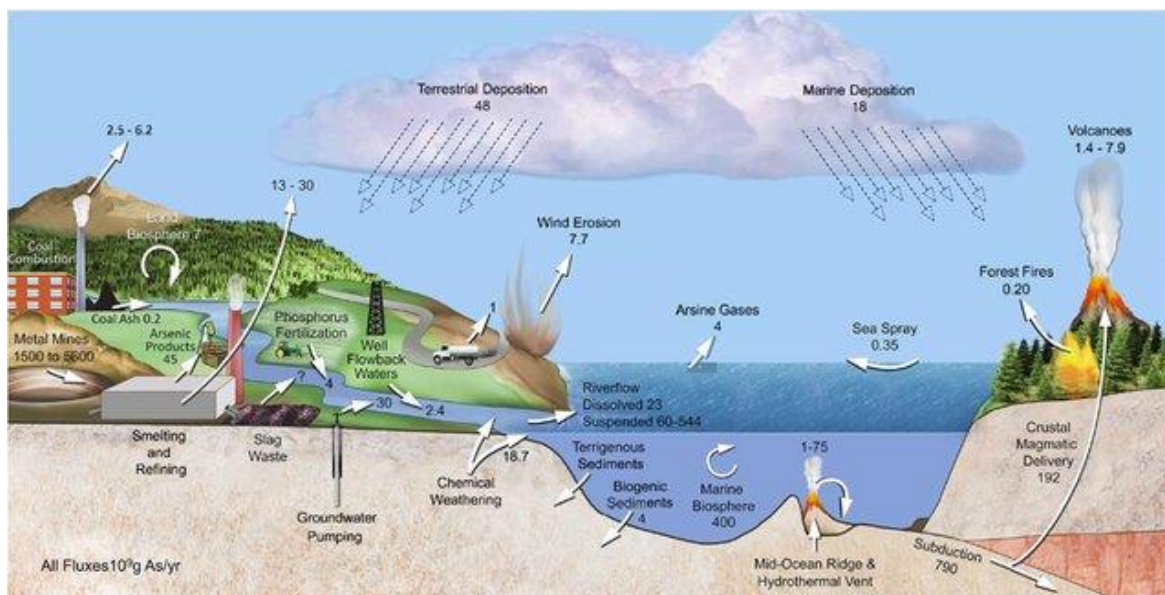


Fig. 1 El ciclo biogeoquímico global del arsénico. Todos los valores se dan en 10^9 g As/año (Schlesinger et al. 2022).

El mercurio es un metal pesado que existe en la naturaleza como mercurio elemental, compuestos inorgánicos y compuestos orgánicos. Este metal en su forma elemental y a temperatura ambiente se encuentra tanto en forma líquida como vapor, los compuestos de mercurio inorgánico no contienen una unión química entre mercurio y carbono, mientras que los compuestos orgánicos sí. Es importante resaltar que el metilmercurio, una forma orgánica del mercurio, tiene la capacidad de bioacumularse y biomagnificarse (ATSDR 2022).

El mercurio es emitido a la atmósfera o liberado al agua y suelo como resultado de actividad antropogénica, y de fuentes y procesos naturales como volcanes, meteorización de las rocas, incendios forestales y fuentes geotermales (Sundseth et al. 2017). Existen diversas fuentes antropogénicas de mercurio, no obstante, a nivel global las cinco más importantes en términos de emisiones anuales son la minería artesanal y de pequeña escala de oro, 789.2 Mg, la combustión de carbón, 564.1 Mg, la quema de basura, 316.1 Mg, la producción de cemento 224.5 Mg, y la fundición de minerales no ferrosos, 204.1 Mg, las cuales en su conjunto contribuyen con el 85.7% del mercurio emitido globalmente (Kung et al. 2024). Otras fuentes antropogénicas son la minería de oro a gran escala, la minería primaria de mercurio, el uso de agroquímicos, la industria cloro álcali, la refinación de petróleo, entre otras (UN Environment 2017; Veeraswamy et al. 2023). En cuanto a la influencia humana en la contaminación global por mercurio, se estima que la reserva atmosférica mundial de mercurio ha incrementado de tres a cinco veces desde 1850, y que la actividad humana ha duplicado la cantidad de mercurio almacenado en los suelos orgánicos (Obrist et al. 2018). Asimismo, se conoce que de 2010 a 2015 las emisiones mundiales de mercurio incrementaron de 2188 Mg a 2390 Mg, respectivamente, que regionalmente las emisiones disminuyeron en los países desarrollados pero incrementaron en los países en desarrollo y que la producción de mercurio, sosa cáustica y cemento fueron los tipos de fuentes con mayores incrementos de emisiones de mercurio, aunque la minería artesanal y pequeña escala de oro permaneció como la fuente más importante (Streets et al. 2019).

En la atmósfera el mercurio se presenta en tres principales formas: mercurio gaseoso elemental, mercurio gaseoso reactivo y mercurio particulado (Obrist et al. 2018). En torno a los tiempos de residencia atmosférica, el mercurio gaseoso elemental permanece en la atmósfera hasta por un año permitiendo su transportarse y deposición en regiones remotas como el Ártico y el Antártico, mientras que el mercurio gaseoso reactivo y mercurio particulado tienen una residencia atmosférica de horas a días y como resultado generalmente se depositan local o regionalmente (Driscoll et al. 2013). En el suelo cuando la fuente de contaminación es la deposición atmosférica seca la forma predominante será mercurio inorgánico divalente (Kung et al. 2024). Asimismo, en el suelo este contaminante estará en las capas más superficiales ricas en materia orgánica y sus niveles estarán determinados por variables como el tipo de

vegetación, la morfología del suelo y las propiedades del suelo como la estabilidad de la materia orgánica, la textura y el pH (Gworek et al. 2020; Obrist et al. 2018). Es importante mencionar que las plantas juegan un papel sumamente importante en el ciclo del mercurio ya que pueden acumularlo desde la atmosfera y el suelo principalmente en forma de mercurio inorgánico, reemitirlo como mercurio gaseoso a la atmosfera y enriquecer los niveles de mercurio en suelo a través de la hojarasca (Gworek et al. 2020; Zhou et al. 2021). Finalmente, en los cuerpos de agua dulce los sedimentos serán un importante sumidero de mercurio inorgánico y el principal medio donde la acción bacteriana producirá metilmercurio (Driscoll et al. 2013; Obrist et al. 2018). En la Fig. 2 se presenta un esquema del ciclo biogeoquímico del mercurio de acuerdo con Obrist et al., (2018).

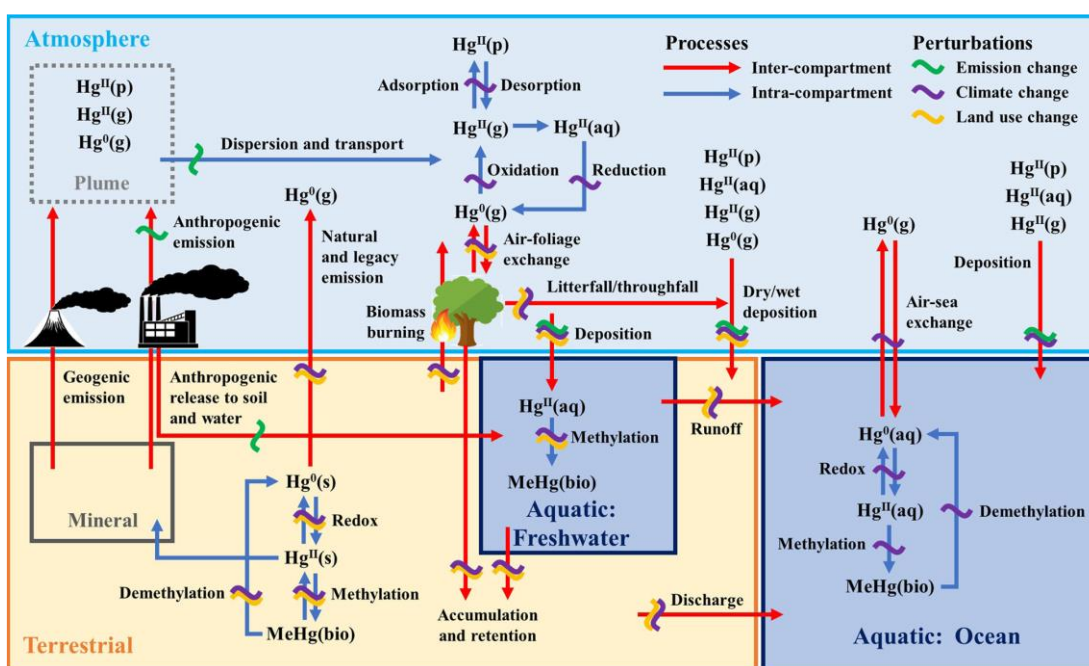


Fig. 2 Ciclo del mercurio (Obrist et al., 2018).

1.5 La minería primaria de mercurio en México

México alberga importantes yacimientos de mercurio en forma de cinabrio (U.S. Geological Survey 2020) que han sido explotados desde épocas prehispánicas hasta la actualidad y que han contaminado el ambiente con arsénico y mercurio como se detalla a continuación.

El cinabrio fue importante para los pueblos indígenas en la época prehispánica ya que lo utilizaron en la sepultura de la nobleza (INAH 2013) y como pigmento para la decoración de templos, palacios (Rocha et al. 2016), pinturas (Melgarejo 1985) y cerámicas (Figuroa 2001). Los indígenas mexicanos también llegaron a utilizar mercurio metálico ya que, por ejemplo, en Teotihuacan se encontró mercurio líquido

en una tumba (Archaeological Institute of America 2015). Fuere por el cinabrio o por el mercurio metálico, en México durante la época prehispánica se comenzó a aprovechar el cinabrio.

En las épocas colonial y poscolonial el mercurio cobró importancia económica ya que se utilizó para la producción de plata. Durante la Colonia el cinabrio de México no se explotó ya que el mercurio que se utilizó para producir plata se importó desde España y Perú. El reaprovechamiento de los yacimientos de cinabrio en México ocurrió al inicio de la época poscolonial en 1840 y fue para la producción de mercurio metálico. De 1840 a 1994 las minas de mercurio produjeron 35,555 t (Castro 2013).

En la época moderna el incremento en la demanda de mercurio y su precio, desempleo, pobreza y prohibiciones en Estados Unidos y la Unión Europea para exportar mercurio, causaron que México pasara de exportar 21 t en 2010 a 306 t de mercurio en 2015 (Castro 2013; INECC 2017a; Marshall et al. 2021). El país se convirtió en el segundo productor y primer exportador mundial de mercurio (UN Environment 2017). Del total de las exportaciones mexicanas de mercurio entre 2010 y 2018 77% fueron a Bolivia, Colombia y Perú, donde es utilizado en la minería artesanal de oro (Marshall et al. 2021).

Es preciso señalar que desde la época prehispánica hasta la actualidad el proceso para producir mercurio se ha basado en métodos artesanales, los cuales generan contaminación ambiental por mercurio y consisten en: extracción del cinabrio de la mina, trituración del mineral, calcinación de la mena para generar vapores de mercurio, condensación de los vapores de mercurio, obtención de mercurio metálico y disposición de calcinas en los suelos (residuos de la calcinación del cinabrio) (Barba and Herrera 1986; Marshall et al. 2021; UN Environment 2017; Van Brussel et al. 2016). En la [Fig. 3](#) se presenta un horno artesanal para la producción de mercurio.

Los anteriores instantes de tiempo y forma de aprovechar el cinabrio para producir mercurio son la razón por la que existen en México ecosistemas contaminados desde hace más de 1,000 años (Campos et al. 2015).

El Estado de Querétaro desde la época prehispánica ha sido un importante productor de mercurio en México (Barba and Herrera 1986; Castro 2013; Figueroa 2001). Actualmente, las minas artesanales de mercurio más importantes de esta entidad federativa se ubican en la Sierra Gorda y se ha estimado que su producción anual es de 804.6 t, mientras que sus emisiones y liberaciones de mercurio al aire, agua y suelo son de 6, 1.5 y 16.5 t/año, respectivamente (INECC 2019). Las minas que producen más mercurio son las de San Gaspar (La Soledad, [Fig. 4](#)) y Bucareli en el municipio de Pinal de Amoles y las de La Plazuela y Camargo (La Laja, [Fig. 5](#)) en el municipio de Peñamiller (INECC 2017b, 2020a). Estas minas generan cada año 87% de la producción, emisiones y liberaciones de mercurio en Querétaro (INECC 2017b, 2020a).



Fig. 3 Horno artesanal para la producción de mercurio Camargo, Peñamiller, Querétaro (Fuente: elaboración propia)



Fig. 4 Mina de mercurio La Soledad, San Gaspar, Pinal de Amoles, Querétaro (Fuente: elaboración propia)



Fig. 5 Mina de mercurio La Laja, Camargo, Peñamiller, Querétaro (Fuente: elaboración propia)

En la Sierra Gorda de Querétaro desde la época prehispánica la minería primaria de mercurio ha contaminado los ecosistemas ya que se ha cuantificado mercurio en restos óseos de fetos, niños y adultos descubiertos al sur de la región en el sitio arqueológico de Toluquilla (Campos et al. 2015). En la época reciente existe evidencia sobre la contaminación ambiental por mercurio y arsénico en sitios como Camargo y San Gaspar, siendo las fuentes emisoras los hornos de calcinación que emiten mercurio gaseoso a la atmósfera (Marshall et al. 2021) y las calcinas (INECC 2020b) y los terreros (Leura 2017) que contaminan el suelo con arsénico y mercurio inorgánico.

En México existen otras minas que son relevantes como, por ejemplo, las de San Luis Potosí. De acuerdo con el INECC (2017b) un tercio de la producción mexicana de mercurio proviene de las minas de varios Estados entre los que se ha identificado San Luis Potosí. Asimismo, en San Luis Potosí se localizan minas de mercurio que en su momento fueron las más importantes del país como, por ejemplo, las del municipio de Guadalcázar, que generaron el 70% de las 4,911 toneladas de mercurio producidas en México durante 1840 y 1895 (Castro 2013); La Trinidad y San Antonio fueron consideradas dos de las principales minas de mercurio en Guadalcázar (Leura 2017). Otras minas de mercurio importantes en San Luis Potosí son las de la localidad de La Taponá, Villa Hidalgo (Núñez et al. 2006; Van Brussel et al. 2016) ([Fig. 6](#)). En estos casos la contaminación ambiental por mercurio es la única que ha sido visibilizada (Leura 2017; Van Brussel et al. 2016).

1.6 El complejo metalúrgico en la ciudad de San Luis Potosí

En la ciudad de San Luis Potosí, diversas actividades como la producción artesanal de ladrillos, el tráfico vehicular, las operaciones en la zona industrial y la actividad agrícola han contribuido a la contaminación ambiental con una amplia variedad de sustancia tóxicas. Sin embargo, en lo que respecta específicamente a la contaminación por arsénico, ya que la contaminación por mercurio no representa un problema significativo en la ciudad, el complejo metalúrgico de Grupo México es una de las fuentes emisoras más importantes en la ciudad (Perez-Vazquez et al. 2015). Este complejo metalúrgico comenzó sus operaciones en 1890 produciendo oro, plata y plomo (Vargas 2016). Entre 1924 y 1926 se construyeron tres plantas fundidoras de plomo, arsénico y cobre, las cuales dejaron de funcionar en 1959, 2006 y 2010, respectivamente (Grupo México 2015). Y, desde 1982 hasta la actualidad comenzó a operar una Refinería Electrolítica de Zinc (Grupo México 2015). Durante el período en que estuvieron activas las fundiciones de cobre y arsénico diversos estudios evidenciaron problemas graves de contaminación ambiental y exposición humana a arsénico en las inmediaciones del complejo metalúrgico (Calderón et al. 2001; Carrizales et al. 2006; Díaz-Barriga et al. 1993). Tras el cierre de estas plantas, se inició un proceso de remediación del predio industrial en 2014, el cual concluyó en 2016 (Grupo México 2015; SEMARNAT 2017). La [Fig. 7](#) presenta el complejo metalúrgico en cuestión.



Fig. 6 Minería inactiva de mercurio en Tapona, Villa Hidalgo, San Luis Potosí (Fuente: elaboración propia)



Fig. 7 Complejo metalúrgico de Industrial Minera México, San Luis Potosí, San Luis Potosí (Fuente: elaboración propia)

1.7 Los derechos de la naturaleza

A lo largo de la historia, la humanidad ha ampliado la consideración ética a diferentes grupos de humanos como, las mujeres o personas esclavizadas, así como a animales y plantas, lo cual ha influido en la incorporación de estos grupos en los sistemas legales a través del reconocimiento de sus derechos (Boyd 2020; Nash 1989; NUAG 2011). Ahora, la consideración ética se extiende a la naturaleza e impulsa esfuerzos alrededor del mundo para reconocer y proteger los Derechos de la Naturaleza (DdN) (Boyd 2020), el cual es un enfoque legal y filosófico fundamentado en la ecología y la ética, que reconoce a la naturaleza en todos sus niveles de organización como sujeto de derechos (The Global Alliance for the Rights of Nature 2024b).

Los DdN surgen como una alternativa al sistema legal y cultural dominante, caracterizado por una visión antropocéntrica que considera a los ecosistemas propiedad del ser humano, otorgándole el derecho de utilizarlos a su conveniencia, mientras se persigue el crecimiento económico ilimitado sin tomar en cuenta las repercusiones en los elementos ecosistémicos sin aparente utilidad (Boyd 2020). Para los DdN todos los elementos bióticos y abióticos coexisten formando una comunidad interdependiente donde todos por igual merecen respeto y consideración ética (Sólon 2018).

Entre las razones sustentan el reconocimiento de los DdN se pueden mencionar las siguientes. En primer lugar, al humano se le reconocen sus derechos por el simple hecho de existir, lo cual sugiere que, lógicamente, todo lo que existe en la naturaleza debe tener derechos inherentes (Berry 2001; Cullinan 2010). En segundo lugar, la naturaleza es una comunidad interdependiente, donde la supervivencia de cada miembro depende, de una u otra forma, de los demás; por lo tanto, proteger los derechos de cada miembro implica salvaguardar a toda la comunidad (Berry 2001; Cullinan 2010). En tercer lugar, en varias partes del mundo, los DdN han servido para proteger ecosistemas ante amenazas antropogénicas, como el caso del río Atrato en Colombia contra la minería ilegal (NUAG 2017), el río Vilcabamba en Ecuador frente a la construcción de una carretera (NUAG 2018), o el Gran Arrecife de Coral en Belice contra la industria petrolera (Bandopadhyay and Pandey 2020). En cuarto lugar, se le permitiría a la naturaleza, de manera legal, expresar sus necesidades o intereses para acceder a procesos judiciales para su defensa, así como ser contemplada en los procesos de gobernanza (Cullinan 2010; Stone 2010). En quinto lugar, se generarían obligaciones y deberes de los humanos hacia la naturaleza (The Global Alliance for the Rights of Nature 2024a). Finalmente, se reforzarían los marcos jurídicos nacionales e internacionales existentes, que, aunque han logrado avances en áreas específicas como la protección de la capa de ozono, no han logrado detener la degradación ecológica mundial (Cullinan 2010; Richardson et al. 2023).

A continuación, se expone cómo los DdN han permeado en los sistemas legales de diversas partes del mundo desde el primer caso donde se reconocieron legalmente hasta la actualidad.

En 2006, el poblado de Tamaqua, en el condado de Schuylkill, Pensilvania, Estados Unidos, se convirtió en el primer lugar del mundo en reconocer legalmente los DdN mediante una ordenanza desarrollada entre la población local y el Fondo Comunitario de Defensa Legal Ambiental (CELDF, por sus siglas en inglés) para proteger la salud, la seguridad y el bienestar de los ciudadanos y el ambiente contra empresas que buscaban descargar lodos tóxicos, provenientes de agua residuales, en los suelos (Boyd 2020). Tras este precedente, los Estados de Pittsburgh, Colorado, Maine, Maryland, New Hampshire, Nueva York, Nuevo México, Ohio, Virginia y Los Ángeles también adoptaron leyes locales que reconocieron los DdN en Estados Unidos (NUAG 2017). Aunado a lo anterior, como lo indican los informes de los Diálogos de las Naciones Unidas sobre la Armonía con la Naturaleza, los DdN han apoyado la protección de ecosistemas específicos en diversas regiones del mundo a través de su incorporación en los sistemas legales (Tabla 1). Estos avances se han formalizado a través de Constituciones nacionales o estatales, leyes nacionales, estatutos, cartas, ordenanzas, resoluciones, leyes de consejos tribales y decisiones judiciales (Yanquiling et al. 2024), los cuales han sido posibles, en gran medida, gracias a la colaboración entre organizaciones no gubernamentales, asociaciones civiles y legisladores (NUAG 2018).

En términos constitucionales, Ecuador es un caso destacado, ya que en 2008 se convirtió en el primer y único país en reconocer los DdN en su Constitución (Bandopadhyay and Pandey 2020). En México, Guerrero, Ciudad de México y Colima también han incluido los DdN en sus Constituciones estatales desde 2014, 2017 y 2019, correspondientemente (NUAG 2017, 2019). Bolivia y Uganda, reconocen los DdN a través de leyes nacionales: Bolivia adoptó la Ley de los Derechos de la Madre Tierra en 2010, que enumera los derechos específicos, y La Ley Marco de la Madre Tierra y Desarrollo Integral para Vivir Bien de 2012, la cual operacionaliza lo establecido en la primer ley (Villavicencio-Calzadilla and Kotzé 2018), mientras que en Uganda están reconocidos en la Ley de Medio Ambiente desde 2019 (NUAG 2022). Además, en Brasil, varios municipios han reconocido los DdN a través de Leyes Orgánicas (NUAG 2018, 2024). Otros instrumentos jurídicos que han reconocido los DdN incluyen el Código de Medio Ambiente en Islas de la Lealtad, Nueva Caledonia (NUAG 2024), la Ordenanza del Ayuntamiento de Santa Mónica, California, la resolución de la Junta de Consejeros de la ciudad de Crestone, Colorado (NUAG 2019) y el Decreto N.º 348 del Departamento de Nariño en Colombia (NUAG 2020).

Tabla 1 Algunos ecosistemas del mundo a los que se les han reconocido derechos (Inicio)

País	Caso	Breve descripción	Referencia
Australia	Río Yarra	El Parlamento de Victoria aprobó la Ley de Protección del río Yarra donde se le reconoció jurídicamente al ecosistema como una entidad viva indivisible que merece protección.	(NUAG 2018)
Bangladesh	Río Turag	El Tribunal Superior de Bangladesh emitió un fallo donde otorgó la condición de persona jurídica al río y ordeno la inmediata retirada de todos los establecimientos ilegales que invaden sus orillas.	(NUAG 2019)
Belice	Arrecife de Belice	Se aprobó una moratoria indefinida donde se reconoció al mayor arrecife barrera del hemisferio occidental como sujeto de derechos y protegió de las actividades petroleras mar adentro.	(NUAG 2018)
Brasil	Manantial de San Severino	La ley orgánica del municipio de Paudalho, Pernambuco, sustentó el reconocimiento de los derechos del manantial.	
	Río Laje	El municipio de Guajará-Mirim reconoció los derechos de este río.	(NUAG 2024)
	Río Mosquito	En el municipio de Minas-Gerais se reconoció al río como sujeto de derechos.	
	Río Vermelho	En el municipio de Goiás se reconoció al río Vermelho como sujeto de derechos.	
	Río Doce	En Espírito Santo se reconoció a la ola marina de la desembocadura del río Doce como sujeto de derechos.	
	Serra do Itambé	En Mato Grosso se reconoció a la ola marina de la desembocadura del río Serra do Itambé como sujeto de derechos.	
Canadá	Río Sturgeon	El Consejo de Jefes Tsihqot'in aprobó la Ley relativa al Río Sturgeon que establece que las personas, los animales, los peces, las plantas, la tierras y las agua tienen derechos.	(NUAG 2020)
	Río Magpie	Ante los emprendimientos hidroeléctricos y los planes de construir una presa en el río, el Municipio Regional de Condado de Minganie y el Consejo Innu de Ekuanitshit adoptaron dos resoluciones gemelas de alcance local donde se reconocieron los derechos del río.	(NUAG 2022)
Colombia	Río Atrato	Se reconoció al río Atrato, su cuenca y afluentes como entidades sujetas a derechos como motivo del daño sufrido por operaciones mineras ilegales.	(NUAG 2017)
	Amazonia colombiana	La Suprema Corte de Justicia de Colombia emitió un fallo donde se reconocieron los derechos del ecosistema y ordenó la formulación de un plan de acción para atender la deforestación.	(NUAG 2018)
	Río Cauca	El Tribunal Superior de Medellín reconoció al río Cauca, su cuenca y afluentes como sujetos de derechos.	(NUAG 2019)
	Ríos de Tolima	El Tribunal Administrativo de Tolima reconoció los derechos de los ríos Coello, Combeima y Cocora, así como de sus cuencas y afluentes situados. Asimismo, se ordenó el cese inmediato de la exploración y explotación mineras en las cuencas fluviales.	
	Río de la Plata	El Tribunal Civil Municipal de La Plata reconoció los derechos del río. La decisión surgió de una demanda contra una empresa que contaminó el río al no instalar un tanque séptico.	
	Páramo de Pisba	El Tribunal de Boyacá reconoció al ecosistema como sujeto de derechos para prevenir su explotación y preservar su importancia en el ciclo hidrológico.	
	Río Pance	El Juzgado Tercero de Ejecución de Penas y Medidas de Seguridad de Cali reconoció el río como sujeto de derechos a través de una sentencia contra un problema de contaminación.	(NUAG 2020)
	Río Magdalena	El Juzgado Primero Penal del distrito de Neiva reconoció el río, su cuenca y sus afluentes como entidad sujeto de los derechos a cargo del Estado.	
	Río Otún	El Juzgado Cuarto de Ejecución de Penas y Medidas de Seguridad de Pereira reconoció el río como sujeto de derechos.	
	Katsa Su	La Jurisdicción Especial para la Paz reconoció al territorio denominado Katsa Su como sujeto de derechos y víctima del conflicto armado.	
Ecuador	Río Quindío	El Tribunal Administrativo de Quindío reconoció el río como sujeto de derechos.	
	Isla de Salamanca	La Corte Suprema de Justicia declaró el parque nacional Isla de Salamanca como sujeto de derechos para protegerlo de la deforestación descontrolada.	
	Río Vilcabamba	La Corte Constitucional emitió un veredicto donde se confirmaba la constitucionalidad de las medidas ordenadas en 2011 para restaurar la orilla del río, que había sido dañada por la construcción de carreteras. Todo favorecido por los DdN reconocidos en la Constitución de Ecuador.	(NUAG 2018)
	Los Cedros	La Corte Provincial de Imbabura dictó sentencia a favor de este bosque, reconociendo que las actividades mineras vulnerarían los DdN.	(NUAG 2020)
	Sinangoe	Un juzgado de provincia de Sucumbios ordenó el fin de la actividad minera en las tierras del pueblo cofán de Sinangoe al vulnerar los DdN.	
España	Mar Menor	Debido a múltiples afectaciones a esta laguna de agua salada se aprobó una Ley que reconoció al ecosistema como sujeto de derechos.	(NUAG 2022)

Tabla 1 Algunos ecosistemas del mundo a los que se les han reconocido derechos (Fin)

País	Caso	Breve descripción	Referencia
EUA	Río Klamath	El Consejo tribal de los Yurok, en California, aprobó una resolución que establece los derechos del río.	(NUAG 2019)
	Lago Erie	Se votó a favor de la Declaración de derechos del lago, que garantiza el derecho del lago y sus cuencas lacustres a existir, prosperar y evolucionar naturalmente.	
	Río Menominee	La tribu menominee de Wisconsin reconoció los derechos inherentes al río.	(NUAG 2020)
	Río Snake	El Congreso General de la Tribu Nez Percé de Idaho aprobó la resolución en la que se reconoció el río como entidad viva con derechos.	
India	Ganges y Yamuna	El Tribunal Superior otorgó la condición de personalidad jurídica a los ríos y ordenó que se limpiaran y tuvieran representantes.	(NUAG 2017)
	Glaciares del Himalaya	El Tribunal Superior concedió a los glaciares del Himalaya Gangotri y Yamunotri y ecosistemas asociados la condición de personas jurídicas.	
	Río Narmada	La Asamblea Legislativa de Madhya Pradesh aprobó una resolución en la que reconocía al río como una entidad viva y el sustento del estado.	(NUAG 2018)
	Lago Sukhna	El Tribunal Superior de Punjab y Haryana de Chandigarh declaró el lago persona jurídica a efectos de su supervivencia, preservación y conservación.	(NUAG 2020)
Nigeria	Río Ethiope	El Ministro Federal de Medio Ambiente aprobó una petición en contra de las actividades de extracción de aceite de palma y caucho que llevaba a cabo una empresa en el río.	(NUAG 2020)
Nueva Zelanda	Río Whanganui	El Parlamento de Nueva Zelanda concedió al río Whanganui la personalidad jurídica y asignó dos representantes, un miembro de la comunidad maorí y un miembro del Gobierno.	(NUAG 2017)
	Parque nacional de Egmont	Se otorgó personalidad jurídica al monte Taranaki, al igual que se hizo con todas las tierras de la Corona ubicadas dentro del parque nacional.	(NUAG 2018)
	Río Whangaehu	Se firmó un acta de constitución en la que se preveía, entre otras cosas, un marco de reparación para el río y reconocía al río como un todo vivo e indivisible.	
Panamá	Las Perlas	Se dictó una resolución ministerial para crear un refugio de vida silvestre en el archipiélago de Las Perlas para reconocer y defender los DdN.	(NUAG 2024)
Perú	Río Marañón	Un juzgado del departamento de Loreto declaró al río titular de derechos, la cual fue una medida de protección ante los frecuentes derrames de petróleo de un oleoducto.	(NUAG 2024)

Internacionalmente, una de las iniciativas más destacadas es la Declaración Universal de los Derechos de la Madre Tierra, la cual surgió de la Conferencia Mundial de los Pueblos sobre Cambio Climático y los Derechos de la Madre Tierra, celebrada el 22 de abril de 2010 en Cochabamba, Bolivia. El preámbulo de esta declaración establece una visión ecocéntrica sobre la crisis planetaria y la naturaleza. Su artículo 1 sienta las bases para los DdN, los cuales se enlistan en el artículo 2, mientras que en su artículo 3 describe una serie de obligaciones humanas para proteger estos derechos (The Global Alliance for the Rights of Nature 2024a). Liderada por varias naciones, esta declaración ha buscado su adopción en el marco de la Declaración Universal de los Derechos Humanos (Boyd 2020). Aunado a lo anterior, ha sido considerada en los Diálogos de la Naciones Unidas sobre la Armonía con la Naturaleza, así como en varias resoluciones de la Asamblea General de las Naciones Unidas e informes del Secretario General de las Naciones Unidas que abogan por el reconocimiento de los DdN (Gilbert et al. 2023). No obstante, hasta hoy en día, aún permanece siendo de carácter no vinculante, lo que significa que no impone obligaciones legales a las partes (Cullinan 2010).

En México el derecho a un medio ambiente sano se ha constituido en el principal catalizador del litigio ambiental y núcleo esencial de la justicia ecológica (Rabasa-Salinas and de Wint 2022). La Suprema Corte de Justicia de la Nación (SCJN) ha indicado que este derecho humano debe protegerse en sus dimensiones colectiva e intergeneracional; individual; objetiva o ecologista y subjetiva o antropocéntrica

(Rabasa-Salinas and de Wint 2022). En su dimensión colectiva, el derecho a un medio ambiente sano constituye un interés universal que se debe tanto a las generaciones presentes y futuras. Por otro lado, en su dimensión individual, su vulneración puede tener repercusiones directas e indirectas sobre las personas debido a su conexidad con otros derechos. El derecho humano al medio ambiente posee una doble dimensión: la objetiva o ecologista, que protege al medio ambiente como un bien jurídico fundamental en sí mismo, que atiende a la defensa y restauración de la naturaleza y sus recursos con independencia de sus repercusiones en el ser humano; y la subjetiva o antropocéntrica, conforme a la cual la protección de este derecho constituye una garantía para la realización y vigencia de los demás derechos reconocidos en favor de la persona (SCJN 2016).

Aunque el reconocimiento de la dimensión ecologista del derecho humano a un medio ambiente sano representa un avance ecocéntrico en la protección de la naturaleza, en México aún persisten importantes obstáculos para protegerla bajo esta perspectiva, siendo el más importante el reconocimiento de sus derechos, los cuales le permitirían expresar sus necesidades, incluirla en la toma de decisiones y garantizar su acceso a la justicia. Esto último se refleja en sentencias de amparos en revisión, donde la violación al derecho humano al medio ambiente sano es el detonante de la protección de la naturaleza, siendo algunos ejemplos: el amparo en revisión 307/2016 sobre la construcción del parque ecológico que afectó a manglares colindantes con el humedal Laguna del Carpintero (SCJN 2016), el amparo en revisión 641/2017 sobre la omisión de las autoridades de adoptar para restaurar y sanear los canales del pueblo de San Andrés Mixquic afectados por el vertimiento de aguas residuales provenientes del Río Ameca (SCJN 2017), el amparo en revisión 289/2020 sobre la tala árboles urbanos en Cuautla (SCJN 2020) y el amparo en revisión 54/2021 donde la ampliación del Puerto de Veracruz afectó el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano (SCJN 2021).

En México, el reconocimiento de los DdN puede sustentarse desde la dimensión ecologista del derecho humano al medio ambiente sano, ya que esta dimensión protege a la naturaleza por su valor intrínseco. Partiendo de este argumento y contemplando la ecología, la interdependencia y la indivisibilidad de los derechos, los DdN para el presente trabajo son los siguientes:

- *A los derechos inherentes.* Todo ser vivo, independientemente de su clasificación taxonómica y rol ecológico, posee los derechos expuestos en el presente documento desde el momento de su existencia. Este derecho enfatiza la igualdad biológica y el respeto a la diversidad de la vida. Así, una mosca, una avispa y una abeja tienen los mismos derechos a pesar pertenecer a diferentes familias taxonómicas o participar en procesos de descomposición, depredación y polinización, respectivamente.

- *A la vida.* Todo ser vivo tiene derecho a que las actividades humanas no impidan su existencia. Se reconoce que la muerte es un proceso natural y esencial para mantener el equilibrio ecológico. Sin embargo, las acciones humanas como la caza injustificada, la sobreexplotación, la pérdida del hábitat, la contaminación, etc., representan interferencias no naturales para la vida de los seres vivos. Por ejemplo, un evento agudo de contaminación química en un cuerpo de agua causará la muerte inmediata de peces o la construcción de una autopista provocará la pérdida inmediata de la cubierta vegetal y demás especies asociadas.
- *A la salud.* Todo ser vivo tiene derecho a que las actividades humanas no afecten el funcionamiento de sus células, órganos y sistemas para que logre desarrollarse, crecer, reproducirse y desempeñar su rol ecológico de manera plena y natural. Este derecho reconoce la interconexión entre los niveles de organización por lo que la salud de los seres vivos debe preservarse desde nivel celular. Por ejemplo, en un insecto la exposición a mercurio puede generar estrés oxidativo o afectar enzimas de células del sistema nervioso, esto a su vez se traduce en alteraciones en el comportamiento y la locomoción, lo cual en última instancia dificultará su capacidad de exploración del entorno en la búsqueda de alimento, refugio o pareja, así como su habilidad para huir de depredadores. Al no poder alimentarse adecuadamente el crecimiento y desarrollo del insecto se comprometerán, las dificultades para encontrar pareja disminuirían su éxito reproductivo y la incapacidad de huida no le permitiría desarrollarse. Todo lo anterior, serían un obstáculo para que el ser vivo cumpla con su rol ecológico.
- *Al hábitat saludable.* Todo ser vivo tiene el derecho a un hábitat que le proporcione los recursos bióticos y abióticos necesarios para su ciclo biológico. Esto incluye acceso a alimento suficiente y libre de contaminación, calidad adecuada de aire, agua, suelo y/o sedimento según su ecología, la preservación de los procesos ecosistémicos de aprovisionamiento, soporte y regulación que sustentan su bienestar, y un espacio físico para desplazarse, refugiarse, anidar y reproducirse. Una libélula es un buen organismo para ejemplificar este derecho. En su etapa de ninfa, viven en cuerpos de agua donde requieren de pequeños organismos acuáticos como fuente alimento, oxígeno a través agua y refugio en el sedimento o plantas acuáticas. Sin embargo, cualquier alteración en alguno de estos elementos como un cambio en la temperatura del agua o la presencia de un contaminante pueden representar riesgos para su salud, de aquí la importancia no solo de la disponibilidad sino también de la calidad de los factores que influyen en el ciclo biológico de un ser vivo. Cuando la ninfa está lista para convertirse en adulto, necesita de plantas acuáticas emergentes para llevar a cabo el proceso de metamorfosis. Una vez como adulta, la libélula necesitará de insectos voladores como fuentes energía y espacio en los cuerpos de agua para su reproducción. Esto resalta la importancia de la disponibilidad de un espacio físico.

- *A la prevención del daño ecológico.* La naturaleza tiene derecho a que se prevengan los daños ecológicos significativos, es decir, todos aquellos impactos en el ecosistema con repercusiones en los derechos a la vida y la salud. En este sentido, se deben regular y supervisar las actividades humanas, requerir y aprobar estudios de impacto ambiental, establecer planes de contingencia ante emergencias ambientales, y mitigar los riesgos ecológicos. Un ejemplo de regulación y supervisión sería que el Estado establezca normas de calidad ambiental y vigile que los particulares las cumplan; un ejemplo de estudios de impacto ambiental sería que antes del desarrollo de un proyecto inmobiliario se presentará y analizará su impacto ambiental para definir si es viable llevarlo a cabo; un ejemplo de contingencia ambiental sería que una empresa contara con un protocolo de actuación ante un incendio en sus instalaciones; y finalmente una estrategia de mitigación sería la adopción de medidas agroecológicas como el uso de policultivos para disminuir la pérdida de biodiversidad.
- *A la restauración del daño ecológico.* Los daños ecológicos significativos causados acciones u omisiones humanas deben repararse o compensarse cuando la reparación sea imposible. Por una parte, la reparación implica que en el ecosistema impactado se restituyan lo más cercano al estado base los elementos naturales, sus condiciones químicas, físicas o biológicas, las relaciones de interacción que se dan entre estos, así como los procesos ecológicos mediante la restauración, restablecimiento, tratamiento, recuperación o remediación. Por otra parte, la compensación ecológica procederá cuando resulte material o técnicamente imposible la reparación total o parcial del daño y deberá llevarse a cabo en el ecosistema donde sucedió el daño ecológico o en un lugar alternativo, vinculado ecológica y geográficamente al sitio dañado. Un ejemplo de restauración sería la reforestación de un predio donde ocurrió un incendio o la remediación de un suelo contaminado a través de fitoremediación, mientras que un ejemplo de compensación sería reforestar un zona vinculada a un ecosistema donde un problema de contaminación del suelo no pudo atenderse por cuestiones técnicas.
- *A la visibilización.* Las comunidades bióticas tienen derecho a que se genere, recopile, y difunda información sobre su existencia, roles ecológicos, distribución espacio temporal, abundancia y/o las amenazas que pueden afectarla. Por ejemplo, en un agroecosistema este derecho implicaría que se realizaran estudios que identifiquen los taxones presentes y sus funciones ecológicas, sus fluctuaciones poblacionales a través del tiempo y el espacio, además de posibles riesgos, como el uso de agroquímicos o la usencia de plantas nativas. Este derecho promueve el acceso a información esencial para proteger y conservar la naturaleza.
- *A la participación.* Los ecosistemas deben considerarse antes, durante y después en la toma decisiones, revisiones, reexaminaciones o actualizaciones relacionadas a proyectos y actividades (ordenamiento del territorio y elaboración de políticas, estrategias, planes, programas, normas y

reglamentos) que tengan o puedan tener un impacto en los derechos a la vida y la salud. Este derecho asegura que las decisiones ambientales tengan un enfoque holístico que valore los derechos de la naturaleza. Por ejemplo, en un plan de reforestación urbana, se tomaría en cuenta a los derechos de la naturaleza para incluir la plantación de especies nativas en lugar de exóticas, las cuales promoverían la conservación del ecosistema natural de la zona.

- *Al acceso a la justicia.* La naturaleza tiene el derecho de tener legitimación en su propio nombre para acceder a instancias judiciales y administrativas, permitiéndole impugnar decisiones, acciones u omisiones que afecten o puedan afectar alguno de sus derechos. Este derecho busca garantizar la protección efectiva de la naturaleza frente a actividades humanas dañinas. Por ejemplo, si una industria contamina un río y provoca la pérdida de especies, la naturaleza podrá acudir a un tribunal para exigir la reparación del daño ecológico.
- *A la representación.* La naturaleza tiene el derecho de contar con una representación especializada, ejercida por una figura científica y multidisciplinaria en áreas como ecología, biología, ciencias sociales y legales. Esto es esencial debido a la conexión entre los problemas ecológicos y las dimensiones socioeconómicas y políticas. El representante debe tener la capacidad de evaluar la vida y la salud de las comunidades bióticas, así como determinar si el hábitat proporciona las condiciones propicias para el desarrollo de la naturaleza. Asimismo, debe garantizar la visibilización de la naturaleza, facilitar su participación pública y asegurar su acceso a la justicia. Por ejemplo, si una actividad humana contamina el suelo y pone en riesgo a organismos como lombrices, el representante deberá evaluar la contaminación del suelo, la exposición en el invertebrado, así como las afectaciones en su vida y la salud. Una vez que el representante ha visibilizado la problemática, podrá utilizar la información para que la lombriz acceda a la justicia y abogue por la prevención y/o restauración de los daños al hábitat tomando en cuenta los factores socioeconómicos y políticos relacionados a la problemática. Asimismo, a través del representante la lombriz podrá participar en los procesos de toma de decisiones sobre las estrategias de prevención o restauración que se lleven a cabo.

Referencias

Abd Elnabi, M.K., Elkaliny, N.E., Elyazied, M.M., Azab, S.H., Elkhalfifa, S.A., Elmasry, S., Mouhamed, M.S., Shalamesh, E.M., Alhoriény, N.A., Abd Elaty, A.E., Elgendy, I.M., Etman, A.E., Saad, K.E., Tsigkou, K., Ali, S.S., Kornaros, M., Mahmoud, Y.A.G., 2023. Toxicity of heavy metals and recent advances in their removal: a review. *Toxics* 11. <https://doi.org/10.3390/toxics11070580>

Archaeological Institute of America, 2015. Liquid mercury discovered beneath Teotihuacan Pyramid [WWW Document]. URL <https://www.archaeology.org/news/3238-150427-mexico-teotihuacan-mercury> (accessed 11.18.21).

ATSDR, 2022. Toxicological profile for mercury. Atlanta.

ATSDR, 2007. Toxicological profile for arsenic.

Bandopadhyay, S., Pandey, S., 2020. The rights of nature: taking an ecocentric approach for Mother Earth. *Rupkatha J. Interdiscip. Stud. Humanit.* 12, 1–13. <https://doi.org/10.21659/rupkatha.v12n4.08>

Barba, L., Herrera, A., 1986. San José Ixtapa: un sitio arqueológico dedicado a la producción de mercurio. *An. Antropol.* 23, 87–104.

Berry, T., 2001. The origin, differentiation and role of rights.

Biesmeijer, J.C., Roberts, S.P.M., Reemer, M., Ohlemüller, R., Edwards, M., Peeters, T., Schaffers, A.P., Potts, S.G., Kleukers, R., Thomas, C.D., Settele, J., Kunin, W.E., 2006. Parallel declines in pollinators and insect-pollinated plants in Britain and the Netherlands. *Science* (80-.). 313, 351–354. <https://doi.org/10.1126/science.1127863>

Bland, R., Jaques, H., 2010. *How to Know the Insects: third Edition, 3rd ed.* Waveland Press.

Bowell, R.J., Alpers, C.N., Jamieson, H.E., Nordstrom, D.K., Majzlan, J., 2014. The environmental geochemistry of arsenic: an overview. *Rev. Mineral. Geochemistry* 79, 1–16. <https://doi.org/10.2138/rmg.2014.79.1>

Boyd, D., 2020. *Los derechos de la Naturaleza. Una revolución legal que podría salvar el mundo*, 1st ed. Heinrich Böll Stiftung, Bogotá.

Brock, R.E., Cini, A., Sumner, S., 2021. Ecosystem services provided by aculeate wasps. *Biol. Rev.* 96, 1645–1675. <https://doi.org/10.1111/brv.12719>

Calderón, J., Navarro, M.E., Jimenez-Capdeville, M.E., Santos-Diaz, M.A., Golden, A., Rodriguez-Leyva, I., Borja-Aburto, V., Díaz-Barriga, F., 2001. Exposure to arsenic and lead and neuropsychological development in Mexican children. *Environ. Res.* 85, 69–76. <https://doi.org/10.1006/enrs.2000.4106>

Campos, E., Pérez, J., Herrera, A., 2015. Mercurialism determination in fetuses bone remains from Toluquilla, Queretaro, Mexico. *J. Sci. Res. Reports* 8, 1–10. <https://doi.org/10.9734/jsrr/2015/18043>

Cardoso, P., Barton, P.S., Birkhofer, K., Chichorro, F., Deacon, C., Fartmann, T., Fukushima, C.S., Gaigher, R., Habel, J.C., Hallmann, C.A., Hill, M.J., Hochkirch, A., Kwak, M.L., Mammola, S., Ari, J., Or, A.B., Pedraza, F., Pryke, J.S., Roque, F.O., Settele, J., Simaika, J.P., Stork, N.E., Suhling, F., Vorster, C., Samways, M.J., 2020. Scientists' warning to humanity on insect extinctions. *Biol. Conserv.* 242. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2020.108426>

Cardoso, P., Erwin, T.L., Borges, P.A.V., New, T.R., 2011. The seven impediments in invertebrate conservation and how to overcome them. *Biol. Conserv.* 144, 2647–2655. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2011.07.024>

Carrizales, L., Razo, I., Téllez-Hernández, J.I., Torres-Nerio, R., Torres, A., Batres, L.E., Cubillas, A.C., Díaz-Barriga, F., 2006. Exposure to arsenic and lead of children living near a copper-smelter in San Luis Potosi, Mexico: importance of soil contamination for exposure of children. *Environ. Res.* 101, 1–10. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2005.07.010>

Castro, J., 2013. *Evaluación de los suministros de mercurio primario y secundarios en México.*

Catalog of Life, 2024. COL Version: 2024-01-24 [WWW Document]. URL <https://www.catalogueoflife.org/> (accessed 2.16.24).

Ceballos, G., Ehrlich, P., 2023. Mutilation of the tree of life via mass extinction of animal genera. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 120, 6. <https://doi.org/10.1073/pnas>

- Chen, Q.Y., Costa, M., 2021. Arsenic: A Global Environmental Challenge. *Annu. Rev. Pharmacol. Toxicol.* 61, 47–63. <https://doi.org/10.1146/annurev-pharmtox-030220-013418>
- Chowdhury, S., Jennions, M.D., Zalucki, M.P., Maron, M., Watson, J.E.M., Fuller, R.A., 2023. Protected areas and the future of insect conservation. *Trends Ecol. Evol.* 38, 85–95. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2022.09.004>
- Cullinan, C., 2010. The legal case for the Declaration of the Rights of Mother Earth.
- Del Toro, I., Ribbons, R.R., Pelini, S.L., 2012. The little things that run the world revisited: A review of ant-mediated ecosystem services and disservices (Hymenoptera: Formicidae). *Myrmecological News* 17, 133–146.
- Díaz-Barriga, F., Santos, M., Mejía, J., Batres, L., Yáñez, L., Carrizales, L., Vera, E., Del Razo, L., Cebrián, M., 1993. Arsenic and cadmium exposure in children living near a smelter complex in San Luis Potosí, México. *Environ. Res.* 62, 242–250.
- Dirzo, R., Young, H.S., Galetti, M., Ceballos, G., Isaac, N.J.B., Collen, B., 2014. Defaunation in the Anthropocene. *Science* (80-.). 345, 401–406. <https://doi.org/10.1126/science.1251817>
- Driscoll, C.T., Mason, R.P., Chan, H.M., Jacob, D.J., Pirrone, N., 2013. Mercury as a global pollutant: sources, pathways, and effects. *Environ. Sci. Technol.* 47, 4967–4983.
- Eggleton, P., 2020. The state of the world's insects. *Annu. Rev. Environ. Resour.* 45, 61–82. <https://doi.org/10.56687/9781529218046-004>
- Farji-Brener, A.G., Werenkraut, V., 2017. The effects of ant nests on soil fertility and plant performance: a meta-analysis. *J. Anim. Ecol.* 86, 866–877. <https://doi.org/10.1111/1365-2656.12672>
- Fatoki, J.O., Badmus, J.A., 2022. Arsenic as an environmental and human health antagonist: a review of its toxicity and disease initiation. *J. Hazard. Mater. Adv.* 5, 100052. <https://doi.org/10.1016/j.hazadv.2022.100052>
- Figuroa, D., 2001. *Otomies de Querétaro, Proyectos Perfiles Indígenas de México.*
- Genchi, G., Lauria, G., Catalano, A., Carocci, A., Sinicropi, M.S., 2022. Arsenic: a review on a great health issue worldwide. *Appl. Sci.* 12, 6184. <https://doi.org/10.3390/app12126184>
- Gilbert, J., Macpherson, E., Jones, E., Dehm, J., 2023. The Rights of Nature as a legal response to the global environmental crisis? a critical review of international law's "greening" agenda, in: *Netherlands Yearbook of International Law*. T.M.C. Asser Press, pp. 47–74. https://doi.org/10.1007/978-94-6265-587-4_3
- Grupo México, 2015. *Remediación ambiental del antiguo complejo metalúrgico IMMSA, San Luis Potosí.* San Luis Potosí.
- Gworek, B., Dmuchowski, W., Baczewska-Dąbrowska, A.H., 2020. Mercury in the terrestrial environment: a review. *Environ. Sci. Eur.* 32. <https://doi.org/10.1186/s12302-020-00401-x>
- Hallmann, C.A., Sorg, M., Jongejans, E., Siepel, H., Hofland, N., Schwan, H., Stenmans, W., Müller, A., Sumser, H., Hörren, T., Goulson, D., De Kroon, H., 2017. More than 75 percent decline over 27 years in total flying insect biomass in protected areas. *PLoS One* 12. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0185809>
- Hogue, A.S., Breon, K., 2022. The greatest threats to species. *Conserv. Sci. Pract.* 4, 1–9. <https://doi.org/10.1111/csp2.12670>

INAH, 2013. Nuevos estudios a la Reina Roja [WWW Document]. URL <https://www.inah.gob.mx/boletines/1791-nuevos-estudios-a-la-reina-roja> (accessed 11.18.21).

INECC, 2020a. Evaluación de las fuentes principales en el sector de minería primaria en Querétaro y desarrollo del inventario de sitios.

INECC, 2020b. Identificación de los riesgos a la salud y al medio ambiente asociados a la minería primaria de mercurio en la Sierra Gorda de Querétaro.

INECC, 2019. Desarrollo de la evaluación inicial del Convenio de Minamata en México.

INECC, 2017a. Asesoría para la identificación de desafíos, necesidades y oportunidades para aplicar el Convenio de Minamata en México.

INECC, 2017b. Generar información cualitativa y cuantitativa de la fuentes minero-metalúrgicas en México.

Isbell, F., Balvanera, P., Mori, A.S., He, J.S., Bullock, J.M., Regmi, G.R., Seabloom, E.W., Ferrier, S., Sala, O.E., Guerrero-Ramírez, N.R., Tavella, J., Larkin, D.J., Schmid, B., Outhwaite, C.L., Pramual, P., Borer, E.T., Loreau, M., Omotoriogun, T.C., Obura, D.O., Anderson, M., Portales-Reyes, C., Kirkman, K., Vergara, P.M., Clark, A.T., Komatsu, K.J., Petchey, O.L., Weiskopf, S.R., Williams, L.J., Collins, S.L., Eisenhauer, N., Trisos, C.H., Renard, D., Wright, A.J., Tripathi, P., Cowles, J., Byrnes, J.E.K., Reich, P.B., Purvis, A., Sharip, Z., O'Connor, M.I., Kazanski, C.E., Haddad, N.M., Soto, E.H., Dee, L.E., Díaz, S., Zirbel, C.R., Avolio, M.L., Wang, S., Ma, Z., Liang, J., Farah, H.C., Johnson, J.A., Miller, B.W., Hautier, Y., Smith, M.D., Knops, J.M.H., Myers, B.J.E., Harmáčková, Z. V., Cortés, J., Harfoot, M.B.J., Gonzalez, A., Newbold, T., Oehri, J., Mazón, M., Dobbs, C., Palmer, M.S., 2023. Expert perspectives on global biodiversity loss and its drivers and impacts on people. *Front. Ecol. Environ.* 21, 94–103. <https://doi.org/10.1002/fee.2536>

IUCN, 2023. Number of species evaluated in relation to the overall number of described species, and numbers of threatened species by major groups of organisms [WWW Document]. URL <https://www.iucnredlist.org/resources/summary-statistics> (accessed 2.21.24).

Jaureguiberry, P., Titeux, N., Wiemers, M., Bowler, D.E., Coscieme, L., Golden, A.S., Guerra, C.A., Jacob, U., Takahashi, Y., Settele, J., Díaz, S., Molnár, Z., Purvis, A., 2022. The direct drivers of recent global anthropogenic biodiversity loss. *Sci. Adv.* 8, 1–11. <https://doi.org/10.1126/sciadv.abm9982>

Khan, S., Naushad, M., Lima, E.C., Zhang, S., Shaheen, S.M., Rinklebe, J., 2021. Global soil pollution by toxic elements: current status and future perspectives on the risk assessment and remediation strategies – a review. *J. Hazard. Mater.* 417, 126039. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2021.126039>

Kung, H.C., Wu, C.H., Huang, B.W., Chang-Chien, G.P., Mutuku, J.K., Lin, W.C., 2024. Mercury abatement in the environment: insights from industrial emissions and fates in the environment. *Heliyon* 10, e28253. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e28253>

Landrigan, P.J., Fuller, R., Acosta, N.J.R., Adeyi, O., Arnold, R., Basu, N. (Nil), Baldé, A.B., Bertollini, R., Bose-O'Reilly, S., Boufford, J.I., Breyse, P.N., Chiles, T., Mahidol, C., Coll-Seck, A.M., Cropper, M.L., Fobil, J., Fuster, V., Greenstone, M., Haines, A., Hanrahan, D., Hunter, D., Khare, M., Krupnick, A., Lanphear, B., Lohani, B., Martin, K., Mathiasen, K. V., McTeer, M.A., Murray, C.J.L., Ndahimananjara, J.D., Perera, F., Potočník, J., Preker, A.S., Ramesh, J., Rockström, J., Salinas, C., Samson, L.D., Sandilya, K., Sly, P.D., Smith, K.R., Steiner, A., Stewart, R.B., Suk, W.A., van Schayck, O.C.P., Yadama, G.N., Yumkella, K., Zhong, M., 2018. The Lancet Commission on pollution and health. *Lancet* 391, 462–512. [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(17\)32345-0](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(17)32345-0)

- Leura, A., 2017. Geoquímica ambiental del mercurio en pasivos ambientales minero metalúrgicos. UASLP.
- Li, C., Zhou, K., Qin, W., Tian, C., Qi, M., Yan, X., Han, W., 2019. A Review on heavy metals contamination in soil: effects, sources, and remediation techniques. *Soil Sediment Contam.* 28. <https://doi.org/10.1080/15320383.2019.1592108>
- Lister, B.C., Garcia, A., 2018. Climate-driven declines in arthropod abundance restructure a rainforest food web. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 115, 10397–10406. <https://doi.org/10.1073/pnas.1722477115>
- Losey, J.E., Vaughan, M., 2006. The economic value of ecological services provided by insects. *Bioscience* 56, 311–323. [https://doi.org/10.1641/0006-3568\(2006\)56\[311:TEVOES\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1641/0006-3568(2006)56[311:TEVOES]2.0.CO;2)
- Mandal, B.K., Suzuki, K., 2002. Arsenic round the world: a review. *Talanta* 58, 201–235. [https://doi.org/10.1016/S0065-2113\(08\)70013-0](https://doi.org/10.1016/S0065-2113(08)70013-0)
- Marshall, B.G., Camacho, A.A., Jimenez, G., Veiga, M.M., 2021. Mercury challenges in Mexico: regulatory, trade and environmental impacts. *Atmosphere (Basel)*. 12, 1–22. <https://doi.org/10.3390/atmos12010057>
- Melgarejo, J., 1985. Los totonaca y su cultura, 1st ed. Universidad Veracruzana, Xalapa.
- Nash, R., 1989. The rights of nature. A history of environmental ethics. The University of Wisconsin Press, Wisconsin.
- Nichols, E., Spector, S., Louzada, J., Larsen, T., Amezcuita, S., Favila, M.E., 2008. Ecological functions and ecosystem services provided by Scarabaeinae dung beetles. *Biol. Conserv.* 141, 1461–1474. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2008.04.011>
- NUAG, 2024. Armonía con la naturaleza. Informe del Secretario General. A/79/253. <https://doi.org/10.18268/bsgm1908v4n1x1>
- NUAG, 2022. Armonía con la naturaleza. Informe del Secretario General. A/77/244. <https://doi.org/10.18268/bsgm1908v4n1x1>
- NUAG, 2020. Armonía con la naturaleza. Informe del Secretario General. A/75/266. <https://doi.org/10.18268/bsgm1908v4n1x1>
- NUAG, 2019. Armonía con la naturaleza. Informe del Secretario General. A/74/236.
- NUAG, 2018. Armonía con la naturaleza. Informe del Secretario General. A/73/221. <https://doi.org/10.18268/bsgm1908v4n1x1>
- NUAG, 2017. Armonía con la naturaleza. Informe del Secretario General. A/72/175. <https://doi.org/10.18268/bsgm1908v4n1x1>
- NUAG, 2011. Armonía con la naturaleza. Informe del Secretario General. A/66/302. <https://doi.org/10.18268/bsgm1908v4n1x1>
- Núñez, A., Parga, J., Castillo, F., 2006. Fichas para el inventario físico de los recursos minerales del municipio Villa Hidalgo, S.L.P.
- Nyffeler, M., Şekercioğlu, Ç.H., Whelan, C.J., 2018. Insectivorous birds consume an estimated 400–500 million tons of prey annually. *Sci. Nat.* 105, 13. <https://doi.org/10.1007/s00114-018-1571-z>
- Obrist, D., Kirk, J.L., Zhang, L., Sunderland, E.M., Jiskra, M., Selin, N.E., 2018. A review of global environmental mercury processes in response to human and natural perturbations: changes of emissions, climate, and land use. *Ambio* 47, 116–140. <https://doi.org/10.1007/s13280-017-1004-9>

Patel, K.S., Pandey, P.K., Martín-Ramos, P., Corns, W.T., Varol, S., Bhattacharya, P., Zhu, Y., 2023. A review on arsenic in the environment: contamination, mobility, sources, and exposure. *RSC Adv.* 13, 8803–8821. <https://doi.org/10.1039/d3ra00789h>

Perez-Vazquez, F.J., Flores-Ramirez, R., Ochoa-Martinez, A.C., Orta-Garcia, S.T., Hernandez-Castro, B., Carrizalez-Yañez, L., Pérez-Maldonado, I.N., 2015. Concentrations of persistent organic pollutants (POPs) and heavy metals in soil from San Luis Potosí, México. *Environ. Monit. Assess.* 187, 4119. <https://doi.org/10.1007/s10661-014-4119-5>

Persson, L., Carney Almroth, B.M., Collins, C.D., Cornell, S., de Wit, C.A., Diamond, M.L., Fantke, P., Hassellöv, M., MacLeod, M., Ryberg, M.W., Søgaard Jørgensen, P., Villarrubia-Gómez, P., Wang, Z., Hauschild, M.Z., 2022. Outside the safe operating space of the planetary boundary for novel entities. *Environ. Sci. Technol.* 56, 1510–1521. <https://doi.org/10.1021/acs.est.1c04158>

Rabasa-Salinas, A., de Wint, C., 2022. *Antología judicial ambiental III. Biodiversidad y la crisis de la naturaleza*, 1st ed. Suprema Corte de Justicia de la Nación, Ciudad de México.

Rhodes, C.J., 2019. Are insect species imperilled? Critical factors and prevailing evidence for a potential global loss of the entomofauna: a current commentary. *Sci. Prog.* 102, 181–196. <https://doi.org/10.1177/0036850419854291>

Richardson, K., Steffen, W., Lucht, W., Bendtsen, J., Cornell, S.E., Donges, J.F., Drüke, M., Fetzer, I., Bala, G., von Bloh, W., Feulner, G., Fiedler, S., Gerten, D., Gleeson, T., Hofmann, M., Huiskamp, W., Kummu, M., Mohan, C., Nogués-Bravo, D., Petri, S., Porkka, M., Rahmstorf, S., Schaphoff, S., Thonicke, K., Tobian, A., Virkki, V., Wang-Erlandsson, L., Weber, L., Rockström, J., 2023. Earth beyond six of nine planetary boundaries. *Sci. Adv.* 9, 1–17. <https://doi.org/10.1126/sciadv.adh2458>

Rocha, C., Waltz, C., Borjas, E., Ramos, G., Perea, J., García, L., Ávila, M., Zárate, M., Araiza, N., Fierro, O., Hernández, R., 2016. *Geometrías de la imaginación. Diseño e iconografía de San Luis Potosí*, 1st ed. Secretaría de Cultura de San Luis Potosí.

Rosenberg, Y., Bar-On, Y.M., Fromm, A., Ostikar, M., Shoshany, A., Giz, O., Milo, R., 2023. The global biomass and number of terrestrial arthropods. *Sci. Adv.* 9, 1–12. <https://doi.org/10.1126/sciadv.abq4049>

Sánchez-Bayo, F., Wyckhuys, K.A.G., 2020. Further evidence for a global decline of the entomofauna. *Austral Entomol.* <https://doi.org/10.1111/aen.12509>

Sánchez-Bayo, F., Wyckhuys, K.A.G., 2019. Worldwide decline of the entomofauna: a review of its drivers. *Biol. Conserv.* 232, 8–27. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2019.01.020>

Schlesinger, W.H., Klein, E.M., Vengosh, A., 2022. The global biogeochemical cycle of arsenic. *Global Biogeochem. Cycles* 36. <https://doi.org/10.1029/2022GB007515>

SCJN, 2021. Amparo en revisión 54/2021.

SCJN, 2020. Amparo en revisión 289/2020.

SCJN, 2017. Amparo en revisión 641/2017.

SCJN, 2016. Amparo en revisión 307/2016.

Seibold, S., Rammer, W., Hothorn, T., Seidl, R., Ulyshen, M.D., Lorz, J., Cadotte, M.W., Lindenmayer, D.B., Adhikari, Y.P., Aragón, R., Bae, S., Baldrian, P., Barimani Varandi, H., Barlow, J., Bässler, C., Beauchêne, J., Berenguer, E., Bergamin, R.S., Birkemoe, T., Boros, G., Brandl, R., Brustel, H., Burton, P.J., Cakpo-Tossou, Y.T., Castro, J., Cateau, E., Cobb, T.P., Farwig, N., Fernández, R.D., Firn, J., Gan, K.S., González, G., Gossner, M.M., Habel, J.C., Hébert, C., Heibl, C., Heikkala, O., Hemp, A., Hemp,

C., Hjältén, J., Hotes, S., Kouki, J., Lachat, T., Liu, J., Liu, Y., Luo, Y.H., Macandog, D.M., Martina, P.E., Mukul, S.A., Nachin, B., Nisbet, K., O'Halloran, J., Oxbrough, A., Pandey, J.N., Pavlíček, T., Pawson, S.M., Rakotondranary, J.S., Ramanamanjato, J.B., Rossi, L., Schmidl, J., Schulze, M., Seaton, S., Stone, M.J., Stork, N.E., Suran, B., Sverdrup-Thygeson, A., Thorn, S., Thyagarajan, G., Wardlaw, T.J., Weisser, W.W., Yoon, S., Zhang, N., Müller, J., 2021. The contribution of insects to global forest deadwood decomposition. *Nature* 597, 77–81. <https://doi.org/10.1038/s41586-021-03740-8>

SEMARNAT, 2017. Verifican SEMARNAT y PROFEPA remediación de sitio contaminado en complejo metalúrgico de IMMSA, en S.L.P. [WWW Document]. URL <https://www.gob.mx/profepa/prensa/verifican-semarnat-y-profepa-remediacion-de-sitio-contaminado-en-complejo-metalurgico-de-immsa-en-s-l-p>

Sigmund, G., Ågerstrand, M., Antonelli, A., Backhaus, T., Brodin, T., Diamond, M.L., Erdelen, W.R., Evers, D.C., Hofmann, T., Hueffer, T., Lai, A., Torres, J.P.M., Mueller, L., Perrigo, A.L., Rillig, M.C., Schaeffer, A., Scheringer, M., Schirmer, K., Tlili, A., Soehl, A., Triebkorn, R., Vlahos, P., vom Berg, C., Wang, Z., Groh, K.J., 2023. Addressing chemical pollution in biodiversity research. *Glob. Chang. Biol.* 29, 3240–3255. <https://doi.org/10.1111/gcb.16689>

Smedley, P.L., Kinniburgh, D.G., 2002. A review of the source, behaviour and distribution of arsenic in natural waters. *Appl. Geochemistry* 17, 517–568. [https://doi.org/10.1016/S0883-2927\(02\)00018-5](https://doi.org/10.1016/S0883-2927(02)00018-5)

Sólon, P., 2018. The Rights of Mother Earth, in: Satgar, V. (Ed.), *The Climate Crisis. South African and Global Democratic Eco-Socialist Alternatives*. Wits University Press, Johannesburg, pp. 107–130.

Stephens, R.E., Gallagher, R. V., Dun, L., Cornwell, W., Sauquet, H., 2023. Insect pollination for most of angiosperm evolutionary history. *New Phytol.* 240, 880–891. <https://doi.org/10.1111/nph.18993>

Stone, C.D., 2010. *Should trees have standing? Law, morality, and the environment*, 3rd ed, Sustainability (Switzerland). Oxford University Press, Oxford.

Stork, N.E., 2018. How many species of insects and other terrestrial arthropods are there on Earth? *Annu. Rev. Entomol.* 63, 31–45. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-020117-043348>

Streets, D.G., Horowitz, H.M., Lu, Z., Levin, L., Thackray, C.P., Sunderland, E.M., 2019. Global and regional trends in mercury emissions and concentrations, 2010–2015. *Atmos. Environ.* 201, 417–427. <https://doi.org/10.1016/j.atmosenv.2018.12.031>

Sundseth, K., Pacyna, J.M., Pacyna, E.G., Pirrone, N., Thorne, R.J., 2017. Global sources and pathways of mercury in the context of human health. *Int. J. Environ. Res. Public Health* 14. <https://doi.org/10.3390/ijerph14010105>

The Global Alliance for the Rights of Nature, 2024a. What are the Rights of Nature? [WWW Document]. URL <https://www.garn.org/rights-of-nature/> (accessed 10.22.24).

The Global Alliance for the Rights of Nature, 2024b. Universal Declaration for the Rights of Mother Earth [WWW Document]. URL <https://www.garn.org/universal-declaration-for-the-rights-of-mother-earth/#> (accessed 10.25.24).

Thomas, J.A., Telfer, M.G., Roy, D.B., Preston, C.D., Greenwood, J.J.D., Asher, J., Fox, R., Clarke, R.T., Lawton, J.H., 2004. Comparative losses of British butterflies, birds, and plants and the global extinction crisis. *Science* (80-.). 303, 1879–1881. <https://doi.org/10.1126/science.1095046>

U.S. Geological Survey, 2020. Mercury, in: *Mineral Commodity Summaries 2020*. U.S. Geological Survey, pp. 106–107.

UN Environment, 2017. *Global mercury. Supply, trade and demand*. Geneva, Switzerland.

- Van Brussel, E., Carrizales, L., Flores-Ramírez, R., Camacho, A., Leon-Arce, M., Diaz-barriga, 2016. The “CHILD” framework for the study of artisanal mercury mining communities. *Rev. Env. Heal.* 31, 43–45. <https://doi.org/10.1515/reveh-2015-0056>
- van Klink, R., Bowler, D., Gongalsky, K., Swengel, A., Gentile, A., Chase, J., 2020. Meta-analysis reveals declines in terrestrial but increases in freshwater insect abundances. *Science* (80-.). 368, 417–420. <https://doi.org/10.1126/science.abd8947>
- van Strien, A.J., van Swaay, C.A.M., van Strien-van Liempt, W.T.F.H., Poot, M.J.M., WallisDeVries, M.F., 2019. Over a century of data reveal more than 80% decline in butterflies in the Netherlands. *Biol. Conserv.* 234, 116–122. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2019.03.023>
- Vargas, A., 2016. La empresa metalúrgica Industrial Minera México en San Luis Potosí. Problemas ambientales con soluciones incoherentes. El Colegio de San Luis.
- Veeraswamy, D., Subramanian, A., Mohan, D., Ettiyagounder, P., Selvaraj, P.S., Ramasamy, S.P., Veeramani, V., 2023. Exploring the origins and cleanup of mercury contamination: a comprehensive review, *Environmental Science and Pollution Research*. Springer Berlin Heidelberg. <https://doi.org/10.1007/s11356-023-30636-z>
- Villavicencio-Calzadilla, P., Kotzé, L.J., 2018. Living in harmony with nature? A critical appraisal of the Rights of Mother Earth in Bolivia. *Transnatl. Environ. Law* 7, 397–424. <https://doi.org/10.1017/S2047102518000201>
- Vukasinovic-Pesic, V., Djikanovic, M., Blagojevic, N., Rajakovic, L., 2005. The source, characteristics and distribution of arsenic in the environment. *Chem. Ind. Chem. Eng. Q.* 11, 44–48. <https://doi.org/10.2298/ciceq0501044v>
- Wagner, D.L., 2020. Insect declines in the Anthropocene. *Annu. Rev. Entomol.* 65, 457–480. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-011019-025151>
- Wagner, D.L., Grames, E.M., Forister, M.L., Berenbaum, M.R., Stopak, D., 2021. Insect decline in the Anthropocene: death by a thousand cuts. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 118, 1–10. <https://doi.org/10.1073/pnas.2023989118>
- Wang, P., Sun, G., Jia, Y., Meharg, A., Zhu, Y., 2014. A review on completing arsenic biogeochemical cycle: microbial volatilization of arsines in environment. *J. Environ. Sci.* 26, 371–381. [https://doi.org/10.1016/S1001-0742\(13\)60432-5](https://doi.org/10.1016/S1001-0742(13)60432-5)
- Wang, Z., Walker, G., Muir, D., Nagatani-Yoshida, K., 2020. Toward a global understanding of chemical pollution: a first comprehensive analysis of national and regional chemical inventories. *Environ. Sci. Technol.* 54, 2575–2584. <https://doi.org/10.1021/acs.est.9b06379>
- WWF, 2022. Informe planeta vivo 2022.
- Yanquiling, R.S., Cuadrado-Quesada, G., Schmeier, S., 2024. Exploring the rights of nature in freshwater and marine ecosystems. *Earth Syst. Gov.* 22, 100224. <https://doi.org/10.1016/j.esg.2024.100224>
- Zhou, J., Obrist, D., Dastoor, A., Jiskra, M., Ryjkov, A., 2021. Vegetation uptake of mercury and impacts on global cycling. *Nat. Rev. Earth Environ.* 2, 269–284. <https://doi.org/10.1038/s43017-021-00146-y>

CAPITULO 2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

2.1 Objetivo general

Analizar como el reconocimiento de los derechos de la naturaleza contribuiría a visibilizar las afectaciones y necesidades de la entomofauna residente de escenarios minero metalúrgicos contaminados con arsénico y/o mercurio.

2.2 Objetivos específicos

- Visibilizar que el arsénico y el mercurio son una amenaza para los insectos.
- Cuantificar las concentraciones de arsénico y mercurio en los medios ambientales (agua, aire, suelo y/o sedimento) y en la biota (plantas e insectos) para comparar la contaminación ambiental y la exposición biótica entre sitios problema y sitios de referencia.
- Caracterizar las vulneraciones a los derechos de la entomofauna conforme a los resultados obtenidos y los derechos de naturaleza.

2.3 Pregunta de investigación

- ¿Cómo puede la integración de la evaluación de la contaminación ambiental y de la exposición biótica, los derechos de la naturaleza y la literatura entomotoxicológica contribuir a la protección de la entomofauna frente a la contaminación por arsénico y/o mercurio en sitios con minería primaria de mercurio o complejos metalúrgicos?

2.4 Justificación

La pérdida de biodiversidad es un problema global crítico, siendo los insectos uno de los taxones más vulnerables a las perturbaciones humanas. La pérdida de entomofauna es una problemática cuya raíces están en que estos animales han sido invisibilizados por los estudios y políticas de conservación, destacando la necesidad de herramientas efectivas que promuevan su protección. En este contexto, los derechos de la naturaleza se presentan como una herramienta para que los insectos accedan a la justicia ecológica y vivan dignamente. Bajo la perspectiva de los derechos de la naturaleza, la entomofauna tiene derecho a vivir saludablemente en hábitat limpio, el cual debe ser preservado o restaurado frente a la actividades humanas que causen o puedan causar daños significativos. Asimismo, los derechos de la naturaleza garantizan su visibilización, lo cual es trascendental para que la entomofauna sea considerada en la toma de decisiones que puedan afectarla y acceda a la justicia en caso de vulneración de sus derechos, todo ello a través de la representación por parte de una figura capacitada.

Una de las amenazas más importantes para la entomofauna es la contaminación química, la cual cabe mencionar es una amenaza subestimada para la biodiversidad y merece atención debido a que puede afectarla a través de múltiples mecanismos directos e indirectos. El arsénico y mercurio son dos contaminantes que la literatura ha demostrado son peligrosidad para los insectos ya que estos pueden exponerse a través de varias vías de exposición, acumularlos y causar efectos desde nivel celular hasta nivel de comunidad.

Es por lo anterior que este trabajo presenta varios casos de escenarios con minería primaria de mercurio y uno de un complejo metalúrgico donde a partir de la integración de un principio de prueba basado en la evaluación de la contaminación y exposición biótica, los derechos de la naturaleza, la literatura entomotoxicológica y los principios del derecho ambiental, se busca ejemplificar como puede establecerse una base sólida para promover la protección de la entomofauna. En cuanto al principio de prueba, es relevante destacar que este se centró en la evaluación de la contaminación y la exposición, dejando de lado la evaluación de los efectos. Esta decisión se fundamenta en la aplicación del principio precautorio, según el cual la presencia de contaminantes en el ambiente y la biota constituye evidencia suficiente para justificar la implementación de acciones destinadas a proteger a la entomofauna. Bajo este enfoque, en situaciones de incertidumbre científica sobre los daños potenciales, es procedente adoptar medidas orientadas a la protección del ambiente con el objetivo de prevenir daños ecológicos indebidos o irreparables.

CAPITULO 3. LA ENTOMOTOXICOLOGÍA DEL ARSÉNICO

3.1 Introducción

La entomofauna o insectos es un taxón al que recientemente la comunidad científica mundial ha indicado que se le debe prestar más atención debido al alto porcentaje de especies potencialmente extintas o en riesgo de extinción (Isbell et al., 2023). La entomofauna refiere a los organismos que conforman la Clase Insecta, la cual se divide en 29 órdenes agrupados según el tipo de metamorfosis: holometábolos, hemimetábolos y ametábolos (Eggleton, 2020). Estos animales constituyen el grupo de seres vivos más diverso del mundo, ya que de las 2,119,904 especies descritas, 973,103 son insectos (Catalog of Life, 2024). En términos de biomasa, los insectos también destacan, ya que su peso mundial es dos, tres y veinte veces mayor que el del ganado, humanos y vertebrados terrestres silvestres de todo el mundo, respectivamente (Eggleton, 2020). Recientemente, se estimó que la biomasa mundial de artrópodos del suelo es de 200 Mt de las cuales 67% corresponde a los insectos (Rosenberg et al., 2023). Aunado a lo anterior, estos animales sobresalen ecológicamente al ser importantes descomponedores (Losey and Vaughan, 2006; Seibold et al., 2021), polinizadores (Stephens et al., 2023), conservadores y formadores del suelo (Del Toro et al., 2012; Farji-Brener and Werenkraut, 2017), depredadores (Brock et al., 2021), dispersores de semillas (Nichols et al., 2008) y fuentes de alimento (Nyffeler et al., 2018).

La contaminación química es una de las amenazas más importantes para los insectos, no obstante, cuando en este contexto se refiere a la contaminación, se hace alusión a los agroquímicos, ya que el impacto de otros tipos de contaminantes, como los industriales, no ha sido estudiado adecuadamente (Sánchez-Bayo and Wyckhuys, 2019). Por ello, se han llevado a cabo revisiones entomotoxicológicas con el objetivo de identificar otros contaminantes químicos como amenazas para los insectos. Estas revisiones han permitido comprender la toxicocinética, efectos en la salud de los insectos toxicidad y el papel de los insectos en la biogeoquímica de un contaminante (Reboloso-Hernández et al., 2023).

El arsénico es un elemento clasificado químicamente como un metaloide al tener propiedades metálicas y no metálicas; sin embargo, frecuentemente se le refiere como un metal (ATSDR, 2007). El arsénico naturalmente se encuentra en los ecosistemas debido a las emisiones generadas por fuentes naturales como las emisiones volcánicas, la erosión de las rocas, los incendios forestales, la actividad geotermal, entre otras (Chen and Costa, 2021; Genchi et al., 2022). Aunado a lo anterior, las actividades antropogénicas como la quema de combustibles fósiles, aplicación de plaguicidas y fertilizantes, aguas residuales, tenerías, industria química, minería, industria de la fundición, son actividades que han contribuido a movilizar el arsénico en el ambiente (Chen and Costa, 2021; Fatoki and Badmus, 2022; Vukasinovic-Pesic et al., 2005). Es importante señalar que se ha estimado que la movilización total de

arsénico en la corteza terrestre a través de actividades humanas como la minería de minerales metálicos, carbón y rocas de fósforo es de $1,500 - 5,600 \times 10^9$ g/año, lo cual supera 10 veces la cantidad de arsénico liberado por la meteorización natural de las rocas en la superficie del planeta ($60 - 544 \times 10^9$ g/año) (Schlesinger et al., 2022).

Teniendo en cuenta que el arsénico es un elemento tóxico para la vida, persistente, capaz de distribuirse en todos los medios ambientales y lo mencionado sobre la entomofauna, el objetivo de esta investigación fue realizar una revisión exhaustiva sobre la entomotoxicología del arsénico para determinar si existe suficiente evidencia científica que indique que el arsénico es una amenaza para los insectos. Es importante señalar que esta revisión se enfocó en las formas inorgánicas del arsénico debido a que son las predominantes en agua (Vukasinovic-Pesic et al., 2005), sedimento (Bowell et al., 2014) y suelo (Patel et al., 2023).

3.2 Toxicocinética

3.2.1 Vías de exposición

Los insectos terrestres pueden exponerse al arsénico través del suelo, agua y alimento, mientras que los insectos acuáticos lo hacen a través del agua, sedimento y alimento.

En insectos terrestres, la ingesta involuntaria de partículas de suelo puede considerarse una vía de exposición a arsénico. Moriarty et al. (2009) encontraron una correlación positiva entre los niveles de arsénico en hormigas del género *Formica* sp. (Himenóptera: Formicidae) y suelo, además de identificar la presencia presuntas partículas de suelo contaminado en la boca de las hormigas. Asimismo, Nasr et al. (2020) reportaron una relación positiva entre las concentraciones de arsénico en suelo e intestino medio de *Calosoma chlorostictum* (Coleóptera: Carabidae).

La ingesta de agua también puede considerarse como una vía de exposición a arsénico en insectos terrestres ya que individuos adultos de *Musca domestica* (Díptera: Mucidae) al beber agua contaminada con As(III) o As(V) los niveles de arsénico fueron 4.01 y 2.53 mg/kg, mientras que en los controles los valores de arsénico estuvieron por debajo del límite de detección (Zaman et al., 1995).

Varias investigaciones han demostrado que la ingesta de plantas constituye otra vía de exposición a arsénico en insectos terrestres. Al alimentar larvas del insecto herbívoro *Trichoplusia ni* (Lepidóptera: Noctuidae) con una dieta contaminada con As(III) o As(V) los niveles de arsénico fueron mayores en los individuos expuestos que en los controles (Zaman et al., 1995). Un estudio con larvas de *Theretra clotho* (Lepidóptera: Sphingidae) que se alimentaron del helecho hiperacumulador *Pteris vittata* con concentraciones de 35 y 138 mg/kg mostró que los niveles de arsénico en las larvas incrementaron de 268 y 840 mg/kg ps, correspondientemente (Wan et al., 2021). De manera similar, otra investigación con

P. vittata y *Saissetia neglecta* (Hemíptera: Coccidae) evidenció un aumento en la exposición a arsénico en insectos herbívoros, pasando de niveles no detectables a 81 mg/kg en individuos vivos y 194 mg/kg en individuos muertos cuando se alimentaron de helechos con concentraciones de 5.40 y 812 mg/kg, respectivamente (Mathews et al., 2009). Aunado a lo anterior, Jaffe et al. (2019) investigaron la exposición en larvas de *Callopietria floridensis* (Lepidóptera: Noctuidae) al alimentarlas con dos tipos de helechos: uno contaminado (*P. vittata*, 1,655 mg/kg ps) y uno control (*Nephrolepis exaltata*, 1.24 mg/kg ps); las concentraciones en las larvas fueron 1,154 y 2.09 mg/kg ps, correspondientemente.

Estudios realizados con insectos comestibles también demuestran que la ingesta de alimento es una vía de exposición en insectos terrestres. Por ejemplo, al exponer larvas de *Hermetia illucens* (Díptera: Stratiomyidae) a alimento con concentraciones de 0.08, 17 y 36 mg/kg ps, los niveles arsénico en los insectos fueron de 0.08, 9.2 y 22.5 mg/kg ps, correspondientemente (Biancarosa et al., 2018). Asimismo, el estudio realizado por van der Fels-Klerx et al. (2016) con larvas de *H. illucens* y *Tenebrio molitor* (Coleóptera: Tenebrionidae) encontró una relación positiva entre los valores de arsénico en alimento y las cargas corporales de ambos insectos.

El agua es una vía de exposición para los insectos acuáticos en sus estados inmaduros y los siguientes estudios lo demuestran. Al exponer ninfas de *Pteronarcys dorsata* (Plecoptera: Pteronarcyidae) durante 14 y 28 d a concentraciones de 1,000 µg/L de As (III) o As (V), se observó una acumulación significativa de arsénico en comparación con los controles (Spehar et al., 1980). Por otra parte, Canivet et al. (2001) evaluaron la exposición en larvas *Heptagenia sulphurea* (Ephemeroptera: Heptageniidae) e *Hydropsyche pellucidula* (Trichoptera: Hydropsychidae) a 100 µg/L de As (III) durante 10 d y encontraron que las especies acumularon 0.12 y 107.2 mg/kg ps, respectivamente, mientras que en los controles expuestos a 1 µg/L los niveles de arsénico no fueron detectables. El trabajo realizado con ninfas de *Baetis tricaudatus* (Ephemeroptera: Baetidae) expuestas a 1,000 µg/L de As(III) y As(V), reportó diferencias significativas en las concentraciones de arsénico de los organismos expuestos en comparación a los del grupo control (Irving et al., 2008). Aunado a lo anterior, Mogren et al. (2012) encontraron que el incremento de los niveles de As(V) resultó en el aumento de los valores de arsénico en larvas de *Chironomus riparius* (Díptera: Chironomidae). Otra investigación que encontró un aumento en los niveles de arsénico de insectos acuáticos fue el realizado con larvas de *Culex tarsalis* y *Culex quinquefasciatus* (Díptera: Culicidae), las cuales al exponerse a 1,000 µg/L As(III) o As(V) acumularon más arsénico que los controles (Mogren et al., 2014). Por último, Awrahman et al. (2015) también demostraron una relación positiva entre las concentraciones de As(V) en agua y los contenidos de arsénico en larvas de *Hydropsyche siltalai* (Trichoptera: Hydropsychidae) e *H. pellucidula*.

Aunque los estudios sobre este tema son limitados, algunas investigaciones han indicado que el sedimento es una vía de exposición a arsénico para larvas de insectos acuáticos. Por un lado, el estudio que midió los niveles de arsénico en especies simpátricas de *Chironomus* (Díptera: Chironomidae) demostró que la ingesta de sedimento representa una ruta de exposición tanto para arsénico como para otros elementos tóxicos (Proulx et al., 2019). Por otro lado, se reportaron coeficientes de correlación positivos ($r = 0.9$) entre las cantidades de arsénico en los sedimentos de un río y larvas de *Cordulegaster boltoni* (Odonata: Cordulegastridae), *Boyeria irene* (Odonata: Aeshnidae) y *Onychogomphus uncatius* (Odonata: Gomphidae) (Lavilla et al., 2010).

La ingesta de alimento también es una vía de exposición a arsénico para los insectos acuáticos, y varios estudios han sugerido que esta vía de exposición puede ser más importante que la exposición a través del agua. Croisetie et al. (2006) expusieron larvas del insecto depredador *Sialis velata* (Megaloptera: Sialidae) a agua contaminada y observaron que los niveles de exposición no incrementaron con el tiempo. Sin embargo, al proporcionarles alimento contaminado (larvas de *C. riparius*), se determinó un incremento significativo en la acumulación de arsénico. Aunado a lo anterior, Awrahman et al. (2015) estimaron que, en larvas de *H. siltalai* y *H. pellucidula*, el alimento y agua contribuyeron con el 94 – 100 y 0 – 6% del total de arsénico acumulado, correspondientemente. Similarmente, Hepp et al. (2017) encontraron que en *Sericostoma vittatum* (Trichoptera: Sericostomatidae), la exposición a través de agua no generó un incremento significativo en los niveles de arsénico de los insectos en comparación a los controles, mientras que la ingesta de hojas contaminadas sí provocó un aumento importante en los valores de arsénico acumulado. Una excepción a los casos anteriores fue observada con *Buenoa scimitra* (Hemiptera: Notonectidae), en la cual la exposición a arsénico a través de agua en lugar del alimento fue el factor determinante en el incremento de la exposición (Christina L Mogren et al., 2013).

Considerando lo anterior, resulta claro que el incremento en la exposición a arsénico está positivamente relacionado con la concentración de este contaminante en el medio de exposición (suelo, agua, sedimento y alimento). Sin embargo, otras variables, como el tiempo de exposición, la especie de insecto y la forma química del arsénico (As(III) o As(V)), también influyen. Awrahman et al. (2015) identificaron que el tiempo de exposición es un factor que favorece la acumulación de arsénico en *H. siltalai* y *H. pellucidula*. Además, estos autores reportaron que la especie del insecto determina la absorción del arsénico, ya que *H. siltalai* mostró una menor tasa de absorción en comparación a *H. pellucidula*. Por otro parte, Mogren et al. (2014) observaron diferencias en los contenidos de arsénico entre especies de insectos expuestas a 1,000 $\mu\text{g/L}$ de As(III) o As(V); mientras que las larvas de *C. tarsalis* acumularon cantidades similares de ambas formas químicas, *C. quinquefasciatus* mostró una mayor acumulación de As(V). En el caso de las larvas de *P. dorsata*, la exposición 1,000 $\mu\text{g/L}$ de As(III) o As(V) no resultó en diferencias

significativas en los niveles de exposición (Spehar et al., 1980). Asimismo, Canivet et al. (2001) demostraron que la acumulación de arsénico varía entre especies de insectos. Al exponer a *H. sulphurea* e *H. pellucidula* a 100 µg/L de As(V), los niveles de arsénico fueron considerablemente mayores en la segunda especie. Aunado a lo anterior, el trabajo realizado por Burghilea et al. (2011) con *Hydroglyphus pusillus*, *Laccophilus minutus* y *Rhantus suturalis* (Coleóptera: Dytiscidae) reportó que la exposición a arsénico fue diferente entre especies. Finalmente, se ha indicado que las larvas de *T. molitor* acumulan más arsénico que *H. illucens* cuando se exponen a las mismas concentraciones de arsénico en alimento (van der Fels-Klerx et al., 2016).

3.2.2 Biotransformación

La literatura sugiere que la unión del As(III) a grupos de tiol, presuntamente asociados al glutatión, es un mecanismo fundamental de biotransformación del arsénico en insectos, ya que el As(III)-SH y/o el As(V) son las especies predominantes en estudios realizados tanto laboratorio como en campo.

Wan et al. (2021) demostraron que las larvas del insecto herbívoro *T. clotho* son capaces de transformar As(III) a As(III)-SH ya que al alimentarlas con el helecho hiperacumulador *P. vittata*, en el que el As(III) representaba prácticamente la totalidad del arsénico, las larvas acumularon principalmente As(III)-SH, con una baja proporción de As(III) y nada de As(V). Similarmente, se reportó que en larvas de *Mamestra configurata* (Lepidóptera: Noctuidae), al ser alimentadas con una dieta contaminada con As(V), la acumulación del arsénico en todas sus etapas de desarrollo (larva, pupa y adulto) fue principalmente como As(III)-SH con un porcentaje de As(III) que osciló entre 7 y 11% (Andrahennadi et al., 2009; Andrahennadi and Pickering, 2008). En este caso, el As(III)-SH se detectó principalmente en el intestino medio de las larvas, mientras que el As(III) apareció en bajas concentraciones distribuidas por el intestino medio y a lo largo del cuerpo, posiblemente en el exoesqueleto. En larvas del insecto acuático *C. riparius*, el análisis de la especiación del arsénico después de la exposición a As(V) a través del agua reveló que el tóxico fue acumulado en todas las etapas de desarrollo. En los estadios segundo y tercero, las tres formas del arsénico se concentraron principalmente en el intestino medio, sin presencia detectable en el intestino anterior o posterior. Además, se identificó la presencia de As(V) y As(III)-SH en la cutícula de las larvas. En el cuarto estadio larval, la proporción de las especies del arsénico en todo el cuerpo fue 43.4% para As(V), 27.4% para As(III)-SH y 29.2% As(III). Durante la etapa de pupa, el arsénico se encontró como conglomerados distribuidos a lo largo del tórax y el abdomen, mientras que la especiación indicó las siguientes proporciones de las especies del arsénico en el cuerpo de las pupas: As(V) 55.1%, As(III)-SH 26.2% y As(III) 18.7%. Finalmente, en hembras adultas, la mayor parte del arsénico se localizó en el tórax, posiblemente en el exoesqueleto o músculos, y las proporciones fueron: As(V) 23.7%, As(III)-SH 53.3% y As(III) 23% (Christina L. Mogren et al., 2013). El mismo estudio encontró

que bajo las mismas condiciones de exposición, el arsénico en larvas de *C. tarsalis* se distribuyó en todo su cuerpo y en las hembras adultas se concentró en el tórax. No obstante, la especiación no pudo analizarse. Un estudio adicional sobre insectos ambientalmente expuestos determinó que en saltamontes, mosquitos y hormigas, el arsénico se acumuló predominantemente como As(III)-SH (29 – 86%), seguido de As(V) (14 – 56%) y As(III) (0 – 15%). Aunado a lo anterior, en hormigas del género *Formica*, los tejidos digestivos como, la boca y el buche, fueron identificados como sitios acumuladores de arsénico (Moriarty et al., 2009).

En relación con la biotransformación del arsénico en insectos, Rizki et al. (2006) indicaron que *Drosophila melanogaster* (Díptera: Drosophilidae) tiene la capacidad de reducir el As(V) a As(III), pero carece de la habilidad para metilar el arsénico inorgánico. No obstante, esta capacidad para metilar podría variar según la especie, ya que estudios en insectos ambientalmente expuestos han encontrado la presencia de compuestos metilados y otras formas orgánicas del arsénico. Es importante considerar que estos compuestos podrían ser producto del metabolismo o resultado de una exposición directa a los compuestos orgánicos. Por ejemplo, Moriarty et al. (2009) determinaron pequeños niveles de ácido dimetilarsínico, ácido metilarsínico pentavalente, arsenobetaína, óxido de trimetilarsina y andarsenocolina en varios insectos. En hormigas del género *Formica* sp. se determinaron ácido dimetilarsínico, ácido metilarsínico y arsenobetaína en bajas concentraciones, mientras que las especies predominantes eran As(III) y As(V) (Kuehnelt et al., 1997). Por último, en *Apis mellifera* (Himenóptera: Apidae) se encontró que, el arsénico inorgánico (As(III) y As(V)) representaba entre 80 y 95% del total acumulado, mientras que el arsénico orgánico (ácido metilarsínico y ácido dimetilarsínico) correspondía al porcentaje restante. Dentro del arsénico inorgánico, el As(III) predominó con un 70% del total, y en el arsénico orgánico, la especie dominante fue el ácido dimetilarsínico (Zarić et al., 2022).

3.2.3 Excreción

En insectos el arsénico es eliminado a través del excremento, la exuvia y los huevos. Los estudios realizados con insectos terrestres han reportado lo siguiente. En *M. configurata*, se determinó la presencia de arsénico tanto en la exuvia como el excremento de las larvas después de la exposición a alimento contaminado (Andrahennadi et al., 2009). También, van der Fels-Klerx et al. (2016) determinaron la presencia de arsénico en el material residual, constituido principalmente por excretas, de *H. illucens* y *T. molitor*. En *C. floridensis*, el consumo de alimento contaminado provocó la presencia de arsénico en exuvia y excremento (Jaffe et al., 2019). Asimismo, Wan et al. (2021) demostraron la presencia del arsénico en el excremento de *T. clotho* después de consumir plantas contaminadas. En el caso de insectos acuáticos, los estudios han indicado lo siguiente. Canivet et al. (2001) observaron que las larvas de *H. sulphurea* expuestas a As(V) generaron el doble de mudas en comparación con el grupo control. Hare et

al. (1991) determinaron la presencia del arsénico en la exuvia de ninfas de *Hexagenia* ambientalmente expuestas. Por último, en huevos de *C. riparius* se detectaron niveles bajos de arsénico; aunque no estaba presente en el interior del huevo, el arsénico representa un riesgo para las larvas ya que al eclosionar pueden alimentarse de los residuos contaminados del cascarón (Christina L. Mogren et al., 2013).

Es importante considerar que los insectos holometábolos eliminan el arsénico acumulado durante la etapa larval a medida que avanza su desarrollo. Andrahennadi y Pickering (2008) encontraron que los niveles de arsénico en *M. configurata* disminuyeron a lo largo del desarrollo cuando la exposición sucedió durante la etapa larval. Las concentraciones en larvas, pupas y adultos fueron 18, 11 y 7 mg/kg ps. Aunado a lo anterior, en *C. floridensis*, se determinó que las larvas acumulaban más arsénico que los adultos, con niveles de 1,154 mg/kg ps en condiciones de alta exposición y 2.09 mg/kg ps en baja exposición, mientras que en los adultos los valores fueron 287 mg/kg ps y 0.59 mg/kg ps, correspondientemente (Jaffe et al., 2019). En insectos acuáticos ambientalmente expuestos, el promedio de las concentraciones de arsénico en insectos emergentes fue 9 mg/kg, mientras que en las etapas inmaduras los valores fluctuaron entre 30 – 313 mg/kg (Hepp et al., 2017). En otro caso, Mogren et al. (2012) reportaron que los niveles de arsénico en adultos de *C. riparius* disminuyeron 72% respecto a las concentraciones determinadas en su etapa larval después de la exposición a As(V) a través del agua. Similarmente, Mogren et al. (2013) documentaron una importante disminución en la carga corporal de arsénico durante la transición de larva a pupa en *C. riparius*. Los autores sugirieron que esta disminución podría atribuirse a la excreción del meconio, que ocurre entre el cuarto estadio larval y la etapa de pupa.

Con relación a la especiación del arsénico en los medios de excreción, solo un par de trabajos han abordado el tema y han encontrado lo siguiente. En el caso de *M. configurata*, las larvas excretaron el arsénico como As(III)-SH, As(V)O₄ y As(V)O₆, siendo esta última especie una forma inusual del arsénico; en la exuvia el porcentaje para As(III)-SH fue 34% y para As(V)O₆ 66%, mientras que en el excremento el porcentaje para As(III)-SH fue 20%, para As(V)O₄ fue 19% y As(V)O₆ 61% (Andrahennadi et al., 2009). En el estudio realizado con *T. clotho* se encontró que el arsénico fue excretado a través del excremento en su totalidad como As(III)-SH (Wan et al., 2021).

Es importante señalar que la cantidad de arsénico excretada por un insecto está determinada por factores como la especie de insecto y el grado de exposición. Awrahman et al. (2015) demostraron diferencia en la capacidad de excreción entre especies de un mismo género. Bajo las mismas condiciones de exposición, *H. pellucidula* tardó 15.8 d en eliminar el 50% del arsénico acumulado y *H. siltalai* 10.9 d. En larvas de *H. illucens* y *T. molitor* los niveles de arsénico incrementaron proporcionalmente al grado de exposición. Sin embargo, al comparar ambas especies bajo las mismas condiciones de exposición, *H. illucens* presentó una menor acumulación de arsénico y mayores niveles del contaminante en excremento en

comparación con *T. molitor*. Adicionalmente, se reportó que después de dos días sin exposición, *H. illucens* eliminó 65% del arsénico acumulado, mientras que *T. molitor* solo logró excretar el 17% (van der Fels-Klerx et al., 2016). En *C. floridensis* también se reportó un incremento en los niveles de arsénico tanto en exuvia como excremento cuando las larvas fueron expuestas a mayores niveles del contaminante (Jaffe et al., 2019). Contrariamente, en larvas de *T. clotho*, un incremento en el nivel de exposición no provocó un aumento en los niveles de arsénico en excremento (Wan et al., 2021).

3.3 Toxicidad

3.3.1 Pruebas de toxicidad letal y subletal

Los estudios que han evaluado la letalidad en insectos expuestos a arsénico se presentan en la tabla 1, y de ellos se resalta lo siguiente. En primer lugar, estas evaluaciones se han centrado principalmente en insectos acuáticos inmaduros expuestos a agua contaminada, con la excepción de un estudio que evaluó la toxicidad de sedimentos (Liber et al., 2011) y otro que abordó la toxicidad en un insecto terrestre (Zaman et al., 1995). En segundo lugar, el parámetro que generalmente se ha utilizado en insectos acuáticos inmaduros es la concentración letal media (CL_{50}), cuyos valores, independientemente del taxón, forma química del arsénico y duración de la exposición, oscila entre 0.55 y 184 mg/L. Por último, varios estudio basados en la CL_{50} han demostrado lo siguiente: la toxicidad del arsénico varía significativamente entre géneros y especies de insectos (Canivet et al., 2001; Champeau et al., 2016; Jeyasingham and Ling, 2000), insectos de menor tamaño (Champeau et al., 2016) y en etapas de desarrollo más tempranas son más vulnerables a la toxicidad del arsénico (Jeyasingham and Ling, 2000), el As(III) es más tóxico que el As(V) (Irving et al., 2008; Jeyasingham and Ling, 2000; Zaman et al., 1995), las poblaciones de una misma especie muestran variaciones en su sensibilidad al As(III) y As(V) (Jeyasingham and Ling, 2000) y la toxicidad aumenta con la prolongación de la duración de la exposición y el incremento en la concentración de exposición (Champeau et al., 2016).

En cuanto a los estudios sobre toxicidad subletal, se han realizado pocas investigaciones al respecto. Entre estos trabajos, se encuentra el trabajo de Irving et al., (2008), en el que se estimaron la concentración sin efecto observado (NOEC) y la concentración mínima de efecto observado (LOEC) para ninfas de *B. tricaudatus* expuestas a As(III) y As(V) a través del agua. Asimismo, Liber et al. (2011) llevaron un estudio con larvas de *Chironomus dilutus* en el que también se determinaron la NOEC, la LOEC y la concentración inhibitoria media (IC_{50}) después de la exposición a agua y sedimentos contaminados con As(III). Finalmente, está el trabajo donde larvas de *Chironomus tentans* (Diptera: Chironomidae) se expusieron a As(III) a través del agua y se calculó la concentración efectiva media (EC_{50}) (Khangarot and Ray, 1989).

Tabla 1. Pruebas de toxicidad letal realizadas en insectos expuestos a arsénico

Especie	Parámetro	Exposición	Duración de la exposición (h)	Especie del arsénico	Valor	Referencia
Inmaduros						
Trichoptera						
<i>Hydropsyche pellucidula</i>	CL ₅₀	Exposición a agua	240	As(V)	2.4 mg/L	(Canivet et al., 2001)
<i>Pycnocentria</i> sp (4 – 6 mm)	CL ₅₀	Exposición a agua	96	As(V)	45.4 mg/L	(Champeau et al., 2016)
<i>Helicopsyche</i> sp (4 – 6 mm)	CL ₅₀	Exposición a agua	96	As(V)	1.13 mg/L	(Champeau et al., 2016)
Ephemeroptera						
<i>Hydropsyche pellucidula</i>	CL ₅₀	Exposición a agua	240	As(V)	1.60 mg/L	(Canivet et al., 2001)
<i>Baetis tricaudatus</i>	CL ₅₀	Exposición a agua	288	As(III)	0.55 mg/L	(Irving et al., 2008)
				As(V)	1 – 5 mg/L	
<i>Deleatidium</i> sp (< 3 mm)	CL ₅₀	Exposición a agua (pH 5.9)	96	As (V)	1.50 mg/L	(Champeau et al., 2016)
<i>Deleatidium</i> sp (< 3 mm)	CL ₅₀	Exposición a agua (pH 7.4)	96	As (V)	2.10 mg/L	
<i>Deleatidium</i> sp (4 – 6 mm)	CL ₅₀	Exposición a agua (pH 5.9)	96	As (V)	2.40 mg/L	
<i>Deleatidium</i> sp (4 – 6 mm)	CL ₅₀	Exposición a agua (pH 7.4)	96	As (V)	3.50 mg/L	
Plecoptera						
<i>Pteronarcys californica</i>	CL ₅₀	Exposición a agua	24	As(III)	140 mg/L	(Sanders and Cope, 1968)
			48		120 mg/L	
			96		38 mg/L	
<i>Zelandobius</i> sp (4 – 6 mm)	CL ₅₀	Exposición a agua	96	As(V)	2.50 mg/L	(Champeau et al., 2016)
Díptera						
<i>Tanytarsus dissimilis</i>	CL ₅₀	Exposición a agua	48	As(III)	97 mg/L	
<i>Chironomus zealandicus</i> (1° estadio)	CL ₅₀	Exposición a agua	48	As(III)	36.7 mg/L	(Jeyasingham and Ling, 2000)
			72		29.5 mg/L	
			48	As(V)	239 mg/L	
			72		184 mg/L	
<i>Chironomus</i> sp (1° estadio)	CL ₅₀	Exposición a agua	48	As(III)	14.7 mg/L	
			72		12.7 mg/L	
			48	As(V)	52.0 mg/L	
			72		41.7 mg/L	
<i>Polypedilum pavidus</i> (1° estadio)	CL ₅₀	Exposición a agua	48	As(III)	19.0 mg/L	
			72		6.20 mg/L	
			48	As(V)	21.4 mg/L	
			72		31.1 mg/L	
<i>Chironomus dilutus</i>	CL ₅₀	Exposición a agua	96	As(III)	7.1 mg/L	(Liber et al., 2011)
		Exposición a agua poro	240		45.29 mg/L	
		Exposición a sedimento			642 mg/kg ps	
Lepidóptera						
<i>Trichoplusia ni</i>	CL ₅₀	Ingestión de alimento	48	As(III)	0.032% (p/p)	(Zaman et al., 1995)
	DL ₅₀			As(V)	0.794% (p/p)	
				As(III)	144 mg/kg	
				As(V)	8,300 mg/kg	
Adultos						
Díptera						
<i>Musca domestica</i>	CL ₅₀	Ingesta de agua	48	As(III)	0.008% (p/v)	(Zaman et al., 1995)
				As(V)	0.011% (p/v)	

3.3.2 Efectos a nivel bioquímico y organismo

Los estudios sobre los efectos del arsénico a nivel bioquímico son escasos, no obstante, han demostrado que el arsénico es un contaminante que provoca estrés oxidativo y genotoxicidad en insectos expuestos. En lo que se refiere al estrés oxidativo inducido por el arsénico en insectos, los siguientes estudios han aportado lo siguiente. En larvas de *T. ni* la exposición a As(III) y As(V) incrementó los niveles de glutatión reducido (GSH), pero solo el As(III) causó la disminución de glutatión oxidado (GSSG), mientras que en adultos de *M. domestica* solo el As(III) aumentó los niveles de GSH y redujo los de GSSG (Zaman and Pardini, 1995). Adicionalmente, otro estudio realizado con las mismas especies reportó que en adultos de *M. domestica* el As(III) incrementó la actividades enzimáticas glutatión-S-transferasa (GST) y glutatión reductasa (GR) y tanto el As(III) como As(V) incrementaron los contenidos de sustancias reactivas al ácido tiobarbitúrico (TBARS); en el caso de las larvas de *T. ni* las dos formas del arsénico disminuyeron la actividad la enzima superóxido dismutasa (SOD) e incrementaron las concentraciones de TBARS, mientras que el As(III) también elevó la actividad GST (Zaman et al., 1995). Asimismo, Nasr et al. (2021) reportaron que en *Blaps polycresta* (Coleóptera: Tenebrionidae) la exposición a arsénico se correlacionó positivamente con el incremento en la actividad de las enzimas SOD y catalasa (CAT). Por último, con relación a la genotoxicidad, se reportó que en *D. melanogaster* el As(III) y As(V) son mutagénicos en células germinales y somáticas, siendo el As(III) más tóxico que el As(V) (Ramos-Morales and Rodriguez-Arnaiz, 1995).

Las deformidades son un efecto que se ha asociado a la exposición a arsénico. En una primera investigación, Martínez et al. (2002) estudiaron un río contaminado por actividades mineras, encontrando una correlación positiva entre los niveles de arsénico en los sedimentos y la prevalencia de deformidades bucales en larvas de quironómidos (Díptera: Chironomidae). En un experimento posterior, Martínez et al. (2006) expusieron larvas de *C. tentans* a sedimentos con concentraciones de arsénico de 30, 130 y 260 mg/kg ps. Los resultados mostraron un aumento significativo en la proporción de deformidades bucales en los insectos expuestos a las dos concentraciones más altas, con una tendencia creciente en su prevalencia a medida que avanzaba el tiempo de exposición. Aunado a lo anterior, Skaldina et al. (2020) reportaron, como otro tipo de alteración corporal, alteraciones en los patrones de coloración facial en *Vespula vulgaris* (Himenóptera: Vespidae) debido a la exposición arsénico.

El arsénico también se ha identificado como un tóxico que afecta el desarrollo de los insectos. En larvas de *C. tentans*, la exposición a sedimentos contaminados con arsénico provocó una reducción en la talla y en el ancho de la cabeza, además de prolongar el tiempo necesario para completar la

transición entre estadios larvales (Martinez et al., 2006). Igualmente, en el caso de *B. tricaudatus*, la exposición a As(III) y As(V) a través del agua provocó que las larvas tuvieran una menor longitud del tórax y masa corporal, así como un retraso en el desarrollo (Irving et al., 2008). El estudio realizado por Andrahennadi y Pickering (2008) con larvas de *M. configurata* indicó que el As(V) redujo su supervivencia e incrementó la duración de la etapa pupal. Por su parte, Mogren et al. (2012) observaron que la exposición de larvas de *C. riparius* a As(V) a través del agua incrementó el tiempo entre la aparición de machos y hembras, pasando de 1.8 d a 2.9 d. Según los autores, este fenómeno podría tener consecuencias negativas para las poblaciones silvestres de esta especie, ya que los machos suelen emerger antes para formar enjambres de apareamiento, lo que les asegura acceso a hembras receptivas. Sin embargo, dado que los adultos de *C. riparius* tienen una vida relativamente corta y no se alimentan, un retraso en la emergencia de las hembras podría resultar en la muerte de los machos antes de que puedan aparearse. El mismo trabajo registró una reducción en el número de huevos por masa. Asimismo, Hepp et al. (2017) reportaron una disminución en la supervivencia de larvas de *Sericostoma vittatum* después de la ingesta de alimento contaminado. Por otra parte, Eeva et al. (2018) identificaron una correlación negativa entre la acumulación de arsénico y el peso corporal en *Epirrita autumnata* (Lepidoptera: Geometridae). Finalmente, Wan et al., (2021) reportaron que en *T.clotho* la exposición a As(III) provocó una disminución del peso corporal en larvas, además de que ninguna alcanzó la etapa adulta al afectar su supervivencia.

La disminución del consumo de plantas contaminadas con arsénico es un efecto en insectos que ha sido reportado por varias investigaciones. En *T. clotto*, se observó que las larvas consumieron menos pinnas de *P.vittata* con concentraciones de arsénico de 138 mg/kg, en comparación con aquellas que contenían 35.6 mg/kg (Wan et al., 2021). Similarmente, en larvas de *C. floridensis*, el consumo de frondas de *P. vittata* disminuyó con el aumento de los niveles de arsénico en el helecho; después de 48 h de exposición, las larvas consumieron 69.5%, 50.2% y 0.77% de las pinnas de helechos cultivados en suelos con 0, 1 y 2 mg de arsénico, correspondientemente (Jaffe et al., 2019). Aunado a lo anterior, Rathinasabapathi et al. (2007) reportaron que *Schistocerca americana* (Ortóptera: Acrididae) consumió más frondas de *P. vittata* con concentraciones de arsénico de 2.9 mg/kg y produjo una mayor cantidad de pellets fecales, en comparación con los insectos expuestos a frondas con 46.4 mg/kg de arsénico. Este menor consumo en el grupo expuesto a niveles más altos de arsénico también resultó en una disminución de la masa corporal. Además, cuando se ofreció a los saltamontes la opción de consumir pedazos de lechuga sumergidos en 1mM de As(III) o agua, los saltamontes prefirieron consumir la segunda opción. Los autores sugieren que esto evidencia la capacidad de los insectos herbívoros para detectar arsénico y evitar consumir tejidos vegetales contaminados. Sin embargo, también plantean que los metabolitos secundarios generados por las plantas en respuesta al

arsénico podrían influir en la disminución del consumo. Contrariamente, Monchanin et al. (2022) indicaron que *A. mellifera* consumió cantidades similares de sacarosa, independientemente de si contenían arsénico o no. En el experimento, las abejas tuvieron la opción de elegir entre soluciones sin arsénico y soluciones con concentraciones de 0.001, 0.013, 0.13 o 12.8 mM de As(III), sin mostrar preferencia por ninguna de ellas. Igualmente, cuando las soluciones de sacarosa contaminadas con arsénico se ofrecieron como única fuente de alimento, las abejas continuaron consumiéndolas (Monchanin et al., 2022).

Por último, es importante resaltar que un estudio demostró que el arsénico es neurotóxico para los insectos ya que en *A. mellifera* la exposición afectó significativamente el rendimiento del aprendizaje y la memoria (Monchanin et al., 2021).

3.3.3 Efectos a nivel población y comunidad

Las investigaciones demuestran que el arsénico es capaz de afectar a las poblaciones y/o comunidades de insectos terrestres y acuáticos.

Los siguientes trabajos han visibilizado efectos a nivel poblacional en insectos terrestres. Bromenshenk et al. (1991) reportaron una relación inversa entre el tamaño poblacional de *A. mellifera* y la exposición ambiental a arsénico, donde la exposición explicó 49% de la variación en el tamaño poblacional. El estudio realizado en laboratorio con el helecho hiperacumulador *P. vittata* y el insecto escama *S. neglecta* demostró que la contaminación de la vegetación puede reducir la abundancia de insectos herbívoros; cuando las concentraciones de arsénico en los helechos aumentaron de 5.40 mg/kg en los controles a 812 mg/kg en el tratamiento de mayor exposición, la mortalidad de los insectos escama pasó de 17.2% y 55%, respectivamente (Mathews et al., 2009). También, se observó la muerte de hormigas que se alimentaban de las secreciones producidas por los insectos escama. Por otro lado, Jaffe et al. (2016) identificaron una asociación negativa entre la exposición arsénico y la abundancia de coleópteros, dermápteros y hemípteros. En un estudio posterior, Jaffe et al. (2018) reportaron que la contaminación del suelo con arsénico disminuyó la abundancia de coleópteros. Por último, Eeva et al. (2004) evaluaron las poblaciones de diversas especies de hormigas en un sitio contaminado con arsénico y encontraron que *Formica lugubris* era menos abundante en comparación con el sitio de referencia, mientras que *Formica rufa* y *Formica pratensis* (Himenóptera: Formicidae) presentaron proporciones mayores en el sitio contaminado. Además, los nidos en el sitio impactado presentaron volúmenes 34% menores que en el sitio no contaminado.

En cuanto a insectos acuáticos, los trabajos sobre efectos poblacionales y comunitarios han reportado lo siguiente. En una bahía se encontró que la abundancia de invertebrados, principalmente insectos,

era menor en la zona de mayor contaminación por arsénico (< 100 individuos por m^2) en comparación a la zona de menor contaminación ($1000 - 2000$ individuos/ m^2) (Moore, 1979). En un estudio adicional Moore et al. (1979) evaluaron cuatro lagos con niveles decrecientes de arsénico en sedimento: Meg (539 mg/kg), Keg (349 mg/kg), Peg (76 mg/kg) y Great Slave (12 mg/kg). Asimismo, las concentraciones de arsénico en el agua variaron entre 2.0 g/m^3 en el lago Meg y 0.02 g/m^3 en el lago Great Slave. Esta disminución de contaminación se relacionó con un aumento en la riqueza de insectos. En el lago Meg se identificaron únicamente 5 especies de quironómidos, mientras que el lago Great Slave presentó una mayor diversidad con 25 especies de quironómidos, así como 4 especies de tricópteros y odonatos. Aunado a lo anterior, en un río se encontraron correlaciones negativas entre la exposición a arsénico en invertebrados y la riqueza de Ephemeroptera-Plecoptera-Trichoptera (-0.83^*) y quironómidos (-0.87), así como con la densidad de invertebrados (-0.94) (Poulton et al., 1995). Aunado a lo anterior, Chaffin et al. (2005) demostraron que en una corriente de agua contaminada, la densidad de macroinvertebrados disminuyó (referencia: 7,869 individuos/ m^2 ; contaminado: 154 individuos/ m^2), al igual que la abundancia de trituradores (referencia: 3,340 individuos/ m^2 ; contaminado: 22 individuos/ m^2) y la riqueza de especies (referencia: 11.9 especies/muestra; contaminado 0.8 especies por muestra). Asimismo, este último trabajo relacionó afectaciones al proceso de descomposición de la materia orgánica con la pérdida de invertebrados. Otra investigación encontró que la abundancia de Heptageniidae y Ephemerellidae en cuerpos de agua fue afectada por la contaminación por arsénico (Rainbow et al., 2012). Finalmente, Hepp et al. (2017) encontraron que la densidad de invertebrados fue menor en cuerpos de agua contaminados con arsénico ($39.2 \text{ } \mu\text{g/L}$, 123 individuos/ m^2) en comparación con los de referencia ($0.3 \text{ } \mu\text{g/L}$, 65 individuos/ m^2). Además, la estructura de la comunidad fue diferente entre ambos sitios de estudio.

3.4 Los insectos en el ciclo del arsénico

Los insectos acumulan arsénico a partir de fuentes como alimento, suelo, agua o sedimento, no obstante, como se indicará a continuación son incapaces de biomagnificar este contaminante dentro de las redes tróficas. Wagemann et al. (1978) no observaron la biomagnificación del arsénico en los niveles tróficos de insectos acuáticos. Aunado a lo anterior, en un río se determinó que los insectos herbívoros y omnívoros acumulaban más arsénico que los depredadores (Cain et al., 1992). Igualmente, Mason et al. (2000) indicaron que las concentraciones de arsénico disminuyeron con el incremento del nivel trófico, siendo el perifiton, briofitas e insectos colectores/filtradores los que acumularon los valores más altos de arsénico, mientras que los insectos depredadores presentaron niveles menores. Por su parte, Mogren et al (2013) reportaron que la acumulación de arsénico en los depredadores terrestres *Tenodera sinensis* (Mantodea: Mantidae) y *Tidarren haemorrhoidale*

(Araneae: Theridiidae) así como en el depredador acuático *B. scimitra* fueron menores a la de sus presas. Adicionalmente, Hepp et al. (2017) demostraron que los niveles de arsénico en la red trófica de cuerpos de agua disminuyeron a través de los niveles tróficos. Entre los productores primarios, las briofritas tuvieron la mayor acumulación (1,760 mg/kg), seguidos de la biopelícula (449 mg/kg) y las macrófitas (29 mg/kg). Entre los invertebrados acuáticos, los niveles de arsénico más altos se cuantificaron en trituradores (313 mg/kg) seguidos de los colectores (140 mg/kg), depredadores (70 mg/kg), raspadores (40 mg/kg) y filtradores (30 mg/kg). También, se encontró que los niveles de arsénico y valores de $\delta^{15}\text{N}$ en los organismos se correlacionaron negativamente. Por último, una investigación en un ecosistema terrestre tampoco encontró biomagnificación del arsénico en la red trófica constituida por un ave insectívora (6.89 mg/kg) ps, un insecto herbívoro (0.48 mg/kg) y una planta (1.02 mg/kg) (Eeva et al., 2018).

Si bien los insectos no biomagnifican el arsénico en la cadena trófica, es importante resaltar que estos organismos sí representan una vía de exposición para otros depredadores. Por ejemplo, en los cuerpos de agua los insectos acuáticos inmaduros pueden considerarse como una vía de exposición para vertebrados insectívoros ya que se ha reportado la presencia de arsénico en peces insectívoros (Mason et al., 2000). Asimismo, los insectos acuáticos emergentes son una vía de exposición para depredadores terrestres invertebrados como arañas (Hepp et al., 2017). Y, en los ecosistemas terrestres la depredación de insectos expuestos a arsénico es una ruta de exposición para vertebrados insectívoros como las aves (Custer et al., 2002; Eeva et al., 2006; Morrissey et al., 2007).

Por último, un aspecto destacado sobre el papel de los insectos en el ciclo del arsénico es su capacidad como dispersores de este contaminante. Green (2008) demostró que *Agrotis infusa* (Lepidóptera: Noctuidae), una especie de insecto migratorio, transporta arsénico a lo largo de grandes distancias y lo concentra en los sitios donde estiva.

3.5 Escenarios de riesgo para la entomofauna por exposición a arsénico

Los siguientes estudios demuestran que los sitios mineros son un escenario de riesgo para la entomofauna. En cuanto a los insectos terrestres, Gongalsky (2006) evaluó la contaminación por arsénico en un complejo productor de uranio en Rusia, encontrando que insectos herbívoros, depredadores y descomponedores estaban expuestos al contaminante. Aunado a lo anterior, Moriarty et al. (2009) documentaron que en tres sitios mineros históricos de oro en Canadá, los residuos generados habían contaminado el suelo, plantas e insectos (saltamontes, polillas, orugas, entre otros) ya que se observaron diferencias estadísticas en comparación con un sitio de referencia. En México, la minería primaria de mercurio también se ha identificado como una amenaza para los insectos terrestres. Reboloso-Hernández et al. (2024a) visibilizaron que la contaminación por arsénico en

zonas mineras de mercurio afectaba a *Liometopum apiculatum* (Himenoptera: Formicidae), con niveles de exposición a arsénico en estas hormigas que duplicaban los de un sitio de referencia. En otro trabajo, Reboloso-Hernández et al. (2024b) reportaron que insectos herbívoros, depredadores y descomponedores en dos sitios de minería primaria de mercurio presentaban una mayor exposición a arsénico que un sitio de referencia. Respecto a los insectos acuáticos, se ha documentado lo siguiente. En Canadá, se evidenció que la minería de oro afectó a los insectos acuáticos de lagos debido a que presentaban una mayor exposición a arsénico y menor diversidad que los evaluados en lagos de referencia (Moore et al., 1979; Wagemann et al., 1978). También, Cain et al. (1992) observaron que la minería de oro en Canadá aumentó la exposición a arsénico en insectos de diferentes niveles tróficos de un río. Asimismo, en Francia, se encontró que una mina antigua de rejalgar contaminó con arsénico el agua y sedimento de un río, afectando a la comunidad de insectos acuáticos (Mori et al., 1999). En Estados Unidos, Chaffin et al. (2005) indicaron que una mina abandonada de arsenopirita contaminó una corriente de agua con arsénico, impactando la comunidad de insectos acuáticos. De manera similar, se reportó que arroyos afectados por la minería de carbón en Canadá contenían insectos acuáticos con mayores niveles de arsénico que los arroyos de referencia (Wayland and Crosley, 2006). Finalmente, Hepp et al. (2017) documentaron en Portugal que una antigua mina incrementó la exposición a arsénico en los insectos acuáticos de un arroyo contaminado en comparación con un arroyo de referencia.

Los sitios metalúrgicos representan otro escenario de riesgo para los insectos debido a la contaminación ambiental por arsénico. Por ejemplo, Mackay et al. (1997) reportaron contaminación del suelo y plantas a los alrededores de una fundición de cobre en Estados Unidos, donde también se encontró exposición a arsénico en insectos detritívoros. Otro estudio reportó que las hormigas y sus hormigueros a los alrededores de una antigua fundidora de arsénico en Austria estaban contaminados con arsénico (Kuehnelt et al., 1997). En Rusia, Gongalsky et al. (2004) reportaron elevados niveles de arsénico en ambiente y escarabajos de predadores y descomponedores cerca de un complejo minero-metalúrgico, en comparación a un sitio de referencia. Investigaciones en Finlandia evidenciaron que la exposición a arsénico en hormigas disminuía exponencialmente con la distancia a una fundidora de cobre (Eeva et al., 2004). Similarmente, Del Toro et al. (2010) observaron una disminución logarítmica en las concentraciones de arsénico en hormigas con respecto a la distancia a una fundición de cobre en Estados Unidos. Adicionalmente, en Finlandia se reportó que orugas y avispas presentaban mayor exposición a arsénico en sitios cercanos a una fundición de cobre-níquel que en sitios de referencia (Eeva et al., 2018; Skaldina et al., 2020).

Los complejos industriales también pueden catalogarse como escenarios de riesgo para la entomofauna. Bromenshenk et al. (1991) documentaron que la actividad industrial en Estados Unidos provocó la exposición a arsénico en abejas mieleras, disminuyendo sus poblaciones. Por otra parte, en Turquía, se encontró que en una zona industrial las abejas mieleras y productos de sus colmenas estaban contaminados con arsénico (Matin et al., 2016). En Australia, Zhou et al. (2018) indicaron que tanto abejas nativas como domesticadas estaban expuestas a arsénico debido a la actividad industrial. Por su parte, Ćirić et al. (2021) reportaron en Serbia que los niveles de arsénico en obreras, zánganos y crías de abejas mieleras fueron más altos en sitios rodeados por zonas industriales que en sitios cercanos a zonas agrícolas o zonas silvestres. Finalmente, en Serbia también se reportó la exposición en abejas mieleras residentes de zonas industriales y una central térmica de carbón (Zarić et al., 2022).

Por último, debe mencionarse que en los escenarios agrícolas la contaminación por arsénico también representa una amenaza para la entomofauna. En Egipto, Nasr et al. (2021, 2020) reportaron que los escarabajos colectados en campos agrícolas donde se aplicaban agroquímicos acumularon más arsénico que los de un sitio de referencia, además de evidenciar afectaciones en la actividad de enzimas antioxidantes asociadas a la exposición a arsénico.

3.6 Conclusión

El arsénico es una amenaza para la entomofauna debido a que existen vías claras de exposición y efectos bien caracterizados. Los insectos terrestres pueden exponerse a través del alimento, agua y suelo, mientras que los insectos acuáticos la exposición sucede a través del alimento, suelo y sedimento. El arsénico es acumulado principalmente en el intestino delgado como As(V) o As(III)-SH, con baja proporción de formas orgánicas. Aunado a lo anterior, estos organismos excretan el arsénico en el excremento, la exuvia y los huevos. Este contaminante a nivel bioquímico genera estrés oxidativo y genotoxicidad, mientras que a nivel de organismo induce deformaciones, además de afectar el desarrollo y comportamiento. También, se ha documentado que el arsénico es capaz de afectar a las poblaciones y comunidades de insectos. Aunque no biomagnifican el arsénico, los insectos pueden dispersarlo o ser una ruta de exposición para los insectívoros. Por último, los trabajos realizados hasta la fecha han demostrado que los sitios mineros, metalúrgicos, industriales y agrícolas son escenarios de riesgo para la entomofauna.

Referencias

Andrahennadi, R., Fu, J., Pushie, M.J., Wiramanaden, C., George, G., Pickering, I., 2009. Insect excretes unusual six coordinate pentavalent arsenic species. *Environ. Chem.* 6, 298–304. <https://doi.org/10.1071/EN09029>

Andrahennadi, R., Pickering, I., 2008. Arsenic accumulation, biotransformation and localisation in bertha armyworm moths. *Environ. Chem.* 5, 413–419. <https://doi.org/10.1071/EN08065>

ATSDR, 2007. Toxicological profile for arsenic.

Awrahman, Z.A., Rainbow, P.S., Smith, B.D., Khan, F.R., Bury, N.R., Fialkowski, W., 2015. Bioaccumulation of arsenic and silver by the caddisfly larvae *Hydropsyche siltalai* and *H. pellucidula*: a biodynamic modeling approach. *Aquat. Toxicol.* 161, 196–207. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2015.01.004>

Biancarosa, I., Liland, N.S., Biemans, D., Araujo, P., Brunckner, C., Waagbo, R., Tortensen, B., Lock, E.-J., Amlund, H., 2018. Utake of heavy metals and arsenic in black soldier fly (*Hermetia illucens*) larvae grown on seaweed-enriched media. *J Sci Food Agric* 98, 2176–2183.

Bowell, R.J., Alpers, C.N., Jamieson, H.E., Nordstrom, D.K., Majzlan, J., 2014. The environmental geochemistry of arsenic: an overview. *Rev. Mineral. Geochemistry* 79, 1–16. <https://doi.org/10.2138/rmg.2014.79.1>

Brock, R.E., Cini, A., Sumner, S., 2021. Ecosystem services provided by aculeate wasps. *Biol. Rev.* 96, 1645–1675. <https://doi.org/10.1111/brv.12719>

Bromenshenk, J.J., Gudatis, J.L., Carlson, S.R., Thomas, J.M., Simmons, M.A., 1991. Population dynamics of honey bee nucleus colonies exposed to industrial pollutants. *Apidologie* 22, 359–369. <https://doi.org/10.1051/apido:19910401>

Burghelea, C.I., Zaharescu, D.G., Hooda, P., Palanca-Soler, A., 2011. Predatory aquatic beetles, suitable trace elements bioindicators. *J. Environ. Monit.* 13, 1308–1315. <https://doi.org/10.1039/c1em10016e>

Cain, D.J., Luoma, S.N., Carter, J.L., Fend, S. V, 1992. Aquatic insects as bioindicators of trace element contamination in Cobble-Bottom rivers and streams. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 49, 2141–2154. <https://doi.org/10.1139/f92-237>

Canivet, V., Chambon, P., Gibert, J., 2001. Toxicity and bioaccumulation of arsenic and chromium in epigeal and hypogean freshwater macroinvertebrates. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 40, 345–354. <https://doi.org/10.1007/s002440010182>

Catalog of Life, 2024. COL Version: 2024-01-24 [WWW Document]. URL <https://www.catalogueoflife.org/> (accessed 2.16.24).

Chaffin, J.L., Valett, H.M., Webster, J.R., Schreiber, M.E., 2005. Influence of elevated As on leaf breakdown in an Appalachian headwater stream. *J. North Am. Benthol. Soc.* 24, 553–568. <https://doi.org/10.1899/04-058.1>

Champeau, O., Cavanagh, J.A.E., Sheehan, T.J., Tremblay, L.A., Harding, J.S., 2016. Acute toxicity of arsenic to larvae of four New Zealand freshwater insect taxa. *New Zeal. J. Mar. Freshw. Res.* 51, 443–454. <https://doi.org/10.1080/00288330.2016.1264430>

Chen, Q.Y., Costa, M., 2021. Arsenic: A Global Environmental Challenge. *Annu. Rev. Pharmacol. Toxicol.* 61, 47–63. <https://doi.org/10.1146/annurev-pharmtox-030220-013418>

Ćirić, J., Spirić, D., Baltić, T., Lazić, I.B., Trbović, D., Parunović, N., Petronijević, R., Đorđević, V., 2021. Honey bees and their products as indicators of environmental element deposition. *Biol. Trace Elem. Res.* 199, 2312–2319. <https://doi.org/10.1007/s12011-020-02321-6>

- Croisetie, L., Hare, L., Tessier, A., 2006. A field experiment to determine the relative importance of prey and water as sources of As, Cd, Co, Cu, Pb, and Zn for the aquatic invertebrate *Sialis velata*. *Environ. Sci. Technol* 40, 873–879.
- Custer, T.W., Custer, C.M., Larson, S., Dickerson, K.K., 2002. Arsenic concentrations in house wrens from Whitewood Creek, South Dakota, USA. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 68, 517–524. <https://doi.org/10.1007/s001280285>
- Del Toro, I., Floyd, K., Gardea-Torresdey, J., Borrok, D., 2010. Heavy metal distribution and bioaccumulation in Chihuahuan Desert Rough Harvester ant (*Pogonomyrmex rugosus*) populations. *Environ. Pollut.* 158, 1281–1287. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2010.01.024>
- Del Toro, I., Ribbons, R.R., Pelini, S.L., 2012. The little things that run the world revisited: A review of ant-mediated ecosystem services and disservices (Hymenoptera: Formicidae). *Myrmecological News* 17, 133–146.
- Eeva, T., Belskii, E., Kuranov, B., 2006. Environmental pollution affects genetic diversity in wild bird populations. *Mutat. Res.* 608, 8–15. <https://doi.org/10.1016/j.mrgentox.2006.04.021>
- Eeva, T., Holmström, H., Espín, S., Sánchez-Virosta, P., Klemola, T., 2018. Leaves, berries and herbivorous larvae of bilberry *Vaccinium myrtillus* as sources of metals in food chains at a Cu-Ni smelter site. *Chemosphere* 210, 859–866. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2018.07.099>
- Eeva, T., Sorvari, J., Koivunen, V., 2004. Effects of heavy metal pollution on red wood ant (*Formica s. str.*) populations. *Environ. Pollut.* 132, 533–539. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2004.05.004>
- Eggleton, P., 2020. The state of the world's insects. *Annu. Rev. Environ. Resour.* 45, 61–82. <https://doi.org/10.56687/9781529218046-004>
- Farji-Brener, A.G., Werenkraut, V., 2017. The effects of ant nests on soil fertility and plant performance: a meta-analysis. *J. Anim. Ecol.* 86, 866–877. <https://doi.org/10.1111/1365-2656.12672>
- Fatoki, J.O., Badmus, J.A., 2022. Arsenic as an environmental and human health antagonist: a review of its toxicity and disease initiation. *J. Hazard. Mater. Adv.* 5, 100052. <https://doi.org/10.1016/j.hazadv.2022.100052>
- Genchi, G., Lauria, G., Catalano, A., Carocci, A., Sinicropi, M.S., 2022. Arsenic: a review on a great health issue worldwide. *Appl. Sci.* 12, 6184. <https://doi.org/10.3390/app12126184>
- Gongalsky, K.B., 2006. Bioaccumulation of metals by soil-dwelling insects in a uranium production area. *Eur. J. Soil Biol.* 42, 180–185. <https://doi.org/10.1016/j.ejsobi.2006.07.012>
- Gongalsky, K.B., Chudnyavtseva, I.I., Pokarzhevskii, A.D., Samonov, A.E., Slobodyan, V.Y., 2004. Arsenic bioaccumulation by beetles in an arsenic-rich region. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 72, 1115–1121. <https://doi.org/10.1007/s00128-004-0359-3>
- Green, K., 2008. Migratory bogong moths (*Agrotis infusa*) transport arsenic and concentrate it to lethal effect by estivating gregariously in Alpine regions of the Snowy Mountains of Australia. *Artic. Antart. Alp. Res.* 40, 74–80. [https://doi.org/10.1657/1523-0430\(06-100\)](https://doi.org/10.1657/1523-0430(06-100))
- Hare, L., Tessier, A., Campbell, P.G.C., 1991. Trace element distributions in aquatic insects: variations among genera, elements, and lakes. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 48, 1481–1491. <https://doi.org/10.1139/f91-176>

- Hepp, L.U., Pratas, J.A.M.S., Graça, M.A.S., 2017. Arsenic in stream waters is bioaccumulated but neither biomagnified through food webs nor biodispersed to land. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 139, 132–138. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2017.01.035>
- Irving, E., Lowell, R., Culp, J., Liber, K., Xie, Q., Kerrich, R., 2008. Effects of arsenic speciation and low dissolved oxygen condition on the toxicity of arsenic to a lotic mayfly. *Environ. Toxicol. Chem.* 27, 583–590. <https://doi.org/10.1897/06-617>
- Isbell, F., Balvanera, P., Mori, A.S., He, J.S., Bullock, J.M., Regmi, G.R., Seabloom, E.W., Ferrier, S., Sala, O.E., Guerrero-Ramírez, N.R., Tavella, J., Larkin, D.J., Schmid, B., Outhwaite, C.L., Pramual, P., Borer, E.T., Loreau, M., Omotoriogun, T.C., Obura, D.O., Anderson, M., Portales-Reyes, C., Kirkman, K., Vergara, P.M., Clark, A.T., Komatsu, K.J., Petchey, O.L., Weiskopf, S.R., Williams, L.J., Collins, S.L., Eisenhauer, N., Trisos, C.H., Renard, D., Wright, A.J., Tripathi, P., Cowles, J., Byrnes, J.E.K., Reich, P.B., Purvis, A., Sharip, Z., O'Connor, M.I., Kazanski, C.E., Haddad, N.M., Soto, E.H., Dee, L.E., Díaz, S., Zirbel, C.R., Avolio, M.L., Wang, S., Ma, Z., Liang, J., Farah, H.C., Johnson, J.A., Miller, B.W., Hautier, Y., Smith, M.D., Knops, J.M.H., Myers, B.J.E., Harmáčková, Z. V., Cortés, J., Harfoot, M.B.J., Gonzalez, A., Newbold, T., Oehri, J., Mazón, M., Dobbs, C., Palmer, M.S., 2023. Expert perspectives on global biodiversity loss and its drivers and impacts on people. *Front. Ecol. Environ.* 21, 94–103. <https://doi.org/10.1002/fee.2536>
- Jaffe, B.D., Guédot, C., Ketterer, M., Kok-Yokomi, M.L., Leibe, G., 2019. A caterpillar (*Callopietria floridensis* G. (Lepidoptera: Noctuidae)) accumulates arsenic from an arsenic-hyperaccumulating fern (*Pteris vittata* L.). *Ecol. Entomol.* 44, 480–487. <https://doi.org/10.1111/een.12724>
- Jaffe, B.D., Ketterer, M., Smith, D., 2018. An arsenic hyperaccumulating fern, *Pteris vittata* L. (Pteridaceae) broadly affects terrestrial invertebrate abundance. *Ecol. Entomol.* 43, 76–84. <https://doi.org/10.1111/een.12472>
- Jaffe, B.D., Ketterer, M.E., Hofstetter, R.W., 2016. Arsenic accumulation associated with an arsenic hyperaccumulating Fern, *Pteris vittata* (Polypodiales: Pteridaceae). *Physiol. Ecol.* 1–10. <https://doi.org/10.1093/ee/nvw096>
- Jeyasingham, K., Ling, N., 2000. Acute toxicity of arsenic to three species of New Zealand chironomids: *Chironomus zealandicus*, *Chironomus* sp. a and *Polypedilum pavidus* (Diptera, Chironomidae). *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 64, 708–715. <https://doi.org/10.1007/s001280000061>
- Khangarot, B.S., Ray, P.K., 1989. Sensitivity of midge larvae of *Chironomus tentans* Fabricius (Diptera chironomidae) to heavy metals. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 42, 325–330. <https://doi.org/10.1007/BF01699956>
- Kuehnelt, D., Goessler, W., Schlagenhaufen, C., Irgolic, K.J., 1997. Arsenic compounds in terrestrial organisms III: arsenic compounds in *Formica* sp. from an old arsenic smelter site. *Appl. Organomet. Chem.* 11, 859–867.
- Lavilla, I., Rodríguez-Liñares, G., Garrido, J., Bendicho, C., 2010. A biogeochemical approach to understanding the accumulation patterns of trace elements in three species of dragonfly larvae: evaluation as biomonitors. *J. Environ. Monit.* 12, 724–730. <https://doi.org/10.1039/b920379f>
- Liber, K., Doig, L.E., White-Sobey, S.L., 2011. Toxicity of uranium, molybdenum, nickel, and arsenic to *Hyalella azteca* and *Chironomus dilutus* in water-only and spiked-sediment toxicity tests. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 74, 1171–1179. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2011.02.014>
- Losey, J.E., Vaughan, M., 2006. The economic value of ecological services provided by insects. *Bioscience* 56, 311–323. [https://doi.org/10.1641/0006-3568\(2006\)56\[311:TEVOES\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1641/0006-3568(2006)56[311:TEVOES]2.0.CO;2)

- Mackay, W., Mena, R., Gardea, J., Pingatore, N., 1997. Lack of bioaccumulation of heavy metals in an arthropod community in the Northern Chihuahuan Desert. *J. Kansas Entomol. Soc.* 70, 329–334.
- Martinez, E.A., Moore, B.C., Schaumlöffel, J., Dasgupta, N., 2002. The potential association between menta deformities and trace elements in Chironomidae (Diptera) taken from a heavy metal contaminated river. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 42, 286–291. <https://doi.org/10.1007/s00244-001-0190-0>
- Martinez, E.A., Wold, L., Moore, B.C., Schaumlöffel, J., Dasgupta, N., 2006. Morphologic and growth responses in *Chironomus tentans* to arsenic exposure. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 51, 529–536. <https://doi.org/10.1007/s00244-005-0308-0>
- Mason, R.P., Laporte, J., Andres, S., 2000. Factors controlling the bioaccumulation of mercury, methylmercury, arsenic, selenium, and cadmium by freshwater invertebrates and fish. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 38, 283–297. <https://doi.org/10.1007/s002449910038>
- Mathews, S., Ma, L.Q., Rathinasabapathi, B., Stamps, R.H., 2009. Arsenic reduced scale-insect infestation on arsenic hyperaccumulator *Pteris vittata* L. *Environ. Exp. Bot.* 65, 282–286. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2008.09.010>
- Matin, G., Kargar, N., Buyukisik, H.B., 2016. Bio-monitoring of cadmium, lead, arsenic and mercury in industrial districts of Izmir, Turkey by using honey bees, propolis and pine tree leaves. *Ecol. Eng.* 90, 331–335. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2016.01.035>
- Mogren, C.L., Kiparski, G.R. Von, Parker, D.R., Trumble, J.T., 2012. Survival, reproduction, and arsenic body burdens in *Chironomus riparius* exposed to arsenate and phosphate. *Sci. Total Environ.* 425, 60–65. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2012.03.009>
- Mogren, Christina L, Walton, W.E., Parker, D.R., Trumble, J.T., 2013. Trophic transfer of arsenic from an aquatic insect to terrestrial insect predators. *PLoS One* 8, 1–6. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0067817>
- Mogren, C.L., Walton, W.E., Trumble, J.T., 2014. Tolerance to individual and joint effects of arsenic and *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* or *Lysinibacillus sphaericus* in *Culex* mosquitoes. *Insect Sci.* 21, 477–485. <https://doi.org/10.1111/1744-7917.12046>
- Mogren, Christina L., Webb, S.M., Walton, W.E., Trumble, J.T., 2013. Micro x-ray absorption spectroscopic analysis of arsenic localization and biotransformation in *Chironomus riparius* Meigen (Diptera: Chironomidae) and *Culex tarsalis* Coquillett (Culicidae). *Environ. Pollut.* 180, 78–83. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2013.05.021>
- Monchanin, C., Drujont, E., Devaud, J., Lihoreau, M., Barron, A.B., 2021. Metal pollutants have additive negative effects on honey bee cognition. *J. Exp. Biol.* 1–7. <https://doi.org/10.1242/jeb.241869>
- Monchanin, C., Gabriela de Brito Sanchez, M., Lecouvreux, L., Boidard, O., Méry, G., Silvestre, J., Le Roux, G., Baqué, D., Elger, A., Barron, A.B., Lihoreau, M., Devaud, J.M., 2022. Honey bees cannot sense harmful concentrations of metal pollutants in food. *Chemosphere* 297, 1–19. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.134089>
- Moore, J.W., 1979. Diversity and indicator species as measures of water pollution in a subarctic lake. *Hydrobiologia* 66, 73–80. <https://doi.org/10.1007/BF00019142>
- Moore, J.W., Beaubien, V.A., Sutherland, D.J., 1979. Comparative effects of sediment and water contamination on benthic invertebrates in four lakes. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 23, 840–847. <https://doi.org/10.1007/BF01770052>

- Mori, C., Orsini, A., Migon, C., 1999. Impact of arsenic and antimony contamination on benthic invertebrates in a minor Corsican river. *Hydrobiologia* 392, 73–80. <https://doi.org/10.1023/A:1003597122752>
- Moriarty, M.M., Koch, I., Gordon, R.A., Reimer, K., 2009. Arsenic speciation of terrestrial invertebrates. *Environ. Sci. Technol* 43, 4818–4823.
- Morrissey, C.A., Albert, C.A., Dods, P.L., Cullen, W.R., Lai, V.W., Elliott, J., 2007. Arsenic accumulation in bark beetles and forest birds occupying mountain pine beetle infested stands treated with monosodium methanearsonate. *Environ. Sci. Technol* 41, 1494–1500.
- Nasr, E.E., Algefare, A.I., Al-Gabri, N.A., Khater, Z.Z., 2021. Enzymatic disturbances of the Egyptian beetle, *Blaps polychresta* (Forskål, 1775), as environmental indicators of heavy metal pollution of agricultural soils. *Ann. Agric. Sci.* 66, 63–74. <https://doi.org/10.1016/j.aosas.2021.05.001>
- Nasr, E.E., Khater, Z.Z., Zelenakova, M., Vranayova, Z., Abu-Hashim, M., 2020. Soil physicochemical properties, metal deposition, and ultrastructural midgut changes in ground beetles, *Calosoma chlorostictum*, under agricultural pollution. *Sustainability* 12, 1–16. <https://doi.org/10.3390/su12124805>
- Nichols, E., Spector, S., Louzada, J., Larsen, T., Amezquita, S., Favila, M.E., 2008. Ecological functions and ecosystem services provided by Scarabaeinae dung beetles. *Biol. Conserv.* 141, 1461–1474. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2008.04.011>
- Nyffeler, M., Şekercioğlu, Ç.H., Whelan, C.J., 2018. Insectivorous birds consume an estimated 400–500 million tons of prey annually. *Sci. Nat.* 105, 13. <https://doi.org/10.1007/s00114-018-1571-z>
- Patel, K.S., Pandey, P.K., Martín-Ramos, P., Corns, W.T., Varol, S., Bhattacharya, P., Zhu, Y., 2023. A review on arsenic in the environment: contamination, mobility, sources, and exposure. *RSC Adv.* 13, 8803–8821. <https://doi.org/10.1039/d3ra00789h>
- Poulton, B.C., Monda, D.P., Woodward, D.F., Wildhaber, M.L., Brumbaugh, W.G., 1995. Relations between benthic community structure and metals concentrations in aquatic macroinvertebrates: Clark Fork River, Montana. *J. Freshw. Ecol.* 10, 277–293. <https://doi.org/10.1080/02705060.1995.9663447>
- Proulx, I., Hare, L., Dupré, B., 2019. Is it justifiable to pool *Chironomus* species in trace element contamination studies? *Environ. Toxicol. Chem.* 38, 145–159. <https://doi.org/10.1002/etc.4294>
- Rainbow, P.S., Hildrew, A.G., Smith, B.D., Geatches, T., Luoma, S.N., 2012. Caddisflies as biomonitors identifying thresholds of toxic metal bioavailability that affect the stream benthos. *Environ. Pollut.* 166, 196–207. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2012.03.017>
- Ramos-Morales, P., Rodriguez-Arnaiz, R., 1995. Genotoxicity of two arsenic compounds in germ cells and somatic cells of *Drosophila melanogaster*. *Environ. Mol. Mutagen.* 288–299.
- Rathinasabapathi, B., Rangasamy, M., Froeba, J., Cherry, R.H., McAuslane, H.J., Capinera, J.L., Srivastava, M., Ma, L.Q., 2007. Arsenic hyperaccumulation in the Chinese brake fern (*Pteris vittata*) deters grasshopper (*Schistocerca americana*) herbivory. *New Phytol.* 175, 363–369. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2007.02099.x>
- Reboloso-Hernández, C., Vallejo-Pérez, M., Razo-Soto, I., Díaz-Barriga, F., Carrizales-Yáñez, L., 2023. Mercury entomotoxicology. *Chemosphere* 311, 136965. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.136965>

Rebollosa-Hernández, C.A., Carrizales-Yáñez, L., Vallejo-Pérez, M.R., Cruz-Labana, J.D., 2024a. Primer reporte sobre la minería como amenaza para *Liometopum apiculatum* (Himenóptera: Formicidae) en el Altiplano Potosino. *Rev. la Soc. Entomológica Argentina* 83, 47–53.

Rebollosa-Hernández, C.A., Vallejo-Pérez, M.R., Carrizales-Yáñez, L., Garrigos-Lomelí, G.J., Razo-Soto, I., Diaz-Barriga, F., 2024b. Arsenic and mercury exposure in different insect trophic guilds from mercury mining areas in Mexico. *Environ. Monit. Assess.* 196. <https://doi.org/10.1007/s10661-024-12571-9>

Rizki, M., Kossatz, E., Velázquez, A., Creus, A., Farina, M., Fortaner, S., Sabbioni, E., Marcos, R., Gene, D. De, 2006. Metabolism of arsenic in *Drosophila melanogaster* and the genotoxicity of dimethylarsinic acid in the *Drosophila* wing spot test. *Environmental Mol. Mutagen.* 47, 162–168. <https://doi.org/10.1002/em>

Rosenberg, Y., Bar-On, Y.M., Fromm, A., Ostikar, M., Shoshany, A., Giz, O., Milo, R., 2023. The global biomass and number of terrestrial arthropods. *Sci. Adv.* 9, 1–12. <https://doi.org/10.1126/sciadv.abq4049>

Sanders, H.O., Cope, O.B., 1968. The relative toxicities of several pesticides to naiads of three species of stoneflies. *Limnol. Oceanogr.* 13, 112–117. <https://doi.org/10.4319/lo.1968.13.1.0112>

Schlesinger, W.H., Klein, E.M., Vengosh, A., 2022. The global biogeochemical cycle of arsenic. *Global Biogeochem. Cycles* 36. <https://doi.org/10.1029/2022GB007515>

Seibold, S., Rammer, W., Hothorn, T., Seidl, R., Ulyshen, M.D., Lorz, J., Cadotte, M.W., Lindenmayer, D.B., Adhikari, Y.P., Aragón, R., Bae, S., Baldrian, P., Barimani Varandi, H., Barlow, J., Bäessler, C., Beauchêne, J., Berenguer, E., Bergamin, R.S., Birkemoe, T., Boros, G., Brandl, R., Brustel, H., Burton, P.J., Cakpo-Tossou, Y.T., Castro, J., Cateau, E., Cobb, T.P., Farwig, N., Fernández, R.D., Firn, J., Gan, K.S., González, G., Gossner, M.M., Habel, J.C., Hébert, C., Heibl, C., Heikkala, O., Hemp, A., Hemp, C., Hjältén, J., Hotes, S., Kouki, J., Lachat, T., Liu, J., Liu, Y., Luo, Y.H., Macandog, D.M., Martina, P.E., Mukul, S.A., Nachin, B., Nisbet, K., O'Halloran, J., Oxbrough, A., Pandey, J.N., Pavlíček, T., Pawson, S.M., Rakotondranary, J.S., Ramanamanjato, J.B., Rossi, L., Schmidl, J., Schulze, M., Seaton, S., Stone, M.J., Stork, N.E., Suran, B., Sverdrup-Thygeson, A., Thorn, S., Thyagarajan, G., Wardlaw, T.J., Weisser, W.W., Yoon, S., Zhang, N., Müller, J., 2021. The contribution of insects to global forest deadwood decomposition. *Nature* 597, 77–81. <https://doi.org/10.1038/s41586-021-03740-8>

Skaldina, O., Cizek, R., Peräniemi, S., Kolehmainen, M., Sorvari, J., 2020. Facing the threat: common yellowjacket wasps as indicators of heavy metal pollution. *Environ. Sci. Pollut. Res.* 27, 29031–29042.

Spehar, R.L., Fiandt, J.T., Anderson, R.L., DeFoe, D.L., 1980. Comparative toxicity of arsenic compounds and their accumulation in invertebrates and fish. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 9, 53–63. <https://doi.org/10.1007/BF01055499>

Stephens, R.E., Gallagher, R. V., Dun, L., Cornwell, W., Sauquet, H., 2023. Insect pollination for most of angiosperm evolutionary history. *New Phytol.* 240, 880–891. <https://doi.org/10.1111/nph.18993>

van der Fels-Klerx, H.J., Camenzuli, L., Van Der Lee, M.K., Oonincx, D.G.A.B., 2016. Uptake of cadmium, lead and arsenic by *Tenebrio molitor* and *Hermetia illucens* from contaminated substrates. *PLoS One* 11, 1–13. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0166186>

- Vukasinovic-Pesic, V., Djikanovic, M., Blagojevic, N., Rajakovic, L., 2005. The source, characteristics and distribution of arsenic in the environment. *Chem. Ind. Chem. Eng. Q.* 11, 44–48. <https://doi.org/10.2298/ciceq0501044v>
- Wagemann, R., Snow, N.B., Rosenberg, D.M., Lutz, A., 1978. Arsenic in sediments, water and aquatic biota from lakes in the vicinity of Yellowknife, Northwest territories, Canada. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 7, 169–191.
- Wan, X., Lei, M., Chen, T., 2021. Concentration and speciation of arsenic in an insect feeding on the leaves of *Pteris vittata*. *Soil Ecol. Lett.* 3, 279–287. <https://doi.org/10.1007/s42832-021-0091-5>
- Wayland, M., Crosley, R., 2006. Selenium and other trace elements in aquatic insects in coal mine-affected streams in the Rocky Mountains of Alberta, Canada. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 50, 511–522. <https://doi.org/10.1007/s00244-005-0114-8>
- Zaman, K., MacGill, R.S., Johnson, J.E., Ahmad, S., Pardini, R.S., 1995. An insect model for assessing oxidative stress related to arsenic toxicity. *Arch. Insect Biochem. Physiol.* 29, 199–209.
- Zaman, K., Pardini, R.S., 1995. An insect model for assessing arsenic toxicity: Arsenic elevated glutathione content in the *Musca domestica* and *Trichoplusia ni*. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 55, 845–852. <https://doi.org/10.1007/BF00209463>
- Zarić, N.M., Braeuer, S., Goessler, W., 2022. Arsenic speciation analysis in honey bees for environmental monitoring. *J. Hazard. Mater.* 432, 1–6. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2022.128614>
- Zhou, X., Taylor, M.P., Davies, P.J., 2018. Tracing natural and industrial contamination and lead isotopic compositions in an Australian native bee species. *Environ. Pollut.* 242, 54–62. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2018.06.063>

CAPITULO 4. LA ENTOMOTOXICOLOGÍA DEL MERCURIO

4.1 Cite

Reboloso-Hernández, C. A., Vallejo-Pérez, M. R., Razo-Soto, I., Díaz-Barriga Martínez, F., & Carrizales-Yáñez, L. (2023). Mercury entomotoxicology. *Chemosphere*, 311(Pt 1), 136965. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.136965>

4.2 Introduction

Entomofauna refers to invertebrate animals belonging to the Class Insecta, which are morphologically characterized by having the body divided into three sections (head, thorax, and abdomen), the head contains a pair of compound eyes, antennae, maxillae and mandibles, the thorax has the locomotor appendages (three pairs of legs and two or one pair of wings), and the abdomen contains the reproductive organs and other systems (Triplehorn and Johnson, 2004). The loss of entomofauna is a problem that has become visible in recent decades (Wagner et al., 2021), the monitored entomofauna indicates that 37% is decreasing, one third is at risk of extinction and each year approximately 1% is added to the list of declining insects (Sánchez-Bayo and Wyckhuys, 2020, 2019). This problem is relevant because the disappearance of entomofauna would affect ecosystem processes such as: food supply, pollination, predation, soil formation and conservation, decomposition, and seed dispersal (Cardoso et al., 2020). Chemical contamination is the second most important cause of entomofauna decline (Sánchez-Bayo and Wyckhuys, 2019), however, it is not known which chemicals can lead to entomofauna loss because the research on this subject are reviews of population monitoring where the threat is generally agrochemicals (Sánchez-Bayo and Wyckhuys, 2019).

Sánchez-Bayo and Wyckhuys (2019) highlighted the need to identify which industrial pollutants pose risks to entomofauna. The way in which it has been defined if a chemical is a threat to insects has been the review of population monitoring in contaminated sites and many industrial pollutants lack this type of studies, so an alternative is necessary to solve this need (Sánchez-Bayo and Wyckhuys, 2020). Entomotoxicological reviews, that is, the study of toxicokinetic, toxicity and biogeochemistry of chemical substances in insects, are an alternative to define if a chemical substance is toxic to entomofauna and thus represents risk to insects.

Mercury is one of the most important industrial chemical threats. It is an element occurs in elemental form (Hg^0), inorganic forms such as Hg^{1+} or Hg^{2+} , and organic compounds such as MeHg (Broussard et al., 2002). Mercury is a widely distributed, non-essential, persistent, and biomagnifiable metal. Such is its importance that the Minamata Convention was created with the aim of protecting health

and the environment from emissions and releases of mercury and its compounds (ONU Medio Ambiente, 2017). Furthermore, it is unknown if mercury represents risks to the entomofauna.

This is the first review of the mercury entomotoxicology. The exposure, absorption, distribution, biotransformation, and excretion pathways of mercury in aquatic and terrestrial insects are presented. It also describes the molecular mechanisms of toxicity, cellular and organ effects, alterations in development, reproduction, and neurotoxicity, as well as the modifications caused in insect populations and communities. Likewise, the participation of insects in the mercury cycle of aquatic and terrestrial ecosystems is characterized.

According to the above, the objective of the present work was to carry out an exhaustive literature review on the entomotoxicology of mercury, to support whether the exposure of insects to mercury implies a potential risk. The review is divided into three sections: i) toxicokinetic, ii) toxicity and iii) the mercury cycle.

4.3 Toxicokinetic

Insects can be exposed to mercury through ingestion of food (Hussain and Jamil, 1990; Lindqvist et al., 1995; Schmidt et al., 1991) or environmental matrices (Odin et al., 1995; Saouter et al., 1993; Schmidt and Ibrahim, 1994; Schmidt et al., 1991), tracheal respiration (Wilson and Mittler, 1987) and gill respiration (Saouter et al., 1993). Tracheal respiration is the least studied. Whether through ingestion or gill respiration, organic forms are better absorbed, bioaccumulated and distributed than inorganic forms (Diouf et al., 2019; Lindqvist et al., 1995; Lindqvist and Block, 1997; Saouter et al., 1993).

Saouter et al., (1993) analyzed the distribution of mercury in aquatic insects by exposing *Hexagenia rigida* (Ephemeroptera: Ephemeridae) nymphs to sediment or water contaminated with MeHg or HgCl₂. The distribution of MeHg from sediment was as follows: 19% in "liquid fraction" (hemolymph, organ fragments), 17% in intestine, 7% in head, 6% in legs, 5% in gills, 2% in Malpighian tubules and 45% in "rest of body" (skin, adipose tissue, nervous system and tracheal system). The distribution of MeHg in insects exposed to contaminated water was: 21% in gills, 16% in intestine, 9% in "liquid fraction", 6% in head, 5% in legs, 2% in Malpighian tubules and 41% in "rest of body". The distribution of HgCl₂ in insects exposed to contaminated sediment was: 43% in intestine, 29% in "liquid fraction", 7% in legs, 4% in head, 3% in gills and 14% in "rest of body". Finally, the distribution of HgCl₂ in insects exposed to contaminated water was: 50% in gills, 15% in "liquid fraction", 6% in intestine, 3% in head, 2% in legs, 1% in Malpighi tubes and 22% in "rest of body".

Regarding the distribution and accumulation of mercury in terrestrial insects, the highest levels occur in the abdomen, thorax, and head (Nuorteva and Nuorteva, 1982; Schmidt and Ibrahim, 1994; Zheng et al., 2008). Adults of *Aiolopus thalassinus* (Orthoptera: Acrididae) exposed to soil contaminated with HgCl₂ showed the following distribution: 49.4% in male gonads, 19.8% in wings, 16.5% in intestine and its contents, 5.4% in head, 5.0% in ovaries, 2.6% in thorax and 1.3% in abdomen integument (Schmidt and Ibrahim, 1994). In addition, in adults of *Lucilia illustris* (Diptera: Calliphoridae) exposed to MeHg through food, the highest concentrations were recorded in the mid- and hindgut (6.3 mg/kg), abdominal fat (5.7 mg/kg), and Malpighian tubules (5.5 mg/kg), while in the foregut (3.4 mg/kg), flight muscles (2.6 mg/kg), legs (1.7 mg/kg), and wings (0.6 mg/kg) the contents were lower (Nuorteva and Nuorteva, 1982).

The intestine of terrestrial insects is one of the organs that accumulates more mercury when insects are exposed through ingestion (Chen et al., 2016) and the ileum is the specific part where such accumulation occurs; in the ileum the HgCl₂ of the soluble phase is bound to metallothioneins and that of the insoluble phase is stored inside lysosomes in the form of polymerized metallothionein (Bouquegneau et al., 1985).

The gut of terrestrial insects may favor HgCl₂ methylation due to the existence of SRB (Rodríguez et al., 2017). Limper et al., (2008) evaluated the production of MeHg from HgCl₂ in the gut of *Mastotermes darwiniensis* (Blattodea: Mastotermitidae), which harbors BSR in its gut. After feeding HgCl₂-enriched sawdust at concentrations ranging from 23 to 150 mg/kg to organisms of this species for 14 days, tissue MeHg values increased from 15.9 to 53.8 µg/kg dry weight, respectively; 7% of Hg_{Total} of the termites was MeHg. Because MeHg was not detected in the feed, the increase in MeHg levels was associated with *in vivo* methylation of HgCl₂. *Desulfovibrio intestinalis* was identified as part of the intestinal microbiota of *M. darwiniensis* capable of methylating HgCl₂.

Metamorphosis is involved in mercury excretion in hemimetabolous and holometabolous insects.

The exuvia shed by hemimetabolous insects during metamorphosis represents a pathway for mercury elimination. In the exuvia of *Cryptotympana atrata* (Homoptera: Cicadidae) average Hg_{Total} concentrations of 0.50 mg/kg dry weight were determined, of which 2.77% was MeHg (Zheng et al., 2010).

Holometabolous insects excrete mercury during their different stages of development. Hg(NO₃)₂ and MeHg contents in *Tenebrio molitor* larvae (Coleoptera: Tenebrionidae) decreased by 30 and 15% when larvae transformed into pupae, respectively (Lindqvist and Block, 1997). However, the former

was less evident among larvae and pupae of *L. illustris* (Nuorteva et al., 1980; Nuorteva and Nuorteva, 1982).

Adult stages of holometabolous insects have lower mercury levels than previous immature stages. MeHg and Hg(NO₃)₂ levels in *T. mollitor* decreased by approximately 50 and 75% after 27 days of becoming adults, respectively (Lindqvist and Block, 1997). The difference between the magnitudes of MeHg and Hg(NO₃)₂ elimination in adult *T. mollitor* was attributed to the poor ability of inorganic mercury to penetrate the gut epithelium since when the epithelial cells are renewed inorganic mercury is shed into the midgut lumen and discarded (Lindqvist and Block, 1997). On the other hand, Hg_{Total} levels in *L. illustris* and *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae) were reduced by half after one week when they became adults (Nuorteva et al., 1980; Nuorteva and Nuorteva, 1982; Ramel and Magnusson, 1967). In addition, mercury levels in adults of *Chironomus riparius* (Diptera: Chironomidae) were 71% lower than those determined in larvae (Rossaro et al., 1986). It has been proposed that the decrease in mercury levels in adults a few days after emergence occurs due to the excretion of meconium (Nuorteva and Nuorteva, 1982).

Eggs and feces are routes of elimination of mercury in insects since its presence has been detected in eggs of *D. melanogaster* (Ramel and Magnusson, 1967) and *A. thalassinus* (Schmidt et al., 1991), as well as in fecal pellets of *T. mollitor* (Nuorteva and Nuorteva, 1982).

Weight and size are variables that influence mercury contents in insects. Zhen et al., (2010) report that body concentrations of Hg_{Total} and MeHg were higher in adult males of *C. atrata* than in females, which weighed more than twice as much. In adults of *H. bilineata* (Ephemeroptera: Ephemeridae) the median body burdens were 3.0 and 1.6 ng Hg_{Total} in females and males, correspondingly, because the body mass of females was 2.5 times higher (Dukerschein et al., 1992). Hg_{Total} accumulation in *Locusta migratoria manilensis* (Orthoptera: Acrididae) decreased with increasing size, whereas in *Acrida chinensis* (Orthoptera: Acrididae) concentrations varied with body length (Zheng et al., 2008). However, MeHg concentrations increased with size in these Orthoptera (Zheng et al., 2008).

The available reports indicates that studies on the toxicokinetics of Hg⁽⁰⁾ are scarce, which is very important since Hg⁽⁰⁾ is the predominant form in which mercury is released into the environment from anthropogenic sources, and most of it is emitted into the atmosphere in the form of Hg⁽⁰⁾ vapor (Morel et al., 1998). It is acknowledged that 95% of atmospheric mercury is found as Hg⁽⁰⁾ vapor (Morel et al., 1998) thus it represents the main mercury species to which humans and animals would be exposed through inhalation (Lyman et al., 2020), which surely is the same case for insects. It could be possible that emerged insects that live on surface of bodies of waters are exposed to Hg⁽⁰⁾ vapor since

concentrations of Hg⁽⁰⁾ are higher near the air-water interface (Morel et al., 1998). Likewise, in terrestrial environments, the highest concentrations of Hg⁽⁰⁾ vapor have been recorded in the topsoil (Schlüter 2000). Thus, it is possible that the exposure to Hg⁽⁰⁾ vapor could not be negligible for aquatic or terrestrial insects. In addition, a significant amount of Hg⁽⁰⁾ in liquid state is released to soil or natural waters by mining, mineral processing (Navarro 2008) and accidental spills (Arana-Zegarra 2009). The presence of Hg⁽⁰⁾ in the liquid phase could be significant for sites contaminated by spills, mercury mines or gold-silver processing by amalgamation where even decades after liquid Hg⁽⁰⁾ was released into soil, it can remain as visible Hg⁽⁰⁾ liquid globules (Davis et al., 1997). It is clear that the presence of liquid or aqueous Hg⁽⁰⁾ is not generally considered relevant in exposure studies for humans or animals due to its low bioavailability and toxicity, however, according to the results of this review, there is still not enough information to confirm whether this would be the same case for insects.

In summary, the following can be established with respect to toxicokinetics. Routes of exposure include gill and tracheal respiration in aquatic and terrestrial taxa, respectively, in addition to ingestion. Organic forms of mercury are better absorbed, distributed and bioaccumulated than inorganic forms. Mercury is distributed to different organs, but those that absorb it accumulate the most. These animals can biotransform mercury, for example, by methylating HgCl₂ in the intestine by the action of SRB. In relation to excretion, this occurs through exuvia, faeces and eggs. Finally, the weight and size of insects are generally positively related to their mercury content.

4.4 Toxicity

4.4.1 Acute and chronic toxicity

[Table 1](#) summarizes the different studies focused on the measurement of mercury acute and chronic toxicity in insects. There are several biases regarding acute and chronic toxicity tests. First, they have focused on Diptera and only Zaman et al., (1994) have worked with *Trichopusia ni* (Lepidoptera: Noctuidae). Secondly, the immature stages have received the most attention, since only Zaman et al., (1994) have evaluated adult insects of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). Thirdly, this type of research is scarce in terrestrial insects, since only the following have been studied: *Megaselia scalaris* (Diptera: Phoridae) (Jensen et al., 2006), *T. ni* y *M. domestica* (Zaman et al., 1994); in aquatic insects, the LC₅₀ (Mean Lethal Concentration) of HgCl₂ in dipteran larvae has been mainly estimated, which fluctuates between 30 and 3,260 µg/L without considering the exposure frequency. Finally, the toxicity parameter that has been commonly quantified is the LC₅₀ and only a couple of studies have evaluated chronic toxicity in aquatic larvae of *C. riparius* (Azevedo-Pereira and Soares, 2010;

Rodrigues et al., 2013a). In addition, it is worth mentioning the work done by Vedamanikan and Shazilli (2008), which reported resistance in aquatic larvae of *Chironomus plumosus* (Díptera: Chironomidae) and *Culicoides furens* (Díptera: Ceratopogonidae) exposed to HgCl₂. Mercury resistance developed when successive generations of larvae were exposed to HgCl₂ water, but then was lost when they were no longer exposed.

4.4.2 Biochemical effects

Oxidative stress has been studied by evaluating enzymatic and non-enzymatic antioxidants, ROS and membrane lipid damage. Antioxidant enzymes affected in insects by mercury exposure include superoxide dismutase, responsible for the dismutation of superoxide anion, peroxidase, catalase, and glutathione peroxidase that convert H₂O₂ to H₂O and other substances, and glutathione S-transferase and glutathione reductase that utilize glutathione for detoxification ([Table 2](#)). Furthermore, in *Nauphoeta cinerea* (Blattodea: Blaberidae) nymph exposed to HgCl₂ and MeHg through food or water ingestion, thiol contents decreased, while hydroperoxides, ROS and TBARS (Adedara et al., 2015, 2016; Piccoli et al., 2020; Rodrigues et al., 2013b). Exposure to HgCl₂ through food intake also increased ROS and TBARS levels in adult *D. melanogaster* (Paula et al., 2012). According to Chen et al., (2016) oxidative stress can produce effects in organs that bioaccumulate it, for example, after these authors exposed adults of *D. melanogaster* to HgCl₂ through ingestion, it was observed that mercury was retained within midgut and as a consequence ROS was locally overproduced and the apoptotic epithelial cell were increased, which finally provoked the tissue regeneration through accelerated proliferation and differentiation of the intestinal stem cells.

Acetylcholinesterase activity has been evaluated in several taxa. This enzyme activity decreased in nymphs of *N. cinerea* after exposure to a MeHg-enriched diet (Adedara et al., 2015, 2016; Piccoli et al., 2020), the same occurred in adults of *D. melanogaster* when exposed to HgCl₂ through food intake (Paula et al., 2012), and in *A. thalassinus* cholinesterase activity suffered the same effect when it ingested food contaminated with HgCl₂ (Schmidt and Ibrahim 1994).

Mercury affects protein metabolism in insects. In adults of *Neochetina eichhornae* (Coleóptera: Brachyceridae) that fed on leaves contaminated with HgCl₂, the protein patterns in gel electrophoresis changed, since new protein bands appeared, and the intensity of others was reduced (Hussain and Jamil, 1992). In addition to this, the total content of protein decreased, but total amino acid content and alanine and aspartate aminotransferase enzyme activities increased (Hussain and Jamil, 1990).

Table 1. Acute and chronic toxicity tests carried out in insects exposed to mercury

Order	Species	Parameter	Exposure	Duration of exposure	Mercury species	Value	Reference
Immature state							
Diptera	<i>Aedes aegypti</i>	LC ₅₀	Water exposure	48 h	HgCl ₂	290 µg/L	(Abbasi et al., 1988)
	<i>Chironomus plumosus</i> ¹	LC ₅₀	Water exposure	96 h	HgCl ₂	300 µg/L	(Vedamanikam and Shazilli, 2008)
	<i>Chironomus plumosus</i> ²			96 h		300 µg/L	
	<i>Chironomus plumosus</i> ³			96 h		600 µg/L	
	<i>Chironomus plumosus</i> ⁴			96 h		900 µg/L	
	<i>Chironomus plumosus</i> ⁵			96 h		1050 µg/L	
	<i>Chironomus plumosus</i> ⁶			96 h		1200 µg/L	
	<i>Chironomus plumosus</i> ^{9*}			96 h		400 µg/L	
	<i>Chironomus riparius</i>	LC ₅₀	Water exposure (Intermittent flow test)	24 h	HgCl ₂	1074 µg/L	(Rossaro et al., 1986)
				48 h		316 µg/L	
				72 h		100 µg/L	
			Water exposure (Static test)	24 h		1028 µg/L	
				48 h		750 µg/L	
				72 h		547 µg/L	
	<i>Chironomus riparius</i>	LC ₅₀	Water exposure	48 h	HgCl ₂	3260 µg/L	(Azevedo-Pereira and Soares, 2010)
	<i>Chironomus riparius</i>	EC ₅₀ ^a	Water exposure	24 h	HgCl ₂	2290 µg/L	(Rodrigues et al., 2013a)
				48 h		1580 µg/L	
	<i>Chironomus riparius</i>	LOEC ^b	Water exposure	192 h	HgCl ₂	40.88 µg/L	(Azevedo-Pereira and Soares, 2010)
		LOEC ^c		432 h		78.41 µg/L	
		LOEC ^d		432 h		40.88 µg/L	
		LOEC ^e		96 h		149.35 µg/L	
				240 h		40.88 µg/L	
		LOEC ^f		96 h		21.20 µg/L	
	<i>Culex quinquefasciatus</i>	LC ₅₀	Water exposure	264 h	CH ₃ HgCl	42 µg/L	(Jensen et al., 2007)
	<i>Culicoides furens</i> ¹	LC ₅₀	Water exposure	96 h	HgCl ₂	30 µg/L	(Vedamanikam and Shazilli, 2008)
	<i>Culicoides furens</i> ²			96 h		40 µg/L	
	<i>Culicoides furens</i> ³			96 h		60 µg/L	
<i>Culicoides furens</i> ⁴			96 h		100 µg/L		
<i>Culicoides furens</i> ⁵			96 h		110 µg/L		
<i>Culicoides furens</i> ⁶			96 h		110 µg/L		
<i>Culicoides furens</i> ^{9*}			96 h		100 µg/L		
<i>Megaselia scalaris</i>	LC ₅₀	Food ingestion	Without specify	CH ₃ HgCl	22 mg/kg	(Jensen et al., 2006)	
Lepidoptera	<i>Trichoplusia ni</i>	LC ₅₀	Food ingestion	48 h	Hg ₂ Cl ₂	5.15 % (p/p)	(Zaman et al., 1994)
					HgCl ₂	0.96 % (p/p)	
		LD ₅₀			Hg ₂ Cl ₂	51 mg/g	
					HgCl ₂	2.1 mg/g	
Adult state							
Diptera	<i>Musca domestica</i>	LC ₅₀	Water ingestion	120 h	Hg ₂ Cl ₂	1.17 % (p/v)	(Zaman et al., 1994)
				120 h	HgCl ₂	0.38 % (p/v)	

^a Immobilization, ^b Growth, ^c Ratio emergence, ^d Development time, ^e Loss locomotion, ^f Loss locomotion.

^{1, 2, 3, 4, 5, 6, 9} Indicate the generation.

*Generation exposed to mercury after the last two ceased to be exposed.

Genetic effects of insects exposed to mercury have been studied through chromosomal aberrations, mutations, DNA damage, and gene expression. In aquatic larvae of *Anopheles stephensi* (Diptera: Culicidae) exposure to HgCl₂ increased the percentage of structural chromosomal aberrations (inversions, translocations, breaks and deletions) in the polytene chromosome and the frequency of asynapsis in the X chromosome of females (Sharma et al., 1988). In *D. melanogaster* the mercury-containing fungicide Ceresan was mutagenic since it caused significant increase in the frequency sex-linked recessive lethals genes (Gayathri and Krishnamurthy, 1985; Mathew and Al-Doori, 1976). Female adults of *D. melanogaster* accumulated HgCl₂ and showed DNA damage in their ovaries (Mojica-Vázquez et al. 2019). Regarding the gene expression, the following works have been addressed with larvae of *D. melanogaster* exposed to MeHg. Frat et al., (2021) determined that MeHg deregulated genes involved in hormone, heat-shock proteins and cellular stress signaling pathways. Montgomery et al., (2014) found that the elevated expression of the glutamate-cysteine ligase gives resistance to MeHg toxicity. Mahapatra et al., (2010) recognized to expression of the cytochrome P450 gene family as a mechanism of tolerance to MeHg toxicity, and Mahapatra and Rand (2012) identified to Turandot A as a MeHg tolerance gene. MeHg also provokes the overexpression of genes in pupae of *D. melanogaster*, for example, the downstream transcriptional repressor Enhancer of Split mdelta (Prince and Rand, 2018). Other study observed that the expression of a copper importer gene counteracts mercury toxicity (Balamurugan et al., 2009). In larvae, pupae and adults of *Formica aquilonia* (Himenóptera: Formicidae) exposed to MeHg- contaminated carrion, their adenosine monophosphate (AMP) levels increased, and adenosine triphosphate (ATP) levels decreased, resulting in a decrease in the adenylate energy charge rate (Migula et al., 1997). Mercury also influences cell death in *D. melanogaster* adults exposed to HgCl₂, which induced phosphorylation of the mitogen-activated protein kinases (MAPKs) JNK and ERK, without altering p38^{MAPK}, and the concentrations of these kinases. In parallel, HgCl₂ induced gene PARP cleavage in a 89 kDa fragment, suggesting the triggering of apoptotic cell death (Paula et al., 2012).

In summary, research conducted at the biochemical level indicates the following with respect to the molecular mechanisms of toxicity. In insects, mercury causes alterations that include: oxidative stress, enzymatic disruption, alterations in neurotransmitter and protein metabolism, genotoxicity, cell death and modifications in cellular energy status. The available information allows us to describe at least how oxidative stress, enzymatic disruption and DNA damage occur in general. Oxidative stress is the best documented molecular mechanism and can be attributed to the production of ROS, suppression of antioxidant enzymes, decrease of non-enzymatic antioxidant contents, which trigger cellular damage such as lipid peroxidation, DNA damage or apoptosis. Regarding the decrease of enzymatic activities, it is possible that this is due to the interaction of mercury with cysteine residues as it

happens with acetylcholinesterase (Frasco et al., 2007; Piccoli et al., 2020). Effects on genetic material manifest as chromosomal aberrations, mutations, DNA damage and overexpression of genes related to tolerance or resistance to mercury toxicity.

Table 2. Enzymes affected in insects exposed to mercury

Order	Species	Exposure	Mercury species	Enzyme	Effect on activity	Reference
Immature stage						
Blattodea	<i>Nauphoeta cinerea</i>	Food ingestion	CH ₃ HgCl	GST AChE	Increase Decrease	(Piccoli et al., 2020)
		Water ingestion	HgCl ₂	TrxR	Decrease	(Rodrigues et al., 2013b)
	<i>Nauphoeta cinerea</i>	Food ingestion	CH ₃ HgCl	PX GST CAT AChE CAT	Decrease	(Adedara et al., 2016)
		Food ingestion	CH ₃ HgCl	GST AChE	Decrease	(Adedara et al., 2015)
Diptera	<i>Pteronarcys californica</i>	Water exposure	HgCl ₂	GST GAPDH	Decrease	(Elder and Gaufin, 1974)
Hymenoptera	<i>Apis cerana cerana</i>	Food ingestion	CH ₃ HgCl C ₆ H ₆ HgCl	GST	Increase	(Yu et al., 2012)
Lepidoptera	<i>Trichoplusia ni</i>	Food ingestion	Hg ₂ Cl ₂	SOD	Increase	(Zaman et al., 1994)
		Food ingestion	Hg ₂ Cl ₂	GSTPX GR	Decrease	
				HgCl ₂	SOD CAT	Increase
					GSTPX GR GST	Decrease
Adult stage						
Coleoptera	<i>Neochetina eichhornae</i>	Food ingestion	HgCl ₂	AIAT	Increase	(Hussain and Jamil, 1990)
Diptera	<i>Musca domestica</i>	Water ingestion	Hg ₂ Cl ₂	AAT SOD CAT GST	Increase	(Zaman et al., 1994)
			HgCl ₂	SOD CAT GST		
	<i>Drosophila melanogaster</i>	Food ingestion	HgCl ₂	GSTPX SOD	Decrease	(Paula et al., 2012)
Orthoptera	<i>Aiolopus thalassinus</i>	Food ingestion	HgCl ₂	GST AChE ChE	Decrease	(Schmidt and Ibrahim, 1994)

GAPDH: Glyceraldehyde-3-phosphate dehydrogenase; SOD: Superoxide dismutase; CAT: Catalase; GST: Glutathione S-transferase; GSTPX: Glutathione Peroxidase; AChE: Acetylcholinesterase; ChE: Cholinesterase; GR: Glutathione reductase; AIAT: Alanine aminotransferase; AAT: Aspartate aminotransferase; TrxR: Thioredoxin reductase; PX: Peroxidase.

4.4.3 Effects on cellular, tissue, organ, and organism level

Mercury toxicity at the cellular and tissue levels was evaluated in adults of two orthopteran species. Exposure to HgCl₂ caused *A. thalassinus* fat bodies to shrink, the number of adipose lobules to decrease, and oocytes to degenerate (Schmidt et al., 1992). HgCl₂ reduced the volume of fat bodies in *L. migratoria*, degenerated oocytes and follicular cells, delayed maturation of genital ducts and in males' adipose lobules were reduced and lacked lipid granules (Martoja et al., 1983). In adults of *D.*

melanogaster, HgCl₂ raised ROS and cell death, which led to impair integrity of the midgut epithelium and allowed more HgCl₂ to pass the wounded region into the animal body (Chen et al., 2016).

The presence of deformities in mature and immature insects is another effect of mercury. Skinner and Bennett (2007) reported gill alterations, such as wrinkling or dimpling of the gill lamellae and internal staining, which were associated with exposure to MeHg. Larvae of *C. riparius* exposed to HgCl₂-contaminated water showed deformations in the structures that make up the mouthparts (Vermeulen et al., 2000), and their typical red color changed to dull brown (Vedamanikam and Shazilli, 2008). Mature insects exposed to mercury showed deformities mainly in the wings. In *A. thalassinus* and *Oxya fuscovittata* (Orthoptera: Acrididae) the presence of HgCl₂ in food and soil caused deformities in the wings, which stretched and bent (Malakar et al., 2009; Schmidt and Ibrahim, 1994; Schmidt et al., 1992). Adults of *D. melanogaster* exposed to MeHg also showed this effect (Ramel and Magnusson, 1967). *Myzus persicae* (Homoptera: Aphididae) from parents exposed to mercury vapors showed wing deformities (wrinkling and fluid vesicles on the wings) and cuticular darkening on various parts of the body (Wilson and Mittler, 1987). In males of *L. migratoria*, HgCl₂ caused the integument to be grayish when it is normally yellow at the time of sexual maturation (Martoja et al., 1983).

At the organism level, mercury affects the different stages of insects. The immature stage of insects tends to be prolonged (Abnoos et al., 2013; Azevedo-Pereira and Soares, 2010; Jensen et al., 2006; Malakar et al., 2009; Mathew and Al-Doori, 1976; Schmidt et al., 1991, 1992) and mortality increases (Abbasi et al., 1985; Jensen et al., 2006, 2007; Malakar et al., 2009; Schmidt et al., 1992; Wilson and Mittler, 1987; Yu et al., 2012), and in the adult stage there is a reduction in weight and size, (Abnoos et al., 2013; Malakar et al., 2009; Schmidt et al., 1991, 1992; Wilson and Mittler, 1987) as well as shorter life expectancy (Malakar et al., 2009; Schmidt et al., 1991, 1992). During the reproductive stage, the number of eggs produced (Schmidt et al., 1991, 1992) and the percentage of hatching (Abnoos et al., 2013; Jensen et al., 2006; Schmidt, 1986; Schmidt et al., 1991, 1992) are reduced, while there are also an increase in sterility (Haney and Lipsey, 1973; Wilson and Mittler, 1987), production of dead larvae (Wilson and Mittler, 1987) as well as delayed sexual maturity (Haney and Lipsey, 1973). In addition, mercury is neurotoxic to insects, affecting their locomotion (Abbasi et al., 1985; Adedara et al., 2015, 2016; Azevedo-Pereira and Soares, 2010; Nuorteva and Nuorteva, 1982; Paula et al., 2012; Piccoli et al., 2020; Ramel and Magnusson, 1967; Rodrigues et al., 2013a; Schmidt and Ibrahim, 1994; Schmidt et al., 1992; Wilson and Mittler, 1987) and behavior (Adedara et al.,

2015, 2016; Hussain and Jamil, 1990, 1992; Jamil and Hussain, 1992; Piccoli et al., 2020). Tables [3](#), [4](#) and [5](#) summarize in more detail the different reports mentioned above.

In conclusion, at the cellular level, exposed insects may show effects on germ, lipid, and intestinal cells. Mercury can also induce effects at the organ level, which have been reported as malformations in wings and mouthparts, as well as changes in the coloration of the integument. Finally, at the individual level it alters the development, reproduction, behaviour and locomotion of exposed insects.

4.4.4 Effects on the population and community level

Clear Lake (California, USA) is contaminated by mercury due to the presence of an inactive mercury mine, some correlations have been established between contamination and the abundance of aquatic insects. The abundance of *Procladius bellus* (Diptera: Chironomidae) was positively correlated with mercury levels in sediment (Suchanek et al., 1995). Likewise, the abundance of chironomids (Diptera: Chironomidae) was lower in the areas more contaminated with mercury (Suchanek et al., 2008). In the gold mining area of Poboya, Indonesia, where mercury has been used in amalgamation processes (Sari et al., 2016), it was observed that as distance from the mine increased, soil mercury concentrations decreased and the abundance of insect species and families increased. However, other factors such as vegetation type and soil nitrogen and carbon levels also influenced soil arthropod diversity (Hasriyanty et al., 2018). The limited evidence indicates that mercury contamination may induce positive or negative changes in the abundance of some insects, while at the community level it may lead to a decrease in insect diversity.

4.5 Insects in mercury cycle

4.5.1 Aquatic ecosystems

4.5.1.1 Bioaccumulation of mercury in water and sediment

Mercury concentration in sediment and water affects bioaccumulation in aquatic insects. After exposing *H. rigida* larvae to MeHg-contaminated sediment and water, their bioaccumulation increased as a function of the amounts of MeHg added (Odin et al., 1995). In Montreal lakes, when analyzing associations between Hg_{Total} and/or MeHg levels in aquatic insect larvae of different taxa and sediment, the following ranges of correlation coefficients were observed: 0.33-0.60 between Hg_{Total} in insects and sediment, 0.35-0.86 between Hg_{Total} in insects and MeHg in sediment, and 0.34-0.89 between MeHg in insects and sediment (Tremblay and Lucotte, 1997). In lakes of Quebec (Canada), MeHg concentrations in sediment were positively associated with those of odonates and chironomids (Tremblay et al., 1996a). Similarly, in the Laurentian Great Lakes region (USA), MeHg

concentration in unfiltered water and larvae of gomphids (Odonata: Gomphidae) were positively correlated (Haro et al., 2013). The above also occurred in the El Harrach wadi (Algeria) with the concentrations of Hg_{Total} in water and larvae of *Baetis pavidus* (Ephemeroptera: Baetidae) (Bouchelouche and Arab, 2020). Finally, Broadley et al., (2019) found a positive relationship between dissolved MeHg and MeHg contents of aquatic insect larvae of streams within the Lake Sunapee watershed in New Hampshire (USA).

Temperature influences the exposure of aquatic insects to mercury in water and sediment. In *H. rigida* nymphs, the bioaccumulation of mercury in sediment increased when the temperature of the water and sediment increased from 15 to 25°C (Odin and Boudou, 1996). MeHg concentrations in chironomids and odonates were positively correlated with water temperature (Tremblay et al., 1996a), as were the total Hg_{Total} contents of black fly larvae (Diptera: Simuliidae) (Daniel and McCreadie, 2014). However, in *H. rigida* larvae a rise in temperature from 15 to 25°C caused a decrease in the bioaccumulation of mercury from the water column at pH 5.0, whereas at pH 7.5 this effect was reversed (Odin and Boudou, 1996).

pH and electrical conductivity regulate mercury bioaccumulation in aquatic insects. Hg_{Total} levels in black fly larvae *Simulium* spp. (Diptera: Simuliidae) were negatively correlated with stream water pH in Ontario (Harding et al., 2006), while Odin and Boudou (1996) recorded that at 15°C mercury concentrations in *H. rigida* nymphs were higher at pH 5.0 compared to pH 7.5, however, at 25°C the effect of pH was reversed. Regarding electrical conductivity, two studies with black fly larvae inhabiting streams in Finland and the USA found positive correlations between this parameter and tissue mercury levels (Daniel and McCreadie, 2014; Karjalainen et al., 2020).

The presence of carbon element in sediments and the water column influences the mercury contents of aquatic insects. Tremblay and Lucotte (1997) found in Montreal lakes that correlation coefficients between MeHg concentrations of various aquatic insect taxa and the amount of carbon in sediments ranged from 0.60 to 0.75. The relationship between dissolved organic carbon (DOC) and Hg_{Total} or MeHg of aquatic insects has also been studied. Hg_{Total} levels in black fly larvae were positively correlated with DOC (Harding et al., 2006). Broadley et al., (2019) observed a quadratic relationship between MeHg concentration of aquatic insects and DOC of streams, in this case MeHg bioaccumulation peaked at approximately 8,600 µg/L DOC and then decreased. The latter was also reported by Chaves-Ulloa (2016), who found that MeHg levels in emerging insects and predatory spiders were positively and negatively related to DOC at levels lower and higher than 4.65 mg C/L, respectively.

Table 3. Development effects in insects exposed to mercury

Order	Species	Exposure	Mercury species	Effect	Reference
Immature stage					
Coleoptera	<i>Tenebrio molitor</i>	Food ingestion	HgCl ₂	Acceleration of metamorphosis	(Siegel et al., 1991)
Diptera	<i>Aedes aegypti</i>	Water exposure	HgCl ₂	Increase of pupae mortality	(Abbasi et al., 1985)
	<i>Chironomus riparius</i>	Water exposure	HgCl ₂	Size reduction	(Azevedo-Pereira and Soares 2010)
	<i>Culex quinquefasciatus</i>	Water exposure	CH ₃ HgCl	Prolongation of larval stage	(Jensen et al., 2007)
	<i>Drosophila melanogaster</i>	Food ingestion	CH ₃ CH ₂ Hg	Mortality	(Mathew and Al-Doori, 1976)
	<i>Drosophila melanogaster</i>	Food ingestion	Hg(NO ₃) ₂	Decrease of growth rate	(Abnoos et al., 2013)
				Prolongation of larval stage	
				Less larvae that became pupae	
				Decrease of larvae length and width	
				Decrease of pupae length and width	
				Less pupae that became adults	
	<i>Megaselia scalaris</i>	Food ingestion	CH ₃ HgCl	Prolongation of larval stage	(Jensen et al., 2006)
				Mortality	
Hemiptera	<i>Myzus persicae</i>	Parental exposure	Hg ⁰	Slow development	(Wilson and Mittler, 1987)
				Mortality	
Hymenoptera	<i>Apis cerana cerana</i>	Food ingestion	HgCl ₂	Mortality	(Yu et al., 2012)
Orthoptera	<i>Aiolopus thalassinus</i>	Food ingestion	HgCl ₂	Prolongation of ninfal stage	(Schmidt et al., 1992)
				Mortality	
	<i>Aiolopus thalassinus</i>	Soil exposure	HgCl ₂	Prolongation of ninfal stage	(Schmidt et al., 1991)
	<i>Oxya fuscovittata</i>	Food ingestion	HgCl ₂	Prolongation of ninfal stage	(Malakar et al., 2009)
				Mortality	
Adult stages					
Diptera	<i>Drosophila melanogaster</i>	Food ingestion	Hg(NO ₃) ₂	Size reduction	(Abnoos et al., 2013)
Hemiptera	<i>Myzus persicae</i>	Parental exposure	Hg ⁰	Size reduction	(Wilson and Mittler, 1987)
Orthoptera	<i>Aiolopus thalassinus</i>	Food ingestion	HgCl ₂	Body weight loss	(Schmidt et al., 1992)
				Life expectancy decrease	
	<i>Aiolopus thalassinus</i>	Soil exposure	HgCl ₂	Body weight loss	(Schmidt et al., 1991)
				Life expectancy decrease	
	<i>Oxya fuscovittata</i>	Food ingestion	HgCl ₂	Body weight loss	(Malakar et al., 2009)
				Life expectancy decrease	

Table 4. Reproductive effects in insects exposed to mercury

Order	Species	Exposure	Mercury species	Effect	Reference
Diptera	<i>Megaselia scalaris</i>	Food ingestion	Me-Hg	Decrease of viable eggs*	(Jensen et al., 2006)
	<i>Drosophila melanogaster</i>	Food ingestion	Hg(NO ₃) ₂	Less hatched eggs	(Abnoos et al., 2013)
Hemiptera	<i>Macrosiphum gei</i>	Food ingestion	CH ₃ HgOH	Delayed sexual maturity	(Haney and Lipsey, 1973)
	<i>Myzus persicae</i>	Vapors exposure	Hg ⁰	Fertility decline	
				Decrease of larvae produced	(Wilson and Mittler, 1987)
				Sterility	
Orthoptera	<i>Aiolopus thalassinus</i>	Food ingestion	HgCl ₂	Larvae died production	
	<i>Aiolopus thalassinus</i>	Soil exposure	HgCl ₂	Reduction of egg pods	(Schmidt et al., 1992)
	<i>Acrotylus patruelis</i>	Soil exposure	HgCl ₂	Less hatched eggs*	
	<i>Acrotylus thalassinus</i>			Reduction of egg pods	(Schmidt et al., 1991)
	<i>Oedipoda caerulea</i>			Less hatched eggs	
				Less hatched eggs	(Schmidt 1986)

*Produced by females exposed to mercury

Table 5. Neurotoxicity in insects exposed to mercury

Order	Species	Exposure	Mercury species	Effect	Reference
Immature stages					
Blattodea	<i>Nauphoeta cinerea</i>	Food ingestion	CH ₃ HgCl	Less exploration Died during moult	(Piccoli et al., 2020)
	<i>Nauphoeta cinerea</i>	Food ingestion	CH ₃ HgCl	Fewer distance traveled Less exploration Speed reduction A smaller number of rotations More falls Increase of immobility episodes	(Adedara et al., 2015, 2016)
Diptera	<i>Aedes aegypti</i>	Water exposure	HgCl ₂	Less exploration Movement slowdown Activity decline Immobility	(Abbasi et al., 1985)
	<i>Chironomus riparius</i>	Water exposure	HgCl ₂	Reduction of exits to take oxygen Immobility	(Rodrigues et al., 2013a)
	<i>Chironomus riparius</i>	Water exposure	HgCl ₂	Reduction of motor activity Reduction of ventilation Died during moult	(Azevedo-Pereira and Soares, 2010)
Hemiptera	<i>Myzus persicae</i>	Parental exposure	Hg ⁰		(Wilson and Mittler, 1987)
Adult stages					
Coleoptera	<i>Tenebrio molitor</i>	Food ingestion	Me-Hg	Activity decline Leg paralysis	(Nuorteva and Nuorteva, 1982)
Diptera	<i>Neochetina eichhornae</i>	Food ingestion	HgCl ₂	Decrease in food ingestion rate	(Hussain and Jamil, 1990, 1992; Jamil and Hussain, 1992)
	<i>Aedes aegypti</i>	Larvae exposed	HgCl ₂	Difficulty or incapacity to fly	(Abbasi et al., 1985)
	<i>Drosophila melanogaster</i>	Food ingestion	HgCl ₂	Increase of negative geotaxis	(Paula et al., 2012)
Orthoptera	<i>Drosophila melanogaster</i>	Food ingestion	Me-Hg	Difficulty to leave the pupal exuviae	(Ramel and Magnusson, 1967)
	<i>Aiolopus thalassinus</i>	Food ingestion/Soil exposure	HgCl ₂	Trouble to walk Tremors	(Schmidt and Ibrahim, 1994)
	<i>Aiolopus thalassinus</i>	Food ingestion	HgCl ₂	Excited moves of antennae and legs Trouble to walk Tremors	(Schmidt et al., 1992)
				Excited moves of antennae and legs	

In summary, water and sediment are a route of exposure for immature aquatic insects. Bioaccumulation of mercury in these organisms is influenced by physicochemical characteristics of the water bodies including temperature, pH, electrical conductivity, and carbon levels.

4.5.1.2 Evidence of biomagnification in the trophic chain of aquatic insects

The increase of MeHg concentrations in the trophic levels of aquatic insects occurs in lentic and lotic water bodies, however, this does not happen with the contents of Hg_{Total} (Särkkä 1979; Tremblay et al., 1996b).

In lentic water bodies, the following investigations demonstrated the biomagnification of MeHg in the insect food chain. The Montreal reservoirs the MeHg/ Hg_{Total} ratio was the following: detritivorous insect larvae (Diptera and Ephemeroptera) was 20-25%, herbivores (Trichoptera) 30-40%, herbivore-predators (Heteroptera and Coleoptera) 60-80% and predators (Odonata) 95%; MeHg concentrations also increased with increasing trophic levels (Tremblay et al., 1996b). Quebec lakes, MeHg/ Hg_{Total} ratios in aquatic insect larvae ranged from 30-45% in detritivores (Diptera and Ephemeroptera), 35-50% in detritivore-herbivores (Trichoptera), 65-70% in predator-herbivores (Heteroptera and Coleoptera), and 75-95% in predators (Odonata); the same trend was demonstrated in Swedish lakes (Tremblay et al., 1996a). Positive correlation was found in experimental ponds in Texas between MeHg concentrations and $\delta^{15}N$ values (an indicator of the trophic position of an organism); periphyton (primary producer) had the lowest MeHg and $\delta^{15}N$ levels, low and intermediate consumers (Odonata: Anisoptera; Odonata: Zygoptera; Diptera: Chironomidae: Tanypodinae) had intermediate values of the same variables and top predators (*Micropterus salmoides*, *Lepomis macrochirus* and *Lepomis* sp.) showed the highest in both variables (Speir et al., 2014). Finally, in Douglas Lake located in the Lower Peninsula of Michigan the Me-Hg/ Hg_{Total} ratio increased in the following order: *Hexagenia limbata* (Ephemeroptera: Ephemeridae) 42%, dragonfly larvae (Odonata: Aeshnidae) 67%, belostomatid (Hemiptera: Belostomatidae) 80% and *Erythemis simplicicollis* larvae (Odonata: Libellulidae) 84%; this rise corresponded to the increase in the value of $\delta^{15}N$ (Kwon et al., 2015).

The following studies have confirmed the biomagnification of MeHg in lotic water bodies. Riva-Murray et al., (2020) found in streams in the Adirondack region of New York that MeHg/ Hg_{Total} ratios in scrapers (Ephemeroptera and Heptageniidae), shredders (Trichoptera and Limnephilidae) and predators (Zygoptera, Pecloptera, Aeshnidae, Libellulidae, Gomphidae) larvae were 35, 52 and 94%, respectively. The western Maryland streams, MeHg concentrations in filter-feeding/collecting larvae (Hydropsychidae, Heptageniidae, Tipulidae) were 3 to 10 times higher than those in periphyton or

plant material, whereas those in predatory larvae (*Anacroneturia*, *Aeshna*, and *Corydalidae*) were 2 to 5 times higher than their prey and MeHg accounted for the majority of the Hg_{Total} quantified (Mason et al., 2000). Aquatic insects from 12 low-order tributary streams located in New Hampshire, Hg_{Total} and MeHg contents were higher in predatory nymphs (Aeshnidae) (624.31-683.22 µg/kg dry weight) than in immature herbivorous and detritivorous Tipulidae (Diptera: Tipulidae) (420.06-536.92 µg/kg dry weight) and mayflies (Ephemeroptera: Heptageniidae, Ephemerellidae, Baetidae, and Leptophlebiidae) (327.17-492.91 µg/kg dry weight) (Broadley et al., 2019). The Mendocino County stream network, dry weight MeHg concentrations of aquatic insect larvae ranged from the following values: armored algal scrapers (*Glossoma* spp., *Neophylax* spp, and *Dicosmoecus gilvipes*) 7-88 µg/kg, shredders (*Psycholypha* spp. and *Lepidostoma* spp.) 2-42 µg/kg dry weight, filter feeders (Trichoptera: Hydropsychidae) 34-157 µg/kg dry weight, collectors (Ephemeroptera: Heptageniidae) 63-265 µg/kg dry weight, and predators (Plecoptera: Perlidae) 51-271 µg/kg dry weight (Tsui et al., 2009).

The presented works demonstrate that MeHg biomagnifies in the insect food chain of both lentic and lotic water bodies.

4.5.1.3 Transfer of mercury via emerging insects into the terrestrial food chain

Insects transport mercury into the terrestrial food chain when they emerge as winged adult forms. Globally, it is estimated that annually, emerging insects move approximately 649.6 kg of MeHg from aquatic to terrestrial ecosystems and that the transfer from rivers (572.1 kg/year) is greater than the transfer from lakes (255.9 kg/year) (Moyo, 2020). Studies conducted in hydroelectric reservoirs in Quebec found that the range of Hg_{Total} concentrations in emerging insects was 140-1500 µg/kg dry weight, while those of MeHg ranged from 35-800 µg/kg dry weight and this generally increased with the trophic level; MeHg fluxes via emerging insects ranged from 55-99 ng/m²/year to 200-220 ng/m²/year (Tremblay et al., 1998). In addition, Runck (2007) estimated that larvae of the chironomid *Cricotopus* spp. (Diptera: Chironomidae) ingested up to 49 mg of Hg(II) /m²/year, while the transfer of Hg(II) from the contaminated stream to the terrestrial food web was 563 µg/m²/year. Importantly, emergent insect community structure defines the magnitude and distribution of mercury transfers to riparian ecosystems; Tremblay et al., (1998) found that MeHg fluxes via emergent insects in two hydroelectric reservoirs and a lake were dominated by Diptera (49-80% of total flux) and Trichoptera (over 99% of total flux), respectively. Finally, research carried out with mosquitoes (Diptera: Culicidae) also reported the migration of MeHg from aquatic ecosystems through emergent insects. In mosquitoes collected in different sites from North America, MeHg levels ranged from 10 to 480 µg/kg dry weight and the average MeHg/Hg_{Total} ratio was more than 90%, both parameters varied

among mosquito species (Hammerschmidt and Fitzgerald, 2005). In mosquitoes from Alaska the mean MeHg concentration ranged from 5.6 to 9.1 $\mu\text{g}/\text{kg}$ wet weight (Hammerschmidt and Fitzgerald, 2008), and in mosquitoes collected near a coal-fired power station in Ohio the average MeHg/Hg_{Total} ratio was 91% (Konkler and Hammerschmidt, 2012). These works indicated that mosquito exposure to MeHg happened mainly in the aquatic stages.

The MeHg transfer from emerging insects to terrestrial predators has already been demonstrated, particularly by studies focused on tetragnathids (Araneae: Tetragnathidae). Pennuto and Smith (2015) found that biomagnification factors between tetragnathids and chironomid midges, their main prey, ranged from 2.0 to 2.65. In another study through $\delta^{15}\text{N}$, MeHg concentrations and observations of prey in webs it was identified that these spiders were connected to the aquatic food chain through the consumption of small emerging insects (Speir et al., 2014). Chaves-Ulloa et al., (2016) found that the dominant prey items of these arachnids were emerged chironomid mosquitoes, in addition to the fact that these animals showed MeHg concentrations up to 4,500 and 32,000 times higher than those quantified in water, correspondingly. Tweedy et al., (2013) demonstrated a positive correlation between MeHg values in tetragnathids inhabiting pond edges and MeHg fluxes of small emergent insects. Similarly, Alberts and Sullivan (2016) and Jackson et al., (2021) found a trophic relationship between tetragnathids and emergent insects. However, emergent aquatic insects do not transfer mercury to soil predatory arthropods such as wolf spiders (Araneae: Lycosidae) (Northam et al., 2011).

There are other entry routes into the terrestrial food chain for mercury from emerging aquatic insects, which are represented by birds and bats. Regarding birds that feed on emerging insects and have been evaluated for mercury exposure in liver, eggs, feathers and/or blood, we can mention swallows (*Hirundo rustica*, *Petrochelidon pyrrhonota*, *Progne subis*, *Riparia riparia*, *Stelgidopteryx serripennis*, *Tachycineta bicolor*, *T. thalassina*), coal tit (*Poecile gambeli*), thrushes (*Agelaius phoeniceus*) and flycatchers (*Empidonax vireescens*) (Baron et al., 1999; Brasso et al., 2020; Brasso and Cristol, 2008; Custer et al., 2009, 2007; Gillet and Seewagen, 2014; Hallinger and Cristol, 2011; Hawley et al., 2009; Hothem et al., 2008; Kardynal et al., 2020; Rowse et al., 2014; Taylor and Cristol, 2015). *Eptesicus*, *Hipposideros*, *Miniopterus*, *Molossus*, *Myotis*, *Pipistrellus*, *Rhinolophus* and *Saccopteryx*, are some genera of bats that feed on emerging aquatic insects and mercury has been measured in brain, liver, kidney, muscle, skin, hair and/or blood (Baron et al., 1999; Carrasco-Rueda et al., 2020; Heiker et al., 2018; Lisón et al., 2017; Nam et al., 2012; Syaripuddin et al., 2014; Wada et al., 2010; Webster et al., 2021).

Bats can also prey on non-emergent aquatic insects and be exposed to mercury, for example, *Molossus ater* is exposed to this threat when preying on hydrophilids (Coleoptera: Hydrophilidae) (Carrasco-Rueda et al., 2020). Other vertebrates that prey on non-emergent aquatic insects and are exposed to mercury include the wood duck (*Aix sponsa*) (Schulwitz et al., 2015) and semi-aquatic mammals such as the water shrew (*Neomis fodiens*) and the European mole (*Talpa europaea*) (Antonova et al., 2017).

Finally, it should be noted that mercury flux via emerging insects is limited by their predation during their immature stages. When comparing MeHg flux via emerging insects between ponds with and without fish, it was shown that the flux is suppressed by the presence of these predators; predation by large insects (Odonata: Anisoptera; Odonata: Zygoptera) was the cause of this phenomenon since MeHg fluxes associated with small insects (chironomids and trichoptera) were not affected by the presence of fish (Tweedy et al., 2013). Likewise, Jones et al., (2013) found that the presence of fish significantly reduced MeHg fluxes associated with large and small mosquitoes, while the MeHg flux present in dragonflies was completely suppressed. Walters et al., (2020) when comparing predation of black fly larvae between the water curtain of a dam and another upstream site, found that emergence at the former site was lower than at the latter, this was attributed to fish feeding on 88-94% of the larvae at the water curtain and only 10-14% at the other site.

As a synthesis it can be argued that aquatic insects transfer the mercury they bioaccumulate during their immature stages to other predators through different routes. During their immature stages aquatic insects may be preyed upon by semi-aquatic vertebrates or aquatic predators such as fish. In addition, when insects emerge from water bodies they transfer MeHg to aerial predators such as spiders, birds and bats.

4.5.2 Terrestrial ecosystems

4.5.2.1 Evidence of biomagnification in the terrestrial insect food chain

Terrestrial insects are capable of bioaccumulating mercury present in soil. Schmidt et al., (1991) found that mercury levels in eggs of female *A. thalassinus* increased as a function of HgCl₂ concentration in soil. Likewise, Schmidt and Ibrahim (1994) determined levels of 3.83 mg/kg dry weight in adults of the same orthopteran exposed to soil with 12.1 mg/kg HgCl₂.

Research in China has shown evidence of mercury biomagnification processes in the food chain of terrestrial insects. Wanshan mercury mining district, the average concentrations of Hg_{Total} in generalist herbivorous insects (*Oxya* sp., *Phaneroptera falcata* and *Nezara viridula*), specialist herbivores (*Spodoptera frugiperda* and *Melanitis leda*) and carnivores (*Sympetrum flaveolum*) were

0.55, 2.00 and 2.5 mg/kg dry weight, respectively (Qiu et al., 2019). In Huludao City, an important area of chemical industry and non-ferrous mineral smelting, the average values of Hg_{Total} in insects decreased in the following order: carnivores, omnivores and herbivores (Zhang et al., 2012). The wetland of the Sanjiang Plain in northeastern China, the levels of Hg_{Total} in carnivorous, omnivorous, and herbivorous insects were 213.5, 16.47 and 10.18 µg/kg dry weight, correspondingly (Wang et al., 2013). The southwest China in the Tieshanping forest watershed, which was affected by mercury emissions during industrial activities and coal combustion, Zhou et al., (2016) reported average Hg_{Total} levels in dung beetles (Coleóptera: Geotrupidae), cicadas (*Platypleura kaempferi*, *Chremistica ochracea* and *Oncotympana maculaticollis*) and longicorn beetles (*Anoplophora chinensis*) of 1983, with 49 and 7 µg/kg dry weight, respectively. Finally, in the Shengli oil field, the averages of Hg_{Total} in *A. chinensis* and *Paratenodera sinensis* (Mantodea: Mantidae) were 16.98 and 83.85 µg/kg dry weight, respectively (Shao et al., 2020).

Ortiz et al., (2015) also evaluated the biomagnification of mercury in the terrestrial insect food chain in Monterey Bay, California. Levels increased of Hg_{Total} in insects were higher at different trophic levels, as in Orthoptera of the families Stenopelmatidae and Rhabdophoridae the average concentrations were 109 and 125 µg/kg dry weight, respectively, in predatory Coleoptera of the family Carabidae was 134 µg/kg dry weight, and in predatory odonates belonging to the families Libellulidae and Cordulegastridae it was 220 and 632 µg/kg dry weight, correspondingly.

MeHg levels in predatory insects may be like those of other vertebrate and invertebrate predators. One study indicated that the mean MeHg levels in carabids (Coleoptera: Carabidae) were 42 µg/kg dry weight, while in predators such as spiders and shrews they were 70 and 71 µg/kg dry weight, these values did not show statistically significant differences (Tavshunsky et al., 2017).

It is important to highlight the importance of sarcosaprophagous insects in the reincorporation of MeHg into the food chain. This process was reported by Nuorteva and Nourteva (1982) when they reared calliphorid larvae (Diptera: Calliphoridae) on fish flesh (with a MeHg/Hg_{Total} ratio of 95%) and determined a bioaccumulation factor of 4.3. Subsequently, larvae were predated by adults of *Creophilums axillosus* (Coleóptera: Staphylinidae) and the bioaccumulation factors ranged from 2.5 to 3.45. Likewise, when adults of *T. mollitor* fed on carcasses of these calliphorids in their adult stage, bioaccumulation factors ranged from 5.28 to 6.39.

The literature indicates that birds, bats, and salamanders can prolong the biomagnification of mercury from terrestrial insects. Birds can be exposed to mercury by feeding on insects that inhabit the soil and/or the aerial part of vegetation (e.g., *Bubulcus ibis*, *Campylorhamphus pusillus*, *Catharus*

bicknelli, *Dendroica striata*, *Prunella collaris*, *Sialis sialis*, *Thryothorus ludovicianus*, *Upupa epops* y *Zonotrichia albicollis*) (Ahmadpour et al., 2016; Brasso et al., 2020; Burger and Gochfeld, 1997; Janiga and Haas, 2019; Rimmer et al., 2005, 2010; Schulwitz et al., 2015; Sierra-Marquez et al., 2018; Townsend et al., 2014) and insects in flight (*Dendroica coronata* and *Merops apiaster*) (Lopes et al., 2010; Rimmer et al., 2005). In addition, birds that prey on emerging aquatic insects may feed on terrestrial insects, and consequently, have a cumulative exposure to mercury, as is the case of swallows of the species *T. bicolor* (Hallinger and Cristol, 2011; Taylor and Cristol, 2015). Bats are also exposed to mercury by consuming terrestrial insects, the following genera are some examples: *Lophostoma*, *Micronycteris*, *Mimon*, *Phyllostomus*, *Tonatia* y *Trinycteris* (Carrasco-Rueda et al., 2020; Moreno-Brush et al., 2018). The red-backed salamander (*Plethodon cinereus*) may also prolong biomagnification of mercury by feeding on terrestrial insects (Rimmer et al., 2010; Townsend et al., 2014).

The literature shows that terrestrial insects bioaccumulate mercury from soil and that it biomagnifies in the insect food chain. It has also been suggested that sarcosaprophagous insects prolong the biomagnification of mercury. Terrestrial insects transfer mercury to aerial predators such as birds and bats, as well as to soil predators such as salamanders.

4.5.2.2 Biomagnification of foliar mercury by terrestrial insects

The aerial plant organs play an important role in the biogeochemical cycling of mercury. After absorbing it from the atmosphere (Arnold et al., 2018; Assad et al., 2016; Cavallini et al., 1999; Ericksen et al., 2003; Frescholtz et al., 2003; Millhollen et al., 2006; Mosbæk et al., 1988; Niu et al., 2013) and the soil (Beauford et al., 1977; Bishop et al., 1998; Cavallini et al., 1999; Frescholtz et al., 2003; Millhollen et al., 2006; Niu et al., 2013; Schwesig and Krebs, 2003), plants can re-emit gaseous mercury to the atmosphere through the leaves (Hanson et al., 1995; Lindberg et al., 1998) or during forest fires (Mailman and Bodaly, 2005), and/or by deposit it directly to the soil through leaf litter (Frescholtz et al., 2003; Graydon et al., 2008; Louis et al., 2001; Rea et al., 2001; Schwesig and Matzner, 2001). In addition, mercury retained in the aerial part of the vegetation can be biomagnified and insects are involved in this process.

Haney and Lipsey (1973) conducted a laboratory study in which they demonstrated that mercury translocated from roots to leaves could be biomagnified by insects. These researchers exposed *Lycopersicon esculentum* seedlings to CH_3HgOH through the substrate and determined its bioaccumulation in leaves and sucking insects such as aphids (Homoptera: Aphididae) and predatory lacewings (Neuroptera: Chrysopidae). The route of exposure in aphids was leaf consumption and in

lacewings aphid predation. The bioaccumulation factors for aphids and lacewings were 1,670 and 4,178, respectively.

Research conducted in different settings in China has demonstrated biomagnification of foliar mercury by terrestrial insects. Terrestrial insects biomagnify leaf mercury to both invertebrate and vertebrate predators. In Huludao city the foliar average Hg_{Total} of *Echinochloa crusgalli*, *A. chinensis* and *Mantis* spp. were 1.31, 3.77 and 13.36 mg/kg, respectively (Zhang et al., 2009), and the biomagnification factors between orthoptera and leaves were less than 0.5, while those between *P. sinensis* and orthoptera were greater than 2.5 (Zheng et al., 2008). The southwestern Yunnan Province, the average concentrations of Hg_{Total} in feathers of chickadees of the great tit (*Parus major*), caterpillars of the genus *Dendrolimus* (Lepidoptera: Lasiocampidae) and needles of *Pinus kesiya* were 175.1, 27.2 and 11.1 $\mu\text{g}/\text{kg}$, correspondingly, while the means of MeHg/Hg_{Total} ratios were 26.2, 3.1 and 2.2%, respectively; caterpillars represented 67% of the diet of the chicks and the insect fed on *Pinus kesiya* (Luo et al., 2020).

The mercury biomagnification in the trophic chain of insects inhabiting *Urtica dioica* plants was studied in a chlor-alkali landfill, and the results showed that the lowest values of Hg_{Total} and MeHg/Hg_{Total} ratio were in herbivorous insects, followed by soft-bodied predatory insects and generalist predatory insects. Although herbivorous insects did not show significant differences in Hg_{Total} with *U. dioica* leaves, average MeHg levels increased from 0.3 in nettles to 9.1 $\mu\text{g}/\text{kg}$ in herbivorous insects (Yung et al., 2019).

Briefly, the information indicates that terrestrial insects biomagnify foliar mercury, which occurs when herbivorous insects feed on leaves and are subsequently preyed upon by other insects or insectivorous birds.

4.6 Conclusions

4.6.1 Is mercury a risk to entomofauna?

Risk results from exposure to a threat and for mercury to be considered a risk, exposure pathways must be present. Insects can be exposed to mercury through voluntary or accidental ingestion, tracheal respiration, and gill respiration. Regardless of the route of exposure, organic forms of mercury are better absorbed, bioaccumulated and distributed than inorganic forms. In addition, the microorganisms in insect guts can biotransform mercury by methylation. Finally, the metal elimination occurs through feces, eggs and exuvia during the metamorphosis process. Insects can be exposed to mercury, but is this exposure a risk for entomofauna? Biochemical changes induced by mercury include oxidative stress, alterations in the metabolism of neurotransmitters and proteins, it

is genotoxic, induces cell death and unbalances the energetic state. It also affects lipids and germ cells, causes deformations, alters the development, reproduction process, behavior, and locomotion. This set of alterations at higher levels of organization will affect the biological cycle of insects in such a way that their populations and communities are affected. The relationship between insects and mercury is also important from the perspective of the mercury cycle since it is necessary to know how insects can be exposed to the metal and to which biotic components, they will transfer it. The role of insects in mercury cycle through biomagnification is presented in [figure 1](#). In terrestrial ecosystems, entomofauna participate by bioaccumulating mercury from soil and air, predating, being predated and decomposing organic matter. On the other hand, in aquatic ecosystems it participates by accumulating mercury from water and sediment, predating, being predated and transporting it to terrestrial ecosystems when they emerge as winged adults. According to the above, mercury is an important risk to entomofauna and associated biota.

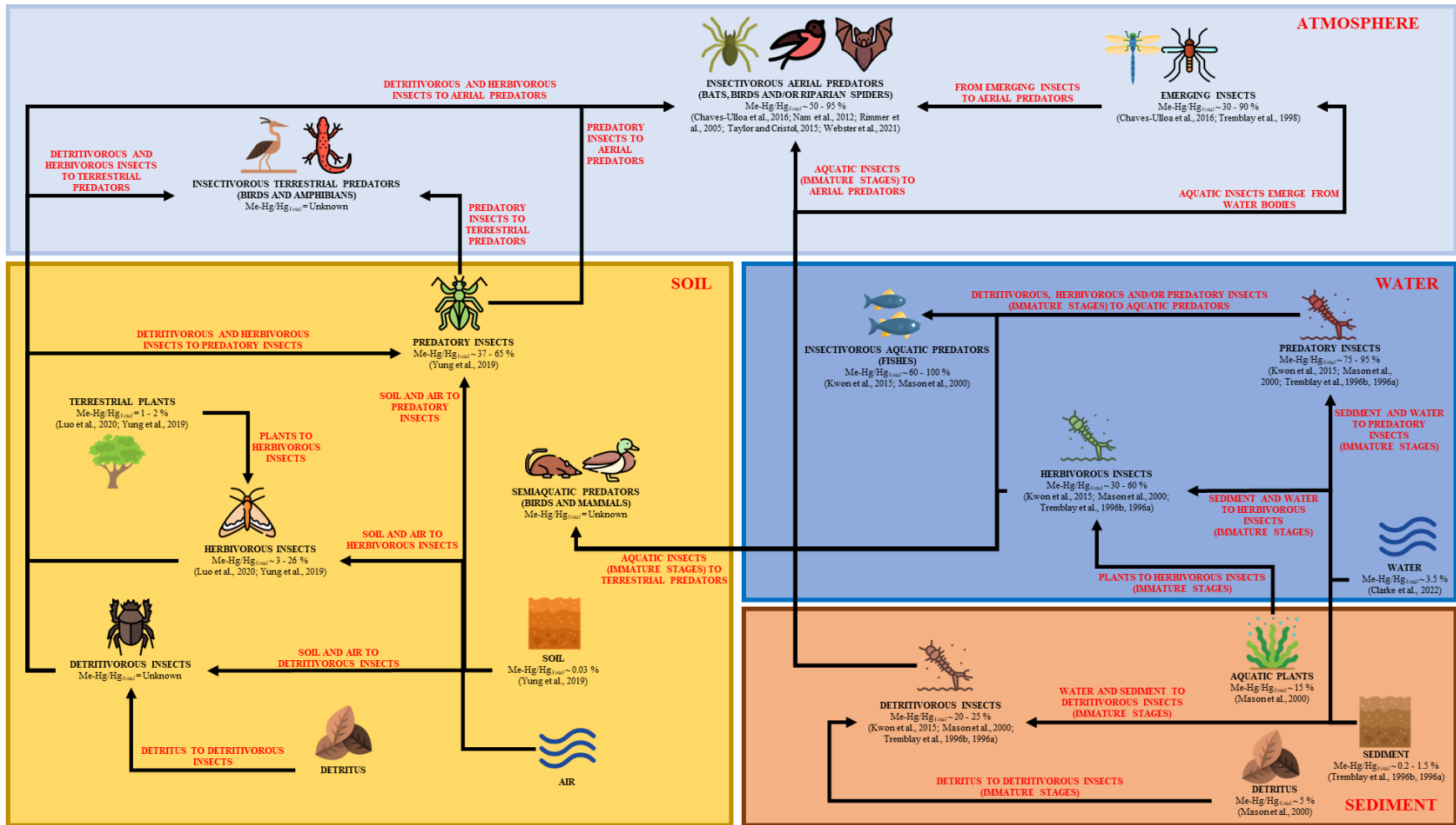
4.2.6.2 Prospects

The present review gathers evidence about basic aspect of mercury entomotoxicology indicating mercury is a threat to insects, however, there are still several information gaps that need to be addressed. Regarding toxicokinetic, it is still necessary to know if toxicokinetic differs between species, mercury metabolism and speciation, $\text{Hg}^{(0)}$ toxicokinetic and MeHg biotransformation. This last line of research would have great implications in the understanding of the mercury cycle in terrestrial scenarios where the presence of organic mercury is disregarded by assuming that there are no conditions for methylation processes to occur. About mercury toxicity, research on acute and chronic toxicity has focused on estimating the LC_{50} of aquatic dipterans in the larval stage exposed to HgCl_2 through water, therefore, it is necessary that water and chronic toxicity tests be expanded to different mercury species, aquatic and terrestrial taxa, developmental stages, exposure media (sediment and soil) and toxicity parameters. It is also important that, at the cellular, tissue and organ level, the effects on the parts that retain the most mercury are evaluated. Another line of research that should be addressed is the effects at the population and community level since effects at these levels of ecological organization can negatively impact the health of all species. Effects research should focus on environmentally exposed insects since most studies have been conducted under controlled conditions. In addition, it should be known whether the effects are taxon dependent, mercury species dependent, and what the toxicological interaction is between different mercury species and between mercury and other chemicals. Finally, concerning the mercury cycle, although several fundamental aspects are known, it is still necessary to address the trophic transfer of mercury from emerging aquatic insects to terrestrial edaphic predators, differences in the bioaccumulation of insects of

different trophic guilds, for example, between predators that suck and chew their prey, as well as the participation of immature terrestrial insects in the mercury cycle.

Insects can support the implementation of Minamata Convention, particularly, in the Articles 12, 19 and 22. Article 12 indicates that Parties should develop strategies for the identification and assessment of contaminated sites. Article 19 refers to cooperation between Parties in the development and improvement of models for monitoring the levels and effects of mercury and its compounds in the environment, biota, and humans, in addition to generating information on the environmental cycle, transport, transformation and fate of mercury and mercury compounds in ecosystems. Article 22 indicates that for the effectiveness evaluation of this Convention it is necessary the provision of comparable monitoring data on the presence and movement of mercury and mercury compounds in the environment as well as trends in levels of mercury and mercury compounds observed in biotic media and vulnerable populations (ONU Medio Ambiente, 2017). This review indicates that mercury is toxic to insects and therefore assessing risk through these organisms could address Article 12 and part of Article 19. Insects represent a wide range of trophic guilds so their study would generate a holistic diagnosis of ecosystem functions and the circulation of mercury in the food chain, which is an important part of Article 19. Finally, insects can be found in almost all habitats throughout the year, and this would facilitate the assessment of the effectiveness of the Convention in terms of presence, movement, and trend of mercury levels in the environment as indicated in Article 22.

Figure 4. Insects in mercury cycle



References

- Abbasi, S., Nipanay, P., Soni, R., 1985. Environmental consequences of the inhibition in the hatching of pupae of *Aedes aegypti* by mercury, zinc and chromium - the abnormal toxicity of zinc. *Intern J Environ Stud.* 24, 107–114.
- Abbasi, S., Nipanay, P., Soni, R., 1988. Studies on environmental management of mercury (II), chromium (VI) and zinc (II) with respect to the impact on some arthropods and protozoans - toxicity of zinc (ii). *Intern J Environ Stud.* 32, 181–187.
- Abnoos, H., Fereidoni, M., Mahdavi-Shahri, N., Haddad, F., Jalal, R., 2013. Developmental study of mercury effects on the fruit fly (*Drosophila melanogaster*). *Interdiscip Toxicol.* 6, 34–40.
- Adedara, I., Rosemberg, D., Souza, D., Farombi, E., Aschner, M., Rocha, J., 2016. Neuroprotection of luteolin against methylmercury-induced toxicity in lobster cockroach *Nauphoeta cinerea*. *Environ Toxicol Pharmacol.* 42, 243–251.
- Adedara, I., Rosemberg, D., Souza, D., Kamdem, J., Farombi, E., Aschner, M., Rocha, J., 2015. Biochemical and behavioral deficits in the lobster cockroach *Nauphoeta cinerea* model of methylmercury exposure. *Toxicol Res (Camb).* 4, 442–451.
- Ahmadpour, M., Lan-Hai, L., Ahmadpour, M., Hoseini, S., Mashrofeh, A., Binkowski, L., 2016. Mercury concentration in the feathers of birds from various trophic levels in Fereydunkenar International wetland (Iran). *Environ Monit Assess.* 188.
- Alberts, J., Sullivan, S., 2016. Factors influencing aquatic-to-terrestrial contaminant transport to terrestrial arthropod consumers in a multiuse river system. *Environ Pollut.* 213, 53–62.
- Antonova, E., Ilyukha, V., Komov, V., Khizhkin, E., Sergina, S., Gremyachikh, V., Kamshilova, T., Belkin, V., Yakimova, A., 2017. The mercury content and antioxidant system in insectivorous animals (Insectivora, Mammalia) and rodents (Rodentia, Mammalia) of various ecogenesis conditions. *Biol Bull.* 44, 1272–1277.
- Arana-Zegarra, M., 2009. Choropampa case: mercury spill and damage to health in rural exposed population. *Rev Peru Med Exp Salud Publica.* 26, 113–118.
- Arnold, J., Gustin, M., Weisberg P., 2018. Evidence for nonstomatal uptake of Hg by aspen and translocation of Hg from foliage to tree rings in Austrian Pine. *Environ Sci Technol.* 52, 1174–1182.
- Assad, M., Parelle, J., Cazaux, D., Gimbert, F., Chalot, M., Tatin-Froux, F., 2016. Mercury uptake into poplar leaves. *Chemosphere.* 146, 1–7.
- Azevedo-Pereira, H., Soares, A., 2010. Effects of mercury on growth, emergence, and behavior of *Chironomus riparius* Meigen (Diptera: Chironomidae). *Arch Environ Contam Toxicol.* 59, 216–224.
- Balamurugan, K., Hua, H., Georgiev, O., Schaffner, W., 2009. Mercury and cadmium trigger expression of the copper importer Ctr1B, which enables *Drosophila* to thrive on heavy metal-loaded food. *Bio Chem.* 390, 109–113.
- Baron, L., Sample, B., Suter G., 1999. Ecological risk assessment in a large river-reservoir: 5. Aerial insectivorous wildlife. *Environ Toxicol Chem.* 18, 621–627.
- Beauford, W., Barber, J., Barringer, R., 1977. Uptake and distribution of mercury within higher plants. *Physiol Plant.* 39, 261–265.

- Bishop, K., Lee, Y., Munthe, J., Dambrine, E., 1998. Xylem sap as a pathway for total mercury and methylmercury transport from soils to tree canopy in the boreal forest. *Biogeochemistry*. 40, 101–113.
- Bouchelouche, D., Arab, A., 2020. Bioaccumulation of heavy metals in an aquatic insect (*Baetis pavidus*; Baetidae; Ephemeroptera) in the El Harrach Wadi (Algeria). *Arab J Geosci*. 13, 1–14.
- Bouquegneau, J., Ballan-Dufrançais, C., Jeantet, A., 1985. Storage of Hg in the ileum of *Blatella germanica*: biochemical characterization of metallothionein. *Comp Biochem Physiol*. 80, 95–98.
- Brasso, R., Rittenhouse, K., Winder, V., 2020. Do songbirds in wetlands show higher mercury bioaccumulation relative to conspecifics in non-wetland habitats? *Ecotoxicology*. 29, 1183–1194.
- Brasso, R., Cristol, D., 2008. Effects of mercury exposure on the reproductive success of tree swallows (*Tachycineta bicolor*). *Ecotoxicology*. 17, 133–141.
- Broadley, H., Cottingham, K., Baer, N., Weathers, K., Chaves-Ulloa, R., Chickering, J., Wilson, A., Shrestha, J., Chen, C., 2019. Factors affecting MeHg bioaccumulation in stream biota: the role of dissolved organic carbon and diet. *Ecotoxicology*. 28, 949–963.
- Broussard, L., Hammett-Stabler, C., Winecker, R., Roper-Miller, J., 2002. The toxicology of mercury. *Lab Med*. 33, 614–625.
- Burger, J., Gochfeld, M., 1997. Heavy metal and selenium concentrations in feathers of egrets from Bali and Sulawesi, Indonesia. *Arch Environ Contam Toxicol*. 32, 217–221.
- Camacho, A., Espinosa, G., Reboloso, C., Carrizales, L., Ilizaliturri, C., Reyes, L., Díaz-Barriga, F., 2021. Holistic health risk assessment in an artisanal mercury mining region in Mexico. *Environ Monit Assess*, 193.
- Cardoso, P., Barton, P., Birkhofer, K., Chichorro, F., Deacon, C., Fartmann, T., Fukushima, C., Gaigher, R., Habel, J., Hallmann, C., Hill, M., Hochkirch, A., Kwak, M., Mammola, S., Noriega, J., Orfinger, A., Pedraza, F., Pryke, J., Roque, F., Samways, M., 2020. Scientists' warning to humanity on insect extinctions. *Biol Conserv*. 242.
- Carrasco-Rueda, F., Loïselles, B., Frederick, P., 2020. Mercury bioaccumulation in tropical bats from a region of active artisanal and small-scale gold mining. *Ecotoxicology*. 29, 1032–1042.
- Cavallini, A., Natali, L., Durante, M., Maserti, B., 1999. Mercury uptake, distribution and DNA affinity in durum wheat (*Triticum durum* Desf.) plants. *Sci Total Environ*. 243/244, 119–127.
- Chaves-Ulloa, R., Taylor, B., Broadley, H., Cottingham, K., Baer, N., Weathers, K., Ewing, H., Chen, C., 2016. Dissolved organic carbon modulates mercury concentrations in insect subsidies from streams to terrestrial consumers. *Ecol Appl*. 26, 1771–1784.
- Chen, Z., Wu, X., Luo, H., Zhao, L., Ji, X., Qiao, X., Jin, Y., Liu, W., 2016. Acute exposure of mercury chloride stimulates the tissue regeneration program and reactive oxygen species production in the *Drosophila* midgut. *Environ Toxicol Pharmacol*. 41, 32–38.
- Clarke, R., Klapstein, S., Hillier, N., O'Driscoll, N., 2022. Methylmercury in caddisflies and mayflies: influences of water and sediment chemistry. *Chemosphere*. 286.
- Custer, C., Custer, T., Hill, E., 2007. Mercury exposure and effects on cavity-nesting birds from the Carson River, Nevada. *Arch Environ Contam Toxicol*. 52, 129–136.

- Custer, C., Yang, C., Crock, J., Shearn-Bochsler, V., Smith, K., Hageman P., 2009. Exposure of insects and insectivorous birds to metals and other elements from abandoned mine tailings in three Summit County drainages, Colorado. *Environ Monit Assess.* 153, 161–177.
- Daniel, C., McCreadie, J., 2014. Mercury accumulation in the water column, stream sediments and larval black fly (Diptera: Simuliidae) tissue in coastal streams of Alabama, USA. *Water Air Soil Pollut.* 225.
- Davis, A., Bloom, N., Hee, S., 1997. The environmental geochemistry and bioaccessibility of mercury in soils and sediments: a review. *Risk Anal.* 17, 557–569.
- Diouf, M., Sillam-Dusses, D., Alphonse, V., Frechault, S., Miambi, E., Mora, P., 2019. Mercury species in the nests and bodies of soil-feeding termites, *Silvestritermes* spp. (Termitidae, Syntermitinae), in French Guiana. *Environ Pollut.* 254.
- Dukerschein, J., Wiener, J., Rada, R., Steingraeber, M., 1992. Cadmium and mercury in emergent mayflies (*Hexagenia bilineata*) from the upper Mississippi River. *Arch Environ Contam Toxicol* 23, 109–116.
- Elder, J., Gaufin, A., 1974. The toxicity of three mercurials to *Pteronarcys californica*, and some possible physiological effects which influence the toxicities. *Environ Res.* 7, 169–175.
- Ericksen, J., Gustin, M., Schorran, D., Johnson, D., Lindberg, S., Coleman, J., 2003. Accumulation of atmospheric mercury in forest foliage. *Atmos Environ.* 37, 1613–1622.
- Frasco, M., Colletier, J., Weik, M., Carvalho, F., Guilhermino, L., Stojan, J., Fournier, D., 2007. Mechanisms of cholinesterase inhibition by inorganic mercury. *FEBS J.* 274, 1849–1861.
- Frat, L., Chertemps, T., Pesce, E., Bozzolan, F., Dacher, M., Planelló, R., Herrero, O., Llorente, L., Moers, D., Siaussat, D., 2021. Single and mixed exposure to cadmium and mercury in *Drosophila melanogaster*: molecular responses and impact on post-embryonic development. *Ecotoxicol Environ Saf.* 220.
- Frescholtz, T., Gustin, M., Schorran, D., Fernandez, G., 2003. Assessing the source of mercury in foliar tissue of quaking aspen. *Environ Toxicol Chem.* 22, 2114–2119.
- Gayathri, M., Krishnamurthy, N., 1985. Investigations on the mutagenicity of two organomercurial pesticides, ceresan and agallol 3, in *Drosophila melanogaster*. *Environ Res.* 36, 218–229.
- Gillet, A., Seewagen, C., 2014. Mercury exposure of a wetland songbird, *Agelaius phoeniceus*, in the New York metropolitan area and its effect on nestling growth rate. *Environ Monit Assess.* 186, 4029–4036.
- Graydon, J., Louis, V., Hintelmann, H., Lindberg, S., Sandilands, K., Rudd, J., Kelly, C., Hall, Britt., Mowat, Linnea., 2008. Long-term wet and dry deposition of total and methyl mercury in the remote boreal ecoregion of Canada. *Environ Sci Technol.* 42, 8345–8351.
- Hallinger, K., Cristol, D., 2011. The role of weather in mediating the effect of mercury exposure on reproductive success in tree swallows. *Ecotoxicology.* 20, 1368–1377.
- Hammerschmidt, C., Fitzgerald, W., 2008. Methylmercury in arctic Alaskan mosquitoes: implications for impact of atmospheric mercury depletion events. *Environ Chem.* 5, 127–130.
- Hammerschmidt, C., Fitzgerald, W., 2005. Methylmercury in mosquitoes related to atmospheric mercury deposition and contamination. *Environ Sci Technol.* 39, 3034–3039.

- Haney, A., Lipsey, R., 1973. Accumulation and effects of methyl mercury hydroxide in a terrestrial food chain under laboratory conditions. *Environ Pollut.* 5, 305–316.
- Hanson, P., Lindberg, S., Tabberer, T., Owens, J., Kim, K., 1995. Foliar exchange of mercury vapor: evidence for a compensation point. *Water Air Soil Pollut.* 80, 373–382.
- Harding, K., Gowland, J., Dillon, P., 2006. Mercury concentration in black flies *Simulium* spp. (Diptera, Simuliidae) from soft-water streams in Ontario, Canada. *Environ Pollut.* 143, 529–535.
- Haro, R., Bailey, S., Northwick, R., Rolffhus, K., Sandheinrich, M., Wiener, J., 2013. Burrowing dragonfly larvae as biosentinels of methylmercury in freshwater food webs. *Environ Sci Technol.* 47, 8148–8156.
- Hasriyanty, Anshary, A., Saleh, S., Cyio, M., Yunus, M., 2018. Effect of mercury contamination on the diversity of soil arthropods in Poboya gold mining. *J Environ Sci Technol.* 11, 254–261.
- Hawley, D., Hallinger, K., Cristol, D., 2009. Compromised immune competence in free-living tree swallows exposed to mercury. *Ecotoxicology.* 18, 499–503.
- Heiker, L., Adams, R., Ramos, C., 2018. Mercury bioaccumulation in two species of insectivorous bats from urban China: influence of species, age, and land Use type. *Arch Environ Contam Toxicol.* 75, 585–593.
- Hothem, R., Trejo, B., Bauer, M., Crayon, J., 2008. Cliff swallows *Petrochelidon pyrrhonota* as bioindicators of environmental mercury, Cache Creek Watershed, California. *Arch Environ Contam Toxicol.* 55, 111–121.
- Hussain, S., Jamil, K., 1992. Appearance of new proteins in water hyacinth weevils (*Neochetina eichhornae* Warner), under the influence of metal bioaccumulation. *Arch Environ Contam Toxicol.* 22, 214–218.
- Hussain, S., Jamil, K., 1990. Bioaccumulation of mercury and its effect on protein metabolism of the water hyacinth weevil *Neochetina eichhornae* (Warner). *Bull Environ Contam Toxicol.* 45: 294–298.
- Ilizaliturri, C., González-Mille, D., Pelallo, N., Mejía-Saavedra, J., Dosal, A., Pérez-Maldonado, I., Batres, L., Díaz-Barriga, F., Espinosa, G., 2009. Revisión de las metodologías sobre evaluación de riesgos en salud para el estudio de comunidades vulnerables en América Latina. *Interciencias.* 34, 710–717.
- Jackson, A., Eagles-Smith, C., Robinson, W., 2021. Differential reliance on aquatic prey subsidies influences mercury exposure in riparian arachnids and songbirds. *Ecol Evol.* 11, 7003–7017.
- Janiga, M., Haas, M., 2019. Alpine accentors as monitors of atmospheric long-range lead and mercury pollution in alpine environments. *Environ Sci Pollut Res.* 26, 2445–2454.
- Jensen, P., Johnson, L., Trumble, J., 2006. Individual and joint actions of selenate and methylmercury on the development and survival of insect detritivore *Megaselia scalaris* (Diptera: Phoridae). *Arch Environ Contam Toxicol.* 50, 523–530.
- Jensen, P., Sorensen, M., Walton, W., Trumble, J., 2007. Lethal and sublethal responses of an aquatic insect *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) challenged with individual and joint exposure to dissolved sodium selenate and methylmercury chloride. *Environ Toxicol.* 22, 287–294.
- Jones, T., Chumchal, M., Drenner, R., Timmins, G., Nowlin, W., 2013. Bottom-up nutrient and top-down fish impacts on insect-mediated mercury flux from aquatic ecosystems. *Environ Toxicol Chem.* 32, 612–618.

- Kardynal, K., Jardine, T., Génier, C., Bumelis, K., Mitchell, G., Evans, M., Hobson, K., 2020. Mercury exposure to swallows breeding in Canada inferred from feathers grown on breeding and non-breeding grounds. *Ecotoxicology*. 29, 876–891.
- Karjalainen, A., Salmelin, J., Dimock, B., Hintelmann, H., 2020. Blackfly larvae (*Simulium* spp.) can intensify methylmercury biomagnification in boreal food webs. *Water Air Soil Pollut*. 231, 1–15.
- Konkler, M., Hammerschmidt, C., 2012. Methylmercury in mosquitoes around a large coal-fired power plant in central Ohio. *Environ Toxicol Chem*. 31.
- Kwon, S., Blum, J., Nadelhoffer, K., Timothy, D., Tsui, M., 2015. Isotopic study of mercury sources and transfer between a freshwater lake and adjacent forest food web. *Sci Total Environ*. 532, 220–229.
- Limper, U., Knopf, B., König, H., 2008. Production of methyl mercury in the gut of the Australian termite *Mastotermes darwiniensis*. *J Appl Entomol*. 132, 168–176.
- Lindberg, S., Hanson, P., Meyers, T., Kim, K., 1998. Air/surface exchange of mercury vapor over forests - the need for a reassessment of continental biogenic emissions. *Atmos Environ*. 32, 895–908.
- Lindqvist, L., Block, M., 1997. Losses of Cd, Hg, and Zn during metamorphosis in the beetle *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). *Bull Environ Contam Toxicol*. 58, 67–70.
- Lindqvist, L., Block, M., Tjälve, H., 1995. Distribution and excretion of Cd, Hg, methyl-Hg and Zn in the predatory beetle *Pterostichus niger* (Coleoptera: Carabidae). *Environ Toxicol Chem*. 14, 1195–1201.
- Lisón, F., Espín, S., Aroca, B., Calvo, J., García-Fernández, A., 2017. Assessment of mercury exposure and maternal-foetal transfer in *Miniopterus schreibersii* (Chiroptera: Miniopteridae) from southeastern Iberian Peninsula. *Environ Sci Pollut Res*. 24, 5497–5508.
- Lopes, I., Sedlmayr, A., Moreira-Santos, M., Moreno-Garrido, I., Blasco, J., Ribeiro, R., 2010. European bee-eater (*Merops apiaster*) populations under arsenic and metal stress: evaluation of exposure at a mining site. *Environ Monit Assess*. 161, 237–245.
- Louis, V., Rudd, J., Kelly, C., Hall, B., Rolffhus, K., Scott, K., Lindberg, S., Dong, W., 2001. Importance of the forest canopy to fluxes of methyl mercury and total mercury to boreal ecosystems. *Environ Sci Technol*. 35, 3089–3098.
- Luo, K., Xu, Z., Wang, X., Quan, R., Lu, Z., Bi, W., Zhao, H., Qiu, G., 2020. Terrestrial methylmercury bioaccumulation in a pine forest food chain revealed by live nest videography observations and nitrogen isotopes. *Environ Pollut*. 263, 1–10.
- Lyman, S., Cheng, I., Gratz, L., Weiss-Penzias, P., Zhang, L., 2020. An updated review of atmospheric mercury. *Sci Total Environ*. 707.
- Mahapatra, C., Bond, J., Rand, D., Rand, M., 2010. Identification of methylmercury tolerance gene candidates in *Drosophila*. *Toxicol Sci*. 116, 225–238.
- Mahapatra, C., Rand, M., 2012. Methylmercury tolerance is associated with the humoral stress factor gene *Turandot A*. *Neurotoxicol Teratol*. 34, 387–394.
- Mailman, M., Bodaly, R., 2005. Total mercury, methyl mercury, and carbon in fresh and burned plants and soil in Northwestern Ontario. *Environ Pollut*. 138, 161–166.
- Malakar, C., Ganguly, A., Sarkar, A., Haldar, P., 2009. Effects of mercury on development of *Oxya fuscovittata* (Marschall) (Orthoptera: Acrididae). *J Orthoptera Res*. 18, 159–164.

- Martoja, R., Bouquegneau, J., Verthe, C., 1983. Toxicological effects and storage of cadmium and mercury insect *Locusta migratoria* (Orthoptera). *J Invertebr Pathol.* 43, 17–32.
- Mason, R., Laporte, J., Andres, S., 2000. Factors controlling the bioaccumulation of mercury, methylmercury, arsenic, selenium, and cadmium by freshwater invertebrates and fish. *Arch Environ Contam Toxicol.* 38, 283–297.
- Mathew, C., Al-Doori, Z., 1976. The mutagenic effect of the mercury fungicide ceresan M in *Drosophila melanogaster*. *Mutat Res.* 40, 31–36.
- Migula, P., Glowacka, E., Nuorteva, S., Nourteva, P., Tulisalo, E., 1997. Time-related effects of intoxication with cadmium and mercury in the red wood ant. *Ecotoxicology.* 6, 307–320.
- Millhollen, A., Gustin, M., Obrist, D., 2006. Foliar mercury accumulation and exchange for three tree species. *Environ Sci Technol.* 40, 6001–6006.
- Mojica-Vázquez, L., Madrigal-Zarraga, D., García-Martínez, R., Boube, M., Calderón-Segura, M., Oyallon, J., 2019. Mercury chloride exposure induces DNA damage, reduces fertility, and alters somatic and germline cells in *Drosophila melanogaster* ovaries. *Environ Sci Pollut Res.* 26.
- Montgomery, S., Vorobjikina, D., Huang, W., Mackay, T., Anholt, R., Rand, M., 2014. Genome-wide association analysis of tolerance to methylmercury toxicity in *Drosophila* implicates myogenic and neuromuscular developmental pathways. *PLoS One.* 9.
- Morel, F., Kraepiel, A., Amyot, M., 1998. The chemical cycle and bioaccumulation of mercury. *Annu Rev Ecol Syst.* 29: 543–66.
- Moreno-Brush, M., Portillo, A., Brändel, S., Storch, I., Tschapka, M., Biester, H., 2018. Mercury concentrations in bats (Chiroptera) from a gold mining area in the Peruvian Amazon. *Ecotoxicology.* 27, 45–54.
- Mosbæk, H., Tjell, J., Sevel, T., 1988. Plant uptake of airborne mercury in background areas. *Chemosphere.* 17, 1227–1236.
- Moyo, S., 2020. Preliminary estimations of insect mediated transfers of mercury and physiologically important fatty acids from Water to Land. *Biomolecules.* 10, 1–19.
- Nam, D., Yates, D., Ardapple, P., Evers, D., Schmerfeld, J., Basu, N., 2012. Elevated mercury exposure and neurochemical alterations in little brown bats (*Myotis lucifugus*) from a site with historical mercury contamination. *Ecotoxicology.* 21, 1094–1101.
- Navarro, A., 2008. Review of characteristics of mercury speciation and mobility from areas of mercury mining in semi-arid environments. *Rev Env Sci Biotechnol.* 7, 287–306.
- Niu, Z., Zhang, X., Wang, S., Ci, Z., Kong, X., Wang, Z., 2013. The linear accumulation of atmospheric mercury by vegetable and grass leaves: potential biomonitors for atmospheric mercury pollution. *Environ Sci Pollut Res.* 20, 6337–6343.
- Northam, W., Allison, L., Cristol, D., 2011. Using group-specific PCR to detect predation of mayflies (Ephemeroptera) by wolf spiders (Lycosidae) at a mercury-contaminated site. *Sci Total Environ.* 416, 225–231.
- Nuorteva, P., Nuorteva S., 1982. The fate of mercury in sarcosaprophagous flies and in insects eating them. *Ambio.* 11, 34–37.
- Nuorteva, P., Nuorteva, S., Suckcharoen, S., 1980. Bioaccumulation of mercury in blowflies collected near the mercury mine of Idrija, Yugoslavia. *Bull Environ Contam Toxicol.* 24, 515–521.

- Odin, M., Boudou, A., 1996. Temperature and pH effects on Cadmium and Methylmercury bioaccumulation by nymphs of the burrowing mayfly *Hexagenia rigida*, from water column or sediment source. *Arch Environ Contam Toxicol.* 31, 339–349.
- Odin, M., Ribeyre, F., Boudou, A., 1995. Cadmium and methylmercury bioaccumulation by nymphs of the burrowing mayfly *Hexagenia rigida* from the water column and sediment. *Environ Sci Pollut Res.* 2, 145–152.
- ONU Medio Ambiente, 2017. Convenio de Minamata sobre el mercurio.
- Ortiz, C., Weiss-Penzias, P., Fork, S., Flegal, A., 2015. Total and monomethyl mercury in terrestrial arthropods from the Central California Coast. *Bull Environ Contam Toxicol.* 94, 425–430.
- Paula, M., Zemolin, A., Vargas, A., Golombieski, R., Loreto, E., Saidelles, A., Picoloto, R., Flores, E., Pereira, A., Rocha, J., Merritt, Franco, J., Posser, T., 2012. Effects of Hg (II) exposure on MAPK phosphorylation and antioxidant system in *D. melanogaster*. *Environ Toxicol.* 29, 621–630.
- Pennuto, C., Smith, M., 2015. From midges to spiders: mercury biotransport in riparian zones near the Buffalo river area of concern (AOC), USA. *Bull Environ Contam Toxicol.* 95, 701–706.
- Piccoli, B., Alvim, J., da Silva, F., Nogara, P., Olagoke, O., Aschner, M., Oliveira, C., Rocha, J., 2020. High level of methylmercury exposure causes persisted toxicity in *Nauphoeta cinerea*. *Environ Sci Pollut Res.* 27, 4799–4813.
- Prince, L., Rand, M., 2018. Notch target gene *E(spl)mδ* is a mediator of methylmercury-induced myotoxicity in *Drosophila*. *Front Genet.* 8.
- Qiu, G., Abeysinghe, K., Yang, X., Xu, Z., Xu, X., Luo, K., Goodale, E., 2019. Effects of selenium on mercury bioaccumulation in a terrestrial food chain from an abandoned mercury mining region. *Bull Environ Contam Toxicol.* 102, 329–334.
- Ramel, C., Magnusson, J., 1967. Genetic effects of organic mercury compounds. II. Chromosome segregation in *Drosophila melanogaster*. *Hereditas.* 61, 231–254.
- Rea, A., Lindberg, S., Keeler, G., 2001. Dry deposition and foliar leaching of mercury and selected trace elements in deciduous forest throughfall. *Atmos Environ.* 35, 3453–3462.
- Rimmer, C., McFarland, K., Evers, D., Miller, E., Aubry, Y., Busby, D., Taylor, R., 2005. Mercury concentrations in Bicknell's Thrush and other insectivorous passerines in montane forests of Northeastern North America. *Ecotoxicology.* 14, 223–240.
- Rimmer, C., Miller, E., McFarland, K., Taylor, R., Faccio, S., 2010. Mercury bioaccumulation and trophic transfer in the terrestrial food web of a montane forest. *Ecotoxicology.* 19, 697–709.
- Riva-Murray, K., Bradley, P., Brigham, M., 2020. Methylmercury — total mercury ratios in predator and primary consumer insects from Adirondack streams (New York, USA). *Ecotoxicology.* 29, 1644–1658.
- Rodrigues, A., Jesus, F., Fernandes, M., Morgado, F., Soares, A., Abreu, S., 2013a. Mercury toxicity to freshwater organisms: extrapolation using species sensitivity distribution. *Bull Environ Contam Toxicol.* 91, 191–196.
- Rodrigues, N., Nunes, M., Silva, D., Zemolin, A., Meinerz, D., Cruz, L., Pereira, A., Rocha, J., Posser, T., Franco, J., 2013b. Is the lobster cockroach *Nauphoeta cinerea* a valuable model for evaluating mercury induced oxidative stress? *Chemosphere.* 92, 1177–1182.

- Rodríguez, R., Mateo, R., Jiménez-Moreno, M., 2017. Is gastrointestinal microbiota relevant for endogenous mercury methylation in terrestrial animals? *Environ Res.* 152, 454–461.
- Rossaro, B., Gaggino, G., Archetti, R., 1986. Accumulation of mercury in larvae and adults, *Chironomus riparius* (Meigen). *Bull Environ Contam Toxicol.* 37, 402–406.
- Rowse, L., Rodewald, A., Sullivan, S., 2014. Pathways and consequences of contaminant flux to Acadian flycatchers (*Empidonax virescens*) in urbanizing landscapes of Ohio, USA. *Sci Total Environ.* 485–486, 461–467.
- Runck, C., 2007. Macroinvertebrate production and food web energetics in an industrially contaminated stream. *Ecol Appl.* 17, 740–753.
- Sánchez-Bayo, F., Wyckhuys, K., 2020. Further evidence for a global decline of the entomofauna. *Austral Entomol.* 60.
- Sánchez-Bayo, F., Wyckhuys, K., 2019. Worldwide decline of the entomofauna: a review of its drivers. *Biol Conserv.* 232, 8–27.
- Sauter, E., Hare, L., Campbell, P., Boudou, A., Ribeyre, F., 1993. Mercury accumulation in the burrowing mayfly *Hexagenia rigida* (Ephemeroptera) exposed to CH₃HgCl or HgCl₂ in water and sediment. *Wat Res.* 27, 1041–1048.
- Sari, M., Inoue, T., Matsumoto, Y., Yokota, K., Isrun, I., 2016. Assessing a mercury affected area from small-scale gold mining in Poboya, Central Sulawesi, Indonesia. *Environ Ecol Res.* 4, 223–230.
- Särkkä, J., 1979. Mercury and chlorinated hydrocarbons in zoobenthos of Lake Päijänne, Finland. *Arch Environ Contam Toxicol.* 8, 161–173.
- Schlüter, K., 2000. Review: evaporation of mercury from soils. An integration and synthesis of current knowledge. *Environ Geol.* 39, 249–271.
- Schmidt, G., 1986. Use of grasshoppers as test animals for the ecotoxicological evaluation of chemicals in the soil. *Agric Ecosyst Environ.* 16, 175–188.
- Schmidt, G., Ibrahim, N., 1994. Heavy metal content (Hg²⁺, Cd²⁺, Pb²⁺) in various body parts: its impact on cholinesterase activity and binding glycoproteins in the grasshopper *Aiolopus thalassinus* adults. *Ecotoxicol Environ Saf.* 29, 148–164.
- Schmidt, G., Ibrahim, N., Abdallah, M., 1992. Long-term effects of heavy metals in food on developmental stages of *Aiolopus thalassinus* (Saltatoria: Acrididae). *Arch Environ Contam Toxicol.* 23, 375–382.
- Schmidt, G., Ibrahim, N., Abdallah, M., 1991. Toxicological studies on the long-term effects of heavy metals (Hg, Cd, Pb) in soil on the development of *Aiolopus thalassinus* (Fabr.) (Saltatoria: Acrididae). *Sci Total Environ.* 107, 109–133.
- Schulwitz, S., Chumchal, M., Johnson, J., 2015. Mercury concentrations in birds from two atmospherically contaminated sites in North Texas, USA. *Arch Environ Contam Toxicol.* 69, 390–398.
- Schwesig, D., Krebs, O., 2003. The role of ground vegetation in the uptake of mercury and methylmercury in a forest ecosystem. *Plant Soil.* 253, 445–455.
- Schwesig, D., Matzner, E., 2001. Dynamics of mercury and methylmercury in forest floor and runoff of a forested watershed in Central Europe. *Biogeochemistry.* 53, 181–200.

- Shao, B., Luo, J., He, M., Tian, L., He, W., Xu, L., Zhang, Z., Lin, Y., 2020. Ecological risk assessment at the food web scale: A case study of a mercury contaminated oilfield. *Chemosphere*. 260.
- Sharma, G., Sobti, R., Chaudhry, A., Ahluwalia, K., 1988. Genotoxicity of two heavy metal compounds - lead acetate and mercuric chloride in the Mosquito, *Anopheles Stephensi* Liston (Culicidae: Diptera). *Cytologia* (Tokyo). 53, 263–267.
- Siegel, B., Siegel, S., Correa, T., Dagan, C., Galvez, G., Leeloy, L., Padua, A., Yaeger, E., 1991. The protection of invertebrates, fish, and vascular plants against inorganic mercury poisoning by sulfur and selenium derivatives. *Arch Environ Contam Toxicol* 20: 241–246.
- Sierra-Marquez, L., Peñuela-Gomez, S., Franco-Espinosa, L., Gomez-Ruiz, D., Diaz-Nieto, J., Sierra-Marquez, J., Olivero-Verbel, J., 2018. Mercury levels in birds and small rodents from Las Orquideas National Natural Park, Colombia. *Environ Sci Pollut Res*. 25, 35055–35063.
- Skinner, K., Bennett, J., 2007. Altered gill morphology in benthic macroinvertebrates from mercury enriched streams in the Neversink Reservoir Watershed, New York. *Ecotoxicology*. 16, 311–316.
- Speir, S., Chumchal, M., Drenner, R., Cocke, G., Lewis, M., Whitt, H., 2014. Methyl mercury and stable isotopes of nitrogen reveal that a terrestrial spider has a diet of emergent aquatic insects. *Environ Toxicol Chem*. 33, 2506–2509.
- Suchanek, T., Eagles-Smith, C., Slotton, D., Harner, E., Adam, D., Colwell, A., Anderson, N., Woodward, D., 2008. Mine-derived mercury: effects on lower trophic species in Clear Lake, California. *Ecol Appl*. 18, 158–176.
- Suchanek, T., Richerson, P., Holts, L., Lamphere, B., Woodmansee, C., Slotton, D., Harner, E., Woodward, L., 1995. Impacts of mercury on benthic invertebrate populations and communities within the aquatic ecosystem of Clear Lake, California. *Water, Air Soil Pollut*. 80, 951–960.
- Syaripuddin, K., Kumar, A., Sing, K., Halim, M., Nursyereen, M., Wilson, J., 2014. Mercury accumulation in bats near hydroelectric reservoirs in Peninsular Malaysia. *Ecotoxicology*. 23, 1164–1171.
- Tavshunsky, I., Eggert, S., Mitchell, C., 2017. Accumulation of methylmercury in invertebrates and masked shrews (*Sorex cinereus*) at an upland forest – peatland interface in Northern Minnesota, USA. *Bull Environ Contam Toxicol*. 99, 673–678.
- Taylor, C., Cristol, D., 2015. Tissue mercury concentrations and survival of tree swallow embryos, nestlings and young adult females on a contaminated site. *Bull Environ Contam Toxicol*. 95, 459–464.
- Townsend, J., Driscoll, C., Rimmer, C., Mcfarland, K., 2014. Avian, salamander, and forest floor mercury concentrations increase with elevation in a terrestrial ecosystem. *Environ Toxicol Chem*. 33, 208–215.
- Tremblay, A., Cloutier, L., Lucotte, M., 1998. Total mercury and methylmercury fluxes via emerging insects in recently flooded hydroelectric reservoirs and a natural lake. *Sci Total Environ*. 219, 209–221.
- Tremblay, A., Lucotte, M., 1997. Accumulation of total mercury and methyl mercury in insect larvae of hydroelectric reservoirs. *Can J Fish Aquat Sci*. 54, 832–841.

- Tremblay, A., Lucotte, M., Meili, M., Cloutier, L., Pichet, P., 1996a. Total mercury and methylmercury contents of insects from boreal lakes: ecological, spatial and temporal patterns. *Water Qual Res J Canada*. 31, 851–873.
- Tremblay, A., Lucotte, M., Rheault, I., 1996b. Methylmercury in a benthic food web of two hydroelectric reservoirs and a natural lake of northern Québec (Canada). *Water Air Soil Pollut*. 91, 255–269.
- Triplehorn, C., Johnson, N., 2004. Borror and DeLong's introduction to the study of insects, seventh edition. Cengage Learning.
- Tsui, M., Finlay, J., Nater, E., 2009. Mercury bioaccumulation in a stream network. *Environ Sci Technol*. 43, 7016–7022.
- Tweedy, B., Drenner, R., Chumchal, M., Kennedy, J., 2013. Effects of fish on emergent insect-mediated flux of methyl mercury across a gradient of contamination. *Environ Sci Technol*. 47, 1614–1619.
- Vedamanikam, V., Shazilli, N., 2008. The effect of multi-generational exposure to metals and resultant change in median lethal toxicity tests values over subsequent generations. *Bull Environ Contam Toxicol*. 80, 63–67.
- Vermeulen, A., Liberloo, G., Dumont, P., Ollevier, F., Goddeeris, B., 2000. Exposure of *Chironomus riparius* larvae (diptera) to lead, mercury and β -sitosterol: effects on mouthpart deformation and moulting. *Chemosphere*. 41, 1581–1591.
- Wada, H., Yates, D., Evers, D., Taylor, R., Hopkins, W., 2010. Tissue mercury concentrations and adrenocortical responses of female big brown bats (*Eptesicus fuscus*) near a contaminated river. *Ecotoxicology*. 19, 1277–1284.
- Wagner, D., Grames, E., Forister, M., Berenbaum, M., Stopak, D., 2021. Insect decline in the Anthropocene: death by a thousand cuts. *Proc Natl Acad Sci*. 118, 1–10.
- Walters, D., Cross, W., Kennedy, T., Baxter, C., Hall, J., Rosi, E., 2020. Food web controls on mercury fluxes and fate in the Colorado River, Grand Canyon. *Sci Adv*. 6, 1–9.
- Wang, Q., Zhang, Z., Zhou, X., Lu, X., 2013. Mercury distribution and accumulation in typical wetland ecosystems of Sanjiang Plain, Northeast China. *Chinese Geogr Sci*. 23, 49–58.
- Webster, A., Cleckner, L., Razavi, N., 2021. Mercury concentrations in big brown bats (*Eptesicus fuscus*) of the Finger Lakes Region, New York. *Arch Environ Contam Toxicol*. 81, 1–14.
- Wilson, J., Mittler, T., 1987. Chronic mercury vapor poisoning of aphids. *Experientia*. 43, 334–336.
- Yu, X., Sun, R., Yan, H., Guo, X., Xu, B., 2012. Characterization of a sigma class glutathione S-transferase gene in the larvae of the honeybee (*Apis cerana cerana*) on exposure to mercury. *Comp Biochem Physiol Part B*. 161, 356–364.
- Yung, L., Bertheau, C., Cazaux, D., Regier, N., Slaveykova, V., Chalot, M., 2019. Insect life traits are key factors in mercury accumulation and transfer within the terrestrial food web. *Environ Sci Technol*. 53, 11122–11132.
- Zaman, K., MacGill, R., Johnson, J., Ahmad, S., Pardini, R., 1994. An insect model for assessing mercury toxicity: effect of mercury on antioxidant enzyme activities of the housefly (*Musca domestica*) and the Cabbage Looper Moth (*Trichoplusia ni*). *Arch Environ Contam Toxicol*. 26, 114–118.

Zhang, Z., Lu, X., Wang, Q., Zheng, D., 2009. Mercury, cadmium and lead biogeochemistry in the soil–plant–insect system in Huludao City. *Bull Environ Contam Toxicol.* 83, 255–259.

Zhang, Z., Song, X., Wang, Q., Lu, X., 2012. Mercury bioaccumulation and prediction in terrestrial insects from soil in Huludao City, Northeast China. *Bull Environ Contam Toxicol.* 89, 107–112.

Zheng, D., Wang, Q., Zhang, Z., Zheng, N., Zhang, X., 2008. Bioaccumulation of total and methyl mercury by arthropods. *Bull Environ Contam Toxicol.* 81, 95–100.

Zheng, D., Zhang, Z., Wang, Q., 2010. Total and methyl mercury contents and distribution characteristics in Cicada, *Cryptotympana atrata* (Fabricius). *Bull Environ Contam Toxicol.* 84, 749–753.

Zhou, J., Wang, Z., Sun, T., Zhang, H., Zhang, X., 2016. Mercury in terrestrial forested systems with highly elevated mercury deposition in southwestern China: the risk to insects and potential release from wildfires. *Environ Pollut.* 212, 188–196.

CAPITULO 5. MINERIA DE MERCURIO EN LA SIERRA GORDA QUERETANA

5.1 Arsenic and mercury exposure in different insect trophic guilds from mercury mining areas in Mexico

5.1.1 Cite

Reboloso-Hernández, C. A., Vallejo-Pérez, M. R., Carrizales-Yáñez, L., Garrigos-Lomelí, G. J., Razo-Soto, I., & Diaz-Barriga, F. (2024). Arsenic and mercury exposure in different insect trophic guilds from mercury mining areas in Mexico. *Environmental monitoring and assessment*, 196(5), 422. <https://doi.org/10.1007/s10661-024-12571-9>

5.1.2 Abstract

The exposure to arsenic and mercury in various insect trophic guilds from two mercury mining sites in Mexico was assessed. The two study sites were La Laja (LL) and La Soledad (LS) mines. Additionally, a reference site (LSR) was evaluated for LS. The terrestrial ecosystem was studied at LL, whereas both the terrestrial ecosystem and a stream called El Cedral (EC) were assessed at LS. The study sites are situated in the Biosphere Reserve Sierra Gorda (BRSG). Mercury vapor concentrations were measured with a portable analyzer, and concentrations of arsenic and mercury in environmental and biological samples were determined through atomic absorption spectrophotometry. Both pollutants were detected in all terrestrial ecosystem components (soil, air, leaves, flowers, and insects) from the two mines. The insect trophic guilds exposed included pollinivores, rhizophages, predators, coprophages, and necrophages. In LS, insects accumulated arsenic at levels 29 to 80 times higher than those found in specimens from LSR, and 10 to 46 times higher than those from LL. Similarly, mercury exposure in LS was 13 to 62 times higher than LSR, and 15 to 54 times higher than in LL. The analysis of insect exposure routes indicated potential exposure through air, soil, leaves, flowers, animal prey, carrion, and excrement. Water and sediment from EC exhibited high levels of arsenic and mercury compared to reference values, and predatory aquatic insects were exposed to both pollutants. In conclusion, insects from mercury mining sites in the BRSG are at risk.

5.1.3 Introduction

Currently, biodiversity loss stands out as one of the most pressing environmental issues globally (Richardson et al., 2023). Insects, as a taxonomic group, are particularly impacted by human activities, with research revealing alarming declines in both insect species and biomass worldwide (Sánchez-Bayo & Wyckhuys, 2020; 2019). While protected areas are employed as a conservation

strategy for insects, it is essential to acknowledge that human activities within these areas may pose risks (Chowdhury et al., 2022).

The Biosphere Reserve Sierra Gorda (BMSG) in Mexico exemplifies this concern, being a protected area that encompasses some of the country's key primary mercury mining (PMM) zones. The mercury mines within the BMSG are artisanal operations with an annual production of 804.6 t (INECC, 2019). Arsenic and mercury pollution are prevalent in these scenarios due to the presence of arsenic in the mineral paragenesis of mercury deposits and the utilization of precarious and inefficient technologies (INECC, 2020a, b; Marshall et al., 2021; Ordóñez et al., 2014).

In the PMM sites within the BMSG, the pollution of arsenic and mercury poses a potential threat to insects. These organisms can be exposed through various routes, and both elements are toxic to them.

In PMM sites, the primary sources of pollution are artisanal furnaces and waste piles of processed and non-processed minerals. Furnaces emit mercury vapors (Marshall et al., 2021; Wang et al., 2007), while waste piles contaminate soil and water bodies with arsenic and mercury (Gray et al., 2000; Loredó et al., 2003; Ordóñez et al., 2014; Zhang et al., 2004). In aquatic environments, water and sediment serve as routes of exposure to arsenic and mercury for immature aquatic insects. Both pollutants can circulate in the insect trophic chain, but only mercury in its organic form is biomagnified (Awrahman et al., 2015; Hepp et al., 2017; Lavilla et al., 2010; Mogren et al., 2012, 2014; Reboloso-Hernández et al., 2023). During their immature stages, aquatic insects become a route of exposure for insectivorous vertebrates such as fish (Mason et al., 2000; Reboloso-Hernández et al., 2023). Additionally, when insects emerge from water bodies, they transfer arsenic and mercury to terrestrial predators (Hepp et al., 2017; Mogren et al., 2013; Reboloso-Hernández et al., 2023). In terrestrial ecosystems, insects bioaccumulate arsenic and mercury from soil, plants, animal preys, and decomposing organic matter (Gongalsky, 2006; Mathews et al., 2009; Reboloso-Hernández et al., 2023). Terrestrial insects also become a route of exposure for terrestrial insectivores (Eeva et al., 2006; Reboloso-Hernández et al., 2023). In the case of mercury, terrestrial insects biomagnify organic mercury from leaves and other sources (Reboloso-Hernández et al., 2023).

Regarding the toxicity of arsenic and mercury, it has been reported that insects exposed present oxidative stress, genotoxicity, deformations, effects on development, neurotoxicity, and reproductive effects (Martinez et al., 2006; Mogren et al., 2012; Monchanin et al., 2021; Ramos-Morales & Rodríguez-Arnaiz, 1995; Reboloso-Hernández et al., 2023; Zaman et al., 1995). Effects on insect populations and communities have also been identified (Reboloso-Hernández et al., 2023; Jaffe et al., 2016).

La Laja (LL) and La Soledad (LS) are two of the most productive mercury mines in the BRSG. Environmental pollution and human exposure to arsenic and mercury have been well-documented in these mines; however, exposure in insects or other wild animals has not been studied in detail. At LL, the maximum concentrations of arsenic and mercury in calcines are 199 and 1,314 mg/kg, respectively, while at LS the maximum values are 6,803 and 10,004 mg/kg (INECC, 2020b), correspondingly. These values far exceed the reference concentrations stipulated in Mexican standards for soil in residential zones (arsenic 22 mg/kg; mercury 23 mg/kg) (SEMARNAT, 2007). The highest levels of atmospheric mercury pollution at LL and LS are 197 and 486 $\mu\text{g}/\text{m}^3$, respectively, which are far higher than the action level established for workplaces (10 $\mu\text{g}/\text{m}^3$) (Camacho et al., 2021; INECC, 2020b). Additionally, more than 90% of miners from both mines, whose mercury exposure has been evaluated, exhibit urinary mercury levels above the biological exposure index (20 $\mu\text{g}/\text{g}$ creatinine) (Camacho et al., 2021; INECC, 2020b). At LL, it is currently unknown whether wild animals are exposed, while at LS, only mercury exposure has been evaluated in plants, worms, and mice (Camacho et al., 2021; INECC, 2020b). Hence, it still needs to be studied the cumulative exposure to these toxicants in other trophic guilds for a complete ecological risk characterization. It should be noted that Mexico is a party to the Minamata Convention, and mercury pollution requires biomonitoring in accordance with Articles 12, 19, and 22 (ONU Medio Ambiente, 2017).

Taking into consideration the information presented, this research assessed the arsenic and mercury exposure in different insect trophic guilds to make visible that in PMM sites in the BRSG these animals are at risk. The exposure assessment consisted of measuring pollution in the environment (soil, air, water, and sediment), plants (leaves and flowers), and insects (herbivores, predators, and decomposers) for two purposes: determining the pollution magnitude by comparing the mining sites against reference sites and evidencing the presence of pollutants in different environmental compartments to identify potential exposure routes for insects. The exposure route analysis was carried out by integrating the evidence generated in the exposure route qualitative model adopted in Mexico by SEMARNAT within its guide for environmental risk assessment in polluted sites. This model involves the identification of pollution sources, exposure media, exposure points, exposure pathways, and receptor populations (Ruíz, 2006).

5.1.4 Materials and Methods

5.1.4.1 Study sites

The location of the study sites is illustrated in [Fig. 1](#). The two primary study sites were LL and LS mines. Additionally, a reference site (LSR) was evaluated for LS. However, at LL, access to a

reference site was not feasible. The terrestrial ecosystem was studied at LL, while both the terrestrial ecosystem and a stream called El Cedral (EC) were investigated at LS. It is important to note that the study sites are situated in the Biosphere Reserve Sierra Gorda ([Fig. 1](#)).

At LL, the characteristic vegetation is submontane scrub, and the climate is semi-arid and semi-warm, with an average annual temperature greater than 18°C. The temperature of the coldest month is less than 18°C, and the temperature of the hottest month is greater than 22°C. The region experiences summer rains, and the percentage of winter rain ranges from 5% to 10.2% of the annual total (BS1hw) (INEGI, 2018a, b).

At LS and LSR, the natural vegetation is a pine forest, and the climate is temperate and subhumid. The average annual temperature ranges between 12°C and 18°C, with the temperature of the coldest month between -3°C and 18°C. The temperature of the hottest month is below 22°C, and precipitation in the driest month is less than 40 mm. The region experiences summer rains and the percentage of winter rain ranges from 5% to 10.2% of the annual total (C(w1)) (INEGI, 2018a, b).

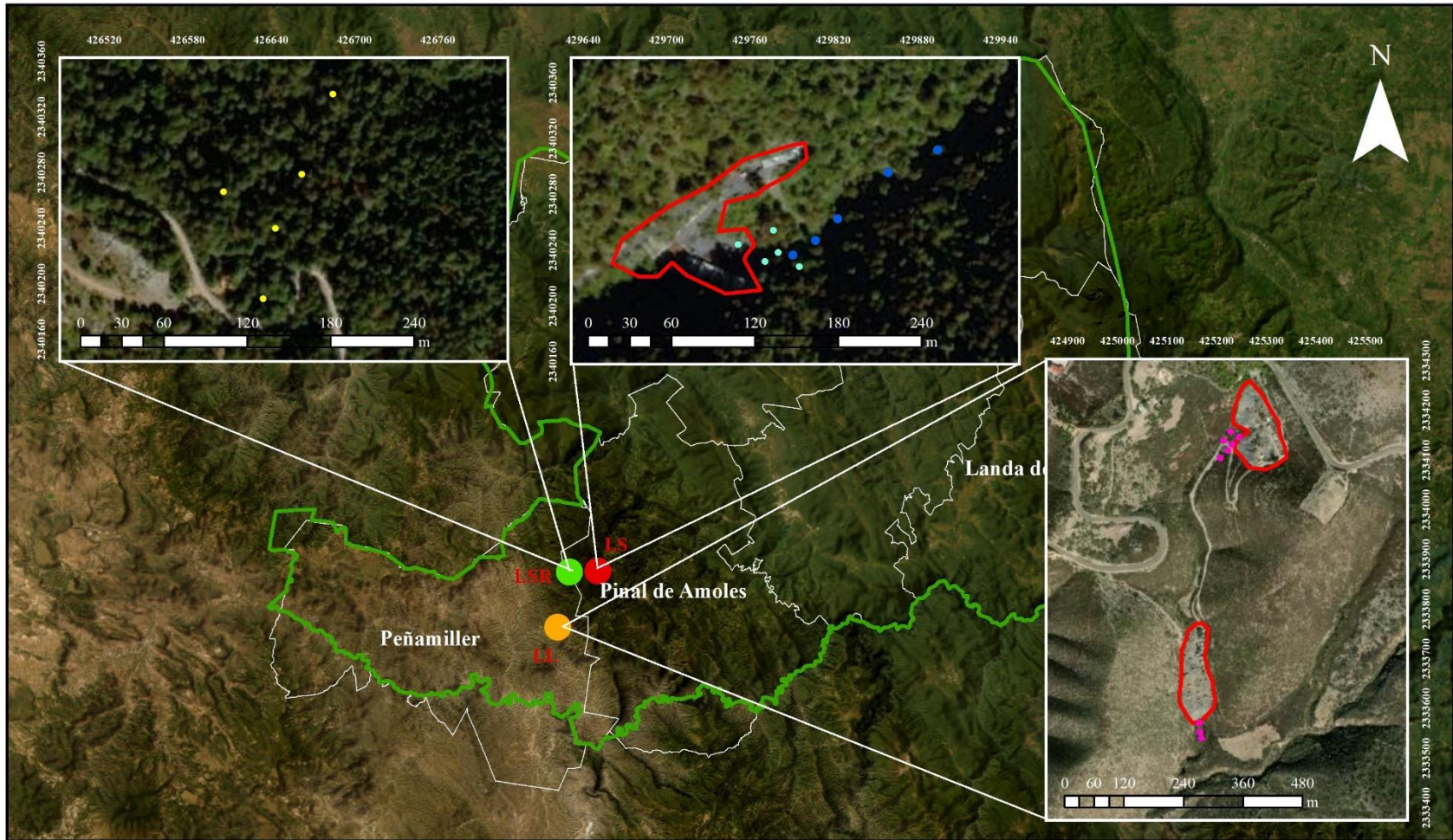
5.1.4.2 Sampling

At LL and LS, soil, air, plants, and terrestrial insects were sampled at nine and five points, respectively, located downhill from the mines and no more than 30 m away from them. Water, sediment, and aquatic insects were sampled in EC from pools within 100 m of the mine. These areas of the stream were the exclusive locations where sediment and aquatic insects could be collected.

5.1.4.3 Environmental sampling

One-kilogram samples of soil and surface sediment (0 to 5 cm deep) were collected using a plastic scoop, which was washed with water and phosphate-free detergent before being used for sampling. The soil was sieved with a stainless-steel sieve #10 (2 mm pore size) and packaged in a double polyethylene bag. During transport and storage at the laboratory, the samples were kept at 4 °C (Secretaría de Economía 2016). In LL and LS, nine and five soil samples were collected, respectively, while five sediment samples were obtained from EC. Water sampling consisted of collecting 500 mL of water in polyethylene containers. The samples were not filtered and were preserved by adding HNO₃ until they reached a pH below 2, and then refrigerating at 4 °C until they were analyzed in the laboratory (Secretaría de Economía 2001). Five water samples were collected in EC in total. At each sampling point, atmospheric gaseous mercury concentrations were measured in triplicate at heights of 0.1 and 1 m from ground level using a Jerome[®] J405 portable mercury vapor analyzer (AMETEK Arizona Instruments) with a detection range of 0.5 µg/m³ to 999 µg/m³. The air measurements were conducted at nine and five points in LL and LS, respectively.

Fig. 1 Location of the study sites



Legend

- Sample point EC
- Sample point LL
- Sample point LS
- Sample point LSR
- ▭ BRSG
- ▭ Mining area

5.1.4.4 Plants

Samples of leaves and flowers from the understory were collected for the determination of arsenic and mercury. Leaves were taken at the same heights as the atmospheric gaseous mercury measurements. Therefore, efforts were made to select both an herbaceous plant and a shrub or tree for representing the heights of 0.1 m and 1 m, respectively. Only plants in their flowering stage were considered because flowers were a requirement for taxonomic identification, which was carried out at the Herbarium Isidro Palacios of the Desertic Zones Institute of the UASLP.

In LL, *Dyphisa* sp., a shrub, was the only plant in the flowering stage present at all sampling points, so it was the only plant assessed; in total, nine samples of leaves and flowers were collected in LL. In LS and LSR, five specimens of the herbaceous plant *Bindes* sp. and the tree *Pinus* sp. were sampled. From the first plant, five samples of leaves and flowers were collected, and from the second, only five foliar samples (needles) were taken. Plant samples were placed in double polyethylene bags and transported under refrigeration at 4 °C until they were processed and analyzed.

5.1.4.5 Insects

Insects were captured under a scientific collecting permit (Of. SGPA/DGVS/00999/22 SEMARNAT). Sampling consisted of capturing adult insects with water traps and aerial traps. In addition, some insects were captured with an entomological net or manually. The captured insects were stored in plastic jars with 70% ethanol until they were identified. For the determination of arsenic and mercury, the insects were washed, and stored at -20 °C until processing. In LL, LS, LSR and EC 137, 18, 10 and 13 insect samples were obtained.

The water traps were constructed following the model proposed by Tuell and Isaacs (2009). They consisted of bowls 12 cm in diameter (yellow, blue, and white) attached to a 2.5 cm wide plastic barrel. Each trap was placed on a 2.5 cm wide PVC pipe, 1 m long, and fixed to the ground using a 2 cm wide, 50 cm long wooden stake. The bowls were filled with water, and one drop of liquid soap added to each. At each study site, five traps of each color were placed.

Fermented liquid or carrion were used in the aerial traps. The aerial traps baited with fermented fruit liquid were designed following the model of Correa et al., (2019) with some modifications. They consisted of a 2 L polyethylene bottle with four 3 × 3 cm openings made in each bottle, situated 10 cm above the bottom. Each trap was filled with 125 mL of fermented pineapple or banana, and 125 mL of water with raw cane sugar (*piloncillo*) (RCS). The fermented bait was prepared by mixing, 1 L of water, 1 kg of fruit, and 250 g of sugar. The mixture was then left to ferment for 72 h. The RCS

was prepared with 790 mL of water, and 210 g of granulated raw cane sugar for each liter of solution. The traps baited with carrion were filled with 250 mL of water and a drop of liquid soap. A piece of carrion was suspended from the screw cap in a way that it did not touch the liquid inside. The carrion was a 10 g piece of chicken meat that had been left to decompose for three days at room temperature. In LL, nine traps of each bait were placed, while in LS and LSR, five traps of each bait were placed. Specimens were examined for taxonomic identification using a stereomicroscope (SZX7, Olympus[®]) in CIACyT-Laboratories at the Autonomous University of San Luis Potosí (UASLP). The insects were identified to family level using the taxonomic keys of Triplehorn and Johnson (2004), except for the families Scarabaeidae and Vespidae, which were identified to subfamily level.

5.1.4.6 Determination of arsenic and mercury

Arsenic and mercury were determined at the CIACyT Atomic Absorption Laboratory at the UASLP. The samples were digested with acid and As_{Total} and Hg_{Total} were subsequently measured by atomic absorption spectrophotometry. Preparation of the samples consisted of acid digestion (using nitric acid (HNO_3) and hydrogen peroxide (H_2O_2) in a microwave oven (MARS 6, CEM) and reduction of the mercury and arsenic. The leaves, flowers, and insects were washed with deionized water. All solid samples were then dried at room temperature until they had reached constant weight. An aliquot (0.01–0.5 g or 5 mL, depending on the sample) was treated with an oxidizing solution and digested in a microwave (Table 1). The digested samples were allowed to cool, transferred to polypropylene tubes, and the volume was adjusted with deionized water. The samples were then treated as follows. To determine As_{Total} , 1 mL of sample, 1 mL of concentrated hydrochloric acid (HCl) and 2 mL of potassium iodide (KI) 5% – ascorbic acid ($C_6H_8O_6$) 5% were mixed and allowed to rest for 45 min at room temperature. To determine Hg_{Total} , 1 or 2 drops of potassium permanganate ($KMnO_4$) 5% were added to the samples (Perkin-Elmer 1994). Both analytes were determined with an atomic absorption spectrophotometer (PinAAcle 900T, PerkinElmer) coupled to a hydride generating system (FIAS 400, PerkinElmer) and autosampler (S10 Autosampler, PerkinElmer). The carrier liquids were 10% and 3% HCl for arsenic and mercury, respectively, and the reducing agent for both analytes was sodium borohydride ($NaBH_4$) 0.2% – sodium hydroxide (NaOH) 0.05% (Perkin-Elmer 1994). Table 1 displays the analyzed reference materials, their recovery percentages, and the validation parameters of the analytical methods [slope (m), intercept (b), coefficient of determination (r^2), limit of detection (LOD) and limit of quantification (LOQ)]. Blank solutions for each element and analyzed matrix were also used as quality control. All blanks were below the limit of detection. The quantifications were performed twice, and the reported values correspond to the mean, which was accepted when the relative standard deviation was smaller than 5%.

Table 1 Sample digestion conditions, recovery rates and parameters of analytical method validation

Type of sample	Digestion conditions					Reference materials and recovery rates		
	Oxidizing solution	Amount of solution (mL)	Time ramp (min)	Maintenance time (min)	Temperature (°C)	Pressure (PSI)	Arsenic	Mercury
Water	HNO ₃ 50%	5	10	15	170	200	SRM 1643f (89.52 %)	SRM 1641e (91.54 %)
Soil and sediment	HNO ₃ 25%	10	5:30	4:30	180	200	SRM 2710 (94.46 %) SRM 2710a (81.62%)	SRM 2710a (95.71 %)
Leaves and flowers**	HNO ₃ 50%	10	15	10	180	200	SRM 1547 (117.03 %)	SRM 1547 (99.54 %)
Insects**	HNO ₃ 30%	5	15	15	200	200	Kodak 15087 (91.89 %)	Kodak 15087 (97.86 %)
	H ₂ O ₂	1						

The digestion of all types of samples was controlled by temperature, one stage, and potency of 1,800 for 14 vessels, and pressure of 200 PSI.

**Predigested for 24 h

As m = 0.028; Hg m = 0.004.

As b = 0.000; Hg b = 0.000.

As r² = 0.999; Hg r² = 0.998.

As LOD Soil/Sediment = 0.04 mg/kg; As LOD Water = 1.4 µg/L; As LOD Plant = 0.02 mg/kg; As LOD Insects = 0.03 mg/kg.

As LOQ Soil/Sediment = 0.07 mg/kg; As LOQ Water = 2.79 µg/L; As LOQ Plant = 0.04 mg/kg; As LOQ Insects = 0.06 mg/kg.

Hg LOD Soil/Sediment = 0.02 mg/kg; Hg LOD Water = 0.94 µg/L; Hg LOD Plant = 0.01 mg/kg; Hg LOD Insects = 0.02 mg/kg.

Hg LOQ Soil/Sediment = 0.04 mg/kg; Hg LOQ Water = 1.58µg/L; Hg LOQ Plant = 0.02 mg/kg; Hg LOQ Insects = 0.03 mg/kg.

5.1.4.7 Statistical analysis

The data distribution was analyzed through the Shapiro-Wilk test, revealing a non-normal distribution for all variables. The Mann-Whitney U test was utilized to compare LS with LSR and LL. Additionally, the Kruskal-Wallis test was employed to determine differences among trophic levels in the mining sites, followed by post hoc Mann-Whitney U tests. The statistical analyses were conducted using Statistical Package for the Social Sciences IBM-SPSS ver. 25.0 (IBM, USA).

5.1.5 Results

5.1.5.1 La Laja

Arsenic and mercury levels in LL are presented in [Table 2](#). Atmospheric measurements show that mercury vapors were present at heights of 0.1 and 1 m. In addition, arsenic and mercury were detected in soil and plants. Insect measurements indicate that taxa such as pollinivores, rhizophages, predators, coprophages, and necrophages were exposed to both toxic elements. It should be noted that for this mercury mine, we are only able to report the presence of the contaminants because it could not be compared the magnitude of the contamination with a reference site. The Kruskal-Wallis test revealed differences only in insect exposure to mercury ($p < 0.01$). The levels were higher in herbivorous insects than in predaceous and decomposer insects ($p < 0.01$), which exhibited similar mercury levels ($p < 0.05$). The analysis of exposure routes for LL is showed in [Fig. 2](#).

5.1.5.2 La Soledad – La Soledad Reference

Arsenic and mercury concentrations in air, soil, plants, and insects from LS and LSR are shown in [Table 3](#). Mercury vapors in LS were detectable at heights of 0.1 and 1 m, while in LSR they were below the detection limit. Arsenic and mercury levels in soil, plants, and insects were higher in LS ($p < 0.01$). The differences in contamination between LS and LSR are evident when the medians are compared. Arsenic and mercury soil levels of LS were 26 and 16 times higher, respectively. The mining site shows foliar arsenic and mercury concentrations of 6 and 279 times higher, correspondingly, while flower concentrations are 3 to 230 times higher, respectively. Insects in LS accumulated between 29 and 80 times more arsenic than specimens captured in LSR, while mercury accumulation in LS was 13 to 62 times higher. No difference in arsenic and mercury was found among insect trophic levels ($p > 0.05$). The analysis of exposure routes for LS and LSR is presented in [Fig. 3](#).

Table 2 Arsenic and mercury levels in air, soil, plants, and insects from LL

	n	Arsenic					Mercury				
		Minimum	P25	Median	P75	Maximum	Minimum	P25	Median	P75	Maximum
Air ($\mu\text{g}/\text{m}^3$)											
Height of 0.1 m	9	-	-	-	-	-	0.94	1.74	3.68	4.35	5.06
Height of 1 m	9	-	-	-	-	-	0.80	0.93	1.26	1.64	1.89
Soil (mg/kg)	9	29.58	50.00	105.66	153.07	186.37	40.04	66.09	110.32	203.03	343.70
Plants (mg/kg)											
<i>Diphyssa</i> sp. (Leaves)	9	< LDD	0.14	0.20	0.33	0.49	7.84	8.86	10.53	15.37	19.86
<i>Diphyssa</i> sp. (Flowers)	9	< LDD	< LDD	0.09	0.19	0.23	1.51	4.29	5.87	8.32	11.25
Herbivorous insects (mg/kg)	41	< LDD	0.59	1.11	1.70	14.76	0.19	3.36	14.43	51.02	106.10
Cetoninae	25	0.46	0.64	1.58	2.47	14.76	1.81	16.01	26.73	69.55	106.10
Apidae	16	< LDD	0.37	0.80	1.11	2.41	0.19	1.45	2.81	4.02	7.00
Predaceous insects (mg/kg)											
Polistinae	26	0.26	0.50	0.71	0.93	1.76	0.57	1.13	2.56	5.18	12.95
Decomposers insects (mg/kg)	70	<LDD	0.23	2.80	4.66	13.92	0.76	2.08	3.87	6.04	21.98
Scarabaeinae	40	1.92	3.15	4.36	5.87	13.92	0.76	2.567	4.22	6.10	21.98
Calliphoridae	15	0.15	0.18	0.22	0.27	0.35	0.98	1.36	1.88	4.71	13.59
Sarcophagidae	15	< LDD	0.16	0.23	0.32	0.83	1.29	2.13	4.01	12.18	17.77

+

Fig. 2 Arsenic and mercury exposure routes in insects from LL (Values in parentheses correspond to maximum concentrations)

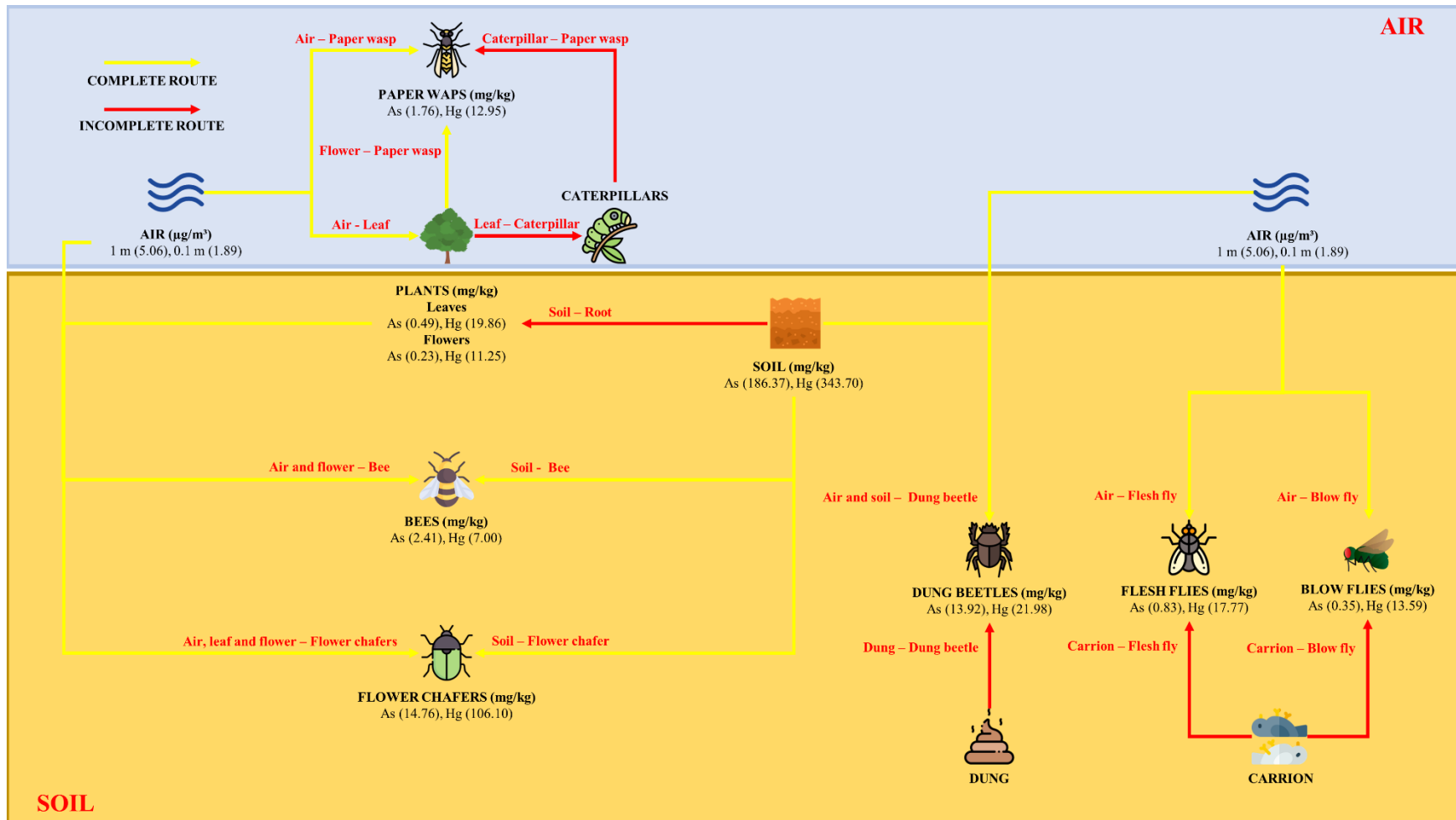


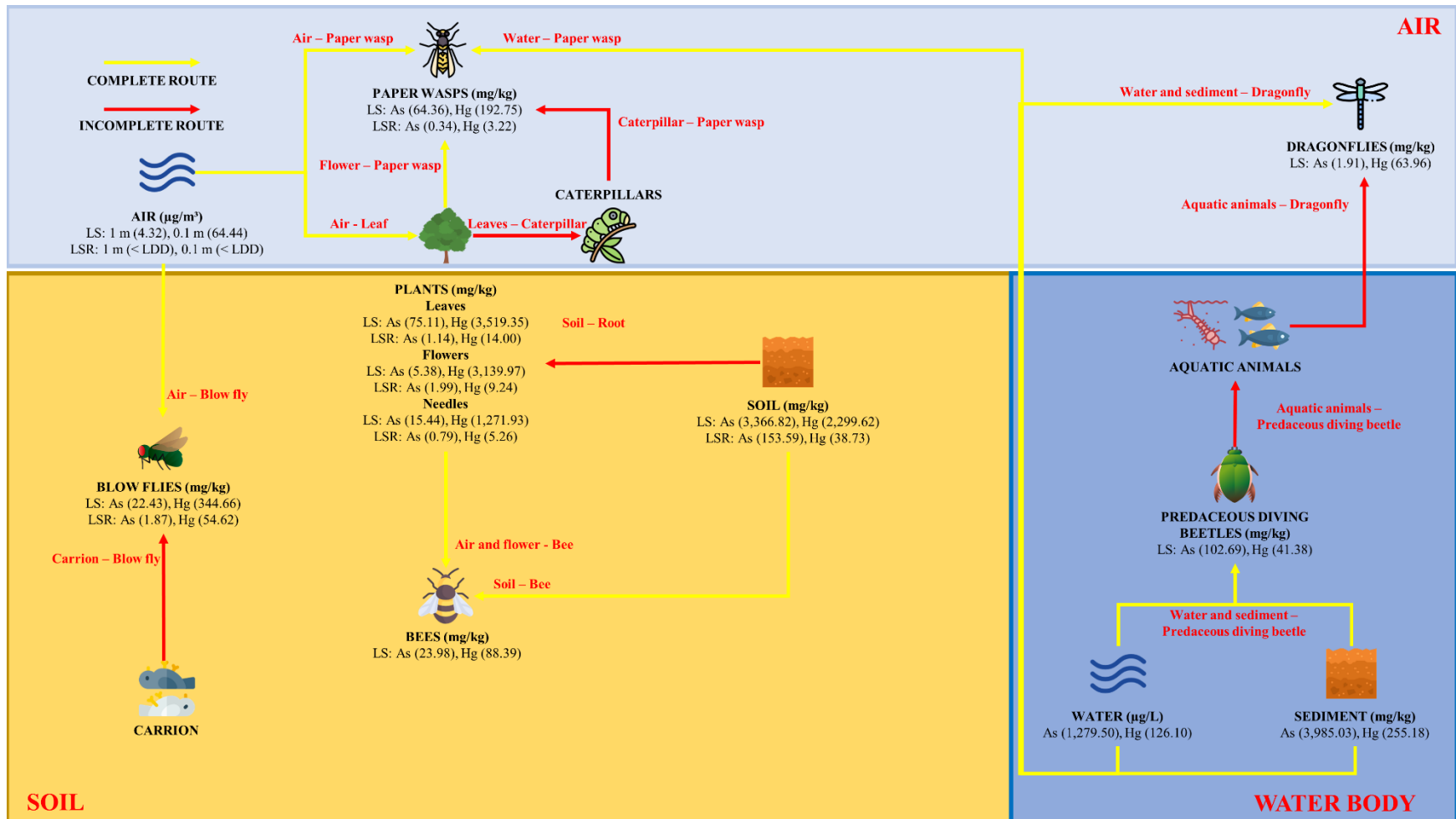
Table 3 Arsenic and mercury in air, soil, plants, and insects from LS and LSR

	Site	n	Arsenic					Mercury				
			Minimum	P25	Median	P75	Maximum	Minimum	P25	Median	P75	Maximum
Air ($\mu\text{g}/\text{m}^3$)												
Height of 0.1 m	LS	5	-	-	-	-	-	1.53	4.17	12.62	45.01	64.44
	LSR	5	-	-	-	-	-	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Height of 1 m	LS	5	-	-	-	-	-	0.89	0.90	1.14	3.48	4.32
	LSR	5	-	-	-	-	-	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD	< LDD
Soil (mg/kg)												
	LS	5	616.49	1,405.86	2,718.03**	3,294.87	3,366.82	238.06	273.41	391.78**	1,455.189	2,299.62
	LSR	5	13.39	48.33	102.85	144.48	153.59	1.89	7.23	24.91	35.29	38.73
Plant (mg/kg)												
<i>Bidens</i> sp. (Leaves)	LS	5	4.83	4.87	5.35**	45.59	75.11	2,319.96	2,586.18	2,989.37**	3,262.63	3,519.35
	LSR	5	0.80	0.83	0.91	1.11	1.14	8.80	8.93	10.72	13.40	14.00
<i>Bidens</i> sp. (Flowers)	LS	5	4.24	4.27	4.50**	5.18	5.38	1,089.14	1,552.22	2,095.63**	2,694.38	3,139.97
	LSR	5	0.49	0.83	1.49	1.97	1.99	7.59	8.20	9.12	9.20	9.24
<i>Pinus</i> sp. (Needles)	LS	5	3.80	4.16	4.82**	5.10	15.44	155.82	164.37	189.55**	214.99	1,271.93
	LSR	5	0.62	0.70	0.71	0.74	0.79	3.75	4.36	5.17	5.18	5.26
Herbivorous insects (mg/kg)												
Apidae	LS	6	2.03	6.59	8.49	21.08	23.98	36.02	39.23	53.15	82.58	88.39
Predaceous insects (mg/kg)												
Polistinae	LS	7	4.46	9.71	15.19**	51.97	64.36	27.51	31.63	68.00**	76.98	192.75
	LSR	5	0.11	0.13	0.19	0.27	0.34	0.27	0.35	1.09	2.35	3.22
Decomposers insects (mg/kg)												
Calliphoridae	LS	5	3.99	4.78	10.16**	17.11	22.43	66.06	77.95	103.29**	233.17	344.66
	LSR	5	< LDD	< LDD	0.35	1.14	1.87	0.94	3.59	7.91	33.92	54.62

LS: La Soledad; LSR: La Soledad Reference

** Indicates statistical differences ($p < 0.01$)

Fig. 3 Arsenic and mercury exposure routes in insects from LS, LSR and EC (Values in parentheses correspond to maximum concentrations)



5.1.5.3 La Laja – La Soledad

A comparison between LL and LS is useful to determine which mine is more polluted. LS is more contaminated since it presented higher pollution of mercury vapors at a height of 0.1 m ($p < 0.05$), soil (arsenic: $p < 0.05$; mercury: $p < 0.01$), bees (Hymenoptera: Apidae), paper wasps (Hymenoptera: Polistinae), and calliphorids (Diptera: Calliphoridae) ($p < 0.01$). At LS, mercury vapors at a height of 0.1 m are 3 times higher, while concentrations of arsenic and mercury in soil were 26 and 3 times higher, respectively, than at LL. At LS, insects accumulated 10 to 46 times more arsenic and 15 to 54 times more mercury.

5.1.5.4 El Cedral

The results indicate that this aquatic ecosystem is contaminated with arsenic and mercury (Table 4). All water samples exceed the Canadian Council of Ministers of the Environment (CCME) water quality guidelines for the protection of aquatic life (arsenic: 5.0 $\mu\text{g/L}$; inorganic mercury: 0.026 $\mu\text{g/L}$) (CCME 2001, 2003). In addition, all the sediment samples are above the CCME's provisional sediment quality guidelines for the protection of aquatic life (arsenic: 5.9 mg/kg; mercury 0.17 mg/kg) (CCME 1999a, 1999b). Exposure to both toxicants was determined in two taxa of predacious aquatic insects.

Table 4 Arsenic and mercury in water, sediment, and insects from EC

	n	Arsenic					Mercury				
		Minimum	P25	Median	P75	Maximum	Minimum	P25	Median	P75	Maximum
Water ($\mu\text{g/L}$)	5	755.00	908.10	1,036.00	1,221.80	1,279.50	7.58	12.87	17.09	45.74	126.10
Sediment (mg/kg)	5	2,968.60	3,392.66	3,857.02	3,899.62	3,985.03	147.74	216.58	246.13	249.49	255.18
Insects (mg/kg)											
Aeshnidae	5	0.50	0.78	1.33	1.79	1.91	7.13	7.56	12.85	40.10	63.96
Dytiscidae	8	5.97	9.56	35.94	49.64	102.69	3.33	8.25	19.97	28.50	41.38

5.1.6 Discussion

At LL and LS, the largest sources of mercury vapors are artisanal furnaces, calcines, and contaminated soils (Marshall et al., 2021; Wang et al., 2007). The conclusion drawn is that mercury vapors found at these mines serve as a route of exposure for the evaluated plants and insects, potentially affecting them through leaf exposure (Assad et al., 2016; Frescholtz et al., 2003; Niu et al., 2013) and tracheal respiration (Rebollosa-Hernández et al., 2023), respectively. Soil contamination at LL and LS is largely due to the movement of arsenic and mercury from waste piles (Loredo et al., 2003; Ordóñez et al., 2014). Soil pollution constitutes an additional exposure route for the studied plants and insects. Plants can be exposed through radicular absorption (Abbas et al., 2018; Bhattacharya et al., 2021;

Zhou et al., 2021), and insects via voluntary or involuntary ingestion (Moriarty et al., 2009; Nasr et al., 2020; Reboloso-Hernández et al., 2023).

The results show that plants at LL and LS are contaminated with arsenic and mercury, since these elements were detected in leaves and flowers. The absorption of these contaminants through the roots and their subsequent transport within the plant may represent an exposure route for the leaves. Similarly, the direct absorption of gaseous mercury by the leaves may serve as another exposure route (Bhattacharya et al., 2021). Contamination of the flowers indicates that the studied toxicants are being translocated within the plant; their origins may be the leaves and roots. The presence of these contaminants in the plant organs evaluated has several ecological implications. Leaves can act as re-emitting sources of both pollutants through phytovolatilization (Guarino et al., 2020), during the forest fires (Murphy et al., 2020), and leaf litter (Gašová et al., 2017). Both leaves and flowers can serve as exposure routes for herbivores and pollinating insects (Wang et al., 2021; Yung et al., 2019; Zhang et al., 2009). This exposure may also involve phytotoxicity (Abbas et al., 2018; Azevedo & Rodriguez 2012).

The comparisons of the results with other studies sites reveal the following. A previous study conducted in a mercury mining zone in China reported that mercury levels in herbivorous insects oscillated between 0.21 and 4.40 mg/kg dry weight (Qiu et al., 2019), the ranges found in herbivorous insects from LL and LS surpassed the results of this previous work. Moreover, Nuorteva et al., (1980) reported that the mercury concentrations in decomposers insects near a mercury mining zone were less than 1 mg/kg, a value surpassed by the levels found in the same trophic level in the present work. In addition, the exposure to mercury in terrestrial insects the PMM sites of this study. The exposure to mercury in terrestrial insects from LL and LS is much higher than that reported in sites affected by chemical industry and non-ferrous mineral smelting (Zhang et al., 2012), industrial activities and coal combustion (Zhou et al., 2016), and oil field industry (Shao et al., 2020). Gongalsky et al., (2006) indicated that within less than 20 meters from a rock dump in a uranium mine, the averages of arsenic in herbivorous and predatory insects did not exceed 0.55 mg/kg, while decomposer insects accumulated 4.08 mg/kg. The results found at LL are like those reported in this work; however, at LS, the arsenic exposure in the three trophic levels is considerably higher. Likewise, Moriarty et al., (2009) found in a zone of historical gold mining in Canada that average arsenic levels in herbivorous and predatory insects reached levels of up to 22 and 11 mg/kg wet weight, respectively, which are higher than the median values determined in LL and LS.

In insects, ingestion of food (Reboloso-Hernández et al., 2023; Wang et al., 2021) and soil (Moriarty et al. 2009; Nasr et al., 2020; Reboloso-Hernández et al., 2023) represent exposure routes for arsenic

and mercury, while tracheal breathing serves as an exposure route specifically for mercury (Reboloso-Hernández et al., 2023). Exposure in bees (Hymenoptera: Apidae) and flowers suggests that these plant organs serve as a route of exposure for this kind of nectarivores-pollinivores insects, as we observed pollution in both ecological receptors. These insects depend exclusively on floral resources for feeding (Michener, 2007). Soil can serve as an additional exposure route for bees, especially for species that nest in this environment (Cane, 2008). The results also reveal that arsenic and mercury are moving from plants to herbivores, such as flower chafers (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae), which are beetles that feed on pollen, nectar, sap, ripe fruits, green tissues, and honey in their adult stage (Di Iorio, 2014). The high levels found in this taxon can be explained by the fact that its larvae develop in the soil for long periods (1–2 years) before reaching maturity (Triplehorn & Johnson 2004), which was an environmental medium in which we observed pollution. The predatory insects evaluated included only paper wasps (Hymenoptera: Vespidae: Polistinae), which prey on caterpillars and consume nectar and pollen (Triplehorn & Johnson 2004). Exposure in these taxa suggests that contaminants are reaching secondary and tertiary consumers from plants and their animal prey. In the case of these wasps, water ingestion can be another important exposure route, particularly for the wasps at LS, as these insects are known for drinking water and using it for various tasks (Rau, 1931). Additionally, water from EC showed high arsenic and mercury levels. Exposure to arsenic and mercury in the three decomposer taxa sampled indicates that these contaminants are being reincorporated into the food chain from detritus through several routes. Dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae) exhibit coprophagous habits, establishing that pollutants are being reintegrated from these wastes (Triplehorn & Johnson 2004). Blow flies (Diptera: Calliphoridae) and flesh flies (Diptera: Sarcophagidae) feed on vertebrate carrion, suggesting the likelihood that contaminants re-enter the food chain through this means (Triplehorn & Johnson 2004).

The exposure to arsenic and mercury in insects poses risks to their health, as the literature has reported oxidative stress, genotoxicity, deformations, effects on development, neurotoxicity, and reproductive effects on individuals (Martinez et al., 2006; Mogren et al., 2012; Monchanin et al., 2021; Ramos-Morales & Rodriguez-Arnaiz, 1995; Reboloso-Hernández et al., 2023; Zaman et al., 1995). Additionally, detrimental impacts on insect populations and communities have been documented (Jaffe et al., 2016; Reboloso-Hernández et al., 2023). Moreover, the presence of these pollutants in terrestrial insects represents a route of exposure for terrestrial insectivorous vertebrates. For example, insectivorous birds can be exposed by feeding on insects that inhabit the soil and/or the aerial part of vegetation and some species in which arsenic and mercury levels has been assessed include *Campylorhamphus pusillus* (Sierra-Marquez et al., 2018), *Catharus bicknelli* (Rimmer et al., 2010), *Dendroica striata* (Rimmer et al., 2005), *Prunella collaris* (Janiga & Haas, 2019), *Sialis sialis*

(Schulwitz et al., 2015), *Upupa epops* (Ahmadpour et al., 2016), *Troglodytes aedon* (Custer et al., 2002), *Parus major*, *Ficedula hypoleuca* (Eeva et al., 2006), *Picoides dorsalis*, *Picoides villosus*, *Sphyrapicus nuchalis*, *Parus gambeli* and *Sitta canadensis* (Morrissey et al., 2007). Bats are another kind of flying vertebrate that can be exposed to mercury through terrestrial insect consumption (Reboloso-Hernández et al., 2023). In addition, other types of insectivorous terrestrial vertebrates, such as amphibians and lizards, may be exposed to arsenic and mercury. For example, Rimmer et al., (2010) and Townsend et al., (2014) reported mercury exposure in the red-backed salamander (*Plethodon cinereus*), while Burger et al., (2004) and Fuentes et al., (2020) assessed arsenic exposure in the brown anoles (*Anolis sagrei*) and the ground-dwelling lizard (*Psammmodromus algirus*), respectively.

Arsenic and mercury dispersing from calcine and waste piles are the main causes of water body pollution in PMM scenarios (Gray et al., 2000; Larios et al., 2012; Loredó et al., 2003; Zhang et al., 2004). This study demonstrated that sediment and water in EC are highly polluted with arsenic and mercury in comparison to reference values. Aquatic insects primarily get exposed to arsenic and mercury during their immature stages through water respiration (Bouchelouche & Arab, 2020; Broadley et al., 2019; Mogren et al., 2012, 2014; Odin et al., 1995), and sediment and food through ingestion (Awrahman et al., 2015; Hepp et al., 2017; Hussain & Jamil, 1992; Lavilla et al., 2010; Odin et al., 1995; Saouter et al., 1993; Tremblay & Lucotte, 1997).

In comparison with other studies on aquatic insect exposure to arsenic and mercury, the following observations can be made. In China, Qiu et al., (2019) reported a range of mercury levels in dragonflies from a PMM zone to be between 1.2 and 3.7 mg/kg dry weight, while Zhang et al., (2012) indicated that mercury levels in the same taxa from a site affected by chemical industry and non-ferrous mineral smelting fluctuated between 0.23 and 12.43 mg/kg dry weight. These ranges are significantly exceeded by the levels observed in dragonflies (Odonata: Aeshnidae) from EC. Likewise, the mercury levels in aquatic insects reported in this work are higher than those reported by other authors in lotic water bodies (Broadley et al., 2019; Mason et al., 2000; Tsui et al., 2009). The arsenic levels in dragonflies from a gold mining zone in Canada, with an average of 22 mg/kg wet weight, are higher than those determined in the present study. However, the arsenic levels in predaceous diving beetles (Coleoptera: Dytiscidae) from EC are higher than the levels reported in predatory insects from streams in the United States of America and Canada (Mason et al., 2000; Wayland & Crosley, 2006).

It is necessary to point out that the exposure to arsenic and mercury in insects from EC represents risks for aquatic insectivores. For example, exposure to arsenic and mercury in insectivorous fish has

been reported (Mason et al., 2000). Moreover, terrestrial insectivores may be exposed to the pollution of EC when preying on emerging insects like dragonflies (Hepp et al., 2017; Jones et al., 2013; Mogren et al., 2013; Tremblay et al., 1998; Tweedy et al., 2013). Several studies have indicated that riparian spiders of the family Tetragnathidae are exposed to mercury when preying on emerging insects (Reboloso-Hernández et al., 2023). Likewise, Mogren et al., (2013) showed that terrestrial arthropods bioaccumulate arsenic when eating emerging insects. Birds are another ecological receptor for arsenic and mercury transported by emerging insects, with reported exposure in swallows (*Tachycineta bicolor*, *Petrochelidon pyrrhonota* and *Riparia riparia*) (Brasso et al., 2020; Hallinger & Cristol, 2011; Hawley et al., 2009; Kardynal et al., 2020; Taylor & Cristol, 2015), red-winged blackbirds (*Agelaius phoeniceus*) (Gillet & Seewagen, 2014), house wrens (*Troglodytes aedon*) (Custer et al., 2007), flycatchers (*Empidonax vireescens*) (Rowse et al., 2014), and American dipper (*Cinclus mexicanus*) (Morrissey et al., 2005). Finally, insectivorous bats of the genera *Eptesicus*, *Hipposideros*, *Miniopterus*, *Molossus*, *Myotis*, *Pipistrellus*, *Rhinolophus*, and *Saccopteryx* are ecological receptors of mercury transported by emerging insects (Reboloso-Hernández et al., 2023).

This research presents four important limitations as follows. Firstly, at LL it was not possible to assess a reference site, and therefore, the influence of PMM in this site is still unknown. Also, at LS only one taxon per trophic level was assessed; hence, to have a better characterization of the insect exposure, it is necessary to evaluate at least two taxa more for each trophic level. Additionally, at LS, it is important to increase the sample size since, in comparison with LL, the amount of insect collected is smaller. Finally, in EC, it is necessary to assess the exposure in the other trophic levels, both in aquatic and emerging insects.

5.1.7 Conclusions

This research provides sufficient evidence that indicates PMM in BRSG is a threat to insects and the ecosystem. Although the present study has limitations, the results indicate the following. Arsenic and mercury are present in all the evaluated components of the terrestrial ecosystem (soil, air, leaves, flowers, and insects) in LL and LS. The data obtained from air and soil indicate that PMM contaminates these environmental mediums. Leaves indicate the incorporation of arsenic and mercury from the environment by plants, while the presence of these elements in flowers suggests translocation among plant organs. The exposure in terrestrial insects shows that arsenic and mercury are present in all trophic groups that were evaluated (pollinivores, rhizophages, predators, coprophages and necrophages). The analysis of insect exposure routes indicated potential exposure through air, soil, leaves, flowers, animal prey, carrion, and excrement. The differences in arsenic and mercury levels between LS and LSR demonstrate the magnitude of the influence of PMM on

environmental contamination and exposure to these contaminants. It was also found that the water and sediment of EC are contaminated with arsenic and mercury due to the dispersion of these toxicants from waste piles. In two taxa of predatory aquatic insects, exposure to both toxicants was determined, demonstrating that arsenic and mercury are bioaccumulated by the aquatic biota. Also, the exposure in aquatic insects indicates that the pollutants are moving from aquatic to terrestrial ecosystems through emerging insects. It is important that future studies address the limitations of the present study to generate a better risk characterization. In addition, the effect assessment needs to be addressed with emphasis on population and community levels. Another thing to consider is the speciation of the pollutants, with special attention to the organic forms of mercury and the risk for other animals like insectivorous vertebrates, as the results and literature indicate they are at risk.

References

- Abbas, G., Murtaza, B., Bibi, I., Shahid, M., Khan, N.N., Imran, K.M., Amjad, M., Hussain, M. N., & Natasha (2018). Arsenic uptake, toxicity, detoxification, and speciation in plants: physiological, biochemical, and molecular aspects. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 15(1), 59. <https://doi.org/10.3390/ijerph15010059>
- Ahmadpour, M., Lan-Hai, L., Ahmadpour, M., Hoseini, S.H., Mashrofeh, A., & Binkowski, Ł.J. (2016). Mercury concentration in the feathers of birds from various trophic levels in Fereydunkenar International wetland (Iran). *Environmental Monitoring and Assessment*, 188(12), 666. <https://doi.org/10.1007/s10661-016-5671-y>
- Assad, M., Parelle, J., Cazaux, D., Gimbert, F., Chalot, M., & Tatin-Froux, F. (2016). Mercury uptake into poplar leaves. *Chemosphere*, 146, 1–7. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2015.11.103>
- Awrahaman, Z.A., Rainbow, P.S., Smith, B.D., Khan, F.R., Bury, N.R., & Fialkowski, W. (2015). Bioaccumulation of arsenic and silver by the caddisfly larvae *Hydropsyche siltalai* and *H. pellucidula*: a biodynamic modeling approach. *Aquatic Toxicology*, 161, 196–207. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2015.01.004>
- Azevedo, R., & Rodriguez, E. (2012). Phytotoxicity of mercury in plants: a review. *Journal of Botany*, 2012, 848614. <https://doi.org/10.1155/2012/848614>
- Bhattacharya, S., Sharma, P., Mitra, S., Mallick, I., & Ghosh, A. (2021). Arsenic uptake and bioaccumulation in plants: a review on remediation and socio-economic perspective in Southeast Asia. *Environmental Nanotechnology, Monitoring and Management*, 15(2021), 100430. <https://doi.org/10.1016/j.enmm.2021.100430>
- Bouchelouche, D., & Arab, A. (2020). Bioaccumulation of heavy metals in an aquatic insect (*Baetis pavidus*; Baetidae; Ephemeroptera) in the El Harrach Wadi (Algeria). *Arabian Journal of Geosciences*, 13, 672. <https://doi.org/10.1007/s12517-020-05582-6>
- Brasso, R., Rittenhouse, K.A., & Winder, V.L. (2020). Do songbirds in wetlands show higher mercury bioaccumulation relative to conspecifics in non-wetland habitats? *Ecotoxicology*, 29(8), 1183–1194. <https://doi.org/10.1007/s10646-020-02160-0>
- Broadley, H.J., Cottingham, K.L., Baer, N.A., Weathers, K.C., Ewing, H.A., Chaves-Ulloa, R., Chickering, J., Wilson, A.M., Shrestha, J., & Chen, C.Y. (2019). Factors affecting MeHg

- bioaccumulation in stream biota: the role of dissolved organic carbon and diet. *Ecotoxicology*, 28(8), 949–963. <https://doi.org/10.1007/s10646-019-02086-2>
- Burger, J., Campbell, K.R., & Campbell, T.S. (2004). Gender and spatial patterns in metal concentrations in brown anoles (*Anolis sagrei*) in Southern Florida, USA. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 23(3), 712–718. <https://doi.org/doi:10.1897/02-647>
- Camacho, A.A., Espinosa-Reyes, G., Reboloso-Hernández, C.A., Carrizales-Yáñez, L., Ilizaliturri-Hernández, C.A., Reyes-Arreguín, L.E., Díaz-Barriga, F. (2021) Holistic health risk assessment in an artisanal mercury mining region in Mexico. *Environmental Monitoring and Assessment*, 193(8), 541. <https://doi.org/10.1007/s10661-021-09312-7>
- Cane, J. (2008). Bees (Hymenoptera: Apoidea: Apiformes). In Capinera, J.L. (Eds.), *Encyclopedia of Entomology* (419–434). Springer, Dordrecht.
- CCME. (1999a). *Canadian sediment quality guidelines for the protection of aquatic life - arsenic*. Retrieved January 19, 2024, from <https://ccme.ca/en/res/arsenic-canadian-sediment-quality-guidelines-for-the-protection-of-aquatic-life-en.pdf>
- CCME. (1999b). *Canadian sediment quality guidelines for the protection of aquatic life - mercury*. Retrieved January 19, 2024, from <https://www.ccme.ca/en/res/mercury-canadian-sediment-quality-guidelines-for-the-protection-of-aquatic-life-en.pdf>
- CCME. (2001). *Canadian water quality guidelines for the protection of aquatic life - arsenic*. Retrieved January 19, 2024, from <https://ccme.ca/en/res/arsenic-en-canadian-water-quality-guidelines-for-the-protection-of-aquatic-life.pdf>
- CCME. (2003). *Canadian water quality guidelines for the protection of aquatic life - mercury - inorganic mercury and methylmercury*. Retrieved January 19, 2024, from <https://ccme.ca/en/res/mercury-inorganic-mercury-and-methylmercury-en-canadian-water-quality-guidelines-for-the-protection-of-aquatic-life.pdf>
- Chowdhury, S., Jennions, M.D., Zalucki, M.P., Maron, M., Watson, J.E., & Fuller, R.A. (2022). Protected areas and the future of insect conservation. *Trends in Ecology & Evolution*, 38(1), 85–95. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2022.09.004>
- Correa, C.M., Puker, A., Lara, M.A., Rosa, C.S., & Korasaki, V. (2019). Evaluation of baits for trapping of Neotropical flower chafer beetles (Coleoptera: Scarabaeoidea: Cetoniinae). *Entomological Science*, 22(4), 365-372. <https://doi.org/10.1111/ens.12379>
- Custer, C.M., Custer, T.W., & Hill, E.F. (2007). Mercury exposure and effects on cavity-nesting birds from the Carson River, Nevada. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 52(1), 129–136. <https://doi.org/10.1007/s00244-006-0103-6>
- Custer, T.W., Custer, C.M., Larson, S., & Dickerson, K.K. (2002). Arsenic concentrations in house wrens from Whitewood Creek, South Dakota, USA. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 68(4), 517–524. <https://doi.org/10.1007/s001280285>
- Di Iorio, O. (2014). A review of the natural history of adult Cetoniinae (Coleoptera: Scarabaeidae) from Argentina and adjacent countries. *Zootaxa*, 3790, 281–318. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3790.2.3>
- Eeva, T., Belskii, E., & Kuranov, B. (2006). Environmental pollution affects genetic diversity in wild bird populations. *Mutation Research*, 608(1), 8–15. <https://doi.org/10.1016/j.mrgentox.2006.04.021>

- Frescholtz, T.F., Gustin, M.S., Schorran, D.E., & Fernandez, G.C. (2003). Assessing the source of mercury in foliar tissue of quaking aspen. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 22(9), 2114–2119. <https://doi.org/10.1002/etc.5620220922>
- Fuentes, I., Márquez-Ferrando, R., Pleguezuelos, J.M., Sanpera, C., & Santos, X. (2020). Long-term trace element assessment after a mine spill: pollution persistence and bioaccumulation in the trophic web. *Environmental Pollution*, 267, 115406. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2020.115406>
- Gašová, K., Kuklová, M., & Kukla, J. (2017). Contents of nutrients and arsenic in litterfall and surface humus in mature nudaal beech stands subjected to different emission-immission loads. *Folia Oecologica*, 44(1), 11–19. <https://doi.org/10.1515/foecol-2017-0002>
- Gillet, A., & Seewagen, C.L. (2014). Mercury exposure of a wetland songbird, *Agelaius phoeniceus*, in the New York metropolitan area and its effect on nestling growth rate. *Environmental Monitoring and Assessment*, 186(7), 4029–4036. <https://doi.org/10.1007/s10661-014-3677-x>
- Gongalsky, K.B. (2006). Bioaccumulation of metals by soil-dwelling insects in a uranium production area. *European Journal of Soil Biology*, 42, 180–185. <https://doi.org/10.1016/j.ejsobi.2006.07.012>
- Gray, J.E., Theodorakos, P.M., Bailey, E.A., & Turner, R.R. (2000). Distribution, speciation, and transport of mercury in stream-sediment, stream-water, and fish collected near abandoned mercury mines in southwestern Alaska, USA. *The Science of the Total Environment*, 260(1-3), 21–33. [https://doi.org/10.1016/S0048-9697\(00\)00539-8](https://doi.org/10.1016/S0048-9697(00)00539-8)
- Guarino, F., Miranda, A., Castiglione, S., & Ciatelli, A. (2020). Arsenic phytovolatilization and epigenetic modifications in *Arundo donax* L. assisted by a PGPR consortium. *Chemosphere*, 251, 126310. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.126310>
- Hallinger, K.K., & Cristol, D.A. (2011). The role of weather in mediating the effect of mercury exposure on reproductive success in tree swallows. *Ecotoxicology*, 20(6), 1368–1377. <https://doi.org/10.1007/s10646-011-0694-1>
- Hawley, D.M., Hallinger, K.K., & Cristol, D.A. (2009). Compromised immune competence in free-living tree swallows exposed to mercury. *Ecotoxicology*, 18 (5), 499–503. <https://doi.org/10.1007/s10646-009-0307-4>
- Hepp, L.U., Pratas, J., & Graça, M. (2017). Arsenic in stream waters is bioaccumulated but neither biomagnified through food webs nor biodispersed to land. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 139, 132–138. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2017.01.035>
- Hussain, M.S., Jamil, K. (1992). Appearance of new proteins in water hyacinth weevils (*Neochetina eichhornae* Warner), under the influence of metal bioaccumulation. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 22, 214–218. <https://doi.org/10.1007/BF00213288>
- INECC. (2019). *Desarrollo de la evaluación inicial del Convenio de Minamata en México*. Retrieved January 19, 2024, from https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/444248/Eval_inicial_Convenio_Minamata_en_Mexico.pdf
- INECC. (2020a). *Evaluación de las fuentes principales en el sector de minería primaria en Querétaro y desarrollo del inventario de sitios*. Retrieved January 19, 2024, from https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/604681/80_2020_Informe_FQ-UNAM_Sep_05_.pdf
- INECC. (2020b). *Identificación de los riesgos a la salud y al medio ambiente asociados a la minería primaria de mercurio en la Sierra Gorda de Querétaro*. Retrieved January 19, 2024, from https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/604680/83_2020_Informe_Final_Riesgos_Salud_.pdf

- INEGI. (2018a). *Mapas - Climatológicos*. Retrieved January 19, 2024, from http://www.conabio.gob.mx/informacion/gis/?vns=gis_root/clima/climas/clima1mgw
- INEGI. (2018b). *Mapas - Uso de suelo y vegetación*. Retrieved January 19, 2024, from http://www.conabio.gob.mx/informacion/gis/?vns=gis_root/clima/climas/clima1mgw
- Jaffe, B.D., Ketterer, M.E., & Hofstetter, R.W. (2016). Terrestrial invertebrate arsenic accumulation associated with an arsenic hyperaccumulating Fern, *Pteris vittata* (Polypodiales: Pteridaceae). *Environmental Entomology*, 45(5), 1306–1315. <https://doi.org/10.1093/ee/nvw096>
- Janiga, M., & Haas, M. (2019). Alpine accentors as monitors of atmospheric long-range lead and mercury pollution in alpine environments. *Environmental Science and Pollution Research International*, 26(3), 2445–2454. <https://doi.org/10.1007/s11356-018-3742-z>
- Jones, T.A., Chumchal, M.M., Drenner, R.W., Timmins, G.N., & Nowlin, W.H. (2013) Bottom-up nutrient and top-down fish impacts on insect-mediated mercury flux from aquatic ecosystems. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 32(3), 612–618. <https://doi.org/10.1002/etc.2079>
- Kardynal, K.J., Jardine, T.D., Génier, C.S.V., Bumelis, K.H., Mitchell, G.W., Evans, M., & Hobson, K.A. (2020). Mercury exposure to swallows breeding in Canada inferred from feathers grown on breeding and non-breeding grounds. *Ecotoxicology*, 29(7), 876–891. <https://doi.org/10.1007/s10646-020-02249-6>
- Larios, R., Fernández-Martínez, R., Silva, V., Loredó, J., & Rucandio, I. (2012). Arsenic contamination and speciation in surrounding waters of three old cinnabar mines. *Journal of Environmental Monitoring: JEM*, 14(2), 531–542. <https://doi.org/10.1039/C1EM10684H>
- Lavilla, I., Rodríguez-Liñares, G., Garrido, J., & Bendicho, C. (2010). A biogeochemical approach to understanding the accumulation patterns of trace elements in three species of dragonfly larvae: evaluation as biomonitors. *Journal of Environmental Monitoring: JEM*, 12(3), 724–730. <https://doi.org/10.1039/b920379f>
- Loredó, J., Ordóñez, A., Baldo, C., & García-Iglesias, J. (2003). Arsenic mobilization from waste piles of the El Terronal mine, Asturias, Spain. *Geochemistry: Exploration, Environment, Analysis*, 3, 229–237. <https://doi.org/10.1144/1467-7873/03-003>
- Marshall, B.G., Camacho, A.A., Jimenez, G., & Veiga, M.M. (2021). Mercury challenges in Mexico: regulatory, trade and environmental impacts. *Atmosphere*, 12, 57. <https://doi.org/10.3390/atmos12010057>
- Martinez, E.A., Wold, L., Moore, B.C., Schaumlöffel, J., & Dasgupta, N. (2006). Morphologic and growth responses in *Chironomus tentans* to arsenic exposure. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 51(4), 529–536. <https://doi.org/10.1007/s00244-005-0308-0>
- Mason, R.P., Laporte, J., & Andres, S. (2000). Factors controlling the bioaccumulation of mercury, methylmercury, arsenic, selenium, and cadmium by freshwater invertebrates and fish. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 38, 283–297. <https://doi.org/10.1007/s002449910038>
- Mathews, S., Ma, L.Q., Rathinasabapathi, B., & Stamps, R.H. (2009). Arsenic reduced scale-insect infestation on arsenic hyperaccumulator *Pteris vittata* L. *Environmental and Experimental Botany*, 65, 282–286. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2008.09.010>
- Michener, C. (2007). *The bees of the world*. The Johns Hopkins University Press, Baltimore.

- Mogren, C.L., von Kiparski, G.R., Parker, D.R., & Trumble, J.T. (2012). Survival, reproduction, and arsenic body burdens in *Chironomus riparius* exposed to arsenate and phosphate. *The Science of the Total Environment*, 425, 60–65. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2012.03.009>
- Mogren, C.L., Walton, W.E., Parker, D.R., & Trumble, J.T. (2013). Trophic transfer of arsenic from an aquatic insect to terrestrial insect predators. *PLoS One*, 8(6), e67817. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0067817>
- Mogren, C.L., Walton, W.E., & Trumble, J.T. (2014). Tolerance to individual and joint effects of arsenic and *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* or *Lysinibacillus sphaericus* in *Culex* mosquitoes. *Insect Science*, 21(4), 477–485. <https://doi.org/10.1111/1744-7917.12046>
- Monchanin, C., Drujont, E., Devaud, J.M., Lihoreau, M., & Barron, A.B. (2021). Metal pollutants have additive negative effects on honeybee cognition. *The Journal of experimental biology*, 224(12), jeb241869. <https://doi.org/10.1242/jeb.241869>
- Moriarty, M.M., Koch, I., Gordon, R.A., & Reimer, K.J. (2009). Arsenic speciation of terrestrial invertebrates. *Environmental Science & Technology*, 43(13), 4818–4823. <https://doi.org/10.1021/es900086r>
- Morrissey, C.A., Albert, C.A., Dods, P.L., Cullen, W.R., Lai, V.W., & Elliott, J. (2007). Arsenic accumulation in bark beetles and forest birds occupying mountain pine beetle infested stands treated with monosodium methanearsonate. *Environmental Science & Technology*, 41(4), 1494–1500. <https://doi.org/10.1021/es061967r>
- Morrissey, C.A., Bendell-Young, L.I., & Elliott, J.E. (2005). Assessing trace-metal exposure to American dippers in mountain streams of southwestern British Columbia, Canada. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 24(4), 836–845. <https://doi.org/10.1897/04-110R.1>
- Murphy, S.F., McCleskey, R.B., Martin, D.A., Holloway, J.M., & Writer, J.H. (2020). Wildfire-driven changes in hydrology mobilize arsenic and metals from legacy mine waste. *The Science of the Total Environment*, 743, 140635. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.140635>
- Nasr, E.E., Khater, Z.Z., Zelenakova, M., Vranayova, Z., & Abu-Hashim, M. (2020). Soil physicochemical properties, metal deposition, and ultrastructural midgut changes in ground beetles, *Calosoma chlorostictum*, under agricultural pollution. *Sustainability*, 12, 4805. <https://doi.org/10.3390/su12124805>
- Niu, Z., Zhang, X., Wang, S., Ci, Z., Kong, X., & Wang, Z. (2013). The linear accumulation of atmospheric mercury by vegetable and grass leaves: potential biomonitors for atmospheric mercury pollution. *Environmental Science and Pollution Research International*, 20(9), 6337–6343. <https://doi.org/10.1007/s11356-013-1691-0>
- Nuorteva, P., Nuorteva, S-L., & Suckcharoen, S. (1980). Bioaccumulation of mercury in blowflies collected near the mercury mine of Idrija, Yugoslavia. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 24(4), 515–521. <https://doi.org/10.1007/BF01608149>
- Odin, M., Ribeyre, F., & Boudou, A. (1995). Cadmium and methylmercury bioaccumulation by nymphs of the burrowing mayfly *Hexagenia rigida* from the water column and sediment. *Environmental Science and Pollution Research International*, 2(3), 145–152. <https://doi.org/10.1007/BF02987527>
- ONU Medio Ambiente, (2017). *Convenio de Minamata sobre el mercurio*. Retrieved January 19, 2024, from <https://observatoriop10.cepal.org/sites/default/files/documents/treaties/minamata-convention-booklet-sp-full.pdf>

- Ordóñez, A., Álvarez, R., & Loredó, J. (2014). Soil pollution related to the mercury mining legacy at Asturias (Northern Spain). *International Journal of Mining, Reclamation and Environment*, 28(6), 389–396. <https://doi.org/10.1080/17480930.2014.967920>
- Perkin-Elmer. (1994). *Flow Injection Mercury/Hydride Analyses. Recommended Analytical Conditions and General Information*.
- Qiu, G., Abeysinghe, K.S., Yang, X-D., Xu, Z., Xu, X., Luo, K., & Goodale, E. (2019). Effects of selenium on mercury bioaccumulation in a terrestrial food chain from an abandoned mercury mining region. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 102(3), 329–334. <https://doi.org/10.1007/s00128-019-02542-z>
- Ramos-Morales, P., & Rodríguez-Arnaiz, R. (1995). Genotoxicity of two arsenic compounds in germ cells and somatic cells of *Drosophila melanogaster*. *Environmental and Molecular Mutagenesis*, 25(4), 288–299. <https://doi.org/10.1002/em.2850250405>
- Rau, P. (1931). Polistes wasps and their use of water. *Ecology*, 12(4), 690–693. <https://doi.org/10.2307/1929472>
- Reboloso-Hernández, C.A., Vallejo-Pérez, M.R., Razo-Soto, I., Díaz-Barriga, F., Carrizales, Y.L. (2023). Mercury entomotoxicology. *Chemosphere*, 311, 136965. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.136965>
- Richardson, K., Steffen, W., Lucht, W., Bendtsen, J., Cornell, S.E., Donges, J. F., Drüke, M., Fetzer, I., Bala, G., von Bloh, W., Feulner, G., Fiedler, S., Gerten, D., Gleeson, T., Hofmann, M., Huiskamp, W., Kummu, M., Mohan, C., Nogués-Bravo, D., Petri, S., Porkka, M., Rahmstorf, S., Schaphoff, S., Thonicke, K., Tobian, A., Virkki, V., Wang-Erlandsson, L., Weber, L., & Rockström, J. (2023). Earth beyond six of nine planetary boundaries. *Science advances*, 9(37), eadh2458. <https://doi.org/10.1126/sciadv.adh2458>
- Rimmer, C.C., McFarland, K.P., Evers, D.C., Miller, E.K., Aubry, Y., Busby, D., & Taylor, R. (2005). Mercury concentrations in Bicknell's Thrush and other insectivorous passerines in montane forests of Northeastern North America. *Ecotoxicology*, 14(1-2), 223–240. <https://doi.org/10.1007/s10646-004-6270-1>
- Rimmer, C.C., Miller, E.K., McFarland, K.P., Taylor, R.J., & Faccio, S.D. (2010). Mercury bioaccumulation and trophic transfer in the terrestrial food web of a montane forest. *Ecotoxicology*, 19(4), 697–709. <https://doi.org/10.1007/s10646-009-0443-x>
- Rowse, L.M., Rodewald, A.D., & Sullivan, S.M.P. (2014). Pathways and consequences of contaminant flux to Acadian flycatchers (*Empidonax vireescens*) in urbanizing landscapes of Ohio, USA. *The Science of the Total Environment*, 485–486, 461–467. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2014.03.095>
- Ruíz, U. (2006). *Guía técnica para orientar la elaboración de estudios de evaluación de riesgo ambiental de sitios contaminados*. SEMARNAT. Ciudad de México.
- Sánchez-Bayo, F., & Wyckhuys, K.A. (2019). Worldwide decline of the entomofauna: a review of its drivers. *Biological Conservation*, 232, 8–27. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2019.01.020>
- Sánchez-Bayo, F., & Wyckhuys, K.A. (2020). Further evidence for a global decline of the entomofauna. *Austral Entomology*, 60, 8-26. <https://doi.org/doi:10.1111/aen.12509>
- Sauter, E., Hare, L., Campbell, P., Boudou, A., & Ribeyre, F. (1993). Mercury accumulation in the burrowing mayfly *Hexagenia rigida* (Ephemeroptera) exposed to CH₃HgCl or HgCl₂ in water and sediment. *Water Research*, 27(6), 1041–1048. [https://doi.org/10.1016/0043-1354\(93\)90068-S](https://doi.org/10.1016/0043-1354(93)90068-S)

- Schulwitz, S.E., Chumchal, M.M., & Johnson, J.A. (2015). Mercury concentrations in birds from two atmospherically contaminated sites in North Texas, USA. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 69(4), 390–398. <https://doi.org/10.1007/s00244-015-0189-9>
- Secretaría de Economía. (2001). *NMX-AA-051-SCFI-2001: Análisis de agua - determinación de metales por absorción atómica en aguas naturales, potables, residuales y residuales tratadas - método de prueba (cancela a la NMX-AA-051-1981)*. Retrieved January 19, 2024, from <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/166785/NMX-AA-051-SCFI-2001.pdf>
- Secretaría de Economía. (2016). *NMX-AA-132-SCFI-2016: Muestreo de suelos para la identificación y la cuantificación de metales y metaloides, y manejo de la muestra*. Retrieved January 19, 2024, from https://www.cmic.org.mx/comisiones/Sectoriales/medioambiente/Varios/Leyes_y_Normas_SEMARNAT/NMX/Contaminación%20del%20Suelo/2.2006.pdf
- SEMARNAT. (2007). *NORMA Oficial Mexicana 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*. Retrieved January 19, 2024, from https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=4964569&fecha=02/03/2007#gsc.tab=0
- Shao, B., Luo, J., He, M., Tian, L., He, W., Xu, L., Zhang, Z., & Lin, Y. (2020). Ecological risk assessment at the food web scale: a case study of a mercury contaminated oilfield. *Chemosphere*, 260, 127599. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.127599>
- Sierra-Marquez, L., Peñuela-Gomez, S., Franco-Espinosa, L., Gomez-Ruiz, D., Diaz-Nieto, J., Sierra-Marquez, J., & Olivero-Verbel, J. (2018). Mercury levels in birds and small rodents from Las Orquideas National Natural Park, Colombia. *Environmental Science and Pollution Research International*, 25(35), 35055–35063. <https://doi.org/10.1007/s11356-018-3359-2>
- Taylor, C.E., & Cristol, D.A. (2015). Tissue mercury concentrations and survival of tree swallow embryos, nestlings and young adult females on a contaminated site. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 95(4), 459–464. <https://doi.org/10.1007/s00128-015-1643-0>
- Tremblay, A., Cloutier, L., & Lucotte, M. (1998). Total mercury and methylmercury fluxes via emerging insects in recently flooded hydroelectric reservoirs and a natural lake. *The Science of the Total Environment*, 219, 209–221. [https://doi.org/10.1016/S0048-9697\(98\)00227-7](https://doi.org/10.1016/S0048-9697(98)00227-7)
- Tremblay, A., & Lucotte, M. (1997). Accumulation of total mercury and methyl mercury in insect larvae of hydroelectric reservoirs. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 54, 832–841. <https://doi.org/10.1139/f96-339>
- Triplehorn, C., Johnson, N. (2004). *Borror and DeLong's introduction to the study of insects*. Cengage Learning.
- Townsend, J.M., Driscoll, C.T., Rimmer, C.C., & Mcfarland, K.P. (2014). Avian, salamander, and forest floor mercury concentrations increase with elevation in a terrestrial ecosystem. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 33(1), 208–215. <https://doi.org/10.1002/etc.2438>
- Tsui, M.T.K., Finlay, J.C., & Nater, E.A. (2009). Mercury bioaccumulation in a stream network. *Environmental Science & Technology*, 43(18), 7016–7022. <https://doi.org/10.1021/es901525w>
- Tuell, J.K., & Isaacs, R. (2009). Elevated pan traps to monitor bees in flowering crop canopies. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 131, 93–98. <https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2009.00826.x>

- Tweedy, B.N., Drenner, R.W., Chumchal, M.M., & Kennedy, J.H. (2013). Effects of fish on emergent insect-mediated flux of methyl mercury across a gradient of contamination. *Environmental Science & Technology*, 47(3), 1614–1619. <https://doi.org/10.1021/es303330m>
- Wang, X., Lei, M., & Chen, T. (2021). Concentration and speciation of arsenic in an insect feeding on the leaves of *Pteris vittata*. *Soil Ecology Letters*, 3, 279–287. <https://doi.org/10.1007/s42832-021-0091-5>
- Wang, S., Feng, X., Qiu, G., Fu, X., & Wei, Z. (2007). Characteristics of mercury exchange flux between soil and air in the heavily air-polluted area, eastern Guizhou, China. *Atmospheric Environment*, 41, 5584–5594. <https://doi.org/10.1016/j.atmosenv.2007.03.002>
- Wayland, M., & Crosley, R. (2006). Selenium and other trace elements in aquatic insects in coal mine-affected streams in the Rocky Mountains of Alberta, Canada. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 50(4), 511–522. <https://doi.org/10.1007/s00244-005-0114-8>
- Yung, L., Bertheau, C., Cazaux, D., Regier, N., Slaveykova, V.I., & Chalot, M. (2019). Insect life traits are key factors in mercury accumulation and transfer within the terrestrial food web. *Environmental Science & Technology*, 53(19), 11122–11132. <https://doi.org/10.1021/acs.est.9b04102>
- Zaman, K., MacGill, R.S., Johnson, J.E., Ahmad, S., & Pardini, R.S. (1995). An insect model for assessing oxidative stress related to arsenic toxicity. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*, 29(2), 199–209.
- Zhang, G., Liu, C.Q., Wu, P., & Yang, Y. (2004). The geochemical characteristics of mine-waste calcines and runoff from the Wanshan mercury mine, Guizhou, China. *Applied Geochemistry*, 19, 1735–1744. <https://doi.org/10.1016/j.apgeochem.2004.03.006>
- Zhang, Z.S., Lu, X.G., Wang, Q.C., & Zheng, D.M. (2009). Mercury, cadmium, and lead biogeochemistry in the soil–plant–insect system in Huludao City. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 83(2), 255–259. <https://doi.org/10.1007/s00128-009-9688-6>
- Zhang Z.S., Song, X., Wang, Q-C., & Lu, X-G. (2012). Mercury bioaccumulation and prediction in terrestrial insects from soil in Huludao City, Northeast China. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 89(1), 107–112. <https://doi.org/10.1007/s00128-012-0649-0>
- Zhou, J., Wang, Z., Sun, T., Zhang, H., & Zhang, X. (2016). Mercury in terrestrial forested systems with highly elevated mercury deposition in southwestern China: the risk to insects and potential release from wildfires. *Environmental Pollution*, 212, 188–196. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2016.01.003>
- Zhou, J., Obrist, D., Dastoor, A., Jiskra, M., & Ryjkov, A. (2021). Vegetation uptake of mercury and impacts on global cycling. *Nature Reviews Earth & Environment*, 2, 269–284. <https://doi.org/10.1038/s43017-021-00146-y>

CAPITULO 6. MINERIA DE MERCURIO EN TAPONA, VILLA HIDALGO, SLP

6.1 Primer reporte sobre la minería como amenaza para *Liometopum apiculatum* (Himenóptera: Formicidae) en el Altiplano Potosino

6.1.1 Cita

Reboloso-Hernández, C.A., Carrizales-Yañez, L., Vallejo-Pérez, M.R., Cruz-Labana, J.D. (2024). First report about mining as a threat to *Liometopum apiculatum* (Hymenoptera: Formicidae) in the Altiplano Potosino. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, 83(1), 47-53. <https://doi.org/10.25085/rsea.830107>

6.1.2 Resumen

Esta investigación identifica a la minería como una posible amenaza para *Liometopum apiculatum* en el Altiplano Potosino a través de la evaluación de la contaminación por elementos potencialmente tóxicos en una zona minera de mercurio y el diseño de cartografía sobre el área de distribución de este insecto comestible y sitios mineros potencialmente contaminados. La evaluación de la contaminación en la zona minera consistió en la cuantificación de arsénico y mercurio en residuos mineros, suelo, hormigueros y hormigas obreras de la zona minera y un sitio de referencia mediante espectrofotometría de absorción atómica; la zona minera presentó niveles más altos de ambos tóxicos en todos los componentes evaluados. La cartografía reveló que la mayoría de los sitios mineros potencialmente contaminados se localizan dentro de las áreas de alta probabilidad de distribución de *L. apiculatum* en el Altiplano Potosino.

6.1.3 Introducción

México cuenta con 472 especies de insectos comestibles y la hormiga escamolera *Liometopum apiculatum* (Himenóptera: Formicidae) es una de ellas (Jongema, 2017). Las pupas de la casta reproductora de este insecto se conocen popularmente como “escamoles” (Ramos-Rostro et al., 2012) y son un alimento económicamente alto, lo cual ha provocado la disminución de sus poblaciones debido a su sobreexplotación (Lara-Juárez et al., 2015). Sin embargo, existen otras amenazas potenciales para *L. apiculatum* como la contaminación química que es una amenaza global para la entomofauna (Sánchez-Bayo & Wyckhuys, 2019). Es preciso señalar que la exposición de los insectos comestibles a contaminantes químicos representará una ruta de exposición para los humanos.

El Altiplano Potosino es una región en San Luis Potosí, México, donde se distribuyen poblaciones de *L. apiculatum* (Lara-Juárez et al., 2015) y la minería es una importante actividad económica que ha

contaminado el ambiente con elementos potencialmente tóxicos (Fernández-Macias et al., 2020). En esta región se localiza Taponá, Villa Hidalgo, el cual es un poblado donde se recolectan escamoles y realiza minería primaria de mercurio (MPM), por lo que es un sitio ideal para evidenciar que *L. apiculatum* puede exponerse a elementos potencialmente tóxicos ya que esta minería contamina el ambiente con arsénico y mercurio (INECC, 2020; Ordóñez et al., 2014), los cuales son contaminantes capaces de bioacumularse en insectos terrestres y disminuir sus poblaciones a través del incremento de la mortalidad o efectos reproductivos como reducción de la fertilidad o número de huevos producidos (Mathews et al., 2009; Reboloso-Hernández et al., 2023). Anteriormente, Hasriyanty et al., (2018) demostraron que las poblaciones de insectos terrestres son afectadas por contaminación química minera.

Con base en lo anterior, el objetivo del presente trabajo fue determinar si la minería es una posible amenaza para *L. apiculatum* en el Altiplano Potosino a través de la evaluación de la contaminación por arsénico y mercurio en la zona minera de mercurio en Taponá, Villa Hidalgo, y mediante el diseño de cartografía sobre la distribución potencial de esta especie y ubicación de sitios mineros potencialmente contaminados. El análisis del caso de la zona minera de mercurio en Taponá permitirá visibilizar si la contaminación química en sitios mineros puede amenazar a *L. apiculatum*, mientras que la cartografía permitirá identificar los sitios donde la contaminación generada por la actividad minera es una posible amenaza para esta especie.

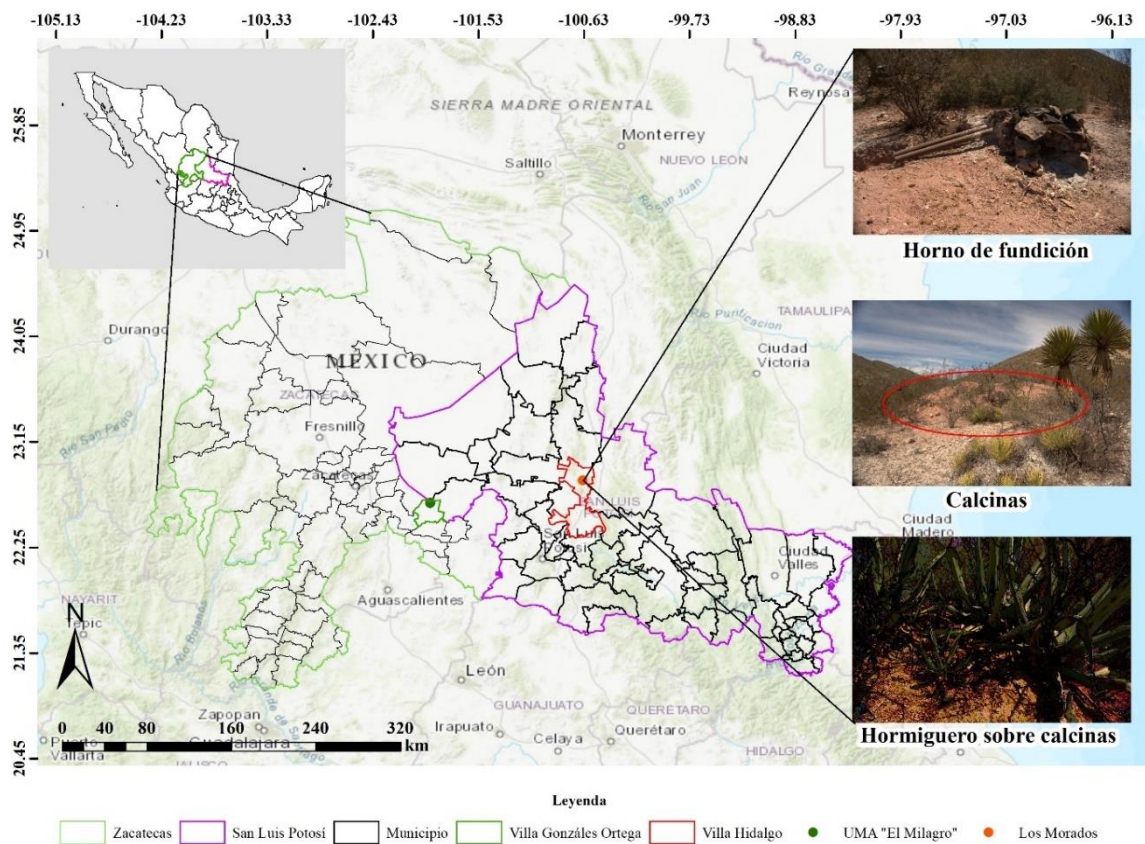
6.1.4 Metodología

Los sitios de estudio fueron la zona minera de mercurio en Taponá, Villa Hidalgo, S.L.P. (lat 22.82° long -100.63°, matorral desértico rosetófilo, suelo litosol y clima BS₀hw) y un sitio de referencia que correspondió a la Unidad de Manejo para la Conservación de Vida Silvestre (UMA) “El Milagro”, ubicado en Villa González Ortega, Zac (lat 22.62° long -101.93, matorral crasicaule, suelo xerosol luvico y clima BS₀kw) ([Fig. 1](#)). En Taponá los pobladores señalan que los yacimientos de mercurio se explotaron aproximadamente desde 1950 y actualmente la actividad es intermitente. Desde su inicio la población local ha sido la única que ha aprovechado los recursos minerales. El proceso minero consiste en extraer el mineral de la mina, triturarlo, fundirlo para generar vapores de mercurio, condensar los vapores de mercurio, obtener el mercurio metálico y disponer las calcinas en los suelos (residuos de la fundición del mineral). Los hornos en los que se funde el mineral para obtener mercurio y un montículo de calcinas se presentan en la [Fig. 1](#).

En ambos sitios se realizaron recorridos de reconocimiento con el propósito de encontrar nidos de *L. apiculatum* y coleccionar muestras de suelo de hormigueros y hormigas. En Taponá se identificaron dos

nidos y en el sitio de referencia cinco nidos. Aunado a lo anterior, en Tapona se recolectaron muestras de calcinas y suelo “natural” en puntos ubicados a 1 km de distancia de la zona minera. El muestreo de calcinas y suelo se realizó de acuerdo con la norma NMX-AA-132-SCFI-2016 (Secretaría de Economía, 2016). El muestreo biológico consistió en recolectar 40 individuos de hormigas obreras utilizando pinzas entomológicas, las cuales se sacrificaron y mantuvieron en etanol al 70% durante su traslado al Laboratorio de Microbiología en Agricultura de la Coordinación para la Innovación y Aplicación de la Ciencia y la Tecnología (CIACyT). Una vez en laboratorio las hormigas se lavaron con agua desionizada y almacenaron a -20°C. La identificación taxonómica se realizó mediante las claves de Fisher & Cover (2007) y Del Toro et al., (2009).

Fig. 1 Ubicación de los sitios de estudio. Fuente (INEGI, 2023). Mapa creado con el software ArcMap 10.3 (Esri, USA)



Antes de la determinación de arsénico y mercurio las muestras se secaron a temperatura ambiente hasta alcanzar peso constante. La determinación de arsénico y mercurio consistió en la digestión ácida de las muestras en un horno de microondas (MARS 6, CEM) (EPA 1996, 2007) y la medición de los analitos a través espectrofotometría de absorción atómica (PinAAcle 900T, PerkinElmer) (Perkin-Elmer, 1994). Como controles de calidad se utilizaron los materiales de referencia SRM 2710

Montana Soil (As: 97% de recobro; Hg: 99% de recobro) y Kodak 1508 (As: 91% de recobro; Hg: 96% de recobro). Los análisis químicos se realizaron en el Laboratorio de Absorción Atómica de la CIACyT.

El modelado de la distribución potencial de *L. apiculatum* se elaboró a partir de las 104 coordenadas indicadas por Dáttilo et al., (2020) utilizando el software de distribución libre Maxent (Araújo & Guisan, 2006), evaluando 19 variables bioclimáticas (Cuervo-Robayo et al., 2014), tres topográficas (elevación, pendiente y exposición de la pendiente) (INEGI, 2019), y una capa de cobertura de vegetación (Hansen et al., 2000). Todas las capas fueron procesadas a una resolución de 1 km² (0.01 pixeles). Con una prueba de Jacknife se estimó el valor de aporte de cada variable. Una vez obtenido el modelo de Maxent (mapa binario), mediante el umbral de corte del mínimo de presencia se realizó una reclasificación con tres categorías de distribución potencial de *L. apiculatum* (baja, media y alta probabilidad). Posteriormente, con el propósito de identificar a los sitios mineros potencialmente contaminados se revisaron exhaustivamente los inventarios físicos de los recursos minerales de los municipios del Altiplano Potosino (SGM, 2023), una vez identificados los sitios estos se ubicaron en el mapa por sobreposición. Los análisis cartográficos se realizaron en ArcMap 10.3.1 (Esri, USA, 2015).

Las únicas variables que se sometieron a análisis estadístico fueron los niveles de arsénico y mercurio (variables dependientes) en calcinas de la zona minera y suelos recolectados a 1 km de distancia de la zona minera en Tapona (variables independientes), el análisis consistió en la comparación de los sitios a través la prueba U de Mann-Whitney con el software SPSS 25.0 (IBM, USA, 2017). La comparación de los niveles de arsénico y mercurio en hormigas y hormigueros entre la zona minera y el sitio de referencia fue imposible de realizarse debido a los tamaños muestrales, por lo que se optó por determinar las veces que los valores máximos del sitio problema superaron los del sitio de referencia.

6.1.5 Resultados

Los niveles de arsénico y mercurio en calcinas, suelo, hormigueros y hormigas se presentan en la [Tabla 1](#). En primer lugar, en Tapona los niveles de contaminación en calcinas fueron mayores a los de suelos recolectados a 1 km de distancia de la zona minera ($p < 0.05$). En segundo lugar, los suelos de hormigueros en Tapona presentaron concentraciones de arsénico y mercurio 4 y 2,953 veces más altas respecto al sitio de referencia, correspondientemente. Por último, las hormigas de la zona minera mostraron 2 y 59 veces más arsénico y mercurio, correspondientemente, que las del sitio de referencia. El análisis cartográfico permitió identificar siete sitios en los cuales la minería es una potencial

amenaza para *L. apiculatum*, uno en zona de baja probabilidad (Cedral), dos en zonas de media probabilidad (Santo Domingo y Villa de la Paz) y cuatro en zonas de alta probabilidad (Catorce, Charcas, Guadalcázar y Villa Hidalgo) (Fig. 2).

Tabla 1 Ubicación de los sitios de estudio. Fuente (INEGI, 2023). Mapa creado con el software ArcMap 10.3 (Esri, USA)

Contaminante	Tapona ^{a,b}				Villa Gonzáles Ortega ^{a,b}	
	Calcinas n = 4	Suelo a 1 km n = 4	Hormiguero n = 2	Hormigas n = 2	Hormiguero n = 5	Hormigas n = 5
As	82.19 (37.83 – 119.66)	4.65 (3.74 – 5.03)	37.81 (34.13 – 41.49)	0.65 (0.64 – 0.66)	6.89 (4.60 – 10.43)	0.14 (0.10 – 0.29)
Hg	74.39 (26.56 – 376.67)	0.14 (0.10 – 0.74)	215.41 (76.44 – 354.38)	3.89 (3.62 – 4.16)	0.05 (0.03 – 0.12)	0.03 (0.03 – 0.07)

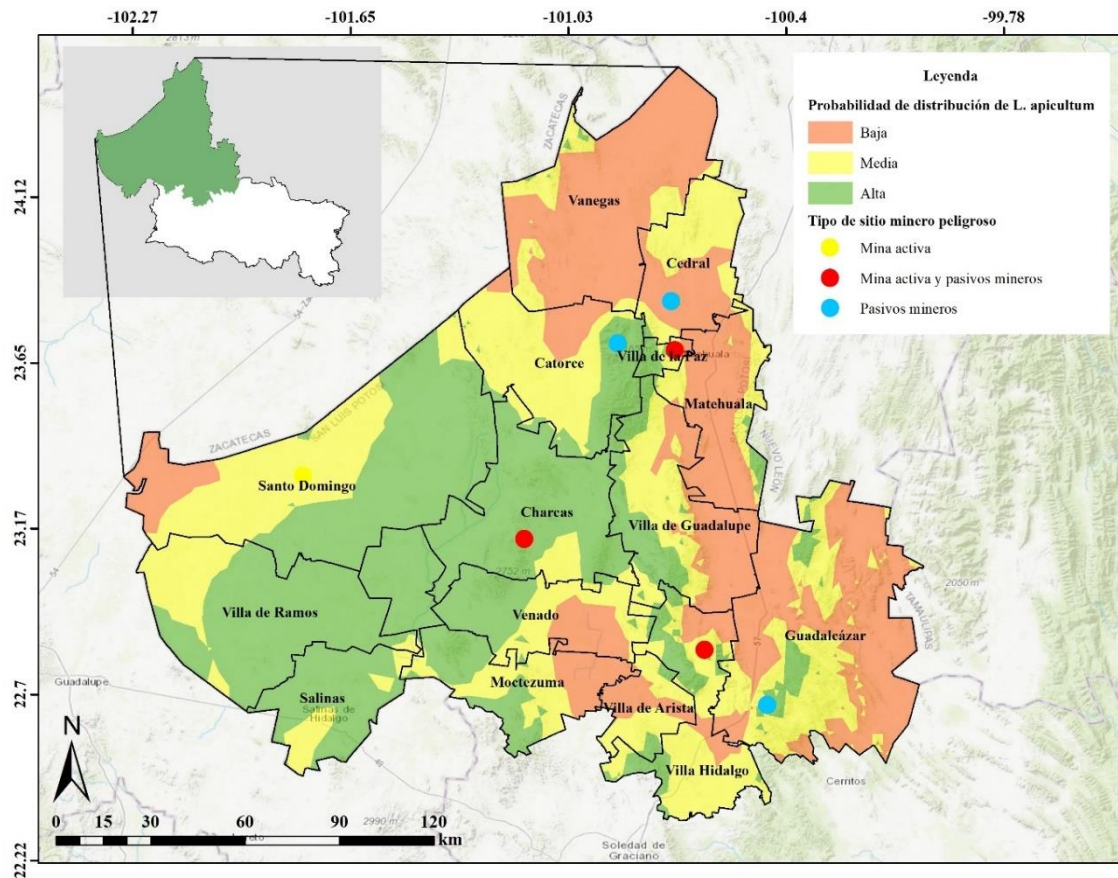
6.1.6 Discusión

En los sitios con MPM las pilas de calcinas son una fuente de contaminación por arsénico y mercurio (Loredo et al., 2003; Ordóñez et al., 2014) y los resultados obtenidos corroboran este hecho en Tapona ya que sus concentraciones en calcinas superaron los límites permisibles en suelo de la normativa mexicana (arsénico: 22 mg/kg; mercurio: 23 mg/kg) (SEMARNAT, 2007) y los suelos recolectados a 1 km de distancia de la zona minera. La exposición en hormigas indica que los contaminantes están biodisponibles y, por lo tanto, hay riesgo de que se presenten afectaciones como estrés oxidativo, genotoxicidad, efectos en el desarrollo y reproductivos, neurotoxicidad y disminuciones poblacionales (Mathews et al., 2009; Monchanin et al., 2021; Ramos-Morales & Rodríguez-Arnaiz, 1995; Reboloso-Hernández et al., 2023; Zaman et al., 1995).

Las rutas de exposición son esenciales para el diseño de un plan de reducción de la exposición y en este sentido las potenciales rutas para *L. apiculatum* son las siguientes. La contaminación del suelo es una ruta de exposición directa debido a la ingesta involuntaria de suelo contaminado con arsénico y mercurio (Moriarty et al., 2009; Nasr et al., 2020; Reboloso-Hernández et al., 2023). Esta exposición involuntaria puede suceder cuando las hormigas caminan en sus senderos de abastecimiento o dentro del mismo nido ya que son capaces de construirlos sobre montículos de calcinas (Fig. 1). La contaminación del suelo también es el inicio de otras vías de exposición indirectas. En el caso del mercurio, otra ruta de exposición plausible es la respiración de vapores de mercurio emitidos desde las calcinas (Reboloso-Hernández et al., 2023). Asimismo, las plantas cuando absorben el mercurio y arsénico (Bhattacharya et al., 2021; Li et al., 2016; Zhou et al., 2021) tienen el potencial de transferirlos a *L. apiculatum* por medio de los productos vegetales que son parte de su dieta como el polen, semillas, néctar, entre otros (Lara-Juárez et al., 2015). Otra ruta de exposición que involucra a las plantas es aquella donde los tóxicos primero son transferidos de las

plantas a los hemípteros succionadores de savia que las hormigas crían y luego de estos insectos a las hormigas mediante el consumo de las secreciones de ligamaza o ambrosía (Lara-Juárez et al., 2015; Mathews et al., 2009). Finalmente, otras rutas de exposición pueden ser el consumo de invertebrados como anélidos o carroña de vertebrados (Lara-Juárez et al., 2015), los cuales son receptores ecológicos de la contaminación generada por la MPM (Camacho et al., 2021).

Fig. 2 Distribución potencial de *Liometopum apiculatum* y sitios mineros potencialmente contaminados en el Altiplano Potosino



En cuanto al riesgo para la salud humana por consumo de escamoles de la zona minera, en especial por mercurio, puede argumentarse lo siguiente. Si bien las cuantificaciones se realizaron en hormigas adultas, puede hipotetizarse que el consumo de escamoles es un riesgo ya que los niveles de mercurio en insectos adultos son aproximadamente la mitad de los mostrados por sus estados inmaduros (Reboloso-Hernández et al., 2023). Por ello, podemos suponer que, dados los valores reportados en las obreras adultas de Taponá, las concentraciones en los escamoles podrían superar los niveles permisibles de este metal en alimentos como pescado (SSA, 2009). Es de vital importancia evaluar la exposición y la especiación de los contaminantes en escamoles para determinar los riesgos para la salud humana.

Con relación a los sitios mineros potencialmente contaminados que se identificaron como potenciales amenazas para *L. apiculatum* puede mencionarse lo siguiente. En Catorce las amenazas son los jales mineros contaminados con arsénico, plomo, antimonio y plata, el mercurio y el sulfato de cobre liberados entre 1772 y 1827 (Ávalos-Lozano et al., 2007; SGM, 2019). En Charcas las amenazas son las numerosas explotaciones artesanales de plata que utilizaron mercurio en los procesos de producción y que generaron residuos con hasta 442 años de antigüedad contaminados con arsénico y plomo (Fernández-Macías et al., 2020), además de la gran minería productora de plomo, cobre y zinc (SGM, 2019). En Guadalcázar la amenaza son los montículos de calcinas y terreros generados por la minería primaria de mercurio del siglo pasado y que presentan altos niveles de mercurio (Leura, 2017). En Santo Domingo la única amenaza identificada es la minería de manganeso (SGM, 2019). En Villa de la Paz las amenazas son las grandes acumulaciones de jales actuales y poscoloniales contaminados con arsénico y plomo (Fernández-Macías et al., 2020). Finalmente, en Villa Hidalgo la amenaza es la minería primaria de mercurio que se abordó en el presente estudio.

6.1.7 Conclusión

Los resultados de la presente investigación indican que la minería en el Altiplano Potosino es una posible amenaza para *L. apiculatum*. Esta investigación demuestra que en sitios mineros esta especie puede exponerse a elementos potencialmente tóxicos, lo que se traduce en mayores cargas corporales de dichos tóxicos. Asimismo, se demuestra que las zonas con mayor probabilidad de distribución convergen con sitios mineros potencialmente contaminados. Es necesario que en el sitio de estudio se desarrolle un biomonitoreo sólido que caracterice las rutas de exposición y efectos para la hormiga escamolera, así como los riesgos para la salud humana asociados al consumo de estos escamoles. Finalmente, a escala regional, debe corroborarse que *L. apiculatum* está presente en las zonas de riesgo identificadas para determinar si es necesaria la evaluación de riesgo ecológico.

Referencias

- Araújo, M., & Guisan, A. (2006) Five (or so) challenges for species distribution modelling. *Journal of Biogeography*, 33(10), 1677–1688. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2699.2006.01584.x>
- Ávalos-Lozano, J., Medellín-Milán, P., Aguilar-Robledo, M., & Nieto-Caraveo, L. (2007) Amenaza previsible. Lecciones de historia sobre la aplicabilidad del principio precautorio. *Trayectorias*, 9, 31-44.
- Bhattacharya, S., Sharma, P., Mitra, S., Mallick, I., & Ghosh, A. (2021) Arsenic uptake and bioaccumulation in plants: a review on remediation and socio-economic perspective in Southeast Asia. *Environmental Nanotechnology, Monitoring and Management*, 15, 100430.

Camacho, A.A., Espinosa, G., Reboloso, C.A., Carrizales, L., Ilizaliturri, C.A., Reyes, L.E., & Díaz-Barriga, F. (2021) Holistic health risk assessment in an artisanal mercury mining region in Mexico. *Environmental Monitoring and Assessment*, 193(8), 1–10.

Cuervo-Robayo, A., Téllez-Valdés, O., Gómez-Albores, M.A., Venegas-Barrera, C.S., Manjarrez, J., & Martínez-Meyer, E. (2014) An update of high-resolution monthly climate surfaces for Mexico. *International Journal of Climatology*, 34(7), 2427–2437.

Dáttilo, W., Vásquez-Bolaños, M., Ahuatzin, D.A., Antoniazzi, R., ... & Ian, M. (2020) Mexico ants: incidence and abundance along the Nearctic–Neotropical interface. *Ecology*, 101(4).

Del Toro, I., Pacheco, J., & Mackay, W. (2009). Revision of the ant genus *Liometopum* (Hymenoptera: Formicidae). *Sociobiology*, 53(2): 299-370. <https://doi.org/www.csuchico.edu/biol/Sociobiology/sociobiologyindex.html>

EPA. (1996) Method 3052. Microwave assisted acid digestion of siliceous and organically based matrices. <https://www.epa.gov/sites/production/files/2015-12/documents/3052.pdf>

EPA. (2007). Method 3051A. Microwave assisted acid digestion of sediments, sludges, soils, and oils. <https://www.epa.gov/sites/production/files/2015-12/documents/3051a.pdf>

Fernández-Macias, J.C., González-Mille, D.J., García-Arreola, M.E., Cruz-Santiago, O., Rivero-Pérez, N.E., Pérez-Vázquez, F., & Ilizaliturri-Hernández, C.A. (2020) Integrated probabilistic risk assessment in sites contaminated with arsenic and lead by long-term mining liabilities in San Luis Potosi, Mexico. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 197, 110568.

Fisher, B.L., & Cover, S. P. (2007) *Ants of North America a guide to the genera*. University of California Press, California, USA.

Hansen, M.C., Defries, R.S., Townshend, J.R.G., & Sohlberg, R. (2000) Global land cover classification at 1 km spatial resolution using a classification tree approach. *International Journal of Remote Sensing*, 21(6–7), 1331–1364. <https://doi.org/10.1080/014311600210209>

Hasriyanty, A., Saleh, S., Cyio, M., & Yunus, M. (2018) Effect of mercury contamination on the diversity of soil arthropods in Poboya gold mining. *Journal of Environmental Science and Technology*, 11, 254–261.

INEGI. (2019) Modelo Digital de Elevación tipo superficie con 5m de resolución derivado de datos de sensores remotos satelitales y aerotransportados. F13D18f2. In Modelo Digital de Elevaciones. <https://www.inegi.org.mx/app/biblioteca/ficha.html?upc=889463783527>

INECC. (2020) Identificación de los riesgos a la salud y al medio ambiente asociados a la minería primaria de mercurio en la Sierra Gorda de Querétaro. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/604680/83_2020_Informe_Final_Riesgos_Salud_.pdf (accedido el 19 de abril 2023).

INEGI. (2023). Marco geoestadístico, diciembre 2023. <https://www.inegi.org.mx/app/biblioteca/ficha.html?upc=794551067314>

Jongema, Y. (2017) *Worldwide list of recorded edible insects*. Wageningen, University & Research. <https://www.wur.nl/en/research-results/chair-groups/plant-sciences/laboratory-of-entomology/edible-insects/worldwide-species-list.htm> (accedido el 22 de marzo de 2023).

Lara-Juárez, P., Aguirre-Rivera, J.R., Castillo-Lara, P., & Reyes-Agüero, J.A. (2015) Biología y aprovechamiento de la hormiga de escamoles, *Liometopum apiculatum* Mayr (Hymenoptera: Formicidae). *Acta Zoológica Mexicana*, 31(2), 251–264.

- Leura, A. (2017) Geoquímica ambiental del mercurio en pasivos ambientales minero-metalúrgicos. UASLP.
- Li, N., Wang, J., & Song, W.Y. (2016) Arsenic uptake and translocation in plants. *Plant and Cell Physiology*, 57(1), 4–13. <https://doi.org/10.1093/pcp/pcv143>
- Loredo, J., Ordóñez, A., Baldo, C., & García-Iglesias, J. (2003) Arsenic mobilization from waste piles of the El Terronal mine, Asturias, Spain. *Geochemistry: Exploration, Environment, Analysis*, 3, 229–237. <https://doi.org/10.1144/1467-7873/03-003>
- Mathews, S., Ma, L.Q., Rathinasabapathi, B., & Stamps, R.H. (2009) Arsenic reduced scale-insect infestation on arsenic hyperaccumulator *Pteris vittata* L. *Environmental and Experimental Botany*, 65, 282–286. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2008.09.010>
- Monchanin, C., Drujont, E., Devaud, J., Lihoreau, M., & Barron, A. (2021) Metal pollutants have additive negative effects on honey bee cognition. *Journal of Experimental Biology*, 224.
- Moriarty, M.M., Koch, I., Gordon, R.A., & Reimer, K. (2009) Arsenic speciation of terrestrial invertebrates. *Environmental Science & Technology*, 43, 4818–4823.
- Nasr, E.E., Khater, Z.Z., Zelenakova, M., Vranayova, Z., & Abu-Hashim, M. (2020) Soil physicochemical properties, metal deposition, and ultrastructural midgut changes in ground beetles, *Calosoma chlorostictum*, under agricultural pollution. *Sustainability*, 12, 1–16.
- Ordóñez, A., Álvarez, R., & Loredo, J. (2014) Soil pollution related to the mercury mining legacy at Asturias (Northern Spain). *International Journal of Mining, Reclamation and Environment*, 28(6), 389–396. <https://doi.org/10.1080/17480930.2014.967920>
- Perkin-Elmer. (1994). *Flow Injection Mercury/Hydride Analyses. Recommended Analytical Conditions and General Information.*
- Ramos-Morales, P., & Rodríguez-Araiz, R. (1995) Genotoxicity of two arsenic compounds in germ cells and somatic cells of *Drosophila melanogaster*. *Environmental and Molecular Mutagenesis*, 25, 288–299.
- Ramos-Rostro, B., Salazar, B.Q., Ramos-Elorduy, J., Moreno, J.M.P., Campos, S.C.Á., Pérez, Á.G., & García, V.D.B. (2012) Análisis químico y nutricional de tres insectos comestibles de interés comercial en la zona arqueológica del municipio de San Juan Teotihuacán y en Otumba, en el estado de México. *Interciencia*, 37(12), 914–920.
- Reboloso-Hernández, C., Vallejo-Pérez, M., Razo-Soto, I., Díaz-Barriga, F., & Carrizales-Yáñez, L. (2023) Mercury entomotoxicology. *Chemosphere*, 311, 136965.
- Sánchez-Bayo, F., & Wyckhuys, K. (2019) Worldwide decline of the entomofauna: a review of its drivers. *Biological Conservation*, 232, 8–27. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2019.01.020>
- Secretaría de Economía. (2016) NMX-AA-132-SCFI-2016: Muestreo de suelos para la identificación y la cuantificación de metales y metaloides, y manejo de la muestra.
- SEMARNAT. (2007) NORMA Oficial Mexicana 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 vanadio. https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=4964569&fecha=02/03/2007#gsc.tab=0
- SGM. (2019) Panorama minero del Estado de San Luis Potosí. https://www.sgm.gob.mx/Gobmx/productos/panoramas/SAN_LUIS_POTOSI_dic2019.pdf

SGM. (2023) GeoInfoMEx. <https://www.sgm.gob.mx/GeoInfoMexGobMx/#>

SSA. (2009) NORMA Oficial Mexicana NOM-242-SSA1-2009, Productos y servicios. Productos de la pesca frescos, refrigerados, congelados y procesados. Especificaciones sanitarias y métodos de prueba. <https://www.dof.gob.mx/normasOficiales/4295/salud2a/salud2a.htm>

Zaman, K., MacGill, R., Johnson, J., Ahmad, S., & Pardini, R. (1995) An insect model for assessing oxidative stress related to arsenic toxicity. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology*, 29, 199-209.

Zhou, J., Obrist, D., Dastoor, A., Jiskra, M., & Ryjkov, A. (2021) Vegetation uptake of mercury and impacts on global cycling. *Nature Reviews Earth and Environment*, 2, 269–284.

6.2 Exposure to potentially toxic elements in the edible insect *Liometopum apiculatum* (Formicidae: Dolichoderinae) at a mercury mining site in Mexico

6.2.1 Abstract

Tapona is a town located in the municipality of Villa Hidalgo, SLP. This area contains mercury deposits that have been exploited for decades by the local population using artisanal methods, resulting in arsenic and mercury pollution. Moreover, the harvesting of *Liometopum apiculatum* Mayr, 1870 (Hymenoptera: Formicidae: Dolichoderinae) pupae represents an economic source. Since arsenic and mercury are toxic to insects and considering the instrumental, intrinsic and ecological values of this edible insect, the present study assessed the arsenic and mercury exposure in *L. apiculatum* from the mercury mining zone in Tapona, Villa Hidalgo, SLP. The study sites included the mining zone, and a reference site located approximately three kilometers away. Arsenic and mercury levels were measured in soil, anthill soils, anthill waste, leaves of the creosote bush (*Larrea tridentata*), cuticles of maguey stalk (*Agave* sp.), scale insects (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea), and worker ants using atomic absorption spectrophotometry. The results showed that in the mining zone, mercury is present in all evaluated media, while arsenic was only detected in soil, anthill soil, anthill waste, and ants. Pollution levels in the mining zone was higher, with arsenic and mercury bioaccumulation in ants from mining zone being four and seven times higher than in the reference site, respectively. The analysis of exposure routes revealed that soil is the main exposure route for arsenic in ants, while the exposure routes for mercury also include soil, plants, and secretions produced by scale insects. In conclusion, mercury mining in Tapona poses a threat to *L. apiculatum*.

6.2.2 Introduction

Edible insects are a food source with significant social, economic, nutritional and ecological values (van Huis et al. 2013). Mexico has the highest richness of edible insects, and *Liometopum apiculatum* Mayr, 1870 (Formicidae: Dolichoderinae) is one of them (Jongema 2017). This ant, consumed in its pupal stage, is distributed in various types of temperate forests, shrublands, riparian vegetation and grasslands in the central and northern regions of the country (Lara-Juárez et al. 2015). The insect represents an economic income for rural people and provides several ecosystem benefits since it is a food source for several myrmecophages and contributes to soil formation and conservation, predation, decomposition and pollination (Lara-Juárez et al. 2015). In Mexico, overexploitation is recognized as a threat to *L. apiculatum* (Lara-Juárez et al. 2015); however, mining pollution has been suggested as an additional threat (Reboloso-Hernández et al. 2024a). The Altiplano Potosino is a region in the State of San Luis Potosí where mining pollution and this species coexist (Reboloso-Hernández et al.

2024a). Mining has been an important economic activity in this region from postcolonial times to the present, but it has polluted the environment with potentially toxic elements (Fernández-Macías et al. 2020).

Tapona is a locality in the Altiplano Potosino where *L. apiculatum* is harvested. Near this site, mercury deposits have been exploited for several decades by the local population using artisanal methods (Reboloso-Hernández et al. 2024a). Between 1930 and 1965, mercury mining took place near the mines (Núñez et al. 2006). In the last decade, mining activities (crushing of mineral, burning and deposition of mining wastes) were carried out on a small scale in residential backyards, posing significant risks to human health (Van Brussel et al. 2016). Mercury mining from the last century generated significant mining liabilities that pose ecological risks due to high levels of arsenic and mercury. Recently, it was reported that the maximum levels of arsenic and mercury in mining liabilities from Tapona were 119.66 and 376.67 mg/kg, respectively, which exceeded the levels in a reference site and the Mexican quality guidelines for soil (Reboloso-Hernández et al. 2024a). It is important to note that Tapona was identified as one of the mercury-polluted sites in Mexico by the government as part of the implementation of Minamata Convention (INECC 2019). Therefore, the assessment of ecological risks in the locality is needed in accordance with its articles 12, 19 and 22 (ONU Medio Ambiente 2017).

Recently, Reboloso-Hernández et al., (2024) indicated that mercury mining in Tapona poses a threat to *L. apiculatum* due to high levels of pollution found in anthill soil and worker ants. Arsenic and mercury levels in anthill soils from the mining site were 4 and 2,953 times higher compared to a reference site, correspondingly. Worker ants from mining site shown 2 and 59 times more arsenic and mercury than those in the reference site, respectively. However, this study had two important limitations: only two nests were assessed, so this data lacks statistical rigor, and the pollutants were not quantified in the whole habitat of the species, which is necessary to identify what are the paths of pollutants from mining liabilities to ants and design strategies to protect this edible insect from pollution. Regarding the exposure routes, it is important to quantify the pollutants in soil because, for ants, accidental ingestion is an exposure pathway for metals (Moriarty et al. 2009). Arsenic and mercury should also be measured in plants and scale insects, as both are part of the ant diet, in maguey because it is an exposure source for scale insects, and in ants to confirm their exposure (Lara-Juárez et al. 2015).

Arsenic and mercury are toxic to insects, as exposure causes oxidative stress, genotoxicity, deformations, developmental effects, neurotoxicity, reproductive effects and population declines (Ramos-Morales and Rodriguez-Arnaiz 1995; Zaman et al. 1995; Martinez et al. 2006; Mogren et al.

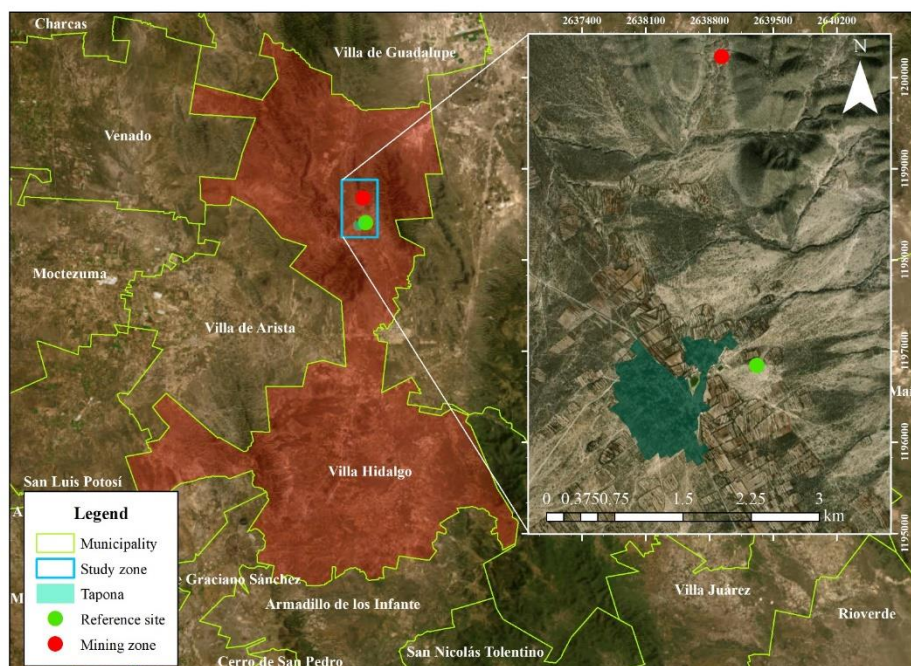
2012; Jaffe et al. 2016; Monchanin et al. 2021; Reboloso-Hernández et al. 2023). Considering the later, the instrumental, intrinsic and ecological values of *L. apiculatum*, and the importance of Tapona for the implementation of Minamata Convention in Mexico, the present work assessed arsenic and mercury exposure in *L. apiculatum* from the mercury mining zone in Tapona, Villa Hidalgo, SLP, to determine the impact of mercury mining and to identify the exposure routes in *L. apiculatum*.

6.2.3 Material and methods

6.2.3.1 Study sites

The study sites included the mining zone near the “Los Morados” mine (MS) and a reference site (RS) (Figure 1). Local permission was obtained for the sampling. In the study sites, five nests were found and sampled with the help of local people. Samples of soil, anthill soil, anthill waste, leaves of the creosote bush (*Larrea tridentata*), cuticles of maguey stalk (*Agave* sp.), scale insects (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea), and worker ants were collected as follows.

Fig. 1 Localization of study sites



6.2.3.2 Environmental sampling

Samples of soil and anthill soil were collected in accordance with the Mexican norm NMX-AA-132-SCFU-2016 (Secretaría de Economía 2016). Soil was collected 2 m away from the nest, while anthill soil was sampled at the entrance of the nest. In both cases, a simple one-kilogram sample (0-5 cm

deep) was collected with a plastic scoop, which was washed with deionized water and phosphate-free detergent. The soil was sieved using a stainless-steel sieve #10 (#10 2 mm pore size) and packed in double polyethylene bag. Samples were transported and stored at the laboratory at 4 °C. In the case of anthill waste (a mix of organic and inorganic material that ants accumulate on maguey stalks), the sample was collected manually and handled similarly to soil samples.

6.2.3.3 Biological sampling

It consisted of collecting worker ants, leaves of creosote bush, and maguey stalks (to obtain the plant epidermis and scale insects). The ant sampling involved capturing 50 worker ants manually on maguey stalks using entomological forceps. The ants were sacrificed and stored in 70% ethanol during transport to the laboratory. Once in the laboratory, the samples were stored at 4 °C (Reboloso-Hernández et al. 2024a). Leaves and stalks were collected in according to the methodology of Camacho et al., (2021). Leaves of creosote bush were obtained with pruning shears, while maguey stalks were cut in the portions where scale insects were present with a knife. Plant samples were packaged in double polyethylene bag, transported and stored at the laboratory at 4 °C.

6.2.3.4 Arsenic and mercury determination

The determinations were carried out at the CIACyT Atomic Absorption Laboratory at the UASLP. Leaves and insects were washed with deionized water. In the case of scale insects, they were retired from the maguey stalk with a plastic spoon. All samples were dried at 30°C until they reached constant weight. Once dried, samples were treated with an oxidizing solution and digested in a microwave (MARS 6, CEM), and the arsenic levels were measured by hydride generation atomic absorption spectroscopy according to the methods of Reboloso et al. (2024) using an atomic absorption spectrophotometer (AAAnalyst 100, PerkinElmer) coupled to a hydride generating system (FIAS 100, PerkinElmer). Blank solutions and reference material for each analyzed matrix were used as quality control. All blanks were below the limit of detection. The quantifications were performed twice, and the reported values correspond to the mean, which was accepted when the relative standard deviation was smaller than 5%. The reference materials used, and their recovery percentages were: NIST 2710 Montana Soil (arsenic: 80%; mercury: 84%), NIST 2710a Montana Soil (arsenic: 81%; mercury: 97%), and Kodak-15087 (arsenic: 91%; mercury: 94%).

6.2.3.5 Statistics

The data distribution was analyzed through the Shapiro-Wilk test, revealing a non-normal distribution for all variables. The U Mann-Whitney test was used to compare the two study sites. The statistics

was realized with software Statistical Package for the Social Sciences IBM-SPSS ver. 25.0 (IBM, USA).

6.2.4 Results

The arsenic and mercury concentrations in environment and biota are shown in Table 1. At both study sites, arsenic was detected only in the abiotic media and worker ants, while mercury was present throughout the ant's habitat as well as in the ants themselves. Pollution was significantly higher in MS than in RS ($p < 0.01$ or $p < 0.05$). When comparing the differences between maximum levels in the environmental media and ecological receptors, the impact of mercury mining can be defined as follows. Regarding arsenic pollution, the concentrations in soils, anthill soils, anthill wastes and ants from MS were 38, 11, 9 and 4 times higher, respectively, than those in RS. For mercury pollution, the levels in soils, anthill soils, anthill wastes, leaves, stalks, scale insects and ants from MS exceed those in RS by 488, 239, 538, 13, 105, 8 and 7 times, correspondingly. The analysis of exposure routes revealed that soil is the main exposure route for arsenic in ants, while the exposure routes for mercury also include soil, plants, and secretions produced by scale insects (Fig. 2).

Table 1 Arsenic and mercury levels in environment and biota (mg/kg peso seco)

Media	Site	n	As					Hg				
			Min	P25	Median	P75	Max	Min	P25	Median	P75	Max
Soils	MS	5	29.98	34.65	45.47**	96.42	132.32	25.55	34.62	85.27**	163.03	195.34
	RS	5	2.28	2.43	2.78	3.25	3.43	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	0.40
Anthill soils	MS	5	23.43	24.64	32.24**	38.42	40.99	68.71	89.28	153.47**	176.02	191.27
	RS	5	2.08	2.40	2.86	3.26	3.62	0.06	0.13	0.54	0.73	0.80
Anthill wastes	MS	5	13.02	13.05	16.81**	19.18	19.49	45.46	70.79	153.37**	367.64	430.72
	RS	4	1.35	1.43	1.71	2.04	2.15	0.26	0.26	0.40	0.75	0.80
Leaves	MS	5	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	2.09	3.22	7.93*	24.27	31.87
	RS	5	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	0.10	0.11	0.24	1.66	2.30
Stalks	MS	5	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	0.09	0.24	0.41**	2.54	4.22
	RS	5	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	<LDD	0.02	0.02	0.02	0.03	0.04
Scale insects	MS	3	<LDD	-	<LDD	-	<LDD	1.10	-	4.05	-	12.08
	RS	3	<LDD	-	<LDD	-	<LDD	0.24	-	0.51	-	1.48
Ants	MS	5	0.91	1.01	1.23**	1.49	1.71	3.57	4.7	6.25**	6.49	6.56
	RS	5	<LDD	<LDD	0.38	<LDD	<LDD	<LDD	0.38	0.41	0.72	0.92

MS Mining site, RS Reference site

As LDD plants: 0.01 mg/kg; As LDD insects: 0.02 mg/kg.

Hg LDD soil: 0.02 mg/kg; Hg LDD insects: 0.06 mg/kg.

* Significant differences ($p < 0.05$)

** Significant differences ($p < 0.01$)

6.2.5 Discussion

The present work demonstrates that artisanal mercury mining in Tapona poses a threat for *L. apiculatum*, as this activity has polluted the ant's habitat and induced its exposure to arsenic and mercury.

In active mercury mines, the primary sources of pollution are artisanal furnaces and waste piles of ore and smelted ore (Marshall et al. 2021). However, at the study site, the main sources of pollution

forest fires and leaf litter (Gašová et al. 2017; Guarino et al. 2020; Murphy et al. 2020; Zhou et al. 2021).

Regarding the analysis of exposure routes the following can be mentioned. Soil ingestion is an exposure route for both mercury and arsenic; however, in the case of arsenic, it is the most significant route since arsenic was determined only in soils and anthill soils, the place where ants spend most of their lives (Lara-Juárez et al. 2015). Previously, it has been suggested that soil ingestion is an important exposure pathway for arsenic in ants (Moriarty et al. 2009). Ant waste is another potential exposure route both for arsenic and mercury. The results suggest that plants and scale insects are potential routes for mercury but not for arsenic, as the arsenic was not detected in these ecological receptors. Mercury in vegetation poses an exposure route to the ants because their diet includes floral products such as nectar, pollen and seeds (Lara-Juárez et al. 2015), which could be polluted, as flowers in mercury mining sites are also affected by mercury pollution (Reboloso-Hernández et al. 2024b). Finally, regarding scale insects, it is important to note that they feed on the sap of the polluted maguey stalks, and the ants care these insects to consume their secretions as part of their diet (Lara-Juárez et al. 2015). Since mercury is accumulated in all these components, it is possible to establish this as another exposure route. Previously, Mathews et al., (2009) found that predation on scale insect is a route of exposure to heavy metals for ants.

The exposure in ants represents risks to their health since the literature has reported the following effects in insects exposed to arsenic and mercury: oxidative stress, genotoxicity, deformations, developmental effects, neurotoxicity, reproductive effects and population declines (Ramos-Morales and Rodriguez-Arnaiz 1995; Zaman et al. 1995; Martinez et al. 2006; Mogren et al. 2012; Jaffe et al. 2016; Monchanin et al. 2021; Reboloso-Hernández et al. 2023). In addition, the potential health risks could compromise the ant's contributions on soil formation and conservation, predation, decomposition and pollination (Lara-Juárez et al. 2015). Moreover, the ant exposure implies a route of exposure for its predators such as the snake *Toluca lineata*, the staphylinid beetles *Dinardilla liometopi*, *D. Mexicana* and *Sceptobius dispar*, the crickets of the genera *Myrmecophila* spp., and the red mite *Trombidium holosericeum* (Lara-Juárez et al. 2015).

6.2.6 Conclusion

This work demonstrates that artisanal mercury mining in Tapona poses a threat to *L. apiculatum*. The information generated is sufficient for the design of an intervention plan, as the species has the right to live in a clean environment, and arsenic and mercury are toxic to insects. As part of this intervention plan, it is crucial to identify the locations of the waste piles since they are dispersed across several

areas and conduct a physicochemical characterization to determine the most appropriate remediation strategy. Furthermore, the intervention plan must address the social issues underlying the problem of mercury mining in Tapona, such as unemployment and education; although the mercury mines are now practically abandoned, this social vision must be addressed with a prevention focus. In addition, this work reinforces the need to integrate abandoned mercury mining sites into the implementation of Minamata Convention in Mexico, as active mercury mining sites have received all attention so far. Finally, concerning the Altiplano Potosino, this case highlights the importance of identifying other mining sites that may pose a threat to *L. apiculatum* in this region, which is both a distribution zone for the ant and an area with important mining activity.

References

- Abbas G, Murtaza B, Bibi I, et al (2018) Arsenic uptake, toxicity, detoxification, and speciation in plants: physiological, biochemical, and molecular aspects. *Int J Environ Res Public Health* 15:.. <https://doi.org/10.3390/ijerph15010059>
- Azevedo R, Rodriguez E (2012) Phytotoxicity of mercury in plants: a review. *J Bot* 2012:1–6. <https://doi.org/10.1155/2012/848614>
- Camacho AA, Espinosa G, Reboloso CA, et al (2021) Holistic health risk assessment in an artisanal mercury mining region in Mexico. *Environ Monit Assess* 193:1–10. <https://doi.org/10.1007/s10661-021-09312-7>
- Fernández-Macias JC, González-Mille DJ, García-Arreola ME, et al (2020) Integrated probabilistic risk assessment in sites contaminated with arsenic and lead by long-term mining liabilities in San Luis Potosi, Mexico. *Ecotoxicol Environ Saf* 197:110568. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2020.110568>
- Gašová K, Kuklová M, Kukla J (2017) Contents of nutrients and arsenic in litterfall and surface humus in mature nuda beech stands subjected to different emission-immission loads. *Folia Oecologica* 44:11–19. <https://doi.org/10.1515/foecol-2017-0002>
- Gosar M, Teršič T (2012) Environmental geochemistry studies in the area of Idrija mercury mine, Slovenia. *Environ Geochem Health* 34:27–41. <https://doi.org/10.1007/s10653-011-9410-6>
- Gray JE, Crock JG, Fey DL (2002) Environmental geochemistry of abandoned mercury mines in West-Central Nevada, USA. *Appl Geochemistry* 17:1069–1079. [https://doi.org/10.1016/S0883-2927\(02\)00004-5](https://doi.org/10.1016/S0883-2927(02)00004-5)
- Gray JE, Theodorakos PM, Bailey EA, Turner RR (2000) Distribution, speciation, and transport of mercury in stream-sediment, stream-water, and fish collected near abandoned mercury mines in southwestern Alaska, USA. *Sci Total Environ* 260:21–33. [https://doi.org/10.1016/S0048-9697\(00\)00539-8](https://doi.org/10.1016/S0048-9697(00)00539-8)
- Guarino F, Miranda A, Castiglione S, Cicatelli A (2020) Arsenic phytovolatilization and epigenetic modifications in *Arundo donax* L. assisted by a PGPR consortium. *Chemosphere* 251:126310. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.126310>

Horasan BY (2020) The environmental impact of the abandoned mercury mines on the settlement and agricultural lands; Ladik (Konya, Turkey). *Environ Earth Sci* 79:1–13. <https://doi.org/10.1007/s12665-020-08985-6>

INECC (2019) Desarrollo de la evaluación inicial del Convenio de Minamata en México

Jaffe BD, Ketterer ME, Hofstetter RW (2016) Arsenic accumulation associated with an arsenic hyperaccumulating Fern, *Pteris vittata* (Polypodiales: Pteridaceae). *Physiol Ecol* 1–10. <https://doi.org/10.1093/ee/nvw096>

Jongema Y (2017) Worldwide list of recorded edible insects

Kraus J, Holloway J, Pribil M, et al (2022) Increased mercury and reduced insect diversity in linked stream-riparian food webs downstream of a historical mercury mine. *Environ Toxicol Chem* 41:. <https://doi.org/10.1002/etc.5342>

Lara-Juárez P, Aguirre-Rivera JR, Castillo-Lara P, Reyes-Agüero JA (2015) Biología y aprovechamiento de la hormiga de escamoles, *Liometopum apiculatum* Mayr (Hymenoptera: Formicidae). *Acta zool Mex* 31:251–264

Marshall BG, Camacho AA, Jimenez G, Veiga MM (2021) Mercury challenges in Mexico: regulatory, trade and environmental impacts. *Atmosphere (Basel)* 12:1–22. <https://doi.org/10.3390/atmos12010057>

Martinez EA, Wold L, Moore BC, et al (2006) Morphologic and growth responses in *Chironomus tentans* to arsenic exposure. *Arch Environ Contam Toxicol* 51:529–536. <https://doi.org/10.1007/s00244-005-0308-0>

Mathews S, Ma LQ, Rathinasabapathi B, Stamps RH (2009) Arsenic reduced scale-insect infestation on arsenic hyperaccumulator *Pteris vittata* L. *Environ Exp Bot* 65:282–286. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2008.09.010>

Mogren CL, Kiparski GR Von, Parker DR, Trumble JT (2012) Survival, reproduction, and arsenic body burdens in *Chironomus riparius* exposed to arsenate and phosphate. *Sci Total Environ* 425:60–65. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2012.03.009>

Monchanin C, Drujont E, Devaud J, et al (2021) Metal pollutants have additive negative effects on honey bee cognition. *J Exp Biol* 1–7. <https://doi.org/10.1242/jeb.241869>

Moriarty MM, Koch I, Gordon RA, Reimer K (2009) Arsenic speciation of terrestrial invertebrates. *Environ Sci Technol* 43:4818–4823

Murphy SF, McCleskey RB, Martin DA, et al (2020) Wildfire-driven changes in hydrology mobilize arsenic and metals from legacy mine waste. *Sci Total Environ* 743:140635. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.140635>

Núñez A, Parga J, Castillo F (2006) Fichas para el inventario físico de los recursos minerales del municipio Villa Hidalgo, S.L.P.

ONU Medio Ambiente (2017) Convenio de Minamata sobre el mercurio

Ordóñez A, Álvarez R, Loredó J (2014) Soil pollution related to the mercury mining legacy at Asturias (Northern Spain). *Int J Mining, Reclam Environ* 28:389–396. <https://doi.org/10.1080/17480930.2014.967920>

Pelletier A, Zhulidov A, Kozhara A, et al (2024) Legacy contamination from mercury mining in the Fergana Valley Region of Central Asia. *ACS Chem Heal Saf* 31:68–76

- Ping L, Feng X, Shang L, et al (2008) Mercury pollution from artisanal mercury mining in Tongren, Guizhou, China. *Appl Geochemistry* 23:2055–2064. <https://doi.org/10.1016/j.apgeochem.2008.04.020>
- Qiu G, Feng X, Meng B, et al (2013) Environmental geochemistry of an abandoned mercury mine in Yanwuping, Guizhou Province, China. *Environ Res* 125:124–130. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2013.01.008>
- Qiu G, Feng X, Wang S, Shang L (2005) Mercury and methylmercury in riparian soil, sediments, mine-waste calcines, and moss from abandoned Hg mines in east Guizhou province, southwestern China. *Appl Geochemistry* 627–638
- Ramos-Morales P, Rodriguez-Arnaiz R (1995) Genotoxicity of two arsenic compounds in germ cells and somatic cells of *Drosophila melanogaster*. *Environ Mol Mutagen* 288–299
- Rebollosa-Hernández C, Vallejo-Pérez M, Razo-Soto I, et al (2023) Mercury entomotoxicology. *Chemosphere* 311:136965. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.136965>
- Rebollosa-Hernández CA, Carrizales-Yáñez L, Vallejo-Pérez MR, Cruz-Labana JD (2024a) Primer reporte sobre la minería como amenaza para *Liometopum apiculatum* (Himenóptera : Formicidae) en el Altiplano Potosino. *Rev la Soc Entomológica Argentina* 83:47–53
- Rebollosa-Hernández CA, Vallejo-Pérez MR, Carrizales-Yáñez L, et al (2024b) Arsenic and mercury exposure in different insect trophic guilds from mercury mining areas in Mexico. *Environ Monit Assess* 196:. <https://doi.org/10.1007/s10661-024-12571-9>
- Samaniego J, Gibaga CR, Tanciongco A, Rastrullo R (2020) Total mercury in soils and sediments in the vicinity of abandoned mercury mine area in Puerto Princesa City, Philippines. *Appl Sci* 10:0–9. <https://doi.org/10.3390/app10134599>
- Secretaría de Economía (2016) NMX-AA-132-SCFI-2016: Muestreo de suelos para la identificación y la cuantificación de metales y metaloides, y manejo de la muestra
- SEMARNAT (2007) NORMA Oficial Mexicana 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/. https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=4964569&fecha=02/03/2007#gsc.tab=0. Accessed 21 Jan 2023
- Teršič T, Biester H, Gosar M (2014) Leaching of mercury from soils at extremely contaminated historical roasting sites (Idrija area, Slovenia). *Geoderma* 226–227:213–222. <https://doi.org/10.1016/j.geoderma.2014.02.006>
- Van Brussel E, Carrizales L, Flores-Ramírez R, et al (2016) The “CHILD” framework for the study of artisanal mercury mining communities. *Rev Env Heal* 31:43–45. <https://doi.org/10.1515/revhe-2015-0056>
- van Huis A, Van Itterbeeck J, Klunder H, et al (2013) Edible insects. Future prospects for food and feed security, 1st edn. FAO, Rome
- Wang S, Feng X, Qiu G, et al (2007) Characteristics of mercury exchange flux between soil and air in the heavily air-polluted area, eastern Guizhou, China. *Atmos Environ* 41:5584–5594. <https://doi.org/10.1016/j.atmosenv.2007.03.002>
- Zaman K, MacGill RS, Johnson JE, et al (1995) An insect model for assessing oxidative stress related to arsenic toxicity. *Arch Insect Biochem Physiol* 29:199–209

Zhou J, Obrist D, Dastoor A, et al (2021) Vegetation uptake of mercury and impacts on global cycling. *Nat Rev Earth Environ* 2:269–284. <https://doi.org/10.1038/s43017-021-00146-y>

CAPITULO 7. COMPLEJO METALÚRGICO Y PASEO DE LA PRESA EN SLP

7.1 Arsenic pollution determines insect health in urban green spaces near a metallurgical complex

7.1.1 Abstract

Arsenic pollution in soil, plants and insects in the green spaces near a metallurgical complex in the city of San Luis Potosí was assessed to demonstrate that this pollutant is a determinant of insect health and represents ecological risks for urban biodiversity. Two samplings were conducted. The first to determine the trophic distribution and magnitude of arsenic pollution, with green spaces near the metallurgical complex as the problem site (PP-MR) and green spaces in another part of the city as the reference site (TN-TR). The second sampling to analyze the spatial distribution of arsenic levels in soil and specimens of *Cotinis mutabilis* in the Paseo de la Presa, an important urban park near the metallurgical complex. Arsenic levels were determined by hydride generation atomic absorption spectroscopy.

The assessed green spaces harbor more than fifty insect families with different ecological roles. Arsenic levels in soil, plants and insects in PP-MR were four, two and twenty times higher compared to TN-TR, respectively. In the study sites, soil is a direct route of exposure to plants and insects, plants transfer the arsenic to several herbivores, decomposers reincorporate arsenic into the trophic chain, and predators are also exposed. The spatial analysis revealed that much of Paseo de la Presa is polluted and showed a positive correlation between arsenic levels in soil and *C. mutabilis*.

In conclusion, arsenic determines the insect health in the studied green spaces since they are exposed, and the literature has demonstrated that arsenic affects insects from the biochemical to population level.

7.1.2 Introduction

The global decline in insect populations is an emerging biodiversity problem with important implications for the biosphere integrity and human well-being (Cardoso et al. 2020; Isbell et al. 2023). Urbanization contributes to this ecological problem (Wagner et al. 2021). However, in urban areas, green spaces protect to the biodiversity from this threat (Nielsen et al. 2014) so preserving the quality of these ecosystems is important for conserving urban insects, which participate in pollination, decomposition, biological control, soil formation and conservation, among other ecological processes (New 2015).

The conservation capacity of a green space, such as an urban park, depends on several factors such as soil compaction, canopy cover, park size, habitat diversity, connectivity, richness of native plants, among others (Mohamad et al. 2013; Nielsen et al. 2014; Santos et al. 2019; Yang et al. 2020). Nevertheless, this capacity may be limited by the presence of chemical pollutants, which can lead to biodiversity loss through several mechanisms (Sigmund et al. 2023). This issue becomes relevant considering that chemical pollution is a problem in green spaces (Liang et al. 2023; Penteadó et al. 2021; Siddiqui et al. 2020; Sun et al. 2021; Urrutia-Goyes et al. 2017; Zhaoyong et al. 2018), however, in few cases where ecological risk is studied, assessments are often based on indices that assume the same risk for all ecological receptors (Ailijiang et al. 2022; Zhou et al. 2022). This risk estimation method has high uncertainty because it assumes standardized behavior of all variables that determine the risk (bioavailability, biology, body weight, etc.). In this context, exposure biomarkers offer a more objective alternative for risk assessment in urban green spaces, as they clearly indicate that pollutants are being absorbed by the exposed populations (Díaz-Barriga 1999; Ilizaliturri et al. 2009). Consequently, the use of exposure biomarkers will determine if chemical pollution is really a threat to entomofauna in urban green spaces and identify which kind of ecological receptors are at risk.

In the city of San Luis Potosí, Mexico, there is an important metallurgical complex with a long history. Operations began in 1890 with the production of gold, silver and lead (Vargas 2016). Between 1924 and 1926, three plants were constructed for production of lead, arsenic and copper, which stopped operations in 1959, 2006 and 2010, respectively, moreover, a zinc electrolytic plant began operations in 1982 and remains active today (Grupo México 2015). It is important to note that after the closure of the copper plant, a remediation process was initiated in the industrial area and concluded in 2016 (Grupo México 2015; SEMARNAT 2017). However, during the operations of these metallurgical plants, significant arsenic emissions potentially occurred through the dispersion of slag dumps and other stored residues from the lead and arsenic-copper plants, in addition to the atmospheric emission from each of the mentioned plants (Aragón-Piña et al. 2000, 2002; Carrizales et al. 2006). Several studies have documented the environmental arsenic pollution in the surrounding area and its implications for human health (Calderón et al. 2001; Carrizales et al. 2006; Díaz-Barriga et al. 1993), however, the ecological impacts of arsenic pollution have not received attention, making the exposure assessment in insects in the surrounding green spaces opportune. An important reason to assess the arsenic exposure is that near this metallurgical complex is the urban park Paseo de la Presa, one of the most important green spaces in the city declared a natural protected area in 1996 (Gobierno del Estado de San Luis Potosí 1996). Its ecological relevance lies in that it is a natural recharge zone of the aquifer of the San Luis Potosí Valley and as the habitat of endangered species such as rattlesnakes (SEGAM 2023).

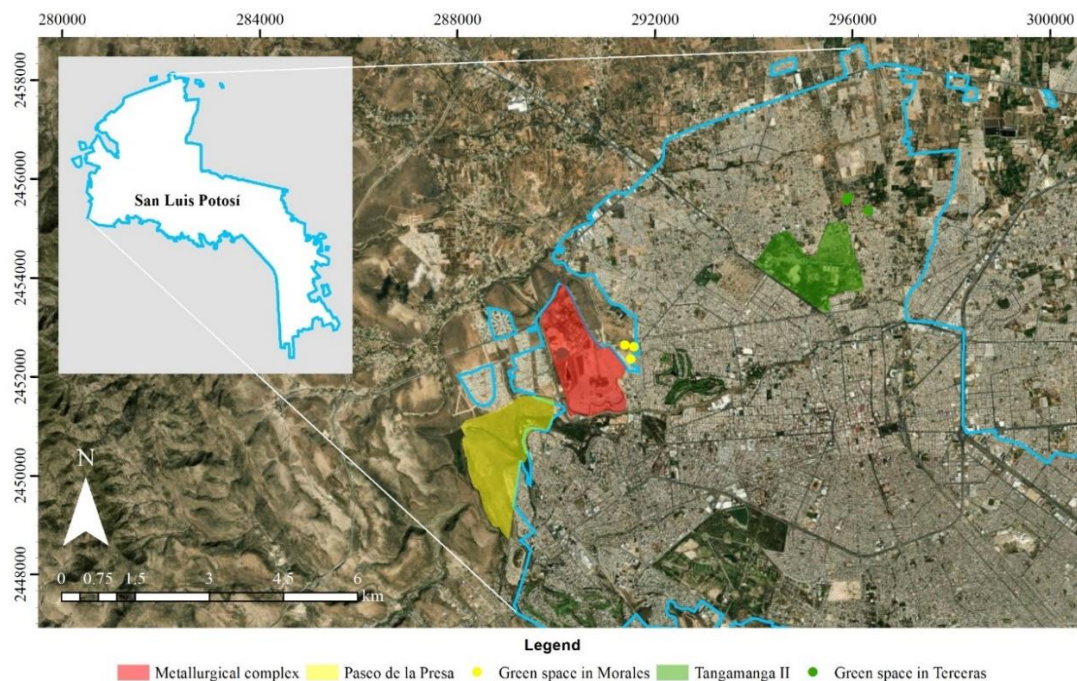
In according to the above, the aim of the present work was to assess the arsenic levels in soil, plants and insects, as well as to identify the insect families present in green spaces near the metallurgical complex in the city of San Luis Potosí. The goal was to demonstrate that this pollutant is a determinant of insect health and poses ecological risks for urban biodiversity.

7.1.3 Methods

7.1.3.1 Study sites

A problem site and a reference site were assessed. The problem site included the Paseo de la Presa Urban Park and small green spaces in the Morales neighborhood, located approximately 400 m from the metallurgical complex (PP-MR). The reference site comprised Tangamanga II Park and small green spaces in the Terceras neighborhood (TN-TR). Both study sites are in the city of San Luis Potosí, and their vegetation is a combination of exotic and native plants, with a BSokw climate type (INEGI 2018a, 2018b) (Fig. 1).

Fig. 1 Ubication of study sites



7.1.3.2 Sampling

Two samplings were conducted: one to determine the trophic distribution and magnitude of arsenic pollution, and the other to characterize the spatial distribution of arsenic pollution in soil and specimens of *Cotinis mutabilis*. For the first sampling, soil, plant (leaves of *Schinus molle*) and insect samples were collected through a convenience sampling at twelve points in both study sites. For the second sampling, twenty sampling points were established within the polygon of Paseo de la Presa and its proximities separated by 200 m approximately, to collect soil samples and capture one specimen of *Cotinis mutabilis* by sample point (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae), which is a common insect in the city, relatively easy and inexpensive to sample, and is part of a group of insects used as bioindicators in urban parks (Correa et al. 2019). Soil samples were collected according to the methodology specified in NMX-AA-132-SCFI-2016 (Secretaría de Economía 2016). Plants were collected manually, and died insects were captured using pitfall traps, water pan traps and aerial traps as indicated Reboloso et al., (2024). All captured insects were identified to the family or subfamily level using the taxonomic keys of Triplehorn & Johnson (2004a), while the identification of *C. mutabilis* was using the keys of Deloya & Ratcliffe (1988).

7.1.3.3 Arsenic determination

The arsenic determination was carried out at the Atomic Absorption Laboratory of the Coordinación para la Innovación y Aplicación de la Ciencia y la Tecnología - Universidad Autónoma de San Luis Potosí (CIACyT-UASLP). Leaves and insects were washed with deionized water, and all sample types were dried at 40°C until they reached constant weight. Once dried, samples were treated with an oxidizing solution and digested in a microwave (MARS 6, CEM), and the arsenic levels were measured by hydride generation atomic absorption spectroscopy according to the methods of Reboloso et al. (2024) using a an atomic absorption spectrophotometer (PinAAcle 900 T, PerkinElmer) coupled to a hydride generating system (FIAS 400, PerkinElmer) and autosampler (S10 Autosampler, PerkinElmer). Blank solutions and standard reference material for each analyzed matrix were used as quality control. All blanks were below the limit of detection. The quantifications were performed twice, and the reported values correspond to the mean, which was accepted when the relative standard deviation was smaller than 5%. The reference materials used, and their recovery percentages were: NIST 2710 Montana Soil (103%), NIST 1547 Peach Leaves (95%) and Kodak-15087 (93%).

7.1.3.4 Statistics

The data distribution was analyzed through the Shapiro-Wilk test, revealing a non-normal distribution for all variables. The U Mann-Whitney test was used to compare the two study sites. Moreover, Spearman correlation test was conducted to determine a correlation between arsenic levels in soil and *C. mutabilis*. The statistics was realized with software Statistical Package for the Social Sciences IBM-SPSS ver. 25.0 (IBM, USA).

7.1.4 Results

The insect families identified in the study sites are shown in Table 1, highlighting the ecological relevance of the insects from the assessed urban green spaces. Among the identified insect families, there were herbivores that feed on leaves, roots, stems, flowers and/or wood. Additionally, there were several types of predators, including terrestrial predators, aerial predators, parasitoids of other insects and parasitoids of other arthropods like spiders. Lastly, there were decomposers of vegetal and/or animal debris. The arsenic levels in soil, plants and insects are shown in Table 2. Soil pollution in PP-MR was significantly higher than in the TN-TR ($p < 0.01$). The maximum arsenic level in soil from PP-MR was four times higher than in TN-TR. Moreover, 66% of samples in PP-MR exceeded the Mexican soil quality guideline for residential use, while all samples in TN-TR were below this guideline (22 mg/kg) (SEMARNAT 2007). Likewise, the arsenic concentrations in plants and insects were statistically higher in PP-MR ($p < 0.01$). When comparing the maximum foliar arsenic levels, the plants in PP-MR exhibited double the exposure determined in TN-TR, while herbivorous, predatory and decomposer insects from PP-MR accumulated up to nine, four and twenty times more arsenic, respectively. The spatial distributions of arsenic pollution and exposure in *C. mutabilis* are presented in Fig. 2. The arsenic levels in soil fluctuated between 12.76 – 214.51 mg/kg, with a median of 41.39 mg/kg, and 80% of samples were above the soil guideline for residential areas. The arsenic levels in *C. mutabilis* ranged between 0.81 – 46.34 mg/kg, with a median of 5.10 mg/kg. Finally, it was found that arsenic levels in soil were positively correlated with exposure in *C. mutabilis*, indicating that higher environmental pollution implies greater exposure to this insect (Fig. 3).

7.1.5 Discussion

Green spaces are protective ecosystems for biodiversity within a city. The present work shows that green spaces harbor several insect families with significant ecological relevance. However, it also demonstrates that chemical pollution affects the environmental quality and leads to exposure to plants and insects. Therefore, pollution needs to be considered into the management of a green space for the conservation of urban biodiversity.

Table 1 Insect families identified in the study sites and their main ecological roles according to Triplehorn y Johnson (2004)

Coleoptera	Role	Site		Hymenoptera	Role	Site		Diptera	Role	Site	
		PP-MR	TN_TR			PP-MR	TN_TR			PP-MR	TN_TR
Carabidae	Predator	X	X	Braconidae	Insect parasitoid	X	X	Therevidae	Predator		X
Histeridae	Predator	X	X	Ichneumonidae	Arthropod parasitoid	X	X	Empididae	Predator	X	X
Staphylinidae	Predator	X	X	Mymaridae	Insect parasitoid	X	X	Dolichopodidae	Predator	X	X
Scarabaeidae	Herbivore	X	X	Encyrtidae	Insect parasitoid	X	X	Phoridae	Generalist decomposer	X	X
Elateridae	Herbivore	X	X	Torymidae	Insect parasitoid	X	X	Syrphidae	Pollinator	X	
Melyridae	Predator	X	X	Figitidae	Insect parasitoid	X		Anthomyiidae	Herbivore	X	X
Nitidulidae	Plant decomposer	X	X	Diapriidae	Insect parasitoid	X	X	Calliphoridae	Animal decomposer	X	X
Tenebrionidae	Plant decomposer	X	X	Scelionidae	Arthropod parasitoid	X	X	Fanniidae	Generalist Decomposer	X	X
Meloidae	Predator		X	Platygastridae	Insect parasitoid	X	X	Muscidae	Generalist Decomposer	X	X
Anthicidae	Omnivore	X		Bethylidae	Insect parasitoid	X	X	Sarcophagidae	Animal decomposer	X	X
Cerambycidae	Herbivore	X	X	Sphécidae	Arthropod parasitoid	X	X	Tachinidae	Insect parasitoid	X	X
Chrysomelidae	Herbivore	X	X	Megachilidae	Pollinator		X	Conopidae	Insect parasitoid	X	X
Curculionidae	Herbivore	X	X	Halictidae	Pollinator	X	X	Lonchaeidae	Herbivore	X	X
				Apidae	Pollinator	X	X	Ulidiidae	Herbivore	X	X
				Tiphidae	Insect parasitoid	X	X	Odiinidae	Predator		X
				Mutillidae	Insect parasitoid	X	X	Chloropidae	Herbivore	X	X
				Bradynobaenidae	Insect parasitoid	X		Milichiidae	Generalist Decomposer	X	X
				Pompilidae	Arthropod parasitoid	X	X	Heleomyzidae	Generalist Decomposer	X	X
				Scoliidae	Insect parasitoid		X	Sphaeroceridae	Coprohagous		X
				Vespidae	Predator	X	X	Drosophilidae	Plant decomposer	X	X

Table 2 Arsenic levels in soil, plants and insects from the study sites (mg/kg)

	Site	n	Minimum	P25	Median	P75	Maximum
Soil	PP-MR	12	14.43	18.90	26.57**	59.32	81.61
	TN-TR	12	3.97	6.70	7.89	12.68	18.63
Plants	PP-MR	12	0.36	0.51	0.65**	0.87	1.40
	TN-TR	12	0.22	0.27	0.34	0.45	0.63
Herbivorous insects	PP-MR	39	0.84	3.26	5.11**	21.00	1,185.23
	TN-TR	21	0.35	0.63	2.32	6.47	185.76
Apiformes***	PP-MR	5	0.84	0.94	1.08**	3.70	6.00
	TN-TR	6	0.35	0.36	0.57	0.63	0.64
<i>Pogonomyrmex</i> sp.	PP-MR	2	3.27				12.66
	TN-TR	3	1.18		2.32		2.49
Melolonthinae	PP-MR	6	153.75	208.39	450.39	1,157.18	1,185.24
	TN-TR	2	171.96				185.76
Cetoniinae	PP-MR	22	1.72	3.32	4.39*	8.16	29.10
	TN-TR	6	1.50	1.53	2.12	3.8	7.25
Elateridae	PP-MR	4	5.11	7.96	18.27	20.75	21.01
	TN-TR	4	3.75	4.40	6.47	6.80	6.88
Predaceous insects	PP-MR	5	0.27	0.33	0.71	6.21	11.42
	TN-TR	8	0.21	0.38	0.57	1.26	2.73
Decomposers insects	PP-MR	16	0.20	0.21	0.40*	0.73	106.44
	TN-TR	20	0.08	0.18	0.24	0.42	5.11
Calliphoridae	PP-MR	13	0.20	0.29	0.37**	0.48	0.79
	TN-TR	16	0.08	0.16	0.21	0.27	0.43
<i>Eleodes</i> sp.	PP-MR	3	21.47		27.78		106.44
	TN-TR	4	1.18	1.24	3.15	5.06	5.11

PP-MR: Paseo de la Presa – Morales; TN-TR: Tangamanga II – Terceras

* Indicates statistical differences ($p < 0.05$)** Indicates statistical differences ($p < 0.01$)

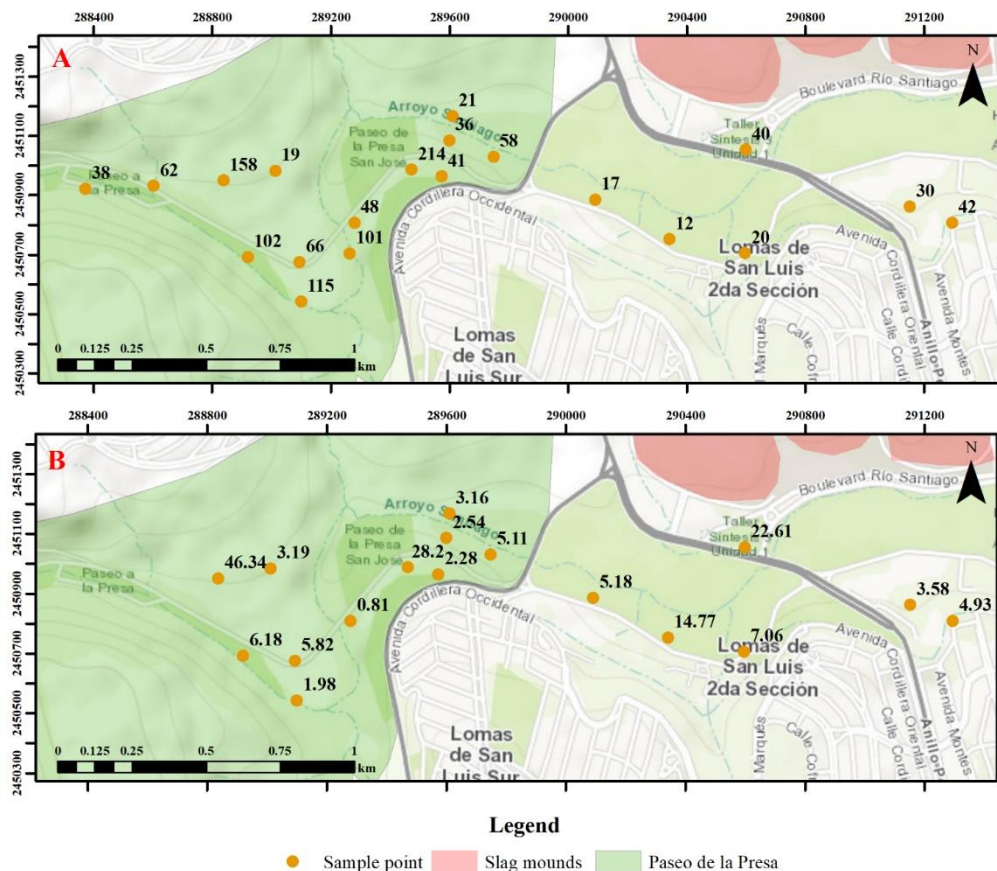
*** Apidae and Halictidae

Regarding the origin of arsenic in the area where PP-MR is located, the following can be mentioned. The potential primary sources within the metallurgical complex, which operated for over 100 years, include the atmospheric emissions from the production of lead, copper, arsenic and zinc (Aragón-Piña et al. 2000, 2002). It is important to highlight that these emissions were uncontrolled until the 1990s when control devices were introduced (Carrizales et al. 2006). Additional sources include slag dumps from the copper and lead plants prior to their remediation (Aragón-Piña et al. 2002; Carrizales et al. 2006; Grupo México 2015). From an ecological risk perspective, arsenic pollution represents a route of exposure to plant leaves and insects. Plants can absorb arsenic from soil and translocate it from root to leaves (Abbas et al. 2018; Bhattacharya et al. 2021), while insects may be exposed through the accidental ingestion of soil particles (Moriarty et al. 2009; Nasr et al. 2020).

The exposure in biota reveals the following potential aspects about the arsenic exposure. Firstly, foliar arsenic exposure shows that vegetation is absorbing the arsenic from soil and transporting it to other plant organs (Abbas et al. 2018). Secondly, plants transfer arsenic to phytophagous insects through several pathways, as exposure was determined in specialized pollinivore-nectarivore insects (Hymenoptera: Apiformes) (Cane 2008), ants with seed-eating habits (Hymenoptera: Formicidae: *Pogonomyrmex*) (MacMahon et al. 2000), beetles that feed on nectar, sap, pollen and ripe fruits as flower chafers (Coleoptera: Scarabaeidae: Cetoniinae) (Deloya et al. 2018), beetles that feed on leaves, flowers, stems, fruits, pollen, nectar, sap, and roots (Coleoptera: Scarabaeidae: Melolonthinae)

(Morón et al. 2014) and other phytophagous insects such as click beetles (Coleoptera: Elateridae) (Triplehorn and Johnson 2004b). Thirdly, decomposers reintegrate arsenic into the trophic chain from decomposing animal and plant matter, as arsenic levels were determined in blow flies (Diptera: Calliphoridae), pinacate beetles (Coleoptera: Tenebrionidae: *Eleodes*) and flower chafers, which feed on organic matter during their larval stage (Thomas 1984; Triplehorn and Johnson 2004a). Finally, arsenic is also present in several kinds of predators.

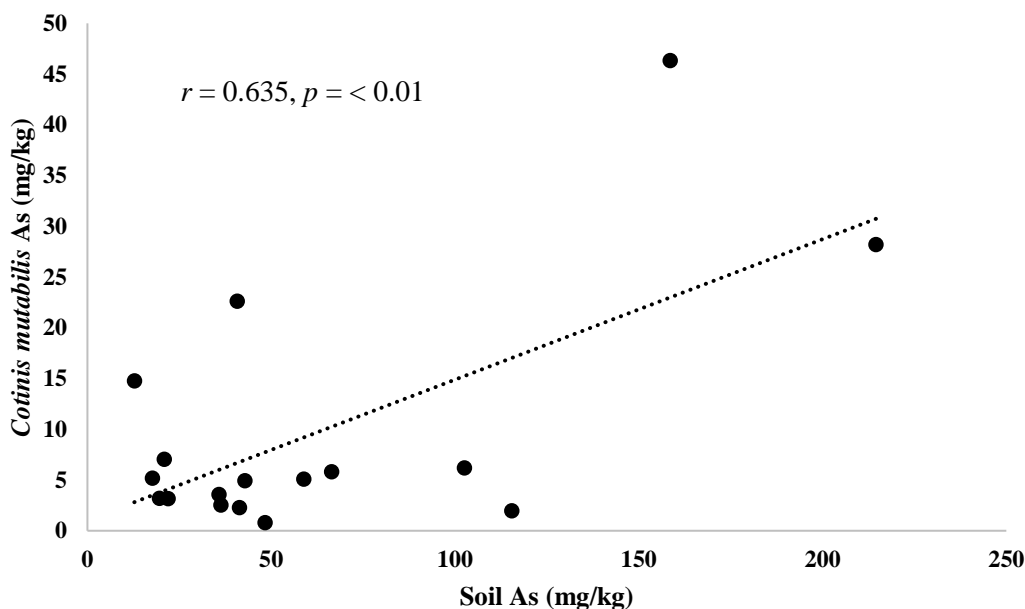
Fig. 2 Spatial distribution of arsenic in soil (A) and *C. mutabilis* (B) in the urban park Paseo de la Presa (mg/kg)



The exposure also indicates that arsenic is a risk to the health of the ecological receptors studied in PP-MR since pollution was higher than in TN-TR and there was a positive correlation between arsenic levels in soil and the exposure in *C. mutabilis*. The risks for plants include oxidative stress, metabolic interferences, photosynthesis impairments, reduced leaf number, smaller root size, growth inhibition, lower fruit production, among others (Finnegan and Chen 2012; Garg and Singla 2011; Sinha et al. 2023). In the case of insects, the arsenic exposure may imply oxidative stress (Zaman et al. 1995), genotoxicity (Ramos-Morales and Rodriguez-Arnaiz 1995), deformations (Martinez et al. 2006), developmental effects (Martinez et al. 2006), neurotoxicity (Monchanin et al. 2021), reproductive

effects (Mogren et al. 2012) and reduction in population size (Jaffe et al. 2016, 2018; Mathews et al. 2009; Morrissey et al. 2008).

Fig. 3 Correlation of arsenic levels in soil and *C. mutabilis*



7.1.6 Conclusion

The present work presents an alternative to the ecological risk indices used in the ecological risk assessment in green spaces. This alternative is based on the assessment of environmental pollution and exposure biomarkers. Using this method, we identified several routes of exposure and differences among ecological receptors, analyzed the spatial distributions of pollution and exposure, and found a positive correlation between pollution and exposure.

For first time, the ecological impacts in one of the most arsenic-polluted sites in the city of San Luis Potosi were assessed. The soil of green spaces located near the metallurgical complex showed high levels of arsenic, representing a direct route of exposure for plants and insects. Moreover, the results indicate that plants serve as routes of exposure for several types of herbivores, decomposers insects reincorporate arsenic into the trophic chain, and pollution reaches the trophic level of predators. The spatial analysis of soil and exposure revealed that higher levels of environmental arsenic pollution correlate with higher exposure in insects. Much of the urban park Paseo de la Presa, one of the most important green spaces in the city, is polluted with arsenic.

This work only assessed the arsenic exposure in insects, but it can be concluded that arsenic pollution is a determinant of insect health in the green spaces studied, as the literature has demonstrated that

arsenic caused effects from biochemical level to population level. The evidence generated is sufficient to consider the biodiversity surrounding the metallurgical complex in future remediation plans, ensuring the right of nature to a healthy environment.

References

- Abbas G, Murtaza B, Bibi I, Shahid M, Niazi NK, Khan MI, et al. 2018. Arsenic uptake, toxicity, detoxification, and speciation in plants: physiological, biochemical, and molecular aspects. *Int J Environ Res Public Health* 15; doi:10.3390/ijerph15010059.
- Ailijiang N, Zhong N, Zhou X, Mamat A, Chang J, Cao S, et al. 2022. Levels, sources, and risk assessment of PAHs residues in soil and plants in urban parks of Northwest China. *Sci Rep* 12:1–14; doi:10.1038/s41598-022-25879-8
- Aragón-Piña F, Torres-Villaseñor G, Monroy-Fernández M, Luszczewski K, Leyva-Ramos, R. 2000. Scanning electron microscope and statistical análisis of suspended heavy metal particles in San Luis Potosí, Mexico. *Atmos Environ* 31:4103-4112; doi:10.1016/S1352-2310(99)00526-9.
- Aragón-Piña F, Torres-Villaseñor G, Santiago-Jacinto P, Monroy-Fernández M. 2002. Scanning and transmisión electron microscope of suspended lead-rich particles in the air of San Luis Potosí, Mexico. *Atmos Environ* 26:5235-5343; doi:10.1016/S1352-2310(02)00588-5.
- Bhattacharya S, Sharma P, Mitra S, Mallick I, Ghosh A. 2021. Arsenic uptake and bioaccumulation in plants: a review on remediation and socio-economic perspective in Southeast Asia. *Environ Nanotechnology, Monit Manag* 15:100430; doi:10.1016/j.enmm.2021.100430.
- Calderón J, Navarro ME, Jimenez-Capdeville ME, Santos-Diaz MA, Golden A, Rodriguez-Leyva I, et al. 2001. Exposure to arsenic and lead and neuropsychological development in Mexican children. *Environ Res* 85:69–76; doi:10.1006/enrs.2000.4106.
- Cane J. 2008. Bees (Hymenoptera: Apoidea: Apiformes). In: *Encyclopedia of Entomology* (J. Capinera, ed). Springer Netherlands. 419–434.
- Cardoso P, Barton PS, Birkhofer K, Chichorro F, Deacon C, Fartmann T, et al. 2020. Scientists' warning to humanity on insect extinctions. *Biol Conserv* 242; doi:10.1016/j.biocon.2020.108426.
- Carrizales L, Razo I, Téllez-Hernández JI, Torres-Nerio R, Torres A, Batres LE, et al. 2006. Exposure to arsenic and lead of children living near a copper-smelter in San Luis Potosi, Mexico: importance of soil contamination for exposure of children. *Environ Res* 101:1–10; doi:10.1016/j.envres.2005.07.010.
- Correa CMA, Puker A, Lara MA, Rosa CS, Korasaki V. 2019. Importance of urban parks in conserving biodiversity of flower chafer beetles (Coleoptera: Scarabaeoidea: Cetoniinae) in Brazilian Cerrado. *Environ Entomol* 48:97–104; doi:10.1093/ee/nvy176.
- Deloya C, Ratcliffe B. 1988. Las especies de *Cotinis* Burmeister en México (Coleoptera: Melolonthidae: Cetoniinae). *Acta Zool Mex* 28:1–52.
- Deloya C, Ratcliffe B, Gasca-Alvárez H, Aguirre-León G. 2018. Escarabajos Cetoniinae (Coleoptera: Scarabaeidae) de América. In: *Escarabajos del neotrópico* (Insecta: Coleoptera). SyG editors. México. 129–151.

Díaz-Barriga F. 1999. Metodología de identificación y evaluación de riesgos para la salud en sitios contaminados. Centro Panamericano de Ingeniería Sanitaria y Ciencias del Ambiente/Organización Panamericana de la Salud:Lima.

Díaz-Barriga F, Santos M, Mejía J, Batres L, Yáñez L, Carrizales L, et al. 1993. Arsenic and cadmium exposure in children living near a smelter complex in San Luis Potosí, México. *Environ Res* 62: 242–250.

Finnegan PM, Chen W. 2012. Arsenic toxicity: The effects on plant metabolism. *Front Physiol* 3 JUN:1–18; doi:10.3389/fphys.2012.00182.

Garg N, Singla P. 2011. Arsenic toxicity in crop plants: Physiological effects and tolerance mechanisms. *Environ Chem Lett* 9:303–321; doi:10.1007/s10311-011-0313-7.

Gobierno del Estado de San Luis Potosí. 1996. Decreto administrativo. Declaracion ANP modalidad parque urbano Paseo de la Presa.

Grupo México. 2015. Remediación ambiental del antiguo complejo metalúrgico IMMSA, San Luis Potosí.

Ilizaliturri C a, González-Mille D, Pelallo N a, Mejía-saavedra J, Dosal AT, Pérez-maldonado I, et al. 2009. Revisión de las metodologías sobre evaluación de riesgos en salud para el estudio de comunidades vulnerables en América Latina. *Interciencias* 34: 710–717.

INEGI. 2018a. Mapas. Climatológicos.

INEGI. 2018b. Mapas. Uso de suelo y vegetación.

Isbell F, Balvanera P, Mori AS, He JS, Bullock JM, Regmi GR, et al. 2023. Expert perspectives on global biodiversity loss and its drivers and impacts on people. *Front Ecol Environ* 21:94–103; doi:10.1002/fee.2536.

Jaffe BD, Ketterer M, Smith D. 2018. An arsenic hyperaccumulating fern, *Pteris vittata* L. (Pteridaceae) broadly affects terrestrial invertebrate abundance. *Ecol Entomol* 43:76–84; doi:10.1111/een.12472.

Jaffe BD, Ketterer ME, Hofstetter RW. 2016. Arsenic accumulation associated with an arsenic hyperaccumulating Fern, *Pteris vittata* (Polypodiales: Pteridaceae). *Physiol Ecol* 1–10; doi:10.1093/ee/nvw096.

Liang L, Zhu Y, Xu X, Hao W, Han J, Chen Z, et al. 2023. Integrated insights into source apportionment and source-specific health risks of potential pollutants in urban park soils on the Karst Plateau, SW China. *Expo Heal* 15:933–950; doi:10.1007/s12403-023-00534-3.

MacMahon JA, Mull JF, Crist TO. 2000. Harvester ants (*Pogonomyrmex* spp.): their community and ecosystem influences. *Annu Rev Ecol Syst* 31:265–291; doi:10.1146/annurev.ecolsys.31.1.265.

Martinez EA, Wold L, Moore BC, Schaumlöffel J, Dasgupta N. 2006. Morphologic and growth responses in *Chironomus tentans* to arsenic exposure. *Arch Environ Contam Toxicol* 51:529–536; doi:10.1007/s00244-005-0308-0.

Mathews S, Ma LQ, Rathinasabapathi B, Stamps RH. 2009. Arsenic reduced scale-insect infestation on arsenic hyperaccumulator *Pteris vittata* L. *Environ Exp Bot* 65:282–286; doi:10.1016/j.envexpbot.2008.09.010.

- Mogren CL, Kiparski GR Von, Parker DR, Trumble JT. 2012. Survival, reproduction, and arsenic body burdens in *Chironomus riparius* exposed to arsenate and phosphate. *Sci Total Environ* 425:60–65; doi:10.1016/j.scitotenv.2012.03.009.
- Mohamad NHN, Idilfitri S, Thani SKSO. 2013. Biodiversity by design: the attributes of ornamental plants in urban forest parks. *Procedia - Soc Behav Sci* 105:823–839; doi:10.1016/j.sbspro.2013.11.085.
- Monchanin C, Drujont E, Devaud J, Lihoreau M, Barron AB. 2021. Metal pollutants have additive negative effects on honey bee cognition. *J Exp Biol* 1–7; doi:10.1242/jeb.241869.
- Moriarty MM, Koch I, Gordon RA, Reimer K. 2009. Arsenic speciation of terrestrial invertebrates. *Environ Sci Technol* 43: 4818–4823.
- Morón MÁ, Nogueira G, Rojas-Gómez C V., Arce-Pérez R. 2014. Biodiversity of melolonthidae (Coleoptera) in Mexico. *Rev Mex Biodivers* 85:298–302; doi:10.7550/rmb.31834.
- Morrissey CA, Dods PL, Elliott J. 2008. Pesticide treatments affect mountain pine beetle abundance and woodpecker foraging behavior. *Ecol Appl* 18: 172–184.
- Nasr EE, Khater ZZ, Zelenakova M, Vranayova Z, Abu-Hashim M. 2020. Soil physicochemical properties, metal deposition, and ultrastructural midgut changes in ground beetles, *Calosoma chlorostictum*, under agricultural pollution. *Sustainability* 12:1–16; doi:10.3390/su12124805.
- New, TR. 2015. *Insect conservation and urban environments*. 1st ed. Springer International Publishing.
- Nielsen AB, van den Bosch M, Maruthaveeran S, van den Bosch CK. 2014. Species richness in urban parks and its drivers: a review of empirical evidence. *Urban Ecosyst* 17:305–327; doi:10.1007/s11252-013-0316-1.
- Penteado JO, Brum R de L, Ramires PF, Garcia EM, dos Santos M, Rodrigues F. 2021. Health risk assessment in urban parks soils contaminated by metals, Rio Grande city (Brazil) case study. *Ecotoxicol Environ Saf* 208; doi:10.1016/j.ecoenv.2020.111737.
- Ramos-Morales P, Rodriguez-Arnaiz R. 1995. Genotoxicity of two arsenic compounds in germ cells and somatic cells of *Drosophila melanogaster*. *Environ Mol Mutagen* 288–299.
- Reboloso-Hernández CA, Vallejo-Pérez MR, Carrizales-Yáñez L, Garrigos-Lomelí GJ, Razo-Soto I, Diaz-Barriga F. 2024. Arsenic and mercury exposure in different insect trophic guilds from mercury mining areas in Mexico. *Environ Monit Assess* 196; doi:10.1007/s10661-024-12571-9.
- Santos MN, Delabie JHC, Queiroz JM. 2019. Biodiversity conservation in urban parks: a study of ground-dwelling ants (Hymenoptera: Formicidae) in Rio de Janeiro City. *Urban Ecosyst* 22:927–942; doi:10.1007/s11252-019-00872-8.
- Secretaría de Economía. 2016. NMX-AA-132-SCFI-2016: Muestreo de suelos para la identificación y la cuantificación de metales y metaloides, y manejo de la muestra.
- SEGAM. 2023. Área Natural Protegida Parque Urbano “Paseo de la Presa.” Available: <https://slp.gob.mx/segam/Paginas/ANPS/ESTATALES/Presa.aspx> [accessed 31 October 2023].
- SEMARNAT. 2007. NORMA Oficial Mexicana 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/. Available:

https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=4964569&fecha=02/03/2007#gsc.tab=0
[accessed 21 January 2023].

SEMARNAT. 2017. Verifican SEMARNAT y PROFEPA remediación de sitio contaminado en complejo metalúrgico de IMMSA, en S.L.P. Available: <https://www.gob.mx/profepa/prensa/verifican-semarnat-y-profepa-remediacion-de-sitio-contaminado-en-complejo-metalurgico-de-immsa-en-s-l-p>.

Siddiqui Z, Khillare PS, Jyethi DS, Aithani D, Yadav AK. 2020. Pollution characteristics and human health risk from trace metals in roadside soil and road dust around major urban parks in Delhi city. *Air Qual Atmos Heal* 13:1271–1286; doi:10.1007/s11869-020-00874-y.

Sigmund G, Ågerstrand M, Antonelli A, Backhaus T, Brodin T, Diamond ML, et al. 2023. Addressing chemical pollution in biodiversity research. *Glob Chang Biol* 29:3240–3255; doi:10.1111/gcb.16689.

Sinha D, Datta S, Mishra R, Agarwal P, Kumari T, Adeyemi SB, et al. 2023. Negative Impacts of Arsenic on Plants and Mitigation Strategies. *Plants* 12:1–44; doi:10.3390/plants12091815.

Sun L, Ng JC, Tang W, Zhang H, Zhao Y, Shu L. 2021. Assessment of human health risk due to lead in urban park soils using in vitro methods. *Chemosphere* 269:128714; doi:10.1016/j.chemosphere.2020.128714.

Thomas D. 1984. The life history and ecology of the pinacate beetle, *Eleodes armatus* Leconte (Tenebrionidae). *Coleopt Bull* 38: 150–159.

Triplehorn C, Johnson N. 2004a. Borror and DeLong's introduction to the study of insects. 7th ed. Cengage Learning.

Triplehorn C, Johnson N. 2004b. Order coleoptera. Beetles. In: Borror and DeLong's introduction to the study of insects. Cengage Learning. 365–468.

Urrutia-Goyes R, Argyraki A, Ornelas-Soto N. 2017. Assessing lead, nickel, and zinc pollution in topsoil from a historic shooting range rehabilitated into a public urban park. *Int J Environ Res Public Health* 14; doi:10.3390/ijerph14070698.

Vargas A. 2016. La empresa metalúrgica Industrial Minera México en San Luis Potosí. Problemas ambientales con soluciones incoherentes. El Colegio de San Luis.

Wagner DL, Grames EM, Forister ML, Berenbaum MR, Stopak D. 2021. Insect decline in the Anthropocene: death by a thousand cuts. *Proc Natl Acad Sci* 118:1–10; doi:10.1073/pnas.2023989118.

Yang X, Tan X, Chen C, Wang Y. 2020. The influence of urban park characteristics on bird diversity in Nanjing, China. *Avian Res* 11:1–9; doi:10.1186/s40657-020-00234-5.

Zaman K, MacGill RS, Johnson JE, Ahmad S, Pardini RS. 1995. An insect model for assessing oxidative stress related to arsenic toxicity. *Arch Insect Biochem Physiol* 29: 199–209.

Zhaoyong Z, Xiaodong Y, Simay Z, Mohammed A. 2018. Health risk evaluation of heavy metals in green land soils from urban parks in Urumqi, northwest China. *Environ Sci Pollut Res* 25:4459–4473; doi:10.1007/s11356-017-0737-0.

Zhou H, Ouyang T, Guo Y, Peng S, He C, Zhu Z. 2022. Assessment of soil heavy metal pollution and its ecological risk for city parks, vicinity of a landfill, and an industrial area within Guangzhou, South China. *Appl Sci* 12; doi:10.3390/app12189345.

CAPITULO 8. LOS DERECHOS DE LA ENTOMOFAUNA

8.1 Síntesis de las problemáticas

8.1.1 Minería primaria de mercurio y Reserva de la Biosfera Sierra Gorda

La contaminación por arsénico y mercurio representa una amenaza para los insectos que habitan en los alrededores de las minas de mercurio La Laja y La Soledad, consideradas dos de las minas primarias de mercurio más importantes en operación del país. Debe resaltarse que ambas minas se localizan dentro de la Reserva de la Biosfera Sierra Gorda. Los niveles de contaminación ambiental y exposición a arsénico y mercurio en estos sitios mineros superan lo encontrado en un sitio de referencia, generando un impacto tanto en los ecosistemas terrestres como en los acuáticos. En los ecosistemas terrestres, el arsénico y mercurio están presentes en suelo y, en el caso del mercurio, también en la atmósfera. Las plantas bioacumulan ambos contaminantes en sus hojas y flores, mientras que los insectos polinizadores, rizófagos, depredadores, coprófagos y necrófagos son los gremios tróficos en los que se determinó la exposición. Por otro lado, en los ecosistemas acuáticos, el agua y sedimentos están contaminados con arsénico y mercurio, los insectos depredadores acuáticos están expuestos a estos contaminantes y se identificó que el mercurio está migrando de los ecosistemas acuáticos a los terrestres a través de los insectos acuáticos emergentes.

8.1.2 Minería primaria de mercurio y *L. apiculatum*

La minería primaria de mercurio, a pesar de haber permanecido inactiva durante más de cinco décadas, sigue representando una amenaza para *L. apiculatum*. Esto se debe a que las calcinas generadas durante su operación, dispuestas directamente sobre los suelos sin medidas de protección ambiental, han contaminado el hábitat de esta hormiga comestible con arsénico y mercurio, resultando en la exposición a ambos tóxicos. Los niveles de contaminación del hábitat y la exposición en hormigas obreras de la zona minera superan significativamente lo encontrado en una zona de referencia. En cuanto a la contaminación del hábitat, tanto el arsénico como el mercurio están presentes en el suelo, el suelo de hormigueros y los residuos que las hormigas acumulan sobre los magueyes donde construyen sus nidos. Además, el mercurio está presente en plantas e insectos que forman parte esencial del hábitat de la hormiga al representar fuentes de alimento. Es importante tener en cuenta que la minería primaria de mercurio exacerba el problema de sobreexplotación al que también se enfrenta *L. apiculatum*.

8.1.3 Complejo metalúrgico y Parque Urbano Paseo de la Presa

En el Parque Urbano Paseo de la Presa, el cual es un área natural protegida municipal, y otras áreas verdes cercanas existe una notable diversidad de familias de insectos que desempeñan diversas funciones ecosistémicas esenciales como la polinización, descomposición, depredación, formación y conservación del suelo, entre otras más. Los resultados revelaron que el complejo metalúrgico cercano a estas áreas verdes es una potencial fuente de arsénico para estos ecosistemas, ya que los niveles de este contaminante en suelo y biota fueron significativamente más altos en comparación con otras áreas verdes más distantes. Además, se evidenció que las plantas y varios grupos de insectos, incluyendo polinizadores, herbívoros generalistas, dispersores de semillas, rizófagos, necrófagos y detritívoros, están expuestos a arsénico. Finalmente, el estudio exhibió una relación directa entre el aumento de la contaminación ambiental y una mayor exposición a arsénico en insectos.

8.2 Integración resultados y derechos de la naturaleza

En todos los casos analizados y descritos anteriormente, el derecho al hábitat saludable está siendo vulnerado debido a los altos niveles de arsénico y/o mercurio presentes en el ambiente y la vegetación.

En los ecosistemas terrestres, la contaminación del suelo representa una amenaza directa para los insectos, quienes pueden exponerse a los contaminantes voluntaria o involuntariamente al ingerir el suelo contaminado. En los sitios de minería primaria de mercurio, la contaminación por vapores de mercurio, evidenciada tanto por las mediciones directas como la exposición a este metal en las hojas, representa un factor adicional que reduce la calidad ambiental para los insectos, ya que pueden exponerse a través de la respiración. Igualmente, la contaminación de la vegetación afecta negativamente la calidad del hábitat de aquellos insectos que dependen de las plantas como fuente de alimento.

En el caso del ecosistema acuático evaluado en la Sierra Gorda, la contaminación del agua y sedimentos constituye una ruta de exposición para los insectos acuáticos, quienes pueden absorber arsénico y mercurio a través de la respiración branquial y la ingesta accidental, correspondientemente.

La exposición de los insectos terrestres y acuáticos a estos contaminantes tiene implicaciones negativas para el derecho al hábitat saludable de otras especies con las que coexisten. Por ejemplo, la contaminación de los insectos con arsénico y mercurio afecta el hábitat saludable de vertebrados insectívoros como aves, murciélagos o ratones, ya que, conforme a la literatura científica, estos animales pueden ingerir el arsénico y mercurio al depredar insectos expuestos. Además, el hallazgo de que diferentes tipos de insectos, incluidos herbívoros, depredadores y descomponedores, están

expuestos a arsénico y mercurio, ambos tóxicos para los insectos, sugiere que su capacidad para realizar funciones ecológicas podría estar comprometida. Esto pone en riesgo procesos como la descomposición, polinización, formación y conservación del suelo, control biológico y dispersión de semillas. La alteración de estos procesos fundamentales no solo afecta el hábitat de los insectos, sino que también disminuye la calidad del hábitat para el resto de los miembros de la comunidad en los sitios de estudio.

Aunque no se estudiaron los efectos directos sobre las poblaciones, como disminuciones significativas o desaparición de especies, es decir, la pérdida de entomofauna, es posible establecer que el derecho a la vida ha sido vulnerado en todos los sitios evaluados. Los resultados de exposición muestran de manera clara que, independientemente del nivel trófico, los insectos están expuestos a arsénico y mercurio, los cuales son capaces de inducir disminuciones poblacionales y reducir la riqueza de comunidades de insectos. Además, considerando el prolongado tiempo durante el cual las fuentes de contaminación en cada sitio han emitido estos contaminantes, es razonable suponer que algunas especies de insectos ya hayan desaparecido. Es importante señalar que la sensibilidad al arsénico y mercurio varía no solo entre diferentes especies de insectos, sino también entre individuos de una misma especie, lo cual implica que, en los sitios de estudio algunos insectos podrían haber desaparecido incluso a niveles bajos de contaminación durante las etapas iniciales de los procesos de emisión y liberación de los contaminantes, cuando los problemas de contaminación por arsénico y/o mercurio eran menos graves que en la actualidad.

El derecho a la salud de los insectos en los sitios evaluados ha sido, sin duda, vulnerado. Aunque no se realizaron estudios sobre el funcionamiento de células, órganos o individuos, es posible asumir que los insectos que actualmente habitan los sitios de estudio presentan alteraciones en estos niveles de organización. Esta suposición se basa en las claras diferencias en los niveles de exposición a arsénico y/o mercurio entre los insectos de los sitios problema y los de los sitios de referencia. Considerando los antecedentes científicos sobre la toxicidad del arsénico y el mercurio en insectos, los posibles efectos sobre la salud incluyen estrés oxidativo, inhibición enzimática, genotoxicidad, alteraciones en el metabolismo de neurotransmisores y proteínas, muerte celular, desequilibrios energéticos, afectaciones en células lipídicas, germinales e intestinales, deformidades, así como interrupciones en procesos clave como el desarrollo, la reproducción, el comportamiento y la locomoción.

Hasta la realización del presente trabajo, la atención a los impactos de la contaminación por arsénico y mercurio en los sitios de estudio se había centrado principalmente en la salud humana. Con

excepción de La Soledad, donde se había evaluado la exposición a mercurio en ratones, lombrices y plantas, los estudios previos habían puesto nula atención en el resto de los seres vivos potencialmente afectados. En los sitios con minería primaria de mercurio en la Reserva de la Biosfera Sierra Gorda, estudios previos demostraron que las poblaciones humanas están expuestas ambiental y laboralmente a arsénico y mercurio, con repercusiones neuro y nefrotóxicas. En Tapona, las investigaciones evidenciaron la contaminación de viviendas con mercurio la exposición infantil a este metal debido a la minería primaria de mercurio realizada dentro de la comunidad. Por su parte, en las inmediaciones del complejo metalúrgico evaluado, hace varios años se investigó la contaminación ambiental por arsénico, así como la exposición infantil al tóxico y sus implicaciones neurológicas. Por lo tanto, los resultados de este trabajo son pioneros en visibilizar la injusticia ecológica en los sitios de estudio y contribuyen tanto a generar un panorama integral de salud total (enfoque que incluye tanto la salud humana como la ecológica) como a poner en la mesa la necesidad de proteger no solo a los insectos sino a los ecosistemas enteros de estos sitios de estudio.

En los tres casos evaluados, aunque no se determinaron efectos en la entomofauna, esto no puede ser una barrera para tomar medidas preventivas y/o restaurativas ya que al aplicar el principio precautorio una vez identificado el riesgo, la falta de pruebas científicas o técnicas no es motivo para no tomar las medidas necesarias para salvaguardar el medio ambiente. Debe tenerse en cuenta que la presente investigación generó un principio de prueba sólido para la aplicación del principio precautorio al demostrar que dos contaminantes persistentes están circulando en los medio ambientales y están biodisponibles para plantas e insectos, el tiempo de exposición ha sido demasiado largo y los receptores ecológicos son vulnerables a los dos tóxicos.

Es crucial que los insectos en los sitios de estudio cuenten con un representante que participe activamente en los planes de intervención, aportando sugerencias para mitigar los riesgos asociados a la exposición a arsénico y/o mercurio, considerando además las dimensiones socioeconómicas. Por ejemplo, podría señalar la importancia de reducir la contaminación del suelo, dado que la ingesta de suelo contaminado representa un ruta significativa de exposición para los insectos. Asimismo, el representante debería supervisar que las medidas de intervención se implementen de manera efectiva y en beneficio directo de los insectos. Por último, sería responsabilidad del representante evaluar la efectividad de dichas medidas al concluir su implementación, asegurando que cumplan con el objetivo de proteger a la entomofauna.

En un escenario en el que no se tomarán acciones para proteger los derechos de los insectos en los sitios de estudio, el representante tendría la responsabilidad de promover medidas legales para

garantizar su protección a partir de la evidencia generada por el presente estudio. Sin embargo, en el sistema judicial actual, esto resulta imposible, ya que la naturaleza carece de legitimación para actuar por sí misma. Actualmente, la protección de la naturaleza solo es posible cuando un daño ecológico afecta los “servicios ambientales” de las personas físicas que viven en el “entorno adyacente” del ecosistema afectado, o cuando los intereses de personas morales dedicadas a la protección del ambiente o la defensa de los derechos humanos se ven perjudicados. Es por lo anterior, que es importante reconocer el derecho de la naturaleza al acceso a la justicia. Este reconocimiento otorgaría legitimación a la naturaleza, permitiéndole iniciar acciones legales en su propio nombre, sin depender de una afectación humana como detonante. Esto no solo fortalecería la protección de los ecosistemas, sino que también garantizaría un enfoque más integral y equitativo en la defensa del medio ambiente.

Finalmente, tan importante y urgente como el reconocimiento de los derechos de la naturaleza es la necesidad de que las instituciones gubernamentales en colaboración con las instituciones de educación superior formen y acrediten a profesionales capacitados para actuar como representantes legales de la naturaleza. En los casos de estudio estos representantes deberían tener conocimientos de biología, ecología, ecotoxicología, restauración de sitios contaminados, estadística, leyes y comunicación.

CAPITULO 9. CONCLUSIONES

- En la Reserva de la Biosfera Sierra Gorda, se identificó contaminación del suelo con arsénico y mercurio en los alrededores de las minas La Laja y La Soledad, mientras que la atmósfera también está contaminada con mercurio. En el arroyo El Cedral, se detectó la presencia de los contaminantes tanto en el agua como en los sedimentos. Además, se confirmó la exposición a los dos contaminantes en hojas y flores de plantas, así como en diferentes tipos de insectos.
- En Taponá, la minería primaria de mercurio del pasado ha contaminado el hábitat, lo que ha generado la exposición a arsénico y mercurio en *L. apiculatum*, un insecto comestible que se enfrenta a la sobreexplotación a nivel local. El análisis de rutas de exposición reveló que el mercurio, en comparación al arsénico, está presente en más elementos del hábitat de este insecto.
- En el Parque Urbano Paseo de la Presa y otras áreas verdes cercanas al complejo metalúrgico, existe una importante variedad de familias de insectos que están riesgo debido a la contaminación por arsénico. Este contaminante afecta al suelo, las hojas de plantas y los insectos principalmente asociados al suelo están contaminados con arsénico.
- En todos los sitios de estudio, la exposición a arsénico y/o mercurio representa riesgos significativos para la vida y la salud de los insectos, ya que estos contaminantes pueden provocar efectos negativos desde nivel celular hasta nivel de comunidad.
- La exposición de los insectos a los contaminantes también constituye una vía de exposición para los vertebrados insectívoros, lo que resalta la importancia de evaluar el impacto de estos contaminantes en dichos organismos. Aunado a lo anterior, los riesgos para la salud de los insectos afectan al resto del ecosistema, considerando que los insectos desempeñan un papel crucial en una amplia variedad de procesos ecológicos.
- Este trabajo demuestra que, en un escenario ecológico afectado por contaminación química, es posible identificar afectaciones a los derechos de la naturaleza mediante un principio de prueba basado en la evaluación de contaminación ambiental y exposición en plantas e insectos, complementado con un análisis exhaustivo de la literatura toxicológica del contaminante en cuestión. Este modelo visibiliza la necesidad de implementar medidas que protejan a la entomofauna en los sitios de estudio. No obstante, para que este modelo sea aplicable en la práctica, es imprescindible que el sistema legal tenga una revolución en la que los derechos de la naturaleza sean reconocidos legalmente.