

HERPETOLOGÍA MEXICANA





Fotografía de portada: *Agalychnis callidryas* (Fabián Vergara-Ovalle)

HERPETOLOGÍA MEXICANA, año 3, No. 6, 2023, revista de publicación semestral editada por Carlos Jesús Balderas Valdivia, con domicilio en Manuel Escandón No. 64, Int. 398, Álvaro Obregón, Iztapalapa, CP 09230, Ciudad de México. <https://herpetologiamexicana.org/revista-hm/>, herpetologiamexicana@gmail.com. Editor responsable: Carlos Jesús Balderas Valdivia. Reserva de Derechos al Uso Exclusivo No. 04-2023-062212520000-102, ISSN: 2992-7307, ambos otorgados por el Instituto Nacional del Derecho de Autor. Todas las opiniones y contenidos expresados en los artículos son responsabilidad única y exclusiva de los autores y no necesariamente reflejan la postura del editor de la revista. Fecha de última modificación 31/12/2023.

CONTENIDO

<i>Agalychnis callidryas</i> : problemas y soluciones para su cría en cautiverio	1
Inventario de la Herpetofauna de México 2023	13
Nuevos registros para Morelos y Puebla, con algunas anotaciones de la ranita costera <i>Craugastor occidentalis</i> (Taylor, 1941) endémica de México	83
Herpetofauna y plantas del Pedregal de San Ángel: pequeñas fundadoras, grandes beneficios	87
Herpetofauna y plantas del Pedregal de San Ángel: descanso necesario para un trabajo formidable	99



Agalychnis callidryas: problemas y soluciones para su cría en cautiverio

Fabián Vergara-Ovalle

Neuropsicofarmacología, Facultad de Psicología, Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad Universitaria, Coyoacán 04510, Ciudad de México, México. fbnvo@outlook.com

Palabras clave: Rana ojos rojos, Hylidae, crianza, reproducción, cautiverio.

Resumen: Las ranas del género *Agalychnis* y particularmente *A. callidryas*, con distribución en México, son extensamente saqueadas para el comercio de mascotas, una de sus principales amenazas. En este sentido, la reproducción en cautiverio de anfibios es una alternativa viable para la conservación pese a que no es fácil en especies con las características de esta rana. En el presente trabajo se describen algunas complicaciones que surgen durante la reproducción en cautiverio de *A. callidryas* y sus posibles soluciones, y se muestran tratamientos que permitieron la solución de estos problemas: infecciones bacterianas, helmínticas y para desgarres en la piel. Se incluye, además, el uso de sus patrones corporales para la identificación de individuos. El objetivo es proporcionar alternativas que puedan ser utilizadas en zoológicos, acuarios y otros centros reproductivos, así como en programas de reproducción para la conservación de anuros amenazados similares a esta especie.

Cita: Vergara-Ovalle, F. 2023. *Agalychnis callidryas*: problemas y soluciones para su cría en cautiverio. Herpetología Mexicana, 6: 1-12.

INTRODUCCIÓN

La cría de anfibios en cautiverio es una estrategia importante para la conservación de este linaje, ya sea para conservar *ex situ* poblaciones de especies en peligro de extinción (Zippel et al., 2011; Lisboa & Vaz, 2021), o para crear centros de educación e investigación con el mismo fin (Bolochio et al., 2020). No obstante, la reproducción de algunos anfibios en cautiverio puede llegar a presentar problemas como enfermedades, accidentes o dificultad para manejar e identificar a los sujetos. El presente trabajo busca aportar información sobre algunos de estos problemas, observados a lo largo de cinco años de reproducir a la “rana arborícola de ojos rojos” *Agalychnis callidryas* (Fig. 1), así como las soluciones halladas para cada una de ellas.

Agalychnis callidryas es una rana arborícola; las hembras llegan a medir 77 mm y los machos 60 mm; se distribuye desde el sureste de Veracruz y

norte de Oaxaca, México, hasta Colombia (Savage, 2002; Rivera-Correa et al., 2013; McCranie et al., 2019; Frost, 2023), aunque su distribución quedó muy reducida en México luego de que McCranie



FIGURA 1. Ejemplar adulto macho, de *Agalychnis callidryas*.

et al. (2019) resucitara a *A. taylori*.

La especie habita en selvas húmedas, principalmente en tierras bajas, con alta humedad relativa y temperaturas que van de los 20 °C a los 32 °C. Si bien en este estudio se trabajó con *A. callidryas*, es posible que los resultados descritos más adelante sean útiles para el caso de especies relativas y con distribución similares, por ejemplo *A. moreletti* o *A. taylori*.

Pese a que *A. callidryas* no aparece en la modificación de la norma NOM 059 SEMARNAT 2010 (SEMARNAT, 2019) y en la lista roja de la IUCN (2023) se cataloga como de preocupación menor, no debe asumirse que hay una estabilidad en sus poblaciones, pues existen estudios que indican una disminución de sus poblaciones silvestres debido principalmente a la pérdida de cobertura vegetal y la extracción de ejemplares para su venta en el mercado negro (Hayes et al., 2010; Wilson et al., 2013).

Por el motivo anterior, a partir del año 2010, *A. callidryas* está incluida en el listado CITES, apéndice II y en la categoría de Protección Especial (CITES, 2023). Entre los años 2017 y 2021, solamente en los Estados Unidos, se importaron alrededor de 100,901 ejemplares silvestres del género *Agalychnis*, de los cuales, unos 78,211 correspondieron a *A. callidryas* (CITES Database, 2023). Este número aumenta indudablemente si se consideran a ejemplares silvestres capturados de manera ilegal para el comercio. Por ello, en este trabajo, se pretende contribuir con el conocimiento de la reproducción en cautiverio de *A. callidryas* para su conservación, esto, mediante algunas soluciones empíricas obtenidas desde el año 2018 al 2023.

Los resultados de este trabajo son parte del esfuerzo y experiencias en laboratorio por mantener la reproducción de esta especie, que si bien, estos resultados no son producto de un

diseño experimental prospectivo, si son analizados bajo un protocolo retrospectivo que contiene los elementos de un estudio de caso, y que a su vez, incluye la revisión sistemática de datos acumulados, ordenados y estructurados con los atributos de cualquier variable sujeta a medición (Méndez-Ramírez et al., 2004).

MÉTODOS

El estudio se realizó en el PIMVS (Predios o Instalaciones que Manejan Vida Silvestre) “AMPHIBIOS” (registro No. DGVS-PIMVS-CR-IN-1498-DF/12), ubicado en la Ciudad de México. Se obtuvieron registros sobre la salud, conducta (periodo de actividad, locomoción, alimentación) con la finalidad de establecer y sostener una colonia con alto porcentaje de supervivencia.

Se realizaron observaciones directas, diurnas, y en ocasiones nocturnas, con la ayuda de luz artificial (color violeta). La crianza de las ranas se inició con cuatro ejemplares machos y dos hembras sexualmente maduras, provenientes de cría en cautiverio y de origen centroamericano.

Agalychnis callidryas presenta dimorfismo sexual al alcanzar la etapa adulta, los machos no superan los 6 cm, mientras que las hembras suelen llegar a los 7-8 cm, además, las hembras poseen cuerpos más redondos y abultados, con un notorio crecimiento de los huevos dentro de su abdomen (Pyburn, 1970). Posteriormente se trabajó con las crías, aproximadamente 120 ejemplares por año (generaciones FI, FII y FIII).

Los ejemplares adultos fueron mantenidos en un recinto de 100 cm de alto x 50 cm de ancho x 50 cm de largo hecho de vidrio transparente y con techo de malla mosquitera siguiendo las recomendaciones de Schad (2007) y Poole (2008). Este diseño del recinto permite colocar plantas de tallo alto y hojas a mayor altura, lo que estimula la reproducción.

Este recinto contó con plantas abundantes seleccionadas de manera arbitraria, pero de ambientes húmedos como “teléfono” o “pothos” (*Epipremnum aureum*), originaria del sudeste asiático; “filodendro corazón” (*Philodendron hederaceum*), originaria de México y “cuna de Moisés” (*Spathiphyllum ortgiesii*), originaria del sureste mexicano.

Las crías fueron mantenidas en grupos de diez ejemplares en cajas de plástico transparente de cinco litros y con tapa de malla mosquitera, con un plato circular de 7 cm de diámetro y 3 cm de profundidad conteniendo de agua. La temperatura del encierro osciló entre los 15 °C en invierno y 30 °C en verano, con una humedad relativa del 80 %, el fotoperiodo se logró con ciclos de luz natural. El sustrato que se utilizó fue una mezcla de tierra negra, tezontle, y hojarasca, la cual permite mantener una humedad constante y un crecimiento adecuado de las plantas. Se alimentó a los adultos cada dos días con grillos subadultos (*Achaeta domestica*), mientras que las crías fueron alimentadas diariamente con grillos pequeños (5-10 mm) cubiertos de suplemento en polvo de calcio y vitaminas (Calcium plus, Repashy, EUA) hasta que cumplieron el año de vida.

Marcaje de individuos

Para mantener un registro del estado de salud de cada individuo, así como para tener un marcaje sistemático, fue necesaria la identificación por medio de características únicas de cada ejemplar. Para lograr esto, se usó el patrón de las rayas de los costados que es único para cada individuo, tal como se ha observado con patrones de diferentes animales (Kühl & Burghardt, 2013). Por ejemplo, las manchas en la región dorsal del tiburón ballena (Andrzejczek et al., 2016), el patrón de coloración de la langosta *Panulirus versicolor* (Frisch & Hobbs, 2007), el patrón de manchas en las jirafas (Lee et al., 2018) y el patrón de manchas en la rana *Leiopelma archeyi* (Bradfield,

2004). Para corroborarlo se tomaron fotografías del flanco derecho e izquierdo de ocho ejemplares adultos y veinte ejemplares jóvenes. Estas fueron comparadas visualmente para determinar la similitud o diferencia entre cada individuo y su estado contante a través de tiempo.

De esta manera, para el marcaje de los individuos, se realizaron fotografías de ambos costados de cada uno de manera que fueran visibles los patrones de rayas amarillas sobre fondo azul. Se manipuló a los ejemplares, deteniendo la pata trasera para lograr la exposición del costado y se utilizó una cámara Sony DSC-H300. Cada individuo fue asociado a sus fotografías a través de un número único formado a partir de la fecha de la fotografía, quedando el número de individuo y una letra indicando el lado del costado (D = derecho o I = izquierdo; p. e. 04-06-20/001D).

Con estas fotografías se creó un catálogo y fueron comparadas visualmente por el investigador, buscando parejas similares y comparando sus diferencias al considerar ambos costados. Posteriormente, nuevas fotografías fueron tomadas, de los mismos sujetos y comparadas con las anteriores para corroborar la eficacia del método. De los 28 sujetos comparados en diferentes tiempos (1, 3 y 14 meses), todos fueron identificados a través de sus patrones en los costados.

Identificación y eliminación de parásitos

Se realizó necropsia a diez individuos. Esta consistió en la observación macro y microscópica de los principales órganos (intestino, hígado, estómago, corazón, pulmones y cerebro) para detectar parásitos. En las siguientes generaciones de crías se administró ivermectina, el cual es un fármaco antiparasitario, particularmente con un potente efecto antihelmíntico (Crump, 2017). La administración se realizó con una concentración de 0.4 mg/kg a las 100 y 160 crías de cada

generación, como se ha sugerido para otros anuros de la familia Dendrobatidae (Clayton et al., 2012) y para vertebrados (Panayotova-Pencheva, 2016). Esta administración se hizo a las tres semanas post-metamorfosis de manera tópica (local), dejando caer las gotas sobre la piel del cuerpo entero. Finalmente, se cuantificó el número de ejemplares que murieron entre las tres y seis semanas post-metamorfosis, obteniendo un índice de mortandad (Número de muertes/Número total de individuos de la cohorte)*100).

Identificación y eliminación de infección bacteriana

Se obtuvieron muestras mediante raspado de piel con ayuda de hisopados a tres ejemplares vivos de cuatro meses de edad. Estas muestras se enviaron a laboratorio (No. DP22-023, Di-Path, México) para estudios citológicos, cultivos bacterianos y micológicos. A partir de los resultados, se determinó utilizar sulfametoxazol (40 mg/ml) y trimetoprima (8 mg/ml), los cuales actúan como antibióticos debido a su efecto bacteriostático, impidiendo la síntesis y reparación del ADN durante la replicación celular (Safrin et al., 1994). Considerando el tamaño de los ejemplares y las dosis descritas en la literatura (Nichols et al., 2001; Smith, 2007) se determinó usar la dosis de 200 µl por cada gramo de peso corporal. Durante 3 semanas se administró el fármaco a 112 individuos, cuantificando el número de ejemplares que presentaron manchas cutáneas. Se consideró que la resolución de la enfermedad se alcanzaba cuando no se observaron manchas en la piel.

Cortes en la piel

Los tres ejemplares que sufrieron laceraciones en la piel fueron tratados, limpiando el área, luego se recolocó la piel en el lugar de manera que cubriera la mayor superficie posible. Para mantenerla unida se utilizó 5 µl de cianocrilato en gel (Flexgel, México). El cianocrilato se ha

utilizado ampliamente para cerrar heridas en humanos (Betül Gülalp et al., 2009) y hay algunos reportes de su uso en anfibios (Rosa & Fernández-Loras, 2012). Posteriormente se limpió la herida diariamente con agua para evitar la acumulación de contaminantes y cuidando de no volver a desprender la piel. Esto se realizó hasta el día 50, cuando la herida comenzó a recuperar el color verde natural, de la piel.

RESULTADOS

Identificación de individuos

Se observó que los patrones fueron únicos para cada individuo (Fig. 2A), lo que permitió su identificación y marcaje para el manejo dentro de la PIMVS. En algunas ocasiones, los patrones de un solo costado fueron similares en cuanto al número de rayas o posición de las manchas en mismo individuo; sin embargo, al comparar cuidadosamente ambos costados, las diferencias fueron perceptibles entre individuos facilitando así su identificación (Fig. 2B). Además, se observó que este patrón de rayas se mantiene en las diferentes etapas de vida del animal (Fig. 2C). Cabe mencionar que estos mismos datos fueron utilizados para marcar a todos las ranas de la PIMVS para ser reportadas a la Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT), lo que evitó procedimientos adicionales e innecesario en el manejo de los organismos.

Infecciones por helmintos

Durante la primera generación de crías, ocurrió un alto índice de mortandad (83 %) entre las 3 y 5 semanas posteriores a la metamorfosis de los individuos. En este caso, los ejemplares mostraron signos de anorexia (masa y/o peso corporal anormalmente bajo) y cambios en el comportamiento, observándose alta actividad locomotora durante el día. Los ejemplares que murieron fueron analizados por necropsia y se

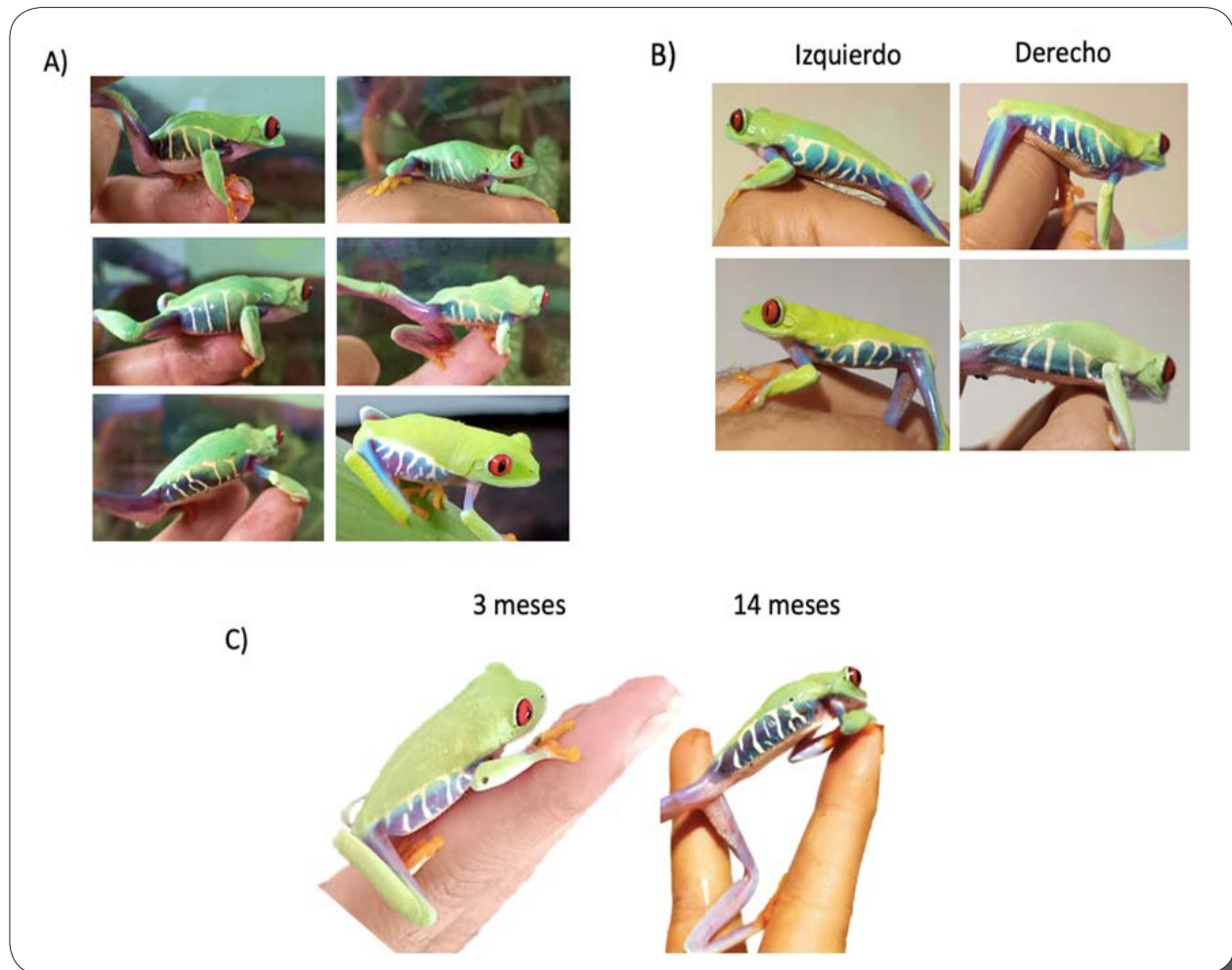


FIGURA 2. Imágenes de identificación de distintos individuos de *Agalychnis callidryas* por patrón del costado. A) seis individuos fotografiados del costado derecho. B) dos individuos con fotografía de ambos costados, lo que permite una mejor identificación. C) mismo individuo en etapa juvenil (izquierda) y adulto (derecha), mostrando consistencia en el patrón del costado derecho.

observó la presencia de parásitos helmintos. Estos parásitos se encontraron en estado de huevo o quiste en el intestino, mientras que el estado adulto se encontró dentro y fuera de los pulmones de los ejemplares (Fig. 3A). La administración de Ivermectina (0.4 mg/kg) disminuyó el número de muertes a 5 de 100 y 5 de 160 ejemplares en las siguientes generaciones, comparado con los 70 decesos de los 120 individuos de la primera generación. Es decir, disminuyó el índice de mortandad durante esta etapa en un 77% en las siguientes dos generaciones con una diferencia

estadísticamente significativa según un análisis de U de Mann Whitney, $p = 0.01208$, $Z = 2.50672$ (Fig. 3B). Las muertes de los individuos de la segunda y tercera generación ocurrieron dentro de los tres días posteriores a la administración de ivermectina.

Infección bacteriana

En la tercera generación de crías, aproximadamente a los cuatro meses post-metamorfosis, algunos ejemplares comenzaron

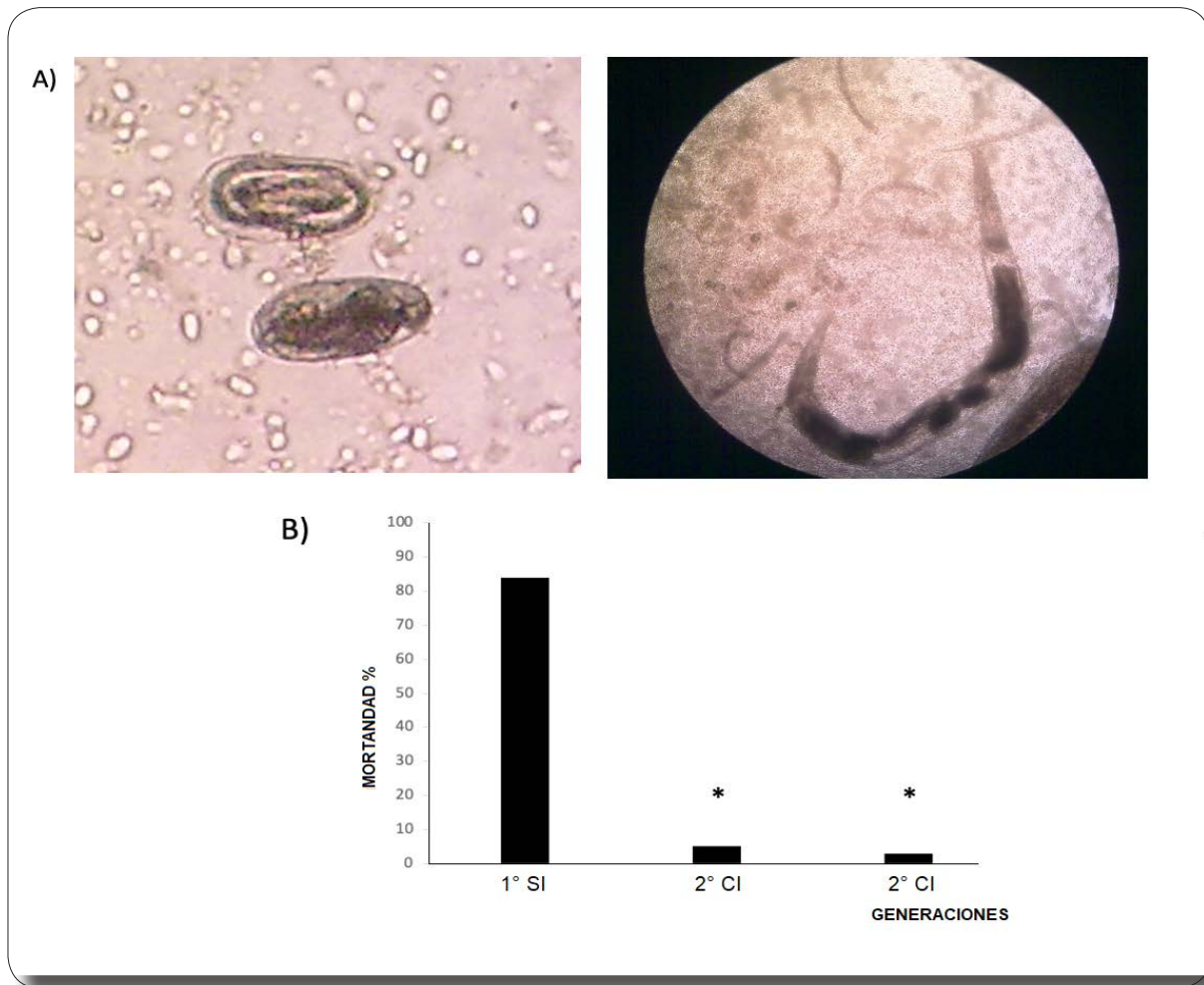


FIGURA 3. Parásitos encontrados en autopsia de crías de *Agalychnis callidryas*. A) en el intestino se encuentran quistes (izquierdo), mientras que los adultos (derecho) se encuentran dentro de los pulmones y de la cavidad torácica. B) porcentaje de mortandad a las 6 semanas postmetamorfosis en la primera generación (1º) sin ivermectina (SI), y la 2 y 3 generación (2º y 3º respectivamente) con ivermectina (CI) mostrando efectos significativos (*) según la prueba de U de Mann Whitney ($p = 0.01208$, $Z = 2.50672$).

a presentar puntos grises en la piel. Quince días después, 70 ejemplares presentaron manchas en distintas cantidades y tamaños. Algunas crías tuvieron un único punto gris, mientras que otras presentaron gran cantidad de manchas en distintas partes del cuerpo (Fig. 4a). Los ejemplares mostraron ligeros signos de anorexia, sin cambios notables en su comportamiento locomotor.

En los resultados no se observaron anomalías en la citología, ni crecimiento

de hongos, pero sí de bacterias del género *Citrobacter* y *Pseudomonas*. Junto con este cultivo se realizó un antibiograma en donde se observó la susceptibilidad de estas bacterias a distintos antibióticos y se determinó utilizar una suspensión de sulfametoxazol (40 mg/ml) y trimetoprima (8 mg/ml) a una dosis de 200 μ l/g, diariamente. En esta edad los ejemplares pesaron entre 2 y 3 g, por lo que se administraron entre 400 y 600 μ l de suspensión directamente sobre la piel de 130 ejemplares, incluidos los 70 ejemplares con signos

de infección. Los ejemplares enfermos mostraron mejoría con el tratamiento a partir de la primera semana y todos los ejemplares mostraron una resolución total de la enfermedad a la tercera semana (Fig. 4B). Estos ejemplares continuaron en la PIMVS y fueron monitoreados durante un año, durante el cual no se observaron alteraciones evidentes en la salud y desarrollo de estos.

las ranas con las paredes o piedras del recinto, ocurrieron heridas en las que la piel se abrió o se separó en la zona lastimada (p. e., en la punta de la nariz o de alguna extremidad). En estas ocasiones se ajustó la piel nuevamente a su posición y se utilizó una pequeña gota de cianocrilato en gel para mantenerla en su lugar. Se observó una unión de la piel al tejido en los primeros tres días, mientras

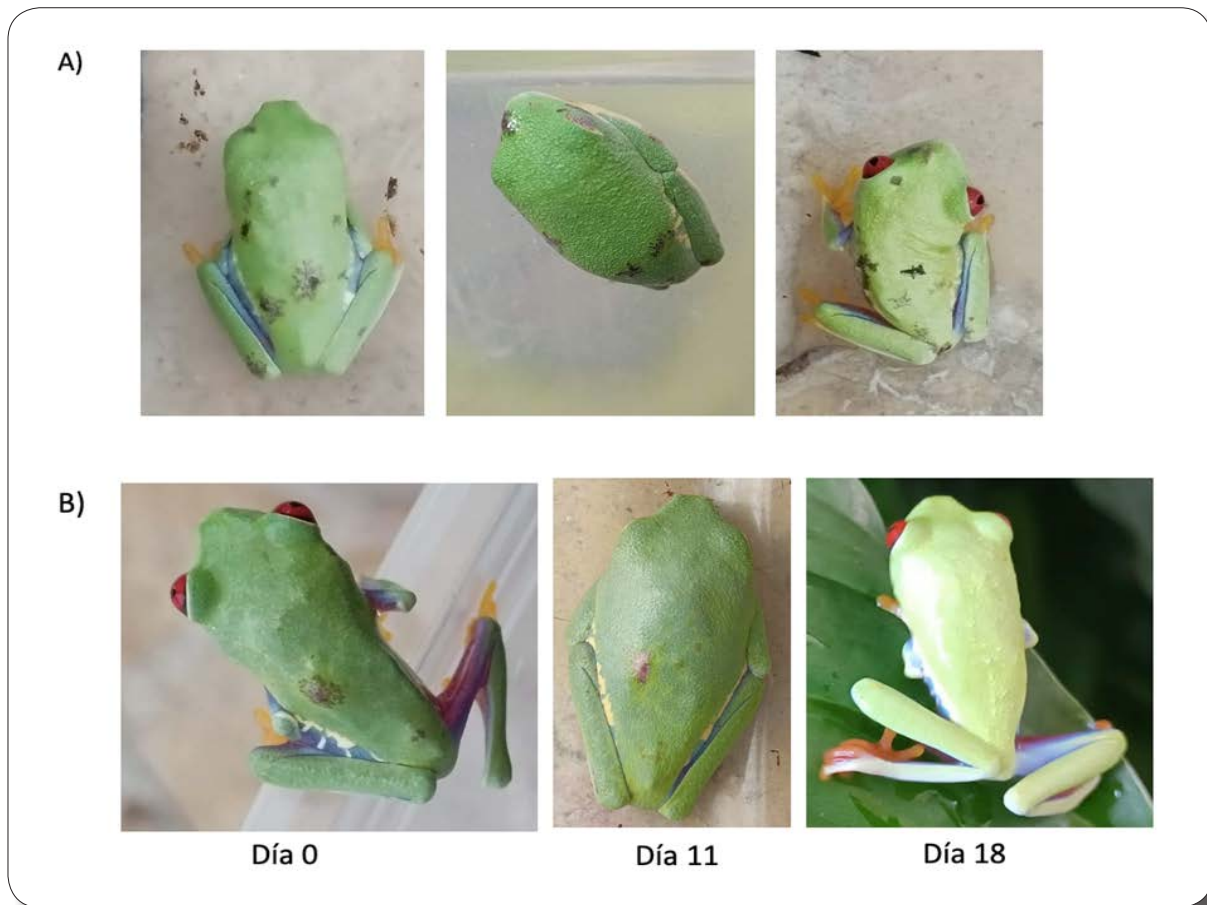


FIGURA 4. Infección por *Citrobacter* y *Pseudomonas* en piel de *Agalychnis callidryas*. A) ejemplares presentan diversas cantidades de manchas grises y negras en la piel. B) proceso de recuperación, durante el tratamiento con sulfametoxazol/trimetoprima.

Cortes en la piel

Durante el desarrollo de las crías se observaron casos en los que, debido a roces de

que la cicatrización total se observó alrededor de los 2 meses después de ocurrir la herida (Fig. 5), recuperando el 100% de la región dañada y con un color similar al del resto de la piel.



FIGURA 5. Ejemplo del proceso de cicatrización en una herida rostral en juvenil de *Agalychnis callidryas*. La piel fue pegada en su lugar con 5 μ l de cianocrilato en gel y se limpió diario con agua para evitar contaminación. Se observa una recuperación total a los 51 días.

DISCUSIÓN

El presente trabajo muestra algunos problemas que surgen durante la cría de *A. callidryas* en cautiverio, así como las soluciones encontradas y aplicadas en cada caso. Los patrones naturales de rayas en los flancos de los individuos permitieron una correcta identificación de cada ejemplar dentro de la población cautiva en distintas edades. Se observó que estos patrones se mantienen constantes a lo largo del desarrollo del individuo, desde su aparición hasta la etapa adulta (Fig. 2C). Por lo anterior, el uso de estos patrones demostró ser una técnica eficaz para la identificación de individuos. Este patrón es natural y único para cada ejemplar, y se recomienda considerarlo por ambos costados en poblaciones grandes y así facilitar la identificación.

Por otra parte, este patrón se mantiene constante en las distintas etapas de vida. Esta característica puede utilizarse tanto en PIMVS y UMAs, así como en estudios ecológicos que requieren formas de marcajes por tiempos prolongados. La identificación de anfibios a través de sus patrones naturales en la piel ha demostrado ser eficaz en otras especies de ranas, por ejemplo, *Leiopelma archeyi* (Bradfield, 2004), *Xenopus longipes* (Aevarsson et al., 2022), *Amolops formosus*

(Patel & Das, 2020). En el patrón de líneas, *Litoria genimaculata* (Kenyon et al., 2010), e incluso en distintas etapas de vida como en *Ceratophrys stolzmanni* (Bardier et al., 2010). Por otro lado, la distribución de estos patrones de rayas en *A. callidryas* ha sido utilizada para determinar distintas poblaciones en campo (Robertson & Robertson, 2008), además, los patrones y colores en los flancos han sido propuestos como una manera visual de distinguirse entre especies (Robertson & Greene, 2017).

Las infecciones por gusanos helmintos son comunes en ranas neotropicales (Camião et al., 2014), y como se señaló en los resultados, durante la primera generación de crías, hubo un alto índice de mortandad (83%). Los individuos enfermos mostraron cambios en el comportamiento, presentando alta actividad locomotora durante el día, lo que no es normal ya que son animales estrictamente nocturnos (Lee, 2000). El tratamiento con ivermectina (0.4 mg/kg) disminuyó el índice de mortandad a las 6 semanas de edad de 83% en la primera generación a 5% y 3% en la 2^o y 3^o generación, respectivamente (Fig. 3B). Se considera que la ivermectina fue eficiente como desparasitante antihelmíntico a la dosis utilizada. En este trabajo se utilizó una dosis de ivermectina similar a como ha sido descrito para

otros vertebrados en cautiverio (Panayotova-Pencheva, 2016).

Después del tratamiento ocurrieron algunas muertes en los 3 días siguientes a su aplicación. Estas muertes probablemente se debieron al efecto neurotóxico de la ivermectina, el cual ha sido descrito en otras especies de anfibios como el caso de la familia Dendrobatidae (Clayton et al., 2012). De momento podría recomendarse una concentración menor, sin embargo, habrá que considerar su eficacia antihelmíntica en dosis menores y ponderar el costo-beneficio.

Con respecto a la infección bacteriana, se observó un crecimiento de bacterias del género *Citrobacter* y *Pseudomonas*, bacterias Gram (-) comunes en anfibios, así como *Aeromonas* y *Proteus*. Para tratar estas infecciones se han utilizado antibióticos como el ciprofloxacino (Nguyen et al., 2021) y estreptomycin (Miles, 1950), sin embargo, dada la susceptibilidad mostrada en el antibiograma, se decidió el uso de sulfametoxazol/trimetoprima. De esta manera, el tratamiento resolvió adecuadamente la enfermedad en el 100% de los casos, evidenciado por la desaparición total de manchas en la piel de los ejemplares. Se recomienda su uso a la concentración indicada (sulfametoxazol: 40 mg/ml, trimetoprima: 8mg/ml) y a una dosis de 200 µl/g diariamente por tres semanas. Las ranas que recibieron estos tratamientos fueron mantenidas, al menos, durante los siguientes 12 meses sin mostrar signos de debilidad, enfermedad o malformaciones, por lo que indica no haber toxicidad evidente por estos fármacos; sin embargo, son necesarios más estudios para descartar posibles efectos secundarios. Es importante mencionar que el uso de este antibiótico ha sido descrito previamente para anfibios como tratamiento contra el hongo *Batrachochytrium dendrobatidis* (Muijsers et al., 2012).

Finalmente, cuando se observaron cortes

o desgarres de la piel ocasionados por accidentes en algunos ejemplares, el uso de cianocrilato en gel, junto con una adecuada higiene, permitió una correcta cicatrización. Esta cicatrización ocurrió en un tiempo largo (dos meses), por lo que la higiene del terrario y del ejemplar son considerados cruciales para evitar infecciones durante el tiempo que dura la herida. Es bien sabido que otras especies de anuros que muestran una gran capacidad para regenerar piel, incluso en heridas importantes o amputaciones (Otsuka-Yamaguchi et al., 2017; Yokoyama et al., 2011), por lo que esto fue un indicio de buena capacidad de regeneración de los individuos en este estudio. Cabe aclarar que este tratamiento se utilizó únicamente para ejemplares que no mostraron exposición de órganos o hemorragias. En estos casos se recomiendan otros procedimientos, por ejemplo, la sutura (ver Poll, 2009), aunque también existen reportes del uso de cianocrilato y cotonetes en campo para cerrar heridas en las que hay exposición de órganos (Rosa & Fernández-Loras, 2012).

CONCLUSIÓN

Los resultados de este trabajo contribuyen al conocimiento y cuidado en cautiverio de las crías de *A. callidryas* antes no documentados. Mediante estas estrategias se logró obtener una supervivencia del 80 % a los 18 meses, es decir, 128 ejemplares provenientes de dos parejas distintas. Se espera que esto ayude a incrementar los casos de éxito en la reproducción de esta especie y del género *Agalychnis*, cuyas especies son ampliamente utilizadas en el comercio legal, y así, reducir el saqueo o la captura ilegal de ejemplares silvestres que es una de sus principales amenazas conocidas. Es importante aclarar que los resultados de este estudio que logren la reproducción de la especie deben ser adecuados para aplicarse con organismos de países o regiones con su propia población de la especie para evitar la contaminación del pool genético con poblaciones de otras regiones y en

caso escapes accidentales de los individuos al medio silvestre.

LITERATURA CITADA

- Aevansson, U., A. Graves, K. Carter, T. Doherty-Bone, D. Kane, F. Servini, B. Tapley & C. Michaels. 2022. Individual identification of the Lake Oku clawed frog (*Xenopus longipes*) using a photographic identification technique. *Herpetological Conservation and Biology*, 17: 67-75.
- Andrzejaczek, S., J. Meeuwig, D. Rowat, S. Pierce, T. Davies, R. Fisher & M. Meekan. 2016. The ecological connectivity of whale shark aggregations in the Indian Ocean: a photo-identification approach. *Royal Society Open Science*, 3 (11): 160455. <http://dx.doi.org/10.1098/rsos.160455>
- Bardier, C., D. Székely, G. Augusto-Alves, N. Matínez-Latorraca, B. R. Schmidt & S. S. Cruickshank. 2020. Performance of visual vs. software-assisted photo-identification in mark-recapture studies: a case study examining different life stages of the pacific horned frog (*Ceratophrys stolzmanni*). *Amphibia-Reptilia*, 42 (1): 17-28.
- Bolochio, B. E., J. N. Lescano, J. M. Cordier, R. Loyola & J. Nori. 2020. A functional perspective for global amphibian conservation. *Biological Conservation*, 245 (2020) 108572: 1-9.
- Bradfield, K. S. 2004: Photographic identification of individual Archey's frogs, *Leiopelma archeyi*, from natural markings. DOC Science Internal Series 191. Department of Conservation, Wellington, 36 pp.
- Betül, G., S. Tamer, G. Sonnur & N. Mehmet. 2009. Emergency wounds treated with cyanoacrylate and long-term results in pediatrics: a series of cases; what are the advantages and boards? *BMC Research Notes*, 2 (1): 132-132. <https://doi.org/10.1186/1756-0500-2-132>
- Campião, K. M., D. H. Morais, O. T. Dias, A. Aguilar, G. Toledo, I. Tavares & R. J. da Silva. 2014. Checklist of helminth parasites of amphibians from South America. *Zootaxa*, 3843 (1): 001-093.
- CITES (database). 2023. *Agalychnis callidryas* imports and exports. <https://trade.cites.org> [Acceso: marzo, 2023]
- Clayton, L., J. Nelson, M. Payton, J. McDonnell, B. Rossi, K. King-Rahn & D. Woodburn. 2012. Clinical Signs, Management, and Outcome of Presumptive Ivermectin Overdose in a Group of Dendrobatid Frogs. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*, 22: 5-11.
- Crump, A. 2017. Ivermectin: enigmatic multifaceted “wonder” drug continues to surprise and exceed expectations. *The Journal of Antibiotics*, 70 (5): 495-505. <https://doi.org/10.1038/ja.2017.11>
- Frisch A.J., & J-P. A. Hobbs. 2007. Photographic identification based on unique, polymorphic colour patterns: a novel method for tracking a marine crustacean. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 351: 294-299.
- Frost, D. R. 2023. Amphibian Species of the World: An Online Reference. Version 6.2. <https://amphibiansoftheworld.amnh.org/> doi.org/10.5531/db.vz.0001 [acceso: septiembre, 2023].
- Hayes, T. B., P. Falso, S. Gallipeau & M. Stice. 2010. The cause of global amphibian declines: a developmental endocrinologist's perspective. *The Journal of Experimental Biology*, 213 (6): 921-933. <https://doi.org/10.1242/jeb.040865>
- IUCN SSC Amphibian Specialist Group. 2020. *Agalychnis callidryas*. The IUCN Red List of Threatened Species 2020: e.T55290A3028059.

- <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2020-1.RLTS.T55290A3028059.en>. [Acceso: marzo, 2023]
- Kenyon, N., A. Phillott & R. Alford. 2010. Temporal variation in dorsal patterns of juvenile green-eyed tree frogs, *Litoria genimaculata* (Anura: Hylidae). *Herpetological Conservation and Biology*, 5: 126-131.
- Kühl, H. S. & T. Burghardt. 2013. Animal biometrics: quantifying and detecting phenotypic appearance. *Trends in Ecology & Evolution*, 28 (7): 432-441.
- Lee, D. E., D. R. Cavener & M. L. Bond. 2018. Seeing spots: quantifying mother-offspring similarity and assessing fitness consequences of coat pattern traits in a wild population of giraffes (*Giraffa camelopardalis*). *PeerJ*, 6, e5690.
- Lee, J. C. 2000. A field guide to the amphibians and reptiles of the maya world. Cornell University Press, Ithaca, USA, 416 pp.
- Lisboa, C. & R. Vaz. 2021. Captive breeding program for *Scinax alcatraz* (Anura:Hylidae): introducing amphibian ex situ conservation in Brazil. *Amphibian and Reptile Conservation*. 14.
- Muijsers M., A. Martel, V. R. Pascale, K. Baert, G. Vercauteren, R. Ducatelle, D. B. Patrick, F. Vercammen, F. Haesebrouck & F. Pasmans. 2012. Antibacterial therapeutics for the treatment of chytrid infection in amphibians: Columbus's egg? *BMC Veterinary Research*, 8 (175): 1-7. <https://doi.org/10.1186/1746-6148-8-175>
- Méndez-Ramírez, I., D. L. Namihira-Guerrero, A. Moreno & C. Sosa de Martínez. 2004. El Protocolo de Investigación. Trillas. México.
- Miles, E. M. 1950. Red-Leg in Tree-frogs caused by bacterium alkaligenes. *Journal of General Microbiology*, 4 (3): 434-436.
- McCranie, J. R., J. Sunyer & J. G. Martínez-Fonseca. 2019. Comments and updates to “Guía Ilustrada de Anfibios y Reptiles de Nicaragua” along with taxonomic and related suggestions associated with the herpetofauna of Nicaragua. *Revista Nicaraguense de Biodiversidad*, 52: 8-9.
- Nichols, D. K., E. W. Lamirande, A. Pessier & J. Longcore. 2001. Experimental transmission of cutaneous chytridiomycosis in dendrobatid frogs. *Journal of Wildlife Diseases*, 37 (1): 1-11. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-37.1.1>
- Nguyen, Q. T. & M. P. Tran. 2021. Drugs and chemicals use in frog farming in Dong Thap province. *Can Tho University Journal of Science*, 13 (Aquaculture), 73-78.
- Otsuka-Yamaguchi, R., A. Kawasumi-Kita, N. Kudo, Y. Izutsu, K. Tamura & H. Yokoyama. 2017. Cells from subcutaneous tissues contribute to scarless skin regeneration in *Xenopus laevis* froglets. *Developmental Dynamics*, 246 (8): 585-597.
- Panayotova-Pencheva, M. S. 2016. Experience in the Ivermectin Treatment of Internal Parasites in Zoo and Captive Wild Animals: A Review. *Der Zoologische Garten*, 85 (5): 280-308.
- Patel, N. G. & A. Das. 2020. Shot the spots: A reliable field method for individual identification of *Amolops formosus* (Anura, Ranidae). *Herpetozoa*, 33: 7-15.
- Poll, C. P. 2009. Wound management in amphibians: etiology and treatment of cutaneous lesions. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 18 (1): 20-35.
- Poole, V. 2008. Guia para el manejo de anfibios en cautiverio. National Aquarium in Baltimore Shelly Grow, Association of Zoos and Aquariums Edición 1.1, San Diego, California, USA. <https://>

- assets.speakcdn.com/assets/2332/manualespanol.pdf
- Pyburn, W. F. 1970. Breeding Behavior of the Leaf-Frogs *Phyllomedusa callidryas* and *Phyllomedusa dacnicolor* in Mexico. *Copeia*, 1970 (2): 209-218. <https://doi.org/10.2307/1441643>
- Rivera-Correa, M., F. Duarte-Cubides, J. V. Rueda-Almonacid & J. M. Daza-R. 2013. A new red-eyed treefrog of *Agalychnis* (Anura: Hylidae: Phyllomedusinae) from middle Magdalena River valley of Colombia with comments on its phylogenetic position. *Zootaxa*, 3636: 85-100.
- Robertson, J. M. & A. D. Robertson. 2008. Spatial and temporal patterns of phenotypic variation in a Neotropical frog. *Journal of Biogeography*, 35 (5): 830-843.
- Robertson, J. M. & H. W. Greene. 2017. Bright colour patterns as social signals in nocturnal frogs. *Biological Journal of the Linnean Society*, 121 (4): 849-857.
- Rosa, G., & A. Fernández-Loras. 2012. Emergency procedures in the field: a report of wound treatment and fast healing in the giant ditch frog (*Leptodactylus fallax*). *Animal Welfare*, 21 (4): 559-562.
- Safrin, S., B. L. Lee & M. A. Sande. 1994. Adjunctive folinic acid with trimethoprim-sulfamethoxazole for *Pneumocystis carinii* pneumonia in aids patients is associated with an increased risk of therapeutic failure and death. *The Journal of Infectious Diseases*, 170 (4): 912-917. <https://doi.org/10.1093/infdis/170.4.912>
- Savage, J. 2002. *The Amphibians and Reptiles of Costa Rica: A Herpetofauna Between Two Continents, Between Two Seas*. Bibliovault OAI Repository, the University of Chicago Press, 954 pp.
- SEMARNAT. 2019. Proyecto de Modificación del Anexo Normativo III, Lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Diario Oficial de la Federación, 14 de noviembre de 2019.
- Schad, K. (Ed.) 2007. Amphibian Population Management Guidelines. Amphibian Ark Amphibian Population Management Workshop; December 10-11, 2007; San Diego, CA, USA. Amphibian Ark, 31 pp. www.amphibianark.org
- Smith, S. A. 2007. Compendium of drugs and compounds used in amphibians. *ILAR Journal*, 48 (3): 297-300. <https://doi.org/10.1093/ilar.48.3.297>
- Yokoyama, H., T. Maruoka, A. Aruga, T. Amano, S. Ohgo, T. Shiroishi & K. Tamura. 2011. Prx-1 expression in *Xenopus laevis* scarless skin-wound healing and its resemblance to epimorphic regeneration. *Journal of Investigative Dermatology*, 131 (12):2477-85. DOI: 10.1038/jid.2011.223
- Wilson L. D., J. D. Johnson & V. Mata-Silva. 2013. A conservation reassessment of the amphibians of Mexico based on the EVS measure. *Amphibian & Reptile Conservation*, 7 (1): 97-127.
- Zippel, K., K. Johnson, R. Gagliardo, R. Gibson, M. McFadden, R. Browne, C. Martinez & E. Townsend. 2011. The Amphibian Ark: a global community for ex situ conservation of amphibians. *Herpetological Conservation and Biology*, 6: 340-352.

Inventario de la Herpetofauna de México 2023

Carlos Jesús Balderas-Valdivia¹ & Adriana González-Hernández²

¹Biodiversidad y Conservación de la Naturaleza, Dirección General de Divulgación de la Ciencia, Universidad Nacional Autónoma de México, Zona Cultural, Cd. Universitaria, Coyoacán, 04510, CDMX. cjbv@unam.mx

²Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Cto. Interior Cd, Universitaria, Alcaldía Coyoacán, CP 04510, CDMX. abronia@ciencias.unam.mx

Palabras clave: Anfibios, reptiles, listado, México, biodiversidad.

Resumen: Para el Inventario de la Herpetofauna de México se reportan hasta el momento un total de 1,422 especies herpetofaunísticas nativas (892 endémicas, 62.7%), de las cuales 430 (30.2%) son anfibios (15 familias y 58 géneros) con 299 (69.5%) especies endémicas, y 992 (69.8%) reptiles (41 familias y 154 géneros) con 593 (59.8%) especies endémicas.

Cita: Balderas-Valdivia, C. J. & A. González-Hernández. 2023. Inventario de la herpetofauna de México 2023. *Herpetología Mexicana*, 6: 13-82.

INTRODUCCIÓN

Los anfibios y reptiles son de los grupos animales más biodiversos de México (Ramírez-Bautista et al., 2023), que tienen además, una gran importancia ecosistémica con beneficios bien identificados para los seres humanos (Balderas-Valdivia, 2023). Pero para dimensionar y conservar estos atributos, primero es indispensable conocer los niveles de dicha diversificación biológica. En este trabajo, se presentan los resultados de la búsqueda

de especies registradas hasta el momento de la herpetofauna nativa de México (ver Apéndice), en las que se incorporan las nuevas especies descritas,

Primer registro confirmado de la víbora de cascabel pigmea *Sistrurus miliarius* en el noreste de México (Villalobos-Juárez & García-Padilla, 2023). **Foto:** John Willson.



cambios en la nomenclatura, arreglos taxonómicos, extensiones de rangos de distribución, omisiones y correcciones al inventario con respecto a las publicaciones de Balderas-Valdivia & González-Hernández (2021), Balderas-Valdivia et al. (2022) y Ramirez-Bautista et al. (2023).

MÉTODOS

El Inventario de la Herpetofauna de México ha sido elaborado con la revisión y el análisis de listados previos como los de Flores-Villela (1993), Flores-Villela & Canseco-Márquez (2004; actualización del catálogo), Liner (2007), Liner & Casas-Andreu (2008), Wilson et al. (2010; 2013a, b), Crother (2017) y Reséndiz-López et al. (2021) y diversas publicaciones sobre taxones específicos. En la presente revisión y para detectar discrepancias o concordancias taxonómicas con el inventario, se ha hecho un nuevo análisis a la base de datos del Sistema Nacional de Información sobre Biodiversidad (SNIB, 2023) de la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO, 2023). También se realizaron algunas precisiones con la información de Reséndiz-López et al. (2023) y en el Fondo Global de Información sobre Biodiversidad (GBIF, 2023; por sus siglas en inglés).

La información taxonómica (elevación a especies, resucitadas, sinonimias, erratas) y la descripción de nuevas especies de la herpetofauna proviene de publicaciones que son rastreadas continuamente en los metadatos de librerías electrónicas como Redalyc, ScieLO, SCOPUS, Web of Science, World Wide Science, Science Citation Index, Springer Link, así como otros motores de búsqueda que incluyen Google Scholar, Science Research y la amable colaboración de autoridades taxonómicas.

El esquema taxonómico del inventario para el caso de los anfibios, se adaptó a la estructura de Blackburn & Wake (2011) y con el

arreglo de Frost (2023). En AmphibiaWeb (2023) se realizaron cotejos de especies para detectar errores y corroborar distribución geográfica de especies.

Para reptiles, el esquema taxonómico de tortugas se ha adaptado a los de Rhodin et al. (2021) y Shaffer et al. (2017), para Squamata (lagartijas y serpientes) a los de Pyron et al. (2013, Zheng & Wiens (2016) y McCranie (2018), para cocodrilos según el de McCranie (2018), y para serpientes según los esquemas de Reynolds & Henderson (2018; boas), Pyron & Wallach (2014; serpientes ciegas) y Zaher et al. (2019; culebras, elápidos, vipéridos y otros). La nomenclatura de nombres científicos y taxones fueron cotejados con Uetz et al. (2023) para detectar, cambios, errores o discrepancias en los mismos.

Los endemismos del inventario se basan parcialmente en el trabajo de Johnson et al. (2017) y parte del anexo actualizado en 2019 de la SEMARNAT (2010). Los endemismos posteriores a estas referencias son tomados de las descripciones o nuevos registros que restringen su distribución a México.

En general, se mantiene una postura neutral ante los desacuerdos taxonómicos, apegándose únicamente a las normas aprobadas por el Código Internacional de Nomenclatura Zoológica (ICZN, 2009 [por sus siglas en inglés]). Ante la nomenclatura en desacuerdo, se anota en el listado, y entre paréntesis, la equivalencia de taxones controvertidos o no resueltos. De este modo el usuario puede tener conocimiento de ello y tomar su mejor preferencia.

RESULTADOS Y ANÁLISIS

Se encontró que en la reciente versión del SNIB (2023) al momento de la publicación de este trabajo, se anotan 1,529 herpetoformas para

México (447 anfibios y 1,082 reptiles). Esta cifra se considera una sobreestimación con 107 especies de más con respecto a este estudio (ver Apéndice), esto se debe a que están incorporadas muchas especies introducidas en su base de datos, principalmente reptiles. No obstante e independientemente de lo anterior, también están enlistadas una importante cantidad de especies que es dudosa su distribución en el país (la mayoría sin registros o datos de colecciones científicas), o bien, no han sido actualizadas las sinonimias o sus nombres válidos. Este análisis se logró revisando diversas fuentes de información para corroborar dichas especies, algunos casos se muestran en los siguientes párrafos.

La rana *Pseudacris hypochondriaca* posiblemente no está en México, no fueron localizados datos o muestras en publicaciones o colecciones científicas; Frost (2023) y AmphibiaWeb (2023) no la enlistan para México.

En el caso de las tortugas, *Chelydra serpentina* Rhodin et al.

Primer registro para México (Chiapas) de la culebralagartijera rayada *Mastigodryas dorsalis* por Hidalgo-García et al. (2023).
Foto: © Marina, CC BY-NC 4.0
<https://www.naturalista.mx/photos/22917855>



(2017 y 2021) no la incluyen para México, y Legler & Vogt (2013) mencionan que no se conocen registros confirmados, aunque la enlistan con base en especulaciones de otros autores. A *Actinemys marmorata*, Spinks et al. (2014) y Rhodin et al. (2021) no la ubican para México.

Para el caso de lagartijas, *Phrynosoma douglasii*, según Montanucci (2015) y Heimes (2022), no tiene distribución en México; *Sceloporus malachiticus* no está considerada para el país por Heimes (2022) y Uetz et al. (2023); lo mismo ocurre con *S. consobrinus* según Leaché (2009), mientras que la presencia de *S. olloporus* es dudosa su presencia en el país por falta de datos confiables (McCranie, 2018); *Elgaria nana* no es reconocida como una especie completa según Leavitt, et al. (2017); *Uma rufopunctata* es una especie incierta según Derycke et al., (2020); *Marisora brachypoda*, aunque en nombrada en el SNIB (2023) y Uetz et al. (2023) con información de presencia en México, esto no corresponde con el estudio de Mccranie et al. (2020), por lo que no se distribuye en México o debe actualizarse el nombre con las

especies reconocidas para el país (*M. aquilonaria*, *M. lineola* o *M. syntoma*).

Un ejemplo más, se observa en serpientes, donde es cuestionable la presencia de *Tantilla jani* en México por la carencia de datos en colecciones científicas (ver también Heimes, 2016 y Uetz,

2023), aunque se reconoce la importancia del gráfico sobre la distribución potencial que ofrece el mapa de distribución de la plataforma, el cual sería conveniente que tuviera su respectiva anotación textual a primera vista sin tener que descargar necesariamente datos.

Debe aclararse que muchas especies no nativas tienen anotada la leyenda “La especie no se distribuye en México” en la base de datos del SNIB (2023); sin embargo, otro tanto, no la tienen. Sería ideal que todas las especies no nativas tuvieran

tigrinum, *Boa constrictor*, *Drymarchon corais*, *Oxybelis aeneus*, *Crotalus durissus*, entre otros, quizá solo se requiere una labor curatorial para actualizar los nombres científicos a sus especies vigentes, equivalentes o reconocidas para el país cuando sea el caso, así como también actualizar o corregir las marcas o etiquetas visuales de distribución de Enciclovida (2023).

En Reséndiz-López et al. (2023) también se incluyen especies que posiblemente no habitan el país como los casos anteriores (p. e.,



Serpiente de cascabel neotropical del istmo de Tehuantepec *Crotalus ehecatl* (La Mata, Asunción Ixtaltepec, Oaxaca) de reciente descripción (Carbajal-Márquez et al., 2020), no obstante el desacuerdo de Reyes-Velasco et al. (2022).

P. hypochondriaca, *A. marmorata*, *P. douglasii*, entre otros), no obstante, y por el contrario, se observa una subestimación de especies a pesar de la última actualización de esta referencia, ya que se enlistan un total de 1,358 herpetoformas nativas, (424 anfibios y 934) y que contienen 64 especies menos que en este trabajo (ver Apéndice).

De esta manera, también se observó que no han sido incluidas varias especies de reciente descripción, extensiones y algunos cambios taxonómicos; por ejemplo, la elevación a especie de *Aquiloerycea rubrimembris* (Raffaelli, 2014 y 2022; Frost, 2023; Tighe, 2022 [ver paratipos]; SNIB, 2023) y *Trachemys hartwegi* (Rhodin et

esta anotación en el campo correspondiente de este recurso, y de paso, que esto se viera reflejado en todas las marcas o etiquetas visuales de distribución que aparecen en la plataforma de salida de Enciclovida (2023) y en su método de búsqueda por “clasificación”. En otros casos, como por ejemplo, *Rhinella marina*, *Ambystoma*

al. 2021; SNIB, 2023), las extensiones de *Sistrurus miliarius* de Estados Unidos a México (Villalobos-Juárez & García-Padilla, 2023) y de *Mastigodryas dorsalis* de Guatemala a México (Hidalgo-García et al., 2023), las descripciones de *Eleutherodactylus jamesdixonii*, *E. humboldti* (Devitt et al., 2023), *E. franzi* (Grünwald et al., 2023), de *Lepidophyma*

jasonjonesi (Grünwald et al., 2023), *Sceloporus geminus* (Campillo-García et al., 2023), entre otros.

En general, resulta claro que hace falta una mayor exploración territorial, así como resolver las relaciones filiales entre linajes y sus patrones biogeográficos, lo que indudablemente llevarían a conocer mejor la biodiversidad herpetofaunística de México.

Al hacer un balance final del Inventario de la Herpetofauna de México, en este estudio se reportan hasta el momento un total de **1,422** especies herpetofaunísticas nativas (892 endémicas, 62.7%), de las cuales 430 (30.2%) son anfibios (15 familias y 58 géneros) con 299 (69.5%) especies endémicas, y 992 (69.8%) reptiles (41 familias y 154 géneros) con 593 (59.8%) especies endémicas (ver Apéndice). Con respecto a las especies anotadas por Balderas-Valdivia & González-Hernández (2021; 1,389 especies), Balderas-Valdivia et al. (2022; 1,393 especies) y Ramírez-Bautista et al. (2023; 1,405 especies), se observa un incremento de 33, 29 y 17 especies herpetofaunísticas respectivamente.

Agradecimientos. Trabajo realizado con el apoyo del Programa UNAM-DGAPA-PAPIME PE200824 (CJBV). Dos revisores anónimos mejoraron el trabajo.

LITERATURA CITADA

AmphibiaWeb. University of California, Berkeley, CA, USA. 2023. <https://amphibiaweb.org> [Acceso, diciembre, 2023]

Balderas-Valdivia, C. J. 2023. La herpetofauna:

su valor. *Herpetología Mexicana*, 5: 27-28. www.herpetologiamexicana.org/wp-content/uploads/2023/07/HM_2023_5_27-28.pdf

Balderas-Valdivia, C. J. & A. González-Hernández. 2021. Inventario de la herpetofauna de México 2021. *Herpetología Mexicana*, 2: 10-71. https://www.herpetologiamexicana.org/wp-content/uploads/2022/01/HM_2021_2_10-71.pdf

Balderas-Valdivia C. J., A. Gonzáles-Hernández & A. Leyte-Manrique. 2022. Inventario mexicano de anfibios y reptiles, su riqueza mundial. In: Joaquim de Freitas DR (Ed.) *Ciencias biológicas: vida y organismos vivos*. Ponta Grossa, Atena Editora, Pp. 65-124. <https://doi.org/10.22533/at.ed.3832208126>

Blackburn, D. C. & D. B Wake. 2011. Class Amphibia Gray, 182. In: Zhang, Z.-Q. (Ed.) *Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness*. 3148: 39-55. *Zootaxa*.

Campillo-García, G., O. Flores-Villela, B. Butler, M. Benabib & R. Castiglia. 2023. More cryptic diversity among spiny lizards of the *Sceloporus torquatus* complex discovered through a multilocus approach. *Amphibia-Reptilia* 2023: 1-15. <https://doi.org/10.1163/15685381-bja10163>

Carbajal-Márquez, R. A., J. R. Cedeño-Vázquez, A. Martínez-Arce, E. Neri-Castro & S. C. Machkour-M'Rabet. 2020. Accessing cryptic diversity in Neotropical rattlesnakes (Serpentes: Viperidae: *Crotalus*) with the description of two new species. *Zootaxa*, 4729:451-481. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4729.4.1>

CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad). 2023. Catálogo de autoridades taxonómicas de especies de flora y fauna con distribución en México. Base de datos SNIB-CONABIO, México. <https://www.snib.mx/taxonomia/descarga/>

- Crother, B. I. (Ed.). 2017. Scientific and standard English names of amphibians and reptiles of North America north of Mexico, with comments regarding confidence in our understanding. 8th edition. SSAR Herpetological Circular, 43: 1-104.
- Derycke, E. G., A. D. Gottscho, D. G. Mulcahy & K. De Queiroz. 2020. A new cryptic species of fringe-toed lizards from southwestern Arizona with a revised taxonomy of the *Umanotata* species complex (Squamata: Phrynosomatidae). *Zootaxa*, 4778 (1): 67–100. DOI: 10.11646/ZOOTAXA.4778.1.3
- Devitt, T. J., K. Tseng, M. Taylor-Adair, S. Koganti, A. Timugura & D. C. Cannatella. 2023. Two new species of *Eleutherodactylus* from western and central Mexico (*Eleutherodactylus jamesdixoni* sp. nov., *Eleutherodactylus humboldti* sp. nov.) *PeerJ* 11:e14985 <https://doi.org/10.7717/peerj.14985>
- Enciclovida. 2023. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. <https://nciclovida.mx/>
- Flores-Villela, O. 1993. Herpetofauna mexicana. Lista anotada de las especies de anfibios y reptiles de México, cambios taxonómicos recientes y nuevas especies. Special Publication No. 17. Carnegie Museum of Natural History, 73 pp.
- Flores-Villela, O. & L. Canseco-Márquez. 2004. Nuevas especies y cambios taxonómicos para la herpetofauna de México. *Acta Zoologica Mexicana*, 20 (2): 115-144.
- Frost, D. R. 2023. Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.2 [Acceso: diciembre, 2023]. Electronic Database accessible at <https://amphibiansoftheworld.amnh.org/index.php>. American Museum of Natural History, New York, USA. doi.org/10.5531/db.vz.0001.
- GBIF (Global Biodiversity Information Facility). 2023. www.gbif.org
- Grünwald C. I., J. Reyes-Velasco, I. T. Ahumada-Carrillo, C. Montaña-Ruvalcaba, H. Franz-Chávez, B. T. La Forest, R. Ramírez-Chaparro, S. Terán-Juárez & J. Mi. Borja-Jiménez. 2023. A new species of saxicolous *Lepidophyma* (Squamata, Xantusiidae) from Tamaulipas, Mexico. *Herpetozoa*, 36: 9-21. DOI 10.3897/herpetozoa.36.e96184
- Grünwald, C. I., C. Montaña-Ruvalcaba, J. M. Jones, I. Ahumada-Carrillo, A. J. Grünwald, J. Zheng, J. L. Strickland & J. Reyes-Velasco. 2023. A novel species of piping frog *Eleutherodactylus* (Anura, Eleutherodactylidae) from southern Mexico. *Herpetozoa* 36: 95–11. DOI 10.3897/herpetozoa.36.e104707
- Heimes, P. 2022. Herpetofauna Mexicana, Vol. 2. Lizards of Mexico. Part 1: Iguanian Lizards. Edition Chimaira, 448 pp.
- Hidalgo-García, A., R. Luna-Reyes, A. G. Clause, R. A. Carbajal-Márquez, J. J. Sigala-Rodríguez & L. A. Muñoz-Alonso. 2023. Confirmation of the presence of the Striped Lizard Eater, *Mastigodryas dorsalis* (Bocourt, 1890) (Squamata, Colubridae), in Mexico expand article infoJorge. *Check List*, 19 (1): 115-125.
- ICZN. 1999. International Code of Zoological Nomenclature. Fourth edition. London, U. K. International Trust for Zoological Nomenclature. <http://www.iczn.org>
- Leaché, A. D. 2009. Species tree discordance traces to phylogeographic clade boundaries in north american fence lizards (*Sceloporus*). *Systematic Biology*, 58 (6): 547-559. <https://doi.org/10.1093/sysbio/syp057>
- Leavitt, D. H., A. B. Marion, B. D. Hollingsworth & T. W. Reeder. 2017. Multilocus phylogeny of alligator lizards (*Elgaria*, Anguillidae): Testing mtDNA introgression as the source of discordant molecular phylogenetic hypotheses. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 103: 85-97. DOI: 10.1016/j.ympev.2017.02.

- Legler, J. M. & Vogt, R. C. 2013. The turtles of Mexico: land and freshwater forms. University of California Press, 416 pp.
- Liner, E. A. 2007. A checklist of the Amphibians and Reptiles of Mexico. Occasional Paper of the Museum of Natural Science, Louisiana State University, 80: 1-60.
- Liner, E. A. & G. Casas-Andreu. 2008. Standard spanish, english and scientific names of the Amphibians and Reptiles of Mexico. 2nd. Edition. Society for the Study of Amphibians and Reptiles. Herpetological Circular No. 38, 162 pp.
- McCranie, J. R. 2018. The lizards, crocodiles, and turtles of Honduras. Systematics, distribution, and conservation. Bulletin of the Museum of Comparative Zoology, 15 (1): 1-130.
- McCranie, J. R., A. J. Matthews & S. B. Hedges. 2020. A morphological and molecular revision of lizards of the genus *Marisora* Hedges & Conn (Squamata: Mabuyidae) from Central America and Mexico, with descriptions of four new species. Zootaxa, 4763 (3): 301-353.
- Montanucci, R. R. 2015. A taxonomic revision of the *Phrynosoma douglasii* species complex (Squamata: Phrynosomatidae). Zootaxa, 4015 (1): 1-177. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4015.1.1>
- Pyron, R. A. & V. Wallach. 2014. Systematics of the blindsnakes (Serpentes: Scolecophidia: Typhlopoidea) based on molecular & morphological evidence. Zootaxa, 3829 (1): 001-081.
- Pyron, R. A., F. T. Burbrink & J. J. Wiens. 2013. A phylogeny and revised classification of Squamata, including 4161 species of lizards and snakes. BMC Evolutionary Biology, 2013: 13-93.
- Raffaëlli, J. 2014. Les Urodèles du Monde. Deuxième Édition. Plumelec, France: Penclen, 480 pp.
- Raffaëlli, J. 2022. Salamanders & Newts of the World. Plumelec, France: Penclen, 1120 pp.
- Ramírez-Bautista A., L. A. Torres-Hernández, R. Cruz-Elizalde, C. Berriozabal-Islas, U. Hernández-Salinas, L. D. Wilson, J. D. Johnson, L. W. Porras, C. J. Balderas-Valdivia, A. J. X. González-Hernández & V. Mata-Silva. 2023. An updated list of the Mexican herpetofauna: with a summary of historical and contemporary studies. ZooKeys, 1166: 287-306. <https://doi.org/10.3897/zookeys.1166.86986>
- Reséndiz-López, M. A., O. Flores-Villela, L. Canseco-Márquez & J. A. Lemos-Espinal. 2023. Lista de las especies de anfibios y reptiles con distribución en México. Version 1.2. Comisión nacional para el conocimiento y uso de la biodiversidad. Checklist dataset <https://doi.org/10.15468/8cv47x>. Acceso via GBIF.org
- Reséndiz-López, M. A., O. Flores-Villela, L. Canseco-Márquez, D. Hernández-Robles & J. A. Lemos-Espinal. 2021. Lista de las especies de anfibios y reptiles con distribución en México. Version 1.1. Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad. Checklist dataset. <https://doi.org/10.15468/8cv47x>. Acceso via GBIF.org
- Reyes-Velasco, J., C. L. Cox, J. M. Jones, M. Borja & J. A. Campbell. How many species of rattlesnakes are there in the *Crotalus durissus* species group (serpentes: crotalidae)? Revista Latinoamericana de Herpetología, 5 (1): 43-55. <https://doi.org/10.22201/fc.25942158e.2022.1.330>
- Reynolds, R. G. & R. W. Henderson. 2018. Boas of the world (Superfamily Booidae): A Checklist with systematic, taxonomic, and conservation assessments. Bulletin of the Museum of Comparative Zoology, 162 (1): 1-59.
- Rhodin, A. G. J., J. B. Iverson, R. Bour, U. Fritz,

- A. Georges, H. B. Shaffer & P. P. van Dijk (Turtle Taxonomy Working Group). 2017. Turtles of the World: Annotated Checklist and Atlas of Taxonomy, Synonymy, Distribution, and Conservation Status (8th Ed.). In: Rhodin, A. G. J., J. B. Iverson, P. P. van Dijk, R. A. Saumure, K. A. Buhlmann, P. C. H. Pritchard & R. A. Mittermeier, (Eds.), 7:1-292. Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group. Chelonian Research Monographs. doi: 10.3854/crm.7.checklist.atlas.v8.2017
- Rhodin, A. G. J., J. B. Iverson, R. Bour, U. Fritz, A. Georges, H. B. Shaffer & P. P. van Dijk (Turtle Taxonomy Working Group). 2021. Turtles of the world: Annotated checklist and atlas of taxonomy, synonymy, distribution, and conservation status (9th Ed.), In: Rhodin, A. G. J., J. B. Iverson, P. P. van Dijk, C. B. Stanford, E. V. Goode, K. A. Buhlmann, & R. A. Mittermeier (Eds.), 8:1-472. Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group. Chelonian Research Monographs. doi:10.3854/crm.8.checklist.atlas.v9.2021
- SEMARNAT (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales). 2019. Proyecto de Modificación del anexo normativo III, Lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010. Diario Oficial de la Federación, 14 de noviembre de 2019.
- SNIB (Sistema Nacional de Información sobre Biodiversidad). 2023. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. <https://www.snib.mx/>
- Shaffer, H. B., E. McCartney-Melstad, T. J. Near, G. G. Mount & P. Q. Spinks. 2017. Phylogenomic analyses of 539 highly informative loci dates a fully resolved time tree for the major clades of living turtles (Testudines). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 115 (2017): 7-15.
- Spinks, P. Q., R. C. Thomson & H. B. Shaffe. 2014. The advantages of going large: genome-wide SNPs clarify the complex population history and systematics of the threatened western pond turtle. *Molecular Ecology*, 23 (9): 2228-2241.
- Tighe, K. A. 2022. Catalog of type specimens of recent Caudata and Gymnophiona in the National Museum of Natural History, Smithsonian Institution. *Smithsonian Contributions to Zoology*, 654: 1-91.
- Uetz, P., P. Freed, R. Aguilar, F. Reyes, J. Kudera & J. Hošek (eds.). 2023. The Reptile Database. <http://www.reptile-database.org>, [Acceso: diciembre, 2023]
- Villalobos-Juárez, I. & E. García-Padilla. 2023. Primer registro de la víbora de cascabel pigmea *Sistrurus miliarius* para México y ampliación de distribución en Estados Unidos de América. 6 (2): 41-44. <https://doi.org/10.22201/fc.25942158e.2023.2.628>
- Wilson L. D., J. D. Johnson & V. Mata-Silva. 2013a. A conservation reassessment of the amphibians of Mexico based on the EVS measure. *Amphibian & Reptile Conservation*, 7 (1): 97-127.
- Wilson L. D., J. H. Townsend & J. D. Johnson (Eds.) 2010. Conservation of mesoamerican amphibians and reptiles. Eagle Mountain Publishing, LC, 812 pp.
- Wilson L. D., V. Mata-Silva & J. D. Johnson. 2013b. A conservation reassessment of the reptiles of Mexico based on the EVS measure. *Amphibian & Reptile Conservation*, 7 (1): 1-47.
- Zaher H., R. W. Murphy, J. C. Arredondo, R. Graboski, P. R. Machado-Filho, K. Mahlow, G. G. Montingelli, A. Bottallo Quadros, N. L. Orlov, M.

Wilkinson, Y-P. Zhang & F. G. Grazziotin. 2019. Large-scale molecular phylogeny, morphology, divergence-time estimation, and the fossil record of advanced caenophidian snakes (Squamata: Serpentes). PLoS ONE, 14 (5): e0216148. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0216148>.

Zheng, Y. & J. J. Wiens. 2016. Combining phylogenomic and supermatrix approaches and a timecalibrated phylogeny for squamate reptiles (lizards and snakes) based on 52 genes and 4162 species. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 94 (2016): 537-547.



INVENTARIO DE LA HERPETOFAUNA DE MÉXICO 2023

TAXÓN (Familias/Géneros) (56/212)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E) 1,422 / 892	(Autoridad, Año)
--------------------------------------	--------------------------------------	------------------

**A M P H I B I A - Ranas, Salamandras,
Cecilias (linajes extintos no incluidos)
(15/58)**

**L I S S A M P H I B I A - Anfibios
modernos**

430/299

ANURA - Ranas, sapos (10/37)

272/169

FAMILIA BUFONIDAE (3)

35/14

GÉNERO *Anaxyrus*

11/3

A. boreas

(Baird & Girard, 1852)

A. californicus

(Camp, 1915)

A. cognatus

(Say & James, 1823)

A. compactilis

E

(Wiegmann, 1833)

A. debilis

(Girard, 1854)

A. kelloggi

E

(Taylor, 1938)

A. mexicanus

E

(Brocchi, 1879)

A. punctatus

(Baird & Girard, 1852)

A. retiformis

(Sanders & Smith, 1951)

A. speciosus

(Girard, 1854)

A. woodhousii

(Girard, 1854)

GÉNERO *Incilius*

23/11

I. alvarius

(Girard, Baird & Emory, 1859)

I. aurarius

(Mendelson, Muscahy, Sell,
Acevedo & Campbell, 2012)

I. bocourti

(Brocchi, 1877)

I. campbelli

(Mendelson, 1997)

I. canaliferus

(Cope, 1877)

I. cavifrons

E

(Firschein, 1950)

I. coccifer

(Cope, 1866)

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>I. cristatus</i>	E	(Wiegmann, 1833)
<i>I. cycladen</i>	E	(Lynch & Smith, 1966)
<i>I. gemmifer</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>I. luetkenii</i>		(Boulenger, 1891)
<i>I. macrocristatus</i>		(Firschein & Smith, 1957)
<i>I. marmoreus</i>	E	(Wiegmann, 1833)
<i>I. mazatlanensis</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>I. mcccoyi</i>	E	(Santos-Barrera & Flores-Villela, 2011)
<i>I. nebulifer</i>		(Girard, 1854)
<i>I. occidentalis</i>	E	(Camerano, 1879)
<i>I. perplexus</i>	E	(Taylor, 1943)
<i>I. pisinnus</i>	E	(Mendelson, Williams, Shell & Mulcahy, 2005)
<i>I. spiculatus</i>	E	(Mendelson, 1997)
<i>I. tacanensis</i>		(Smith, 1952)
<i>I. tutelarius</i>		(Mendelson, 1997)
<i>I. valliceps</i>		(Wiegmann, 1833)
GÉNERO <i>Rhinella</i>	1/0	
<i>R. horribilis</i>		(Linnaeus, 1758)
FAMILIA CENTROLENIDAE (1)	1/0	
GÉNERO <i>Hyalinobatrachium</i>	1/0	
<i>H. viridissimum</i>		(Taylor, 1942)
FAMILIA CRAUGASTORIDAE (1)	46/31	
GÉNERO <i>Craugastor</i>	46/31	
<i>C. alfredi</i>		(Boulenger, 1898)
<i>C. amniscola</i>		(Campbell & Savage, 2000)
<i>C. augusti</i>		(Dugès, 1879)
<i>C. batrachylus</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>C. berkenbuschii</i>	E	(Peters, 1870)
<i>C. bitonium</i>	E	(Jameson, Streicher, Manuelli, Head & Smith, 2022)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>C. brocchi</i>		(Boulenger, 1882)
<i>C. candelariensis</i>	E	(Jameson, Streicher, Manuelli, Head & Smith, 2022)
<i>C. cueyatl</i>	E	(Jameson, Streicher, Manuelli, Head & Smith, 2022)
<i>C. decoratus</i>	E	(Taylor, 1942)
<i>C. galacticorhinus</i>	E	(Canseco-Márquez & Smith, 2004)
<i>C. glaucus</i>	E	(Lynch, 1967)
<i>C. greggi</i>		(Bumhazahem, 1955)
<i>C. guerreroensis</i>	E	(Lynch, 1967)
<i>C. hobartsmithi</i>	E	(Taylor, 1937)
<i>C. laticeps</i>		(Dumeril, 1853)
<i>C. lineatus</i>		(Brocchi, 1879)
<i>C. loki</i>		(Shannon & Werler, 1955)
<i>C. matudai</i>		(Taylor, 1941)
<i>C. megalotympanum</i>	E	(Shannon & Werler, 1955)
<i>C. mexicanus</i>	E	(Brocchi, 1877)
<i>C. montanus</i>		(Taylor, 1942)
<i>C. occidentalis</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>C. omiltemanus</i>	E	(Günther, 1900)
<i>C. palenque</i>		(Campbell, Savage, 2000)
<i>C. pelorus</i>	E	(Campbell, Savage, 2000)
<i>C. polaclavus</i>	E	(Jameson, Streicher, Manuelli, Head & Smith, 2022)
<i>C. polymniae</i>	E	(Campbell, Lamar & Hillis, 1989)
<i>C. portilloensis</i>	E	(Jameson, Streicher, Manuelli, Head & Smith, 2022)
<i>C. pozo</i>	E	(Johnson & Savage, 1995)
<i>C. psephosypharus</i>		(Campbell, Savagem & Meyer, 1994)
<i>C. pygmaeus</i>		(Taylor, 1937)
<i>C. rhodopis</i>	E	(Cope, 1867)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>C. rubinus</i>	E	(Jameson, Streicher, Manuelli, Head & Smith, 2022)
<i>C. rugulosus</i>	E	(Cope, 1870)
<i>C. rupinius</i>		(Campbell & Savage, 2000)
<i>C. saltator</i>	E	(Taylor, 1965)
<i>C. silvicola</i>	E	(Lynch, 1967)
<i>C. spatulatus</i>	E	(Smith, 1939)
<i>C. stuarti</i>		(Lynch, 1967)
<i>C. taralhumaraensis</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>C. taylori</i>	E	(Lynch, 1966)
<i>C. uno</i>	E	(Savage, 1984)
<i>C. vocalis</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>C. vulcani</i>	E	(Shannon & Werler, 1955)
<i>C. yucatanensis</i>	E	(Lynch, 1965)
FAMILIA ELEUTHERODACTYLIDAE (1)	41/34	
GÉNERO <i>Eleutherodactylus</i>	41/34	
<i>E. albolabris</i>	E	(Taylor, 1943)
<i>E. angustidigitorum</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>E. campi</i>		(Stejneger, 1915)
<i>E. colimotl</i>	E	(Grünwald, Reyes-Velasco, Franz-Chávez, Morales-Flores, Ahumada-Carrillo, Jones & Boissinot, 2018)
<i>E. cystignathoides</i>		(Cope, 1977)
<i>E. dennisi</i>	E	(Lynch, 1970)
<i>E. dilatus</i>	E	(Davis & Dixon, 1955)
<i>E. erendirae</i>	E	(Grünwald, Reyes Velasco, Franz-Chávez, Morales-Flores, Ahumada-Carrillo, Jones & Boissinot, 2018)
<i>E. erythrochomus</i>	E	(Palacios-Aguilar & Santos-Bibiano, 2020)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>E. floresvillelai</i>	E	(Grünwald, Reyes Velasco, Franz Chávez, Morales Flores, Ahumada Carrillo, Jones & Boissinot, 2018)
<i>E. franzi</i>	E	(Grünwald, Montaña-Ruvalcaba, Jones, Ahumada-Carrillo, Grünwald, Zheng, Strickland & Reyes-Velasco, 2023)
<i>E. grandis</i>	E	(Dixon, 1957)
<i>E. grunwaldi</i>	E	(Reyes-Velasco, Ahumada-Carrillo, Burkhardt & Devitt, 2015)
<i>E. guttilatus</i>		(Cope, 1879)
<i>E. humboldti</i>	E	(Devitt, Tseng, Taylor-Adair, Koganti, Timugura & Cannatella, 2023)
<i>E. interorbitalis</i>	E	(Langebartel & Shannon, 1956)
<i>E. jaliscoensis</i>	E	(Grünwald, Reyes-Velasco, Franz-Chávez, Morales-Flores, Ahumada-Carrillo, Jones & Boissinot, 2018)
<i>E. jamesdixoni</i>	E	(Devitt, Tseng, Taylor-Adair, Koganti, Timugura & Cannatella, 2023)
<i>E. leprus</i>		(Cope, 1879)
<i>E. longipes</i>	E	(Baird & Emory, 1869)
<i>E. maculabialis</i>	E	(Grünwald, Reyes-Velasco, Franz-Chávez, Morales-Flores, Ahumada-Carrillo, Rodriguez & Jones, 2021)
<i>E. manantlanensis</i>	E	(Grünwald, Reyes-Velasco, Franz-Chávez, Morales-Flores, Ahumada-Carrillo, Jones & Boissinot, 2018)
<i>E. maurus</i>	E	(Hedges, 1989)
<i>E. modestus</i>	E	(Taylor, 1942)
<i>E. nebulosus</i>		(Taylor, 1943)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>E. nietoi</i>	E	(Grünwald, Reyes-Velasco, Franz-Chávez, Morales-Flores, Ahumada-Carrillo, Jones & Boissinot, 2018)
<i>E. nitidus</i>	E	(Peters, 1869)
<i>E. orarius</i>	E	(Dixon, 1957)
<i>E. pallidus</i>	E	(Duellman, 1958)
<i>E. petersi</i>	E	(Duellman, 1954)
<i>E. pipilans</i>		(Taylor, 1940)
<i>E. potosiensis</i>	E	(Hernández-Austria, García-Vázquez, Grünwald & Parra-Olea, 2022)
<i>E. rubrimaculatus</i>		(Taylor & Smith, 1945)
<i>E. rufescens</i>	E	(Duellman & Dixon, 1959)
<i>E. saxatilis</i>	E	(Webb, 1962)
<i>E. sentinelus</i>	E	(Grünwald, Reyes-Velasco, Franz-Chávez, Morales-Flores, Ahumada-Carrillo, Rodríguez & Jones, 2021)
<i>E. syristes</i>	E	(Hoyt, 1965)
<i>E. teretistes</i>	E	(Duellman, 1958)
<i>E. verrucipes</i>	E	(Cope, 1885)
<i>E. verruculatus</i>	E	(Peters, 1870)
<i>E. wixarika</i>	E	(Reyes-Velasco, Ahumada-Carrillo, Burkhardt & Devitt, 2015)
FAMILIA HYLIDAE (21)	103/70	
GÉNERO <i>Acris</i>	1/0	
<i>A. blanchardi</i>		(Harper, 1947)
GÉNERO <i>Agalychnis</i>	4/1	
<i>A. callidryas</i>		(Cope, 1862)
<i>A. dacnicolor</i>	E	(Cope, 1864)
<i>A. moreletti</i>		(Duméril, 1853)
<i>A. taylori</i>		(Funkhouser, 1957)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
GÉNERO <i>Bromeliohyala</i>	2/1	
<i>B. bromeliacia</i>		(Schmidt, 1933)
<i>B. dendroscarta</i>	E	(Taylor, 1940)
GÉNERO <i>Charadrahyla</i>	10/10	
<i>C. altipotens</i>	E	(Duellman, 1968)
<i>C. chaneque</i>	E	(Duellman, 1961)
<i>C. esperancensis</i>	E	(Canseco-Márquez, Ramírez-González & González-Bernal, 2017)
<i>C. juanita</i>	E	(Snyder, 1972)
<i>C. nephila</i>	E	(Mendelson & Campbell, 1999)
<i>C. pinorum</i>	E	(Taylor, 1937)
<i>C. sakbah</i>	E	(Jiménez-Arcos, Calzada-Arciniega, Alfaro-Juantorena, Vázquez-Reyes, Blair & Parra-Olea, 2019)
<i>C. taeniopus</i>	E	(Günther, 1901)
<i>C. tecuani</i>	E	(Campbell, Blancas-Hernández & Smith, 2009)
<i>C. trux</i>	E	(Adler & Dennis, 1972)
GÉNERO <i>Dendropsophus</i>	4/1	
<i>D. ebraccatus</i>		(Cope, 1874)
<i>D. microcephalus</i>		(Cope, 1886)
<i>D. robertmertensi</i>		(Taylor, 1937)
<i>D. sartori</i>	E	(Smith, 1951)
GÉNERO <i>Dryophytes (Hyla)</i>	7/4	
<i>D. arboricola</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>D. arenicolor</i>		(Cope, 1866)
<i>D. euphorbiaceus</i>	E	(Günther, 1858)
<i>D. eximius</i>	E	(Baird, 1854)
<i>D. plicatus</i>	E	(Brocchi, 1877)
<i>D. walkeri</i>		(Stuart, 1954)
<i>D. wrightorum</i>		(Taylor, 1939)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
GÉNERO <i>Duellmanohyla</i>	3/2	
<i>D. chamulae</i>	E	(Duellman, 1961)
<i>D. ignicolor</i>	E	(Duellman, 1961)
<i>D. schmidtorum</i>		(Stuart, 1954)
GÉNERO <i>Ecnomiohyla</i>	2/2	
<i>E. echinata</i>	E	(Duellman, 1962)
<i>E. valencifer</i>	E	(Firschein & Smith, 1956)
GÉNERO <i>Exerodonta</i>	7/7	
<i>E. abdivita</i>	E	(Campbell & Duellman, 2000)
<i>E. bivocata</i>	E	(Duellman & Hoyt, 1961)
<i>E. chimalapa</i>	E	(Mendelson & Campbell, 1994)
<i>E. melanomma</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>E. smaragdina</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>E. sumichrasti</i>	E	(Brocchi, 1879)
<i>E. xera</i>	E	(Mendelson & Campbell, 1994)
GÉNERO <i>Megastomatohyla</i>	4/4	
<i>M. mixe</i>	E	(Duellman, 1965)
<i>M. mixomaculata</i>	E	(Taylor, 1950)
<i>M. nubicola</i>	E	(Duellman, 1964)
<i>M. pellita</i>	E	(Duellman, 1968)
GÉNERO <i>Plectrohyla</i>	9/2	
<i>P. acanthodes</i>		(Duellman & Campbell, 1992)
<i>P. avia</i>		(Stuart, 1952)
<i>P. guatemalensis</i>		(Brocchi, 1877)
<i>P. hartwegi</i>		(Duellman, 1968)
<i>P. ixil</i>		(Stuart, 1942)
<i>P. lacertosa</i>	E	(Bumhazem & Smith, 1954)
<i>P. matudai</i>		(Hartweg, 1941)
<i>P. pycnochila</i>	E	(Rabb, 1959)
<i>P. sagorum</i>		(Hartweg, 1941)
GÉNERO <i>Pseudacris</i>	3/0	
<i>P. cadaverina</i>		(Cope, 1866)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>P. clarkii</i>		(Baird, 1854)
<i>P. regilla</i>		(Baird & Girard, 1852)
GÉNERO <i>Ptychohyla</i>	4/2	
<i>P. euthysanota</i>		(Kellogg, 1923)
<i>P. leonardschultzei</i>	E	(Ahl, 1934)
<i>P. macrotypanum</i>		(Tanner, 1957)
<i>P. zaphodes</i>	E	(Campbell & Duellman, 2000)
GÉNERO <i>Quilticohyla</i>	3/3	
<i>Q. acrochorda</i>	E	(Campbell & Duellman, 2000)
<i>Q. erythromma</i>	E	(Taylor, 1937)
<i>Q. zoque</i>	E	(Canseco-Márquez, Aguilar-López, Luría-Manzano, Pineda-Arredeondo & Caviedes-Solis, 2017)
GÉNERO <i>Rheohyla</i>	1/1	
<i>R. miotympanum</i>	E	(Cope, 1863)
GÉNERO <i>Sarcohyla</i>	26/26	
<i>S. ameibothalame</i>	E	(Canseco-Márquez, Mendelson & Guitérrez-Mayén, 2002)
<i>S. arborescandens</i>	E	(Taylor, 1939)
<i>S. bistrincta</i>	E	(Cope, 1877)
<i>S. calvicollina</i>	E	(Toal, 1994)
<i>S. celata</i>	E	(Toal & Mendelson, 1995)
<i>S. cembra</i>	E	(Caldwell, 1974)
<i>S. charadricola</i>	E	(Duellman, 1964)
<i>S. chryses</i>	E	(Adler, 1965)
<i>S. crassa</i>	E	(Brocchi, 1877)
<i>S. cyanomma</i>	E	(Caldwell, 1974)
<i>S. cyclada</i>	E	(Campbell & Duellman, 2000)
<i>S. floresi</i>	E	(Kaplan, Heimes & Aguilar, 2020)
<i>S. hapsa</i>	E	(Campbell, Brodie, Caviedes-Solis, Nieto-Montes de Oca, Luja, Flores-

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
		Villela, García-Vázquez, Sarker & Wostl, 2018)
<i>S. hazelae</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>S. labeculata</i>	E	(Shannon, 1951)
<i>S. labedactyla</i>	E	(Mendelson & Toal, 1996)
<i>S. miahuatlanensis</i>	E	(Meik, Smith, Canseco-Márquez & Campbell, 2006)
<i>S. mykter</i>	E	(Adler & Dennis, 1972)
<i>S. pachyderma</i>	E	(Taylor, 1942)
<i>S. pentheter</i>	E	(Adler, 1965)
<i>S. psarosema</i>	E	(Campbell & Duellman, 2000)
<i>S. robertsororum</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>S. sabrina</i>	E	(Caldwell, 1974)
<i>S. siopela</i>	E	(Duellman, 1968)
<i>S. thorectes</i>	E	(Adler, 1965)
<i>S. toyota</i>	E	(Grünwald, Franz-Chávez, Morales-Flores, Ahumada-Carrillo & Jones, 2019)
GÉNERO <i>Scinax</i>	1/0	
<i>S. staufferi</i>		(Cope, 1865)
GÉNERO <i>Smilisca</i>	4/1	
<i>S. baudinii</i>		(Duméril & Bibron, 1841)
<i>s. cyanosticta</i>		(Smith, 1953)
<i>S. dentata</i>	E	(Smith, 1957)
<i>S. fodiens</i>		(Boulenger, 1882)
GÉNERO <i>Tlalocohyla</i>	4/2	
<i>T. godmani</i>	E	(Günther, 1901)
<i>T. loquax</i>		(Gauge & Stuart, 1934)
<i>T. picta</i>		(Günther, 1901)
<i>T. smithii</i>	E	(Boulenger, 1902)
GÉNERO <i>Trachycephalus</i>	1/0	

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>T. typhonius</i>		(Linnaeus, 1758)
GÉNERO <i>Triprion</i>	3/1	
<i>T. petasatus</i>		(Cope, 1865)
<i>T. spatulatus</i>	E	(Günther, 1882)
<i>T. spinosus</i>		(Steindachner, 1864)
FAMILIA LEPTODACTYLIDAE (2)	3/0	
GÉNERO <i>Engystomops</i>	1/0	
<i>E. pustulosus</i>		(Cope, 1864)
GÉNERO <i>Leptodactylus</i>	2/0	
<i>L. fragilis</i>		(Brocchi, 1877)
<i>L. melanonotus</i>		(Hallowell, 1861)
FAMILIA MICROHYLIDAE (2)	6/0	
GÉNERO <i>Gastrophryne</i>	3/0	
<i>G. elegans</i>		(Boulenger, 1882)
<i>G. mazatlanensis</i>		(Taylor, 1943)
<i>G. olivacea</i>		(Hallowell, 1856)
GÉNERO <i>Hypopachus</i>	3/0	
<i>H. barberi</i>		(Schmidt, 1939)
<i>H. ustus</i>		(Cope, 1866)
<i>H. variolosus</i>		(Cope, 1866)
FAMILIA RANIDAE (3)	32/20	
GÉNERO <i>Aquarana</i> (Rana)	1/0	
<i>A. catesbeiana</i>		(Shaw, 1802)
GÉNERO <i>Amerana</i> (Rana)	2/0	
<i>A. boylii</i>		(Baird, 1854)
<i>A. draytoii</i>		(Baird & Girard, 1852)
GÉNERO <i>Lithobates</i> (Rana)	29/20	
<i>L. adleri</i>	E	(Pérez-Ramos, 2023)
<i>L. berlandieri</i>		(Baird, 1859)
<i>L. brownorum</i>		(Sanders, 1973)
<i>L. chichicuahutla</i>	E	(Cuellar, Mendez-de la Cruz & Villagran-Santa Cruz, 1996)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>L. chiricahuensis</i>		(Platz & Mecham, 1979)
<i>L. cora</i>	E	(Pérez-Ramos & Luja-Molina, 2022)
<i>L. dunni</i>	E	(Zweifel, 1957)
<i>L. floresi</i>	E	(Pérez-Ramos & Luja-Molina, 2022)
<i>L. forreri</i>		(Boulenger, 1883)
<i>L. hillisi</i>	E	(Pérez-Ramos, 2023)
<i>L. johni</i>	E	(Blair, 1965)
<i>L. lemosespinali</i>	E	(Smith & Chiszar, 2003)
<i>L. macroglossa</i>		(Brocchi, 1877)
<i>L. maculata</i>		(Brocchi, 1877)
<i>L. magnaocularis</i>	E	(Frost & Bagnara, 1976)
<i>L. megapoda</i>	E	(Taylor, 1942)
<i>L. montezumae</i>	E	(Baird, 1854)
<i>L. neovolcanicus</i>	E	(Hillis & Frost, 1985)
<i>L. omiltemana</i>	E	(Günther, 1900)
<i>L. psilonota</i>	E	(Webb, 2001)
<i>L. pueblae</i>	E	(Zweifel, 1955)
<i>L. pustulosus</i>	E	(Boulenger, 1883)
<i>L. sierramadrensis</i>	E	(Taylor, 1939)
<i>L. spectabilis</i>	E	(Hillis & Frost, 1985)
<i>L. tarahumarae</i>		(Boulenger, 1917)
<i>L. tlaloci</i>	E	(Hillis & frost, 1985)
<i>L. vaillanti</i>		(Brocchi, 1877)
<i>L. yavapaiensis</i>		(Platz & Frost, 1984)
<i>L. zweifeli</i>	E	(Hillis, Frost & Webb, 1984)
FAMILIA RHINOPHRYNIDAE (1)	1/0	
GÉNERO <i>Rhinophrynus</i>	1/0	
<i>R. dorsalis</i>		(Duméril & Bibron, 1841)
FAMILIA SCAPHIOPODIDAE (2)	4/0	
GÉNERO <i>Scaphiopus</i>	1/0	
<i>S. couchii</i>		(Baird, 1854)
GÉNERO <i>Spea</i>	3/0	

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>S. bombifrons</i>		(Cope, 1863)
<i>S. hammondii</i>		(Baird, 1859)
<i>S. multiplicata</i>		(Cope, 1863)
CAUDATA - Salamandras, ajolotes y tritones (4/19)	155/129	
FAMILIA AMBYSTOMATIDAE (1)	11/10	
GÉNERO <i>Ambystoma</i>	11/10	
<i>A. altamirani</i>	E	(Duges, 1895)
<i>A. amblycephalum</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>A. andersoni</i>	E	(Krebs & Brandon, 1984)
<i>A. dumerilii</i>	E	(Dugès, 1870)
<i>A. lermaense</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>A. mavortium</i>		(Baird, 1850)
<i>A. mexicanum</i>	E	(Shaw, 1789)
<i>A. ordinarium</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>A. rosaceum</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>A. silvense</i>	E	(Webb, 2004)
<i>A. velasci</i>	E	(Dugès, 1891)
FAMILIA PLETHODONTIDAE (16)	141/119	
GÉNERO <i>Aneides</i>	1/0	
<i>A. lugubris</i>		(Hallowell, 1849)
GÉNERO <i>AquiloEURYCEA</i>	7/7	
<i>A. cafetalera</i>	E	(Parra-Olea, Rovito, Márquez-Valdelmar, Cruz, Murrieta-Galindo & Wake, 2010)
<i>A. cephalica</i>	E	(Cope, 1865)
<i>A. galeanae</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>A. praecellens</i>	E	(Rabb, 1955)
<i>A. quetzalanensis</i>	E	(Parra-Olea, Canseco-Márquez & Garcia-Paris, 2004)
<i>A. rubrimembris</i>	E	(Taylor & Smith, 1945)
<i>A. scandens</i>	E	(Walker, 1955)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
GÉNERO <i>Batrachoseps</i>	1/0	
<i>B. major</i>		(Camp, 1915)
GÉNERO <i>Bolitoglossa</i>	23/10	
<i>B. alberchi</i>	E	(García-París, Parra-Olea, Brame & Wake, 2000)
<i>B. chinanteca</i>	E	(Rovito, Parra-Olea, Lee & Wake, 2012)
<i>B. coaxtlahuacana</i>	E	(Aguilar, Cisneros-Bernal, Arias-Montiel & Parra-Olea, 2020)
<i>B. engelhardti</i>		(Schmidt, 1936)
<i>B. flavimembris</i>		(Schmidt, 1936)
<i>B. flaviventris</i>		(Schmidt, 1936)
<i>B. franklini</i>		(Schmidt, 1936)
<i>B. hartwegi</i>		(Wake & Brane, 1969)
<i>B. hermosa</i>	E	(Papenfuss, Wake & Adler, 1984)
<i>B. lincolni</i>		(Stuart, 1943)
<i>B. macrinii</i>	E	(Lafrentz, 1930)
<i>B. mexicana</i>		(Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>B. mulleri</i>		(Brocchi, 1883)
<i>B. oaxacensis</i>	E	(Parra-Olea, Garcia-Paris & Wake, 2002)
<i>B. occidentalis</i>		(Taylor, 1941)
<i>B. platydactyla</i>	E	(Gray, 1831)
<i>B. riletti</i>	E	(Holman, 1964)
<i>B. rostrata</i>		(Brocchi, 1883)
<i>B. rufescens</i>		(Cope, 1869)
<i>B. stuarti</i>		(Wake & Brame, 1969)
<i>B. veracruzis</i>	E	(Taylor, 1951)
<i>B. yucatanana</i>		(Peters, 1882)
<i>B. zapoteca</i>	E	(Parra-Olea, Garcia-Paris & Wake, 2002)
GÉNERO <i>Bradytriton</i>	1/0	

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>B. silus</i>		(Wake & Elias, 1983)
GÉNERO <i>Chiropterotriton</i>	23/23	
<i>C. arboreus</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>C. aureus</i>	E	(García-Castillo, Soto-Pozos, Aguilar-López, Pineda-Arredondo & Parra-Olea, 2018)
<i>C. casasi</i>	E	(Parra-Olea, García-Castillo, Rovito, Maisano, Hanken & Wake, 2020)
<i>C. cernorum</i>	E	(Parra-Olea, García-Castillo, Rovito, Maisano, Hanken & Wake, 2020)
<i>C. chico</i>	E	(García-Castillo, Rovito, Wake & Parra-Olea, 2017)
<i>C. chiropterus</i>	E	(Cope, 1863)
<i>C. chondrostega</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>C. cieloensis</i>	E	(Rovito & Parra-Olea, 2015)
<i>C. cracens</i>	E	(Rabb, 1958)
<i>C. dimidiatus</i>	E	(Taylor, 1939)
<i>C. infernalis</i>	E	(Rovito & Parra-Olea, 2015)
<i>C. lavae</i>	E	(Taylor, 1942)
<i>C. magnipes</i>	E	(Rabb, 1965)
<i>C. melipona</i>	E	(Parra-Olea, García-Castillo, Rovito, Maisano, Hanken & Wake, 2020)
<i>C. miquihuanus</i>	E	(Campbell, Streicher, Cox & Brodie, 2014)
<i>C. mosaueri</i>	E	(Woodall, 1941)
<i>C. multidentatus</i>	E	(Taylor, 1938)
<i>C. nubilus</i>	E	(García-Castillo, Soto-Pozos, Aguilar-López, Pineda-Arredondo & Parra-Olea, 2018))
<i>C. orculus</i>	E	(Cope, 1865)
<i>C. perotensis</i>	E	(Parra-Olea, García-Castillo, Rovito, Maisano, Hanken & Wake, 2020)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>C. priscus</i>	E	(Rabb, 1956)
<i>C. terrestris</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>C. totonacus</i>	E	(Parra-Olea, García-Castillo, Rovito, Maisano, Hanken & Wake, 2020)
GÉNERO <i>Cryptotriton</i>	1/1	
<i>C. alvarezdeltoroi</i>	E	(Papenfuss & Wake, 1987)
GÉNERO <i>Dendrotriton</i>	2/2	
<i>D. megarhinus</i>	E	(Rabb, 1960)
<i>D. xolocalcae</i>	E	(Taylor, 1941)
GÉNERO <i>Ensatina</i>	1/0	
<i>E. eschscholtzii</i>		(Gray, 1850)
GÉNERO <i>Isthmura</i>	7/7	
<i>I. bellii</i>	E	(Gray, 1850)
<i>I. boneti</i>	E	(Álvarez & Martin, 1967)
<i>I. corrugata</i>	E	(Sandoval-Comte, Pineda-Arredeondo, Rovito & Luría-Manzano, 2017)
<i>I. gigantea</i>	E	(Taylor, 1939)
<i>I. maxima</i>	E	(Parra-Olea, García-París, Papenfuss & Wake, 2005)
<i>I. naucampatepetl</i>	E	(Parra-Olea, Papenfuss & Wake, 2001)
<i>I. sierraoccidentalis</i>	E	(Lowe, Jones & Wright, 1968)
GÉNERO <i>Ixalotriton</i>	2/2	
<i>I. niger</i>	E	(Wake & Johnson, 1989)
<i>I. parvus</i>	E	(Lynch & Wake, 1989)
GÉNERO <i>Nyctanolis</i>	1/0	
<i>N. pernix</i>		(Elias & Wake, 1983)
GÉNERO <i>Oedipina</i>	1/0	
<i>O. elongata</i>		(Schmidt, 1936)
GÉNERO <i>Parvimolge</i>	1/1	
<i>P. townsendi</i>	E	(Dunn, 1922)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
GÉNERO <i>Pseudoeurycea</i>	40/37	
<i>P. ahuitzotl</i>	E	(Adler, 1996)
<i>P. altamontana</i>	E	(Taylor, 1938)
<i>P. amuzga</i>	E	(Pérez Ramos & Saldaña de la Riva, 2003)
<i>P. anitae</i>	E	(Bogert, 1967)
<i>P. aquatica</i>	E	(Wake & Campbell, 2001)
<i>P. aurantia</i>	E	(Canseco-Márquez & Parra-Olea, 2003)
<i>P. brunnata</i>		(Bumhazem & Smith, 1955)
<i>P. cochranae</i>	E	(Taylor, 1943)
<i>P. conanti</i>	E	(Bogert, 1967)
<i>P. firscheini</i>	E	(Shannon & Werler, 1955)
<i>P. gadovii</i>	E	(Dunn, 1926)
<i>P. goebeli</i>		(Schmidt, 1936)
<i>P. granitum</i>	E	(García-Bañuelos, Aguilar-López, Kelly-Hernández, Vásquez-Cruz, Pineda-Arredondo & Rovito, 2020)
<i>P. jaguar</i>	E	(Cázares-Hernández, Jimeno-Sevilla, Rovito, López-Luna & Canseco-Márquez, 2022)
<i>P. juarezi</i>	E	(Regal, 1966)
<i>P. kuautli</i>	E	(Campbell, Brodie, Blancas-Hernández & Smith, 2013)
<i>P. leprosa</i>	E	(Cope, 1869)
<i>P. lineola</i>	E	(Cope, 1865)
<i>P. longicauda</i>	E	(Lynch, Wake & Yang, 1983)
<i>P. lynchi</i>	E	(Parra-Olea, Papenfuss & Wake, 2001)
<i>P. melanomolga</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>P. mixcoatl</i>	E	(Adler, 1996)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>P. mixteca</i>	E	(Canseco-Márquez & Gutiérrez-Mayén, 2005)
<i>P. mystax</i>	E	(Bogert, 1967)
<i>P. nigromaculata</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>P. obesa</i>	E	(Parra-Olea, Garcia-Paris, Hanken & Wake, 2005)
<i>P. orchileucos</i>	E	(Brodie, Mendelson & Campbell, 2002)
<i>P. orchimelas</i>	E	(Brodie, Mendelson & Campbell, 2002)
<i>P. papenfussi</i>	E	(Parra-Olea, Garcia-Paris Hanken & Wake, 2005)
<i>P. rex</i>		(Dunn, 1921)
<i>P. robertsi</i>	E	(Taylor, 1938)
<i>P. ruficauda</i>	E	(Parra-Olea, Garcia-Paris, Hanken & Wake, 2004)
<i>P. saltator</i>	E	(Lynch & Wake, 1989)
<i>P. smithi</i>	E	(Taylor, 1938)
<i>P. tenchalli</i>	E	(Adler, 1996)
<i>P. teotepec</i>	E	(Adler, 1996)
<i>P. tlahcuiloh</i>	E	(Adler, 1996)
<i>P. tillicxiti</i>	E	(Lara-Góngora, 2003)
<i>P. unguidentis</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>P. werleri</i>	E	(Darling & Smith, 1954)
GÉNERO <i>Thorius</i>	29/29	
<i>T. adelos</i>	E	(Papenfuss & Wake, 1987)
<i>T. arboreus</i>	E	(Hanken & Wake, 1994)
<i>T. aureus</i>	E	(Hanken & Wake, 1994)
<i>T. boreas</i>	E	(Hanken & Wake, 1994)
<i>T. dubitus</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>T. grandis</i>	E	(Hanken, Wake & Freeman, 1999)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>T. hankeni</i>	E	(Campbell, Brodie, Flores-Villela & Smith, 2014)
<i>T. infernalis</i>	E	(Hanken, Wake & Freeman, 1999)
<i>T. insperatus</i>	E	(Hanken & Wake, 1994)
<i>T. longicaudus</i>	E	(Parra-Olea, Rovito, García-París, Maisano, Wake & Hanken, 2016)
<i>T. lunaris</i>	E	(Hanken & Wake, 1998)
<i>T. macedougalli</i>	E	(Taylor, 1949)
<i>T. magnipes</i>	E	(Hanken & Wake, 1998)
<i>T. maxillabrochus</i>	E	(Gehlbach, 1959)
<i>T. minutissimus</i>	E	(Taylor, 1949)
<i>T. minydemus</i>	E	(Hanken & Wake, 1998)
<i>T. munificus</i>	E	(Hanken & Wake, 1998)
<i>T. narismagnus</i>	E	(Shannon & Werler, 1955)
<i>T. narisovalis</i>	E	(Taylor, 1939)
<i>T. omiltemi</i>	E	(Hanken, Wake & Freeman, 1999)
<i>T. papaloe</i>	E	(Hanken & Wake, 2001)
<i>T. pennatulus</i>	E	(Cope, 1869)
<i>T. pinicola</i>	E	(Parra-Olea, Rovito, García-París, Maisano, Wake & Hanken, 2016)
<i>T. pulmonaris</i>	E	(Taylor, 1939)
<i>T. schmidtii</i>	E	(Gehlbach, 1959)
<i>T. smithi</i>	E	(Hanken & Wake, 1994)
<i>T. spilogaster</i>	E	(Hanken & Wake, 1998)
<i>T. tlaxiacus</i>	E	(Parra-Olea, Rovito, García-París, Maisano, Wake & Hanken, 2016)
<i>T. troglodytes</i>	E	(Taylor, 1941)
FAMILIA SALAMANDRIDAE (1)	1/0	
GÉNERO <i>Notophthalmus</i>	1/0	
<i>N. meridionalis</i>		(Cope, 1880)
FAMILIA SIRENIDAE (1)	2/0	
GÉNERO <i>Siren</i>	2/0	

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>S. intermedia</i>		(Barnes, 1826)
<i>S. lacertina</i>		(Österdam, 1766)
GYMNOPHIONA - Cecilias,		
ápodos (1/2)	3/1	
FAMILIA DERMOPHIIDAE (2)	3/1	
GÉNERO <i>Dermophis</i>	2/1	
<i>D. mexicanus</i>		(Duméril & Bibron, 1841)
<i>D. oaxacae</i>	E	(Mertens, 1930)
GÉNERO <i>Gymnopsis</i>	1/0	
<i>G. syntrema</i>		(Cope, 1866)
R E P T I L I A - Reptiles-no aves (41/154)	992/593	
TESTUDINES - Tortugas (9/18)	53/21	
FAMILIA CHELONIIDAE (4)	5/0	
GÉNERO <i>Caretta</i>	1/0	
<i>C. caretta</i>		(Linnaeus, 1758)
GÉNERO <i>Chelonia</i>	1/0	
<i>C. mydas</i>		(Linnaeus, 1758)
GÉNERO <i>Eretmochelys</i>	1/0	
<i>E. imbricata</i>		(Linnaeus, 1766)
GÉNERO <i>Lepidochelys</i>	2/0	
<i>L. kempii</i>		(Garman, 1880)
<i>L. olivacea</i>		(Eschscholtz, 1829)
FAMILIA CHELYDRIDAE (1)	1/0	
GÉNERO <i>Chelydra</i>	1/0	
<i>C. rossignonii</i>		(Bocourt, 1868)
FAMILIA DERMATEMYDIDAE (1)	1/0	
GÉNERO <i>Dermatemys</i>	1/0	
<i>D. mawii</i>		(Gray, 1847)
FAMILIA DERMOCHELYDAE (1)	1/0	
GÉNERO <i>Dermochelys</i>	1/0	
<i>D. coriacea</i>		(Vandelli, 1761)
FAMILIA EMYDIDAE (5)	17/9	

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
GÉNERO <i>Actinemys</i>	1/0	
<i>A. pallida</i>		(Seeliger, 1945)
GÉNERO <i>Chrysemys</i>	1/0	
<i>C. picta</i>		(Schneider, 1783)
GÉNERO <i>Pseudemys</i>	1/0	
<i>P. gorzugi</i>		(Ward, 1984)
GÉNERO <i>Terrapene</i>	5/4	
<i>T. coahuila</i>	E	(Schmidt & Owens, 1944)
<i>T. mexicana</i>	E	(Gray, 1849)
<i>T. nelsoni</i>	E	(Stejneger, 1925)
<i>T. ornata</i>		(Agassiz, 1857)
<i>T. yucatanana</i>	E	(Boulenger, 1895)
GÉNERO <i>Trachemys</i>	9/5	
<i>T. gaigeae</i>		(Hartweg, 1939)
<i>T. grayi</i>		(Bocourt, 1868)
<i>T. hartwegi</i>	E	(Legler, 1990)
<i>T. nebulosa</i>	E	(Van Denburgh, 1895)
<i>T. ornata</i>	E	(Gray, 1831)
<i>T. scripta</i>		(Schoepff, 1792)
<i>T. taylori</i>	E	(Legler, 1960)
<i>T. venusta</i>		(Gray, 1855)
<i>T. yaquia</i>	E	(Legler & Webb, 1970)
FAMILIA GEOEMYDIDAE (1)	3/1	
GÉNERO <i>Rhinoclemmys</i>	3/1	
<i>R. areolata</i>		(Duméril, Bibron & Duméril, 1851)
<i>R. pulcherrima</i>		(Gray, 1856)
<i>R. rubida</i>	E	(Cope, 1870)
FAMILIA KINOSTERNIDAE (3)	20/9	
GÉNERO <i>Claudius</i>	1/0	
<i>C. angustatus</i>		(Cope, 1865)
GÉNERO <i>Kinosternon</i>	17/9	
<i>K. abaxillare</i>		(Baur, 1925)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>K. acutum</i>		(Gray, 1831)
<i>K. alamosae</i>	E	(Berry & Legler, 1980)
<i>K. chimalhuaca</i>	E	(Berry, Seidel & Iverson, 1997)
<i>K. cora</i>	E	(Loc-Barragán, Reyes-Velasco, Woolrich-Piña, Grünwald, Venegas De Anaya, Rangel-Mendoza & López-Luna, 2020)
<i>K. creaseri</i>	E	(Hartweg, 1934)
<i>K. durangoense</i>	E	(Iverson, 1979)
<i>K. flavescens</i>		(Agassiz, 1857)
<i>K. herrerae</i>	E	(Stejneger, 1925)
<i>K. hirtipes</i>		(Wagler, 1830)
<i>K. integrum</i>	E	(LeConte, 1854)
<i>K. leucostomum</i>		(Duméril, Bibron & Duméril, 1851)
<i>K. oaxacae</i>	E	(Berry, Iverson, 1980)
<i>K. scorpioides</i>		(Linnaeus, 1766)
<i>K. sonoriense</i>		(LeConte, 1854)
<i>K. stejnegeri</i>		(Hartweg, 1938)
<i>K. vogti</i>	E	(López-Luna, Cupul-Magaña, Escobedo-Galván, González-Hernández, Centenero-Alcalá, Rangel-Mendoza, Ramírez-Ramírez & Cazares-Hernández, 2018)
GÉNERO <i>Staurotypus</i>	2/0	
<i>S. salvinii</i>		(Gray, 1864)
<i>S. triporcatus</i>		(Wiegmann, 1828)
FAMILIA TESTUDINIDAE (1)	4/2	
GÉNERO <i>Gopherus</i>	4/2	
<i>G. berlandieri</i>		(Agassiz, 1857)
<i>G. evgoodei</i>	E	(Edwards, Karl, Vaughn, Rosen, Meléndez-Torres & Murphy 2016)
<i>G. flavomarginatus</i>	E	(Legler, 1959)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>G. morafkai</i>		(Murphy, Berry, Edwards, Leviton, Lathrop & Riedle, 2011)
FAMILIA TRIONYCHIDAE (1)	1/0	
GÉNERO <i>Apalone</i>	1/0	
<i>A. spinifera</i>		(Le Sueur, 1827)
CROCODYLIA - Cocodrilos y caimanes (2/2)	3/0	
FAMILIA ALLIGATORIDAE (1)	1/0	
GÉNERO <i>Caiman</i>	1/0	
<i>C. crocodilus</i>		(Linnaeus, 1758)
FAMILIA CROCODYLIDAE (1)	2/0	
GÉNERO <i>Crocodylus</i>	2/0	
<i>C. acutus</i>		(Cuvier, 1807)
<i>C. moreletti</i>		(Duméril & Bibron, 1851)
SQUAMATA - Lagartijas y serpientes (30/134)	936/572	
SAURIA - Lagartijas (19/47)	486/324	
FAMILIA ANGUIDAE (7)	53/41	
GÉNERO <i>Abronia</i>	28/22	
<i>A. antauges</i>	E	(Cope, 1866)
<i>A. bogerti</i>	E	(Tihen, 1954)
<i>A. chiszari</i>	E	(Smith & Smith, 1981)
<i>A. cuetzpali</i>	E	(Campbell, Solano-Zavaleta, Flores-Villela, Caviedes-Solis & Frost, 2016)
<i>A. deppii</i>	E	(Wiegmann, 1828)
<i>A. fuscolabialis</i>	E	(Tiben, 1944)
<i>A. gadovii</i>	E	(Boulenger, 1913)
<i>A. graminea</i>	E	(Cope, 1864)
<i>A. juarezi</i>	E	(Karges & Wright, 1987)
<i>A. leurolepis</i>	E	(Campbell & Frost, 1993)
<i>A. lythrochila</i>		(Smith & Álvarez del Toro, 1963)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>A. martindelcampoi</i>	E	(Flores-Villela & Sánchez-Herrera, 2003)
<i>A. matudai</i>		(Hartweg & Tihen, 1946)
<i>A. mitchelli</i>	E	(Campbell, 1982)
<i>A. mixteca</i>	E	(Bogert & Porter, 1967)
<i>A. moreletii</i>		(Bocourt, 1871)
<i>A. morenica</i>	E	(Clause, Luna-Reyes & Nieto-Montes De Oca, 2020)
<i>A. oaxacae</i>	E	(Günther, 1885)
<i>A. ochoterenai</i>		(Martin del Campo, 1939)
<i>A. ornelasi</i>	E	(Campbell, 1984)
<i>A. rafaeli</i>		(Hartweg & Tihen, 1946)
<i>A. ramirezi</i>	E	(Campbell, 1994)
<i>A. reidi</i>	E	(Werler & Shannon, 1961)
<i>A. smithi</i>	E	(Campbell & Frost, 1993)
<i>A. taeniata</i>	E	(Wiegmann, 1828)
<i>A. temporalis</i>		(Hartweg & Tihen, 1946)
<i>A. viridiflava</i>	E	(Bocourt, 1873)
<i>A. zongolica</i>	E	(García-Vázquez, Clause, Gutiérrez-Rodríguez, Cazares-Hernández & de la Torre-Loranca, 2022)
GÉNERO <i>Anniella</i>	3/1	
<i>A. geronimensis</i>	E	(Shaw, 1940)
<i>A. pulchra</i>		(Gray, 1852)
<i>A. stebbinsi</i>		(Papenfuss & Parham, 2013)
GÉNERO <i>Barisia</i>	7/7	
<i>B. ciliaris</i>	E	(Smith, 1942)
<i>B. herrerae</i>	E	(Zaldivar-Riverón & Nieto-Montes de Oca, 2003)
<i>B. imbricata</i>	E	(Wiegmann, 1828)
<i>B. jonesi</i>	E	(Guillette & Smith, 1982)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>B. levicollis</i>	E	(Stejneger, 1890)
<i>B. platifrons</i>	E	(Bocourt, 1878)
<i>B. rudicollis</i>	E	(Wiegmann, 1828)
GÉNERO <i>Desertum</i>	2/2	
<i>D. lazcanoi</i>	E	(Banda-Leal, Nevárez-De los Reyes & Bryson, 2017)
<i>D. lugoi</i>	E	(McCoy, 1970)
GÉNERO <i>Elgaria</i>	5/3	
<i>E. cedrosensis</i>	E	(Fitch, 1934)
<i>E. kingii</i>		(Gray, 1838)
<i>E. multicarinata</i>		(Biainville, 1835)
<i>E. paucicarinata</i>	E	(Fitch, 1934)
<i>E. velazquezi</i>	E	(Grismer & Hollingsworth, 2000)
GÉNERO <i>Gerrhonotus</i>	6/4	
<i>G. farri</i>	E	(Bryson & Graham, 2010)
<i>G. infenalis</i>		(Baird, 1859)
<i>G. liocephalus</i>		(Wiegmann, 1828)
<i>G. mccoyi</i>	E	(García-Vázquez, Contreras-Arquieta, Trujano-Ortega and Nieto-Montes de Oca, 2018)
<i>G. ophiurus</i>	E	(Cope, 1866)
<i>G. parvus</i>	E	(knight & Scudday, 1985)
GÉNERO <i>Ophisaurus</i>	2/2	
<i>O. ceroni</i>	E	(Holman, 1965)
<i>O. incomptus</i>	E	(Mcconkey, 1955)
FAMILIA ANOLIDAE (1)	54/37	
GÉNERO <i>Anolis (Norops)</i>	54/37	
<i>A. alvarezdeltoroi</i>	E	(Nieto-Montes de Oca, 1996)
<i>A. anisolepis</i>	E	(Smith, Burley & Fritts, 1968)
<i>A. barkeri</i>	E	(Schmidt, 1939)
<i>A. beckeri</i>		(Boulenger, 1881)
<i>A. biporcatus</i>		(Wiegmann, 1834)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>A. boulengerianus</i>	E	(Thominot, 1887)
<i>A. brianjuliani</i>	E	(Köhler, Petersen & Méndez De La Cruz, 2019)
<i>A. capito</i>		(Peters, 1863)
<i>A. carlliebi</i>	E	(Köhler, Trejo Pérez, Petersen & Méndez De La Cruz, 2014)
<i>A. compressicauda</i>	E	(Smith & Kerster, 1955)
<i>A. crassulus</i>		(Cope, 1864)
<i>A. cristifer</i>		(Smith, 1968)
<i>A. cuprinus</i>	E	(Smith, 1964)
<i>A. cymbops</i>	E	(Cope, 1864)
<i>A. dollfusianus</i>		(Bocourt, 1873)
<i>A. duellmani</i>	E	(Fitch & Henderson, 1973)
<i>A. dunni</i>	E	(Smith, 1936)
<i>A. gadovii</i>	E	(Boulenger, 1905)
<i>A. hobartsmithi</i>	E	(Nieto-Montes de Oca, 1995)
<i>A. immaculogularis</i>	E	(Köhler, Trejo Pérez, Petersen & Méndez De La Cruz, 2014)
<i>A. laeviventris</i>		(Wiegmann, 1834)
<i>A. lemurinus</i>		(Cope, 1861)
<i>A. liogaster</i>	E	(Boulenger, 1905)
<i>A. macrinii</i>	E	(Smith, 1968)
<i>A. matudai</i>		(Smith, 1956)
<i>A. megapholidotus</i>	E	(Smith, 1933)
<i>A. microlepidotus</i>	E	(Davis, 1954)
<i>A. milleri</i>	E	(Smith, 1950)
<i>A. naufragus</i>	E	(Campbell, Hillis & Lamar, 1989)
<i>A. nebuloides</i>	E	(Bocourt, 1873)
<i>A. nebulosus</i>	E	(Wiegmann, 1834)
<i>A. nietoi</i>	E	(Köhler, Trejo Pérez, Petersen & Méndez De La Cruz, 2014)
<i>A. omiltemanus</i>	E	(Davis, 1954)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>A. parvicirculatus</i>	E	(Álvarez del Toro & Smith, 1956)
<i>A. petersii</i>		(Bocourt, 1873)
<i>A. peucephilus</i>	E	(Köhler, Trejo Pérez, Petersen & Méndez De La Cruz, 2014)
<i>A. purpuronectes</i>	E	(Gray, Meza-Lázaro, Poe & Nieto-Montes De Oca, 2016)
<i>A. pygmaeus</i>	E	(Álvarez del Toro & Smith, 1956)
<i>A. quercorum</i>	E	(Fitch, 1978)
<i>A. rodriguezii</i>		(Bocourt, 1873)
<i>A. rubiginosus</i>	E	(Bocourt, 1873)
<i>A. sacamecatensis</i>	E	(Köhler, Trejo Pérez, Petersen & Méndez De La Cruz, 2014)
<i>A. schiedii</i>	E	(Wiegmann, 1834)
<i>A. sericeus</i>		(Hallowell, 1856)
<i>A. serranoi</i>		(Köhler, 1999)
<i>A. spilorhipis</i>	E	(Alvarez Del Toro & Smith, 1956)
<i>A. stevepoei</i>	E	(Köhler, Trejo Pérez, Petersen & Méndez De La Cruz, 2014)
<i>A. subocularis</i>	E	(Davis, 1954)
<i>A. taylori</i>	E	(Smith & Spieler, 1945)
<i>A. tropidonotus</i>		(Peters, 1863)
<i>A. uniformis</i>		(Cope, 1885)
<i>A. unilobatus</i>		(Köhler & Vesely, 2010)
<i>A. ustus</i>		(Cope, 1864)
<i>A. zapotecorum</i>	E	(Köhler, Trejo Pérez, Petersen & Méndez De La Cruz, 2014)
FAMILIA BIPEDIDAE (1)	3/3	
GÉNERO <i>Bipes</i>	3/3	
<i>B. biporus</i>	E	(Cope, 1894)
<i>B. canaliculatus</i>	E	(Latreille, 1801)
<i>B. tridactylus</i>	E	(Dugès & Cope, 1894)
FAMILIA CORYTOPHANIDAE (3)	6/0	

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
GÉNERO <i>Basiliscus</i>	1/0	
<i>B. vittatus</i>		(Wiegmann, 1828)
GÉNERO <i>Corytophanes</i>	3/0	
<i>C. cristatus</i>		(Merrem, 1821)
<i>C. hernandesii</i>		(Wiegmann, Gray & Griffith, 1831)
<i>C. percarinatus</i>		(Durménil, 1856)
GÉNERO <i>Laemanctus</i>	2/0	
<i>L. longipes</i>		(Wiegmann, 1834)
<i>L. serratus</i>		(Cope, 1864)
FAMILIA CROTAPHYTIDAE (2)	10/4	
GÉNERO <i>Crotaphytus</i>	8/4	
<i>C. antiquus</i>	E	(Axtell & Webb, 1995)
<i>C. collaris</i>		(Say, 1823)
<i>C. dickersonae</i>	E	(Schmidt, 1922)
<i>C. grismeri</i>	E	(McGuire, 1994)
<i>C. insularis</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1921)
<i>C. nebrius</i>		(Axtell & Montanucci, 1977)
<i>C. reticulatus</i>		(Baird, 1858)
<i>C. vestigium</i>		(Smith & Tanner, 1972)
GÉNERO <i>Gambelia</i>	2/0	
<i>G. copeii</i>		(Yarrow, 1882)
<i>G. wislizenii</i>		(Baird & Girard, 1852)
FAMILIA DIBAMIDAE (1)	1/1	
GÉNERO <i>Anelytropsis</i>	1/1	
<i>A. papillosus</i>	E	(Cope, 1885)
FAMILIA DIPLOGLOSSIDAE (1)	4/3	
GÉNERO <i>Siderolamprus</i>	4/3	
<i>S. enneagrammus</i>	E	(Cope, 1860)
<i>S. ingridae</i>	E	(Werler & Campbell, 2004)
<i>S. legnotus</i>	E	(Campbell & Camarillo, 1994)
<i>S. rozellae</i>		(Smith, 1942)
FAMILIA EUBLEPHARIDAE (1)	8/3	

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
GÉNERO <i>Coleonyx</i>	8/3	
<i>C. brevis</i>		(Stejneger, 1893)
<i>C. elegans</i>		(Gray, 1845)
<i>C. fasciatus</i>	E	(Boulenger, 1885)
<i>C. gypsicolus</i>	E	(Grismer & Ottley, 1988)
<i>C. nemoralis</i>	E	(Klauber, 1945)
<i>C. reticulatus</i>		(Davis & Dixon, 1958)
<i>C. switaki</i>		(Murphy, 1974)
<i>C. variegatus</i>		(Baird, 1858)
FAMILIA GYMNOPHTHALMIDAE (1)	1/0	
GÉNERO <i>Gymnophthalmus</i>	1/0	
<i>G. speciosus</i>		(Hallowell, 1861)
FAMILIA HELODERMATIDAE (1)	4/2	
GÉNERO <i>Heloderma</i>	4/2	
<i>H. alvarezii</i>		(Bogert & Martin Del Campo 1956)
<i>H. exasperatum</i>	E	(Bogert & Martin Del Campo 1956)
<i>H. horridum</i>	E	(Wiegmann, 1829)
<i>H. suspectum</i>		(Cope, 1869)
FAMILIA IGUANIDAE (5)	20/14	
GÉNERO <i>Cachryx</i>	2/1	
<i>C. alfredschmidti</i>		(Köhler, 1995)
<i>C. defensor</i>	E	(Cope, 1866)
GÉNERO <i>Ctenosaura</i>	10/8	
<i>C. acanthura</i>		(Shaw, 1802)
<i>C. brachylopha</i>	E	(Bailey, 1928)
<i>C. clarki</i>	E	(Bailey, 1928)
<i>C. conspicuosa</i>	E	(Dickerson, 1919)
<i>C. hemilopha</i>	E	(Cope, 1863)
<i>C. macrolopha</i>	E	(Smith, 1972)
<i>C. nolascensis</i>	E	(Smith, 1972)
<i>C. oaxacana</i>	E	(Köhler, Hasbun, 2001)
<i>C. pectinata</i>	E	(Wiegmann, 1834)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>C. similis</i>		(Gray, 1831)
GÉNERO <i>Dipsosaurus</i>	2/1	
<i>D. catalinensis</i>	E	(Van Denburgh, 1922)
<i>D. dorsalis</i>		(Baird & Girard, 1852)
GÉNERO <i>Iguana</i>	1/0	
<i>I. iguana</i>		(Linnaeus, 1758)
GÉNERO <i>Sauromalus</i>	5/4	
<i>S. ater</i>		(Duméril, 1856)
<i>S. hispidus</i>	E	(Stejneger, 1891)
<i>S. klauberi</i>	E	(Shaw, 1941)
<i>S. slevini</i>	E	(Van Denburgh, 1922)
<i>S. varius</i>	E	(Dickerson, 1919)
FAMILIA MABUYIDAE (1)	3/2	
GÉNERO <i>Marisora</i>	3/2	
<i>M. aquilonaria</i>	E	(McCranie, Matthews & Hedges, 2020)
<i>M. lineola</i>		(McCranie, Matthews & Hedges, 2020)
<i>M. syntoma</i>	E	(McCranie, Matthews & Hedges, 2020)
FAMILIA PHRYNOSOMATIDAE (9)	152/98	
GÉNERO <i>Callisaurus</i>	1/0	
<i>C. draconoides</i>		(Blainville, 1835)
GÉNERO <i>Cophosaurus</i>	1/0	
<i>C. texanus</i>		(Troschel, 1852)
GÉNERO <i>Holbrookia</i>	6/1	
<i>H. approximans</i>	E	(Baird, 1859)
<i>H. elegans</i>		(Bocourt, 1874)
<i>H. lacerata</i>		(Cope, 1880)
<i>H. maculata</i>		(Girard, 1851)
<i>H. propinqua</i>		(Baird & Girard, 1852)
<i>H. subcaudalis</i>		(Axtell, 1956)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
GÉNERO <i>Petrosaurus</i>	4/3	
<i>P. mearnsi</i>		(Stejneger, 1894)
<i>P. repens</i>	E	(Van Denburgh, 1895)
<i>P. slevini</i>	E	(Van Denburgh, 1922)
<i>P. thalassirus</i>	E	(Cope, 1863)
GÉNERO <i>Phrynosoma</i>	17/7	
<i>P. asio</i>		(Cope, 1864)
<i>P. blainvillii</i>		(Gray, 1839)
<i>P. braconnieri</i>	E	(Duméril & Bocourt, 1870)
<i>P. cerroense</i>	E	(Stejneger, 1893)
<i>P. cornutum</i>		(Harlan, 1825)
<i>P. coronatum</i>	E	(Blainville, 1835)
<i>P. ditmarsii</i>	E	(Stejneger, 1906)
<i>P. goodei</i>		(Stejneger, 1893)
<i>P. hernandesii</i>		(Girard, 1858)
<i>P. mcallii</i>		(Hallowell, 1852)
<i>P. modestum</i>		(Girard, 1852)
<i>P. orbiculare</i>	E	(Linnaeus, 1758)
<i>P. ornatissimum</i>		(Girard 1858)
<i>P. platyrhinos</i>		(Girard, 1852)
<i>P. sherbrookei</i>	E	(Nieto-Montes De Oca, Arenas-Moreno, Beltrán-Sánchez & Leaché, 2014)
<i>P. solare</i>		(Gray, 1845)
<i>P. taurus</i>	E	(Duges, 1873)
GÉNERO <i>Sceloporus</i>	105/74	
<i>S. acanthinus</i>		(Bocourt, 1873)
<i>S. adleri</i>	E	(Smith & Savitsky, 1974)
<i>S. aeneus</i>	E	(Wiegmann, 1828)
<i>S. albiventris</i>	E	(Smith, 1939)
<i>S. anahuacus</i>	E	(Lara-Góngora, 1983)
<i>S. angustus</i>	E	(Dickerson, 1919)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>S. asper</i>	E	(Boulenger, 1897)
<i>S. aurantius</i>	E	(Grummer & Bryson, 2014)
<i>S. aureolus</i>	E	(Smith, 1942)
<i>S. bicanthalis</i>	E	(Smith, 1937)
<i>S. bimaculosus</i>		(Phelan & Brattstrom, 1955)
<i>S. binocularis</i>	E	(Dunn, 1936)
<i>S. brownorum</i>	E	(Smith, Watkins-Colwell, Lemos-Espinal & Chiszar, 1997)
<i>S. bulleri</i>	E	(Boulenger, 1894)
<i>S. caeruleus</i>	E	(Smith, 1936)
<i>S. carinatus</i>		(Smith, 1936)
<i>S. cautus</i>	E	(Smith, 1938)
<i>S. chaneyi</i>	E	(Liner & Dixon, 1992)
<i>S. chrysostictus</i>		(Cope, 1866)
<i>S. clarkii</i>		(Baird & Girard, 1852)
<i>S. couchii</i>	E	(Baird, 1859)
<i>S. cowlesi</i>		(Lowe & Norris, 1956)
<i>S. cozumelae</i>	E	(Jones, 1927)
<i>S. cryptus</i>	E	(Smith & Lynch, 1967)
<i>S. cupreus</i>	E	(Bocourt, 1873)
<i>S. cyanogenys</i>		(Cope, 1885)
<i>S. cyanostictus</i>	E	(Axtell & Axtell, 1971)
<i>S. dixonii</i>	E	(Bryson & Grummer, 2021)
<i>S. druckercolini</i>	E	(Perez-Ramos & Saldaña De la Riva, 2008)
<i>S. dugesii</i>	E	(Bocourt, 1873)
<i>S. edwardtaylori</i>	E	(Smith, 1936)
<i>S. exsul</i>	E	(Dixon, Ketchersid & Lieb, 1972)
<i>S. formosus</i>	E	(Wiegmann, 1834)
<i>S. gadoviae</i>	E	(Boulenger, 1905)
<i>S. gadsdeni</i>	E	(Castañeda-Gaytán & Díaz-Cárdenas, 2017)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>S. geminus</i>	E	(Campillo-García, Flores-Villela, Butler, Benabib, Castiglia, 2023)
<i>S. goldmani</i>	E	(Smith, 1937)
<i>S. graciosus</i>		(Baird & Girard, 1852)
<i>S. grammicus</i>		(Wiegmann, 1828)
<i>S. grandaevus</i>	E	(Dickerson, 1919)
<i>S. halli</i>	E	(Dasmann & Smith, 1974)
<i>S. hesperus</i>	E	(Bryson & Grummer, 2021)
<i>S. heterolepis</i>	E	(Bouleoger, 1894)
<i>S. horridus</i>	E	(Wiegmann, 1834)
<i>S. huichol</i>	E	(Flores-Villela, Smith, Campillo-García, Martínez-Méndez & Campbell, 2022)
<i>S. hunsakeri</i>	E	(Hall & Smith, 1979)
<i>S. insignis</i>	E	(Webb, 1967)
<i>S. internasalis</i>		(Smith & Bumzahem, 1955)
<i>S. jalapae</i>	E	(Günther, 1890)
<i>S. jarrovii</i>		(Cope, 1875)
<i>S. lemosespinali</i>	E	(Lara-Góngora, 2004)
<i>S. licki</i>	E	(Van Denburgh, 1895)
<i>S. lineatulus</i>	E	(Dickerson, 1919)
<i>S. lundelli</i>		(Smith, 1939)
<i>S. macdougalli</i>	E	(Smirh & Bumzahem, 1953)
<i>S. maculosus</i>	E	(Smith, 1934)
<i>S. madrensis</i>	E	(Olson, 1986)
<i>S. magister</i>		(Hallowell, 1854)
<i>S. marmoratus</i>		(Hallowell, 1852)
<i>S. megalepidurus</i>	E	(Smith, 1934)
<i>S. melanogaster</i>	E	(Dunn, 1936)
<i>S. melanorhinus</i>		(Bocourt, 1876)
<i>S. merriami</i>		(Stejneger, 1904)
<i>S. mikeprestoni</i>	E	(Dunn, 1936)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>S. minor</i>	E	(Cope, 1885)
<i>S. mucronatus</i>	E	(Cope, 1885)
<i>S. nelsoni</i>	E	(Cochran, 1923)
<i>S. oberon</i>	E	(Smith & Brown, 1941)
<i>S. occidentalis</i>		(Baird & Girard, 1852)
<i>S. ochoterenae</i>	E	(Smith, 1934)
<i>S. olivaceus</i>		(Smith, 1934)
<i>S. omiltemanus</i>	E	(Günther, 1890)
<i>S. orcutti</i>		(Stejneger, 1893)
<i>S. ornatus</i>	E	(Baird, 1859)
<i>S. palaciosi</i>	E	(Lara-Góngora, 1983)
<i>S. parvus</i>	E	(Smith, 1934)
<i>S. poinsettii</i>		(Baird & Girard, 1852)
<i>S. pyrocephalus</i>	E	(Cope, 1864)
<i>S. salvini</i>	E	(Günther, 1890)
<i>S. samcolemani</i>	E	(Smith & Hall, 1974)
<i>S. scalaris</i>	E	(Wiegmann, 1828)
<i>S. scitulus</i>	E	(Smith, 1942)
<i>S. serrifer</i>		(Cope, 1866)
<i>S. shannonorum</i>	E	(Langebartel, 1959)
<i>S. siniferus</i>		(Cope, 1870)
<i>S. slevini</i>		(Smith, 1937)
<i>S. smaragdinus</i>		(Bocourt, 1873)
<i>S. smithi</i>	E	(Hartweg & Oliver, 1937)
<i>S. spinosus</i>	E	(Wiegmann, 1828)
<i>S. squamosus</i>		(Bocourt, 1874)
<i>S. stejnegeri</i>	E	(Smith, 1942)
<i>S. subniger</i>	E	(Poglayen & Smith, 1958)
<i>S. subpictus</i>	E	(Lynch & Smith, 1965)
<i>S. sugillatus</i>	E	(Smith, 1942)
<i>S. taeniocnemis</i>		(Cope, 1885)
<i>S. tanneri</i>	E	(Smith & Larsen, 1975)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>S. teapensis</i>		(Günther, 1890)
<i>S. torquatus</i>	E	(Wiegmatm, 1828)
<i>S. undulatus</i>		(Bosc & Daudin, 1801)
<i>S. unicanthalis</i>	E	(Smith, 1937)
<i>S. utiformis</i>	E	(Cope, 1864)
<i>S. vandenburgianus</i>		(Cope, 1896)
<i>S. variabilis</i>		(Wiegmann, 1834)
<i>S. virgatus</i>		(Smith, 1938)
<i>S. zosteromus</i>	E	(Cope, 1863)
GÉNERO <i>Uma</i>	3/2	
<i>U. exsul</i>	E	(Schmidt & Bogert, 1947)
<i>U. notata</i>		(Baird, 1858)
<i>U. paraphygas</i>	E	(Williams, Chrapliwy & Smith, 1959)
GÉNERO <i>Urosaurus</i>	8/5	
<i>U. auriculatus</i>	E	(Cope, 1871)
<i>U. bicarinatus</i>	E	(Dumeril, 1856)
<i>U. clarionensis</i>	E	(Townsend, 1890)
<i>U. gadovi</i>	E	(Schmidt, 1921)
<i>U. graciosus</i>		(Hallowell, 1854)
<i>U. lahtelai</i>	E	(Rau & Loomis, 1977)
<i>U. nigricaudus</i>		(Cope, 1864)
<i>U. ornatus</i>		(Baird & Girard, 1852)
GÉNERO <i>Uta</i>	7/6	
<i>U. encantadae</i>	E	(Grismer, 1994)
<i>U. lowei</i>	E	(Grismer, 1994)
<i>U. nolascensis</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1921)
<i>U. palmeri</i>	E	(Stejneger, 1890)
<i>U. squamata</i>	E	(Dickerson, 1919)
<i>U. stansburiana</i>		(Baird & Girard, 1852)
<i>U. tumidarostra</i>	E	(Grismer, 1994)
FAMILIA PHYLLODACTYLIDAE (2)	29/26	
GÉNERO <i>Phyllodactylus</i>	28/26	

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>P. angelensis</i>	E	(Dixon, 1966)
<i>P. apricus</i>	E	(Dixon, 1966)
<i>P. benedettii</i>	E	(Ramírez-Reyes & Flores-Villela, 2018)
<i>P. bordai</i>	E	(Taylor, 1942)
<i>P. bugastrolepis</i>	E	(Dixon, 1966)
<i>P. cleofasensis</i>	E	(Ramírez-Reyes, Barraza-Soltero, Nolasco-Luna, Flores-Villela & Escobedo-Galván)
<i>P. coronatus</i>	E	(Dixon, 1966)
<i>P. davisii</i>	E	(Dixon, 1964)
<i>P. delcampoi</i>	E	(Mosauer, 1936)
<i>P. duellmani</i>	E	(Dixon, 1960)
<i>P. homolepidurus</i>	E	(Smith, 1935)
<i>P. isabelae</i>	E	(Castro-Franco & Uribe-Pena, 1992)
<i>P. kropotkini</i>	E	(Ramírez-Reyes & Flores-Villela, 2018)
<i>P. lanei</i>	E	(Smith, 1935)
<i>P. lupitae</i>	E	(Castro-Franco & Uribe-Pena 1992)
<i>P. magnus</i>	E	(Taylor, 1942)
<i>P. muralis</i>	E	(Taylor, 1940)
<i>P. nocticolus</i>		(Dixon, 1964)
<i>P. nolascoensis</i>	E	(Dixon, 1964)
<i>P. papenfussi</i>	E	(Murphy, Blair & De La Cruz, 2009)
<i>P. partidus</i>	E	(Dixon, 1966)
<i>P. paucituberculatus</i>	E	(Dixon, 1960)
<i>P. rupinus</i>	E	(Dixon, 1964)
<i>P. santacruzensis</i>	E	(Dixon, 1966)
<i>P. saxalitis</i>	E	(Dixon, 1966)
<i>P. tuberculosus</i>		(Wiegmann, 1835)
<i>P. unctus</i>	E	(Cope, 1864)
<i>P. xanti</i>	E	(Cope, 1863)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
GÉNERO <i>Thecadactylus</i>	1/0	
<i>T. rapicauda</i>		(Houttuyn, 1782)
FAMILIA SCINCIDAE (3)	34/22	
GÉNERO <i>Mesoscincus</i>	2/1	
<i>M. altamirani</i>	E	(Dugés, 1891)
<i>M. schwartzei</i>		(Fischer, 1884)
GÉNERO <i>Plestiodon</i>	23/16	
<i>P. bilineatus</i>	E	(Tanner, 1958)
<i>P. brevirostris</i>	E	(Günther, 1860)
<i>P. callicephalus</i>		(Bocourt, 1879)
<i>P. colimensis</i>	E	(Taylor, 1935)
<i>P. copei</i>	E	(Taylor, 1933)
<i>P. dicei</i>	E	(Ruthven & Gaige, 1933)
<i>P. dugesii</i>	E	(Thominot, 1883)
<i>P. gilberti</i>		(Van Denburgh, 1896)
<i>P. indubitus</i>	E	(Taylor, 1933)
<i>P. lagunensis</i>	E	(Van Denburgh, 1895)
<i>P. longiartus</i>	E	(García-Vázquez, Pavón-Vázquez, Feria-Ortiz & Nieto-Montes de Oca, 2021)
<i>P. lotus</i>	E	(Pavón-Vázquez, Nieto-Montes de Oca, Mendoza-Hernández, Centenero- Alcalá, Santa Cruz- Padilla & Jiménez-Arcos, 2017)
<i>P. lynxe</i>	E	(Wiegmann, 1834)
<i>P. multilineatus</i>	E	(Tanner, 1957)
<i>P. multivirgatus</i>		(Hallowell, 1857)
<i>P. nietoi</i>	E	(Feria-Ortiz & García-Vázquez, 2012)
<i>P. obsoletus</i>		(Baird & Girard, 1852)
<i>P. ochoterenae</i>	E	(Taylor, 1933)
<i>P. parviauriculatus</i>	E	(Taylor, 1933)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>P. parvulus</i>	E	(Taylor, 1933)
<i>P. skiltonianus</i>		(Baird & Girard, 1852)
<i>P. sumichrasti</i>		(Cope, 1866)
<i>P. tetragrammus</i>		(Baird, 1858)
GÉNERO <i>Scincella</i>	9/5	
<i>S. assata</i>		(Cope, 1864)
<i>S. caudaequinae</i>	E	(Smith, 1951)
<i>S. cherriei</i>		(Cope, 1893)
<i>S. forbesorum</i>	E	(Taylor, 1937)
<i>S. gemmingeri</i>	E	(Cope, 1864)
<i>S. incerta</i>		(Stuart, 1940)
<i>S. kikaapoa</i>	E	(García-Vázquez, Canseco-Márquez & Nieto-Montes de Oca, 2010)
<i>S. lateralis</i>		(Say, James, 1823)
<i>S. silvicola</i>	E	(Taylor, 1937)
FAMILIA SPHAERODACTYLIDAE (3)	5/0	
GÉNERO <i>Aristelliger</i>	1/0	
<i>A. georgeensis</i>		(Bocourt, 1873)
GÉNERO <i>Gonatodes</i>	1/0	
<i>G. albogularis</i>		(Duméril & Bibron, 1836)
GÉNERO <i>Sphaerodactylus</i>	3/0	
<i>S. continentalis</i>		(Werner, 1896)
<i>S. glaucus</i>		(Cope, 1866)
<i>S. millepunctatus</i>		(Hallowell, 1861)
FAMILIA TEIIDAE (2)	55/30	
GÉNERO <i>Aspidoscelis</i>	45/25	
<i>A. angusticeps</i>		(Cope, 1878)
<i>A. bacatus</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1921)
<i>A. burti</i>		(Taylor, 1938)
<i>A. calidipes</i>	E	(Duellman, 1955)
<i>A. canus</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1921)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>A. carmenensis</i>	E	(Maslin & Secoy, 1986)
<i>A. catalinensis</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1921)
<i>A. celeripes</i>	E	(Dickerson, 1919)
<i>A. ceralbensis</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1921)
<i>A. communis</i>	E	(Cope, 1878)
<i>A. costatus</i>	E	(Cope, 1878)
<i>A. cozumela</i>	E	(Gadow, 1906)
<i>A. danheimae</i>	E	(Burt, 1929)
<i>A. deppii</i>		(Wiegmann, 1834)
<i>A. espiritensis</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1921)
<i>A. exsanguis</i>		(Lowe, 1956)
<i>A. franciscensis</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1921)
<i>A. gularis</i>		(Baird & Girard, 1852)
<i>A. guttatus</i>	E	(Wiegmann, 1834)
<i>A. hyperythrus</i>		(Cope, 1863)
<i>A. inornataus</i>		(Baird, 1859)
<i>A. labialis</i>	E	(Stejneger, 1890)
<i>A. laredoensis</i>		(McKinney, Kay & Anderson, 1973)
<i>A. lineattissimus</i>	E	(Cope, 1878)
<i>A. marmoratus</i>		(Baird & Girard, 1852)
<i>A. martyr</i>	E	(Stejneger, 1891)
<i>A. maslini</i>		(Fritts, 1969)
<i>A. maximus</i>	E	(Cope, 1864)
<i>A. mexicanus</i>	E	(Peters, 1879)
<i>A. montaguae</i>		(Sackett, 1941)
<i>A. neomexicanus</i>		(Lowe & Zweifel, 1952)
<i>A. opatae</i>	E	(Wright, 1967)
<i>A. parvisocius</i>	E	(Zweifel, 1960)
<i>A. pictus</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1921)
<i>A. preopate</i>	E	(Barley, Reeder, Nieto-Montes de Oca, Cole & Thomson, 2021)
<i>A. rodecki</i>	E	(McCoy & Maslin, 1962)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>A. sackii</i>	E	(Wiegmann, 1834)
<i>A. scalaris</i>		(Cope, 1892)
<i>A. sexlineatus</i>		(Linnaeus, 1766)
<i>A. sonora</i>		(Lowe, Wright, 1964)
<i>A. stictogrammus</i>		(Burger, 1950)
<i>A. tessellatus</i>		(Say & James, 1823)
<i>A. tigris</i>		(Baird, Girard, 1852)
<i>A. uniparens</i>		(Wright & Lowe, 1965)
<i>A. xanthonotus</i>		(Duellman & Lowe, 1953)
GÉNERO <i>Holcosus</i>	10/5	
<i>H. amphigrammus</i>	E	(Smith & Laufe, 1945)
<i>H. chaitzami</i>		(Stuart, 1942)
<i>H. festivus</i>		(Lichtenstein & Martens, 1856)
<i>H. gaigeae</i>	E	(Smith & Laufe, 1946)
<i>H. hartwegi</i>		(Smith, 1940)
<i>H. parvus</i>		(Barbour & Noble, 1915)
<i>H. sinister</i>	E	(Smith & Laufe, 1946)
<i>H. stuarti</i>	E	(Smith, 1940)
<i>H. thomasi</i>		(Smith & Laufe, 1946)
<i>H. udulatus</i>	E	(Wiegmann, 1834)
FAMILIA XANTUSIIDAE (2)	30/25	
GÉNERO <i>Lepidophyma</i>	21/19	
<i>L. chicoasensis</i>	E	(Álvarez & Valetin, 1988)
<i>L. cuicatecum</i>	E	(Canseco-Márquez, Gutiérrez-Mayén & Mendoza-Hernández, 2008)
<i>L. dontomasi</i>	E	(Smith, 1942)
<i>L. flavimaculatum</i>		(Duméril, 1851)
<i>L. gaigeae</i>	E	(Mosauer, 1936)
<i>L. inagoi</i>	E	(Palacios-Aguilar, Santos-Bibiano & Flores Villela, 2018)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>L. jasonjonesi</i>	E	(Grünwald, Reyes-Velasco, Ahumada-Carrillo, Franz-Chávez, La Forest, Ramírez-Chaparro, Terán-Juárez & Borja-Jiménez, 2023)
<i>L. lineri</i>	E	(Smith, 1973)
<i>L. lipetzi</i>	E	(Smith & Álvarez del Toro, 1977)
<i>L. lowei</i>	E	(Bezy & Camarillo, 1997)
<i>L. lusca</i>	E	(Arenas-Moreno, Muñoz-Nolasco, Bautista-Del Moral, Rodríguez-Miranda, Domínguez-Guerrero & Méndez-De la Cruz, 2021)
<i>L. micropholis</i>	E	(Walker, 1955)
<i>L. occulor</i>	E	(Smith, 1942)
<i>L. pajapanensis</i>	E	(Werler, 1957)
<i>L. radula</i>	E	(Smith, 1942)
<i>L. ramirezi</i>	E	(Lara-Tufiño & Nieto-Montes de Oca, 2021)
<i>L. smithii</i>		(Bocourt, 1876)
<i>L. sylvaticum</i>	E	(Taylor, 1939)
<i>L. tarascae</i>	E	(Bezy, Webb & Álvarez, 1982)
<i>L. tuxtlae</i>	E	(Werler & Shannon, 1957)
<i>L. zongolicum</i>	E	(García-Vázquez, Canseco-Márquez & Aguilar-López, 2010)
GÉNERO <i>Xantusia</i>	9/6	
<i>X. bolsonae</i>	E	(Webb, 1970)
<i>X. extorris</i>	E	(Webb, 1965)
<i>X. gilberti</i>	E	(Van Denburgh, 1895)
<i>X. henshawi</i>		(Stejneger, 1893)
<i>X. jaycolei</i>	E	(Bezy, Bezy & Bolles, 2008)
<i>X. sanchezi</i>	E	(Bezy & Flores-Villela, 1999)
<i>X. sherbrookei</i>	E	(Bezy, Bezy & Bolles, 2008)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>X. vigilis</i>		(Baird, 1859)
<i>X. wigginsi</i>		(Savage, 1952)
FAMILIA XENOSAURIDAE (1)	14/13	
GÉNERO <i>Xenosaurus</i>	14/13	
<i>X. agrenon</i>	E	(King & Thompson, 1968)
<i>X. arboreus</i>	E	(Lynch & Smith, 1965)
<i>X. fractus</i>	E	(Nieto-Montes de Oca, Sánchez-Vega & Durán-Fuentes, 2018)
<i>X. grandis</i>	E	(Gray, 1856)
<i>X. manipulus</i>	E	(Nieto-Montes de Oca, Castresana-Villanueva, Canseco-Márquez & Campbell, 2022)
<i>X. mendozai</i>	E	(Nieto-Montes de Oca, García-Vázquez, Zúñiga-Vega, Schmidt-Ballardo, 2013)
<i>X. newmanorum</i>	E	(Taylor, 1949)
<i>X. penai</i>	E	(Pérez-Ramos, Saldaña de la Riva & Campbell, 2000)
<i>X. phalaroanthereon</i>	E	(Nieto-Montes de Oca, Campbell & Flores Villela, 2001)
<i>X. platyceps</i>	E	(King & Thompson, 1968)
<i>X. rackhami</i>		(Stuart, 1941)
<i>X. rectocollaris</i>	E	(Smith & Iverson, 1993)
<i>X. sanmartinensis</i>	E	(Werler & Shannon, 1961)
<i>X. tzacualtipantecus</i>	E	(Woolrich-Piña & Smith, 2012)
SERPENTES - Serpientes (11/87)	450/248	
FAMILIA BOIDAE (1)	2/1	
GÉNERO <i>Boa</i>	2/1	
<i>B. imperator</i>		(Daudin, 1803)
<i>B. sigma</i>	E	(Smith, 1943)
FAMILIA CHARINAIDAE (3)	3/1	
GÉNERO <i>Exiliboa</i>	1/1	

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>E. placata</i>	E	(Bogert, 1968)
GÉNERO <i>Lichanura</i>	1/0	
<i>L. trivirgata</i>		(Cope, 1861)
GÉNERO <i>Ungaliophis</i>	1/0	
<i>U. continentalis</i>		(Müller, 1882)
FAMILIA COLUBRIDAE (33)	156/70	
GÉNERO <i>Arizona</i>	2/1	
<i>A. elegans</i>		(Kennicott & Baird, 1859)
<i>A. pacata</i>	E	(Klauber, 1946)
GÉNERO <i>Bogertophis</i>	2/0	
<i>B. rosaliae</i>		(Mocquard, 1899)
<i>B. subocularis</i>		(Brown, 1901)
GÉNERO <i>Coluber</i>	1/0	
<i>C. constrictor</i>		(Linnaeus, 1758)
GÉNERO <i>Conopsis</i>	6/6	
<i>C. acuta</i>	E	(Cope, 1886)
<i>C. amphisticha</i>	E	(Smith & Laufe, 1945)
<i>C. biserialis</i>	E	(Taylor & Smith, 1942)
<i>C. lineata</i>	E	(Kennicott & Baird, 1859)
<i>C. megalodon</i>	E	(Taylor & Smith, 1942)
<i>C. nasus</i>	E	(Günther, 1858)
GÉNERO <i>Dendrophidion</i>	1/0	
<i>D. vinitor</i>		(Smith, 1941)
GÉNERO <i>Drymarchon</i>	1/0	
<i>D. melanurus</i>		(Dumeril, Bibron & Dumeril, 1854)
GÉNERO <i>Drymobius</i>	2/0	
<i>D. chloroticus</i>		(Cope, 1886)
<i>D. margaritiferus</i>		(Schlegel, 1837)
GÉNERO <i>Ficimia</i>	7/5	
<i>F. hardyi</i>	E	(Mendoza-Quijano & Smith, 1993)
<i>F. olivacea</i>	E	(Gray, 1849)
<i>F. publia</i>		(Cope, 1866)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>F. ramirezi</i>	E	(Smith & Langebartel, 1949)
<i>F. ruspator</i>	E	(Smith & Taylor, 1941)
<i>F. streckeri</i>		(Taylor, 1931)
<i>F. variegata</i>	E	(Günther, 1858)
GÉNERO <i>Geagras</i>	1/1	
<i>G. redimitus</i>	E	(Cope, 1876)
GÉNERO <i>Gyalopion</i>	2/0	
<i>G. canum</i>		(Cope, 1860)
<i>G. quadrangulare</i>		(Günther, Salvin & Godman, 1893)
GÉNERO <i>Lampropeltis</i>	19/7	
<i>L. abnorma</i>		(Bocourt, 1886)
<i>L. alterna</i>		(Brown, 1901)
<i>L. annulata</i>		(Kennicott, 1860)
<i>L. californiae</i>		(Blainville, 1835)
<i>L. catalinensis</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1921)
<i>L. greeri</i>	E	(Webb, 1961)
<i>L. herrerae</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1923)
<i>L. knoblochi</i>		(Taylor, 1840)
<i>L. leonis</i>	E	(Günther, 1893)
<i>L. mexicana</i>	E	(Garman, 1884)
<i>L. multifasciata</i>		(Bocourt, 1886)
<i>L. nigrata</i>		(Zweifel & Norris, 1955)
<i>L. pyromelana</i>		(Cope, 1866)
<i>L. polyzona</i>		(Cope, 1860)
<i>L. ruthveni</i>	E	(Blanchard, 1920)
<i>L. splendida</i>		(Baird & Girard, 1853)
<i>L. triangulum</i>		(Lacépède, 1789)
<i>L. webbi</i>	E	(Brison, Dixon & Lazcano, 2005)
<i>L. zonata</i>		(Lockington, 1835)
GÉNERO <i>Leptophis</i>	4/1	
<i>L. diplotropis</i>	E	(Günther, 1872)
<i>L. mexicanus</i>		(Duméril, Bibron & Duméril, 1854)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>L. modestus</i>		(Günther, 1872)
<i>L. praestans</i>		(Cope, 1868)
GÉNERO <i>Masticophis</i>	13/6	
<i>M. anthonyi</i>	E	(Stejneger, 1901)
<i>M. aurigulus</i>	E	(Cope, 1861)
<i>M. barbouri</i>	E	(Van Denburgh & Slevin, 1921)
<i>M. bilineatus</i>		(Jan, 1863)
<i>M. flagellum</i>		(Shaw, 1802)
<i>M. fuliginosus</i>		(Cope, 1895)
<i>M. lateralis</i>		(Hallowell, 1853)
<i>M. lineatus</i>	E	(Werler & Shannon, 1961)
<i>M. mentovarius</i>		(Dumeril, Bibron & Dumeril, 1854)
<i>M. piceus</i>	E	(Cope, 1892)
<i>M. schotti</i>		(Baird & Girard, 1853)
<i>M. slevini</i>	E	(Lowe & Norris, 1955)
<i>M. taeniatus</i>		(Hallowell, 1852)
GÉNERO <i>Mastigodryas</i>	3/1	
<i>M. dorsalis</i>		(Bocourt, 1890)
<i>M. cliftoni</i>	E	(Hardy, 1964)
<i>M. melanolomus</i>		(Cope, 1868)
GÉNERO <i>Opheodryas</i>	2/0	
<i>O. aestivus</i>		(Linnaeus, 1766)
<i>O. vernalis</i>		(Harlan, 1827)
GÉNERO <i>Oxybelis</i>	3/0	
<i>O. fulgidus</i>		(Daudin, 1803)
<i>O. microphthalmus</i>		(Barbour & Amaral, 1926)
<i>O. potosiensis</i>		(Taylor, 1941)
GÉNERO <i>Pantherophis</i>	2/0	
<i>P. bairdi</i>		(Yarrow, 1880)
<i>P. emoryi</i>		(Baird & Girard, 1853)
GÉNERO <i>Phrynonax</i>	1/0	
<i>P. poecilonotus</i>		(Günther, 1858)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
GÉNERO <i>Phyllorhynchus</i>	2/0	
<i>P. browni</i>		(Stejneger, 1890)
<i>P. decurtatus</i>		(Cope, 1868)
GÉNERO <i>Pituophis</i>	5/3	
<i>P. catenifer</i>		(Blainville, 1835)
<i>P. deppei</i>	E	(Duméril, 1853)
<i>P. insularis</i>	E	(Klauber, 1946)
<i>P. lineaticollis</i>		(Cope, 1861)
<i>P. vertebralis</i>	E	(Blainville, 1835)
GÉNERO <i>Pseudelaphe</i>	2/1	
<i>P. flavirufa</i>		(Cope, 1867)
<i>P. phaescens</i>	E	(Dowling, 1952)
GÉNERO <i>Pseudoficimia</i>	1/1	
<i>P. frontalis</i>	E	(Cope, 1864)
GÉNERO <i>Rhinocheilus</i>	3/2	
<i>R. antonii</i>	E	(Dugès, 1886)
<i>R. etheridgei</i>	E	(Grismer, 1990)
<i>R. lecontei</i>		(Baird & Girard, 1853)
GÉNERO <i>Salvadora</i>	9/5	
<i>S. bairdi</i>	E	(Jan, 1860)
<i>S. deserticola</i>		(Schmidt, 1940)
<i>S. grahamiae</i>		(Baird & Girard, 1853)
<i>S. gymnorhachis</i>	E	(Hernández-Jiménez, Flores-Villela & Cambell, 2019)
<i>S. hexalepis</i>		(Cope, 1866)
<i>S. intermedia</i>	E	(Hartweg, 1940)
<i>S. lemniscata</i>	E	(Cope, 1895)
<i>S. lineata</i>		(Schmidt, 1940)
<i>S. mexicana</i>	E	(Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
GÉNERO <i>Senticolis</i>	1/0	
<i>S. triaspis</i>		(Cope, 1866)
GÉNERO <i>Sonora</i>	14/8	

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>S. aemula</i>	E	(Cope, 1879)
<i>S. annulata</i>		(Baird, 1859)
<i>S. cincta</i>		(Cope, 1861)
<i>S. episcopa</i>		(Kennicott, 1859)
<i>S. fasciata</i>	E	(Cope, 1892)
<i>S. michoacanensis</i>	E	(Dugès, 1884)
<i>S. mosaueri</i>	E	(Stickel, 1938)
<i>S. mutabilis</i>	E	(Stickel, 1943)
<i>S. occipitalis</i>		(Hallowell, 1854)
<i>S. palarostris</i>		(Klauber, 1937)
<i>S. punctatissima</i>	E	(Van Denburgh and Slevin 1921)
<i>S. savagei</i>	E	(Cliff, 1954)
<i>S. semiannulata</i>		(Baird & Girard, 1853)
<i>S. straminea</i>	E	(Cope, 1860)
GÉNERO <i>Spilotes</i>	1/0	
<i>S. pullatus</i>		(Linnaeus, 1758)
GÉNERO <i>Stenorrhina</i>	2/0	
<i>S. degenhardtii</i>		(Berthold, 1846)
<i>S. freminvillii</i>		(Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
GÉNERO <i>Symphimus</i>	2/1	
<i>S. leucostomus</i>	E	(Cope, 1869)
<i>S. mayae</i>		(Gaige, 1936)
GÉNERO <i>Sympholis</i>	1/1	
<i>S. lippiens</i>	E	(Cope, 1861)
GÉNERO <i>Tantilla</i>	32/18	
<i>T. atriceps</i>		(Günther, Salvin & Godman, 1895)
<i>T. bocourti</i>	E	(Günther, Salvin & Godman, 1895)
<i>T. briggsi</i>	E	(Savitzky & Smith, 1971)
<i>T. calamarina</i>	E	(Cope, 1866)
<i>T. carolina</i>	E	(Palacios-Aguilar, Fucsko, Jiménez-Arcos, Wilson & Mata-Silva, 2022)
<i>T. cascadae</i>	E	(Wilson & Meyer, 1981)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>T. ceboruca</i>	E	(Canseco-Márquez, Smith, Ponce-Campos, Flores-Villela & Campbell, 2007)
<i>T. coronadoi</i>	E	(Hartweg, 1944)
<i>T. cucullata</i>		(Minton, 1956)
<i>T. cuniculator</i>		(Smith, 1939)
<i>T. deppei</i>	E	(Bocourt, 1883)
<i>T. flavilineata</i>	E	(Smith & Burger, 1950)
<i>T. gracilis</i>		(Baird & Girard, 1853)
<i>T. hobartsmithi</i>		(Taylor, 1936)
<i>T. impensa</i>		(Campbell, 1998)
<i>T. johnsoni</i>	E	(Wilson, Vaughan & Dixon, 1999)
<i>T. moesta</i>		(Günther, 1863)
<i>T. nigriceps</i>		(Kennicott, 1860)
<i>T. oaxacae</i>	E	(Wilson & Meyer, 1971)
<i>T. planiceps</i>		(Blainville, 1835)
<i>T. robusta</i>	E	(Canseco-Márquez, Mendelson & Gutiérrez-Mayén, 2002)
<i>T. rubra</i>		(Cope, 1875)
<i>T. schistosae</i>		(Bocourt, 1883)
<i>T. sertula</i>	E	(Wilson & Campbell, 2000)
<i>T. shawi</i>	E	(Taylor, 1949)
<i>T. slavensi</i>	E	(Pérez-Higareda, Smith & Smith, 1985)
<i>T. striata</i>	E	(Dunn, 1928)
<i>T. tayrae</i>	E	(Wilson, 1983)
<i>T. triseriata</i>	E	(Smith & Smith, 1951)
<i>T. vulcani</i>		(Campbell, 1998)
<i>T. wilcoxi</i>		(Stejneger, 1902)
<i>T. yaquia</i>		(Smith, 1942)
GÉNERO <i>Tantillita</i>	3/0	
<i>T. brevissima</i>		(Taylor, 1937)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>T. canula</i>		(Cope, 1876)
<i>T. lintoni</i>		(Smith, 1940)
GÉNERO <i>Trimorphodon</i>	6/2	
<i>T. biscutatus</i>		(Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>T. lambda</i>		(Cope, 1886)
<i>T. lyrophanes</i>		(Cope, 1860)
<i>T. paucimaculatus</i>	E	(Taylor, 1938)
<i>T. tau</i>	E	(Cope, 1870)
<i>T. wilkinsonii</i>		(Cope, 1886)
FAMILIA DIPSADIDAE (29)	141/90	
GÉNERO <i>Adelphicos</i>	6/3	
<i>A. latifasciatum</i>	E	(Lynch & Smith, 1966)
<i>A. newmanorum</i>	E	(Taylor, 1950)
<i>A. nigrilatum</i>	E	(Smith, 1942)
<i>A. quadrivirgatum</i>		(Jan, 1862)
<i>A. sargii</i>		(Fischer, 1885)
<i>A. visoninum</i>		(Cope, 1866)
GÉNERO <i>Amastridium</i>	1/0	
<i>A. sapperi</i>		(Werner, 1903)
GÉNERO <i>Cenaspis</i>	1/1	
<i>C. aenigma</i>	E	(Campbell, Smith & Hall, 2018)
GÉNERO <i>Chersodromus</i>	4/4	
<i>C. australis</i>	E	(Canseco-Márquez, Ramírez-González & Campbell, 2018)
<i>C. liebmanni</i>	E	(Reinhardt, 1861)
<i>C. nigrum</i>	E	(Canseco-Márquez, Ramírez-González & Campbell, 2018)
<i>C. rubriventris</i>	E	(Taylor, 1949)
GÉNERO <i>Clelia</i>	1/0	
<i>C. scytalina</i>		(Cope, 1867)
GÉNERO <i>Coniophanes</i>	13/7	
<i>C. alvarezi</i>	E	(Campbell, 1989)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>C. bipunctatus</i>		(Günther, 1858)
<i>C. fissidens</i>		(Günther, 1858)
<i>C. imperialis</i>		(Baird & Girard, 1859)
<i>C. lateritius</i>	E	(Cope, 1862)
<i>C. melanocephalus</i>	E	(Peters, 1869)
<i>C. meridanus</i>	E	(Schmidt & Andrews, 1936)
<i>C. michoacanensis</i>	E	(Flores- Villela & Smith, 2009)
<i>C. piceivittis</i>		(Cope, 1869)
<i>C. quinquevittatus</i>		(Dumeríl, Bibron & Dumeríl, 1854)
<i>C. schmidtii</i>		(Bailey, 1937)
<i>C. taeniata</i>	E	(Peters, 1869)
<i>C. taylori</i>	E	(Hall, 1951)
GÉNERO <i>Conophis</i>	3/1	
<i>C. lineatus</i>		(Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>C. morai</i>	E	(Pérez-Higareda & Smith, 2002)
<i>C. vittatus</i>		(Peters, 1860)
GÉNERO <i>Cryophis</i>	1/1	
<i>C. hallbergi</i>	E	(Bogert & Duellman, 1963)
GÉNERO <i>Diadophis</i>	1/0	
<i>D. punctatus</i>		(Linnaeus, 1766)
GÉNERO <i>Dipsas</i>	3/2	
<i>D. brevifacies</i>		(Cope, 1866)
<i>D. gaigeae</i>	E	(Oliver, 1937)
<i>D. maxillaris</i>	E	(Werner, 1910)
GÉNERO <i>Enulius</i>	2/1	
<i>E. flavitorques</i>		(Cope, 1869)
<i>E. oligostichus</i>	E	(Smith, Arndt & Sherbrook, 1967)
GÉNERO <i>Geophis</i>	39/32	
<i>G. annuliferus</i>	E	(Boulenger, 1894)
<i>G. anocularis</i>	E	(Dunn, 1920)
<i>G. berillus</i>	E	(Barragán-Reséndiz, Pavón- Vázquez, Cervantes-Burgos,

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
		Trujano-Ortega, Canseco-Márquez & García-Vázquez, 2022)
<i>G. bicolor</i>	E	(Günther, 1868)
<i>G. blanchardi</i>	E	(Taylor & Smith, 1939)
<i>G. cancellatus</i>		(Smith, 1941)
<i>G. cansecoi</i>	E	(Grünwald, Ahumada-Carrillo, Grünwald, Montaña-Ruvalcaba & García-Vázquez, 2021)
<i>G. carinosus</i>		(Stuart, 1941)
<i>G. chalybeus</i>	E	(Wagler, 1830)
<i>G. dubius</i>	E	(Peters, 1861)
<i>G. duellmani</i>	E	(Smith & Holland, 1969)
<i>G. dugesii</i>	E	(Bocourt, 1883)
<i>G. fuscus</i>	E	(Fischer, 1886)
<i>G. immaculatus</i>		(Downs, 1967)
<i>G. incomptus</i>	E	(Duellman, 1959)
<i>G. isthmicus</i>	E	(Boulenger, 1894)
<i>G. juarezi</i>	E	(Nieto-Montes de Oca, 2003)
<i>G. juliai</i>	E	(Pérez-Higareda, Smith & López-Luna, 2001)
<i>G. laticinctus</i>	E	(Smith & Williams, 1963)
<i>G. laticollaris</i>	E	(Smith, Lynch & Altig, 1965)
<i>G. latifrontalis</i>	E	(Garman, 1883)
<i>G. lorancai</i>	E	(Canseco-Márquez, Pavón-Vázquez, López-Luna & Nieto-Montes De Oca, 2016)
<i>G. maculiferus</i>	E	(Taylor, 1941)
<i>G. mutitorques</i>	E	(Cope, 1885)
<i>G. nasalis</i>		(Cope, 1868)
<i>G. nigrocinctus</i>	E	(Duellman, 1959)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>G. occabus</i>	E	(Pavón-Vázquez, García-Vázquez, Blancas-Hernández & Nieto-Montes de Oca, 2011)
<i>G. omiltemanus</i>	E	(Günther, Salvin & Godman, 1893)
<i>G. petersii</i>	E	(Boulenger, 1894)
<i>G. pyburni</i>	E	(Campbell & Murphy, 1977)
<i>G. rhodogaster</i>		(Cope, 1868)
<i>G. rostralis</i>	E	(Jan, 1865)
<i>G. sallei</i>	E	(Boulenger, 1894)
<i>G. sanniolus</i>		(Cope, 1866)
<i>G. sartorii</i>		(Cope, 1863)
<i>G. semidoliatus</i>	E	(Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>G. sieboldi</i>	E	(Jan, 1862)
<i>G. tarascae</i>	E	(Hartweg, 1959)
<i>G. turbidus</i>	E	(Pavón-Vázquez, Canseco-Márquez & Nieto-Montes de Oca, 2013)
GÉNERO <i>Heterodon</i>	1/0	
<i>H. kennerlyi</i>		(Kennicott, 1860)
GÉNERO <i>Hypsiglena</i>	9/6	
<i>H. affinis</i>	E	(Boulenger, 1894)
<i>H. catalinae</i>	E	(Tanner, 1966)
<i>H. chlorophaea</i>		(Cope, 1860)
<i>H. jani</i>		(Dugès, 1865)
<i>H. ochrorhyncha</i>		(Cope, 1860)
<i>H. slevini</i>	E	(Tanner, 1943)
<i>H. tanzeri</i>	E	(Dixon & Lieb, 1972)
<i>H. torquata</i>	E	(Günther, 1860)
<i>H. unaocularus</i>	E	(Tanner, 1946)
GÉNERO <i>Imantodes</i>	3/0	
<i>I. cenchoa</i>		(Linnaeus, 1758)
<i>I. gemmistratus</i>		(Cope, 1861)
<i>I. tenuissimus</i>		(Cope, 1867)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
GÉNERO <i>Leptodeira</i>	7/3	
<i>L. frenata</i>		(Cope, 1886)
<i>L. maculata</i>		(Hallowell, 1861)
<i>L. nigrofasciata</i>		(Günther, 1868)
<i>L. punctata</i>	E	(Peters, 1866)
<i>L. septentrionalis</i>		(Kennicott, 1859)
<i>L. splendida</i>	E	(Günther, 1895)
<i>L. uribei</i>	E	(Ramírez-Bautista & Smith, 1992)
GÉNERO <i>Manolepis</i>	1/1	
<i>M. putnami</i>	E	(Jan, 1863)
GÉNERO <i>Ninia</i>	2/0	
<i>N. diademata</i>		(Baird, Girard, 1853)
<i>N. sebae</i>		(Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
GÉNERO <i>Oxyrhopus</i>	1/0	
<i>O. petolarius</i>		(Linnaeus, 1758)
GÉNERO <i>Pliocercus</i>	1/0	
<i>P. elapoides</i>		(Cope, 1860)
GÉNERO <i>Pseudoleptodeira</i>	1/0	
<i>P. latifasciata</i>		(Günther, 1894)
GÉNERO <i>Rhadinaea</i>	16/15	
<i>R. bogertorum</i>	E	(Myers, 1974)
<i>R. cuneata</i>	E	(Myers, 1974)
<i>R. decorata</i>		(Günther, 1858)
<i>R. forbesi</i>	E	(Smith, 1942)
<i>R. fulvivittis</i>	E	(Cope, 1875)
<i>R. gaigeae</i>	E	(Bailey, 1937)
<i>R. hesperia</i>	E	(Bailey, 1940)
<i>R. laureata</i>	E	(Günther, 1868)
<i>R. macdougalli</i>	E	(Smith & Langebartel, 1949)
<i>R. marcellae</i>	E	(Taylor, 1949)
<i>R. montana</i>	E	(Smith, 1944)
<i>R. myersi</i>	E	(Rossman, 1965)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>R. nuchalis</i>	E	(García-Vázquez, Pavón-Vázquez, Blancas-Hernández, Blancas-Calva & Centenero-Alcalá, 2018)
<i>R. omiltemana</i>	E	(Günther, 1894)
<i>R. quinquelineata</i>	E	(Cope, 1886)
<i>R. taeniata</i>	E	(Peters, 1863)
GÉNERO <i>Rhadinella</i>	9/4	
<i>R. donaji</i>	E	(Campbell, 2015)
<i>R. dysmica</i>	E	(Campillo, Dávila-Galavíz, Flores-Villela & Campbell, 2016)
<i>R. godmani</i>		(Günther, 1865)
<i>R. hannsteini</i>		(Stuart, 1949)
<i>R. kanalchutchan</i>	E	(Mendelson & Kizirian, 1995)
<i>R. kinkelini</i>		(Boettger, 1898)
<i>R. lachrymans</i>		(Cope, 1870)
<i>R. posadasi</i>		(Slevin, 1936)
<i>R. schistosa</i>	E	(Smith, 1941)
GÉNERO <i>Rhadiophanes</i>	1/1	
<i>R. monticola</i>	E	(Myers & Campbell, 1981)
GÉNERO <i>Sibon</i>	3/1	
<i>S. dimidiatus</i>		(Günther, 1872)
<i>S. linearis</i>	E	(Pérez-Higareda, López-Luna & Smith, 2002)
<i>S. nebulatus</i>		(Linnaeus, 1758)
GÉNERO <i>Tantalophis</i>	1/1	
<i>T. discolor</i>	E	(Günther, 1860)
GÉNERO <i>Tretanorhinus</i>	1/0	
<i>T. nigroluteus</i>		(Cope, 1861)
GÉNERO <i>Tropidodipsas</i>	8/6	
<i>T. fasciata</i>		(Günther, 1858)
<i>T. fischeri</i>		(Boulenger, 1894)
<i>T. guerreroensis</i>	E	(Taylor, 1939)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>T. papavericola</i>	E	(Grünwald, Toribio-Jiménez, Montaña-Ruvalcaba, Franz-Chávez, Peñaloza-Montaña, Barrera-Nava, Jones, Rodríguez, Hughes & Strickland, 2021)
<i>T. philippi</i>	E	(Jan, 1863)
<i>T. repleta</i>	E	(Smith, Lemos-Espinal, Hartman & Chiszar, 2005)
<i>T. tricolor</i>	E	(Grünwald, Toribio-Jiménez, Montaña-Ruvalcaba, Franz-Chávez, Peñaloza-Montaña, Barrera-Nava, Jones, Rodríguez, Hughes & Strickland, 2021)
<i>T. zweifeli</i>	E	(Liner & Wilson, 1970)
GÉNERO <i>Xenodon</i>	1/0	
<i>X. rabdocephalus</i>		(Wied-Neuwied, 1824)
FAMILIA ELAPIDAE (3)	18/9	
GÉNERO <i>Hydrophis</i>	1/0	
<i>H. platurus</i>		(Linnaeus, 1766)
GÉNERO <i>Micruroides</i>	1/0	
<i>M. euryxanthus</i>		(Kennicott, 1860)
GÉNERO <i>Micrurus</i>	16/9	
<i>M. apiatus</i>		(Jan, 1858)
<i>M. bogerti</i>	E	(Roze, 1967)
<i>M. browni</i>		(Schmidt & Smith, 1943)
<i>M. diastema</i>		(Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
<i>M. distans</i>	E	(Kennicott, 1860)
<i>M. elegans</i>		(Jan, 1858)
<i>M. ephippifer</i>	E	(Cope, 1886)
<i>M. laticollaris</i>	E	(Peters, 1869)
<i>M. latifasciatus</i>		(Schmidt, 1933)
<i>M. limbatus</i>	E	(Fraser, 1964)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>M. michoacanensis</i>	E	(Duges, 1891)
<i>M. nebularis</i>	E	(Roze, 1989)
<i>M. nigrocinctus</i>		(Girard, 1854)
<i>M. oliveri</i>	E	(Roze, 1967)
<i>M. pachecogili</i>	E	(Campbell, 2000)
<i>M. tener</i>		(Baird & Girard, 1953)
FAMILIA LEPTOTYPHLOPIDAE (2)	16/11	
GÉNERO <i>Epictia</i>	7/5	
<i>E. bakewelli</i>	E	(Oliver, 1937)
<i>E. magnamaculata</i>		(Taylor, 1940)
<i>E. phenops</i>		(Cope, 1875)
<i>E. resetari</i>	E	(Wallach, 2016)
<i>E. schneideri</i>	E	(Wallach, 2016)
<i>E. vindumi</i>	E	(Wallach, 2016)
<i>E. wynni</i>	E	(Wallach, 2016)
GÉNERO <i>Rena</i>	9/6	
<i>R. boettgeri</i>	E	(Werner, 1899)
<i>R. bressoni</i>	E	(Taylor, 1939)
<i>R. dugesii</i>	E	(Bocourt, 1881)
<i>R. dulcis</i>		(Baird & Girard, 1853)
<i>R. humilis</i>		(Baird & Girard, 1853)
<i>R. iversoni</i>	E	(Smith, Breukelen, Auth & Chiszar, 1998)
<i>R. klauberi</i>	E	(Flores-Villela, Smith, Canseco-Márquez & Campbell, 2022)
<i>R. maxima</i>	E	(Loveridge, 1932)
<i>R. segregata</i>		(Klauber, 1939)
FAMILIA LOXOCEMIDAE (1)	1/0	
GÉNERO <i>Loxocemus</i>	1/0	
<i>L. bicolor</i>		(Cope, 1861)
FAMILIA NATRICIDAE (3)	33/22	
GÉNERO <i>Nerodia</i>	2/0	

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>N. erythrogaster</i>		(Forster, 1771)
<i>N. rhombifer</i>		(Hallowell, 1852)
GÉNERO <i>Storeria</i>	3/2	
<i>S. dekayi</i>		(Holbrook, 1836)
<i>S. hidalgoensis</i>	E	(Taylor, 1942)
<i>S. storerioides</i>	E	(Cope, 1865)
GÉNERO <i>Thamnophis</i>	28/20	
<i>T. bogerti</i>	E	(Rossman & Burbrink, 2005)
<i>T. chrysocephalus</i>	E	(Cope, 1885)
<i>T. conanti</i>	E	(Rossman & Burbrink, 2005)
<i>T. copei</i>	E	(Dugés & Cope, 1879)
<i>T. cyrtopsis</i>		(Kennicott, 1860)
<i>T. elegans</i>		(Baird & Girard, 1853)
<i>T. eques</i>		(Reuss, 1834)
<i>T. errans</i>	E	(Smith, 1942)
<i>T. exsul</i>	E	(Rossman, 1969)
<i>T. foxi</i>	E	(Rossman & Blaney, 1968)
<i>T. fulvus</i>		(Bocourt, 1893)
<i>T. godmani</i>	E	(Günther, 1894)
<i>T. hammondi</i>		(Kennicott, 1860)
<i>T. lineri</i>	E	(Rossman & Burbrink, 2005)
<i>T. marcianus</i>		(Baird & Girard, 1853)
<i>T. melanogaster</i>	E	(Peters, 1864)
<i>T. mendax</i>	E	(Walker, 1955)
<i>T. nigronuchalis</i>	E	(Thompson, 1957)
<i>T. postremus</i>	E	(Smith, 1942)
<i>T. proximus</i>		(Say & James, 1823)
<i>T. pulchrilatus</i>	E	(Cope, 1885)
<i>T. rossmani</i>	E	(Conant, 2000)
<i>T. scalaris</i>	E	(Cope, 1861)
<i>T. scaliger</i>	E	(Jan, 1863)
<i>T. sirtalis</i>		(Linnaeus, 1758)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>T. sumichrasti</i>	E	(Cope, 1866)
<i>T. unilabialis</i>	E	(Tanner, 1985)
<i>T. validus</i>	E	(Kennicott, 1860)
FAMILIA SIBYNOPHIIDAE (1)	1/0	
GÉNERO <i>Scaphiodontophis</i>	1/0	
<i>S. annulatus</i>		(Duméril, Bibron & Duméril, 1854)
FAMILIA TYPHLOPIDAE (1)	2/0	
GÉNERO <i>Amerotyphlops</i>	2/0	
<i>A. microstomus</i>		(Cope, 1866)
<i>A. tenuis</i>		(Salvin, 1860)
FAMILIA VIPERIDAE (10)	77/44	
GÉNERO <i>Agkistrodon</i>	5/1	
<i>A. bilineatus</i>		(Günther, 1863)
<i>A. contortrix</i>		(Linnaeus, 1766)
<i>A. laticinctus</i>		(Gloyd & Conant, 1934)
<i>A. russeolus</i>		(Gloyd, 1972)
<i>A. taylori</i>	E	(Burger & Robinson, 1951)
GÉNERO <i>Bothriechis</i>	4/1	
<i>B. aurifer</i>		(Salvin, 1860)
<i>B. bicolor</i>		(Bocourt, 1868)
<i>B. rowleyi</i>	E	(Bogert, 1968)
<i>B. schlegeli</i>		(Berthold, 1846)
GÉNERO <i>Bothrops</i>	1/0	
<i>B. asper</i>		(Garman, 1883)
GÉNERO <i>Cerrophidion</i>	3/2	
<i>C. godmani</i>		(Günther, 1863)
<i>C. petlalcalensis</i>	E	(López-Luna, Vogt & De la Torre-Loranca, 1999)
<i>C. tzotzilorum</i>	E	(Campbell, 1985)
GÉNERO <i>Crotalus</i>	45/29	
<i>C. angelensis</i>	E	(Klauber, 1963)
<i>C. aquilus</i>	E	(Klauber, 1952)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>C. armstrongi</i>	E	(Campbell, 1979)
<i>C. atrox</i>		(Baird & Girard, 1853)
<i>C. basiliscus</i>	E	(Cope, 1864)
<i>C. brunneus</i>	E	(Harris & Simmons 1978)
<i>C. campbelli</i>	E	(Bryson, Linkem, Dorcas, Lathrop, Jones, Alvarado-Díaz, Grünwald & Murphy, 2014)
<i>C. catalinensis</i>	E	(Cliff, 1954)
<i>C. cerastes</i>		(Hallowell, 1854)
<i>C. culminatus</i>	E	(Klauber, 1952)
<i>C. ehecatl</i>	E	(Carbajal-Márquez, Cedeño-Vázquez, Martínez-Arce, Neri-Castro & Machkour-M'Rabet, 2020)
<i>C. enyo</i>	E	(Cope, 1861)
<i>C. ericsmithi</i>	E	(Campbell & Flores-Villela, 2008)
<i>C. estebanensis</i>	E	(Klauber, 1949)
<i>C. exiguus</i>	E	(Campbell & Armstrong, 1979)
<i>C. helleri</i>		(Meek, 1905)
<i>C. intermedius</i>	E	(Troschel & Müller, 1865)
<i>C. lannomi</i>	E	(Tanner, 1966)
<i>C. lepidus</i>		(Kennicott, 1861)
<i>C. lorenzoensis</i>	E	(Radcliff & Maslin, 1975)
<i>C. mictlantecuhtli</i>	E	(Carbajal-Márquez, Cedeño-Vázquez, Martínez-Arce, Neri-Castro & Machkour-M'rabet, 2020)
<i>C. mitchellii</i>		(Cope, 1861)
<i>C. molossus</i>		(Baird & Girard, 1853)
<i>C. morulus</i>	E	(klauber, 1952)
<i>C. ornatus</i>		(Hallowell, 1854)
<i>C. polisi</i>	E	(Meik, Schaack, Flores-Villela & Streicher, 2018)
<i>C. polystictus</i>	E	(Cope, 1865)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>C. pricei</i>		(Van Denburgh, 1895)
<i>C. pusillus</i>	E	(Klauber, 1952)
<i>C. pyrrhus</i>		(Cope, 1866)
<i>C. ravus</i>	E	(Cope, 1865)
<i>C. ruber</i>		(Cope, 1892)
<i>C. scutulatus</i>		(Kennicott, 1861)
<i>C. simus</i>		(Latreille, 1801)
<i>C. stejnegeri</i>	E	(Dunn, 1919)
<i>C. tancitarensis</i>	E	(Alvarado-Díaz & Campbell, 2004)
<i>C. thalassoporus</i>	E	(Meik, Schaack, Flores-Villela & Streicher, 2018)
<i>C. tigris</i>		(Kennicott & Baird, 1859)
<i>C. tlaloci</i>	E	(Bryson, Linkem, Dorcas, Lathrop, Jones, Alvarado-Díaz, Grünwald & Murphy, 2014)
<i>C. totonacus</i>	E	(Gloyd & Kauffeld, 1940)
<i>C. transversus</i>	E	(Taylor, 1944)
<i>C. triseriatus</i>	E	(Wagler, 1830)
<i>C. tzabcan</i>		(Klauber, 1952)
<i>C. viridis</i>		(Rafinesque, 1818)
<i>C. willardi</i>		(Meek, 1905)
GÉNERO <i>Metlapilcoatlus</i>	5/2	
<i>M. borealis</i>	E	(Tepos-Ramírez, Flores-Villela, Velasco, Pedraza, García & Jadin, 2021)
<i>M. mexicanus</i>		(Dumeríl, Bibron & Duméril, 1854)
<i>M. nummifer</i>	E	(Rüppell, 1845)
<i>M. occiduus</i>		(Hoge, 1966)
<i>M. olmec</i>		(Pérez-Higareda, Smith & Juliá-Zertuche, 1985)
GÉNERO <i>Mixcoatlus</i>	3/3	
<i>M. barbouri</i>	E	(Dunn, 1919)

continúa ...

TAXÓN (Familias/Géneros)	NATIVAS/ENDÉMICAS (E)	(Autoridad, Año)
<i>M. browni</i>	E	(Shreve, 1938)
<i>M. melanurus</i>	E	(Müller, 1923)
GÉNERO <i>Ophryacus</i>	3/3	
<i>O. smaragdinus</i>	E	(Grünwald, Jones, Franz-Chávez & Ahumada-Carillo, 2015)
<i>O. sphenophrys</i>	E	(Smith, 1960)
<i>O. undulatus</i>	E	(Jan, 1859)
GÉNERO <i>Porthidium</i>	5/3	
<i>P. dunni</i>	E	(Hartweg & Oliver, 1938)
<i>P. hespere</i>	E	(Campbell, 1976)
<i>P. nasutum</i>		(Bocourt, 1868)
<i>P. ophryomegas</i>		(Bocourt, 1868)
<i>P. yucatanicum</i>	E	(Smith, 1941)
GÉNERO <i>Sistrurus</i>	3/0	
<i>S. catenatus</i>		(Rafinesque, 1818)
<i>S. miliarius</i>		(Linneaus, 1766)
<i>S. tergeminus</i>		(Say, 1823)

Nuevos registros para Morelos y Puebla, con algunas anotaciones de la ranita costera *Craugastor occidentalis* (Taylor, 1941) endémica de México

Adriana Judith González-Hernández^{1*}, Juana Margarita Garza-Castro¹ & Fahd Henry Carmona-Torres²

¹Laboratorio de Vertebrados, Departamento de Biología Comparada, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Circuito Interior. Ciudad Universitaria, 04510 CdMx., México. *abronia@ciencias.unam.mx

²Departamento de Etología, Fauna silvestre y Animales de laboratorio. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad Universitaria, 04510 CdMx, México.

Palabras clave: Registros, distribución, *Craugastor*, uso de hábitat, especies bioindicadoras.

Resumen: El género *Craugastor*, comúnmente llamado ranitas ladradoras, es muy diverso. En México usualmente se distribuye en áreas, climas y tipos de vegetación restringidos. Por el contrario, *Craugastor occidentalis*, tiene una distribución extraordinariamente amplia que abarca diversos estados del país, extendiéndose sobre muy distintos climas y tipos vegetacionales. Hacemos una extensa revisión de la especie, complementando y actualizando su mapa de distribución, y reportamos nuevos registros de la ranita ladradora costera para Morelos y Puebla, extendiendo su distribución hacia la parte más oriental de la República Mexicana.

Cita: González-Hernández, A., J. M. Garza-Castro & F. H. Carmona-Torres. 2023. Nuevos registros para Morelos y Puebla, con algunas anotaciones de la ranita costera *Craugastor occidentalis* (Taylor, 1941) endémica de México. *Herpetología Mexicana*, 6: 83-86.

DISTRIBUCIÓN

El género *Craugastor* se caracteriza por tener distribuciones restringidas y vivir en ambientes y tipos vegetacionales específicos. Particularmente, la rana ladradora costera, *Craugastor occidentalis* Taylor, 1941 (Fig. 1) es una rana endémica de México, es terrestre, con desarrollo directo (no



Figura 1. *Craugastor occidentalis*. Foto: Fahd Henry CarmonaTorres.

forman larvas) y previamente reportada para los estados mexicanos de Sonora, Sinaloa, Durango, Nayarit, Jalisco, Colima, Michoacán, Guerrero y Estado de México (Rorabaugh, 2008; Aguilar-Miguel et al., 2009; Torres-López, 2011; Streicher, 2012).

NUEVOS REGISTROS

Durante un estudio sobre la herpetofauna del municipio de Teotlaco, sureste de Puebla, México, colectamos un ejemplar de *C. occidentalis* el 7 de junio del 2008, encontrado en un bosque tropical bajo caducifolio (18°27'22.9" N y -98°49'20.5" W; WGS 84) a 1,127 m de elevación y que fue ingresado a la Colección Nacional de

Anfibios y Reptiles del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México (CNAR-IBUNAM) con el número de catálogo CNAR-IBH 23616. Al revisar todos los ejemplares de la CNAR-IBUNAM, la literatura y la base de datos del SNIB (2023) se observó que este hallazgo se convierte en el primer registro de la especie para el estado de Puebla.

Al mismo tiempo, se continuó revisando los especímenes de la colección para saber hasta donde se extendía la distribución de *C. occidentalis* y se descubrió un nuevo ejemplar de la especie (CNAR-IBH 2907) en Cañón de Lobos, Municipio de Yauatepec de Zaragoza, Morelos (18°51'36" N y -99°7'12" W; WGS 84) colectado por Oscar

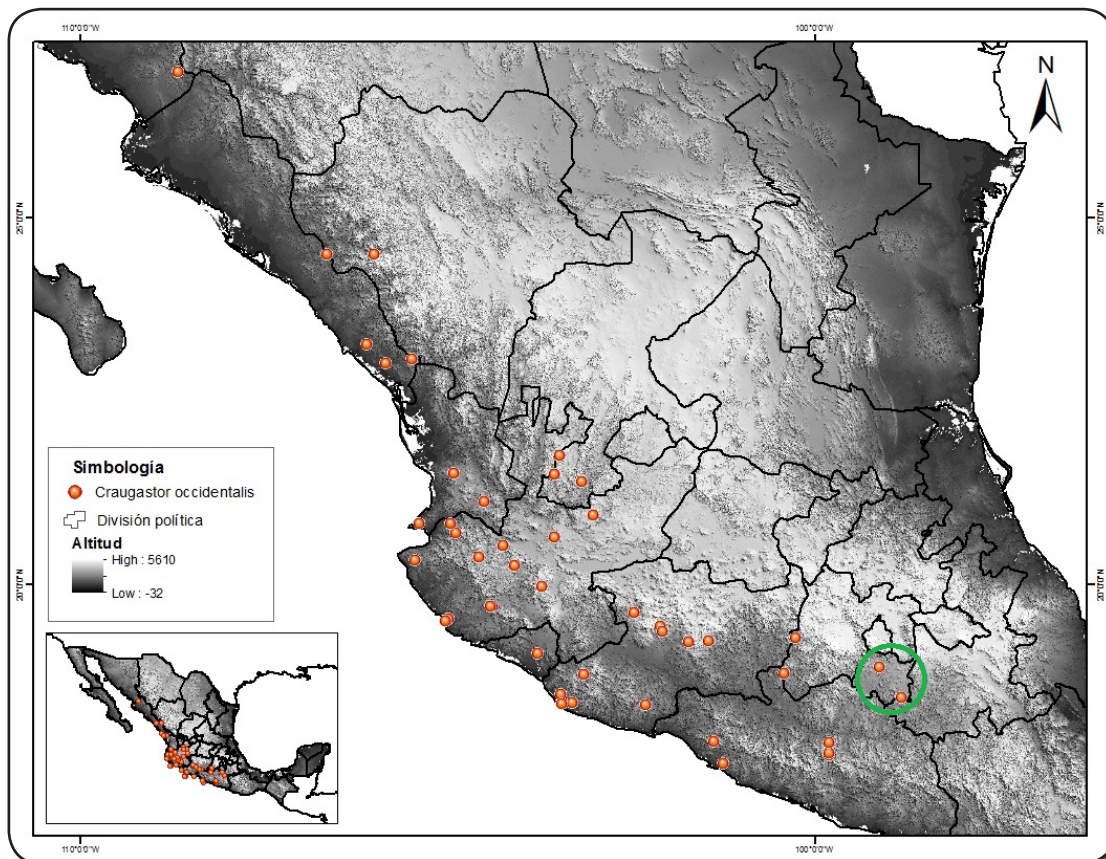


Figura 2. Mapa de distribución actual de *Craugastor occidentalis* basado en los reportes de literatura y colecciones científicas. Nótese en el círculo verde la distribución de los ejemplares de este estudio en la parte más oriental de México.

Sánchez Herrera en 1977.

Si bien en el mapa de distribución de la plataforma de Enciclovida (2023) de CONABIO (2023) aparecen algunas observaciones de la especie en Emiliano Zapata, Puente de Ixtla, Sierra de Huautla y Tepalcingo (El Limón) en Morelos, éstos no están reportadas o verificadas de manera formal en ninguna publicación ni base de datos, por lo que este ejemplar también resultó ser el primer registro corroborado de *C. occidentalis* para el estado de Morelos.

Lo anterior significa que el ejemplar de Teotlaco, Puebla, amplía su distribución con respecto al de Cañón de Lobos, Morelos en el NO, a una distancia de 54.61 km, y se registra además, como el punto más alejado al oriente del país (Fig. 2). La identidad específica de ambos ejemplares fue verificada por Luis Canseco-Márquez.

CATEGORÍA SUCEDÁNEA

Las especies sucedáneas o representantes son aquellas que se usan para estimar parcialmente el estado y las estrategias de conservación de los ecosistemas; las principales categorías son: las especies clave, paraguas, banderas, indicadoras y focales (Isasi-Catalá, 2011). Son especies representantes porque como lo indica su nombre, una sola especie puede representar la importancia de su función en la naturaleza, que también la comparte con muchas otras especies, de modo que, si se protege a una, se protegen a las demás.

Ahora bien, *Craugastor occidentalis* se distribuye entre el polígono geográfico 26° 59' 0.99" a 17° 33' 12.1" N de latitud y 106° 38' 54.53" a 98° 49' 20" W de longitud, con un rango de elevación que va de 36 a 2272 m; es decir, con una distribución muy extensa (Fig. 2). Es una especie que se encuentra generalmente en la hojarasca del bosque, y García & Ceballos (1994) mencionan

que los huevos se depositan en el suelo del bosque entre rocas, musgos o debajo de troncos en descomposición, y ciertamente, muchas especies de *Craugastor* habitan en bosques preservados o están asociadas a ríos.

Por otro lado, Lynch & Duellman (1997) consideraron a esta rana como una especie sensible a las perturbaciones e indicadora de la salud del bosque. Sin embargo, contrariamente a lo que afirman estos autores, se anota que la especie no puede ser un buen indicador de perturbación, ya que según la información de las bases de datos revisadas en este trabajo, indican que esta especie ha sido colectada en las riberas de ríos, sobre mantillo, pasto, debajo de nopales y sobre grandes rocas de áreas antropizadas, que incluyen tierras agrícolas temporales y de riego, áreas de pastizales inducidos y cultivados, y asentamientos humanos, por ejemplo, en Tejupilco, Estado de México y Coquío, Jalisco.

Agradecimientos. Agradecemos a Alfonso Carbajal Domínguez por la elaboración del mapa de distribución y a la gente de Teotlaco, Puebla, por la asistencia de campo y los permisos para acceder al sitio de colecta. A los revisores anónimos que mejoraron notablemente el artículo.

LITERATURA CITADA

Aguilar-Miguel, X., G. Casas-Andreu, P. J. Ramos, & E. Cantellano de Rosas. 2009. Análisis espacial y conservación de los anfibios y reptiles del Estado de México. *Ciencia Ergo Sum*, 16 (2):171-180.

CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad). 2023. Catálogo de autoridades taxonómicas de especies

de flora y fauna con distribución en México. Base de datos SNIB-CONABIO, México. <https://www.snib.mx/taxonomia/descarga/>

Licenciatura, Facultad de Biología UMSNH, 207 pp.

Enciclovida. 2023. *Craugastor-occidentalis*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. <https://enciclovida.mx/especies/35379-craugastor-occidentalis>

García, A. & G. Ceballos. 1994. Guía de campo de los reptiles y anfibios de la costa de Jalisco, México. Fundación Ecológica de Cuixmala, A. C. Instituto de Biología, UNAM, 184 pp.

Isasi-Catalá, E. 2011. Los conceptos de especies indicadoras, paraguas, banderas y claves: su uso y abuso en ecología de la conservación. *Interciencia*, 36 (1): 31-38.

Lynch, J. D. & W. E. Duellman. 1997. Frogs of the genus *Eleutherodactylus* in western Ecuador: Systematics, Ecology and Biogeography. University of Kansas Natural History Museum Special Publication, 23, 1-236.

Rorabaugh, J. C. 2008. An introduction to the herpetofauna of mainland Sonora, Mexico, with comments on conservation and management. *Journal of the Arizona-Nevada Academy of Science* 40 (1): 20-65.

SNIB (Sistema Nacional de Información sobre Biodiversidad). 2023. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. <https://www.snib.mx/>

Streicher, J. W. 2012. Evolutionary relationships in some northern groups of the direct-developing frog Genus *Craugastor* (Anura: Craugastoridae). Thesis PhD. University of Texas at Arlington.

Torres-López, M. Y. 2011. Herpetofauna del municipio de Ario de Rosales, Michoacán. Tesis de

Herpetofauna y plantas del Pedregal de San Ángel: pequeñas fundadoras, grandes beneficios

Paola Flores-Solis, Ana Karen Arias-Basilio, Andrea Vianey Zaldivar-Ávila, Edgar Ulises Castillo-Ruíz, Mariza Belén Sánchez-Reyes & Valentina Itzamma Cabrera-Gutiérrez

Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Cto. Interior Cd. Universitaria,
C. P. 04510, Coyoacán, CDMX. paola.flores@ciencias.unam.mx

Palabras clave: Briofitas, anfibios, reptiles, especies invasoras, REPSA.

Cita: Flores-Solis, P., A. K. Arias-Basilio, A. V. Zaldivar-Ávila, E. U. Castillo-Ruíz, M. B. Sánchez-Reyes & V. I. Cabrera-Gutiérrez. 2023. Herpetofauna y plantas del Pedregal de San Ángel: pequeñas fundadoras, grandes beneficios. *Herpetología Mexicana*, 6: 87-98.

UNA RANA PEQUEÑA

Recientemente se le ha prestado atención a una pequeña rana que habita solo en el Valle de México, específicamente en los pedregales volcánicos de la parte sur de la Ciudad de México, nos referimos a la “ranita de pedregal” o “ranita fisgona mayor” *Eleutherodactylus grandis* (Fig. 1).

Se trata de una especie endémica y protegida por riesgo de amenaza en la región (Balderas-Valdivia et al., 2014; SEMARNAT, 2019), que, aunque pequeña, tiene un enorme valor por ser una portavoz natural de la salud de todo un ecosistema; es decir, se trata, como ya lo veremos, de una especie bioindicadora. Descifrar el lenguaje de la naturaleza no es algo simple, y decodificarlo para entender los

mensajes indirectos de especies como ésta, ha sido una cuestión de ingenio y creatividad de los naturalistas estudiosos.

Para la mayoría de los habitantes de la región, ésta y otras pequeñas especies generalmente pasan desapercibidas, nos atrevemos a decir que incluso, y lamentablemente, desconocen su existencia y cómo se relacionan con otros seres vivos, incluidos nosotros. Esto, nos compromete entonces a platicar sobre sus historias naturales, y por qué debemos esforzarnos por saber y divulgar este conocimiento.



FIGURA 1. “Ranita de pedregal” *Eleutherodactylus grandis* sobre un lecho de roca basáltica en la Senda Ecológica de la Zona de amortiguamiento A4 junto a Universum, UNAM (ver Fig. 2).

Empecemos por contar que el ámbito hogareño, que es el espacio necesario que ocupa la ranita *Eleutherodactylus grandis* para poder sobrevivir, es pequeño, y según los primeros estudios de Juárez-Robles (2022) es de apenas 0.40 m². No obstante, el área pequeña, otro estudio de

Serrano et al. (2022), reconocen que la rana parece ser relativamente abundante en las pocas y valiosas reservas de pedregales que todavía quedan (Fig. 2). Un ejemplo son la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel (REPSA) y el Parque Ecoguardas de la Fig. 2, donde, además, los autores anotan una

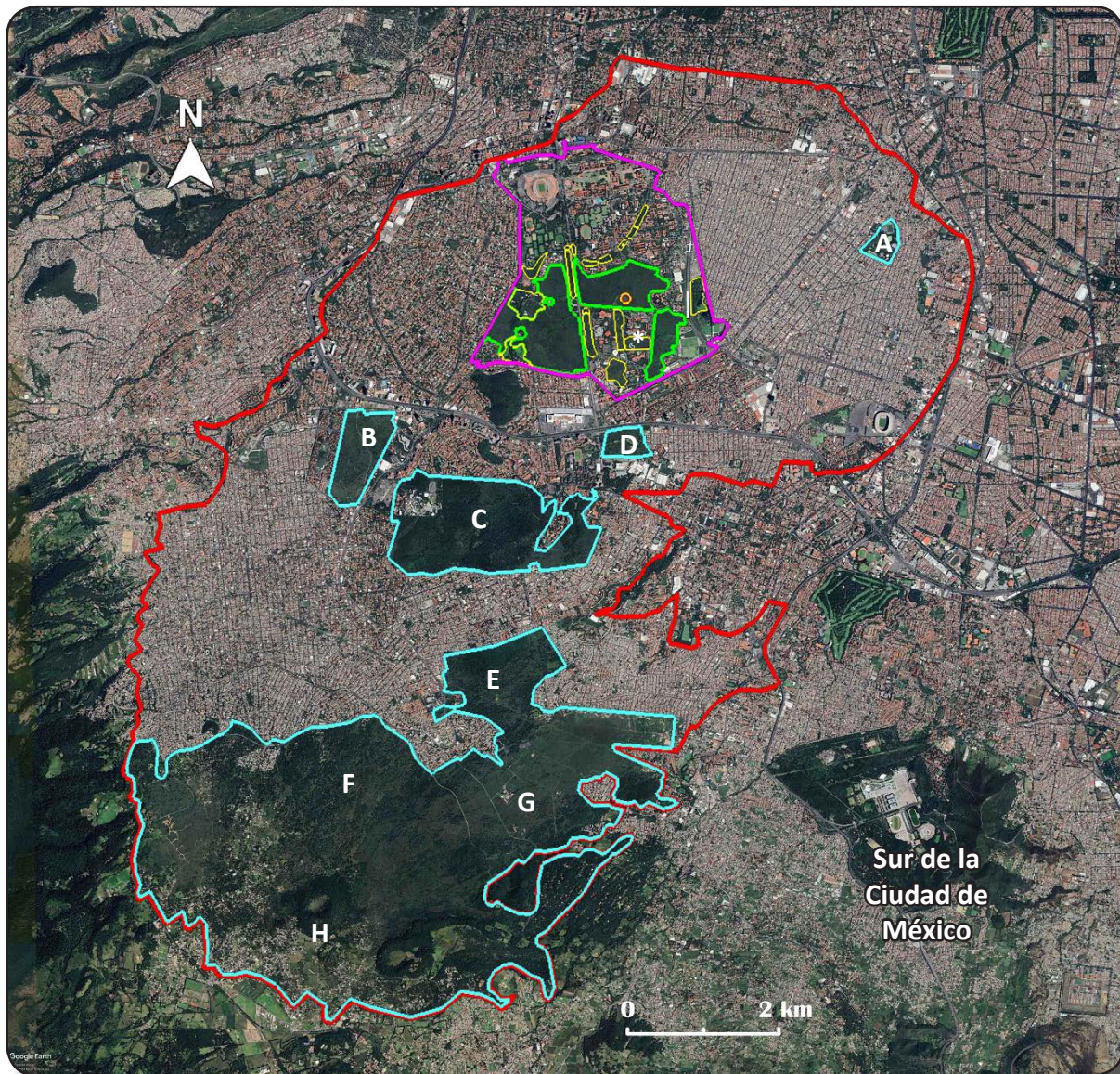


Figura 2. Derrame aproximado del volcán Xitle al sur de la Ciudad de México (línea roja). Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel (REPSA) dentro de la Universidad Nacional Autónoma de México (línea magenta): líneas verdes = zonas núcleo; líneas amarillas = zonas de amortiguamiento; * = Senda Ecológica (zona de amortiguamiento A4). Algunos pedregales remanentes (línea azul): A = Huayamilpas, B = Predio Los Encinos, C = Bosque de Tlalpan [Área Natural Protegida], D = Cuicuilco, E = Ecoguardas, F = Lomas del Seminario, G = Parque Ecológico de la Ciudad de México, H = Volcán Xitle. Elaboración propia de la zonificación, basada en las figuras de Lot & Camarena (2009), Lot et al. (2012), Peralta-Higuera & Prado-Molina (2009), Zambrano et al. (2016) y (SEREPSA, 2022). Fuente de imágenes: Maps Data de Google Earth Pro (2023).

observación muy valiosa, que la vegetación nativa está invadida con especies de plantas exóticas (que no evolucionaron o se establecieron de manera natural en ese sitio) en aproximadamente un 3% (aunque otros datos indican otras proporciones; ver Zambrano et al., 2016). Mucho antes y, por el contrario, Palacio-Prieto & Guilbaud (2015) notaron que, en otros pedregales cercanos como el Bosque de Tlalpan, el grado de invasión de plantas exóticas es de un 50%. Lo preocupante de esta información es que Juárez-Robles (2022) señala que la ranita de pedregal parece estar ausente en este último bosque, añadiendo que dicha ausencia podría estar relacionada con la invasión de plantas exóticas.

VEGETACIÓN INVASORA

La introducción de especies exóticas invasoras es por supuesto resultado de la ignorancia

humana y sus acciones erróneas, afectando a los ecosistemas y a nosotros mismos. Hay una gran cantidad de especies de plantas exóticas invasoras que desplazan y afectan al ecosistema de los pedregales en San Ángel y las otras zonas rocosas. Entre las especies más comunes y severas podemos citar al “eucalipto” *Eucalyptus* spp., la “cola de león” *Leonotis leonorus*, el “kalanchoe” *Kalanchoe serrata*, el “muérdago” *Struthanthus* spp., el “pasto kikuyo” *Pennisetum clandestinum* (Figs. 3 y 4) y desafortunadamente otras más (ver Castillo-Argüero et al., 2009; Maravilla-Romero et al., 2009; Segura-Burciaga, 2009; Zambrano et al., 2016).

Al respecto, está comprobado que la transformación del hábitat con especies vegetales invasoras altera la química, la física y la funcionalidad del suelo, donde los anfibios en general (ranas, salamandras y cecilias) son susceptibles a estas alteraciones.

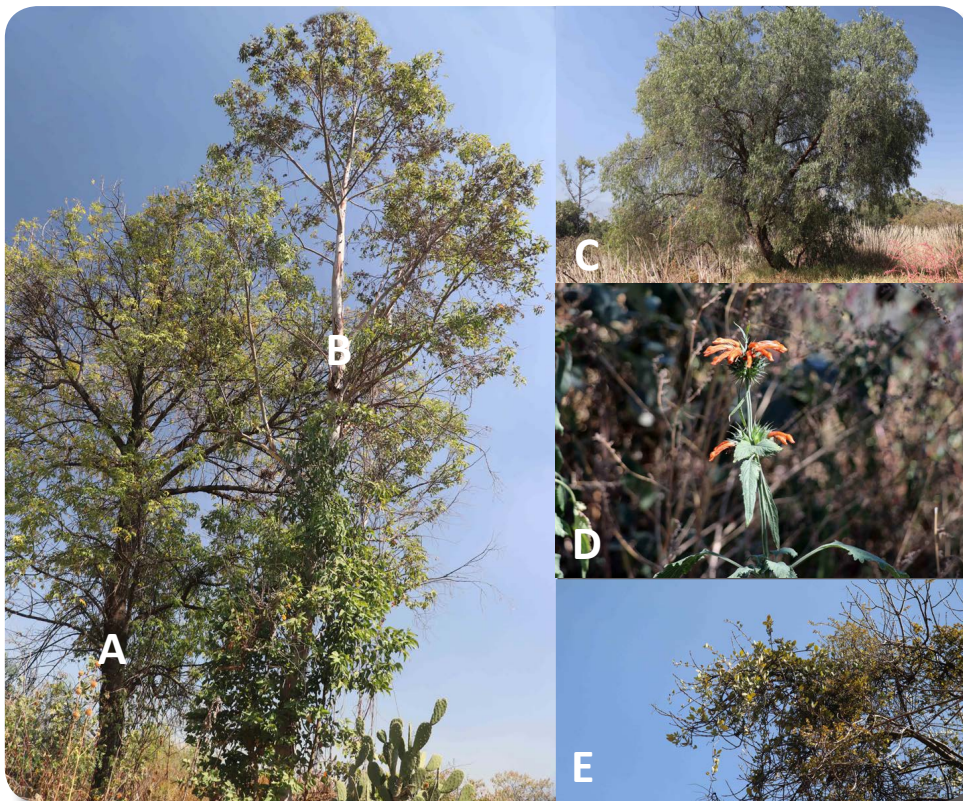


FIGURA 3. Ejemplo de cinco especies vegetales exóticas invasoras registradas en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel. El árbol bajo (A) corresponde a un fresno (*Fraxinus uhdei*) y el alto (B) es un eucalipto (*Eucalyptus* sp.); C) un árbol de “pirul” (*Schinus mole*) en la época de secas, se observa que creció entre pastos nativos o zacatón (*Muhlenbergia* sp.); D) “cola de león” (*Leonotis leonorus*), nótese su persistencia en la temporada seca del año; E) “muérdago” (*Struthanthus* sp.) observado a la orilla de la Zona de Amortiguamiento A4 de la RPSA frente a Universum, Museo de las Ciencias, UNAM.



FIGURA 4. A) “pasto kikuyo” (*Pennisetum clandestinum*) en la REPSA creciendo invasivamente en la época de lluvias, se observa al “chapulín” *Sphenarium purpurascens* (nativo) forrajeando las hojas de la poca vegetación nativa que puede desarrollarse entre el pasto; B) el mismo pasto exótico invasor en la temporada de secas que creció a la orilla del sendero interpretativo de la Senda Ecológica de la REPSA y que se convierte en un factor de riesgo por ser iniciador de incendios; C) un incendio favorecido por el “pasto kikuyo” a unos metros de la fotografía B.

Por ejemplo, Maravilla-Romero et al. (2009) y Segura-Burciaga (2009) señalan que las plantas exóticas producen modificación en la temperatura, en la intensidad de la luz en el microhábitat a consecuencia del cambio en el área la cobertura vegetal, además de producir compuestos químicos que impiden el crecimiento de otras especies vegetales y la muerte de insectos por intoxicación con el néctar de las flores invasoras. Todo esto lleva a una cadena de eventos negativos identificados como factores de riesgo (Lot et al., 2012; Zambrano et al., 2016), tales como cambios en los niveles de evaporación y afectación en la reproducción de la arthropofauna nativa (insectos, arañas y relativos) que sirven de alimento a las ranitas, lagartijas y otras especies depredadoras. También se producen cambios de las condiciones microambientales para

la incubación adecuada de los huevos de anfibios y otros animales, así como la alteración de refugios seguros que deben tener agua limpia, estar libres de enfermedades y parásitos que suelen acompañar a las especies exóticas.

Tales daños implican una indudable amenaza para las especies del ecosistema, en esta caso para la herpetofauna que es muy sensible a la degradación y la fragmentación del hábitat, y es un hecho que para la ranita del pedregal el riesgo es mayor (Lot et al., 2012; Domínguez-Vega & Zuria, 2016; Cruz-Elizalde et al., 2018), ya que al tener un área de distribución restringida y un ámbito hogareño pequeño están limitadas para poder moverse a grandes distancias ante los efectos de la antropización (transformación del ambiente por

humanos) que son cada vez más severos para la vida silvestre y en consecuencia para todos (Ramírez-Bautista & Pineda-López, 2016; Ornelas-García et al., 2019). Ante este fenómeno, es lamentable admitir la ausencia de la ranita en ciertas zonas del pedregal y el mensaje de alarma cuya lectura es “daño al ecosistema”, no solo porque ésta ya no está en ciertos sitios, sino, porque es un daño que nos causamos a nosotros mismos. En general estas ranitas prestan otros servicios ambientales, como el control de poblaciones o plagas de artrópodos, como una parte o elemento funcional del ecosistema y como especie bioindicadora.

PEQUEÑAS PLANTAS, GRANDES FUNDADORAS

En la REPSA y los pedregales de la zona, y luego de la erupción del volcán Xitle que creó un nuevo paisaje rocoso (ver Siebe, 2009), a la flora nativa le ha tomado cerca de 1,670 años para establecerse, desarrollarse, adaptarse y evolucionar con otras especies del ecosistema de

manera equilibrada, funcional y permanente, proporcionando una interacción única en la que provee, humedad, sombra, alimento, refugio, reciclaje de nutrientes, captura de compuestos atmosféricos, aire limpio, flujo de energía y de biomasa. Todo lo anterior, como en cualquier ecosistema, en cantidades y momentos determinados que permiten la continuidad de la vida de una manera recurrente, equilibrada y diversa que nos producen bienestar desde la REPSA (MEA, 2005; Nava-López et al., 2009). Hay una gran diversidad de plantas que ha podido desarrollarse exitosamente en este ambiente aparentemente hostil, pero primero queremos destacar de manera particular a las briofitas.

Las briofitas son un grupo de plantas relativamente pequeñas no vasculares; es decir, sin raíces, tallos y hojas que están representadas por tres líneas evolutivas: los musgos (Fig. 5), las hepáticas (Fig. 6) y los antoceros (Fig. 7). Se trata plantas terrestres que en su mayoría habitan lugares húmedos y poseen una combinación de

características únicas, tales como ser poiquilohídricas ya que carecen de mecanismos para regular o mantener el contenido de agua que evite su desecación, aunque pueden permanecer latentes mucho tiempo cuando se secan; tienen una fase dominante del gametofito o sexual



FIGURA 5. Musgos del género *Bryum* desarrollándose entre las rocas basálticas del Pedregal de San Ángel.



FIGURA 6. Desarrollo de la hepática *Marchantia chenopoda* desde una oquedad del basalto en la Senda Ecológica (Zona de amortiguamiento A4) de la REPSA.

(células haploides [con un juego de cromosomas]) que es el cuerpo de la planta que más observamos en su ciclo de vida, el cual además, es fotosintético (Goffinet & Shaw, 2009; Morales-Baquero et al., 2017; Delgadillo-Moya et al., 2022).

millones de años, al ser ellas las primeras plantas en aparecer, evolucionar y colonizar tierra firme (Morales-Baquero et al., 2017).

Pero ¿qué tienen que ver este tipo de plantas con las ranas y los anfibios en general? Pues mucho, ya que no solo las briofitas, si no, casi todos los anfibios también son poiquilohídricos y únicamente en determinados espacios pueden desarrollarse. Además, estas formas vegetales tienen un enorme valor ecológico por la estrecha relación con el agua y su capacidad de recircularla, convirtiéndose en la principal propiedad que permiten la supervivencia

En el derrame volcánico del Xitle, pese a su suelo hostil, los tres linajes de estas pequeñas y delicadas plantas pueden encontrarse ahí. De hecho, se propone que fueron los precursores de la colonización vegetal y la sucesión de plantas en este ecosistema (Delgadillo-M. & Cárdenas-S., 2009), tal como también ocurrió en el planeta hace



FIGURA 7. Aspecto de un antocerote (*Anthoceros* sp.; Foto: HermannSchachner, CC0 1).

y reproducción no solo de los anfibios, si no de otros seres vivos, ya que en este ambiente húmedo evolucionaron y es el que necesariamente requieren como resultado adaptativo que ha llevado miles o millones de años en lograrse.

carbono, nitrógeno, hierro, cobre, plomo y cadmio, siendo bio-funciones de las que todos los seres vivos obtenemos un provecho.

OTRAS ASOCIACIONES

Existen otras plantas vasculares asociadas con las briofitas como el caso de las pteridofitas (helechos y afines). Un ejemplo es *Adiantum andicola* (Fig. 8) que es común en la REPSA en ambientes húmedos y sombreados, indicando la presencia de microhábitats adecuados para el desarrollo, reproducción y alimentación de los anfibios en el ecosistema. Las especies del género *Selaginella* (Fig. 9) o “doradilla” también muy conocidas, son otro ejemplo, las cuales



FIGURA 8. Helecho *Adiantum andicola* entre las rocas basálticas en un microambiente húmedo y sombreado, lo que indica la presencia de condiciones favorables para el establecimiento de otras especies animales que así lo requieren.

En general, Morales-Baquero et al. (2017) resumen que las briofitas son necesarias para el establecimiento, desarrollo y sustentabilidad de los seres vivos, inician el proceso de sucesión de comunidades bióticas en nuevos ecosistemas, forman biomasa y materia para la herbivoría, son parte de la descomposición orgánica y ciclo de nutrientes, reacondicionan el suelo para el soporte de plantas vasculares y animales, son captadoras de agua e indicadoras de pH, evitan el deterioro por lluvias fuertes y la erosión del suelo, sirven como cementante en suelos inclinados, retienen nutrientes orgánicos así como sales y otros minerales, fijan bióxido de



FIGURA 9. “Doradilla” (*Selaginella lepidophylla*) durante la temporada lluviosa asociada a musgos en la REPSA.

por cierto contienen una sustancia llamada trehalosa que les permite rehidratarse rápidamente luego de largos periodos de desecación (Figuroa-Soto et al., 2014), lo que ocasiona un estado húmedo a nivel de microambiente que es favorable para otras especies.

También es importante mencionar a los líquenes (Fig. 10), los cuales son una relación simbiótica entre hongos (micobionte) y una o varias especies fotosintéticas de algas o cianobacterias (fotobiontes) y que se encuentran diversamente representados en el derrame rocoso del Xitle y muy asociados a las briofitas y pteridofitas, indicando la presencia recurrente de humedad (Delgadillo-M. & Cárdenas-S., 2009; Herrera-Campos & Lücking, 2009).

MÁS ANFIBIOS

En la REPSA y en toda la formación de pedregales del volcán Xitle de la región, habitan otros anfibios, entre estos, tres



FIGURA 11. Aspecto de la “salamandrita de pie plano” *Chiropterotriton orculus* (juvenil) una especie endémica del centro de México y habitante de los pedregales del volcán Xitle. Foto: Michel Ozalde.



FIGURA 10. Un líquen *Xanthoparmelia* sp. y algunos musgos creciendo juntos sobre las rocas basálticas de la REPSA.

especies de salamandras sin pulmones (familia Plethodontidae) y que son endémicas del centro de México. Al respecto, Méndez de la Cruz et al. (2009) y Balderas-Valdivia et al. (2014) registran a la “salamandrita de pie plano” *Chiropterotriton orculus* (Fig. 11), al “tlaconete dorado” *Pseudoeurycea leprosa* (Fig. 12), y a la “salamandrita pinta o regordeta” *Aquiloerycea cephalica* (Fig. 13), las cuales se adaptaron a vivir sobre el lecho rocoso y sus grietas gracias a la presencia de la cobertura vegetal en el suelo, ya que les brinda, humedad, sombra y amortigua de los extremos de la temperatura causada por la roca basáltica oscura en el verano o el seco estiaje en primavera.



FIGURA 12. Un “tlaconete dorado” *Pseudoeurycea leprosa* sobre un manto de musgo, el cual mantiene las condiciones de humedad microambientales necesarias para la salamandra. Foto: Jazmín Flores.

Estas pequeñas salamandras brindan importantes servicios ecosistémicos para nosotros, pues como depredadores, controlan las poblaciones de pequeños invertebrados del suelo, en general estos anfibios son indicadores biológicos (Rice et al., 2006; Valencia-Aguilar et al., 2013) por su

la luz directa del Sol, y además, son sensibles a los cambios en la composición de la hojarasca del suelo (Balderas-Valdivia et al., 2014 y 2022).

Por último, no podría dejar de señalarse que las salamandras de esta familia también forman parte de la red trófica y sirven de alimento a otras pequeñas especies carnívoras (Balderas-Valdivia et al., 2022) lo que permite la circulación de la biomasa y la energía, y la nutrición de suelo por sus desechos orgánicos. Todo en su conjunto no solo es saber por conocer, ya que en estos tiempos de crisis ambiental la comprensión del funcionamiento de

los elementos de un ecosistema es lo que le da sentido a cualquier actividad con miras a la sustentabilidad, ya que el uso de los recursos naturales tiene que ver con el valor de estos para establecer los límites en su utilización.



FIGURA 13. Un juvenil de la “salamandrita pinta” *Aquiloeurycea cephalica* entre antocerotes (delante de ella) y musgos (detrás de ella). Foto: Carlos Balderas.

sensibilidad a la falta o contaminación del agua, a los cambios en la sombra producida por la cobertura vegetal, pues son especies que no toleran

Agradecimientos. A los compañeros de grupo y a los profesores Nathalie Cabriol y Marcelo Rojas del taller Procesos de la biósfera, sustentabilidad y sociedad de la Facultad de Ciencias, UNAM por la oportunidad de este trabajo. A los dos revisores anónimos que desinteresadamente robustecieron ampliamente los contenidos del manuscrito con sus sugerencias.

LITERATURA CITADA

- Balderas-Valdivia, C. J., A. J. X. González-Hernández & A. Miranda-Cruz. 2022. Inventario fotográfico de la herpetofauna del Parque Nacional Lagunas de Zempoala y su zona de influencia. *Herpetología Mexicana*. 96 pp. https://herpetologiamexicana.org/wp-content/uploads/2022/02/Balderas-Valdivia-et-al_2022_PNLZ-HM.pdf
- Balderas-Valdivia, C. J., J. F. Mendoza-Santos & A. Alvarado-Zink. 2014. Guía de Anfibios y Reptiles. Divulgación de la Ciencia y Educación Ambiental Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel. Dirección General de Divulgación de la Ciencia, Universidad Nacional Autónoma de México, 80 pp.
- Castillo-Argüero, S. Y. Martínez-Orea, J. A. Meave, M. Hernández-Apolinar, O. Nuñez-Castillo, G. Santibañez-Andrade & P. Guadarrama-Chávez. 2009. Flora: susceptibilidad de la comunidad a la invasión de malezas nativas y exóticas. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 107-133. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Cruz-Elizalde, R., A. Ramírez-Bautista, U. Hernández-Salinas, I. Magno-Benítez, A. García-Rosales & R. Pineda-López. 2018. Riqueza y diversidad de anfibios y reptiles en algunas Áreas Naturales Protegidas del Valle de México. In: A. Ramírez-Bautista, & R. Pineda-López (Eds.), Pp. 5-17. *Ecología y Conservación de Fauna en Ambientes Antropizados*. REFAMA-CONACyT-UAQ. Querétaro. México.
- Delgadillo-M., C. & A. Cárdenas-S. 2009. Musgos y otras briofitas de importancia en la sucesión primaria: In: Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 101-105. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Delgadillo-Moya, C., D. A. Escolástico, E. Hernández-Rodríguez, P. Herrera-Paniagua, P. Peña-Retes & C. Juárez-Martínez. 2022. Manual de Briofitas. Universidad Nacional Autónoma de México. 156 pp.
- Domínguez-Vega, H., & I. Zuria. 2016. Ecología urbana y herpetofauna en México: potencial de un nicho poco explorado. *Herreriana*, 12 (1): 31-34.
- Figuroa-Soto, C. G., E. Terán-Acuña & E. M. Valenzuela-Soto. 2014. Cambios en actividad de trehalasa están asociados a cambios en el estatus hídrico en *Selaginella lepidophylla*. *Biotecnia*, 16 (1): 15-19. <https://doi.org/10.18633/bt.v16i1.27>
- Goffinet, B. & J. Shaw. 2009. *Bryophyte Biology*. 2nd. Ed. Cambridge University Press, Cambridge. 565 pp.
- Google Earth Pro. 2023. Maps Data, Versión 7.3. https://www.google.com/intl/es_ALL/earth/about/
- Herrera-Campos, M. A., & R. Lücking. 2009. Líquenes. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 81-94. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Juárez-Robles, F. E. 2022. Abundancia y ámbito

- hogareño de anfibios endémicos en el Pedregal del Xitle de la Ciudad de México. Tesis de Licenciatura, Universidad Autónoma Metropolitana. 27 pp.
- Lot, A. & P. Camarena. 2009. El Pedregal de San Ángel de la Ciudad de México: reserva ecológica urbana de la Universidad Nacional. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 19-25. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Lot, A., M. Pérez-Escobedo, G. Gil-Alarcón, S. Rodríguez-Palacios & P. Camarena. 2012. La Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel: Atlas de riesgos. Universidad Nacional Autónoma de México. 51 pp.
- Maravilla-Romero, M. C. & Z. Cano-Santana. 2009. Riqueza florística, estado de conservación y densidad de eucaliptos en cinco zonas de amortiguamiento y un área natural no protegida de Ciudad Universitaria. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 509-521. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.
- MEA (Millennium Ecosystem Assessment). 2005. Ecosystems and human well-being. A framework for assessment. Island Press, Washington, D. C., USA.
- Méndez-de la Cruz, F. R., A. H. Díaz de la Vega-Pérez & V. H. Jiménez-Arcos. 2009. Herpetofauna. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 243-260. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Morales-Baquero, C. P., J. D. Ospino-Cerpa, J. A. Jiménez-Vásquez, A. M. Berbén-Henriquez & M. A. Negritto. 2017. Briófitos: un mundo en miniatura. INFOFLORA Boletín de Botánica, 1: 1-11.
- Nava-López, M., J. Jujnovsky, R. Salinas-Galicia, J. Álvarez-Sánchez & L. Almeida-Leñero. 2009. Servicios ecosistémicos. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 51-60. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Ornelas-García, C. P., F. Álvarez & A. Wegier (Eds.). 2019. Antropización: Primer análisis integral. Universidad Nacional Autónoma de México. 414 pp.
- Palacio-Prieto, J. L. & M-N Guilbaud. 2015. Patrimonio natural de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel y áreas cercanas: sitios de interés geológico y geomorfológico al sur de la Cuenca de México. Boletín de la Sociedad Geológica Mexicana, 67 (2): 227-244.
- Peralta-Higuera A. & J. Prado-Molina. 2009. Los límites y la cartografía. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 27-42. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Ramírez-Bautista, A. & R. Pineda-López (Eds.). 2016. Fauna Nativa en Ambientes Antropizados. CONACYT-Universidad Autónoma del estado de Querétaro. 237 pp.
- Rice, K. G., F. J. Mazzotti, J. H. Waddle & M. D. Conill. 2006. Uso de Anfibios como indicadores del éxito de la restauración de ecosistemas. Universidad de la Florida. (UF/IUFAS). CIR 1484S: 1-5.
- Segura-Burciaga, S. 2009. Introducción de especies: la invasión y el control de *Eucalyptus resinífera*. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 533-538. Biodiversidad del ecosistema Reserva

Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.

SEMARNAT (Secretaría de Medio Ambiente). 2019. Proyecto de modificación del Anexo Normativo III, Lista de especies en riesgo de la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, Diario Oficial de la Federación 14 de noviembre de 2019.

SEREPSA (Secretaría Ejecutiva de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel). 2022. Plan de manejo adaptativo REPSA CU, UNAM. Secretaría Ejecutiva de la REPSA de la Ciudad Universitaria, UNAM. CDMX, México. www.repsa.unam.mx

Serrano, J. M., Sandoval-Comte, A., Tapia-Ramírez, G., Monteverde, M. J., & Vázquez-Corzas, F. G. 2022. Anfibios terrestres que habitan en un ecosistema xérico urbano: una evaluación de ranas y salamandras en áreas protegidas de la Ciudad de México. *Revista Latinoamericana de Herpetología*, 5 (1): 179-193. <https://doi.org/10.22201/fc.25942158e.2022.1.314>

Siebe, C. 2009. La erupción del volcán Xitle y las lavas del Pedregal hace 1670 ± 35 años AP y sus implicaciones. In: A. Lot & Z. Cano-Santana, Pp. 43-49. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. (Eds.). Universidad Nacional Autónoma de México.

Valencia-Aguilar, A., A. M. Cortés-Gómez & C. Augusto Ruiz-Agudelo. 2013. Ecosystem services provided by amphibians and reptiles in Neotropical ecosystems. *International Journal of Biodiversity Science, Ecosystem Services & Management*, 2013: 1-16. <http://dx.doi.org/10.1080/21513732.2013.821168>

Zambrano, L., S. Rodríguez-Palacios, M. Pérez-Escobedo, G. Gil-Alarcón, P. Camarena & A.

Lot. 2016. La Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel: Atlas de Riesgos. 2a. Ed. Universidad Nacional Autónoma de México. 53 pp.

Herpetofauna y plantas del Pedregal de San Ángel: descanso necesario para un trabajo formidable

Edgar Ulises Castillo-Ruíz¹, Ana Karen Arias-Basilio¹, Paola Flores-Solis¹,
Andrea Vianey Zaldivar-Ávila¹, Mariza Belén Sánchez-Reyes¹,
Valentina Itzamma Cabrera-Gutiérrez¹ & Carlos Jesús Balderas-Valdivia²

¹Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Cto. Interior Cd.
Universitaria, C. P. 04510, Coyoacán, CDMX. edgaru18@ciencias.unam.mx

²Biodiversidad y Conservación de la Naturaleza, Dirección General de Divulgación de la Ciencia,
Universidad Nacional Autónoma de México, Zona Cultural, Cd. Universitaria, Coyoacán, 04510, CDMX.

Palabras clave: Plantas vasculares, reptiles, dormición, servicios ecosistémicos, verde fotosintético.

Cita: Castillo-Ruíz, E. U., A. K. Arias-Basilio, P. Flores-Solis, A. V. Zaldivar-Ávila, M. B. Sánchez-Reyes, V. I. Cabrera-Gutiérrez & C. J. Balderas-Valdivia. 2023. Herpetofauna y plantas del Pedregal de San Ángel: descanso necesario para un trabajo formidable. *Herpetología Mexicana*, 6: 99-111.

LAS PLANTAS COMO RESGUARDOS FORMIDABLES

Flores-Solis et al. (2023) refieren la importancia de la flora nativa pequeña (briofitas y vegetación asociada) para la sobrevivencia de la herpetofauna, y para el establecimiento inicial de su hábitat en los pedregales del sur de la Ciudad de México. También advierten el impacto negativo de las plantas exóticas para la vida silvestre del ecosistema, haciendo énfasis en la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel (REPSA), un ecosistema natural único y representativo. Por tal motivo, merece destacar la importancia del resto de las plantas vasculares de este ecosistema, por su notable presencia a nuestra vista y variada cobertura vegetal sobre la rigurosa roca volcánica donde se desarrolla.

Quizá debemos empezar por el arbusto de “palo loco” *Pittocaulon praecox* (Fig. 1), una de



FIGURA 1.
Arbusto de “palo loco”
Pittocaulon praecox, que le da el nombre al
ecosistema “matorral de palo loco” según
Rzedowski (1954). Se observa su follaje muy
desarrollado durante las lluvias, pero sin flor.

las especies representativas y con altos valores de importancia ecológica de este singular ecosistema también llamado “matorral xerófilo”. Este sistema natural se llama así por la abundancia de plantas adaptadas a zonas árida como el “palo loco”, por lo que más apropiadamente se le nombra “matorral de palo loco” (Rzedowski, 1954; Castillo-Argüero et al., 2007 y 2009). El “palo loco” es una peculiar especie, que mientras florece en la época de secas como una adaptación para no competir por la polinización, el resto del año reverdece proporcionando una valiosa sombra tanto a la microflora del suelo como a muchas especies de animales que necesitan protegerse de la luz solar durante el día.

Específicamente, la importancia de la sombra vegetal resalta sobre un aspecto notable de las formas reptilianas, y el cual consiste en que todo este linaje es ectotérmico; es decir, que requieren de una fuente de calor externa, en este caso del calor de Sol para calentar su cuerpo y al mismo tiempo desarrollan un comportamiento que evite su sobrecalentamiento, por lo que se mueven entre las partes soleadas y sombreadas de su hábitat (Vitt & Caldwell, 2014; Pough et al., 2022).

Otras especies vegetales, además de su valor ecosistémico por su alta productividad primaria, han adquirido también un carácter emblemático, tal es el caso de la flor de “dalia” o “acocoxóchitl” (género *Dahlia*, p. e., *D. coccinea*; Cano-Santana, 1994) que en 1963 fue declarada como “la flor nacional de México” (Treviño et al., 2007; SNICS, 2017). Es una colorida inflorescencia que puede verse en el Pedregal de San Ángel en sus versiones carmesí, naranja o violeta según la especie (Fig. 2), de la cual diversos insectos se encuentran asociados a ellas por ser fuente de alimento nectarario y de polen, insectos que, a su vez, son parte de la dieta de varias especies de reptiles.

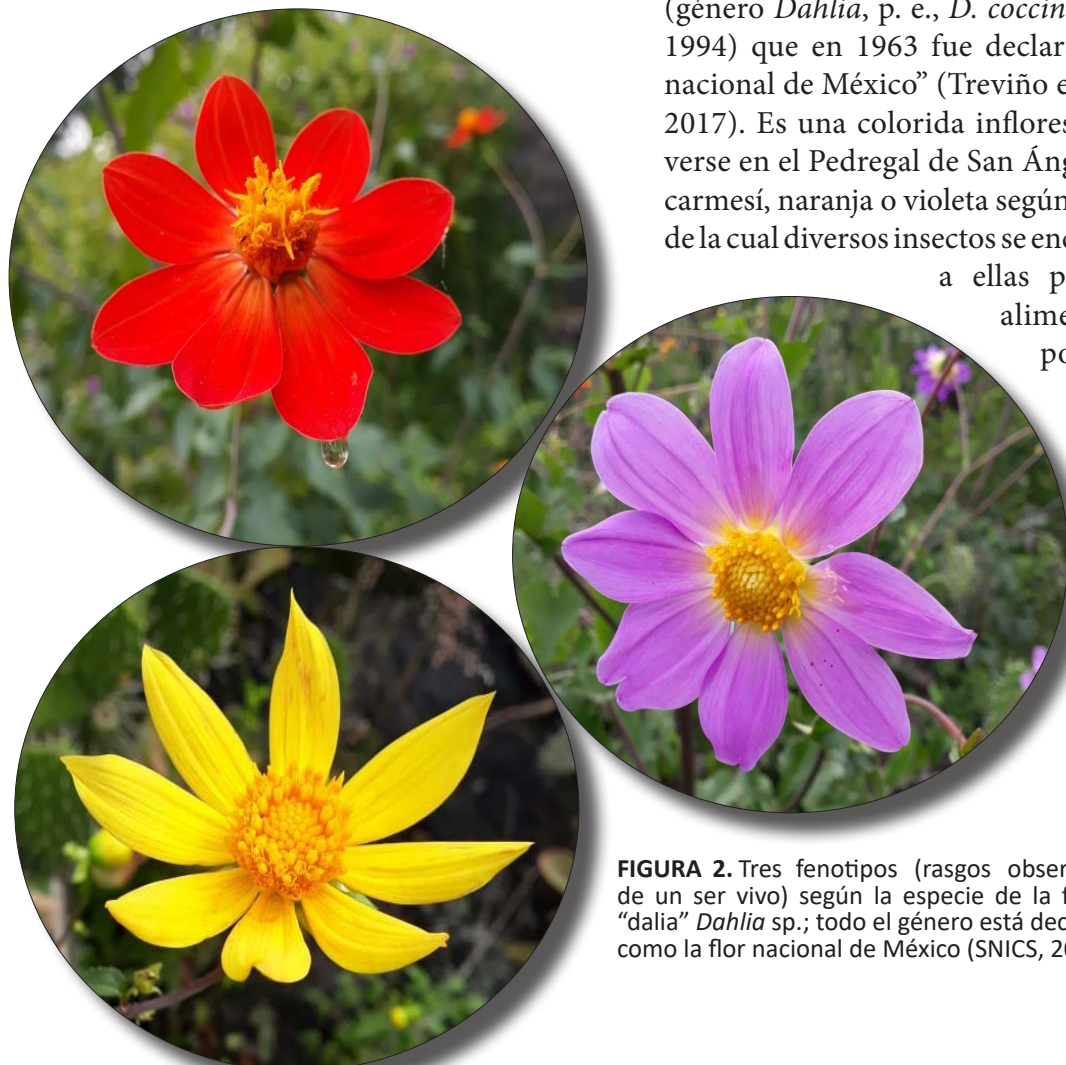


FIGURA 2. Tres fenotipos (rasgos observables de un ser vivo) según la especie de la flor de “dalia” *Dahlia* sp.; todo el género está declarado como la flor nacional de México (SNICS, 2017).

Algunos de estos ejemplos son la “lagartija de collar” *Sceloporus toquatus* (Fig. 3) que es la más grande y llamativa de la zona de pedregales, otra es la “lagartija de pastizal” *S. aeneus* (Fig. 4) que es de las más pequeñas y discretas, y la “lagartija de mezquital o de pared” *S. grammicus* posiblemente la más abundante.

Adelantemos que por lo menos 26 especies de lagartijas y serpientes han sido registradas en la región por Uribe-Peña et al., (1999), Méndez de la Cruz et al. (2009), Ramírez-Bautista et al. (2009) y Balderas-Valdivia et al. (2014), siendo uno de los grupos animales beneficiarios directos de la cobertura vegetal de este ecosistema.

Si de sombra foliar, valor energético y pequeños ecosistemas se trata, entonces ahora debemos referirnos a la “mala mujer”, “ortiga” o “chichicastle” entre otros nombres (*Wigandia*



FIGURA 3. Macho de la “lagartija de collar” *Sceloporus toquatus* perchando y termorregulando sobre la roca volcánica.



FIGURA 4. “Lagartija de pastizal” (*Sceloporus aeneus*) observada entre los pastos secos del suelo.

urens), una planta que constituye un verdadero microhábitat para decenas de especies y que no siempre ha sido apreciado, de no ser por los notables estudios de Cano-Santana (1994) y Cano-Santana & Oyama (1992 y 1994a y b), entre otros, que fueron de los primeros en destacar este importante atributo.

Si bien la planta tiene efectos irritantes para algunos mamíferos (incluidos nosotros) como un mecanismo de defensa contra la fauna herbívora y daño físico, esta especie es un paraíso para una importante cantidad de valiosos

artrópodos (p. e., insectos y arácnidos) y aves nectarívoras que dependen de sus hojas y néctar para alimentarse (Fig. 5). La notable área foliar

especies de invertebrados que se acercan y de los que pueden alimentarse; a nivel del suelo esta planta genera una gran cantidad de biomasa con

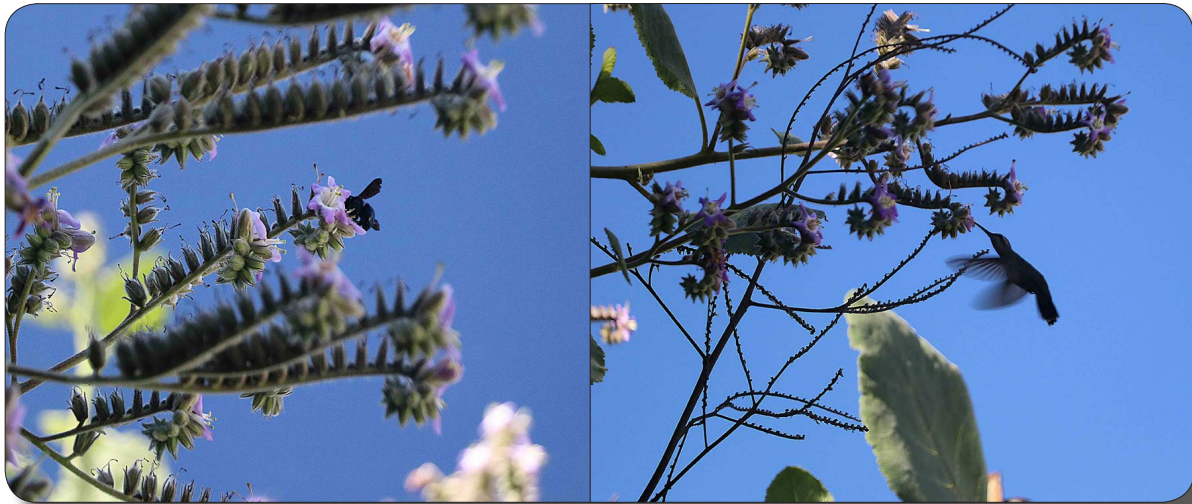


FIGURA 5. Insectos polinizadores (izquierda) y aves nectarívoras (derecha) alimentándose de la inflorescencia de la “mala mujer” *Wigandia urens*.

y altas tasas de transpiración de *Wigandia urens* (Fig. 6; Cano-Santana, 1994) significan para la herpetofauna un recurso para la termorregulación en los calurosos días despejados del verano. Por ejemplo, las lagartijas pueden perchar sobre las rocas y cerca de la planta en espera de las numerosas

sus hojas y flores secas que forman suelo, en el cual otras especies como las “culebritas de tierra” del género *Conopsis* obtienen un beneficio, ya que viven en estos ambientes alimentándose de pequeños insectos enterrados o subterráneos, mismos que se desarrollan en estas condiciones originadas por la planta.



La herpetofauna local requiere necesariamente de la cobertura vegetal para poder sobrevivir en este ambiente, en el cual la mitad del año se sobrevive bajo las presiones ambientales de un semi-desierto, y en la otra mitad, de un bosque neotropical húmedo. Además de sombra, humedad, refugio y protección, lagartijas y serpientes

FIGURA 6. Área foliar de la “mala mujer” *Wigandia urens* y la amplia sombra que proporciona a especies que requieren termorregular como las lagartijas.

obtienen indirectamente de las plantas el alimento que necesitan, pues éstas atraen grandes cantidades de invertebrados para las especies insectívoras. Entre éstas se encuentran las lagartijas y pequeñas culebritas, así como pequeños mamíferos y aves que son presas de dos las serpientes más grandes, no solo de la REPSA, si no, del Valle de México, nos referimos al enigmático y popular “cincuate”

o “alicante” *Pituophis deppei* (Fig. 7) y a la emblemática “serpiente de cascabel de cola negra”

FIGURA 7. “Cincuate” o “alicante” *Pituophis deppei*, una de las serpientes más grandes y populares del centro de México; el ejemplar fue observado atípicamente en temporada de secas en un área perturbada con riego artificial al margen de la zona de amortiguamiento A4 de la REPSA.



Crotalus molossus (Fig. 8). Ésta última, es la que se piensa está representada en el escudo nacional mexicano, por lo que además de su valor ambiental, el cultural es enorme (Balderas-Valdivia et al., 2014), desafortunadamente todo su linaje se encuentra amenazado por causas humanas.

Hablemos de una última planta que es esencial para el funcionamiento del ecosistema y la sobrevivencia

FIGURA 8. “Serpiente de cascabel de cola negra” *Crotalus molossus*, es la serpiente emblemática más importante de México, ya que se trata de la serpiente que está representada en el escudo nacional mexicano, y cuyo significado simbólico se relaciona con la fertilidad, la vida, el maíz, el viento y la forma encarnada de la entidad más prestigiada, Quetzalcóatl.

de muchas especies en el pedregal, se trata del “zacatón” *Muhlenbergia* sp. (Fig. 9), un pasto que mide de 1 a 2 m de alto, siendo también una de las plantas más importantes en cuanto a la productividad primaria en el ecosistema de acuerdo con Cano-Santana (1994) y López-Gómez et al. (2009) debido a su abundancia y al nivel de interacciones que tiene con otras especies animales (insectos, arácnidos, pequeños mamíferos, anfibios, reptiles, entre otros). Pero no solo eso, tiene además un papel trascendental como próspero refugio de animales vertebrados e invertebrados en los pedregales (López-Gómez et al., 2009), los cuales son a la vez un recurso alimentario necesario para la herpetofauna.



FIGURA 9. Aspecto del “zacatón” *Muhlenbergia* sp. al final de la temporada de lluvias sobre las extensiones planas de roca en los pedregales.

Pequeñas “lagartijas llaneras” como *Sceloporus aeneus*, la “salamandrita regordeta” *Aquiloerycea cephalica* y las serpientes de “cascabel del eje neovolcánico” *Crotalus triseriatus*, “cascabel de nueve placas” *C. ravus* y juveniles de la “cascabel de cola negra” *C. molossus*, son solo algunas de las especies herpetofaunísticas que se han observado haciendo uso de ese tipo de resguardo vegetal, que, sin él, no se completaría el embellecimiento de este notable ecosistema.

CUANDO EL PEDREGAL DESCANSA

En tierra, casi todos los seres vivos no fotosintéticos dependemos de la producción primaria de las plantas para sobrevivir, pero ¿qué sucede cuando la vegetación deja de verse al terminar las lluvias en los pedregales? Lo que se observa en las fechas y temporadas de colecta u observación de las bases de datos SNIB (2023), GBIF (2023) y en los estudios de biodiversidad y ecología de las especies registradas en el Pedregal de San Ángel (ver Rzedowski, 1954; Rojo, 1994; Uribe-Peña et al., 1999; Balderas-Valdivia et al., 2009; Lot & Cano-Santana, 2009; Méndez de la Cruz et al., 2009; Ramírez-Bautista et al., 2009; Balderas-Valdivia et al., 2014), es que, durante la época seca, la mayor parte de la herpetofauna, casi a la par con la vegetación, cesan su actividad biológica (casi no son visibles). Esto ocurre porque reducen al mínimo su actividad de forrajeo, la búsqueda de agua o pareja, la migración o la exposición al exterior.

Es una temporada larga y difícil de 6 a 7 meses (de diciembre a mayo-junio) que llamaremos Latencia Natural de las Especies o LNE (Fig. 10), en la que ranas, salamandras y la mayoría de lagartijas y serpientes pequeñas se encuentran más vulnerables a los disturbios de su hábitat, pues cualquier evento que las exponga o modifique la superficie de roca volcánica como la extracción de materiales y especies, incendios, depósito de basura (tierra, escombros), riego artificial, invasión de especies exóticas, e incluso el tránsito frecuente humano, las pone en riesgo.

En el climograma de la REPSA (Fig. 10) que fue elaborado con la información meteorológica del PEMBU (2023) e Índice de Radiación UV (Secretaría de Salud, 2023) se puede observar que entre los meses de febrero y junio hay un aumento

humedad retenida y que disminuyan los espacios de sombra para protegerse de la radiación solar y el calor extremos.

Indudablemente los anfibios y pequeñas serpientes son algunos de los seres vivos más afectados ante estos fenómenos, esto debido a su talla pequeña y/o a la dependencia del agua. En este tiempo disminuye el desarrollo de muchas herpetoformas, y algunas especies, entran en un estado llamado “dormición” (dormancy en inglés [es un error si se usa la palabra dormancia: [Hilje, 2011]) o “latencia” (letargo para algunos autores) en el que reducen al mínimo la actividad y funciones fisiológicas para conservar su energía ante el estímulo cíclico de extremos de la temperatura y humedad ambiental (Vitt & Caldwell, 2014). La estivación,

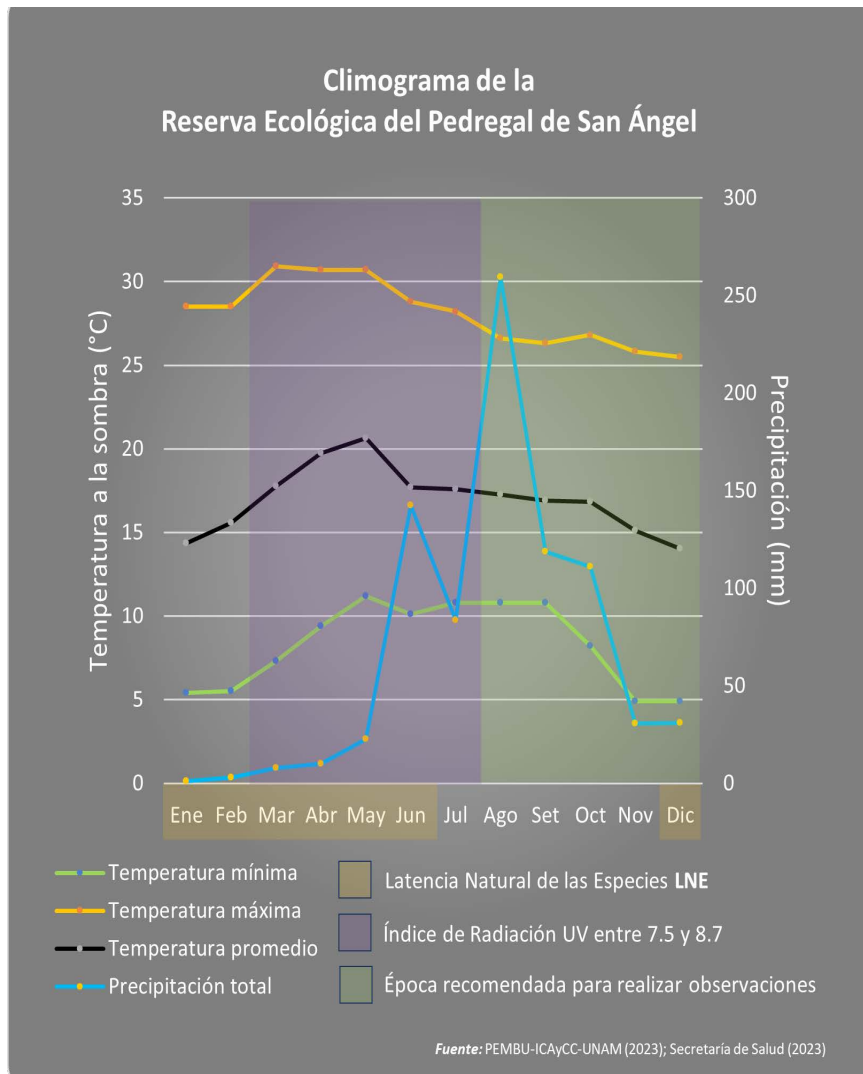


FIGURA 10. Climograma de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel que incorpora la variable Latencia Natural de las Especies (LNE), una época de menor manifestación de la vida en el ecosistema pedregal, semejante a un “descanso” como respuesta adaptativa a la sequía, variación extrema de la temperatura y reducción de alimento para depredadores y herbívoros.

notable de la temperatura, una clara reducción de la lluvia y un aumento de la radiación ultravioleta.

En estas circunstancias climáticas, la alteración intencional en la roca volcánica y la modificación de la reducida cobertura vegetal activa, que es propia de esta época, hace que aumenten los niveles de evaporación de la poca

por ejemplo, es un periodo de dormición en el que hay una depresión metabólica ocasionada por la disminución de la humedad, altas temperaturas y escasez de alimento, mientras que la hibernación es otra de sus formas causada por el efecto de bajas temperaturas y falta de alimento en anfibios y reptiles (Vitt & Caldwell, 2014; Pough et al., 2016).

OBSERVANDO Y MIDIENDO EL EFECTO DE LA VEGETACIÓN NATIVA SOBRE EL ECOSISTEMA PEDREGAL

Existen muchas formas para evaluar qué tanto aporta la cobertura vegetal a la funcionalidad de un ecosistema, y posiblemente el dato de la proporción es uno de ellos. Para esto, nos vamos a enfocar en el análisis del espectro visible de la

luz; es decir, a los colores que vemos reflejados en la REPSA. Para entenderlo, se obtuvieron dos imágenes de satélite históricas de la plataforma Google Earth Pro (2023) de la Universidad Nacional Autónoma de México al sur de la Ciudad de México y que incluye a la REPSA, donde una de las fotografías correspondió a la mitad de la temporada de secas (Fig. 11-A1) y otra a la mitad de la temporada de lluvias (Fig. 11-B1).

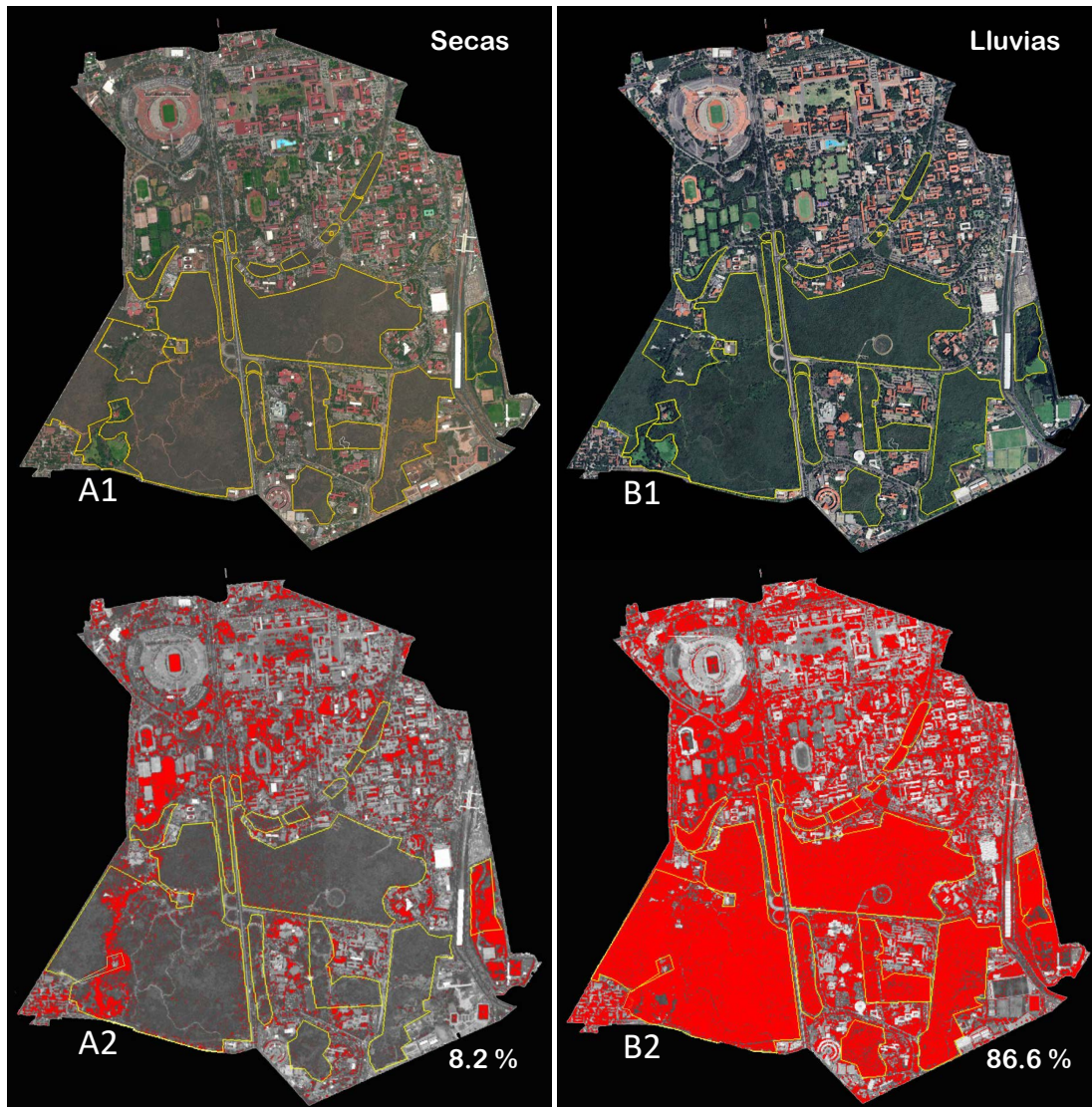


FIGURA 11. Imagen satelital de la Universidad Nacional Autónoma de México. A1) aspecto en la temporada de secas; B1) aspecto en la temporada de lluvias; A2) imagen A1 (secas) en la escala de grises filtrada por el canal rojo y revelando el espectro verde oscuro fotosintético de la vegetación en el modelo RGB cercano al intervalo 47, 104, 49 y 17, 44, 34; B2) imagen B1 (lluvias) con el mismo tratamiento que el inciso anterior. Las líneas amarillas delimitan a la REPSA, se indica el % de cobertura vegetal revelado por el color rojo de la imagen. Fuente: Maps Data de Google Earth Pro (2023).

Posteriormente se utilizó el programa ImageJ (versión 1.54) para analizar imágenes digitales y poder seleccionar únicamente el espectro verde oscuro del modelo de representación primaria combinada RGB (Red, Green, Blue, por sus siglas en inglés) cercano al intervalo 47, 104, 49 y 17, 44, 34. El color verde oscuro representa el área fotosintética que tienen las plantas en las imágenes analizadas y permite medir el espacio seleccionado dentro de esas imágenes; es decir, las zonas núcleo y de amortiguamientos que conforman como tal a la REPSA.

El resultado se obtiene cuando cada fotografía digital se descompone por separado en los tres colores primarios (canales rojo, verde y azul) y son convertidas a escala de grises. De éstas tres imágenes se escoge el canal que mejor contraste con el color verde de la vegetación, en este caso, la que se filtró por el canal rojo. Por último, para resaltar esa porción que corresponde del espectro verde, se fija un límite máximo en el umbral de la intensidad de tonos grises que permita verlo con claridad cuando se seleccionen los espacios que conforman la REPSA.

Los resultados de este análisis son reveladores, en la Fig. 11-A2 se observa que de 2.37 km² que conforman la reserva ecológica (ver Lot & Cano-Santana, 2009; SEREPSA, 2022) solo un 8.2 % (0.21 km²) muestra un área fotosintética activa (zonas núcleo y de amortiguamiento) en la temporada de secas. Cabe señalar que una parte importante de este aporte a este pequeño porcentaje no es natural, ya que es dado por la vegetación exótica en las orillas de caminos y veredas de uso frecuente y en la Cantera Oriente, así como al desarrollo de plantas acuáticas introducidas en lago artificial de este último punto. Por el contrario, la Fig. 11-B2 muestra que del espacio que conforma la reserva se detecta ahora un incremento al 86.6 % (2.21 km²) del área fotosintética activa. Se puede agregar que el porcentaje del 13.4% restante que no

es calculado o detectado por el análisis de imágenes se debe a la sombra que proyectan los arbustos, a los lechos rocosos oscuros expuestos, a las veredas sin vegetación de uso frecuente, al reflejo del agua del lago artificial de la Cantera Oriente y a un cambio en el desarrollo de las plantas acuáticas de la misma. Estos datos inéditos hablan de que el valioso ecosistema del pedregal es responsable de más del 86.6 % de la base estructural de las comunidades biológicas que ahí se han adaptado (incluida por supuesto la herpetofauna), de la posibilidad de poder sobrevivir de las especies nativas, de la funcionalidad cíclica y recurrente del matorral de palo loco en este espacio medido (y aplicable a otros semejantes) y de los servicios ecosistémicos en la época de mayor esplendor del año.

Más sorprendente aún, es que si no se mantiene o respeta el LNE en la temporada de secas, no se puede repetir el ciclo junto con sus apreciados beneficios para todos, pues no solo estamos hablando de la belleza escénica, su notable biodiversidad o recursos biológicos, ya que esto implica más captura de agua pluvial, producción de oxígeno atmosférico, captura de gases de invernadero, amortiguamiento de temperaturas extremas, control de plagas y limitación de enfermedades potenciales a humanos entre muchos otros beneficios plenamente reconocidos (Nava-López et al., 2009; Zambrano, et al., 2016; SEREPSA, 2022). Al mismo tiempo, esto nos da una idea en magnitud de la irremediable pérdida que se ha tenido al destruir este paisaje único por la urbanización al sur de la Ciudad de México, así como de lo necesario que es promover y divulgar la importancia de la conservación y restauración de la vegetación nativa, así como de las especies que dependen de ella, y viceversa, en los relictos que aún quedan de este magnífico paisaje.

Por contrario que parezca, observar el color verde fotosintético en la imagen de satélite en una temporada que no debería (secas en la

REPSA), no es necesariamente es una buena señal. La creación de cuerpos de agua artificiales, el riego intencional en jardines aledaños, así como las plantas exóticas introducidas que son resistentes a la sequía modifican las condiciones naturales del ecosistema (Flores-Solis et al., 2023) y causan confusión en otras especies. Por ejemplo, algunas serpientes como el caso del “cincuate” son estimuladas a salir de su estado de dormición por la presencia de humedad (Fig. 7) y comienzan la búsqueda de presas para alimentarse; sin embargo, se encuentran en un momento en el que todavía no hay suficiente alimento disponible, lo que pone en riesgo su vida por hambre y el gasto de energía fuera de tiempo.

En general, el desarrollo y los ciclos de vida de ranas salamandras, lagartijas, serpientes y muchas otras formas de vida están sincronizados con los de las plantas. Hoy se sabe claramente que los componentes de la vegetación determinan incluso la diversidad y abundancia de estas especies, por lo que una gran cantidad de estudios (ver las compilaciones de Ramírez-Bautista, et al., 2006; Gutiérrez-Mayen et al., 2016) se basan justamente en los tipos de vegetación que presentan los ecosistemas para medir la riqueza biológica y su importancia para la conservación (Cano-Santana et al., 2008). En complemento, muchas especies de la herpetofauna juegan un papel muy importante y estratégico como bioindicadores de la salud de la vegetación, bosques enteros y de su desarrollo (Rice et al., 2006; Beaupre & Douglas, 2009; Valencia-Aguilar et al., 2013; González-Sánchez, 2016; Suárez-González, 2017; Balderas-Valdivia et al., 2021) convirtiéndose no solamente en elementos clave para los programas de conservación, restauración y creación de áreas naturales, sino que son elementos básicos y de referencia para entender y poner en marcha las acciones de sustentabilidad que hoy son apremiantes.

Agradecimientos. Gracias a nuestra pertenencia en el taller Procesos de la biósfera, sustentabilidad y sociedad de la Facultad de Ciencias, UNAM se hizo posible esta nueva contribución. A Alejandra Alvarado, por facilitarnos sus recientes materiales de educación ambiental relacionados con la Senda Ecológica de la REPSA y que mejoraron en buena medida nuestras ideas. El trabajo estuvo enormemente enriquecido gracias también a las opiniones y referencias de apoyo de dos árbitros de identidad anónima.

LITERATURA CITADA

- Balderas-Valdivia, C. J., A. González-Hernández & A. Leyte-Manrique. 2021. Servicios ecosistémicos de reptiles venenosos en el trópico seco. *Herpetología Mexicana*, 1: 19-38. https://www.herpetologiamexicana.org/wp-content/uploads/2021/12/HM_2021_1_19-38.pdf
- Balderas-Valdivia, C. J., D. Barreto-Oble & C. A. Madrid-Sotelo. 2009. Contribución a la historia natural de *Crotalus molossus*. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 363-369. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Balderas-Valdivia, C. J., J. F. Mendoza-Santos & A. Alvarado-Zink. 2014. Guía de Anfibios y Reptiles. Divulgación de la Ciencia y Educación Ambiental Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel. Dirección General de Divulgación de la Ciencia, Universidad Nacional Autónoma de México, 80 pp.
- Beaupre, S. J. & L. E. Douglas. 2009. Snakes as indicators and monitors of ecosystem properties. In: Mullin, S. J. & R. A. Seigel (Eds.), Pp. 224-226, *Snakes: Ecology and Conservation*. Cornell University Press, USA.

- Cano-Santana, Z. & K. Oyama. 1992. Variation in leaf trichomes and nutrients of *Wigandia urens* (Hydrophyllaceae) and its implications for herbivory. *Oecologia*, 92: 405-409.
- Cano-Santana, Z. & K. Oyama. 1994a. Ambito de hospederos de tres herbívoros de *Wigandia urens* (Hydrophyllaceae). *Southwestern Entomology*, 19: 167-172.
- Cano-Santana, Z. & K. Oyama. 1994b. *Wigandia urens* (Hydrophyllaceae): Un Mosaico de recursos para sus insectos herbívoros. *Acta Botánica Mexicana*, 28: 29-39.
- Cano-Santana, Z. 1994. Flujo de energía a través de *Sphenarium purpuracens* (Orthoptera: Acrididae) y productividad primaria neta aérea en una comunidad xerófila. Tesis de doctorado, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 198 pp.
- Cano-Santana, Z., S. Castillo-Argüero, Y. Martínez-Orea & S. Juárez-Orozco. 2008. Análisis de la riqueza vegetal y el valor de conservación de tres áreas incorporadas a la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, Distrito Federal (México). *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 82: 1-14.
- Castillo-Argüero, S. Y. Martínez-Orea, J. A. Meave, M. Hernández-Apolinar, O. Nuñez-Castillo, G. Santibañez-Andrade & P. Guadarrama-Chávez. 2009. Flora: susceptibilidad de la comunidad a la invasión de malezas nativas y exóticas. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 107-133. *Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel*. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Castillo-Argüero, S., Y. Martínez-Orea, M. A. Romero-Romero, P. Guadarrama-Chávez, O. Nuñez-Castillo, I. Sánchez-Gallén & J. A. Meave. 2007. La Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel: aspectos florísticos y ecológicos. Universidad Nacional Autónoma de México. 294 pp.
- Flores-Solis, P., A. K. Arias-Basilio, A. V. Zaldivar-Ávila, E. U. Castillo-Ruíz, M. B. Sánchez-Reyes & V. I. Cabrera-Gutiérrez. 2023. Herpetofauna y plantas del Pedregal de San Ángel: pequeñas fundadoras, grandes beneficios. *Herpetología Mexicana*, 6: 87-98.
- GBIF (Global Biodiversity Information Facility). 2023. www.gbif.org
- González-Sánchez, V. H. 2016. Reptiles y milpa itinerante: lagartijas como indicadores de la edad de regeneración de la vegetación. In: M. G. Gutiérrez-Mayén, A. Ramírez-Bautista & E. Pineda-Arredondo (Eds.), Pp. 349-372. *Ecología y conservación de anfibios y reptiles de México*. Sociedad Herpetológica Mexicana, A. C.
- Google Earth Pro. 2023. Maps Data, Versión 7.3. https://www.google.com/intl/es_ALL/earth/about/
- Gutiérrez-Mayén, M. G., A. Ramírez-Bautista & E. Pineda-Arredondo (Eds.). 2016. *Ecología y conservación de anfibios y reptiles de México*. Sociedad Herpetológica Mexicana, A. C. 392 pp.
- Hilje, L. 2011. Sobre terminología errónea en publicaciones entomológicas. *Revista de Biología Tropical*, 59 (3): 999-1006.
- ImageJ. 1.54. National Institutes of Health, USA. <http://imagej.org>
- López-Gómez, V., L. Y. Jiménez-Cedillo, M. A. Blanco-Becerril & Z. Cano-Santana. 2009. Ecología de la comunidad de artrópodos asociada a *Muhlenbergia robusta* (Poaceae). In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 441-451. *Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva*

- del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Lot, A. & Z. Cano-Santana (Eds.). 2009. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 538 pp.
- Méndez-de la Cruz, F. R., A. H. Díaz de la Vega-Pérez & V. H. Jiménez-Arcos. 2009. Herpetofauna. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 243-260. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.
- Nava-López, M., J. Jujnovsky, R. Salinas-Galicia, J. Álvarez-Sánchez & L. Almeida-Leñero. 2009. Servicios ecosistémicos. In: A. Lot & Z. Cano-Santana (Eds.), Pp. 51-60. Biodiversidad del ecosistema Reserva Ecológica del Reserva del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México.
- PEMBU (Programa de Estaciones Meteorológicas del Bachillerato Universitario). 2023. Instituto de Ciencias de la Atmósfera y Cambio Climático, UNAM. <https://www.ruoa.unam.mx/pembu/index.php?page=home#>
- Pough, F. H., R. M. Andrews, M. L. Crump, A. H. Savitzky, K. D. Wells & M. C. Brandley. 2016. Herpetology. 4th. Ed. Sinauer Associates, Inc. USA. 521 pp.
- Pough, F. H., W. E. Bemis, B. A. McGuire & C. M. Janis. 2022. Vertebrate Life. 11th Ed. Oxford University Press. 656 pp.
- Ramírez-Bautista A., U. Hernández-Salinas, U. García-Vázquez, A. Leyte-Manrique & L. Canseco-Márquez. 2009. Herpetofauna del Valle de México: Diversidad y Conservación. Universidad Autónoma del estado de Hidalgo-CONABIO. 213 pp.
- Ramírez-Bautista, A., L. Canseco-Márquez & F. Mendoza-Quijano (Eds.). 2006. Inventarios herpetofaunísticos de México: avances en el conocimiento de su biodiversidad. Sociedad Herpetológica Mexicana, A. C. 346 pp.
- Rojo, A. (Comp.). 1994. Reserva Ecológica el Pedregal de San Ángel: ecología, historia natural y manejo. Universidad Nacional Autónoma de México. 410 pp.
- Rice, K. G., F. J. Mazzotti, J. H. Waddle & M. D. Conill. 2006. Uso de Anfibios como indicadores del éxito de la restauración de ecosistemas. Universidad de la Florida. (UF/IUFAS). CIR 1484S: 1-5.
- Rojo, A. (Comp.). 1994. Reserva Ecológica el Pedregal de San Ángel: ecología, historia natural y manejo. Universidad Nacional Autónoma de México. 410 pp.
- Rzedowski, J. 1954. Vegetación del Pedregal de San Ángel, D. F. Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, México, 8: 59-129.
- Secretaría de Salud. 2023. Índice de Radiación UV. <https://www.gob.mx/salud/articulos/niveles-de-radiacion-indice-u-v>
- SEREPSA (Secretaría Ejecutiva de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel). 2022. Plan de manejo adaptativo REPSA CU, UNAM. Secretaría Ejecutiva de la REPSA de la Ciudad Universitaria, Universidad Nacional Autónoma de México. CDMX, México. www.repsa.unam.mx
- SNIB (Sistema Nacional de Información sobre Biodiversidad). 2023. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. <https://www.snib.mx/>
- SNICS (Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas). 2017. Dalia, la flor

nacional de México. Gobierno de México [Acceso: diciembre, 2023] <https://www.gob.mx/snics/articulos/dalia-la-flor-nacional-de-mexico?idiom=es#:~:text=La%20dalia%20fue%20decretada%20como,la%20medicina%20tradicional%20y%20gastronom%C3%ADa>

Suárez-González, L. F. 2017. Reptiles y anfibios como bioindicadores para implementar en estudios de impacto ambiental y planes de manejo ambiental. Tesis de licenciatura. Universidad Militar Nueva Granada. s/p.

Treviño C., G., L. M. Mera O., R. Bye B., J. M. Mejía M. & A. Laguna C. 2007. Historia de la dalia (Acocoxóchitl). La flor nacional de México. Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas. México. 27 pp.

Uribe-Peña Z., A. Ramírez-Bautista & G. Casas-Andreu. 1999. Anfibios y reptiles de las serranías del Distrito Federal. México. Serie Cuadernos 32. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. 119 pp.

Valencia-Aguilar, A., A. M. Cortés-Gómez & C. Augusto Ruiz-Agudelo. 2013. Ecosystem services provided by amphibians and reptiles in Neotropical ecosystems. *International Journal of Biodiversity Science, Ecosystem Services & Management*, 2013: 1-16. <http://dx.doi.org/10.1080/21513732.2013.821168>

Vitt, L. J. & J. P. Caldwell. 2014. *Herpetology*. 4th. Ed. Academic Press, Elsevier. 757 pp.

Zambrano, L., S. Rodríguez-Palacios, M. Pérez-Escobedo, G. Gil-Alarcón, P. Camarena & A. Lot. 2016. La Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel: Atlas de Riesgos. 2ª Ed. Universidad Nacional Autónoma de México. 53 pp.