



REVISTA LATINOAMERICANA DE HERPETOLOGÍA

ANFIBIOS Y REPTILES: ENFERMEDADES E HISTORIA NATURAL
VOLUMEN 02 NÚMERO 01 MAYO 2019 ISSN: 2594-2158



CONSEJO DIRECTIVO 2019-2020

Presidente

Dr. Hibraim Adán Pérez Mendoza
Universidad Nacional Autónoma de México

Vicepresidente

Dr. Óscar A. Flores Villela
Universidad Nacional Autónoma de México

Secretario

Dra. Ana Bertha Gatica Colima
Universidad Autónoma de Ciudad Juárez

Tesorero

Dra. Anny Peralta García
Conservación de Fauna del Noroeste

Vocal Norte

Dr. Juan Miguel Borja Jiménez
Universidad Juárez del Estado de Durango

Vocal Centro

M. en C. Ricardo Figueroa Huitrón
Universidad Nacional Autónoma de México

Vocal Sur

M. en C. Marco Antonio López Luna
Universidad Juárez Autónoma de Tabasco

COMITÉ EDITORIAL

Editor-en-Jefe

Dra. Leticia M. Ochoa Ochoa

Senior Editors

Dr. Marcio Martins (Artigos em português)
Dr. Sean M. Rovito (English papers)

Editores asociados

Dr. José A. Cruz Silva
M. en C. Uri Omar García Vázquez
Dr. Oscar A. Flores Villela
Dra. Irene Goyenechea Mayer Goyenechea
Dr. Rafael Lara Rezéndiz
Dr. Norberto Martínez Méndez
Dra. Nancy R. Mejía Domínguez
Dr. Jorge E. Morales Mavil
Dr. Juan J. Morrone Lupi
Dra. Anny Peralta García
Dr. Hibraim A. Pérez Mendoza
Dr. Eduardo O. Pineda Arredondo
Dr. Jacobo Reyes Velsco
Dr. César A. Ríos Muñoz
M. en C. Israle Solano Zavaleta
Dr. Marco A. Suárez Atilano
Dra. Ireri Suazo Ortuño
Dr. Leopoldo D. Vázquez-Reyes
Dr. Julián Velasco Vinasco
Dr. Carlos A. Yañez Arenas

English style corrector

M. en C. Brett Butler

Diseño editorial

Lic. Andrea Vargas Fernández
Dra. Leticia M. Ochoa Ochoa

CONTENIDO

EDITORIAL

¿QUÉ ES NECESARIO CONSIDERAR PARA UTILIZAR DE MANERA ADECUADA LOS MODELOS DE NICHO ECOLÓGICO O MODELOS DE DISTRIBUCIÓN DE ESPECIES?: CÓMO NO CAER EN LA TENTACIÓN5

CÉSAR A. RÍOS-MUÑOZ^{1*} Y DEBORAH V. ESPINOSA-MARTÍNEZ²

ARTÍCULOS CIENTÍFICOS

ECOLOGÍA Y EVOLUCIÓN DE ENFERMEDADES EMERGENTES: UNA REVISIÓN DE RANAVIRUS Y QUITRIDIOSIS9

MARÍA DELIA BASANTA^{1,2*}

Keywords.— declines, epidemic, infectious diseases, pathogens.

Palabras clave.— declives, epidemia, enfermedades infecciosas, patógenos.

DIETARY ANALYSIS OF THREE SPECIES OF THE GENUS *ANOLIS* (SAURIA: DACTYLOIDAE) IN “LOS TUXTLAS,” VERACRUZ, MEXICO 26

ANTONIO YOLOCALI CISNEROS-BERNAL¹, GUSTAVO JIMÉNEZ-VELÁZQUEZ¹, FRANCISCO SOBERÓN-MOBARAK², OSCAR FLORES-VILLELA^{1*}, AND RICHARD C. VOGT³

Keywords.— *Anolis barkeri*, *Anolis sericeus*, *Anolis tropidonotus*, tropical rainforest, feeding habits.

Palabras clave.— *Anolis barkeri*, *Anolis sericeus*, *Anolis tropidonotus*, selva alta perennifolia, hábitos alimenticios.

NOTAS CIENTÍFICAS

CUATRO CASOS DE INTERACCIÓN DEPRDADOR-PRESA (ANURO-SERPIENTE) A TRAVÉS DE SU DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA.31

JOSÉ LUIS AGUILAR-LÓPEZ^{1*}, LILIANA ORTIZ-LOZADA², JAIME PELAYO-MARTÍNEZ² Y CARLOS A. HERNÁNDEZ-JÍMENEZ³

Keywords.— Amphibian, biotic interaction, Mexico, predation, reptile.

Palabras clave.— Anfíbio, interacción biótica, México, depredación, reptil.

INTENTIONAL HUMAN-CAUSED MORTALITY OF *PLESTIODON COPEI* (SCINCIDAE). 35

J. CARLOS ALVARADO-ÁVILÉS¹, JAVIER MANJARREZ² AND HERMILO SÁNCHEZ-SÁNCHEZ^{*2}

Keywords.— Agricultural area, deliberated killing, illegal hunting, non-venomous lizard.

Palabras clave.— Área agrícola, muerte deliberada, caza ilegal, lagatija no venenosa.

GROUPED PERCHING BEHAVIOR IN MALES OF *INCILIUS CONIFERUS* (ANURA: BUFONIDAE). 37

GERARDO CHAVES^{1*}, ADRIÁN GARCÍA-RODRÍGUEZ^{1,2,3}, AND ERICK ARIAS^{1,3}

Keywords.— Reproduction, behavior, antipredator, natural history.

Palabras clave.— Reproducción, comportamiento, antidepredación, historia natural.

PREDATION ON *SCINAX FUSCOVARIUS* (ANURA, HYLIDAE) BY *SCOLOPENDRA* SP. (CHILOPODA: SCOLOPENDRIDAE) IN THE STATE OF TOCANTINS, CENTRAL BRAZIL..... 39

HENRIQUE FOLLY^{1,2}, RAFAELA THALER¹, GUILHERME BARD ADAMS³ AND ELVIS ALMEIDA PEREIRA^{1,4*}

Keywords.— Natural history, feeding, tree frog, *Scolopendra*.

Palabras clave.— Historia natural, alimentación, rana arborícola, *Scolopendra*.

DEPRDACIÓN DEL “CAMALEÓN” DE COLA PLANA (*PHRYNOSOMA MCALLII*) POR EL VERDUGO AMERICANO (*LANIUS LUDOVICIANUS*). 44

RAFAEL A. LARA-RESENDIZ^{1*}, JORGE H. VALDEZ-VILLAVICENCIO², ANA G. PÉREZ-DELGADILLO³, HÉCTOR D. PINTO-SANTANA⁴ Y PATRICIA GALINA-TESSARO¹.

Palabras clave.— Almacén de comida, conducta de empalamiento, depredador, despensa, presa.

Keywords.— Food storage, impaling behavior, predator, prey, larder.



NOTA CIENTÍFICA

THE FIRST DOCUMENTED PREY ITEMS FOR *BOTHROPS MEDUSA* (STERNFELD, 1920)..... 48

TRISTAN D. SCHRAMER^{1*}, YATINDRA KALKI¹ & DANIEL B. WYLIE¹

Keywords.— Diet, ecology, feeding, natural history, Venezuelan forest pitviper.

Palabras clave.— Alimentación, dieta, ecología, historia natural, viejita.

NOTAS DE DISTRIBUCIÓN

PRIMER REGISTRO DEL COCODRILO DE PANTANO, *CROCODYLUS MORELETII* DUMÉRIL & BIBRON 1851, EN LA SELVA DE LOS CHIMALAPAS, OAXACA, MÉXICO.51

LUIS FERNANDO DEL MORAL-FLORES^{1*}, LUIS GABRIEL VÁZQUEZ-NÚÑEZ¹ Y TAO HERNÁNDEZ-ARELLANO¹

Keywords.— Crocodylia, new record, Santa María Chimalapa, Zoque rainforest.

Palabras clave.— Crocodylia, nuevo registro, Santa María Chimalapa, selva Zoque.

HELODERMA HORRIDUM (SAURIA: HELODERMATIDAE)

..... 55

EUGENIO PADILLA-GÓMEZ¹, GABRIELA HERRERA-MÉNDEZ², JOSÉ SANTIAGO¹, AND MARIO C. LAVARIEGA^{3*}



ISSN: 2594-2158 Volumen 02, Número 01, Mayo 2019

Foto de portada: *Osybelys aeneus* depredando a un *Anolis* sp.,

Las Nubes, Chiapas,

México, por Ricardo Rivera Reyes.

<http://herpetologia.fciencias.unam.mx/index.php/revista>

Contacto: revista.latin.herpetologia@gmail.com

Revista Latinoamericana de Herpetología, año 2, no. 1, mayo 2019, es una Publicación bianual editada por la Sociedad Herpetológica Mexicana A. C., Dirección: Instituto de Biología SN, Ciudad Universitaria, Coyoacán, C.P. 04510, <http://herpetologia.fciencias.unam.mx/index.php/revista>, tel. (55) 56224800 ext. 44724, revista.latin.herpetologia@gmail.com, Editor responsable: Leticia Margarita Ochoa Ochoa. Reserva de derechos al Uso Exclusivo No. 04-2018-100215505800-203 ISSN: 2594-2158, ambos otorgados por el Instituto Nacional del Derecho de Autor. Responsable de la última actualización de este Número, Departamento de Biología Evolutiva, Leticia Margarita Ochoa Ochoa, Facultad de Ciencias, UNAM, Ciudad Universitaria, Coyoacán, C.P. 04510, fecha de última modificación, 30/noviembre /2018.

¿QUÉ ES NECESARIO CONSIDERAR PARA UTILIZAR DE MANERA ADECUADA LOS MODELOS DE NICHO ECOLÓGICO O MODELOS DE DISTRIBUCIÓN DE ESPECIES?: CÓMO NO CAER EN LA TENTACIÓN

WHAT IS NECESSARY TO CONSIDER TO USE PROPERLY ECOLOGICAL NICHE MODELS OR SPECIES DISTRIBUTION MODELS?: HOW NOT TO FALL IN TEMPTATION

CÉSAR A. RÍOS-MUÑOZ^{1*} Y DEBORAH V. ESPINOSA-MARTÍNEZ²

¹Coordinación Universitaria para la Sustentabilidad, Universidad Nacional Autónoma de México, Antiguo Edificio de Posgrados, 2° piso, Ciudad Universitaria, Ciudad de México, 04510, México.

²Laboratorio de Arqueozoología, Subdirección de Laboratorios y Apoyo Académico, Instituto Nacional de Antropología e Historia, Moneda 16 Centro, Ciudad de México, 06060, México.

*Correspondence: cesar.rios@unam.mx

El uso de las herramientas relacionadas con el campo del modelado de nichos ecológicos (MNE) o modelado de distribución de especies (MDE) ha aumentado de forma importante desde la década de 1990 (Brotons, 2014; Lorini & Vale, 2015). Dada a la capacidad que tienen para explorar la asociación de variables ambientales con datos de presencia de especies, es posible generar información novedosa que explique la distribución de las especies en un sentido geográfico y ecológico interactuante (Peterson et al., 2011). En el contexto de la herpetología, los MNE/MDE han sido utilizados en diferentes aspectos: como una forma prospectiva para guiar trabajos de inventario (e.g. Raxworthy et al., 2003), definir el área de distribución geográfica de las especies (e.g. Becerra-López et al., 2014), determinar su distribución ecológica (e.g. Velasco et al., 2016), en la identificación de patrones biogeográficos (e.g. Ochoa-Ochoa & Flores-Villela, 2006), estimar abundancias (e.g. Ureña-Aranda et al., 2015), para contextualizar estudios filogeográficos (e.g. Valdivia-Carrillo et al., 2017), analizar los efectos de cambio de uso de suelo y cambio climático (e.g. Ballesteros-Barrera et al., 2007), analizar el recambio de especies en un contexto macroecológico (e.g. Rodríguez et al., 2019), determinar el impacto en salud pública (e.g. Yañez-Arenas et al., 2014, 2016), determinar el efecto de la estacionalidad en las especies (e.g. Encarnación-Luévano et al., 2013), para priorizar zonas de conservación (e.g. Urbina-Cardona & Flores-Villela 2010), entre otros. Aunque se ha señalado que el empleo de estas herramientas obedece a un interés científico más que a la moda

de usarlo (Brotons, 2014), desde nuestro punto de vista se ha caído en un uso excesivo y poco crítico, que ha dejado de lado las buenas prácticas que deben considerarse. Por esta razón, el presente editorial pretende hacer una reflexión sobre cuáles son algunos de los aspectos que deben ser considerados en campo del MNE/MDE.

Antes de hacer un modelo de nicho ecológico, es necesario detenerse a pensar si en realidad la pregunta biológica que nos estamos planteando es posible resolverla a través del uso de estas herramientas y no usarla por el simple hecho de tenerla disponible. En caso de que de verdad sea necesaria, hay que considerar varios puntos (Fig. 1):

1. ¿Los datos biológicos con los que se cuentan son adecuados? Es decir, se han considerado aspectos como sesgos de muestreo, cantidad y calidad de los registros de las especies, temporalidad de la información, datos biológicos relevantes de los registros (individuos juveniles, adultos, datos fósiles), cambios taxonómicos, determinaciones erróneas, precisión de las georreferencias, cuál es la unidad de análisis con la que se va a trabajar, entre otras. Estos aspectos pueden hacer que existan modificaciones en los métodos (e.g. Pearson et al., 2007; Morales et al., 2017) o que la incertidumbre de los muestreos y de las georreferencias de los registros pueda ser o no considerada en los modelos finales (e.g. Graham et al., 2008; Tessarolo et al., 2014; Velásquez-Tibatá et al., 2016; Niamir et al., 2019).

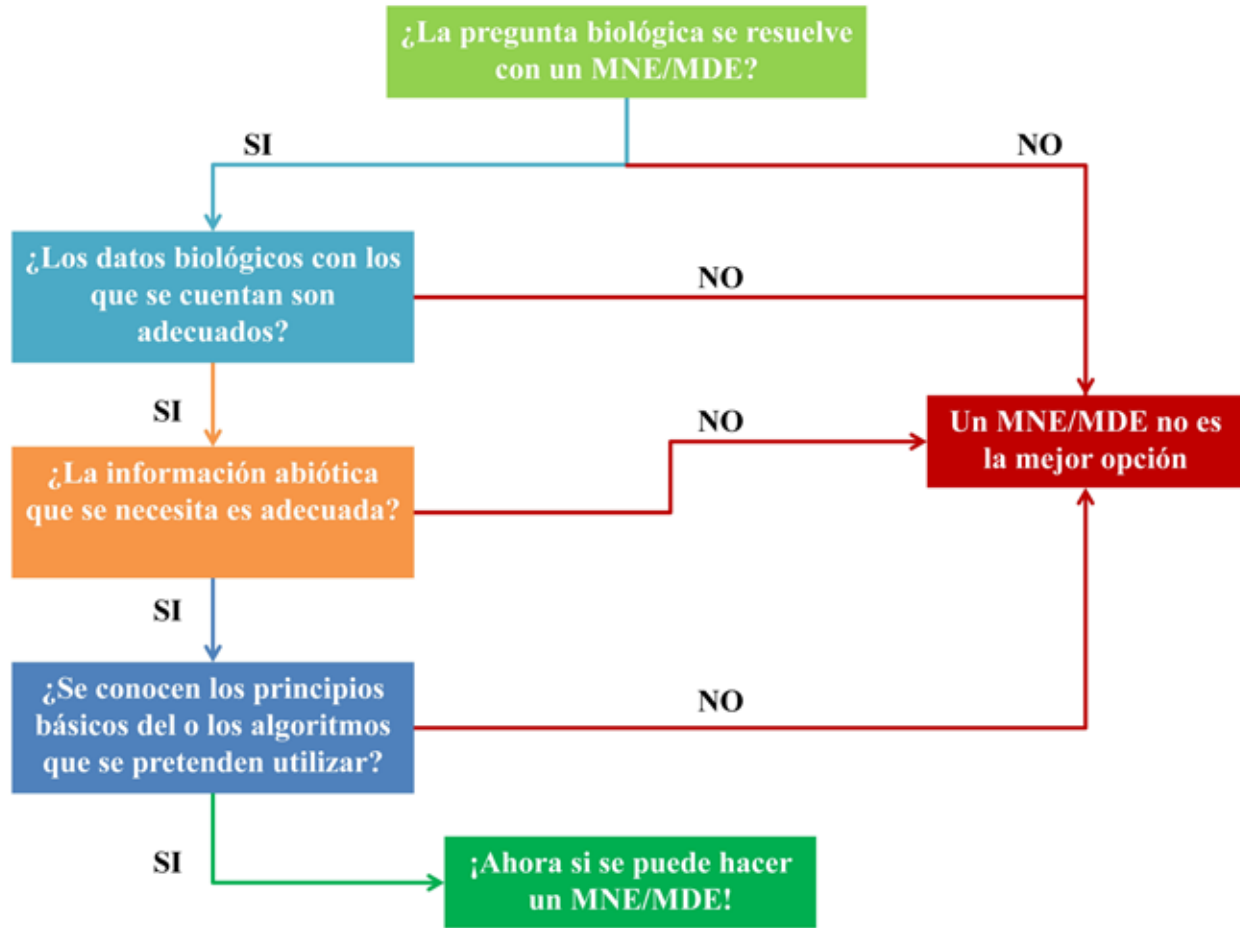


Figura 1. Diagrama de flujo para la toma de decisión si se requiere hacer un modelo de nicho ecológico (MNE) o modelo de distribución de especie (MDE).

Figure 1. Flow chart for decision making if an ecological niche model (MNE) or species distribution model (MDE) is required.

2. ¿La información abiótica que se necesita es adecuada? Esto se refiere a las variables con las que se asocian los registros biológicos. Existe un fuerte sesgo en utilizar los conjuntos de coberturas disponibles sin considerar aspectos como la concordancia temporal, ya que es necesario considerar que aunque se traten de coberturas climáticas, los datos a partir de los cuales se generan son de un periodo definido, por ejemplo las coberturas actualizadas para México corresponden al periodo 1910-2009 únicamente para las estaciones climáticas en el país (Cuervo-Robayo et al., 2014), mientras que las del proyecto WorldClim 1.4 (<http://www.worldclim.org>) son principalmente de 1960-1990 de entre poco menos de 15,000 a más de 47,000 estaciones dependiendo de los parámetros para todo el mundo (Hijmans et al., 2005). Además, es necesario tener en cuenta que no todas las coberturas funcionan de la misma manera ya que, aunque las variables climáticas pueden funcionar para trabajos a niveles globales o continentales, son poco útiles a escalas

locales donde se requiere información como los tipos de suelo o el cambio de uso de suelo (Peterson et al., 2011). Otro aspecto es la resolución de las coberturas, ya que existen modificaciones dependiendo de la región geográfica y el tipo de distribución de los taxones (Guisan et al., 2007; Mitchell et al., 2016). Finalmente, es necesario contemplar que varias de las coberturas utilizadas pueden presentar correlación entre ellas (Peterson et al., 2011) o puede existir autocorrelación espacial al ser analizadas con los registros biológicos (Boria et al., 2014).

3. ¿Se conocen los principios básicos del o los algoritmos que se pretenden utilizar? Existen diferentes algoritmos para asociar los registros biológicos con las coberturas ambientales, todos presentan ventajas y limitaciones por lo que es necesario entender los principios básicos de su funcionamiento ya que su trabajo es hacer una representación del comportamiento de los datos en el espacio ecológico (Peterson et al., 2011). Cada algoritmo tiene

requerimientos técnicos como algunos que utilizan únicamente variables continuas, mientras que otros además aceptan variables categóricas (Phillips et al., 2006; Peterson et al., 2011). También es necesario conocer los parámetros de cada algoritmo, con la finalidad de dar una mejor explicación biológica al resultado (e.g. Merow et al., 2013). Debido a que cada algoritmo hace una representación diferente del nicho ecológico, existen propuestas que consisten en la utilización de diferentes algoritmos para generar un ensamble (e.g. Thuiller et al., 2009; Muñoz et al., 2011); sin embargo, es necesario considerar la naturaleza de los algoritmos para poder hacerlos.

Estas recomendaciones representan una visión rápida que es importante considerar antes de utilizar las herramientas que se encuentran disponibles. Su uso crítico, los fundamentos biológicos y metodológicos representan una parte importante del entendimiento del problema que se pretende resolver. Existen muchos detalles que deben ser considerados en el proceso de modelado. Sin embargo, creemos que estos puntos deben ser parte de la autocrítica que debe realizarse antes de utilizar las herramientas, ya que de esta forma es posible estar conscientes sobre su uso, además de los alcances y limitaciones que ofrecerán en las investigaciones que cada quien realice.

Agradecimientos.— Agradecemos a la Dra. Leticia M. Ochoa-Ochoa por la invitación para escribir esta editorial.

LITERATURA CITADA

- Ballesteros-Barrera, C., E. Martínez-Meyer & H. Gadsden. 2007. Effects of land-cover transformation and climate change on the distribution of two microendemic lizards, genus *Uma* of Northern Mexico. *Journal of Herpetology* 41:733-740.
- Becerra-López, J.L., U. Romero-Méndez, J.D. Anadón-Herrera & C. García-De La Peña. 2014. Modelo de nicho potencial de las madrigueras de *Gopherus flavomarginatus* en la Reserva de la Biosfera de Mapimí. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 85:523-531.
- Boria, R.A., L.E. Olson, S.M. Goodman & R.P. Anderson. 2014. Spatial filtering to reduce sampling bias can improve the performance of ecological niche models. *Ecological Modelling* 275:73-77.
- Brotons, L. 2014. Species Distribution Models and Impact Factor Growth in Environmental Journals: Methodological Fashion or the Attraction of Global Change Science. *PLoS ONE* 9:e111996.
- Cuervo-Robayo, A.P., O. Téllez-Valdés, M.A. Gómez-Albores, C.S. Venegas-Barrera, J. Manjarrez & E. Martínez-Meyer. 2014. An update of high-resolution monthly climate surfaces for Mexico. *International Journal of Climatology* 34:2427-2437.
- Encarnación-Luévano, A., O.R. Rojas-Soto & J.J. Sigala-Rodríguez. 2013. Activity response to climate seasonality in species with fossorial habits: A niche modeling approach using the lowland burrowing treefrog (*Smilisca fodiens*). *PLoS ONE* 8:e78290.
- Graham, C.H., J. Elith, R.J. Hijmans, A. Guisan, A. Townsend Peterson, B.A. Loiselle & The Nceas Predicting Species Distributions Working Group. 2008. The influence of spatial errors in species occurrence data used in distribution models. *Journal of Applied Ecology* 45:239247.
- Guisan, A., C.H. Graham, J. Elith, F. Huettmann & N.S.D.M. Group. 2007. Sensitivity of predictive species distribution models to change in grain size. *Diversity and Distributions* 13:332-340.
- Hijmans, R.J., S.E. Cameron, J.L. Parra, P.G. Jones & A. Jarvis. 2005. Very high resolution interpolated climate surfaces for global land areas. *International Journal of Climatology* 25:1965-1978.
- Lorini, M.L. & M.M. Vale. 2015. Publication trends in species distribution modeling and the pioneer contribution of Dr. Rui Cerqueira to ecological and biogeography and distribution modeling in Brazil. *Oecologia Australis* 19:16-31.
- Merow, C., M.J. Smith & J.A. Silander. 2013. A practical guide to MaxEnt for modeling species' distributions: what it does, and why inputs and settings matter. *Ecography* 36:1058-1069.
- Mitchell, P.J., J. Monk & L. Laurenson. 2016. Sensitivity of fine-scale species distribution models to locational uncertainty in occurrence data across multiple sample sizes. *Methods in Ecology and Evolution* 8:12-21.
- Morales, N.S., I.C. Fernández & V. Baca-González. 2017. MaxEnt's parameter configuration and small samples: are we paying attention to recommendations? A systematic review. *PeerJ* 5:e3093.
- Muñoz, M.S., R. De Giovanni, M. de Siqueira, T. Sutton, P. Brewer, R. Pereira, D. Canhos & V. Canhos. 2011. openModeller: a generic approach to species' potential distribution modelling. *GeoInformatica* 15:111-135.
- Niamir, A., A.K. Skidmore, A.R. Muñoz, A.G. Toxopeus & R.

- Real. 2019. Incorporating knowledge uncertainty into species distribution modelling. *Biodiversity and Conservation* 28:571-588.
- Ochoa-Ochoa, L.M. & O.A. Flores-Villela. 2006. Áreas de diversidad y endemismo de la herpetofauna mexicana. Las Prensas de Ciencias. México, D. F.
- Pearson, R.G., C.J. Raxworthy, M. Nakamura & A.T. Peterson. 2007. Predicting species distributions from small numbers of occurrence records: a test case using cryptic geckos in Madagascar. *Journal of Biogeography* 34:102-117.
- Peterson, A.T., J. Soberón, R.G. Pearson, R.P. Anderson, E. Martínez-Meyer, M. Nakamura & M.B. Araujo. 2011. *Ecological niches and geographic distributions*. Princeton University Press. Princeton, NJ.
- Phillips, S.J., R.P. Anderson & R.E. Schapire. 2006. Maximum entropy modeling of species geographic distributions. *Ecological Modelling* 190:231-259.
- Raxworthy, C.J., E. Martínez-Meyer, N. Horning, R.A. Nussbaum, G.E. Schneider, M.A. Ortega-Huerta & A.T. Peterson. 2003. Predicting distributions of known and unknown reptile species in Madagascar. *Nature* 426:837-841.
- Rodríguez, P., L.M. Ochoa-Ochoa, M. Munguía, V. Sánchez-Cordero, A.G. Navarro-Sigüenza, O.A. Flores-Villela & M. Nakamura. 2019. Environmental heterogeneity explains coarse-scale β -diversity of terrestrial vertebrates in Mexico. *PLoS ONE* 14: e0210890.
- Tessarolo, G., T.F. Rangel, M.B. Araújo & J. Hortal. 2014. Uncertainty associated with survey design in Species Distribution Models. *Diversity and Distributions* 20:1258-1269.
- Thuiller, W., B. Lafourcade, R. Engler & M.B. Araújo. 2009. BIOMOD - a platform for ensemble forecasting of species distributions. *Ecography* 32:369-373.
- Urbina-Cardona, J.N. & O. Flores-Villela. 2010. Ecological-Niche Modeling and Prioritization of Conservation-Area Networks for Mexican Herpetofauna. *Conservation Biology* 24:1031-1041.
- Ureña-Aranda, C.A., O. Rojas-Soto, E. Martínez-Meyer, C. Yáñez-Arenas, R. Landgrave Ramírez & A. Espinosa de los Monteros. 2015. Using Range-Wide Abundance Modeling to Identify Key Conservation Areas for the Micro-Endemic Bolson Tortoise (*Gopherus flavomarginatus*). *PLoS ONE* 10:e0131452.
- Valdivia-Carrillo, T., F.J. García-De León, M.C. Blázquez, C. Gutiérrez-Flores & P. González-Zamorano. 2017. Phylogeography and Ecological Niche Modeling of the Desert Iguana (*Dipsosaurus dorsalis*, Baird & Girard 1852) in the Baja California Peninsula. *Journal of Heredity* 108:640-649.
- Velasco, J.A., E. Martínez-Meyer, O. Flores Villela, A. García, A.C. Algar, G. Köhler & J.M. Daza. 2016. Climatic niche attributes and diversification in Anolis lizards. *Journal of Biogeography* 43:134-144.
- Velásquez-Tibatá, J., C.H. Graham & S.B. Munch. 2016. Using measurement error models to account for georeferencing error in species distribution models. *Ecography* 39:305-316.
- Yáñez-Arenas, C., A. T. Peterson, P. Mokondoko, O. Rojas-Soto & E. Martínez-Meyer. 2014. The Use of Ecological Niche Modeling to Infer Potential Risk Areas of Snakebite in the Mexican State of Veracruz. *PLoS ONE* 9:e100957.
- Yáñez-Arenas, C., A. Yáñez-Arenas & D. Martínez-Ortíz. 2016. Epidemiological panorama of venomous snake bites in the state of Yucatan, Mexico (2003-2012). *Gaceta Médica de México* 152:511-516.



COMENTARIO DE LA EDITORA

El uso de los modelos de nicho ecológico como aproximación a las áreas de distribución se ha expandido de manera impresionante. Esto ha ocasionado que existan muchas interpretaciones y formas de generar modelos de distribución de especies. Debido a lo cual hay en la actualidad una gran variación en las implicaciones de los distintos supuestos que se utilizan para

modelar. Por lo cual la Revista Latinoamericana de Herpetología ha decidido hacer una serie de artículos por invitación acerca del tema. Esperamos que sean de gran utilidad y que se logren resolver muchas dudas y esclacerer, también, algunos mitos.

Leticia M. Ochoa Ochoa

ECOLOGÍA Y EVOLUCIÓN DE ENFERMEDADES EMERGENTES: UNA REVISIÓN DE RANAVIRUS Y QUITRIDIOMICOSIS

ECOLOGY AND EVOLUTION OF EMERGING DISEASES IN AMPHIBIANS: A REVIEW OF RANAVIRUS AND CHYTRIDIOMYCOSIS

MARÍA DELIA BASANTA^{1,2*}

¹Departamento de Zoología, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Apartado postal 70-153, 04510 México, Ciudad de México, México.

²Posgrado en Ciencias Biológicas, Unidad de Posgrado, Edificio A, 1° Piso, Circuito de Posgrados, Ciudad Universitaria, Coyoacán, Ciudad de México, México.

*Correspondence delibasanta@gmail.com

Resumen.— Las enfermedades infecciosas emergentes son una de las principales causas en el declive de especies de anfibios a nivel global. Estas enfermedades son causadas por patógenos que pueden ampliar su rango geográfico y de hospederos, convirtiéndose en epidémicas. Enfermedades emergentes de anfibios como ranavirus y quitridiomycosis han ocasionado grandes declives en poblaciones del mundo, donde factores ecológicos y evolutivos están implicados tanto en su emergencia como en la variación en la susceptibilidad de las especies. En este trabajo se presenta una revisión de las enfermedades ranavirus y quitridiomycosis en relación a los factores ecológicos y evolutivos que caracterizan sus infecciones, sus efectos sobre las poblaciones de anfibios a nivel mundial, y la posible aplicación de medidas de prevención y conservación.

Palabras clave.— declives, epidemia, enfermedades infecciosas, patógenos.

Abstract.— Emerging infectious diseases are one of the main causes in amphibian worldwide declines. These diseases are caused by pathogens that expand their geographic and host range becoming epidemic. Amphibian emerging diseases such as ranaviruses and chytridiomycosis have caused large declines, where ecological and evolutionary factors are involved in their emergence and species susceptibility variation. This paper presents a review of ranavirus and chytridiomycosis diseases in relationship with their ecological and evolutionary factors, their effects on amphibian populations worldwide and possible applications to prevention and conservation.

Keywords.— declines, epidemy, infectious diseases, pathogens.

INTRODUCCIÓN

El declive de anfibios ha incrementado globalmente en los últimos años, y entre las causas principales se encuentran la destrucción del hábitat, el cambio climático, la contaminación, la introducción de especies invasoras, la sobreexplotación y las enfermedades infecciosas (Stuart et al., 2004). Los cambios en las condiciones ambientales han facilitado la introducción de nuevos patógenos a sistemas endémicos, resultando en

un aumento de enfermedades infecciosas emergentes. Estas enfermedades son de reciente identificación y se caracterizan por ser epidémicas y ocurrir en regiones donde no habían sido detectadas con anterioridad. También, incrementan de manera rápida su área de distribución geográfica, hospederos o prevalencia, lo que representa un riesgo global y una amenaza sustancial para la biodiversidad (Daszak et al., 1999).

Entender el papel de las enfermedades infecciosas y emergentes en el declive de las especies requiere la identificación y comprensión de los factores que influyen en la emergencia de los patógenos, la susceptibilidad de los hospederos y la dinámica patógeno-hospedero. Una de las características más llamativas de estas enfermedades es la variabilidad en la respuesta a la infección que se ha observado a nivel interespecífico e intraespecífico (Blaustein et al., 2005; Searle et al., 2011; Martel et al., 2014; Bradley et al., 2015; Duffus et al., 2015). Esta variabilidad depende de factores ecológicos y evolutivos presentes en la dinámica patógeno-hospedero, por lo que su comprensión es de gran importancia en la aplicación de medidas de conservación para la prevención de futuros declives en la biodiversidad.

En la actualidad, el 40% de las especies de anfibios se encuentran en peligro y más de 200 especies presentan disminución en sus poblaciones (Stuart et al., 2004; IUCN, 2019), siendo las enfermedades emergentes una de las principales causas. A través de los años, se han caracterizado una gran variedad de bacterias, virus y hongos como patógenos de anfibios: por ejemplo, septicemia, avobacteriosis, mycobacteriosis, y clamydiosis (bacterial), iridovirus y herpesvirus (viral), quitridiomycosis, zygomycosis, cromomycosis, saprolegniasis e ictiofoniasis (fúngica) (Desmore & Green, 2007). El ranavirus y la quitridiomycosis son las principales enfermedades emergentes en anfibios, y el aumento de sus áreas de distribución ha causado epidemias y mortandades de anfibios en todo el mundo en los últimos 50 años (Gray & Chinchir, 2015; Scheele et al., 2019). En el caso de ranavirus, sus epidemias han sido registradas en su mayoría en América, Europa, Australia y Asia (Gray & Chinchir, 2015). Los Ranavirus pertenecen a la familia Iridoviridae y existen cuatro tipos de Ranavirus reconocidos como patógenos de anfibios (Tabla 1), *Ambystoma tigrinum virus* (ATV), *Bohle iridovirus* (BIV), *Ranavirus 3* (FV3) y Virus del sapo partero (*Common midwife toad virus*, CMTV), los cuales afectan a más de 184 especies de anfibios, además de peces y reptiles (Duffus et al., 2015). Por otro lado, la quitridiomycosis es causada por los hongos *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) y *Batrachochytrium salamandrivorans* (Bsal), ha sido asociada únicamente a declives y mortandades en anfibios y es la principal enfermedad emergente para este grupo (Tabla 1). Más de 700 especies de anfibios han sido afectadas por Bd a nivel mundial y es el responsable de importantes disminuciones en poblaciones de Australia, Europa y América del Norte, Centro y Sur (Olson et al., 2013; Lips, 2016). Por otro lado, Bsal ha sido vinculada con mortalidades de *Salamandra salamandra* en el norte de Europa e infecciones enzoóticas en 17 especies del este de Asia, con un gran potencial de infectar a más especies de anfibios, en especial caudados, causando posibles declives en muchas poblaciones del mundo

(Martel et al., 2013, 2014; Beukema et al., 2018).

Si bien estas enfermedades emergentes están distribuidas globalmente y se caracterizan por ser epidémicas, existen variaciones en la susceptibilidad entre poblaciones y especies de anfibios. Esto genera una serie de preguntas como por ejemplo: ¿Por qué persisten algunas especies y poblaciones de anfibios después de la introducción de un patógeno emergente mientras que otras no? ¿Qué factores disminuyen la susceptibilidad de las especies a estos patógenos? ¿Qué características están involucradas en la patogenicidad de estos microorganismos? ¿Qué variables conducen a la propagación de estos patógenos? El conocimiento de las dinámicas ecológicas y evolutivas que comparten los anfibios con estos patógenos podrían explicar esta gran variación. En este trabajo se presenta una revisión de las enfermedades ranavirus y quitridiomycosis, en relación a las características ecológicas y evolutivas que caracterizan a estas infecciones, y sus efectos sobre las poblaciones de anfibios a nivel mundial.

1. EL ROL DE LA ECOLOGÍA EN LAS ENFERMEDADES EMERGENTES

La ecología de los patógenos involucra interacciones complejas con el ambiente y las especies, resultando en diferentes rutas de transmisión, modos de persistencia, reservorios, y distintos efectos en el sistema inmune del hospedero. La respuesta diferencial de las poblaciones de anfibios ante la presencia de un patógeno sugiere una relación entre variables ambientales como temperatura y humedad, junto a características ecológicas de las especies como ciclo de infección del patógeno, tamaño y desarrollo del hospedero, que pueden influenciar en la susceptibilidad a la infección (Bancroft et al., 2011; Hoverman et al., 2011; Hernández-López et al., 2018). Además, los cambios en la ecología del patógeno y el hospedero pueden generar desequilibrios en su dinámica y ser la causa de la emergencia de estas enfermedades (Fig. 1).

1.1. Ciclo de infección

El ciclo de infección de estos patógenos es de gran importancia para entender el modo en que actúan y el riesgo al que se someten las especies de anfibios. Los quitridiomycetos Bd y Bsal presentan formas de vida saprófitas o parasíticas, y se caracterizan por tener una fase móvil infectiva y una fase sésil. El ciclo de infección comienza en un medio acuático o húmedo con el ingreso de las zoosporas (fase móvil) en la piel de los anfibios adultos, o bien, en las partes bucales de las larvas. Ambos sitios poseen queratina, la cual es degradada por estos hongos para obtener sus nutrientes. Las zoosporas se enquistan

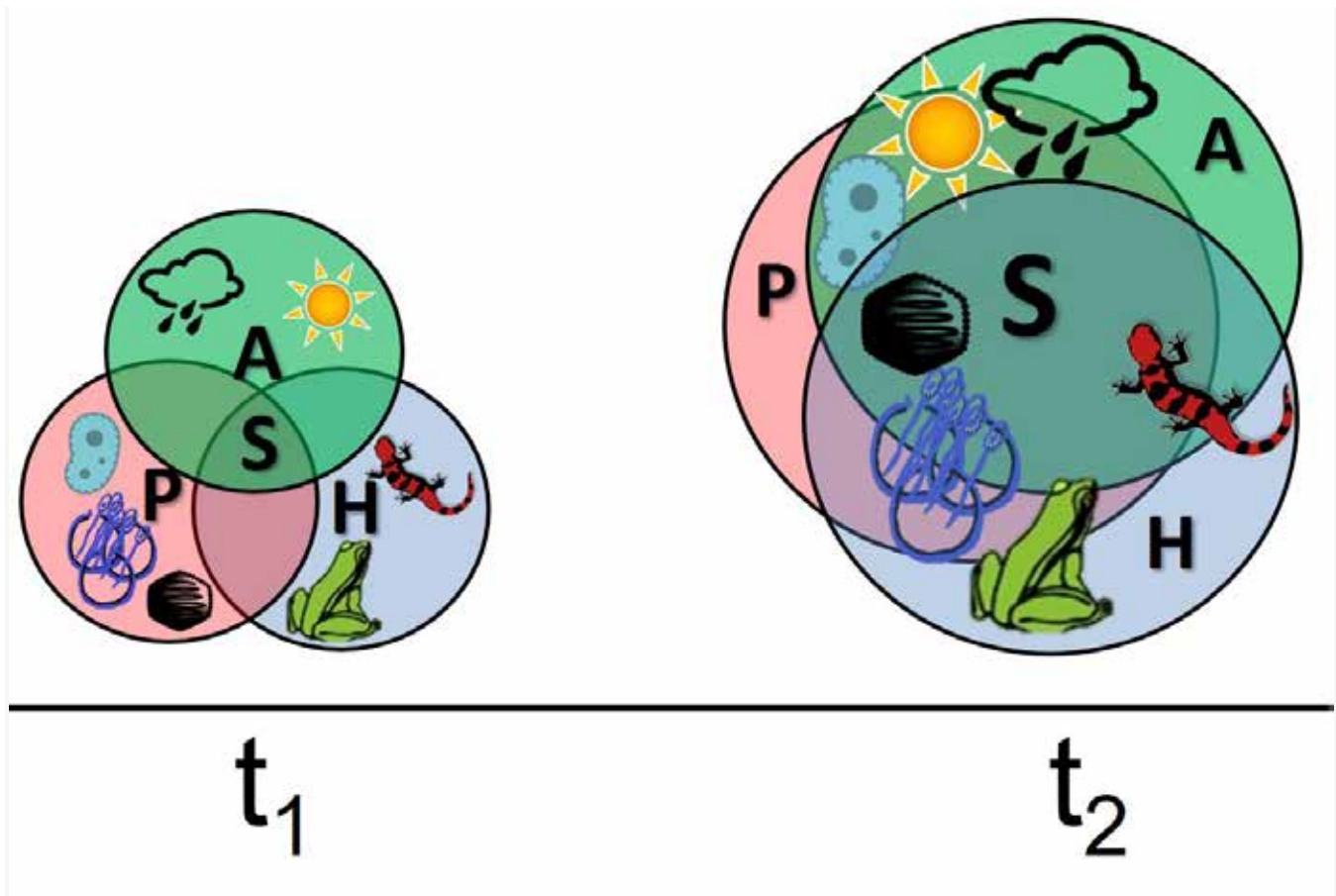


Figure 1. Venn diagrams representing the interactions of the environment (A), host (H) and pathogen (P). The interaction of these three variables at an ecological and evolutionary level results in susceptibility (S). Changes in these interactions over time ($t_1 - t_2$) can lead to an expansion of hosts and environments by the pathogen, which when dispersed (facilitated by man, movement of fauna or aquatic systems), can increase its area of distribution, and emerge as an emerging disease.

Figura 1. Diagramas de Venn representando las interacciones del ambiente (A), hospederos (H) y patógenos (P). La interacción de estas tres variables a nivel ecológico y evolutivo da como resultado la susceptibilidad (S). Los cambios en estas interacciones en el tiempo ($t_1 - t_2$) pueden dar lugar a una ampliación de hospederos y ambientes por parte del patógeno, el cual al dispersarse (facilitado por el hombre, movimiento de fauna o sistemas acuáticos), puede incrementar su área de distribución, y surgir como una enfermedad emergente.

induciendo la formación de un esporangio (fase sésil), el cual formará y liberará nuevas zoosporas a través de la piel del anfibio, comenzando nuevamente el ciclo de infección (Berger et al., 2005). Esta infección puede ocasionarle la muerte a los infectados, ya sea por las deformidades en el aparato bucal en las larvas que dificultan su alimentación, o por un desequilibrio osmótico y/o alteración del sistema inmune como producto de la hiperplasia e hiperqueratosis generada en la piel de los adultos por *Bd* (Daszak et al., 1999), o la necrosis y ulceración ocasionada por *Bsal* (Martel et al., 2013).

Del mismo modo que *Batrachochytrium* necesita un medio acuático o húmedo para realizar su ciclo de infección, los *Ranavirus* también están sujetos a dichas condiciones. Su ciclo

de infección comienza con el ingreso al hospedero a través del contacto con animales o agua infectada con el virus (Brunner et al., 2015). Los signos de infección incluyen edema, eritema, hemorragias y ulceraciones en la piel, siendo el hígado, riñones y bazo los órganos más afectados, pudiendo causar la muerte en tres días (Hoverman et al., 2011). La transmisión de la enfermedad puede ocasionarse cuando adultos infectados se reproducen en los cuerpos de agua, transmitiendo la infección a larvas y otros adultos que comparten el sitio, o también cuando individuos infectados mueren en estos cuerpos de agua y son consumidos por los renacuajos (Brunner et al., 2004). Estos patrones generan brotes epidémicos con grandes mortalidades de larvas y metamorfos de anfibios, los cuales han sido reportados de manera similar en Europa, América y Asia (Duffus et al., 2015).

1.2. Variables ambientales: efecto de la temperatura y humedad

Uno de los factores que más contribuye en la persistencia y estabilidad de las poblaciones de anfibios son las condiciones ambientales que limitan el crecimiento del patógeno (Ariel et al., 2009; Fisher et al., 2009; Stegen et al., 2017) (Tabla 1, Fig. 1). Estudios experimentales han demostrado que la temperatura es un factor clave para el crecimiento y desarrollo de *Bd*, siendo 17-25°C su rango óptimo y por debajo o encima de estas temperaturas disminuye su tasa de crecimiento (Piotrowski et al., 2004). También se ha reportado en campo que los sitios con temperaturas altas (mayores a 28°C) están exentos de este patógeno, mientras que los ambientes más fríos presentan una alta prevalencia, grado de infección, o actúan como reservorios de la enfermedad (Retallick et al., 2004; Ron, 2005; Schlaepfer et al., 2007; Forrest & Schlaepfer, 2011). Por otro lado, *Bsal* posee una temperatura de crecimiento óptima menor a la de *Bd*, entre 15°C y 20°C (Bloo et al., 2015), pero también ha sido encontrado en sitios con temperaturas entre 20°C y 26°C, sugiriendo un nicho climático más amplio (Lacking et al., 2017; Yuan et al., 2018; Beukema et al., 2018). En el caso de los *Ranavirus*, la temperatura es un factor clave en su tasa de replicación (en células de cultivo), siendo 24-28°C el rango óptimo promedio (Ariel et al., 2009), y las altas temperaturas del verano como uno de los factores que contribuye al brote de la enfermedad (Brunner et al., 2015).

Otro factor importante para el crecimiento de estos patógenos es la presencia de un medio acuático o húmedo para su persistencia, por lo que ambientes secos podrían estar delimitando su distribución (Murray et al., 2011). Los estudios de la influencia del microclima y las condiciones fisicoquímicas a escala del hábitat pueden ayudar a comprender la dinámica patógeno-hospedero bajo ciertas condiciones. Por ejemplo, se ha observado que humedales con alta temperatura y salinidad presentan una menor prevalencia de infección por *Bd* que aquellos con una temperatura y salinidad menor en la misma región (Heard et al., 2014). Microhábitats más secos podrían inhibir el crecimiento de *Bd*, y actuar como refugios ambientales contra altas cargas de patógenos y/o altas probabilidades de infección (Puschendorf et al., 2011; Heard et al., 2015). De esta forma, parches de hábitat con ambientes particulares pueden actuar como refugios de enfermedades y sostener las metapoblaciones de hospederos amenazados (Mosher et al., 2018), siendo la conectividad un factor muy importante para la viabilidad de estas especies.

Una de las herramientas utilizadas para detectar las áreas con mayor idoneidad para el crecimiento de estos patógenos ha sido el uso de modelos de nicho ecológico a partir de la información

de variables de temperatura y precipitación obtenida de sus presencias (Ron, 2005; Yap et al., 2015; Gray et al., 2015; Richgels et al., 2016; Katz & Zellmer, 2018; Basanta et al., 2019). Estos modelos pueden ser utilizados para la prevención y mitigación en áreas de posible riesgo, teniendo en cuenta no sólo la distribución del patógeno, sino también la de sus posibles hospederos. También pueden estimarse cambios en temperatura y precipitación como resultado del cambio climático, fragmentación de hábitat y/o contaminación, y determinar las áreas con valores distintos a los óptimos del hospedero que podrían tener efectos en la respuesta inmune y generar un aumento en las tasas de infección (Raffel et al., 2006).

1.3. Antropización y perturbaciones ambientales

La modificación y perturbación de los hábitats es una de las principales causas en la disminución de los anfibios. La antropización puede generar diferencias en las infecciones por quitridiomycosis o ranavirus respecto a ambientes conservados, ya sea por cambios en el microhábitat que aumenten o disminuyan la idoneidad del patógeno u hospedero. Como ejemplos, en el estudio de Van Sluys y Hero (2009) encontraron una mayor densidad de anfibios y una menor prevalencia de *Bd* en tierras de cultivo en comparación con el bosque más cercano. Becker y Zamudio (2011) encontraron que la prevalencia e intensidad de infección por *Bd* estaba correlacionada de manera negativa con la pérdida de hábitat en Costa Rica, Brasil y Australia. En estos casos, los hábitats perturbados pueden actuar como refugios de enfermedades en aquellas especies que pueden tolerar la deforestación. Sin embargo, sitios con alta riqueza de especies de anfibios pueden disminuir el riesgo de enfermedad a partir de un efecto de dilución, como ha sido observado experimentalmente en *Anaxyrus boreas* y especies de anfibios simpátricas de Oregon (Searle et al., 2011). Por lo tanto, la pérdida de especies debida a la deforestación o contaminación podría aumentar el riesgo de infección por *Bd* en las comunidades de anfibios.

La contaminación por pesticidas u herbicidas son otro factor antropogénico que puede influir en las infecciones por ranavirus y quitridiomycosis. Estudios con *Ambystoma tigrinum* expuestos a estos contaminantes, han encontrado una disminución en los leucocitos y una mayor susceptibilidad a la infección por ATV (Kerby et al., 2011). Infecciones por *Bd* en presencia de pesticidas también han mostrado un aumento en la susceptibilidad de los anfibios debido a alteraciones en el microbioma (McCoy & Peralta, 2018) o en su sistema inmune (Rollins-Smith et al., 2011). Además, la interacción entre contaminantes y patógenos también pueden afectar el desarrollo del hospedero (Parris & Baud, 2004), desempeñando un papel importante en la susceptibilidad de los anfibios a las enfermedades.

Tabla 1. Factores relacionados a la infección por ranavirus y quitridiomycosis en anfibios.**Table 1.** Factors related to ranavirus infection and chytridiomycosis in amphibians.

Enfermedad infecciosa	Patógeno	Linaje	Impacto	Factores ecológicos		Distribución	Referencia
				Abióticos	Bióticos		
Quitridiomycosis	<i>Batrachochytrium dendrobatidis</i>	BdGPL				Mundial	Densmore y Green (2007); Olson et al. (2013); Blaustein et al. (2018); Hernández-López et al. 2018; López-Velázquez et al. 2018; O'Hanlon et al. (2018)
		BdCH	Infecciones enzoóticas y epizooticas. Más de 700 especies afectadas.	17°C-25°C Temperatura óptima		Suiza	Farrer et al. (2011)
		BdCAPE	Disminución y extinción de poblaciones en más de 200 especies.	Sistemas acuáticos/húmedos	Sistema inmune y microbioma del hospedero. Tamaño del hospedero. Especies/estadios reservorios.	África, España.	Farrer et al. (2011); O'Hanlon et al. (2018)
		BdAsia1			Competidores y depredadores. Dispersión de cepas a través de comercio de especies.	Corea	Bataille et al. (2013)
		BdBrasil/Asia2				Brasil, Estados Unidos, Corea	Schloegel et al. (2012); Rosenblum et al. (2013); Jenkinson et al. (2016); O'Hanlon et al. (2018)
	<i>Batrachochytrium salamandrivorans</i>	Bsal	Disminución del 96% de la población de Salamandra salamandra en Europa. Especies de caudados en riesgo a nivel mundial.	15°C-20°C Temperatura óptima	Sistemas acuáticos/húmedos	Países Bajos, Bélgica, Alemania. Tailandia, Vietnam, Japón, Taiwán, China.	Martel et al. (2013); Martel et al. (2014); Blaustein et al. (2018)

Enfermedad infecciosa	Patógeno	Linaje	Impacto	Factores ecológicos		Distribución	Referencia
				Abióticos	Bióticos		
Ranavirus	<i>Ranavirus 3 (FV3)</i>	FV3	Muerte masiva de larvas y el fracaso del reclutamiento afectan la estructura de la población a corto plazo. Evidencia de disminución a largo plazo en <i>Rana temporaria</i> en Inglaterra; Ranidae más susceptible			América, Europa y Asia. Cepas endémicas en muchos sitios con eventos de mortalidad masiva.	
	<i>Ambystoma tigrinum virus (ATV)</i>	ATV	Mortalidad en poblaciones de <i>Ambystoma tigrinum</i> , <i>A. gracile</i> , <i>Notophthalmus viridescens</i>	24°-28°C Sistemas acuáticos/húmedos	Sistema inmune y microbioma del hospedero. Tamaño del hospedero. Especies/estadios reservorios. Competidores y depredadores. Dispersión de cepas a través de comercio de especies.	Estados Unidos	Densmore y Green (2007); Duffus et al. (2015); Gray y Chinchir (2015); Blaustein et al. (2018).
	<i>Bohle iridovirus (BIV)</i>	BIV	Mortalidad en <i>Limnodynastes ornatus</i> , <i>Anaxyrus boreas</i>			Australia, Estados Unidos	
	<i>Virus del sapo partero común (CMTV)</i>	CMTV	Mortalidad en poblaciones de <i>Alytes obstetricans</i> , <i>Mesotriton alpestris</i> , <i>Andrias davidianus</i>			Europa	

1.4. Mecanismos de persistencia y transmisión

Muchos patógenos tienen mecanismos de resistencia a temperaturas o a la desecación en el ambiente, aumentando así su persistencia en las temporadas y/o sitios no favorables para su crecimiento. Estos mecanismos no sólo permiten la persistencia del patógeno en distintos ambientes, también facilitan su propagación a otros sitios y hospederos. *Bd* posee zoosporas móviles que pueden permanecer infectivas hasta por siete semanas en medio acuático (Johnson & Speare, 2003), y hasta 30 minutos en la desecación (Garmyn et al., 2012). *Bsal*, además de las zoosporas móviles, también puede generar esporas enquistadas que pueden persistir hasta por 31 días en cuerpos de agua, adherida a otros organismos y/o frente a depredadores como zooplacton (Stegen et al., 2017). Los *Ranavirus* por otro lado, poseen resistencia a bajas temperaturas en presencia de agua o humedad. Sin embargo, en condiciones naturales la presencia de microorganismos aumenta la degradación viral en

el ambiente (Brunner et al., 2015).

La presencia de hospederos resistentes a la enfermedad y otros organismos no afectados como aves y reptiles (Johnson y Speare, 2005; Kilburn et al., 2011; Burrowes y De La Riva, 2017), hace que éstos puedan actuar como reservorios y transmisores del patógeno. Especies como *Lithobates pipiens*, que se ha encontrado infectada pero sin signos clínicos de quitridiomycosis, puede indicar que la especie es sólo portadora de *Bd*, actuando como reservorio (Woodhams et al., 2006). La resistencia a estos patógenos en algunos estadios de la población, como se ha observado en renacuajos de *Rana muscosa* infectados por *Bd* (Fellers et al., 2001), y renacuajos de *Ambystoma tigrinum* infectados por FV3 (Brunner et al., 2004), aumentan su transmisión a otros individuos de la población. El movimiento de estos organismos dentro de parches de hábitat óptimos para los patógenos puede mantener la enfermedad e iniciar

una epidemia al arribar a otras regiones y entrar en contacto con especies potencialmente susceptibles. Esto puede suceder tanto a nivel regional como global al ser facilitado por el hombre. Como ejemplos, el comercio de larvas de *Ambystoma tigrinum* para cebo de pesca en Estados Unidos ha generado un aumento en la dispersión de ATV a otras regiones (Gray y Chinchir, 2015), y el comercio de especies para consumo o uso medicinal como *Lithobates catesbeianus*, *Lithobates pipiens* y *Xenopus laevis*, ha favorecido la dispersión tanto del ranavirus como de la quitridiomycosis a nivel mundial (Schloegel et al., 2009; Spitzen-van der Sluijs et al., 2011; Galindo-Bustos et al., 2014; Saucedo et al., 2019).

1.5. Características del hospedero

Las características biológicas y ecológicas de las especies de anfibios también están relacionadas con la susceptibilidad a la infección. Aquellas especies con reproducción acuática parecen ser las más afectadas por ranavirus y quitridiomycosis (Lips et al., 2003; Kriger & Hero, 2007; Longcore et al., 2007; Bancroft et al., 2011; Hoverman et al., 2011; Murray et al., 2011; Hernández-López et al., 2018). Esto coincide con la biología de ambos patógenos, en la que para comenzar la etapa de infección ambos requieren un medio acuático o húmedo. Sin embargo, también existen excepciones como *Lithobates catesbeianus* y *Xenopus laevis*, especies de anfibio acuáticas resistentes que pueden actuar como reservorios y/o transmisores de éstas enfermedades (Daszak et al., 2004; Robert et al., 2007; Mazzoni et al., 2009).

La variación geográfica y entre especies en las respuestas a los patógenos puede sugerir que la inmunidad es específica del hospedero y se adapta localmente. El sistema inmune desempeña un papel esencial en la formación de la estructura de ensamblajes microbianos en la piel de los anfibios. Estudios recientes han encontrado que distintos aspectos de la respuesta inmune de los anfibios ante las infecciones, incluyendo péptidos antimicrobianos, lisozimas, alcaloides, bacterias simbióticas de la piel, células inmunes y genes, pueden estar adaptados localmente y ser específicos para cada especie o población, generando una gran variabilidad en la susceptibilidad frente a un patógeno (Ellison et al., 2014a; Ellison et al., 2014b; Woodhams et al., 2007; Woodhams et al., 2014; Rebollar et al., 2016).

La primera barrera a la infección son las bacterias y hongos presentes en la piel de los anfibios, los cuales producen compuestos que pueden disminuir el crecimiento de los patógenos (Harris et al., 2006; Woodhams et al., 2007). El microbioma de la piel de los anfibios puede limitar el riesgo de enfermedad a través de la producción de metabolitos antimicrobianos, la competencia y la exclusión de patógenos exógenos, o el aumento de la inmunidad

del hospedero (Rollins-Smith & Woodhams, 2012). Hasta la fecha han sido caracterizados cientos de cepas bacterianas con capacidades de inhibir el crecimiento *in vitro* de *Bd* (Flechas et al., 2012; Woodhams et al., 2015; Medina et al., 2017), y la presencia de ciertos grupos bacterianos de la piel en anfibios se encuentra asociada a la susceptibilidad de los hospederos frente a *Bd* (Rebollar, 2018).

Posterior al microbioma de la piel de los anfibios, el sistema inmune innato es considerado como la siguiente línea de defensa contra los patógenos, puede eliminarlos directamente o ralentizar el desarrollo de la enfermedad hasta que el sistema inmune adaptativo se active. Las células fagocíticas pueden eliminar directamente a los patógenos, e incluyen macrófagos, neutrófilos, basófilos y eosinófilos. Otros componentes esenciales de la inmunidad innata son las proteínas de complemento, lisozimas y péptidos antimicrobianos (Rollins-Smith, 2009). El sistema inmune adaptativo está compuesto por linfocitos T, linfocitos B, y el complejo mayor de histocompatibilidad (MHC) que involucra un conjunto de genes inmunes que codifican moléculas de reconocimiento de antígenos y patógenos para los linfocitos (Rollins-Smith y Woodhams, 2012). Debido a que *Bd* se ubica en las capas epiteliales queratinizadas externas y puede conducir a una rápida mortalidad del hospedero, se cree que las defensas innatas serían críticas para la supervivencia del hospedero (Berger et al., 1998; Rollins-Smith y Woodhams, 2012). Los péptidos antimicrobianos secretados en la piel de los anfibios desempeñan un papel importante en la protección contra la infección por patógenos de la piel como *Bd* (Rollins-Smith, 2009). Se ha documentado que especies comunes y resistentes a *Bd* secretan una mezcla de péptidos inhibidores a este patógeno *in vitro*, mientras que especies en declive o en peligro de extinción secretan péptidos con poca actividad contra *Bd* (Woodhams et al., 2006). Además, se ha comprobado que la similitud en los perfiles de MHC de algunos grupos podría explicar la susceptibilidad de los anfibios a los patógenos (Barribeau et al., 2008; Savage & Zamudio, 2011).

La conducta también es otra respuesta de defensa de los anfibios frente a las infecciones. En el caso de *Bd*, se han registrado conductas de termorregulación en la que individuos infectados podrían modificar su comportamiento con el fin de aumentar su temperatura y eliminar al patógeno (Woodhams et al., 2003; Rowley et al., 2007; Richards-Zawacki, 2010; Puschendorf et al., 2011; Daskin et al., 2011; Karavlan & Venesky, 2016). Este comportamiento mantiene la temperatura corporal elevada por algunas horas pudiendo disminuir la infección por *Bd*, ya sea por una temperatura no idónea para el patógeno o la inducción de una respuesta inmune por parte del hospedero que

reduce la infección (Richards-Zawacki, 2010; Rollins-Smith y Woodhams, 2012).

2. EL ROL DE LA EVOLUCIÓN EN LAS INTERACCIONES PATÓGENO-HOSPEDERO

La variación en la susceptibilidad de los hospederos, las diferencias en la virulencia de los patógenos, las tasas de transmisión, la supervivencia y áreas de distribución de hospederos, pueden tener una base genética que aumenta la variabilidad de la dinámica patógeno-hospedero (Firth & Lipkin, 2013). Además, el ambiente puede estar seleccionando genotipos tanto del patógeno como del hospedero, alterando las frecuencias de los genotipos virulentos en el primero o alelos de resistencia en el segundo (Longo et al., 2014). Los cambios evolutivos en cada una de estas características son los que potencialmente pueden dar al surgimiento de las enfermedades emergentes (Fig. 1).

2.1. Cambios que favorecen la emergencia

Los procesos de migración, cambios en el tamaño de la población, tasas de mutación y tiempos generacionales, pueden interactuar en la introducción de la variación genética en los patógenos. En el caso de los virus y hongos, las fuentes de variación son diferentes y los tiempos generacionales son mucho más cortos que el de sus hospederos. Los virus pueden cambiar su genoma a partir de mutación, reordenamiento de genes, o recombinación con otros virus o genes del hospedero (Schrag & Wiener, 1995). Los *Ranavirus* poseen una cápside icosaédrica que encierra el genoma de ADN de doble cadena, sus genes centrales o *core* incluyen proteínas estructurales virales, proteínas de regulación de la expresión génica, virus de replicación y virulencia que les permite infectar animales ectotérmicos como peces, anfibios y reptiles (Grayfer et al., 2015; Jancovich et al., 2015). Además, su genoma posee palíndromos, microsatélites, regiones repetidas y áreas de variación inter e intragénicas que pueden servir como sitios que facilitan la recombinación o regulan la expresión génica (Jancovich et al., 2015). En el caso de los hongos, éstos tienen la capacidad de reproducirse sexualmente y asexualmente. En *Batrachochytrium*, aún no se ha detectado su modo de reproducción sexual, y análisis moleculares afirman que la reproducción asexual es la más utilizada por este hongo (Morehouse et al., 2003; Morgan et al., 2007). Se ha sugerido que la recombinación mitótica es la fuente de variación en su genoma (James et al., 2009), y a pesar de que esta recombinación puede reducir la heterocigocidad, también puede aumentar la diversidad genotípica facilitando la propagación de mutaciones que pueden resultar beneficiosas para su desarrollo y persistencia (Rosenblum et al., 2010).

El uso de análisis genómicos puede ser utilizado para detectar la presencia de ciertos genes involucrados en la secreción de proteínas que permiten la adquisición de nutrientes en las interacciones con el medio ambiente y el hospedero (Rosenblum et al., 2012). Estos genes pueden ser utilizados como indicadores de patogenicidad en comparación a sus emparentados. Las adaptaciones evolutivas de *Bd* y *Bsal*, a diferencia de otros quitridios saprobios, están correlacionadas con la adquisición de genes que codifican proteínas únicas relacionadas a factores de virulencia como la modificación de la pared celular y secreciones para la destrucción del tejido del hospedero (Farrer et al., 2017). La presencia de una pared celular con composición proteica dinámica es una característica importante en los hongos patógenos ya que les permite cambiar en función a los sustratos encontrados para poder infectar al hospedero (Durán & Nombela, 2004). En los *Ranavirus*, se ha encontrado que comparaciones de *FV3* que varían en virulencia, sugieren que las diferencias intragénicas, así como la variación dentro de las secuencias repetidas, pueden influir en la patogénesis viral (Morrison et al., 2014). Esta variabilidad genómica en los patógenos genera cambios que pueden superar las defensas del hospedero y permitir la colonización a nuevos ambientes, así como también conducir a la diversificación de nuevos linajes patogénicos en evolución independiente.

Correlaciones entre los rasgos que afectan la resistencia del hospedero y el éxito de los patógenos, junto con análisis moleculares, pueden ayudar a reconstruir la historia evolutiva de los patógenos. Estudios genómicos recientes entre aislados de *Bd* a nivel global, han sugerido que el este de Asia podría ser el posible origen de diversificación y recombinación que ha llevado al surgimiento del linaje genético hipervirulento *BdGPL*, asociado a las epidemias y declives de anfibios en América del Norte, Centro América, el Caribe, Australia y Europa (Farrer et al., 2011; Farrer & Fisher, 2017; O'Hanlon et al., 2018). La expansión de *BdGPL* a principios del siglo XX desde Asia oriental, coincide con el incremento en el comercio mundial de especies, pudiendo ser éste el principal medio de transporte y dispersión a nivel intercontinental (O'Hanlon et al., 2018). Por otro lado, la presencia de los linajes genéticos divergentes *BdCH*, *BdCAPE*, *BdAsia1* y *BdBrasil/Asia2*, endémicos de localidades puntuales en Europa, África, Brasil y Asia (Tabla 1), no han sido asociados al declive de anfibios (Farrer et al., 2011; Rosenblum et al., 2013; Rodriguez et al., 2014), demostrando una gran variabilidad genética y de virulencia del patógeno. Además, estos linajes también difieren morfológicamente, siendo las cepas con mayor tamaño de esporangio las más agresivas (Fisher et al., 2009; Muletz-Wolz et al., 2019). Esta variación genética y fenotípica puede ser resultado de adaptaciones a nuevos hospederos o

fuerzas selectivas.

2.2. Efectos de la presión selectiva

La fuerza selectiva que ejercen los patógenos puede generar cambios genéticos en las poblaciones de los hospederos, como reducción de la heterocigocidad, afectando la susceptibilidad de los anfibios a las enfermedades. Posibles modificaciones en la aptitud a causa de las infecciones por *Bd* como efectos en la condición corporal (Carey et al., 2006; Retallick & Miera, 2007; Burrowes et al., 2008; Ramsey et al., 2010; Searle et al., 2011), locomoción (Chatfiel et al., 2013) y vocalización (An y Waldman, 2016), podrían tener un efecto a largo plazo. Estudios a futuro que midan la forma y la intensidad de la selección que actúa sobre el rendimiento de los organismos afectados por la infección durante períodos de tiempo prolongados, ayudarán a comprender el impacto de dichas infecciones en la evolución de la especie. En el caso de especies susceptibles, esta presión podría llevar poblaciones a la extinción o fenómenos de cuellos de botella. Por ejemplo, poblaciones de *Rana latastei* con baja diversidad genética presentan una mayor mortalidad por FV3, con respecto a individuos de poblaciones con mayor diversidad genética (Pearman et al., 2004). Patrones similares han sido observados en infecciones por *Bd*, donde poblaciones de *Lithobates sylvaticus* genéticamente distintas presentan diferencias en la intensidad de infección y mortalidad (Bradley et al., 2015).

Las epidemias pueden resultar en fluctuaciones extremas de las poblaciones, incluyendo extinciones puntuales, actuando como una fuerza selectiva sobre las poblaciones de anfibios. Posterior a un evento epizootico, las poblaciones de anfibios pueden recuperarse mostrándose resistentes y tolerantes a la enfermedad en eventos enzoóticos. Poblaciones de *Ambystoma tigrinum* con ATV han mostrado una sincronidad en las infecciones entre lagunas, donde años anteriores las infecciones habían sido mayores al 50 %, actualmente no presentan signos de la enfermedad (Duffus et al., 2015). En el caso de *Bd*, posterior a los eventos epizooticos que causaron extinciones en poblaciones de anfibios en Centro y Sur América, se han observado algunas poblaciones resistentes en una situación enzoótica con el patógeno (Lips, 2016; Voyles et al., 2018; DiRenzo et al., 2018). Estos eventos enzoóticos posteriores a eventos epizooticos con altas mortalidades, podrían ser el resultado de una coevolución entre la cepa del patógeno y los anfibios de la localidad.

Dada la gran variación en la susceptibilidad, en algunos sitios estos patógenos podrían haber coevolucionado con sus hospederos. La concordancia entre filogenias puede revelar una potencial coevolución, mientras que la discordancia

puede significar eventos de cambio de hospedero o frecuentes introducciones externas. Análisis moleculares entre ATV y poblaciones de *Ambystoma tigrinum*, encontraron fuertes correlaciones entre las cepas del virus y las poblaciones de salamandras asociadas, sugiriendo una coevolución entre ambos (Storfer et al., 2007). Por otro lado, la dispersión de patógenos por parte del hombre a través del comercio de especies o acuicultura es muy frecuente y puede ser una de las causas que explique la falta de un patrón de coevolución. Debido a la frecuente introducción de cepas en distintas regiones del mundo, sumada a las diversas mutaciones adquiridas, determinar la dirección de los cambios del genoma se torna más difícil (Kao et al., 2014), encontrándose diferentes posibles rutas de origen y transmisión inferidas con la información genética.

2.3. Métodos integrativos ecológicos-evolutivos

Debido a que las infecciones dependen de las interacciones entre la susceptibilidad del hospedero y la virulencia de los patógenos en su contexto ambiental, resulta difícil comprender por qué algunas especies están más infectadas que otras. La combinación de las características biológicas e historias de vida junto con las condiciones ambientales en relación a las infecciones puede permitir la identificación de estrategias evolutivas de resistencia o tolerancia de las especies que pueden ser empleadas en evaluaciones de riesgo.

Experimentos de infección en laboratorio, mesocosmos y en el campo, han podido inferir cómo responden los anfibios a las infecciones por quitridiomycosis y ranavirus considerando las especies, edad del hospedero, etapa de la historia de vida, población, factores bióticos (ej. presencia de competidores, depredadores), factores abióticos (ej. temperatura, presencia de contaminantes), así como el linaje y dosis del patógeno (Blaustein et al., 2018). Además, métodos correlativos utilizando la filogenia, características de historia de vida de los anfibios como hábitat de reproducción, duración de la etapa larval, y/o tamaño corporal en metamorfos y adultos, han sido utilizados para medir las infecciones por FV3 y *Bd* (Hoverman et al., 2011; Greenberg et al., 2017; Hernández-López et al., 2018). En ambos casos existe una relación entre las características ecológicas de las especies y las infecciones, lo que sugiere que el uso de un enfoque basado en estas variables puede permitir la identificación de especies con resistencia o tolerancia a las infecciones.

La combinación de la información de las interacciones patógeno-hospedero con sus distribuciones geográficas, y/o reconstrucciones filogenéticas de los hospederos también puede ser utilizadas para medir el riesgo a ciertos patógenos (Stephens et al., 2016; Róbles-Fernández & Lira-Noriega,

2017). Estos métodos pueden estimar un índice de interacción/ infección patógeno-hospedero y revelar los sitios y especies más vulnerables a la infección. Además, tienen una aplicación global, y a partir de su proyección en el espacio geográfico podrían utilizarse para anticipar el potencial de riesgo de infección en otros sitios, o brotes de enfermedades relacionadas con nuevos patógenos.

3. FUTURAS DIRECCIONES

El estudio de estas enfermedades aún no ha resuelto incógnitas sobre su origen y métodos que ayuden a prevenir el surgimiento de otras enfermedades emergentes. Si bien las investigaciones de ranavirus y quitridiomycosis han sido amplias a nivel mundial, todavía quedan vacíos en la detección y en la comprensión de su historia evolutiva y factores ecológicos involucrados. Por ejemplo, aún se desconoce la variabilidad genética de *Bd* en México. Hasta la fecha sólo se ha analizado una cepa de *Bd* en el país (*Bd*GPL; Rosenblum et al., 2013), por lo que es probable la presencia de más de un linaje, con factores de virulencia y efectos desconocidos en las poblaciones de anfibios. La determinación de los linajes presentes en México, sus orígenes, propagación y distribución, podría ayudar a determinar las regiones y especies amenazadas. Por otro lado, el estudio de ranavirus en México es casi nulo. A pesar de ser una enfermedad de amplia distribución, la falta de vigilancia podría ser la causa principal de la falta de registros de *Ranavirus* en el país (Duffus et al., 2015). Recientemente, individuos de *Lithobates catesbeianus* pertenecientes a una colonia en cautiverio en el norte de México, estado de Sinaloa, fueron reportados con la presencia del *Ranavirus* FV3 (Saucedo et al., 2019). Lo anterior es de suma importancia debido a que *Lithobates catesbeianus* es una especie comercial, invasiva y puede actuar como reservorio y transmisor del virus (Ruggeri et al., 2019), por lo que el riesgo de dispersión e ingreso de este patógeno a áreas naturales donde habitan anfibios endémicos es alto y es necesario el aumento de medidas de monitoreo y detección del patógeno.

La introducción de *Bsal* a nuevas áreas como nueva enfermedad emergente representa un gran riesgo para la biodiversidad. México presenta una alta diversidad de anfibios y más del 50% de las especies de salamandras se encuentran en áreas idóneas para el establecimiento de este patógeno (Basanta et al., 2019). La inmediata aplicación de medidas de conservación para evitar su introducción y transmisión entre poblaciones, así como el control y la prohibición de la importación de anfibios oriundos de Europa y Asia, son las medidas más urgentes que deben realizarse con el fin de prevenir la introducción de este patógeno a México.

La posibilidad de que surjan o sean detectadas nuevas enfermedades emergentes es muy alta, en este sentido factores que aumentan este suceso como cambio en los regímenes de temperatura y precipitación como consecuencia del cambio climático, la destrucción del hábitat y/o la contaminación, además del movimiento antrópico de especies, son cada vez más frecuentes. La detección del virus de la carpa (SVCV) en anfibios de comercio (Ip et al., 2016), de *Perkinsus*, un género de protozoarios patógenos de moluscos también se ha detectado como patógeno de anfibios que ha causado grandes mortalidades en poblaciones de Estados Unidos desde 1999 (Isidoro-Ayza et al., 2017), o la misma detección de *Bsal* 14 años después de la descripción de *Bd* son ejemplos de la emergencia de nuevos patógenos con gran potencial en la disminución de anfibios. La prevención de la diseminación de estas enfermedades es el método más efectivo dentro de las acciones a tomar en etapas posteriores a la invasión. Por lo tanto, es importante evitar en lo posible la traslocación de individuos hacia otras regiones, y en el caso de que esto ocurra, implementar diversas herramientas, como certificados de salud previos al envío, cuarentenas, y/o detección de agentes patógenos específicos y prohibiciones absolutas para evitar el ingreso de patógenos. Además, continuar el seguimiento de estas enfermedades emergentes a través de la implementación de métodos de análisis que contemplen aspectos tanto ecológicos y evolutivos que puedan ayudar en la detección de sitios y especies con mayor riesgo, con el fin de implementar medidas mitigación y control.

CONCLUSIONES

La quitridiomycosis y ranavirus siguen amenazando a anfibios en todo el mundo, siendo la primera la peor enfermedad infecciosa registrada en vertebrados con mayor número de especies afectadas y gran propensión a extinguirlas. La comprensión de los procesos ecológicos y evolutivos que configuran las interacciones entre un patógeno, sus hospederos y el medio ambiente puede ayudar a dilucidar sobre el origen de una enfermedad infecciosa emergente, su propagación e impacto potencial en las poblaciones. Además, la inclusión de los efectos antropogénicos, como la contaminación, cambios en el uso del suelo y cambio climático pueden ayudar a detectar los factores que alteran la dinámica de las enfermedades en los sistemas naturales. Finalmente, la integración de herramientas ecológicas y genómicas, como información sobre genotipo y fenotipos asociados, factores de virulencia y otros factores que influyan en la enfermedad, podrían proporcionar información importante para detectar el riesgo que estos patógenos representan para especies y sitios particulares con el fin de aplicar medidas de mitigación y conservación.

Agradecimientos.— Agradezco al Posgrado en Ciencias Biológicas de la UNAM por la formación académica y al Conacyt por la beca doctoral otorgada. También agradezco a los revisores anónimos por las sugerencias constructivas.

LITERATURA CITADA

- An, D., & B. Waldman. 2016. Enhanced call effort in Japanese tree frogs infected by amphibian chytrid fungus. *Biology Letters* 12(3):20160018.
- Ariel, E., N. Nicolajsen, M.B. Christophersen, R. Holopainen, H. Tapiovaara & B.B. Jensen. 2009. Propagation and isolation of ranaviruses in cell culture. *Aquaculture* 294(3-4):159-164.
- Bancroft, B.A., B.A. Han, C.L. Searle, L.M. Biga, D.H. Olson, L.B. Kats, J.J. Lawler & A.R. Blaustein. 2011. Species-level correlates of susceptibility to the pathogenic amphibian fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* in the United States. *Biodiversity and Conservation* 20(9):1911-1920.
- Barribeau, S.M., J. Villinger & B. Waldman. 2008. Major Histocompatibility Complex Based Resistance to a Common Bacterial Pathogen of Amphibians. *PloS one* 3(7):2692.
- Basanta, M.D., E.A. Rebollar & G. Parra-Olea. 2019. Potential risk of *Batrachochytrium salamandrivorans* in Mexico. *PloS one* 14(2):e0211960.
- Becker, C.G. & K.R. Zamudio. 2011. Tropical amphibian populations experience higher disease risk in natural habitats. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 108(24):9893-9898.
- Berger, L., A.D. Hyatt, R. Speare & J.E. Longcore. 2005. Life cycle stages of the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Diseases of Aquatic Organisms* 68(1):51-63.
- Berger, L., R. Speare, P. Daszak, D.E. Green, A.A. Cunningham, C.L. Goggin, R. Slocumbe, M.A. Ragan, A.D. Hyatt, K.R. McDonald, H.B. Hines, K.R. Lips, G. Marantelli & H. Parkes. 1998. Chytridiomycosis causes amphibian mortality associated with population declines in the rain forests of Australia and Central America. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 95(15):9031-9036.
- Beukema, W., A. Martel, T.T. Nguyen, K. Goka, D.D. Schmeller, Z. Yuan, A.E. Laking, T.Q. Nguyen, C. Lin, J. Shelton, A. Loyau & F. Pasmans. 2018. Environmental context and differences between native and invasive observed niches of *Batrachochytrium salamandrivorans* affect invasion risk assessments in the Western Palaearctic. *Diversity and Distributions* 24(12):1788-1801.
- Blaustein, A.R., J.M. Romansic, E.A. Scheesle, B.A. Han, A.P. Pessier & J.E. Longcore. 2005. Interspecific variation in susceptibility of frog tadpoles to the pathogenic fungus *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Conservation Biology* 19(5):1460-1468.
- Blaustein, A., J. Urbina, P. Snyder, E. Reynolds, T. Dang, J. Hoverman, B. Han, D.H. Olson, C. Searle & N.M. Hambalek. 2018. Effects of emerging infectious diseases on amphibians: a review of experimental studies. *Diversity* 10(3):81.
- Blooi, M., A. Martel, F. Haesebrouck, E. Vercammen, D. Bonte & F. Pasmans. 2015. Treatment of urodelans based on temperature dependent infection dynamics of *Batrachochytrium salamandrivorans*. *Scientific Reports* 5:8037.
- Bradley, P.W., S.S. Gervasi, J. Hua, R.D. Cothran, R.A. Relyea, D.H. Olson & A.R. Blaustein. 2015. Differences in sensitivity to the fungal pathogen *Batrachochytrium dendrobatidis* among amphibian populations. *Conservation Biology* 29(5):1347-1356.
- Brunner, J.L., A. Storfer, M.J. Gray & J.T. Hoverman. 2015. Ranavirus Ecology and Evolution: From Epidemiology to Extinction. Pp. 71-104. En M.J. Gray & V.G. Chinchir (Eds.), *Ranaviruses, lethal pathogens to ectothermic vertebrates*. Springer International Publishing, New York, USA.
- Brunner, J.L., D.M. Schock, E. W. Davidson & J.P. Collins. 2004. Intra-specific reservoirs: Complex life history and the persistence of a lethal ranavirus. *Ecology* 85(2):560-566.
- Burrowes, P.A. & I. De la Riva. 2017. Detection of the amphibian chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* in museum specimens of Andean aquatic birds: implications for pathogen dispersal. *Journal of Wildlife Diseases* 53(2):349-355.
- Burrowes, P.A., A.V. Longo & C.A. Rodríguez. 2008. Fitness cost of *Batrachochytrium dendrobatidis* infection in *Eleutherodactylus coqui*, and comments on habitat-related risk of infection. *Herpetotropicos* 4(2):51-57.
- Carey, C., J.E. Bruzgul, L.J. Livo, M.L. Walling, K.A. Kuehl, B.F. Dixon, A.P. Pessier, A. Alford & K.B. Rogers. 2006. Experimental exposures of boreal toads (*Bufo boreas*) to a pathogenic chytrid fungus (*Batrachochytrium dendrobatidis*). *EcoHealth* 3(1):5-21.

- Chatfield, M.W., L.A. Brannelly, M.J. Robak, L. Freeborn, S.P. Lailvaux & C.L. Richards-Zawacki. 2013. Fitness consequences of infection by *Batrachochytrium dendrobatidis* in northern leopard frogs (*Lithobates pipiens*). *EcoHealth* 10(1), 90-98.
- Daskin, J.H., R.A. Alford & R. Puschendorf. 2011. Short-term exposure to warm microhabitats could explain amphibian persistence with *Batrachochytrium dendrobatidis*. *PLoS One*, 6(10), e26215.
- Daszak P., L. Berger, A. Cunningham, A. D. Hyatt, D. E. Green & R. Speare. 1999. Emerging infectious diseases and amphibian population declines. *Emerging Infectious Diseases* 5(6):735-748.
- Daszak, P., A. Strieby, A.A. Cunningham, J.E. Longcore, C.C. Brown & D. Porter. 2004. Experimental evidence that the bullfrog (*Rana catesbeiana*) is a potential carrier of chytridiomycosis, an emerging fungal disease of amphibians. *Herpetological Journal* 14:201-208.
- Densmore, C.L. & D.E. Green. 2007. Diseases of amphibians. *ILAR journal / National Research Council, Institute of Laboratory Animal Resources* 48(3):235-254.
- DiRenzo, G.V., E.H. Campbell Grant, A.V. Longo, C. Che-Castaldo, K.R. Zamudio & K.R. Lips. 2018. Imperfect pathogen detection from non-invasive skin swabs biases disease inference. *Methods in Ecology and Evolution* 9(2):380-389.
- Duffus, A. L.J., T.B Waltzek, A. C Stöhr, M.C Allender, M. Gotesman, R.J Whittington, P. Hick, M.K Hines & R.E Marschang. 2015. Distribution and Host Range of Ranaviruses. Pp. 9-57. En M.J. Gray & V.G. Chinchir (Eds.), *Ranaviruses, lethal pathogens to ectothermic vertebrates*. Springer International Publishing, New York, USA.
- Durán, A. & C. Nombela. 2004. Fungal cell wall biogenesis: building a dynamic interface with the environment. *Microbiology* 150(10):3099-3103.
- Ellison, A.R, A.E. Savage, G.V. DiRenzo, P. Langhammer, K.R. Lips & K.R. Zamudio. 2014a. Fighting a losing battle: vigorous immune response countered by pathogen suppression of host defenses in the chytridiomycosis-susceptible frog *Atelopus zeteki*. *G3: Genes, Genomes, Genetics* 4(7):1275-1289.
- Ellison, A.R., T. Tunstall, G.V. DiRenzo, M.C. Hughey, E.A. Rebollar, L.K. Belden, R.N. Harris, R. Ibáñez, K.R. Lips & K.R. Zamudio. 2014b. More than skin deep: functional genomic basis for resistance to amphibian chytridiomycosis. *Genome Biology and Evolution* 7(1):286-298.
- Farrer, R.A. & M.C. Fisher. 2017. Describing Genomic and Epigenomic Traits Underpinning Emerging Fungal Pathogens. *Advances in Genetics* 100:73-140.
- Farrer, R.A., A. Martel, E. Verbrugghe, A. Abouelleil, R. Ducatelle, J. E. Longcore, T.Y. James, F. Pasmans, M.C. Fisher & C.A. Cuomo. 2017. Genomic innovations linked to infection strategies across emerging pathogenic chytrid fungi. *Nature Communications* 8:14742.
- Farrer, R.A., L.A. Weinert, J. Bielby, T.W.J. Garner, F. Balloux, F. Clare, J. Bosch, A.A. Cunningham, C. Weldon, H. Louis, L. Anderson, S.L. Kosakovsky, R. Shahar-golan, D.A. Henk & M.C. Fisher. 2011. Multiple emergences of genetically diverse amphibian-infecting chytrids include a globalized hypervirulent recombinant lineage. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 108(46):18732-18736.
- Fellers, G.M., D.E. Green & J.E. Longcore. 2001. Oral Chytridiomycosis in the Mountain Yellow-Legged Frog (*Rana muscosa*). *Copeia* (4):945-953.
- Firth, C. & W.I. Lipkin. 2013. The Genomics of Emerging Pathogens. *Annual Review of Genomics and Human Genetics* 14:281-300.
- Fisher, M.C., T.W.J. Garner & S.F. Walker. 2009. Global emergence of *Batrachochytrium dendrobatidis* and amphibian chytridiomycosis in space, time, and host. *Annual Review of Microbiology* 63:291-310.
- Flechas, S.V., C. Sarmiento, M.E. Cárdenas, E.M. Medina, S. Restrepo & A. Amézquita. 2012. Surviving chytridiomycosis: differential anti-*Batrachochytrium dendrobatidis* activity in bacterial isolates from three lowland species of *Atelopus*. *PLoS One* 7(9):e44832.
- Forrest M. J. & M. A. Schlaepfer. 2011. Nothing a Hot Bath Wont Cure: Infection Rates of Amphibian Chytrid Fungus Correlate Negatively with Water Temperature under Natural Field Settings. *PloS One* 6(12):e28444.
- Galindo-Bustos, M A., D.M. Brousset, T. Cheng, V. Vredenburg & G. Parra-Olea. 2014. Presence and prevalence of *Batrachochytrium* in commercial amphibians in Mexico City. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 45(4):830835.

- Garmyn, A., P. Van Rooij, F. Pasmans, T. Hellebuyck, W. Van Den Broeck, F. Haesebrouck & A. Martel. 2012. Waterfowl: potential environmental reservoirs of the chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis*. PLoS One 7(4):e35038.
- Gray, M.J. & V.G. Chinchar. 2015. Introduction : History and Future of Ranaviruses. Pp. 1-7. En M.J. Gray & V.G. Chinchar (Eds.), Ranaviruses, lethal pathogens to ectothermic vertebrates. Springer International Publishing, New York, USA.
- Gray, M.J., J.P. Lewis, P. Nanjappa, B. Klocke, F. Pasmans, A. Martel, C. Stephen, G. Parra Olea, S.A. Smith & A. Sacerdote. 2015. *Batrachochytrium salamandrivorans*: The North American Response and a Call for Action. PLoS Pathogens 11(12):e1005251.
- Grayfer, L., E.S. Edholm, F.D.J. Andino, V.G. Chinchar & J. Robert. 2015. Ranavirus host immunity and immune evasion. Pp. 141-170. En M.J. Gray & V.G. Chinchar (Eds.), Ranaviruses, lethal pathogens to ectothermic vertebrates. Springer International Publishing, New York, USA.
- Greenberg, D.A., W.J. Palen & A. Mooers. 2017. Amphibian species traits, evolutionary history and environment predict *Batrachochytrium dendrobatidis* infection patterns, but not extinction risk. Evolutionary Applications 10 (10):1130-1145.
- Harris, R.N., T.Y. James, A. Lauer, M.A. Simon & A. Patel. 2006. Amphibian Pathogen *Batrachochytrium dendrobatidis* Is Inhibited by the Cutaneous Bacteria of Amphibian Species. EcoHealth 3(1):53-56.
- Heard, G.W., C.D. Thomas, J.A. Hodgson, M.P. Scroggie, D.S. Ramsey & N. Clemann. 2015. Refugia and connectivity sustain amphibian metapopulations afflicted by disease. Ecology Letters 18(8):853-863.
- Heard, G.W., M.P. Scroggie, N. Clemann & D.S. Ramsey. 2014. Wetland characteristics influence disease risk for a threatened amphibian. Ecological Applications 24(4):650-662.
- Hernández-López, P., D.S. Alarcón & A. López-Velázquez. 2018. Factores ecológicos que afectan la infección por *Batrachochytrium dendrobatidis* en anfibios de México. Pp. 53-78. En A. López-Velázquez, M.D. Basanta & L.M. Ochoa-Ochoa (Eds.), Quitridiomycosis en México. Publicación especial de la Sociedad Herpetológica Mexicana A. C., Ciudad de México, México.
- Hoverman, J.T., M.J. Gray, N.A. Haislip & D.L. Miller. 2011. Phylogeny, life history, and ecology contribute to differences in amphibian susceptibility to ranaviruses. EcoHealth 8(3):301-319.
- Ip H. S., J. M. Lorch & D. S. Blehert. 2016. Detection of spring viraemia of carp virus in imported amphibians reveals an unanticipated foreign animal disease threat. Emerging Microbes & Infections 5(1):1-7.
- Isidoro-Ayza, M., J.M. Lorch, D.A. Grear, M. Winzeler, L. Daniel & W.J. Barichivich. 2017. Pathogenic lineage of Perkinsea associated with mass mortality of frogs across the United States. Scientific Reports 7(1):10288.
- IUCN, 2019. The IUCN Red List of Threatened Species. Versión 2019-1. <https://www.iucnredlist.org> [Consultado en Mayo 2019]
- James, T.Y., A.P. Litvintseva, R. Vilgalys, J.A.T. Morgan, J. W. Taylor, M.C. Fisher, L. Berger, C. Weldon, L. du Preez & J. E. Longcore. 2009. Rapid global expansion of the fungal disease chytridiomycosis into declining and healthy amphibian populations. PLoS Pathogens 5(5):e1000458.
- Jancovich, J.K., Q. Qin, Q. Zhang & V.G. Chinchar. 2015. Ranavirus Replication: Molecular, Cellular, and Immunological Events. Pp. 105-139. En M.J. Gray & V.G. Chinchar (Eds.), Ranaviruses, lethal pathogens to ectothermic vertebrates. Springer International Publishing, New York, USA.
- Johnson, M.L. & R. Speare. 2005. Possible modes of dissemination of the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis* in the environment. Diseases of Aquatic Organisms 65(3):181-186.
- Johnson, M.L. & R. Speare. 2003. Survival of *Batrachochytrium dendrobatidis* in water: quarantine and disease control implications. Emerging Infectious Diseases 9(8):922.
- Kao, R.R., D.T. Haydon, S.J. Lycett & P.R. Murcia. 2014. Supersize me: how whole-genome sequencing and big data are transforming epidemiology. Trends in Microbiology 22(5):282-291.
- Karavlan, S.A. & M.D. Venesky. 2016. Thermoregulatory Behavior of *Anaxyrus americanus* in Response to Infection with *Batrachochytrium dendrobatidis*. Copeia 104(3):746-751.
- Katz, T.S. & A.J. Zellmer. 2018. Comparison of model selection technique performance in predicting the spread of newly invasive species: a case study with *Batrachochytrium salamandrivorans*. Biological Invasions 20(8):2107-2119.
- Kerby, J. L., A.J. Hart & A. Storfer. 2011. Combined effects of virus,

- pesticide, and predator cue on the larval tiger salamander (*Ambystoma tigrinum*). *EcoHealth* 8(1): 46-54.
- Kilburn, V.L., R. Ibáñez & D.M. Green. 2011. Reptiles as potential vectors and hosts of the amphibian pathogen *Batrachochytrium dendrobatidis* in Panama. *Diseases of Aquatic Organisms* 97(2):127-134.
- Kruger, K.M. & J.M. Hero. 2007. The chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* is non-randomly distributed across amphibian breeding habitats. *Diversity and Distributions* 13(6):781-788.
- Laking, A.E., H.N. Ngo, F. Pasmans, A. Martel & T.T. Nguyen. 2017. *Batrachochytrium salamandrivorans* is the predominant chytrid fungus in Vietnamese salamanders. *Scientific Reports* 7: 44443.
- Lips, K.R. Overview of chytrid emergence and impacts on amphibians. 2016. *Philosophical transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences* 371:1-9.
- Lips, K.R., J.D. Reeve & L.R. Witters. 2003. Ecological Traits Predicting Amphibian Population Declines in Central America. *Conservation Biology* 17(4):1078-1088.
- Longcore, J.R., J.E. Longcore, A.P. Pessier & W.A. Haldeman. 2007. Chytridiomycosis Widespread in Anurans of Northeastern United States. *Journal of Wildlife Management* 71(2):435-444.
- Longo, A.V., P.A. Burrowes & K.R. Zamudio. 2014. Genomic studies of disease-outcome in host pathogen dynamics. *Integrative and Comparative Biology* 54(3):427-438.
- Martel, A., A. Spitzen-van der Sluijs, M. Blooi, W. Bert, R. Ducatelle, M.C. Fisher, A. Woeltjes, W. Bosman, K. Chiers, F. Bossuyt & F. Pasmans. 2013. *Batrachochytrium salamandrivorans* sp. nov. causes lethal chytridiomycosis in amphibians. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 110(38):15325-15329.
- Martel, A., M. Blooi, C. Adriaensen, P. Van Rooij, W. Beukema, M.C. Fisher, R.A. Farrer, B.R. Schmidt, U. Tobler, K. Goka, K.R. Lips, C. Mulet, K.R. Zamudio, J. Bosch, S. Lötters, E. Wombwell, T.W.J. Garner, A.A. Cunningham, A. Spitzen-van der Sluijs, S. Salvidio, R. Ducatelle, K. Nishikawa, T.T. Nguyen, J.E. Kolby, I. Van Bocklaer, F. Bossuyt & F. Pasmans. 2014. Wildlife disease. Recent introduction of a chytrid fungus endangers Western Palearctic salamanders. *Science* 346(6209):630-631.
- Mazzoni, R., A.J. de Mesquita, L.F.F. Fleury, W.M.E.D de Brito, I. A. Nunes, J. Robert, H. Morales, A.S.G. Coelho, D.L. Barthasson, L. Galli & M.H.B. Catroxo. 2009. Mass mortality associated with a frog virus 3-like Ranavirus infection in farmed tadpoles *Rana catesbeiana* from Brazil. *Diseases of Aquatic Organisms* 86(3): 181-191.
- McCoy, K.A., & A.L. Peralta. 2018. Pesticides could alter amphibian skin microbiomes and the effects of *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Frontiers in Microbiology* 9: 748.
- Medina, D., J.B. Walke, Z. Gajewski, M.H. Becker, M.C. Swartwout & L.K. Belden. 2017. Culture media and individual hosts affect the recovery of culturable bacterial diversity from amphibian skin. *Frontiers in Microbiology* 8: 1574.
- Morehouse, E.A., T.Y. James, A.R.D. Ganley, R. Vilgalys, L. Berger, P.J. Murphy & J.E. Longcore. 2003. Multilocus sequence typing suggests the chytrid pathogen. *Molecular Ecology* 12:395-403.
- Morgan, J.A.T., V.T. Vredenburg, L.J. Rachowicz, R.A. Knapp, M. J. Stice, T. Tunstall, R.E. Bingham, J.M. Parker, J.E. Longcore, C. Moritz, C.J. Briggs & J.W. Taylor. 2007. Population genetics of the frog-killing fungus *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 104(34):13845-13850.
- Morrison, E.A., S. Garner, P. Echaubard, D. Lesbarrères, C.J. Kyle & C.R. Brunetti. 2014. Complete genome analysis of a frog virus 3 (FV3) isolate and sequence comparison with isolates of differing levels of virulence. *Virology* 11(1):1-13.
- Mosher, B.A., L.L. Bailey, E. Muths & K.P. Huyvaert. 2018. Host-pathogen metapopulation dynamics suggest high elevation refugia for boreal toads. *Ecological Applications* 28(4): 926-937.
- Mulet-Wolz, C.R., S.E. Barnett, G.V. DiRenzo, K.R. Zamudio, L. F. Toledo, T.Y. James & K.R. Lips. 2019. Diverse genotypes of the amphibian killing fungus produce distinct phenotypes through plastic responses to temperature. *Journal of Evolutionary Biology* 32(3):287-298.
- Murray, K.A., R.W.R. Retallick, R. Puschendorf, L.F. Skerratt, D. Rosauer, H.I. McCallum, L. Berger, R. Speare & J. VanDerWal. 2011. Assessing spatial patterns of disease risk to biodiversity: implications for the management of the amphibian pathogen, *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Journal of Applied Ecology* 48(1):163-173.
- O'Hanlon, S.J., A. Rieux, R.A. Farrer, G.M. Rosa, B. Waldman, A.

- Bataille, T.A. Kosch, K.A. Murray, B. Brankovics, M. Fumagalli, M.D. Martin, N. Wales, M. Alvarado-Rybak, K.A. Bates, L. Berger, S. Böll, L. Brookes, F. Clare, E.A. Courtois, A.A. Cunningham, T. M. Doherty-Bone, P. Ghosh, D.J. Gower, W.E. Hintz, J. Höglund, T.S. Jenkinson, C. Lin, A. Laurila, A. Loyau, A. Martel, S. Meurling, C. Miaud, P. Minting, F. Pasmans, D.S. Schmeller, B. R. Schmidt, J.M.G. Shelton, L.F. Skerrat, F. Smith, C. Soto-Azat, M. Spagnoletti, G. Tessa, L.F. Toledo, A. Valenzuela-Sánchez, R. Verster, J. Vörös, R.J. Webb, C. Wierzbicki, E. Wombwell, K.R. Zamudio, D.M. Aanensen, T.Y. James, M.T.P. Gilbert, C. Weldon, J. Bosch. F. Balloux, T.W.J. Garner & M.C. Fisher. 2018. Recent Asian origin of chytrid fungi causing global amphibians declines. *Science* 360:621-627.
- Olson, D.H., D.M. Aanensen, K.L. Ronnenberg, C.I. Powell, S.F. Walker, J. Bielby, T.W.J. Garner, G. Weaver, Bd Mapping Group & M.C. Fisher. 2013. Mapping the Global Emergence of *Batrachochytrium dendrobatidis*, the Amphibian Chytrid Fungus. *PLoS One* 8(2):e56802.
- Parris, M.J. & D.R. Baud. 2004. Interactive effects of a heavy metal and chytridiomycosis on gray treefrog larvae (*Hyla chrysoscelis*). *Copeia* 2004(2): 344-350.
- Pearman, P.B., T.W.J. Garner, M. Straub & U.F. Greber. 2004. Response of the Italian agile frog (*Rana lastei*) to a Ranavirus, Frog virus 3: a model for viral emergence in naïve populations. *Journal of Wildlife Diseases* 40(4):660-669.
- Piotrowski, J.S., S.L. Annis & J.E. Longcore. 2004. Physiology of *Batrachochytrium dendrobatidis*, a Chytrid Pathogen of Amphibians. *Mycologia* 96(1):9.
- Puschendorf, R., C.J. Hoskin, S. D. Cashins, K. McDonald, L.F. Skerratt, J. Vanderwal & R.A. Alford. 2011. Environmental refuge from disease-driven amphibian extinction. *Conservation Biology* 25(5):956-964.
- Raffel, T.R., J.R. Rohr, J.M. Kiesecker & P.J. Hudson. 2006. Negative effects of changing temperature on amphibian immunity under field conditions. *Functional Ecology* 20(5):819-828.
- Ramsey, J.P., L.K. Reinert, L.K. Harper, D.C. Woodhams & L.A. Rollins-Smith. 2010. Immune defenses against *Batrachochytrium dendrobatidis*, a fungus linked to global amphibian declines, in the South African clawed frog, *Xenopus laevis*. *Infection and Immunity* 78(9):3981-3992.
- Rebollar, E.A., M.C. Hughey, D. Medina, R.N. Harris, R. Ibáñez & L.K. Belden. 2016. Skin bacterial diversity of Panamanian frogs is associated with host susceptibility and presence of *Batrachochytrium dendrobatidis*. *The ISME Journal* 10(7):1-14.
- Rebollar, E.A. 2018. Los microbiomas de anfibios & su relación con la quitridiomycosis. Pp. 79-104. En A. López-Velázquez, M.D. Basanta & L.M. Ochoa-Ochoa (Eds.), *Quitridiomycosis en México*. Publicación especial de la Sociedad Herpetológica Mexicana A. C., Ciudad de México, México.
- Retallick, R.W.R., H. McCallum & R. Speare. 2004. Endemic infection of the amphibian chytrid fungus in a frog community post-decline. *PLoS Biology*, 2(11):e351.
- Retallick, R.W. & V. Miera. 2007. Strain differences in the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis* and non-permanent, sub-lethal effects of infection. *Diseases of Aquatic Organisms* 75(3):201-207.
- Richards-Zawacki, C.L. 2010. Thermoregulatory behaviour affects prevalence of chytrid fungal infection in wild population of Panamanian golden frogs. *Proceedings of the Royal Society B* 277: 519-28.
- Richgels K. L. D., R. E. Russell, J. Adams, C. L. White & E. H. Campbell. 2016. Spatial variation in risk and consequence of *Batrachochytrium salamandrivorans* introduction in the USA. *Royal Society Publishing* 3:150616.
- Robert, J., L. Abramowitz, J. Gantress & H.D. Morales. 2007. *Xenopus laevis*: a possible vector of ranavirus infection?. *Journal of Wildlife Diseases* 43(4):645-652.
- Robles-Fernández A.L. & A. Lira-Noriega. 2017. Combining Phylogenetic and Occurrence Information for Risk Assessment of Pest and Pathogen Interactions with Host Plants. *Frontiers in Applied Mathematics and Statistics* 3:1-9.
- Rodriguez, D., C.G. Becker, N.C. Pupin, C.F.B. Haddad & K.R. Zamudio. 2014. Long-term endemism of two highly divergent lineages of the amphibian-killing fungus in the Atlantic Forest of Brazil. *Molecular Ecology* 23(4):774-787.
- Rollins-Smith, L.A. 2009. The role of amphibian antimicrobial peptides in protection of amphibians from pathogens linked to global amphibian declines. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Biomembranes* 1788(8):1593-1599.
- Rollins-Smith, L. A. & D.C. Woodhams. 2012. Amphibian immunity:

- staying in tune with the environment. Pp. 92-143. G.E. Demas & R.L. Nelson (Eds.). En: Ecoimmunology. York: Oxford University Press.
- Rollins-Smith, L.A., J.P. Ramsey, J.D. Pask, L.K. Reinert & D. C. Woodhams. 2011. Amphibian immune defenses against chytridiomycosis: impacts of changing environments. *Integrative and Comparative Biology* 51(4):552-562.
- Ron, S.R. 2005. Predicting the distribution of the amphibian pathogen *Batrachochytrium dendrobatidis* in the New World. *Biotropica: The Journal of Biology and Conservation* 37(2):209-221
- Rosenblum, E.B., M.C. Fisher, T.Y. James, J.E. Stajich, J.E. Longcore, L.R. Gentry & T.J. Poorten. 2010. A molecular perspective: biology of the emerging pathogen *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Diseases of Aquatic Organisms* 92(2-3):131-147.
- Rosenblum, E.B., T.Y. James, K.R. Zamudio, T.J. Poorten, D. Ilut, D. Rodriguez, J.M. Eastman, K. Richards-Hrdlicka, S. Joneson, T.S. Jenkinson, J.E. Longcore, G. Parra Olea, L.F. Toledo, M.L. Arellano, E.M. Medina, S. Restrepo, S.V. Flechas, L. Berger, C. J. Briggs & J.E. Stajich. 2013. Complex history of the amphibian-killing chytrid fungus revealed with genome resequencing data. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 110(23):9385-9390.
- Rosenblum, E.B., T.J. Poorten, M. Settles & G.K. Murdoch. 2012. Only skin deep: shared genetic response to the deadly chytrid fungus in susceptible frog species. *Molecular Ecology* 21(13):3110-3120.
- Rowley, J.J. & R.A. Alford. 2007. Behaviour of Australian rainforest stream frogs may affect the transmission of chytridiomycosis. *Diseases of Aquatic Organisms* 77(1):1-9.
- Ruggeri, J., L.P. Ribeiro, M.R. Pontes, C. Toffolo, M. Candido, M.M. Carriero, N. Zanella, R.L.M. Sousa & L. F. Toledo. 2019. First Case of Wild Amphibians Infected with Ranavirus in Brazil. *Journal of Wildlife Diseases-En Prensa*. <https://doi.org/10.7589/2018-09-224>.
- Saucedo, B., J. Serrano, M. Jacinto-Maldonado, R. Leuven, A. Rocha García, A. Méndez Bernal, A. Gröne, S.J. Van Beurden & C. Escobedo-Bonilla. 2019. Pathogen Risk Analysis for Wild Amphibian Populations Following the First Report of a Ranavirus Outbreak in Farmed American Bullfrogs (*Lithobates catesbeianus*) from Northern Mexico. *Viruses* 11(1):26.
- Savage, A.E. & K.R. Zamudio. 2011. MHC genotypes associate with resistance to a frog-killing fungus. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 108(40):16705-16710.
- Scheele, B.C., F. Pasmans, L.F. Skerratt, L. Berger, A. Martel, W. Beukema, A.A. Acevedo, P.A. Burrowes, T. Carvalho, A. Catenazzi, I. De la Riva, M.C. Fisher, S.V. Flechas, C.N. Foster, P. Frías-Álvarez, T.W.J. Garner, B. Gratwicke, J.M. Guayasamin, M. Hirschfeld, J.E. Kolby, T.A. Kosch, E. La Marca, D.B. Lindenmayer, K.R. Lips, A.V. Longo, R. Maneyro, C.A. McDonald, J. Mendelson III, P. Palacios-Rodriguez, G. Parra-Olea, C.L. Richards-Zawacki, M.O. Rödel, S.M. Rovito, C. Soto-Azat, L.F. Toledo, J. Voyles, C. Weldon, S.M. Whitfield, M. Wilkinson, K.R. Zamudio & S. Canessa. 2019. Amphibian fungal panzootic causes catastrophic and ongoing loss of biodiversity. *Science* 363(6434):1459-1463.
- Schlaepfer, M.A., M.J. Sredl, P.C. Rosen & M.J. Ryan. 2007. High Prevalence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in Wild Populations of Lowland Leopard Frogs *Rana yavapaiensis* in Arizona. *EcoHealth*, 4(4):421-427.
- Schloegel, L.M., A.M. Picco, A.M. Kilpatrick, A.J. Davies, A. D. Hyatt & P. Daszak. 2009. Magnitude of the US trade in amphibians and presence of *Batrachochytrium dendrobatidis* and ranavirus infection in imported North American bullfrogs (*Rana catesbeiana*). *Biological Conservation*, 142(7):1420-1426.
- Schrag, S. & P. Wiener. 1995. Emerging infectious disease: what are the relative roles of ecology and evolution? *Trends in Ecology & Evolution* 10(8):319-324.
- Searle, C.L., S.S. Gervasi, J. Hua, J.I. Hammond, R.A. Relyea, D.H. Olson, and A. R. Blaustein. 2011. Differential host susceptibility to *Batrachochytrium dendrobatidis*, an emerging amphibian pathogen. *Conservation Biology* 25(5):965-974.
- Spitzen-van der Sluijs, A., M. Rendle, F. Pasmans, F. Haesebrouck, A. Martel, R. Zollinger, T. Woeltjes & E. Wombwell. 2011. Clinically healthy amphibians in captive collections and at pet fairs: A reservoir of *Batrachochytrium dendrobatidis*. *Amphibia-Reptilia* 32(3):419-423.
- Stegen G., F. Pasmans, B. R. Schmidt, L. O. Rouffaer, S. V. Praet, M. Schaub, S. Canessa, A. Laudelout, T. Kinet, C. Adriaensen, F. Haesebrouck, W. Bert, and F. Bossuyt. 2017. Drivers of salamander extirpation mediated by *Batrachochytrium salamandrivorans*. *Nature* 544(7650):353-356.
- Stephens, C.R., C. González-Salazar, V. Sánchez-Cordero, I. Becker,

- E. Rebollar-Tellez, A. Rodríguez-Moreno, M. Berzunza-Cruz, C.D. Balcells, G. Gutiérrez-Granados, M. Hidalgo-Mihart, C.N. Ibarra-Cerdeña, M.P. Ibarra López, L.I. Iñiguez Dávalos & M.M. Ramírez Martínez. 2016. Can you judge a disease host by the company it keeps? Predicting disease hosts and their relative importance: a case study for *Leishmaniasis*. PLoS Neglected Tropical Diseases 10(10):e0005004.
- Storfer, A., M.E. Alfaro, B.J. Ridenhour, J.K. Jancovich, S.G. Mech, M.J. Parris & J.P. Collins. 2007. Phylogenetic concordance analysis shows an emerging pathogen is novel and endemic. Ecology Letters 10(11):1075-1083.
- Stuart, S.N., J.S. Chanson, N.A. Cox, B.E. Young, A.S.L. Rodrigues, D.L. Fischman & R.W. Waller. 2004. Status and trends of amphibian declines and extinctions worldwide. Science 306(5702):1783-1786.
- Van Sluys, M. & J. M. Hero 2009. How does chytrid infection vary among habitats? The case of *Litoria wilcoxii* (Anura, Hylidae) in SE Queensland, Australia. EcoHealth 6(4):576-583.
- Voyles, J., D.C. Woodhams, V. Saenz, A.Q. Byrne, R. Perez, G. Rios-Sotelo, M.J. Ryan, M.C. Bletz, F.A. Sobell, S. McLetchie, L. Reinert, E.B. Rosenblum, L.A. Rollins-Smith, R. Ibáñez, J.M. Ray, E.J. Griffith, H. Ross & C.L. Richards-Zawacki. 2018. Shifts in disease dynamics in a tropical amphibian assemblage are not due to pathogen attenuation. Science 359(6383):1517-1519.
- Woodhams, D.C., J. Voyles, K.R. Lips, C. Carey & L.A. Rollins-Smith. 2006. Predicted disease susceptibility in a Panamanian amphibian assemblage based on skin peptide defenses. Journal of wildlife diseases 42(2):207-218.
- Woodhams, D.C., K. Ardipradja, R.A. Alford, G. Marantelli & L.K. Reinert. 2007. Resistance to chytridiomycosis varies among amphibian species and is correlated with skin peptide defenses. Animal Conservation 10:409-417.
- Woodhams, D.C., R.A. Alford & G. Marantelli. 2003. Emerging disease of amphibians cured by elevated body temperature. Diseases of Aquatic Organisms 55:65-67.
- Woodhams, D.C., H. Brandt, S. Baumgartner, J. Kielgast, E. Küpfer, U. Tobler, L.R. Davis, B.R. Schmidt, C. Bel, S. Hodel, R. Knight & V. McKenzie. 2014. Interacting symbionts and immunity in the amphibian skin mucosome predict disease risk and probiotic effectiveness. PLoS One 9(4):e96375.
- Woodhams, D.C., R.A. Alford, R.E. Antwis, H. Archer, M.H. Becker, L.K. Belden, S.C. Bell, M. Bletz, J.H. Daskin, L.R. Davis, S.V. Flechas, A.L.A. Gonzalez, R.N. Harris, W.M. Holden, M.C. Hughey, R. Ibáñez, R. Knight, J. Kueneman, F. Rabemananjara, L. K. Reinert, L.A. Rollins-Smith, F. Roman-Rodriguez, S.D. Shaw, J.B. Walke & V. McKenzie. 2015. Antifungal isolates database of amphibian skin-associated bacteria and function against emerging fungal pathogens: Ecological Archives E096-059. Ecology 96(2):595-595.
- Yap, T.A., M.S. Koo, R.F. Ambrose, D.B. Wake & V.T. Vredenburg. 2015. Averting a North American biodiversity crisis. Science 349(6247):481-482.
- Yuan, Z., A. Martel, J. Wu, S. Van Praet, S. Canessa & F. Pasmans. 2018. Widespread occurrence of an emerging fungal pathogen in heavily traded Chinese urodelan species. Conservation Letters 11(4):e12436.



Nota editorial:

En la nomenclatura se decidió seguir a Frost 2019 a pesar de que existe una propuesta de Yuan et al. (2016) de regresar a *Rana* en lugar de seguir utilizando *Lithobates* para especies de América; no obstante ésta última propone que se usen subgéneros (e.g. *Rana* (*Lithobates*), *Rana* (*Phantherana*)). Además la propuesta de Frost (2019) tiene un sentido biogeográfico.

LITERATURA CITADA

Frost, D.R. 2019. Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.0 (May 2019). Electronic Database accessible

at <http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.html>. American Museum of Natural History, New York, USA.

Yuan, Z.-y., W.-w. Zhou, X. Chen, N.A. Poyarkov, Jr., H.-m. Chen, N.-H. Jang-Liaw, W.-h. Chou, N.J. Matzke, K. Iizuka, M.-S. Min, S.L. Kuzmin, Y.-p. Zhang, D.C. Cannatella, D.M. Hillis & J. Che. 2016. Spatiotemporal diversification of the True Frogs (Genus *Rana*): A historical framework for a widely studied group of model organisms. Systematic Biology 65:824-842

DIETARY ANALYSIS OF THREE SPECIES OF THE GENUS *ANOLIS* (SAURIA: DACTYLOIDAE) IN "LOS TUXTLAS," VERACRUZ, MEXICO

ANÁLISIS DIETÉTICO DE TRES ESPECIES DEL GÉNERO DE *ANOLIS* (SAURIA: DACTYLOIDAE) EN "LOS TUXTLAS", VERACRUZ, MÉXICO

ANTONIO YOLOCALI CISNEROS-BERNAL¹, GUSTAVO JIMÉNEZ-VELÁZQUEZ¹, FRANCISCO SOBERÓN-MOBARAK², OSCAR FLORES-VILLELA^{1*}, AND RICHARD C. VOGT³

¹Museo de Zoología Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad Universitaria, CDMX, 04510.

²Xavier Sorondo 210, CDMX 03520.

³Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Coordenação de Pesquisa em Biologia Aquática, Av. André Araújo, 2936, Bairro Petrópolis, Caixa Postal 478, 69083-970 Manaus, Amazonas, Brazil.

*Correspondence author: ofvq@unam.mx

Abstract.— Anoles have been studied by researchers to a greater extent than any other group of lizards. Their high diversity has led them to colonize a variety of niches, making them an ideal model group for evaluating ecological hypotheses such as dietary niche overlap. This work analyzes the stomach contents of 73 individuals from three species of the genus *Anolis*: *A. barkeri* (34), *A. sericeus* (17), and *A. tropidonotus* (22) occurring in the vicinity of Los Tuxtlas, Veracruz. Analyses performed included Shannon's index in its log form to calculate dietary diversity, the Jaccard index to estimate the dissimilarity of the species' diets, and Schoener's index to measure dietary overlap. The results suggest that *A. barkeri* (10.08) has the most generalist diet, followed by *A. sericeus* (8.75) and *A. tropidonotus* (5.78). Schoener's index showed a considerable amount of diet overlap between *A. barkeri* and *A. sericeus* (0.76). We conclude that the three focal species show a generalist feeding behavior in times of abundant prey, such as the rainy season in which this study was conducted. This may lead to a reduction of interspecific competition explaining why we did not observe dietary niche displacement between these three sympatric species of *Anolis*.

Keywords.— *Anolis barkeri*, *Anolis sericeus*, *Anolis tropidonotus*, tropical rainforest, feeding habits.

Resumen.— Los Anolinos son un grupo de lagartijas que mayor atención ha recibido por parte de investigadores. Tienen una alta diversidad, lo que les ha permitido colonizar diferentes nichos, convirtiéndolos en modelos ideales para evaluar hipótesis ecológicas como el solapamiento de nicho dietético. En este trabajo se evaluaron los contenidos estomacales de 73 individuos de tres especies del género *Anolis*: *A. barkeri* (34), *A. sericeus* (17) y *A. tropidonotus* (22) de la región de Los Tuxtlas, Veracruz. Se hicieron análisis utilizando el índice de Shannon en su forma logarítmica para calcular diversidad dietética; el índice de Jaccard para estimar la disimilitud de las dietas y el índice de Schoener para conocer el solapamiento de dietas. Los resultados sugieren que *A. barkeri* (10.08) es la especie más generalista, seguida por *A. sericeus* (8.75) y *A. tropidonotus* (5.78). El índice de Schoener muestra un solapamiento de dietas considerable entre *A. barkeri* y *A. sericeus* (0.76). Se concluye que los *Anolis* de este estudio, presentan un comportamiento generalista en situaciones de abundancia de presas, como es la temporada de lluvias. Lo anterior puede reducir la competencia por lo que no se observa un desplazamiento de nicho dietético entre estas tres especies simpátricas de *Anolis*.

Palabras clave.— *Anolis barkeri*, *Anolis sericeus*, *Anolis tropidonotus*, selva alta perennifolia, hábitos alimenticios.

INTRODUCTION

The genus *Anolis* is a group of lizards that has been used extensively in ecological and evolutionary studies given their large diversity (Losos, 2009). The genus contains approximately 400 species (Poe et al., 2017), with a distribution extending from southeastern United States, through Mexico, and into parts of South America, as well as the Caribbean islands (Losos, 2009). The majority of ecological and evolutionary studies on *Anolis* have focused on the island populations, for which the interspecific interactions and trophic levels have had important evolutionary consequences (Losos, 2009). Similarly, data on the dietary composition of island *Anolis* species have been widely reported in the literature (Wolcott, 1923; Schoener et al., 1968; Lister, 1981; Reagan, 1986; Dial & Roughgarden, 2004; Herrel et al., 2004), while the diets of mainland species have been less studied (Andrews, 1971; Sexton, 1972; Fitch, 1972, 1975; Lister & Garcia-Aguayo, 1992; Seliceo-Cantero & Garcia, 2015). Sympatric *Anolis* species are thought to exhibit different diets in order to partition resources when living in sympatry, leading to trophic niche partitioning (Losos, 2009). However, few studies have tested this hypothesis in mainland *Anolis* species.

This work presents the results of a dietary analysis of three sympatric species of *Anolis* found on the biosphere reserve “Los Tuxtlas” in Veracruz, Mexico. The focal species include *A. barkeri*, which occupies a semiaquatic habitat on rocks and debris near streams and rivers (Birt et al., 2001); *A. sericeus*, which tends to be found in trees and bushes of more arid areas (Henderson & Fitch, 1975); and *A. tropidonotus*, a strictly terrestrial lizard commonly found in the leaf litter (Henderson & Fitch, 1975).

MATERIAL AND METHODS

Organisms for this study were collected by RCV and OFV, at the Tropical Biological Station “Los Tuxtlas”, UNAM during the rainy season (May to November). The stomach contents of 73 individuals from the three focal species were analyzed: *A. barkeri* (34), *A. sericeus* (17), and *A. tropidonotus* (22). Stomach items were identified to order-level, and the total volume of stomach contents, as well as each individual item, was calculated using volumetric displacement in a test tube. The frequency of the presence of prey items was calculated per *Anolis* species, effectively homogenizing the diet for each species and avoiding count bias for parts of prey in an individual’s stomach.

The resulting frequency table was inputted into the “vegan” package (Oksanen et al., 2015) in R (R Core Team, 2013) to calculate Shannon’s Index in its log form (effective numbers) in order to compare the dietary diversity between each species (Moreno et al., 2010). Furthermore, Jaccard’s dissimilarity index

($1 - \text{Jaccard's Index}$) was calculated to understand which species are least similar in respect to the incidences of prey that they consumed. Finally, values of trophic niche overlap between species were calculated using Schoener’s Index implemented in the package “spaa” (Zhang, 2013).

RESULTS

A total of 14 distinct prey items were found in the stomach contents of the observed lizards. The results show that *A. barkeri* had the most number of food items in their diet, followed by *A. sericeus*, and lastly *A. tropidonotus* (Table 1). The effective number of species (1D) is shown in Table 2. *Anolis barkeri* was found to have the most diverse diet, followed by *A. sericeus*, and lastly *A. tropidonotus* (Table 2).

The results also show that the largest trophic niche overlap occurs between the pair *A. barkeri* and *A. sericeus*, followed by the pair *A. barkeri* and *A. tropidonotus*. The least amount of trophic niche overlap was found between *A. sericeus* and *A. tropidonotus* (Table 3).

Lastly, the results of the Jaccard’s Index show that *A. sericeus* and *A. tropidonotus* had the most similar diet, followed by *A. sericeus*

Table 1. Frequency of prey items found in the three focal species.

Tabla 1. Porcentajes de ítems de presa encontrados en cada una de las tres especies.

Items/Species	<i>A. barkeri</i>	<i>A. sericeus</i>	<i>A. tropidonotus</i>
Arachnids	61.76	50.00	47.05
Coleopterans	4.14	43.75	11.76
Dipterids	23.53	56.25	23.52
Hemipterans	14.70	25.00	11.76
Homopterans	8.82	6.25	5.88
Hymenopterans	38.23	31.25	47.05
Lepidopterans	2.94		
Orthopterans	17.64	31.25	5.88
Larvae	35.29	31.25	
Plant material	5.88	12.50	
Crustaceans	14.70	18.75	5.88
Odonatans	23.53		
Collembola	5.88		

Table 2. Dietary diversity of the three focal species, represented by their effective numbers.**Tabla 2.** Diversidad trófica de las tres especies evaluadas, representadas por los números efectivos.

Species	Effective numbers
<i>A. barkeri</i>	10.08
<i>A. sericeus</i>	8.75
<i>A. tropidonotus</i>	5.78

and *A. barkeri*. The least similar diet was found between *A. barkeri* and *A. tropidonotus* (Table 4).

DISCUSSION

The results of this study support the findings from Losos et al. (2009) in relation to the generalist dietary components observed in *Anolis*. These lizards tend to adopt a generalist diet when a prey item is found abundantly and can be easily captured. Regarding the three *Anolis* species studied in this work, arachnids were the most abundant prey item.

Our data revealed that *A. barkeri* is the most generalist of the three species, corroborating the findings of Birt et al. (2001). Second in prey diversity was *A. sericeus*, nested between the generalist *A. barkeri* and the specialist *A. tropidonotus*. These results suggest that the semiaquatic habitats of *A. barkeri* provide a larger diversity of foraging grounds and access to a variety of different prey (Birt et al., 2001). When Schoener's values of overlap were compared, *A. barkeri* and *A. sericeus* were found to have the highest value (0.76), indicating that although *A. barkeri* has the most expansive diet, the species shows preference for the same terrestrial prey as *A. sericeus*, and not for prey found in aquatic environments. This could be an artifact of the season in which the lizards were collected (rainy season, between May and November), given that some tropical invertebrates reach their highest abundance during the rainy season (Didham & Springate, 2003; Wolda, 1989; Santana et al., 2015). Although their diets overlapped, partitioning of dietary components between these two species was not observed, likely due to the high prevalence of prey items.

The results of the dietary components dissimilarity analysis (Jaccard Index) suggest that these three sympatric species of *Anolis* are not competing for food resources, as suggested by Losos (2009). It is likely that an abundant availability of prey items is related with a high diet similarity between species. Even though they display some similarities, it seems that variation in existing habitat and the opportunistic condition of feeding

Table 3. Values of trophic niche overlap (Schoener's Index) between the three focal species of *Anolis*.**Tabla 3.** Valores de superposición de nicho trófico (Índice de Schoener) entre las tres especies de *Anolis*.

	<i>A. barkeri</i>	<i>A. sericeus</i>
<i>A. sericeus</i>	0.76	
<i>A. tropidonotus</i>	0.66	0.65

behavior lead to the avoidance of competition for food between these three species.

The results should be considered as preliminary given the small sample size and the limited seasonality covered. Several studies have found that the diet of *Anolis* species varies intra- and interspecifically between different habitats of the same locality (i.e. *A. stratulus* Reagan, 1986; *A. conspersus* Schoener, 1967; *A. sagrei*, *A. distichus*, *A. carolinensis*, and *A. angusticeps* Schoener, 1968; *A. opalincus* Floyd & Jensen, 1983; and *A. aeneus* Stamps et al., 1997). Another limiting aspect of this study was the classification of prey items to their order level, which may introduce bias into the analyses, particularly in the conclusions of dietary similarities (Greene & Jaksic, 1983). Further studies should include a larger sample size, sampling throughout a broader temporal scale, higher taxonomic resolution of dietary components, and an evaluation of available prey at each site.

Table 4. Values of Jaccard Index between the three focal *Anolis* species.**Tabla 4.** Índice de incidencia de Jaccard entre las tres especies de *Anolis* analizadas.

	<i>A. barkeri</i>	<i>A. sericeus</i>
<i>A. sericeus</i>	0.76	
<i>A. tropidonotus</i>	0.61	0.8

Acknowledgements.— This work was part of a bachelor's thesis of FSM, we want to thank the committee that reviewed the thesis Fausto Méndez de la Cruz, Moises Armando Luis Martínez, Jesús Serrano and Adrian Quijada Mascareñas. We also thank José Quintero and Rolando Mendoza Trejo for their support. Brett O. Butler translated this paper to English; we thank him for his help. AYCB wish to thank the support of Sistema Nacional de Investigadores (SNI) for economic support.

CITED LITERATURE

Andrews, R.M. 1971. Structural habitat and time budget of a tropical

- Anolis* lizard. Ecology 52:262-270.
- Bird, R.A., R. Powell & B.D. Greene. 2001. Natural History of *Anolis barkeri*: A Semiaquatic Lizard from Southern México. Journal of Herpetology 1:161-166.
- Dial, R. & J. Roughgarden. 2004. Physical transport, heterogeneity, and interactions involving canopy anoles. Pp. 270-296. In M. Lowman & B. Rinker (Eds.), Forest Canopies. 2nd Ed. Academic Press: New York, New York, USA.
- Didham, R.K. & N.D. Springate. 2003. Determinants of temporal variation in community structure. Pp. 28-39. In Basset, Y., V. Novotny, S.E. Miller & R.L. Kitching (Eds.), Arthropods of tropical forests. Spatio-temporal dynamics and resource use in the canopy. Cambridge University Press, Cambridge, UK.
- Fitch, H.S. 1972. Ecology of *Anolis tropidolepis* in Costa Rican cloud forest. Herpetologica 28:10-21.
- Fitch, H.S. 1975. Sympatry and interrelationships in Costa Rican anoles. Occasional Papers of the Museum of Natural History, the University of Kansas, Lawrence, Kansas 40:1-60.
- Floyd, H.G. & T.A. Jenssen. 1983. Food habits of the Jamaican lizard, *Anolis opalinus*: Resource partitioning and seasonal effects examined. Copeia 1983:319-331.
- Greene, H.W. & F.M. Jaksic. 1983. Food-niche relationships among sympatric predators: Effects of level of prey identification. Oikos 40:151-154.
- Henderson, R.W. & H.S. Fitch. 1975. A comparative study of the structural and climatic habitats of *Anolis sericeus* (Reptilia: Iguanidae) and its syntopic congeners at four localities in southern Mexico. Herpetologica 31:459-471.
- Herrel, A., B. Vannhooydonck & R. Joachim. 2004. Frugivory in polychrotid lizard: effects of body size. Oecologia 140:160-168.
- Lister, B.C. 1981. Seasonal niche relationships of rain forest anoles. Ecology 62:1548-1560.
- Lister, B.C. & A. Garcia Aguayo. 1992. Seasonality, predation, and the behavior of a tropical mainland anole. Journal of Animal Ecology 61:717-733.
- Losos, J.B. 2009. Lizards in an evolutionary tree. Ecology and adaptive radiation of anoles. University of California Press. Berkeley, California USA.
- Moreno, C.E., F. Barragán, E. Pineda & N.P. Pavón. 2011. Reanálisis de la diversidad alfa: alternativas para interpretar y comparar información sobre comunidades ecológicas. Revista Mexicana de Biodiversidad 8:1249-1261.
- Oksanen, J., F.G. Blanchet, R. Kindt, P. Legendre, P.R. Minchin, R.B. O'Hara, G.L. Simpson, P. Solymos, M.H.H. Stevens, & H. Wagner. 2015. Vegan: Community Ecology Package. R package version 2.3-2. <http://CRAN.R-project.org/package=vegan>. [Visited October, 2017].
- Poe, S., A. Nieto-Montes de Oca, O. Torres-Carvagal, K. De Queiroz, J.A. Velasco, B. Truett, L.N. Gray, M.J. Ryan, G. Köhler, F. Ayala-Varela & I. Latella. 2017. A phylogenetic, Biogeographic, and Taxonomic study of all Extant Species of *Anolis* (Squamata; Iguanidae). Systematic Biology 66:663-697.
- Reagan, D.P. 1986. Foraging behavior of *Anolis stratulus* in a Puerto Rican rain forest. Biotropica 18:157-160.
- R Core Team. 2013. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <http://www.R-project.org/>. [Accessed October, 2017].
- Santana, H.S., L.C.F. Silva, C.L. Pereira, J. Simiao-Ferrerira & R. Angelini. 2015. The rainy season increases the abundance and richness of the aquatic insect community in al Neotropical reservoir. Brazilian Journal of Biology 75:144-151.
- Seliceo-Cantero, H.H. & A. García. 2015. Actividad y uso del hábitat de una población insular y una continental de lagartijas *Anolis nebulosus* (Squamata: Polychrotidae) en un ambiente estacional. Revista Mexicana de Biodiversidad 86:406-411.
- Sexton, O.J., J. Bauman & E. Ortleb. 1972. Seasonal food habits of *Anolis limifrons*. Ecology 53:182-186.
- Schoener, T.W. 1967. The ecological significance of sexual dimorphism in size of the lizard *Anolis conspersus*. Science 155:474-478.
- Schoener, T.W. 1968. The *Anolis* lizards of Bimini: Resource partitioning in a complex fauna. Ecology 49:704-726.
- Schoener, T.W. & G.C. Gorman. 1968. Some niche differences in three Lesser Antillean lizards of the genus *Anolis*. Ecology 49:819-830.

- Stamps, J.A., J.B. Losos & R.M. Andrews. 1997. A comparative study of population density and sexual size dimorphism in lizards. *American Naturalist* 149:64-90.
- Wolcott, G.N. 1923. The food of Porto Rican lizards. *Journal of the Department of Agriculture of Porto Rico* 7:5-43.
- Wolda, H. 1989. Seasonal cues in tropical organisms. Rainfall? Not necessarily!. *Oecologia* 80:437-442.
- Zhang, J. 2013. spaa: Species Association Analysis. R package version 0.2.1 <http://CRAN.R-project.org/package=spaa>. [Accessed October, 2017].



FOUR CASES OF PREY-PREDATOR INTERACTION (ANURAN-SNAKE THROUGH THEIR GEOGRAPHICAL DISTRIBUTION)

CUATRO CASOS DE INTERACCIÓN DEPREDADOR-PRESA (ANURO-SERPIENTE) A TRAVÉS DE SU DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA

JOSÉ LUIS AGUILAR-LÓPEZ^{1*}, LILIANA ORTIZ-LOZADA², JAIME PELAYO-MARTÍNEZ² Y CARLOS A. HERNÁNDEZ-JÍMENEZ³

¹Red de Biología y Conservación de Vertebrados, Instituto de Ecología, A.C., Carretera antigua a Coatepec 351, El Haya, C.P. 91070, Xalapa, Veracruz, México.

²Servicios Especializados en Estudios Integrales Ambientales, Argentina 35, C.P. 91070, Xalapa, Veracruz, México.

³Facultad de Ciencias Biológicas, Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, Ciudad Universitaria, Edificio 112A, Av. San Claudio s/n, Col. San Manuel, Puebla, Puebla, México.

*Correspondent: jlal.herp@gmail.com

Abstract.— The biotic interaction prey-predator between one anuran species and one snake species, in some cases have been reported just in one geographical location, and in other cases have been reported several records through the geographical distribution of both interacting species. In this study we report four cases of anurans predation by snakes in different geographical location to the previous records. The previous and new records suggest that the biological interaction prey-predator between species of anurans and snakes is maintained regardless of the geographical location and elevation.

Keywords.— Amphibian, biotic interaction, Mexico, predation, reptile.

Resumen.— La interacción biótica presa-depredador entre una especie de anuro y una especie de serpiente, en algunos casos ha sido reportada solo en una ubicación geográfica, y en otros casos han sido reportados varios registros a través de la distribución geográfica de ambas especies interactuantes. En este estudio reportamos cuatro casos de depredación de anuros por serpientes en diferente ubicación geográfica a los registros previos. Los registros previos y nuevos sugieren que la interacción biológica presa-depredador entre especies de anuros y serpientes se mantiene independientemente de la localización geográfica y elevación.

Palabras clave.— Anfíbio, interacción biótica, México, depredación, reptil.

Anurans are important components of the trophic networks in the ecosystems where they inhabit, because of their diversity and abundance (Cortés-Gómez et al., 2015), and the snakes are considered their major predator group (Wells, 2007). The anurans predation by snakes can be carried out in different development stages, eggs (e.g. Warkentin, 1995), larvae (e.g. Azarack & Farias, 2017) or postmetamorphic individuals (juvenile and adults; e.g. Calderón-Patrón et al., 2014). The biotic interaction prey-predator between one anuran species and one snake species, in some cases have been reported just in one geographical location, and in other cases have been reported several records through the geographical distribution of both interacting species. Here

we report four cases of anurans predation by snakes in different geographical location to the previous records.

One individual of *Leptophis mexicanus* (Duméril, Bibron & Duméril 1854) consuming a postmetamorphic individual of *Tlalocohyla loquax* (Gaige & Stuart, 1934), was reported by Stuart (1948). The organisms were observed in a bromeliad located in the Finca Chama, department of Alta Verapaz, Guatemala (approximate location 15.616667°N, 90.566667°W; elevation 566 m a.s.l.). During fieldwork carried out on 14 September 2017 in the Área de Protección y Desarrollo de Ceratophania (APDC), located in the municipality of Ixhuatlán del Sureste,



Figure 1. Two species of snakes consuming three species of anurans in different development stages: *Leptophis mexicanus* preying a postmetamorphic individual of *Tlalocohyla loquax* (A), *Leptodeira septentrionalis* consuming eggs of *Agalychnis callidryas* (B), *Leptophis mexicanus* preying a postmetamorphic individual of *Smilisca baudinii* (C), and *Leptodeira septentrionalis* consuming a postmetamorphic individual of *Smilisca baudinii* (D).

Figura 1. Dos especies de serpientes consumiendo tres especies de anuros en diferente estado de desarrollo: *Leptophis mexicanus* depredando un individuo postmetamórfico de *Tlalocohyla loquax* (A), *Leptodeira septentrionalis* consumiendo huevos de *Agalychnis callidryas* (B), *Leptophis mexicanus* consumiendo un individuo postmetamórfico de *Smilisca baudinii* (C), y *Leptodeira septentrionalis* consumiendo un individuo postmetamórfico de *Smilisca baudinii* (D).

Veracruz, Mexico (18.03333°N, 94.35000°W; elevation 30 m a.s.l.), we observed an individual of *L. mexicanus* catching an individual postmetamorphic of *T. loquax*. The biotic interaction was observed in a pond located in a grassland for livestock surrounded by tropical rainforest (Figure 1A). The location of our record extend the distribution of this interaction, approximately 486 km NW of the record of Stuart (1948) and extends the elevational range 530 lower than reported in Guatemala.

One individual of *Leptodeira septentrionalis* (Kennicott, 1859) consuming eggs of *Agalychnis callidryas* (Cope, 1862), was reported by Duellman (1958) in Catemaco, Veracruz, Mexico (approximate location: 18.424157°N, 95.111018°W; elevation 350 m). The consuming of eggs of *A. callidryas* by individuals of *L. septentrionalis* was reported by Warkentin (1995) in Corcovado National Park in Costa Rica (approximate location 8.538680°N, 83.570971°W; elevation 36 m a.s.l.). Savage (2002) reported that the consume of eggs of *A. callidryas* by *L. septentrionalis* in La Selva, Heredia Province, Costa Rica (approximate location 10.429779°N, 84.007347°W; elevation 62 m a.s.l.) is very common. One individual of *L. septentrionalis* consuming a postmetamorphic individual of *A. callidryas* in Green Hill Farm, Cayo District, Belize (17.092000°N, 88.971167°W; elevation 255 m a.s.l.) was reported by Platt et al. (2016). During fieldwork carried out on 15 September 2017 in APDC, we observed an individual of *L. septentrionalis* consuming eggs of *A. callidryas* in a pond located in a grassland for livestock surrounded by tropical rainforest (Figure 1B). The location of our record cover a gap in the geographical distribution of the previous records, this interaction is maintained along the 1640 km from Catemaco, Mexico to the Corcovado, Costa Rica, in an elevational range between sea level and 350 m a.s.l.

One individual of *Leptophis mexicanus* (Duméril, Bibron & Duméril, 1854) consuming a postmetamorphic *Smilisca baudinii* (Duméril & Bibron, 1841) was reported by Henderson et al. (1977) in Tower Hill, Orange Walk District, Belize (approximate location: 18.027669°N, 88.558944°W; elevation 8 m a.s.l.). Henderson (1982) reported the same interaction in Nuevo Xcan, Municipality of Lázaro Cárdenas, Quintana Roo, Mexico (approximate location 20.868376°N, 87.602230°W; elevation 24 m a.s.l.). In a survey conducted on 14 September 2012 in the Federal Natural Protected Area, Parque Nacional Palenque, municipality of Palenque, Chiapas, Mexico (17.488003°N, 92.041147°W; elevation 63 m a.s.l.), we observed one individual of *L. mexicanus* catching a postmetamorphic individual of *S. baudinii* in a parking of archeological site museum surrounded by tropical rainforest (Figure 1C). The location of our record extends the distribution of this interaction, approximately 600

km SW of the record reported in Nuevo Xcan, Quintana Roo and 372 km to the W of Tower Hill's record; the three records were registered below the 70 m of elevation.

Individuals of *Leptodeira septentrionalis* (Kennicott, 1859) consuming *Smilisca baudinii* (Duméril & Bibron, 1841) were reported by Lee (1996) in Campeche, Mexico (without mention of the development stage of individuals of frog or precise location of the record). One individual of *L. septentrionalis* consuming a postmetamorphic *S. baudinii* was reported by Platt et al. (2016) in Green Hill Farm, Cayo District, Belize (17.083333°N, 88.966667°W; elevation 254 m a.s.l.). During a fieldwork carried on 09 July 2013 in the locality of Arroyo Zarco, municipality of Uxpanapa, in southern Veracruz, Mexico (17.184172°N, 94.481047°W; elevation 189 m a.s.l.), we observed an individual of *L. septentrionalis* catching a postmetamorphic individual of *S. baudinii* on an isolated tree in a grassland for livestock surrounded by tropical rainforest (Figure 1D). The location of our record extends the distribution of this interaction, approximately 585 km to the W of the record reported in Belize, and is not possible estimate the distance to the observations reported by Lee (1996) in Campeche, Mexico. The difference between the two located records was of 60 m of elevation.

The previous observations reported of the interaction prey-predator in different locations in conjunction with the observations reported in this study, suggest that the biological interaction prey-predator between two species is maintained regardless of the geographical location and elevation. The observations of a snake species consuming a particular anuran species in different development stages can indicate that a particular anuran species can be an important food resource for a snake (Azarak & Farias 2017), probably due to their availability, independently of the development stage. Predation is one of the most important mechanisms that shapes the biological communities (Vitt & Caldwell, 2009). The consequences of the predation by a specific predator on the populations of the species preyed, and the degree of dependence of the predator species to a specific prey species is a phenomenon that requires further study. The latter can help us to comprehend the relevance of the multi-trophic interactions between anurans and snakes in the entire ecosystem.

Acknowledgements.— We are grateful thank Patricia Frias by their remarks that helped to improve the manuscript and for the revision the English of the first version of the manuscript. We thanks Alfonso Aceves that revised the English of the final version of the manuscript. We thanks to Antonio Santos Souza Galvão (Sustainability - Braskem Idesa), Ana Luisa Martínez

López and Ana Paulina Demeneghi Calatayud (Environment - Braskem Idesa) by the logistical support in the fieldwork in the Área de Protección y Desarrollo de *Ceratozamía*.

CITED LITERATURE

- Azarak, P.A. and J.G. Farias. 2017. Predation of tadpoles and eggs of *Leptodactylus fuscus* (Schneider, 1799) (Anura, Leptodactylidae) by *Erythrolampus poecilogyrus* (Wied-Neuwied, 1825) (Serpentes, Dipsadidae) in the savannic Lavrado of Roraima State, northern Brazil. *Boletim do Museu Integrado de Roraima* 11: 45-48.
- Calderón-Patrón, J.M., O.M. Jacinto-Jiménez, & M. Cruz-García. 2014. *Leptophis diplotropis* (Pacific Coast Parrot Snake) diet. *Herpetological Review* 45: 517-518.
- Cortés-Gómez, A.M., C.A. Ruiz-Agudelo, A. Valencia-Aguilar, & R.J. Ladle. 2015. Ecological functions of neotropical amphibians and reptiles: a review. *Universitas Scientiarum* 20: 229-245.
- Duellman, W.E. 1958. A monographic study of the colubrid snake genus *Leptodeira*. *Bulletin of American Museum of Natural History* 114: 5-152.
- Duméril, A.M.C., G. Bibron, & A. Duméril. 1854. *Erpétologie Générale ou Histoire Naturelle Complète des Reptiles*. Vol. 7 (partie 1). Paris: Librairie Encyclopedique de Roret. xvi + 780 S.
- Duméril, A.M.C. & G. Bibron. 1841. *Erpétologie Générale ou Histoire Naturelle Complète des Reptiles*. Vol. 8. Paris: Librairie Encyclopedique de Roret. 792 pp.
- Gaige, H.T. & L.C. Stuart. 1934. A new *Hyla* from Guatemala. *Occasional Papers of the Museum of Zoology, University of Michigan* 281: 1-3.
- Henderson, R.W. 1982. Trophic relationships and foraging strategies of some New World tree snakes (*Leptophis*, *Oxybelis*, *Uromacer*). *Amphibia-Reptilia* 3: 71-80.
- Henderson, R.W., M.A. Nickerson, & L.G. Hoevers. 1977. Observations and comments on the feeding behavior of *Leptophis* (Reptilia, Serpentes, Colubridae). *Journal of Herpetology* 11: 231-232.
- Kennicott, R. in: Baird, S.F. 1859. Reptiles of the Boundary, with notes by the naturalist of the survey. In: United States and Mexican Boundary Survey, under the Order of Lieut. Col. W. H. Emory, Major First Cavalry, and United States Commissioner. Vol. 2, Rept., Pt.2. Department of the Interior, Washington, 84 pp.
- Lee, J.C. 1996. The amphibians and reptiles of the Yucatán Peninsula. Cornell University Press. Ithaca, New York, USA.
- Platt, S.G., T.R. Rainwater, J.C. Meerman, & S.M. Miller. 2016. Notes on the diet, foraging behavior, and venom of some snakes in Belize. *Mesoamerican Herpetology* 3: 162-170.
- Savage, J.M. 2002. The amphibians and reptiles of Costa Rica: A herpetofauna between two continents, between two seas. The University of Chicago Press. Chicago and London.
- Stuart, L.C. 1948. The amphibians and reptiles of Alta Verapaz, Guatemala. *Miscellaneous Publication of the Museum of Zoology, University of Michigan* 69: 1-109.
- Vitt, L.J. & J.P. Caldwell. 2009. *Herpetology: an introductory biology of amphibians and reptiles*. Academic Press Elsevier. San Diego, California, USA.
- Warkentin, K.M. 1995. Adaptive plasticity in hatching age: a response to predation risk trade-off. *Proceedings of the National Academy of Science* 92: 3507-3510.
- Wells, K.D. 2007. *The Ecology and Behavior of Amphibians*. The University of Chicago Press. Chicago, Illinois, USA.



INTENTIONAL HUMAN-CAUSED MORTALITY OF *PLESTIODON COPEI* (SCINCIDAE).

MORTALIDAD INTENCIONAL DE *PLESTIODON COPEI* (SCINCIDAE) CAUSADA POR HUMANOS.

J. CARLOS ALVARADO-AVILÉS¹, JAVIER MANJARREZ² AND HERMILO SÁNCHEZ-SÁNCHEZ^{*2}

¹Facultad de Ciencias, Universidad Autónoma del Estado de México, Instituto Literario 100, Toluca Centro, Estado de México, México, C.P. 50200.

²Centro de Investigación en Recursos Bióticos, Universidad Autónoma del Estado de México, Instituto Literario 100, Toluca Centro, Estado de México, México, C.P. 50200.

*Correspondent: hss@uaemex.mx

Abstract.— In México, several species of lizards are popularly considered as venomous species because they have bright colors, therefore they are susceptible to being intentionally killed. In this note we report an intentional mortality of a gravid female of *Plestiodon copei* for being considered as a venomous lizard, mainly for its tail coloration. This type of activity has a negative impact on the populations of *P. copei*, therefore it is necessary to highlight to the local residents that it is not a venomous species.

Keywords.— Agricultural area, deliberated killing, illegal hunting, non-venomous lizard.

Resumen.— En México diversas especies de lagartijas son popularmente consideradas como especies venenosas por poseer colores brillantes por lo que son susceptibles a ser asesinadas intencionalmente. En esta nota reportamos una muerte intencional de una hembra grávida de *Plestiodon copei* por ser considerada como una lagartija venenosa, principalmente por su coloración caudal. Este tipo de actividades repercute negativamente en las poblaciones de *P. copei* por lo que es necesario enfatizar a los pobladores locales que es una especie no venenosa.

Palabras clave.— Área agrícola, muerte deliberada, caza ilegal, lagartija no venenosa.

In several Mexican states, such as Nayarit, Jalisco, Colima, Michoacán and Estado de México, many people believe that a number of species of lizards are venomous because they are brightly colored or have an otherwise unusual appearance. People often think that a single bite from these species can kill humans and other animals, and they usually get scared and walk away from them or kill them immediately. Examples of lizards some people think are venomous include *Barisia imbricata*, *Sceloporus grammicus*, *S. torquatus* (Manjarrez, 1999), *Phyllodactylus lanei*, *Hemidactylus frenatus* (Casas-Andreu, 2000), *Abronia taeniata*, *Phrynosoma orbiculare*, and *Plestiodon lynxe* (Penguilly et al., 2010).

On the first of May 2015 we found an adult female *Plestiodon copei* (SVL = 5.56 cm) that had recently been killed in an agricultural area by a local resident of Amanalco de Becerra, Estado de México, México (19.291833°N, 99.947483°W; WGS84; 2877 m a.s.l.). We found two serious injuries that probably killed

the female. One was in the head and the other middle body (Fig. 1A). Additionally, during necropsy we discovered three well developed embryos (Fig. 1B). Both injuries were caused when a person deliberately hit the lizard with a stick. There are two main reasons for intentional resident-caused mortality of *P. copei* (Fig. 2) in Amanalco de Becerra. They believe that; 1) skink lizards are small venomous snakes due to their mechanism of locomotion, reduced limbs and bright blue tail color, and 2) a bite of *P. copei* on the limbs of horses and farm animals can kill them. To our knowledge this is the first documented instance of *P. copei* killed because a human considered it to be venomous. This incident may lead to a severe population decline of *P. copei*. A short-term strategy to reverse this situation is to educate the local population and highlight the fact that *P. copei* is not a venomous lizard.

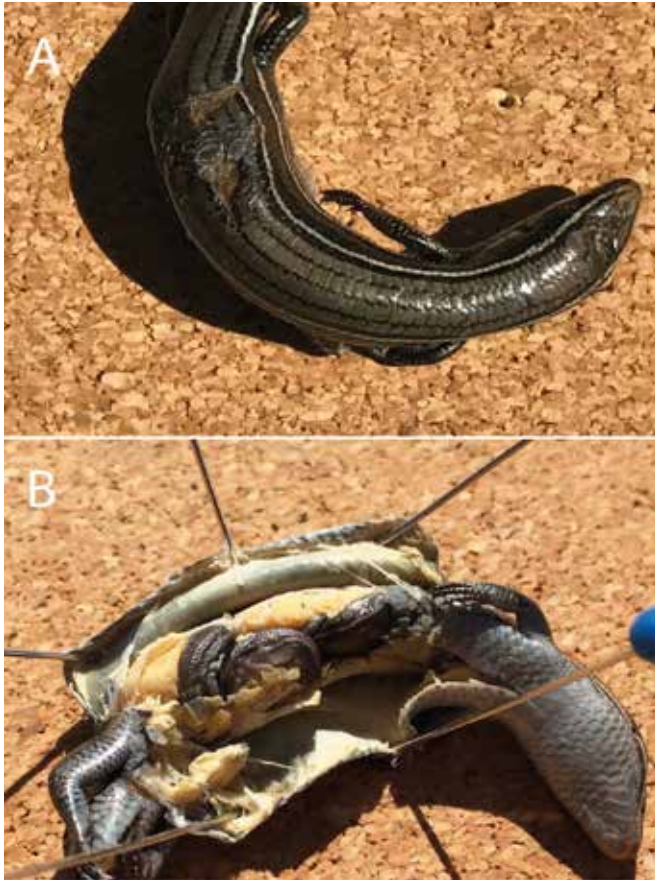


Figure 1. A) Dead female *Plestiodon copei* with cephalic and middle body injuries. B) Three well-developed embryos of *P. copei* found inside body cavity of the dead female.

Figura 1. A) Hembra muerta de *Plestiodon copei* con heridas en la cabeza y en la mitad del cuerpo. B) Tres embriones bien desarrollados dentro de la cavidad de la hembra muerta de *P. copei*.

CITED LITERATURE

Manjarrez, S.J. 1999. Diversidad, problemática y perspectivas de los anfibios y reptiles del Estado de México. *Cultus* 1(2):45-51.

Casas-Andreu, G. 2000. Mitos, leyendas y realidades de los reptiles en México. *Ciencia Ergo Sum* 7(3):286-291.

Penguilly, M.M.A., F.A. Moreno., I.G. Mayer-Goyenechea & G. Espinoza. 2010. Percepción acerca de las lagartijas consideradas nocivas por algunos otomíes, nahuas, tepehuas y mestizos en el estado de Hidalgo, México. Pp. 99–105. En F.A. Moreno, S.M.T. Pulido, M.R. Mariaca, A.R. Valadez, C.P. Mejía y T.V. Gutiérrez (Eds.). *Sistemas biocognitivos tradicionales, paradigmas en la conservación biológica y el fortalecimiento cultural*. Asociación Etnobiológica Mexicana A.C., Global Diversity Foundation, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, El Colegio de la Frontera Sur y Sociedad Latinoamericana de Etnobiología, México.



Figure 2. A) Adult and B) neonate males of *Plestiodon copei* with the distinctive bright blue tail color..

Figura 2. A) Adulto and B) macho neonato de *Plestiodon copei* mostrando la distintiva cola azul brillante.

GROUPED PERCHING BEHAVIOR IN MALES OF *INCILIUS CONIFERUS* (ANURA: BUFONIDAE).

CONDUCTA DE PERCHAMIENTO COLECTIVO EN MACHOS DE *INCILIUS CONIFERUS* (ANURA: BUFONIDAE).

GERARDO CHAVES^{1*}, ADRIÁN GARCÍA-RODRÍGUEZ^{1,2,3}, AND ERICK ARIAS^{1,3}

¹Escuela de Biología, Universidad de Costa Rica, San Pedro, 11501-2060 San José, Costa Rica.

²Departamento de Ecología, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal - RN, Brasil, 59078-900.

³Departamento de Zoología, Instituto de Biología, UNAM, AP 70-153 Ciudad Universitaria, México D.F. CP 04510.

*Correspondent: cachi13@gmail.com

Abstract.— The Evergreen Toad, *Incilius coniferus*, was found perching in groups near the breeding site, suggesting that this rarely observed behavior can serve as an antipredatory strategy.

Keywords.— Reproduction, behavior, antipredator, natural history.

Resumen.— El sapo verde, *Incilius coniferus*, fue encontrado perchando en grupos cerca del sitio reproductivo, se sugiere que este comportamiento raramente observado puede servir como estrategia antidepredatoria.

Palabras clave.— Reproducción, comportamiento, antidepredación, historia natural.

The Evergreen Toad *Incilius coniferus* (Cope, 1862) occurs from Eastern Nicaragua -through Costa Rica and Panama on both Pacific and Caribbean slopes- to the Pacific lowlands of Colombia and Northern Ecuador, ranging from sea level to 1550 m a.s.l. (Frost, 2018; Mendelson III et al., 2011; Savage, 2002). *Incilius coniferus* (Bufonidae) is a common species usually found in undisturbed forest and often perched several meters above the ground on shrubs and trees, although it calls and breeds in shallow ponds or streams (Savage, 2002). This arboreal behavior is rare in the Bufonidae family (Chaparro et al., 2007; Granda-Rodríguez et al., 2008; Matsui et al., 2012; Vitt & Caldwell 2014), which are terrestrial or fossorial (Savage, 2002).

Although during the night males of *I. coniferus* are commonly found perching in the vegetation at two or three meters height, they are usually found alone (Fig. 1; Savage, 2002). However, on March 8, 2015, during an expedition (supported by the Waitt Grants Program of National Geographic Society and Lewis and Clark Foundation), to the confluence of Lari and Pare Rivers (9.43351°N, 83.04867°W; elevation 390 m a.s.l.; WGS 84 datum), in Cordillera de Talamanca, Costa Rica, we observed 12 males sharing the same shrubs around a breeding pond. For two consecutive days, we found 13 males vocalizing in a pond

formed from a small stream with slow runoff. Males called only during the first hours of the night (18:00 to 20:00 h). At around 20:00 h most individuals abandoned the pond and climbed to the vegetation over the water to rest. During the second day, we observed 12 males perching above the vegetation. Despite the availability of many similar perches in the area, nine of them grouped in the shrubs at the edge of the pond, at heights from the ground between 30 and 290 cm. Males were distributed in one trio and three pairs perched in four shrubs. The other three males were perched alone in different shrubs, one of them 10 m away from the border of the breeding area. The males were perched at a similar height and normally in the same branch, with an average distance of 28.33 ± 26.39 cm (mean and one standard deviation) between males perches in the same shrubs.

This group perching behavior is not reported for *I. coniferus* in the literature and has never been observed during the several surveys made by the authors. Then, we hypothesize that it may occur only under particular conditions during the breeding period of *I. coniferus*. In this case, the treefrog *Smilisca phaeota* and the toad *Rhaebo haematiticus* used the breeding site, which is interesting due that both species could use streams for reproduction purposes (Savage, 2002). These aggregations



Figure 1. Male of *Incilius coniferus* perching alone.

Figura 1. Macho de *Incilius coniferus* perchando solo.

of anurans in small areas attract some species of frog-eating snakes (Solórzano, 2004). During our survey we observed one Vine Snake (*Imantodes inornatus*) and two Cat-Eyed Snake (*Leptodeira septentrionalis*) around the breeding site. In the same breeding site was recorded the predation of *R. haematiticus* by *L. septentrionalis* (Arias et al., 2016). Clustering behavior has been proposed as an antipredator strategy based whether on the risk dilution (Hamilton, 1971), early detection of predators (Pulliam, 1973) or the collective detection hypotheses (Lima, 1994). The idea of collective detection suggests that all members of the group are unambiguously alerted to an attack as long as it is detected by at least one group member (Lima, 1994). Based on our observations, we proposed that individuals in the cluster might benefit by being alerted to a prospective risk by the escape response of the first individual, in agreement with the collective detection hypothesis. Although clusters in many cases are just a fortuitous consequence of short-term temporary aggregations, individuals may still benefit from such grouping behavior (Martín et al., 2006).

CITED LITERATURE

- Arias, E., C. Chaves, A. García-Rodríguez & M.J. Ryan. 2015. Predation of *Rhaebo haematiticus* (Anura: Bufonidae) by *Leptodeira septentrionalis* (Serpentes: Dipsadidae) in Costa Rica. *Mesoamerican Herpetology* 2: 563–566.
- Chaparro, J.C., J.B. Pramuk & A.G. Gluesenkamp. 2007. A new species of arboreal *Rhinella* (Anura: Bufonidae) from cloud forest of southeastern Peru. *Herpetologica* 63: 203–212.
- Frost, D.R. 2018. Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 6.0. <http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.html>. American Museum of Natural History, New York. [Download on July, 2018].
- Granda-Rodríguez, H.D., A.G. del Portillo-Mozo & J.M. Renjifo. 2008. Uso de hábitat en *Atelopus laetissimus* (Anura: Bufonidae) en una localidad de la Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia. *Herpetotropicos* 4: 87–93.
- Hamilton, W.D. 1971. Geometry for the selfish herd. *Journal of Theoretical Biology* 31: 295–311.
- Lima, S.L. 1994. Collective detection of predatory attack by social foragers: fraught with ambiguity? *Animal Behaviour* 50: 1097–1108.
- Martín, J., J.J. Luque-Larena & P. López. 2006. Collective detection in escape responses of temporary groups of Iberian green frogs. *Behavioral Ecology* 17: 222–226.
- Matsui, M., K. Nishikawa, S.T. Yeo & K. Eto. 2012. Notes on a rare Bornean bufonid *Ansonia latidisca* Inger, 1966, with special reference to its phylogenetic position. *Herpetology* 31: 87–96.
- Mendelson III, J.R., D.G. Mulcahy, T.S. Williams & J.W. Sites Jr. 2011. A phylogeny and evolutionary natural history of Mesoamerican toads (Anura: Bufonidae: *Incilius*) based on morphology, life history, and molecular data. *Zootaxa* 3138: 1–34.
- Pulliam, H.R. 1973. On the advantages of flocking. *Journal of Theoretical Biology* 38: 419–422.
- Savage, J.M. 2002. The Amphibians and Reptiles of Costa Rica: A Herpetofauna between two Continents, between two Seas. University of Chicago Press, Chicago.
- Solórzano, A. 2004. Serpientes de Costa Rica: Distribución, Taxonomía e Historia Natural. INBio, Heredia.
- Vitt, L.J. & J.P. Caldwell. 2014. *Herpetology. An Introductory Biology of Amphibians and Reptiles*, 4th Edition. Elsevier, Amsterdam, Boston, Heidelberg, London, New York, Oxford, Paris San Diego, San Francisco, Sydney and Tokyo.



PREDATION ON *SCINAX FUSCOVARIUS* (ANURA, HYLIDAE) BY *SCOLOPENDRA* SP. (CHILOPODA: SCHOLOPENDRIDAE) IN THE STATE OF TOCANTINS, CENTRAL BRAZIL.

DEPREDACIÓN DE *SCINAX FUSCOVARIUS* (ANURA: HYLIDAE) POR *SCOLOPENDRA* SP. (CHILOPODA: SCHOLOPENDRIDAE) EN EL ESTADO DE TOCANTINS, BRASIL.

HENRIQUE FOLLY^{1,2}, RAFAELA THALER¹, GUILHERME BARD ADAMS³ AND ELVIS ALMEIDA PEREIRA^{1,4*}

¹Mapinguari - Laboratório de Biogeografia e Sistemática de Anfíbios e Repteis, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, 79002-970, Campo Grande, MS, Brazil.

²Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Museu de Zoologia João Moojen, Universidade Federal de Viçosa, 36570-900, Viçosa, MG, Brazil.

³Biota Soluções Ambientais Ltda, Rua Lindolfo Collor, 439, sala 301, Centro, CEP 93010-080, São Leopoldo, RS, Brazil.

⁴Programa de Pós-graduação em Biologia Animal, Departamento de Biologia Animal, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 23890-000, Seropédica, RJ, Brazil.

*Correspondent: elvisaps@hotmail.com

Abstract.— Some arthropods groups produce substantial mortality in some vertebrate populations and have complex ecological interspecific interactions with vertebrates. Amphibians are preyed by invertebrates at all life stages, however no invertebrate species is recognized as specialist predator of this group. This short communication reports the predation of anuran by a centipede.

Keywords.— Natural history, feeding, tree frog, *Scolopendra*.

Resumen.— Algunos grupos de artrópodos producen una mortalidad sustancial en algunas poblaciones de vertebrados y tienen complejas interacciones ecológicas interespecíficas con vertebrados. Los anfibios son depredados por invertebrados en todas las etapas de la vida. Sin embargo, ninguna especie de invertebrado es reconocida como depredadora especializada de este grupo. Esta breve comunicación informa sobre la depredación de la rana por un ciempiés.

Palabras clave.— Historia natural, alimentación, rana arborícola, *Scolopendra*.

Anurans have a key role in many food chains, acting as either important predators or significant prey, since they are prey for many organisms, such as invertebrates, fishes, other amphibians, reptiles, birds, and mammals (Toledo, 2003; Toledo et al., 2007) and link terrestrial and aquatic ecosystems (Wilbur, 1997; Duellman & Trueb, 1994; Whiles et al., 2006).

Scinax fuscovarius is a small nocturnal hylid with a wide distribution, occurs in Brazil, northern Argentina, Paraguay, and Bolivia, 150-1800 m elevation (e.g., Arrieta & Maneyro, 1999; Achaval & Olmos, 2003; Eterovick & Sazima, 2004; Baldo & Rosset, 2006; Brusquetti & Lavilla, 2006; Canelas & Bertoluci,

2007; Cruz et al., 2009). In Brazil, it occurs in all biomes except the Amazon rainforest (e.g., Morais et al., 2011; Haddad et al., 2013), and in areas with high anthropogenic impact, such as open area and residences (Santana et al., 2013).

There are records of predation of this species by several vertebrates such as snakes (Bernarde et al., 2000; Kokubum & Maciel, 2010; Silva et al., 2011), other anurans (Bezerra et al., 2015), lizards (Maffei et al., 2009); domestic cats (Oda et al., 2010) and birds (Morais et al., 2013); and also, invertebrates such as Odonata larvae (Fulan & Almeida, 2010), water bugs and spiders (Maffei et al., 2014).



Figure 1. Predation of *Scinax fuscovarius* by *Scolopendra* sp., Municipality of Gurupi, State of Tocantins, Brazil. Photo by Guilherme Adams.

Figura 1. Deredation of *Scinax fuscovarius* por *Scolopendra* sp., Municipio de Gurupi, Estado de Tocantins, Brasil. Foto de Guilherme Adams.

Invertebrates are an important component of the food web, serving as prey for many vertebrate groups (McCormick & Polis, 1982; Johnson et al., 2004; Menin et al., 2005; Figueiredo-de-Andrade et al., 2010). However, some arthropods groups also produce substantial mortality in some vertebrate populations (McCormick & Polis, 1982; Toledo et al., 2007) and have complex ecological interspecific interactions with vertebrates (Menin et al., 2005). Amphibians are preyed by invertebrates at all life stages, however no invertebrate species is recognized as specialist predator of this group. Most species are generalist predators that feed opportunistically on available food items (Wells, 2007).

The Chilopoda class is found on every continent except

Antarctica (Lewis, 1981; Edgecombe & Giribet, 2007). They have nocturnal habits and prefer damp places, hiding during the day and feeding at night. They are terrestrial, opportunistic, voracious and strictly carnivorous, feeding mainly on insects (Ruppert & Barnes, 1994; Hickman et al., 1997; Dugon & Arthur, 2012a, b; Vijayakumar et al., 2012). Giant centipedes (Scolopendridae) belong to the few terrestrial arthropods can also attack small frogs, toads, lizards, snakes, birds, bats, mice, voles and other small rodents, particularly juveniles (Cloudsley-Thompson, 1955, 1958; Shugg, 1961; Porter, 1973; Lewis, 1981; Easterla, 1975; Clark, 1979; McCormick & Polis, 1982; Carpenter & Gillinham, 1984; Bush et al., 2001; Molinari et al., 2005; Mirza & Ahmed, 2009; Charles & Smith, 2009; Araújo et al., 2012; Jestrzemeski & Schutz, 2016; Chiacchio et al., 2017; Lindley et al., 2017).

The record was observed on November 9, 2017 at approximately 22:00h, in the Municipality of Gurupi, State of Tocantins. The predation by *Scolopendra* sp event occurred in a temporary pond (11.47334444°S, 48.8144°W, 275 m a.s.l WGS 84) while the male of *Scinax fuscovarius* was vocalizing. During the reported event, other individuals of the same species were also vocalizing. The observation was recorded in video and photography and is maintained in the media files at the Coleção Zoológica da Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. The treefrog species was collected and is housed in the Coleção Zoológica da Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Municipality of Campo Grande, Mato Grosso do Sul state, Brazil (ZUFMS-AMPO9776; Fig. 1). It was not possible to deposit the chilopodan in the collection, because it escaped soon after the recording.

Vertebrates may be particularly rewarding prey for centipedes because of their nutritional composition, and because the quantity of nutrients per individual prey exceeds that provided by invertebrates (Molinari et al., 2005). However, owing to their comparatively large body size, vertebrates could be dangerous prey for centipedes. Large centipedes do not necessarily avoid potentially combative prey, such as toads and snakes (Carpenter & Gillingham, 1984; Mirza & Ahmed, 2009). Predation on vertebrates is thought to be an occasional behavior among large scolopendrid centipedes.

Ours and previous reports imply that the choice of vertebrates as prey by large centipedes, though opportunistic, might be a relatively frequent behavior. This short communication improves the knowledge on the trophic interactions between arthropods and anurans in Brazil, reporting for the first time *S. fuscovarius* as a prey of a chilopodan.

Acknowledgements.— We thank the Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade for collection permits, Biota Soluções Ambientais Ltda. for support during the fieldwork and EAP acknowledges support scholarship from Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq).

CITED LITERATURE

- Achaval, F. & A. Olmos. 2003. Anfibios y Reptiles del Uruguay. Segunda edición. Graphis, Montevideo.
- Araujo, A.C.S., M.R. Nogueira, I.P. Lima & A.L. Peracchi. 2012. Predation by the centipede *Scolopendra viridicornis* (Scolopendromorpha, Scolopendridae) on roof-roosting bats in the Atlantic Forest of southeastern Brazil. *Chiroptera Neotropical* 18: 1128-1131.
- Arrieta, D. & R. Maneyro. 1999. Sobre la presencia de *Scinax fuscovarius* (A. Lutz, 1925) (Anura, Hylidae) en Uruguay. *Boletín de la Sociedad Zoológica del Uruguay* 2: 15-19.
- Baldo, D. & S.D. Rosset. 2006. Geographic distribution: *Scinax fuscovarius*. *Herpetological Review* 37: 103-104.
- Bernarde, P.S., J.C. Moura-Leite, R.A. Machado & M.N.C. Kokobum. 2000. Diet of the colubrid snake, *Thamnodynastes strigatus* (Günther, 1858) from Paraná state, Brazil, with field notes on anuran predation. *Revista Brasileira de Biologia* 60: 695-699.
- Bezerra, A., J. Ruggeri & S.P. Carvalho-e-Silva. 2015. *Scinax fuscovarius* (Snouted Treefrog). Predation. *Herpetological Review* 46: 239.
- Brusquetti, F. & E.O. Lavilla. 2006. Lista comentada de los anfibios de Paraguay. *Cuadernos de Herpetología*, Buenos Aires 20: 3-79.
- Bush, S.P., B.O. King, R.L. Norris & S.A. Stockwell. 2001. Centipede envenomation. *Wilderness & Environmental Medicine* 12: 93-99.
- Canelas, M.A.S. & J. Bertoluci. 2007. Anurans of the Serra do Caraça, southeastern Brazil: species composition & phenological patterns of calling activity. *Iheringia. Série Zoologia*, Porto Alegre 97: 21-26.
- Carpenter, C.C. & J.C. Gillinham. 1984. Giant centipede (*Scolopendra alternans*) attacks marine toad (*Bufo marinus*). *Caribbean Journal of Science* 20: 71-72.
- Charles, S.P. & S. Smith. 2009. *Gonatodes vittatus* as Prey of *Hemidactylus palaichthus* and Potential Prey of *Scolopendra gigantea*. *Living World, Journal of the Trinidad and Tobago Field Naturalists' Club, Caribbean Basin* 42-43.
- Chiacchio, M., B.S. Nadolski, P. Suwanwaree & S. Waengsothorn. 2017. Centipede, *Scolopendra dawydoffi* (Chilopoda: Scolopendridae), predation on an egg-laying snake, *Sibynophis triangularis* (Squamata: Colubridae), in Thailand. *Journal of Insect Behavior* 30: 563-566.
- Clark, DB. 1979. A centipede preying on a nesting rice rat (*Oryzomys bauri*). *Journal of Mammalogy*, Oxford 60: 654.
- Cloudsley-Thompson, J.L. 1955. Some aspects of the biology of

- centipedes and scorpions. *Naturalist* 6: 147-153.
- Cloudsley-Thompson, J.L. 1958. Spiders, scorpions, centipedes and mites. Pergamon Press, New York, EUA.
- Cruz, CAG, R.N. Feio, U. Caramaschi & R. Murta. 2009. Anfíbios do Ibitipoca. Bicho do Mato Editora, Belo Horizonte, Brazil.
- Duellman, W.E. & L. Trueb. 1994. Biology of amphibians, 2nd edition. Baltimore, Johns Hopkins University Press.
- Dugon, M.M. & W. Arthur. 2012a. Comparative studies on the structure and development of the venom-delivery system of centipedes, and a hypothesis on the origin of this evolutionary novelty. *Evolution e Development, Medford* 14: 128-137.
- Dugon, M.M. & W. Arthur. 2012b. Prey orientation and the role of venom availability in the predatory behavior of the centipede *Scolopendra subspinipes mutilans* (Arthropoda: Chilopoda). *Journal of Insect Physiology* 58: 874-880.
- Easterla, D.A. 1975. Giant desert centipede preys upon snake. *The Southwestern Naturalist* 20: 411.
- Edgecombe, G.D. & G. Giribet. 2007. Evolutionary biology of centipedes (Myriapoda: Chilopoda). *Annual Review of Entomology* 52: 151.
- Eterovick, P.C. & I. Sazima. 2004. Anfíbios da Serra do Cipó. Editora PUC Minas. Minas Gerais, Brazil.
- Figueiredo-de-Andrade, C.A., D.J. Santana & S.P. Carvalho-e-Silva. 2010. Predation on *Scinax x-signatus* (Anura: Hylidae) by the giant water bug *Lethocerus annulipes* (Hemiptera: Belostomatidae) in a Brazilian Restinga habitat. *Herpetology Notes* 3: 53-54.
- Fulan, J.Â. & S.C. Almeida. 2010. Effect of the spatial heterogeneity on the predation of *Scinax fuscovarius* and *Physalaemus cuvieri* tadpoles by Odonata larvae. *Acta Scientiarum. Biological Sciences* 32: 121-124.
- Haddad, C.F.B., L.F. Toledo, C.P.A. Prado, D. Loebmann, J.L. Gasparini & I. Sazima. 2013. Guia dos anfíbios da Mata Atlântica: diversidade de biologia. Anolisbooks. São Paulo, Brasil.
- Hickman, C, L. Roberts & A. Larson. 1997. Integrated Principles of Zoology. Brown Publishers, New York, EUA.
- Jestrzanski, D. & S. Schütz. 2016. Arthropods as predators of herpetofauna in Chu Mom Ray National Park, Vietnam. *Asian Journal of Conservation Biology* 5: 3-15.
- Johnson, N.F., C.A. Triplehorn & Borror, D.J. 2004. Introduction to the study of insects. Thompson Brooks Cole, Belmont, California, EUA.
- Kokubum, M.N.C. & N.M. Maciel. 2010. *Scinax fuscovarius*: Predation. *Herpetological Review* 41: 480-481.
- Lewis, J.G.E. 1981. The Biology of Centipedes. Cambridge University Press. Cambridge, England.
- Lindley, T.T., J. Molinari, R.M. Shelley & B.N. Steger. 2017. A fourth account of centipede (Chilopoda) predation on bats. *Insecta Mundi* 573: 1-4.
- Maffei, F., M. Bolfarini & F.K. Ubaid. 2014. Predation of *Scinax fuscovarius* (Anura: Hylidae) by two invertebrates in Southeastern Brazil. *Herpetology Notes* 7: 371-374.
- Maffei, F., F.K. Ubaid, C.A.B. Medolago & J. Jim. 2009. *Tupinambis merianae* (Common Tegu) Diet. *Herpetological Review* 40: 439.
- McCormick, S. & G.A. Polis. 1982. Arthropods that prey on vertebrates. *Biological Review* 57: 29-58.
- Menin, M., D.J. Rodrigues & C.S. Azevedo. 2005. Predation on amphibians by spiders (Arachnida, Araneae) in the neotropical region. *Phyllomedusa* 4: 39-47.
- Mirza, Z.A. & J.J. Ahmed. 2009. Note on predation of *Calliophis melanurus* Shaw, 1802 (Serpents: Elapidae) by *Scolopendra* sp.. *Hamadryad* 34: 166.
- Molinari, J., E.E. Gutiérrez, A.A. Ascensão, J.M. Nassar, A. Arends & R.J. Márquez. 2005. Predation by giant centipedes, *Scolopendra gigantea*, on three species of bats in a Venezuelan cave. *Caribbean Journal of Science* 41: 340-346.
- Morais, A.R., M.N. Siqueira & R.P. Bastos. 2013. Predation on a Neotropical treefrog (*Scinax* aff. *fuscovarius*) by *Guira guira* (Aves, Cuculidae) in the state of Goiás, Central Brazil. *Herpetology Notes* 6: 567-568.
- Morais, A.R., L. Signorelli, P.G. Gambale, K. Kopp, F. Nomura, L.D. Guimarães, W. Vaz-Silva, J. Ramos & R.P. Bastos. 2011. Anfíbios anuros associados a corpos d'água do sudoeste do estado de Goiás, Brasil.- *Biota Neotropica* 11: 355-363.

- Oda, F.H., T.M. Oda, V.A. Campos & M.A.C.S. Lima. 2010. *Scinax fuscovarius* (Snouted Treefrog). Predation. *Herpetological Review* 41: 481.
- Porter, R.N. 1973. Centipede feeding on field mouse. *Lammergeyer* 19: 31.
- Ruppert, E. & R. Barnes. 1994. *Invertebrate Zoology*. Saunders College Publishing. New York, USA.
- Santana, D.J., V.A. São Pedro, P.S. Hote, H.M. Roberti, A.C. Sant'Anna, C.A. Figueiredo-de-Andrade & R.N. Feio. 2013. Anurans in the regions of the High Muriaé River, State of Minas Gerais, Brazil. *Herpetology Notes* 3: 1-10.
- Shugg, H.B. 1961. Predation on mouse by centipede. *Western Australian Naturalist* 8: 52.
- Silva, R.A., F.H. Oda, M.F. Felismino, V.A. Campos & T.M. Oda. 2011. *Bothrops moojeni* (Brazilian Lancehead). Diet. *Herpetological Review* 42: 283-284.
- Toledo, L.F., R.S. Ribeiro & C.F.B. Haddad. 2007. Anurans as prey: an exploratory analysis and size relationships between predators and their prey. *Journal of Zoology* 271: 170-177.
- Toledo, L.F. 2003. Predation on seven South American anuran species by water bugs (Belostomatidae). *Phyllomedusa* 2: 105-108.
- Vijayakumar, K. & M. Muthuraman, R. Jayaraj. 2012. Predation of stingless bees (*Trigona iridipennis*: Apidae, Meliponinae) by centipede (*Scolopendra hardwicki*: Chilopoda: Scolopendramorpha). *International Journal of Advanced Life Sciences* 5: 156-159.
- Wells, K.D. 2007. *The ecology and behavior of amphibians*. The University of Chicago, London.
- Whiles, M.R., K.R. Lips, C.M. Pringle, S.S. Kilham, R.J. Bixby, R. Brenes, S. Connelly, J.C. Colon-Gaud, M. Huntebrown, A.D. Huryn, Y.C. Montgomer & S. Peterson. 2006. The effects of amphibian population decline on the structure and function of Neotropical stream ecosystems. *Frontiers in Ecology and the Environment* 4: 27-34.
- Wilbur, H.M. 1997. Experimental ecology of food webs: Complex systems in temporary ponds. *Ecology* 78: 2279-2302.



DEPREDACIÓN DEL “CAMALEÓN” DE COLA PLANA (*PHRYNOSOMA MCALLII*) POR EL VERDUGO AMERICANO (*LANIUS LUDOVICIANUS*).

PREDATION ON FLAT-TAILED HORNED LIZARD (*PHRYNOSOMA MCALLII*) BY LOGGERHEAD SHRIKE (*LANIUS LUDOVICIANUS*).

RAFAEL A. LARA-RESENDIZ^{1*}, JORGE H. VALDEZ-VILLAVICENCIO², ANA G. PÉREZ-DELGADILLO³, HÉCTOR D. PINTO-SANTANA⁴ Y PATRICIA GALINA-TESSARO¹.

¹Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, Playa Palo de Santa Rita Sur, C.P. 23096, La Paz, Baja California Sur, México.

²Conservación de Fauna del Noroeste, A.C., Ensenada, C.P. 22785, Baja California, México.

³Posgrado en Ciencias Biológicas, Laboratorio de Herpetología, Departamento de Zoología, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, C.P. 04510, Coyoacán, Ciudad de México, México.

⁴Universidad de la Sierra, Moctezuma, C.P. 84560, Moctezuma, Sonora, México.

*Correspondent: rafas.lara@gmail.com

Resumen.— Se describe un caso de depredación y almacén de alimento del verdugo americano (*Lanius ludovicianus*), quien empala o acuña a su presa el “camaleón” de cola plana (*Phrynosoma mcallii*) en la región del Alto Golfo de California, San Luis Río Colorado, Sonora, México.

Palabras clave.— Almacén de comida, conducta de empalamiento, depredador, despensa, presa.

Abstract.— We describe a predation case and food storage of the Loggerhead Shrike (*Lanius ludovicianus*), which impales or wedges its prey the Flat-tailed Horned Lizard (*Phrynosoma mcallii*) in Alto Golfo de California region, San Luis Río Colorado, Sonora, Mexico.

Keywords.— Food storage, impaling behavior, predator, prey, larder.

Ha sido bien documentado que varios depredadores dejan registros explícitos de eventos individuales de depredación, por ejemplo el verdugo americano (*Lanius ludovicianus*), quien a menudo empala a su presa en espinas, ramas e incluso en alambre de púas para someter y exhibir a su presa, donde se incluyen las lagartijas con cuernos del género *Phrynosoma* (Pianka & Parker, 1975; Lemos-Espinal et al., 1998; Young et al., 2004; Arias-Balderas et al., 2012). En este caso, la evidencia de la depredación exitosa del verdugo queda registrada por los cráneos o restos que cuelgan en árboles y arbustos. Esta interacción entre depredador y presa ha sido estudiada y discutida en términos de adaptaciones evolutivas y selección natural (Agosta & Dunham, 2004; Brodie et al., 2004; Young et al., 2004), comportamiento de alimentación (e.g., almacenamiento de comida, terminar de matar a la presa, desgarrar pequeños bocados), conductas territoriales y hasta implicaciones reproductivas (Smith, 1972;

Cogălniceanu et al., 2015).

El 22 de abril de 2018, mientras se realizaba un monitoreo del “camaleón” de cola plana (*Phrynosoma mcallii*) en la región del Alto Golfo de California, Sonora, México se encontraron 19 cráneos empalados en una gobernadora (*Larrea tridentata*) ubicada a 6.5 km al norte de la localidad El Doctor, San Luis Río Colorado (32.01314°N, 114.75679°W; Datum WGS84; 16 m elev.) en una duna semiestabilizada. Se determinó que en todos los casos la presa fue *Phrynosoma mcallii* (Fig. 1), debido a los característicos cuernos occipitales largos y en algunos casos aún presente la línea oscura a lo largo de la espalda (Jones & Lovich, 2009), además teniendo en cuenta que la población más cercana de *P. goodei* se encuentra a 60 km al norte en Estados Unidos y a 120 km al este dentro de la Reserva de la Biosfera El Pinacate y Gran Desierto de Altar (Jezkova et al., 2016). No se encontraron



Figure 1. Impaled skulls of *Phrynosoma mcallii* founded in the same shrub (creosote bush or greasewood; *Larrea tridentata*) in the Alto Golfo de California, San Luis Río Colorado, Sonora.

Figura 1. Cráneos empalados de *Phrynosoma mcallii* encontrados en el mismo arbusto (governadora; *Larrea tridentata*) en el Alto Golfo de California, San Luis Río Colorado, Sonora.

cráneos o restos de otras especies de lagartijas, a pesar de que se ha documentado como presas potenciales de *L. ludovicianus* los géneros *Aspidoscelis*, *Dipsosaurus*, *Sceloporus* y *Uma* (Cogălniceanu et al., 2015), tampoco se encontró algún invertebrado incrustado. El arbusto donde se encontraron los cráneos midió 6 metros de diámetro y 3 metros de altura (Fig. 2A) y tiene evidencia de que es visitado frecuentemente, ya que se encontraron las excretas del ave. En tres ocasiones se encontraron dos cráneos juntos en la misma astilla (Fig. 2B), solo una sección de rama tenía tres cráneos juntos ensartados en forma de trinche (Fig. 2C), ocho cráneos únicos ensartados en astillas de ramas finas, alargadas y puntiagudas (Fig. 2D) y dos se encontraron en el suelo en estado más avanzado de deterioro. No se determinó el patrón espacial de fijación de la presa en el arbusto, ni se encontró algún rastro

de anidación.

Particularmente, esta región delimitada por el Golfo de California es considerada como uno de los lugares más secos y áridos de Norteamérica (Ezcurra & Rodrigues, 1986), donde la temperatura promedio anual es de 22 °C, aunque la temperatura del aire en verano puede alcanzar los 49 °C a la sombra y en el invierno la temperatura de congelación ocurre regularmente (Lara-Resendiz et al., 2014). Además, la precipitación anual promedio es de 125 mm y varía de 52 a 164 mm, siendo el patrón de precipitación altamente impredecible, aunque más de la mitad de la precipitación anual cae durante la época de verano-otoño (julio-octubre) como tormentas monzónicas características del Desierto de Sonora (Ezcurra & Rodrigues, 1986); por lo tanto,

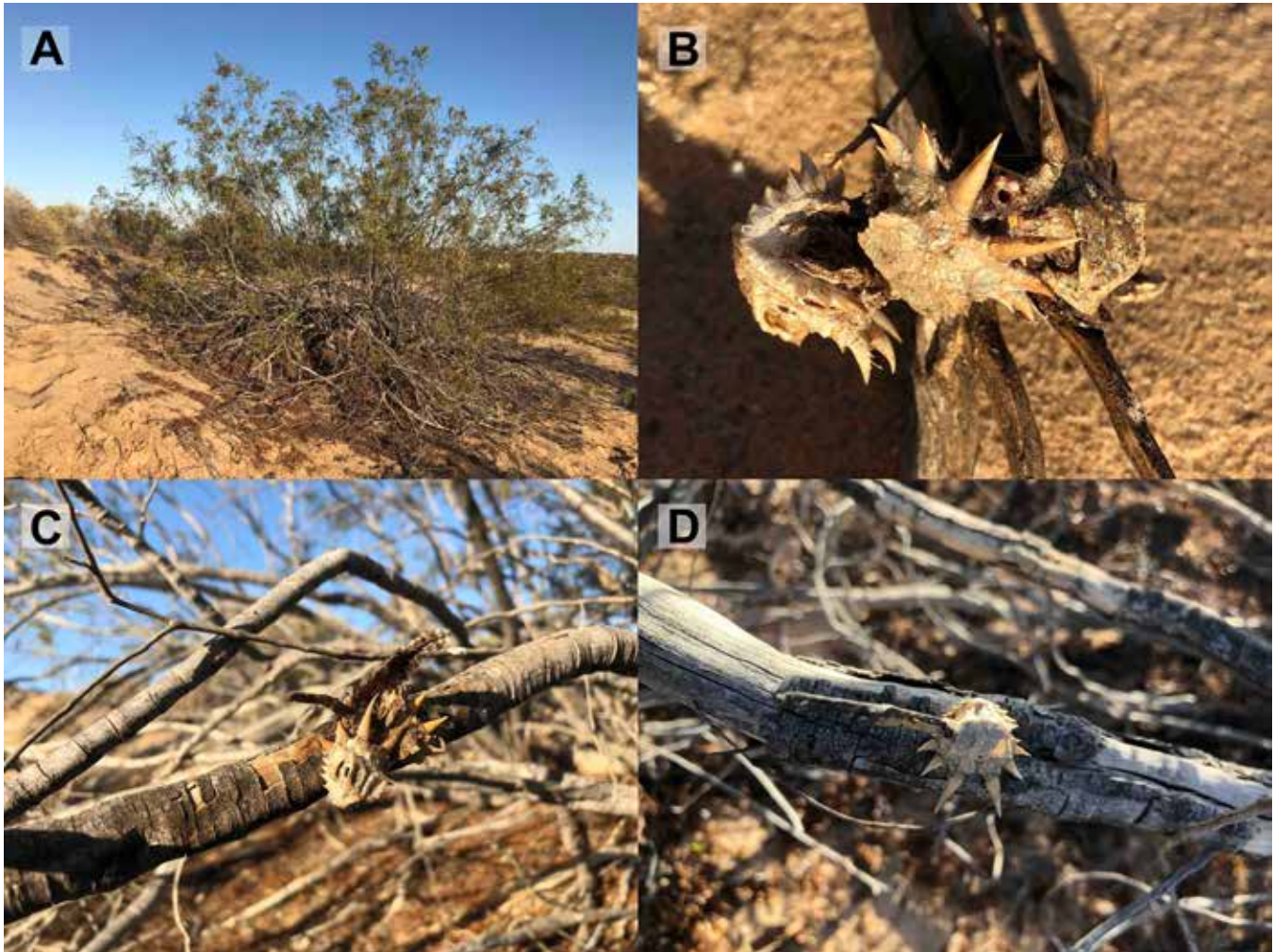


Figure 2. A) *Larrea tridentata* occupied as a food store; B) three impaled skulls of *Phrynosoma mcallii* on the same splintered branch; C) two skulls in the same splinter; and D) skull impaled by the ocular cavity.

Figura 2. A) *Larrea tridentata* ocupada como almacén de alimento; B) tres cráneos empalados de *Phrynosoma mcallii* en la misma rama astillada; C) dos cráneos en la misma astilla; y D) cráneo empalado por la cavidad ocular.

estos fenómenos climáticos y la marcada estacionalidad son críticos para la alimentación y reproducción de la fauna.

Previamente se ha documentado la depredación de *P. mcallii* por *L. ludovicianus* (Agosta & Dunham, 2004; Brodie et al., 2004; Young et al., 2004), sin embargo este registro describe la conducta de empalamiento y el almacenamiento de alimento, por lo que se puede considerar que *P. mcallii* es una de las principales especies de vertebrados consumidas por esta ave debido a la intensidad de la depredación. A pesar de que en este caso no se observó directamente, se ha documentado que después de ensartar a sus presas en sitios puntiagudos, éstas pasan a ser “despensas” o lugares donde se almacena la comida

para después proveer de alimento cuando es escaso (Morelli et al., 2013). Dichas despensas en esta área pueden representar importantes beneficios debido a las condiciones climáticas adversas. Asimismo, este almacén tiene importancia cuando los requerimientos de energía aumentan, por ejemplo durante la anidación y el crecimiento rápido de polluelos, facilitando así el desmembramiento de las presas con un costo energético bajo. Finalmente, este registro ecológico también juega un papel conductual informativo importante, como una señal de buena calidad del sitio o del dueño de la despensa (Morelli et al., 2013), ya que las presas empaladas en lugares visibles podrían servir como puntos de referencia para la demarcación del territorio (Sloane, 1991), permitiendo mejorar el éxito reproductivo del

propietario como función de señalización de territorialidad o incluso atraer a alguna pareja mostrando su destreza de caza (Yosef & Pinshow, 1989).

Agradecimientos.— El trabajo de campo fue apoyado por el proyecto CONACyT (PDCPN 2015-1319). El permiso de colecta (SGPA / DGVS / 06768/17) fue emitido por la Dirección General de Vida Silvestre de México.

LITERATURA CITADA

- Agosta, S.J. & A.E. Dunham. 2004. Comment on "How the horned lizard got its horns". *Science* 306:230a.
- Arias-Balderas, S.F., A. Hernández-Ríos & F. Correa-Sánchez. 2012. *Phrynosoma braconnieri* (Short-tailed Horned Lizard). *Predation. Herpetological Review* 43:335-336.
- Brodie III, E.D., K.V. Young & E.D. Brodie Jr. 2004. Response to comment on "How the horned lizard got its horns". *Science* 306:230b.
- Cogălniceanu, D., A. Valdeón, A. Gosá, A.A.M. Al-Hemaidi & A.M. Castilla. 2015. Shrike predation on the lizard *Mesalina adramitana* in Qatar; a review of reported reptile and amphibian prey. *QScience Connect* 2015:1-8.
- Ezcurra, E. & V. Rodrigues. 1986. Rainfall patterns in the Gran Desierto, Sonora, Mexico. *Journal of Arid Environments* 10:13-28.
- Jezkova, T., J.R. Jaeger, V. Olah-Hemmings, K.B. Jones, R.A. Lara-Resendiz, D.G. Mulcahy & B.R. Riddle. 2016. Range and niche shifts in response to past climate change in the desert horned lizard (*Phrynosoma platyrhinos*). *Ecography* 39:437-448.
- Jones, L.L.C. & R.E. Lovich. 2009. *Lizards of the American Southwest: A Photographic Field Guide*. Rio Nuevo Publishers, Tucson, Arizona, USA.
- Lara-Resendiz, R.A., T. Jezkova, P.C. Rosen & F.R. Méndez-de la Cruz. 2014. Thermoregulation during the summer season in the Goode's horned lizard *Phrynosoma goodei* (Iguania: Phrynosomatidae) in Sonoran Desert. *Amphibia-Reptilia* 35:161-172.
- Lemos-Espinal, J., D. Chiszar, C. Henke & H. Smith. 1998. *Phrynosoma cornutum* (Texas Horned Lizard). *Predation. Herpetological Review* 29:168.
- Morelli, F., M. Saltarelli, F. Pruscini & Y. Benedetti. 2013. First description of red-backed shrike *Lanius collurio* food caching in Central Italy: Prey's type and spatial position into the larders. *Avocetta* 37:27-34.
- Pianka, E.R. & W.S. Parker. 1975. Ecology of horned lizards: review with special reference to *Phrynosoma platyrhinos*. *Copeia* 1975:141-162.
- Sloane, S. 1991. The shrike's display advertising. *Natural History* 6:32-39.
- Smith, S.M. 1972. The ontogeny of impaling behaviour in the Loggerhead Shrike, *Lanius ludovicianus* L. *Behaviour* 42:232-247.
- Yosef, R. & B. Pinshow. 1989. Cache size influences reproductive success in the Northern Shrike, *Lanius excubitor*. *The Auk* 106:418-421.
- Young, K.V., E.D. Brodie Jr & E.D. Brodie III. 2004. How the horned lizard got its horns. *Science* 304:65-65.



THE FIRST DOCUMENTED PREY ITEMS FOR *BOTHROPS MEDUSA* (STERNFELD, 1920).

PRIMERAS PRESAS DOCUMENTADAS PARA *BOTHROPS MEDUSA* (STERNFELD, 1920).

TRISTAN D. SCHRAMER^{1*}, YATINDRA KALKI¹ & DANIEL B. WYLIE¹

¹Illinois Natural History Survey, Prairie Research Institute, 1816 South Oak Street, Champaign, Illinois 61820, USA.

*Correspondent: schrame2@illinois.edu

Abstract.— The Venezuelan forest pitviper (*Bothrops medusa*) is an endangered viperid endemic to the central range of the Cordillera de la Costa in Venezuela. Little is known regarding its natural history and no specific prey are mentioned in the literature. We examined the stomach contents of museum specimens housed in the University of Illinois Museum of Natural History Herpetology Collection and report the first prey items for the species. The arboreal habits of both prey items support the notion that *B. medusa* may be semi-arboreal. This exposes the need for further studies on this rare viperid and showcases the value of natural history collections for studying endangered species.

Keywords.— Diet, ecology, feeding, natural history, Venezuelan forest pitviper.

Resumen.— La viejita (*Bothrops medusa*) es un vípérido en peligro de extinción endémico de la porción central en la Cordillera de la Costa en Venezuela. Poco se sabe sobre su historia natural, y no se han mencionado presas específicas en la literatura. Examinamos el contenido estomacal de especímenes en la Colección de Herpetología del Museo de Historia Natural de la Universidad de Illinois e informamos las primeras presas para la especie. Los hábitos arbóreos de ambas presas apoyan la noción de que *B. medusa* puede ser semi-arbórea. Esto expone la necesidad de más investigaciones sobre esta rara víbora y muestra el valor de las colecciones de historia natural para el estudio de especies en peligro de extinción.

Palabras clave.— Alimentación, dieta, ecología, historia natural, viejita.

Bothrops medusa (Sternfeld, 1920) is a small pitviper endemic to the central range of the Cordillera de la Costa at elevations between 1300 and 2200 meters in Venezuela (Campbell & Lamar, 2004; Rivas et al., 2012; Flores & La Marca, 2015), despite the historic uncertainty of this species' geographic distribution (see Natera-Mumaw et al., 2015). The species was described as *Lachesis medusa*, then allocated to the genus *Bothriopsis*, which is now relegated as a synonym of *Bothrops* (Carrasco et al., 2012). Although it may not be as rare as observations and collections indicate (G. A. Rivas pers. comm.), *B. medusa* was evaluated as 'Endangered' by the Libro Rojo de la Fauna Venezolana and continues to suffer from habitat loss and fragmentation (Flores & La Marca, 2015). As a result of its restricted range and increasing rarity, very little is known regarding the natural history of this species (Campbell & Lamar, 2004). Consequently, there is almost no published information on the diet of *B. medusa*.

Lancini (1986) reported the predation of lizards and mice

(as cited in Flores & La Marca, 2015) and Natera-Mumaw et al. (2015) listed lizards, mammals, and possibly amphibians as components in the diet of *B. medusa*. Flores and La Marca (2015) detailed that *B. medusa* is often found around small bodies of water where it usually feeds on small amphibians such as *Mannophryne herminae*. It is also suggested that the diminishment of these waterbodies may threaten *B. medusa* as its food sources are displaced (Flores & La Marca, 2015). To gain insight into this data deficient species, we examined the stomach contents of three *B. medusa* specimens within the University of Illinois Museum of Natural History Herpetology Collection (UIMNH).

Of those three specimens, two contained prey remains. Both specimens were collected in the vicinity of El Junquito, Venezuela (10.47°N, -67.08°W, WGS 84). The first specimen, a male *B. medusa* (UIMNH 63609), was collected during August of 1945 by Jorge Blahm's wife. The specimen measured 516 mm in total length (SVL = 428 mm) and possessed 21 dorsal scale rows



Figure 1. Dorsal and ventral views of *Bothrops medusa* UIMNH 63609 and the prey (*Rhipidomys venustus*) removed from its stomach.

Figura 1. Vistas dorsal y ventral de *Bothrops medusa* UIMNH 63609 y la presa (*Rhipidomys venustus*) extraída de su estómago.

at midbody, 158 ventral scales, and 52 subcaudals. Its stomach contained the remains of a partially digested charming climbing mouse, *Rhipidomys venustus* Thomas, 1900 (Rodentia: Cricetidae), which it swallowed head-first (Fig. 1). The identity of the rodent was obtained based on the following characters: dorsal pelage long, bright chestnut brown with slate gray bases; hind feet long with a dark patch of short brown hairs on the dorsal surface of the metatarsals; metatarsals and digits with yellowish white hairs on the dorsal surface; ungual tufts that are white and extend to the tips of the claws or beyond; and altitudinal range (Franger J. García pers. comm.; Tribe, 2015).

The other *B. medusa* specimen (UIMNH 63728) was a female collected on 7 September 1950 by L. Rivas. This specimen, measuring 531 mm in total length (SVL = 459 mm), possessed 21 dorsal scale rows at midbody, 159 ventral scales, and 47 subcaudals. A large spotted anadia, *Anadia marmorata* (Gray, 1846), measuring 176 mm in total length (SVL = 105 mm; head width = 15.86 mm) was found in the stomach of this snake (Fig. 2). This prey item, also swallowed head-first, was largely intact and appeared to have been consumed shortly before fixation. It was accessioned into the Illinois Natural History Survey Herpetology Collection under the catalogue number INHS 26240.

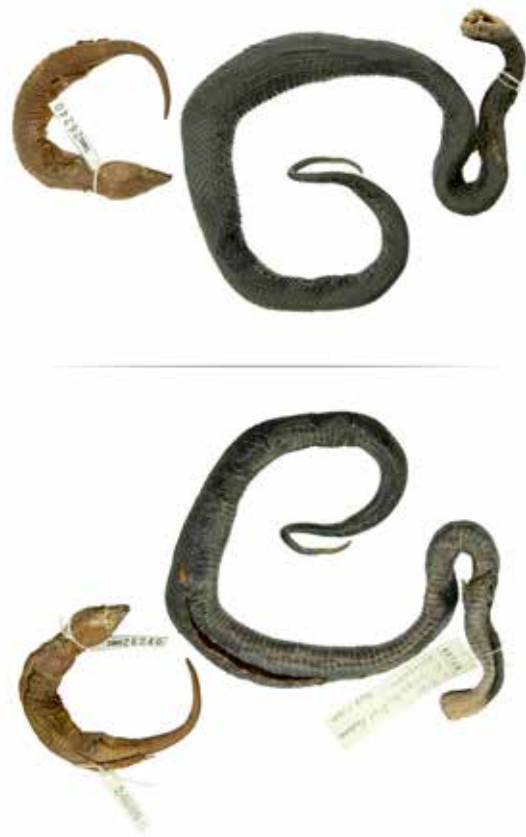


Figure 2. Dorsal and ventral views of *Bothrops medusa* UIMNH 63728 and the prey (*Anadia marmorata*; INHS 26240) removed from its stomach.

Figura 2. Vistas dorsal y ventral de *Bothrops medusa* UIMNH 63728 y la presa (*Anadia marmorata*; INHS 26240) extraída de su estómago.

Based on the appearance of a prehensile tail, Campbell and Lamar (2004) inferred a semi-arboreal lifestyle for *B. medusa*. However, this conjecture has never been confirmed through reported observation in the published literature. Oswaldo Fuentes-Ramos, for instance, only encountered this viperid on the ground (*pers. comm.* as cited in Campbell & Lamar, 2004), creating incongruity. Natera-Mumaw et al. (2015) observed captive specimens climbing with ease and spending a significant amount of time perched above ground. Nonetheless, the prey items reported herein are predominately arboreal (Tribe, 2015; Cassola, 2016; Schargel & Rivas, 2016).

Aagaard (1982) found that *Rhipidomys venustus* had a significant preference towards sites above ground, with 80% of captures occurring in trees, shrubs, and vines, although, it is sometimes active at the ground level (García et al., 2013). Likewise, *Anadia marmorata* is purportedly rarely encountered due to its arboreal habits (Schargel & Rivas, 2016). The predations of these highly arboreal species by *B. medusa* supports the speculation made by Campbell and Lamar (2004), suggesting a semi-arboreal lifestyle in this viperid. Even so, strictly arboreal pitvipers such as *Bothriechis schlegelii*, have been encountered with terrestrial prey (e.g., Morgan & Barrio-Amorós, 2016), and therefore, we cannot dismiss the dynamic capacity and seemingly atypical mobility of vipers while foraging. Further studies on *B. medusa* need to be completed to better interpret the ecology and activity patterns of this snake and how the species may be impacted by anthropogenic development. Other specimens within natural history collections should also be examined for prey items and supplementary natural history data.

Acknowledgements.—We thank Dr. Franger J. García of the Universidad de Carabobo for his assistance in identifying the rodent. We also acknowledge the late Hobart M. Smith for starting and building the University of Illinois Museum of Natural History Herpetology Collection (UIMNH). Without this collection, invaluable natural history data would be forever lost. We extend our appreciation to the collectors, Jorge Blahm's wife and L. Rivas, whose contributions expanded our knowledge of *B. medusa* and are now coming to fruition. Without their work, this investigation would not have been possible.

CITED LITERATURE

- Aagaard, E.M.J. 1982. Ecological distribution of mammals in the cloud forests and paramos of the Andes, Merida, Venezuela. Ph.D. Dissertation. Colorado State University, Fort Collins, Colorado, USA.
- Campbell, J.A. & W.W. Lamar. 2004. The Venomous Reptiles of the Western Hemisphere. Comstock Publishing Associates, Ithaca, New York.
- Carrasco, P.A., C.I. Mattoni, G.C. Leynaud & G.J. Scrocchi. 2012. Morphology, phylogeny and taxonomy of South American bothropoid pitvipers (Serpentes, Viperidae). *Zoologica Scripta* 41: 109–124.
- Cassola, F. 2016. *Rhipidomys venustus*, in: IUCN 2018. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2018.1. <http://www.iucnredlist.org> [accessed September 2018].
- Flores, D. & E. La Marca. 2015. Viejita, *Bothrops medusa*. In J.P. Rodríguez, A. García-Rawlins y F. Rojas-Suárez (Eds.), Libro Rojo de la Fauna Venezolana, Cuarta edición. Provita y Fundación Empresas Polar, Caracas, Venezuela. <http://animalesamenazados.provita.org.ve> [accessed September 2018].
- García, F.J., M.I. Delgado-Jaramillo, M. Machado, L. Aular & Y. Mújica. 2013. Pequeños mamíferos no voladores de un bosque nublado del Parque Nacional Yurubí, Venezuela: abundancias relativas y estructura poblacional. *Interciencia* 38(10): 719–725.
- Lancini, A.R. 1986. Serpientes de Venezuela (Segunda Edición). Ernesto Armitano Editor, Caracas, Venezuela.
- Morgan, R. & C.L. Barrio-Amorós. 2015. *Bothriechis schlegelii*. Diet. *Mesoamerican Herpetology* 2(3): 345–347.
- Natera-Mumaw, M., L.F. Esqueda-González & M. Castelaín-Fernández. 2015. Atlas Serpientes de Venezuela: Una Visión Actual de su Diversidad. Dimacofi Negocios Avanzados S.A., Santiago, Chile.
- Rivas, G.A., C.R. Molina, G.N. Ugueto, T.R. Barros, C.L. Barrio-Amorós & P.J.R. Kok. 2012. Reptiles of Venezuela: an updated and commented checklist. *Zootaxa* 3211: 1–64.
- Schargel, W. & G. Rivas. 2016. *Anadia marmorata*, in: IUCN 2018. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2018.1. <http://www.iucnredlist.org> [accessed September 2018].
- Tribe, C.J. 2015. Genus *Rhipidomys* Tschudi, 1845. In J. L. Patton, U.F.J. Pardiñas, and G. D'Elia (Eds.). Mammals of South America, Volume 2: Rodents. University of Chicago Press, Chicago, Illinois, USA.



PRIMER REGISTRO DEL COCODRILO DE PANTANO, *CROCODYLUS MORELETII* DUMÉRIL & BIBRON 1851, EN LA SELVA DE LOS CHIMALAPAS, OAXACA, MÉXICO.

FIRST RECORD OF MORELET'S CROCODILE, *CROCODYLUS MORELETII* DUMÉRIL & BIBRON 1851, FROM OF CHIMALAPAS RAINFOREST, OAXACA, MEXICO.

LUIS FERNANDO DEL MORAL-FLORES^{1*}, LUIS GABRIEL VÁZQUEZ-NÚÑEZ¹ Y TAO HERNÁNDEZ-ARELLANO¹

¹Laboratorio de Zoología, Facultad de Estudios Superiores Iztacala., Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), Av. de los Barrios No. 1, Los Reyes Iztacala, 54090 Tlalnepantla, Estado de México, México.

*Correspondent: delmoralfer@gmail.com

Resumen.— Oaxaca es el estado con mayor riqueza de anfibios y reptiles en México, y la región de la selva de Los Chimalapas es una de las mejor conservadas del país. Durante un muestreo de vertebrados, el 8 de julio de 2018, se avistaron aproximadamente 15 crías y tres adultos de *C. moreletii* en pozas someras de inundación (1.2 y 3 m de profundidad) ubicadas en la comunidad La Fortaleza, Santa María Chimalapa, colindantes al Río Oaxaca. Se presenta el primer registro del cocodrilo de pantano, *Crocodylus moreletii*, para la selva Zoque de Los Chimalapas, en Oaxaca, México.

Palabras clave.— Crocodylia, nuevo registro, Santa María Chimalapa, selva Zoque.

Abstract.— Oaxaca is the state with the largest richness of amphibians and reptiles in Mexico, and The Chimalapas rainforest region is one of the best conserved rainforests of the country. During a study of vertebrates, 7 July of 2018, it was seen approximately 15 young and three adult specimens of *C. moreletii* in some shallow pools of flood (3 m deep) of village of La Fortaleza, Santa María Chimalapa, next to the Oaxaca river. To our knowledge, this paper it's shown the first record of Morelet's crocodile, *Crocodylus moreletii*, in the of The Chimalapas Zoque rainforest, Oaxaca, Mexico. This record shows the necessity of faunistic studies in this area.

Keywords.— Crocodylia, new record, Santa María Chimalapa, Zoque rainforest.

El estado de Oaxaca alberga la mayor diversidad herpetofaunística de México (Casas-Andreu et al., 1996; 2004), enmarcada por un alto grado de endemismos (Ochoa-Ochoa & Flores-Villela, 2006). En el último censo se contabilizaron 442 especies: 106 anuros, 41 salamandras, dos cecilias, tres cocodrilidos, 271 esquamatos y 19 quelonios (Mata-Silva et al., 2015). Asimismo, recientemente se han descrito varias especies, como la rana arborícola zoque *Ptychohyla zoque* (Canseco-Márquez et al., 2017), el anolis semiacuático *Anolis purpuronectes* (Gray et al., 2016) y la serpiente falsa coral *Chersodromus australis* (Canseco-Márquez et al., 2018). Lo que resalta la necesidad de estudios en zonas escasamente muestreadas.

Una de estas zonas, conocida como Los Chimalapas, región formada por los municipios de San Miguel Chimalapa y Santa María Chimalapa, Oaxaca, posee una importante riqueza de vertebrados y, aunque se ha señalado la existencia de una especie de cocodrilo en la zona, no se ha determinado la especie a la que corresponde (Navarro-Sigüenza et al., 2008). Los registros de cocodrilos más cercanos al área de Santa María Chimalapa, pertenecen a *Crocodylus moreletii* Duméril & Bibron, 1851, dentro de los municipios de Las Choapas y Jesús Carranza, ambos en el estado de Veracruz (Smith & Smith, 1977; Aguilar-López & Canseco-Márquez, 2006).

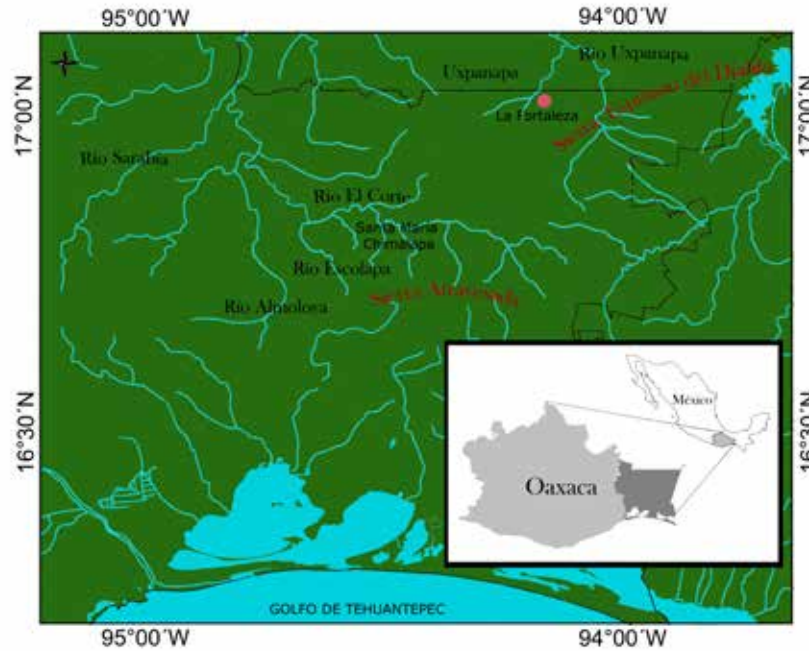


Figura 1. Mapa de la región istmeña de Oaxaca. El círculo rojo indica la localidad La Fortaleza, Santa María Chimalapa, Oaxaca, en donde se evidenció la presencia del cocodrilo de pantano.

Figure 1. Map of the isthmus region of Oaxaca. The red circle indicates the location La Fortaleza, Santa María Chimalapa, Oaxaca, where the presence of the swamp crocodile was evidenced.

Esta especie, nombrada comúnmente como cocodrilo de pantano, tiene una amplia distribución a lo largo de la región denominada Llanura costera del Golfo de México, Chiapas, Oaxaca, la península de Yucatán, Belice y Guatemala; además, se le encuentra desde el nivel del mar hasta una altitud aproximada de 900 m (Álvarez del Toro, 1974; Platt et al., 2010; Sánchez-Herrera et al., 2011). Actualmente, existen cerca de 168 localidades históricas de registros de la presencia de *C. moreletii* en los estados mexicanos de Campeche, Chiapas, Hidalgo, Oaxaca, Quintana Roo, San Luis Potosí, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz, Yucatán (Álvarez del Toro, 1974; Mejenes-López & Hernández-Bautista, 2013); específicamente, en Oaxaca, solo en el área cercana a Tuxtepec, en la cuenca superior del Río Papaloapan (Sigler & Domínguez-Laso, 2008).

En esta contribución se registra por primera vez la presencia de *Crocodylus moreletii* para la región de Los Chimalapas, Oaxaca (Fig. 1). Los avistamientos de al menos 18 ejemplares, 15 críos y tres adultos, se realizaron el 8 de julio del 2018 durante un muestreo nocturno de peces (20:00 h), dentro de una zona pantanosa de potreros inundables (17°09'32.2"N, 94°13'45.3"W) cercana al poblado de La Fortaleza, municipio de Santa María Chimalapa, Oaxaca. La zona de inundación se caracteriza por

constituirse de una serie de pozas someras y escurrimientos temporales, con alta turbidez y una profundidad que oscila entre los 1.2 y 3 m, las cuales suelen servir como abrevadero para el ganado.

En esta comunidad predomina la selva media y alta perennifolia, con presencia de potreros y pastos inducidos por el impacto ganadero (González, 2004; Lira-Torres & Briones-Salas, 2011). Por su parte, las zonas de inundación tienen comunicación efímera durante los períodos de lluvias, con el Río Oaxaca, tributario del Río Uxpanapa en la Cuenca del Río Coatzacoalcos (Ortiz-Pérez et al., 2004).

Para la identificación de la especie del cocodrilo, se capturó un ejemplar con un chinchorro charalero en una de las pozas menos profundas, profundidad cercana a los 1.2 m. Se le tomaron las siguientes medidas morfométricas *in situ*, empleando una cinta métrica: 470 mm de longitud total; 230 mm de longitud hocico-cloaca; 39 mm de la longitud del hocico; 26 mm del ancho del hocico; 79 mm de longitud dorsal craneal; y 38 mm del ancho craneal (Fig. 2). De acuerdo al cuadro de clasificación del estado reproductivo en relación de la talla (Domínguez-Laso, 2006) el ejemplar capturado corresponde a un crío, que corresponde

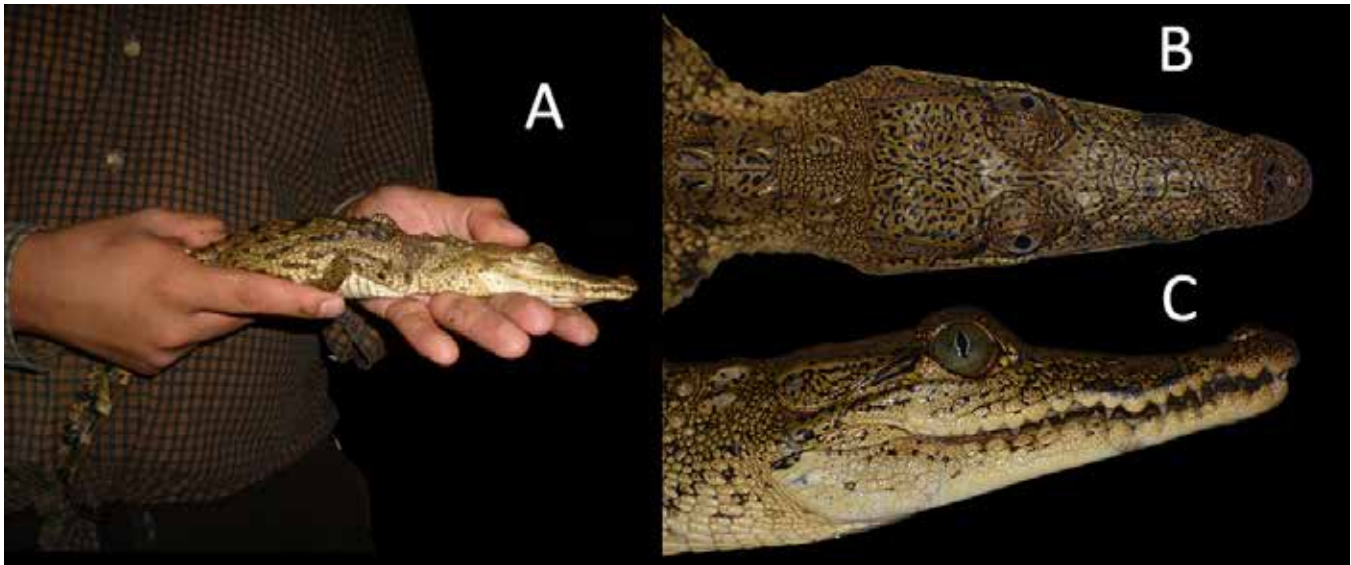


Figura 2. A) Ejemplar juvenil de *Crocodylus moreletii* (470 mm de longitud total) capturado en las pozas de los potreros de La Fortaleza, municipio de Santa María Chimalapa, Oaxaca. B) Vista dorsal, C) Vista ventral.

Figure 2. A) Juvenile of *Crocodylus moreletii* (470 mm total length) captured in the cattleland ponds of La Fortaleza, municipality of Santa María Chimalapa, Oaxaca. B) Dorsal view, C) Ventral view.

a la clase I, con un intervalo de longitud total de 300 a 500 mm. Debido a la operatividad en el área no se logró sexar al ejemplar el cual fue devuelto a su hábitat. Además, coincide con los patrones morfológicos (joroba preorbital reducida, sutura premaxilar transversal) y de escutelación descritos para la especie: fila transversal de cuatro escamas postoccipitales agrandadas y separadas entre ellas; cuatro escamas nucales formando un cuadrado el cual está bordeado por una escama de manera lateral, un espacio de piel las separa de las dorsales; de 15 a 17 escamas transversales de cuatro a seis escamas en contacto entre sí y flanqueadas por escamas separadas irregularmente; filas de escamas incompletas o pequeñas entre las filas caudales ventrales; y presencia de escama de tipo fusiforme en la cara lateral de la coral (Brazaitis, 1973; Sigler, 1997; Platt & Rainwater, 2005).

Después del registro en el Lago Santa Virginia, Rancho El Resorte, municipio de Loma Bonita, en la región del Papaloapan (Domínguez-Laso, 2006), éste el segundo registro de dicha especie de cocodrilo para Oaxaca; ampliando su distribución en la porción suroriental del estado a más de 200 km. Al encontrar tamaños pequeños, estado de crío, se tiene evidencia reproductiva de la especie y la necesidad de estudiar otros aspectos poblacionales. Este registro de *Crocodylus moreletii* en la Selva de Los Chimalapas, complementa la diversidad de herpetozoos que se encuentra en la selva Zoque, pero también es

una muestra que faltan muchas zonas por explorar en la región y reafirma la necesidad de promover los estudios de la diversidad faunística, necesarios para determinar las áreas de conservación donde se presenta la mayor riqueza de especies; es importante señalar que la Selva de Los Chimalapas ha sido desatendida en aspectos de investigación en biodiversidad debido a la inaccesibilidad en el área por cuestiones tanto geográficas como sociales.

Agradecimientos.— A los pobladores, al comisariado ejidal de La Fortaleza y municipal de Santa María Chimalapa por las facilidades para realizar el registro, en especial al señor José Sánchez González quien fungió como guía durante el muestreo. A la Dra. Patricia Dávila Aranda, directora de FES Iztacala y al CONACyT por los apoyos brindados para el desarrollo de este proyecto. Además, a los revisores anónimos que contribuyen a la mejoría de la presente contribución.

LITERATURA CITADA

- Aguilar-López, J.L. & L. Canseco-Márquez. 2006. Herpetofauna del municipio de Las Choapas, Veracruz, México. Boletín Sociedad Herpetológica Mexicana 14(2):20-37.
- Álvarez del Toro, M. 1974. Los Crocodylia de México. Instituto Mexicano de Recursos Naturales Renovables, México, D.F.

- Brazaitis, P. 1973. The identification of living crocodilians. *Zoologica* 58:59-101.
- Canseco-Márquez, L., J.L. Aguilar-López, R. Luría-Manzano, E. Pineda & I.W. Caviedes-Solís. 2017. A new species of treefrog of the genus *Ptychohyala* (Anura: Hylidae) from Southern Mexico. *Zootaxa* 4317(2):279-290.
- Canseco-Márquez, L., C.G. Ramírez-González, y J.A. Campbell. 2018. Taxonomic review of the rare Mexican snake genus *Chersodromus* (Serpentes: Dipsadidae), with the description of two new species. *Zootaxa* 4399(2):151-169.
- Casas-Andreu, G., F.R. Méndez de la Cruz & J.L. Camarillo. 1996. Anfibios y reptiles de Oaxaca. Lista, distribución y conservación. *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)* 69:1-35.
- Casas-Andreu, G., F.R. Méndez de la Cruz & X. Aguilar-Miguel. 2004. Anfibios y reptiles. Pp. 375-390. En A.J.M. García-Mendoza, J. Ordoñez y M. Briones-Salas (Eds.), Biodiversidad de Oaxaca. Instituto de Biología, UNAM-Fondo Oaxaqueño para la Conservación de la Naturaleza-World Wildlife Fund, Ciudad de México, México.
- Domínguez-Laso, J. 2006. Determinación del estado de las poblaciones silvestres del cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*) en México y evaluación de su estatus en la CITES. Instituto de Historia Natural y Ecología. Informe final SNIB-CONABIO proyecto No. CS009. México D. F.
- González, M.F. 2004. Las comunidades Vegetales de México. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, Instituto Nacional de Ecología, Ciudad de México, México.
- Gray, L., R. Meza-Lázaro, S. Poe & A. Nieto-Montes de Oca. 2016. A new species of semiaquatic *Anolis* (Squamata: Dactyloidae) from Oaxaca and Veracruz, Mexico. *Herpetological Journal* 26: 253-262.
- Lira-Torres, I. & M. Briones-Salas. 2011. Impacto de la ganadería extensiva y cacería de subsistencia sobre la abundancia relativa de mamíferos en la Selva Zoque, Oaxaca, México. *Therya* 2(3): 217-244.
- Mata-Silva, V., J.D. Johnson, L.D. Wilson & E. García-Padilla. 2015. The herpetofauna of Oaxaca, Mexico: composition, physiographic distribution, and conservation status. *Mesoamerican Herpetology* 2(1):6-62.
- Mejenes-López, S.M.A. & M. Hernández-Bautista. 2013. Primer registro de *Crocodylus moreletii* (Reptilia: Crocodyla) para Hidalgo, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 84(3): 999-1001.
- Navarro-Sigüenza, A.G., L.C. Márquez & H.O. Monroy. 2008. Vertebrados terrestres de Los Chimalapas: una prioridad de conservación. *CONABIO. Biodiversitas* 77:10-15.
- Ochoa-Ochoa, L.M. & O.A. Flores-Villela. 2006. Áreas de diversidad y endemismo de la herpetofauna mexicana. UNAM-CONABIO, Ciudad de México, México.
- Ortiz-Pérez, M.A., J.R. Hernández-Santana & J.M. Figueroa. 2004. Reconocimiento fisiográfico y geomorfológico. Pp.43-54. En A.J. García-Mendoza, M.J. Ordóñez y M. Briones-Salas (Eds.): Biodiversidad de Oaxaca. Instituto de Biología, UNAM, Fondo Oaxaqueño para la Conservación de la Naturaleza-World Wildlife Fund, México.
- Platt, S.G. y T.R. Rainwater. 2005. A review of morphological character useful for distinguishing Morelet's crocodile (*Crocodylus moreletii*) and American crocodile (*Crocodylus acutus*) with emphasis on populations in the coastal zone of Belize. *Bulletin of the Chicago Herpetological Society* 40: 25-29.
- Platt, S.G., L. Sigler & T.R. Rainwater. 2010. Morelet's Crocodile *Crocodylus moreletii*. Pp. 79-83. En S.C. Manolis y C. Stevenson (Eds.), Crocodiles. Status Survey and Conservation Action Plan. Third Edition, Crocodile Specialist Group: Darwin.
- Sánchez-Herrera, O., G. López-Segurajáuregui, A. García Naranjo Ortiz de la Huerta & H. Benítez-Díaz. 2011. Programa del monitoreo de cocodrilo de pantano (*Crocodylus moreletii*). México-Belice-Guatemala. CONABIO, SEMARNAT, México.
- Sigler, L. 1997. Escutelación de *Crocodylus acutus* y *C. moreletii* en México. 4ª. Reunión del Grupo de Especialistas en Cocodrilianos de América Latina y el Caribe. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, Villahermosa.
- Sigler, L. & J. Domínguez-Laso. 2008. Historical and current distribution of the Morelet's crocodile *Crocodylus moreletii* (Duméril and Duméril 1851) in Mexico. *Crocodile Specialist Group Newsletter* 27(1): 11-13.
- Smith, H.M. & R.B. Smith. 1977. Synopsis of the herpetofauna of México, volumen V. Guide to Mexican amphisbaenians and crocodilians. Bibliographic addendum II. John Johnson, North Bennington, Vermont.



HELODERMA HORRIDUM (SAURIA: HELODERMATIDAE)

EUGENIO PADILLA-GÓMEZ¹, GABRIELA HERRERA-MÉNDEZ², JOSÉ SANTIAGO¹, AND MARIO C. LAVARIEGA^{3*}

¹Dirección Sierra Juárez Mixteca, Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas, Oaxaca, México.

²Comité de Monitoreo Comunitario, Santa Catarina Tonalá, Santo Domingo Tonalá, Oaxaca, México.

³Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca, Instituto Politécnico Nacional, Oaxaca, México.

*Correspondent: mariolavnol@yahoo.com.mx

México: Oaxaca: Distrito de Huajuapam: Municipio de Santo Domingo Tonalá, Área de Protección de Flora y Fauna Boquerón de Tonalá, 19 November 2014 and 17 August 2015. These photographic records represent the first records of *Heloderma horridum* into municipality Santo Domingo Tonalá, and also represents the westernmost record for this species in the Oaxaca State (Figures 1 and 2). The nearest record, a citizen science observation, is located ca. 128 km NW (airline) in the Puebla state (GBIF, 2019). Another specimen, collected at 1.609 km SW Colotipa (Colotlipa), Guerrero State and deposited in the Texas Cooperative Wildlife Collection, Texas A. & M. University (TCWC-TAMU 9592; GBIF, 2019) is 138 km SW (airline) from the Área de Protección de Flora y Fauna Boquerón de Tonalá (Figure 3). The first record of *H. horridum* to Boquerón de Tonalá was a specimen photographed by a camera trap at 1505 whereas it moves up a lot of rocks (Figure 1). The second record was another



Figure 1. *Heloderma horridum* (PMCB 8426) from Área de Protección de Flora y Fauna Boquerón de Tonalá, Distrito de Tlaxiaco, Oaxaca, Mexico. Photo: Gabriela Herrera-Méndez and Eugenio Padilla-Gómez.

Figura 1. *Heloderma horridum* (PMCB 8426) del Área de Protección de Flora y Fauna Boquerón de Tonalá, Distrito de Tlaxiaco, Oaxaca, Mexico. Foto: Gabriela Herrera-Méndez and Eugenio Padilla-Gómez.



Figure 2. *Heloderma horridum* (CFBU-UMAR-00256) from Área de Protección de Flora y Fauna Boquerón de Tonalá, Distrito de Tlaxiaco, Oaxaca, Mexico. Photo: Gabriela Herrera-Méndez.

Figura 2. *Heloderma horridum* (CFBU-UMAR-00256) del Área de Protección de Flora y Fauna Boquerón de Tonalá, Distrito de Tlaxiaco, Oaxaca, Mexico. Foto: Gabriela Herrera-Méndez.

specimen photographed by one of us (GHM), during a wildlife monitoring (Fig. 2). El registro se encuentra depositado en la Colección de Fotocolectas del Laboratorio de Colecciones Científicas Biológicas de la Universidad del Mar (CFBU-UMAR). *Heloderma horridum* is unmistakable by their large size, robust tail, heavy body, black-yellow pattern, toes with similar length, and scales beaded (Bogert & Martin del Campo, 1956; Köhler, 2011; Reiserer, 2013). The photograph is available at the Plataforma de Monitoreo Comunitario de la Biodiversidad (dgts.conanp.com; photograph number 8426), an open access platform of camera trapping (Padilla-Gómez et al., 2018).

CITED LITERATURE

Bogert, C.M., & R. Martin del Campo. 1956. The Gila monster and its allies: the relationships, habits, and behavior of the lizards of the family Helodermatidae. Bulletin of the American Museum of Natural History 109: 1-238.

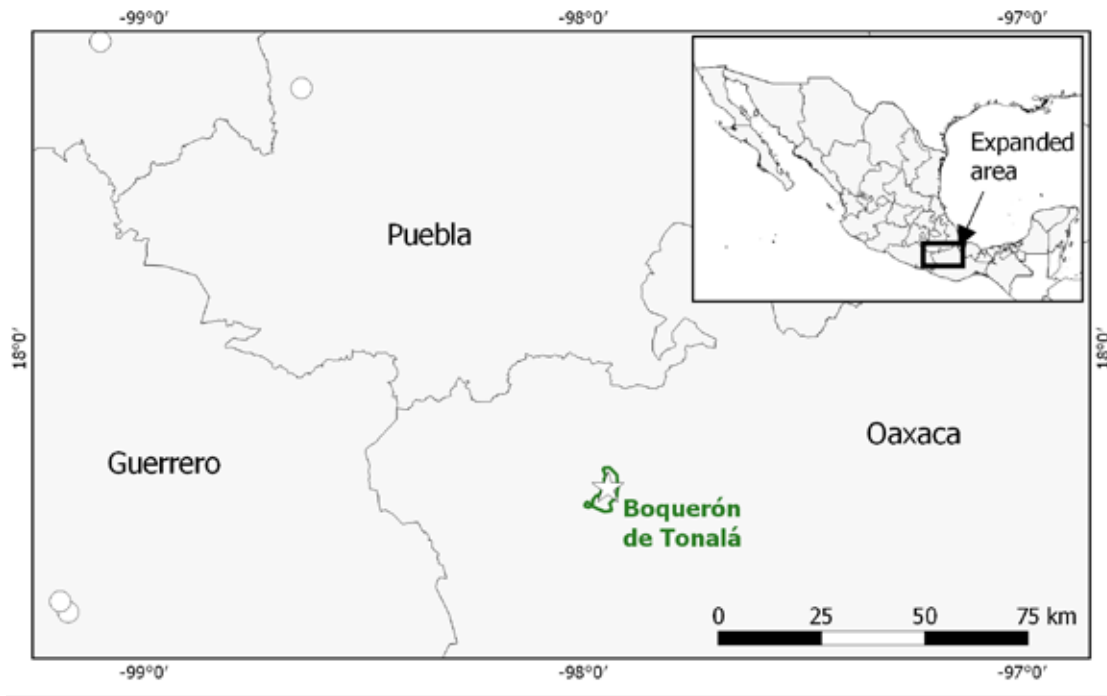


Figure 3. New records of *Heloderma horridum* (white star) and nearest known records (white circles) obtained from the Global Biodiversity Information Facility (GBIF, 2019; see text).

Figura 3. Nuevos registros de *Heloderma horridum* (estrella blanca) se muestran los registros conocidos más cercanos (círculos blancos) obtenidos de Global Biodiversity Information Facility (GBIF, 2019; ver el texto)

GBIF. 2019. *Heloderma horridum* occurrence data. <https://doi.org/10.15468/dl.wq9dd4> [Accessed on January 2019]

Köhler, G. 2011. *Amphibians of Central America*. Herpeton, Verlag Elke Köhler, Offenbach, Germany.

Padilla-Gómez, E., M.C. Lavariega, P.A. García-Santiago, J. Santiago-Velasco, and R.O. Méndez-Méndez. 2017. Lavariega,

M.C. 2018. An open-access platform for camera-trapping data. *Biodiversity Informatics* 13:1-10.

Reiserer, R.S, G.W. Schuett & D.D. Beck. 2013. Taxonomic reassessment and conservation status of the beaded lizard, *Heloderma horridum* (Squamata: Helodermatidae). In: *Amphibian and Reptile Conservation* 7: 74-96.

