

CONSERVACIÓN DE ANFIBIOS DE CHILE

MEMORIAS DEL TALLER DE CONSERVACIÓN DE ANFIBIOS PARA ORGANISMOS PÚBLICOS



Universidad
Andrés Bello



Claudio Soto-Azat & Andrés Valenzuela-Sánchez (Editores)

CONSERVACIÓN DE ANFIBIOS DE CHILE

MEMORIAS DEL TALLER DE CONSERVACIÓN DE ANFIBIOS PARA ORGANISMOS PÚBLICOS



CLAUDIO SOTO-AZAT & ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ (EDITORES)

EDITORES

CLAUDIO SOTO-AZAT

ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ

DISEÑO Y DIAGRAMACIÓN

ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ

FOTOGRAFÍAS: ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ Y CLAUDIO SOTO-AZAT.

COLABORACIÓN FOTOGRAFÍAS: JAMES REARDON (PÁGINA 9) Y MICHEL SALLABERRY (PÁGINA 18).

FOTOGRAFÍA PORTADA Y CONTRAPORTADA: *ALSODES BARRIOI* (JAMES REARDON) Y *RHINODERMA DARWINII* (ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ).

COMO CITAR ESTE LIBRO : SOTO-AZAT C & A VALENZUELA-SÁNCHEZ (2012) CONSERVACIÓN DE ANFIBIOS DE CHILE. UNIVERSIDAD NACIONAL ANDRÉS BELLO, SANTIAGO, CHILE.

CONTACTO: CSOTO@UNAB.CL - ANDRESCVS@MSN.COM

I.S.B.N : 978-956-7247-70-7

NO REGISTRO PROPIEDAD INTELECTUAL : 221.781

PRIMERA EDICIÓN

500 EJEMPLARES

IMPRESOR: QUAD/GRAPHICS CHILE S.A., CHILE.

Este libro es el resumen de las conferencias del
“Taller de Conservación de Anfibios para Organismos Públicos”
realizado los días 7 y 8 de Julio de 2011 en la Universidad Andrés Bello, Santiago de Chile.

Organiza:



Facultad de Ecología y Recursos Naturales

Dirección de Extensión Académica



Auspicia:



Patrocina:



Rana jaspeada (*Batrachyla antartandica*)



Índice

Página

Índice	1
Autores	4
Prólogo	8
Antecedentes sobre la importancia de los anfibios chilenos JÜRGEN ROTTMANN	10
Conservación de anfibios y programa EDGE CLAUDIO SOTO-AZAT & ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ	13
Clasificación de anfibios chilenos según estado de conservación CHARIF TALA G.	19
Genética de la conservación y estudios no invasivos en anfibios de Chile MARCO A. MÉNDEZ, CLAUDIO CORREA & CAROLINA GALLARDO	28
Hot-spot de biodiversidad y riesgos de extinción de anfibios en Chile MARCELA A. VIDAL & HELEN DÍAZ-PÁEZ	36
Cambio climático: efecto sobre los anfibios ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ	42
Estatus de la invasión del sapo africano <i>Xenopus laevis</i> en Chile GABRIEL A. LOBOS	49



Chytridiomicosis de los anfibios - perspectiva global y local CLAUDIO SOTO-AZAT & ANDREW A. CUNNINGHAM	56
Conservación de humedales en Chile. ALEJANDRO SIMEONE	62
Comunicación sonora en anfibios anuros MARIO PENNA	65
Conservación de <i>Telmatobufo bullocki</i> (Sapo de Bullock) y su hábitat en los bosques amenazados de Nahuelbuta. CLAUDIO SOTO-AZAT, CÉSAR CUEVAS, EDGARDO FLORES & ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ	70
Avances en el manejo <i>ex situ</i> de <i>Calyptocephalella gayi</i> (rana grande chilena) CLAUDIA M. VÉLEZ & PAZ L. ACUÑA	77
Rol del Zoológico Nacional en la conservación de los anfibios de Chile: el ejemplo de <i>Rhinoderma darwinii</i> MAURICIO FABRY-OTTE & MARCELA TIRADO-SEPÚLVEDA	84
Proyecto cría <i>ex situ</i> de la ranita de Darwin JUAN CARLOS ORTIZ, CARLOS BARRIENTOS & JOHARA BOURKE	87
Especies del género <i>Telmatobius</i> del altiplano sur MICHEL SALLABERRY, ALBERTO VELOSO, PEDRO VICTORIANO, JORGE MELLA & MARCO MÉNDEZ	94
Lista de asistentes	99





Autores

PAZ L. ACUÑA. Universidad Santo Tomás, Santiago, Chile. ALICAUCO@GMAIL.COM

CARLOS BARRIENTOS. Departamento de Zoología, Universidad de Concepción, Chile.
CABARRIE@UDECCL

JOHARA BOURKE. Centro de Investigación Zoológica y Museo A. Koenig, Bonn, Alemania.
JOHARA.BOURKE@GMAIL.COM

CLAUDIO CORREA. Departamento de Ecología, Facultad de Ciencias Biológicas, Pontificia Universidad Católica de Chile, Santiago, Chile. CCORREASP@GMAIL.COM

CESAR CUEVAS. INSTITUTO DE CIENCIAS MARINAS Y LIMNOLÓGICAS, FACULTAD DE CIENCIAS, UNIVERSIDAD AUSTRAL DE CHILE, ISLA TEJA, VALDIVIA, CHILE. CSR.CUEVAS@GMAIL.COM

ANDREW A. CUNNINGHAM. Instituto de Zoología, Sociedad Zoológica de Londres, Londres, Reino Unido. A.CUNNINGHAM@IOZ.AC.UK

HELEN DÍAZ-PÁEZ. Departamento de Ciencias Básicas, Universidad de Concepción, Campus Los Ángeles, Los Ángeles, Chile. HEDIAZ@UDECCL

MAURICIO FABRY-OTTE. Zoológico Nacional de Chile. Parque Metropolitano de Santiago, Santiago, Chile. MFABRY@PARQUEMET.CL

EDGARDO FLORES. Nahuelbuta Natural (ONG), Ética en los Bosques, y Comité de Iniciativa por la Conservación de la Cordillera de Nahuelbuta. Cañete, Chile. EDGARDTECFOR@GMAIL.COM



CAROLINA GALLARDO. Laboratorio de Genética y Evolución, Departamento de Ciencias Ecológicas, Facultad de Ciencias, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

CAROLGALLARDO_2000@YAHOO.COM

GABRIEL A. LOBOS. Centro de Estudios de Vida Silvestre (CEVIS), Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias, Universidad de Chile, Santiago, Chile. GALOBOS@UG.UCHILE.CL

JORGE MELLA. Escuela de Ecología y Paisajismo, Universidad Central de Chile, Santiago, Chile.

JMELLA@CEDREM.CL

MARCO A. MÉNDEZ. Laboratorio de Genética y Evolución, Departamento de Ciencias Ecológicas, Facultad de Ciencias, Universidad de Chile, Santiago, Chile. MMENDEZ@UCHILE.CL

JUAN CARLOS ORTIZ. Departamento de Zoología, Universidad de Concepción, Chile.

JORTIZ@UDECC.CL

ALEJANDRO SIMEONE. Departamento de Ecología y Biodiversidad, Universidad Andrés Bello, Chile.

ASIMEONE@UNAB.CL

MARIO PENNA. Programa de Fisiología y Biofísica, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile. MPENNA@MED.UCHILE.CL

JURGEN ROTTMANN. Médico Veterinario, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

JROTTMANN@TERRA.CL

MICHEL SALLABERRY. Departamento de Ciencias Ecológicas, Facultad de Ciencias, Universidad de Chile, Santiago, Chile. MSALLABE@UCHILE.CL



CLAUDIO SOTO-AZAT. Escuela de Medicina Veterinaria, Facultad de Ecología y Recursos Naturales, Universidad Andrés Bello, Santiago, Chile - EDGE Fellow para la conservación de la ranita de Darwin, Reino Unido. CSOTO@UNAB.CL

CHARIF TALA G. División de Recursos Naturales y Biodiversidad, Ministerio del Medio Ambiente, Santiago, Chile. CTALA@MMA.GOB.CL

MARCELA TIRADO-SEPÚLVEDA. Zoológico Nacional de Chile. Parque Metropolitano de Santiago, Santiago, Chile. MTIRADOS@GMAIL.COM

ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ. Programa de Doctorado en Medicina de la Conservación, Facultad de Ecología y Recursos Naturales, Universidad Andrés Bello, Santiago, Chile. ANDRESCVS@MSN.COM

CLAUDIA M. VÉLEZ. Programa de Bachillerato en Ciencias, Universidad Santo Tomás, Santiago, Chile. CVELEZ@UST.CL

ALBERTO VELOSO. Departamento de Ciencias Ecológicas, Facultad de Ciencias, Universidad de Chile, Santiago, Chile. AVELOSO@UCHILE.CL

PEDRO VICTORIANO. Departamento de Zoología, Universidad de Concepción, Chile. PVICTORI@UDECC.CL

MARCELA A. VIDAL. Laboratorio de Genómica y Biodiversidad, Departamento de Ciencias Básicas, Facultad de Ciencias, Universidad del Bío-Bío, Chillán, Chile. MAVIDAL@UBIOBIO.CL





Investigadora observando un anuro silvestre

Prólogo

Los anfibios han dado origen a toda la diversidad de vertebrados presentes en la tierra, incluyendo a nosotros, los seres humanos. Los anfibios mantienen los ecosistemas equilibrados y controlan de forma natural las plagas de insectos. Debido a la naturaleza permeable de su piel, son los primeros en desaparecer cuando el agua está contaminada, lo que los hace excelentes indicadores de la salud del ecosistema. Desafortunadamente, los anfibios enfrentan una crisis de extinción y declinación de poblaciones, sin precedentes. Un tercio de los anfibios están amenazados de extinción. Producto del constante crecimiento humano, la pérdida de sus hábitats se ha incrementado a tasas insospechadas en los últimos años, y la globalización ha facilitado la introducción de especies invasoras y los ha dejado expuestos a patógenos nuevos con efectos catastróficos para algunas poblaciones. Por otro lado, el calentamiento global es reconocido como una nueva amenaza con insospechados efectos sobre este grupo de animales altamente dependientes del agua.

Chile presenta una batracofauna más bien pequeña cuando se compara con otros países de Sudamérica, sin embargo que se caracteriza por su alto grado de endemismo, con diversas formas y tamaños que han evolucionado de forma independiente y con especies adaptadas a vivir en ambientes bastante desiguales, desde el árido norte, las alturas de los Andes, pasando por la zona mediterránea, llegando a los bosques templados y fríos del sur de Chile. En los últimos años se ha producido un explosivo aumento en la investigación de anfibios de nuestro país, y así han surgido también nuevas problemáticas para su conservación. El continuo aumento de la invasión de la rana Africana, la reciente descripción del hongo *Batrachochytrium dendrobatidis* causante de la chytridiomicosis de los anfibios, la descripción de nuevas especies y la aplicación de nuevas técnicas en estudios genéticos, son solo algunos ejemplos de nuevos desafíos de la conservación de los anfibios en Chile.

Como un ejemplo puntual, una situación alarmante en la batracofauna chilena se visualiza en el género *Telmatobius* que en su mayoría son especies riparianas que viven en arroyos cordilleranos de la región desértica y la de puna seca. El género en su totalidad está en peligro de extinción, por la destrucción del ambiente ya sea por efecto de las mineras, sustracción de aguas y canalización de los pocos arroyos existentes en la zona. Se suma a esto que la taxonomía del género es incierta y no ha sido estudiada en su conjunto, conociéndose la mayoría de las especies solo en la localidad tipo.

En este contexto, la organización del taller de Conservación de anfibios para organismos públicos, realizado en la Universidad Andrés Bello los días 7 y 8 de Julio de 2011, buscó ser una plataforma de información y discusión sobre estos temas con aquellas personas encargadas de su protección, gestión y conservación. Esperamos que este libro sea un aporte al conocimiento y protección de la biodiversidad.

Dr. Alberto Veloso
Departamento de Ciencias Ecológicas
Facultad de Ciencias, Universidad de Chile
Chair Amphibian Specialist Group-Chile (SSC/IUCN)

Dr. Michel Sallaberry
Departamento de Ciencias Ecológicas
Facultad de Ciencias
Universidad de Chile





Rana de hojarasca de Nahuelbuta (*Eupsophus nahuelbutensis*)

Antecedentes sobre la importancia de los anfibios chilenos

JÜRGEN ROTTMANN

Entre las numerosas razones que exigen una urgente acción de investigación y conservación de anfibios T. R. Halliday (2008) menciona que las declinaciones de las poblaciones de anfibios nos deben alertar sobre la salud del medio ambiente que alberga a todos los seres incluyendo al hombre. Aparentemente, los anfibios son más sensibles a los cambios y por lo tanto los primeros en dar señales de alerta.

La mayoría de especies tienen un alto potencial biótico, sus larvas pueden ser abundantes, son herbívoras y por lo tanto cumplen un importante rol en el segundo nivel trófico y a su vez los adultos son carnívoros e igualmente cumplen un rol de importancia como consumidores de insectos y otros artrópodos. Al comparar aves insectívoras con anfibios, estos últimos tienen una gran ventaja ya que al igual que los insectos tienen una estrategia reproductiva similar poniendo decenas a miles de huevos cada temporada. Durante los meses más fríos, en los cuales están ausentes los insectos, los anfibios entran a un estado de hibernación y generalmente no necesitan alimentarse. Por esa razón, los anfibios pueden estar presentes en densidades mucho más altas que las aves siendo su efecto ecológico más significativo.

A pesar que la principal causa de disminución de anfibios a nivel global es la destrucción, contaminación, fragmentación, drenaje o urbanización del medio ambiente en que habitan,

también habitan en microambientes artificiales. Los anfibios también se reproducen en ambientes modificados o fabricados por humanos. Se encuentran en canales y tranques de regadío. También se han encontrado en depresiones en que hubo extracción de áridos y que se rellenaron de agua, en piletas, en bebederos para el ganado y en general en depresiones que tienen agua en forma temporal y sin presencia de peces depredadores de huevos o renacuajos. Se considera que pueden ser exitosas acciones de restitución, mejoramiento y modificación de microambientes adecuados para anfibios. Cuerpos con agua permanente como esteros o lagunas en que existen peces son menos aptos para la reproducción y sobrevivencia de anfibios. La presencia de truchas y otros salmonídeos masivamente introducidos en Chile deben tener un efecto negativo de grandes magnitudes sobre anfibios. Mención aparte merece la introducción del sapo africano (*Xenopus laevis*) a Chile central. En Talagante se detectó en 1988 y 3 años más tarde llegó "la primavera silenciosa", no se volvió a escuchar el canto del sapo de cuatro ojos (*Pleurodema thaul*). Aparentemente la especie africana, de mayor tamaño logró eliminarlos por depredación de huevos, renacuajos y adultos. Pero tal vez no es la única causa.

Un problema de difícil solución tiene que ver con la contaminación del aire en zonas con períodos largos de ausencia de lluvias.



En Chile central, en que predomina el clima mediterráneo, las partículas de contaminantes se se depositan en las hojas de árboles. La acumulación de contaminantes es "lavada" por la primera lluvia hacia la tierra o el agua. Se han observado muertes de especies acuáticas en piletas ubicadas debajo de árboles después de la primera lluvia otoñal en que el agua se tiñó de color más oscuro debido a partículas arrastradas desde los árboles al agua. Si la pileta se ubica en zonas despejadas, las altas temperaturas del agua en verano pueden ser inadecuadas para anfibios. Lo mismo pasa con el aumento de la luz ultravioleta en ese período del año. Para ambos casos se recomienda aumentar la profundidad para permitir estratificación térmica del agua.

Especial interés tiene la crianza de anfibios con fines de educación. Los anfibios representan una herramienta ideal para el estudio de la biología. Cada colegio debiera tener un terrario en el cual se reproducen sapitos nativos. En donde los educandos puedan reconocer los machos y las hembras, observar el amplexo, observar los huevos transparentes, el desarrollo embrionario, el crecimiento del renacuajo y la metamorfosis. El increíble parecido con el desarrollo intrauterino del humano se puede ver en forma directa. Culmina el proceso con la presencia de los recién metamorfoseados, sin cola, con brazos cortos y patas largas con expresivos ojos, boca grande y piel desnuda. Los escasos niños que han podido observar este verdadero milagro de la naturaleza han considerado esta experiencia como una de las más emocionantes.

REFERENCIAS

Halliday TR (2008) Why amphibians are important. *International Zoo Yearbook*, 42:7-14.





Hábitat de rana grande chilena, ciudad de Valdivia.

Conservación de anfibios y programa EDGE

CLAUDIO SOTO-AZAT & ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ

INTRODUCCIÓN

Los anfibios (clase Amphibia) comprenden más de 6.700 especies, representados en tres órdenes (Anura, Caudata y Gymnophiona), las cuales presentan diversos tamaños, formas y colores; y han evolucionado con diferentes estrategias de defensa, modalidades reproductivas, patrones de desarrollo, entre otros (Frost 2011). Aún más, con la mayor exploración de áreas remotas y una mayor aplicación de estudios moleculares, cada año cientos de nuevas especies son descritas (Köhler *et al.* 2005). A partir del ancestro anfibio *Acanthostega*, presente en la tierra durante el periodo devónico tardío, hace 365 millones de años, han derivado todas las especies de vertebrados terrestres, incluyendo al ser humano (Carroll 2001).

Los anfibios tienen un ciclo de desarrollo bifásico con una etapa larval de vida acuática (renacuajo) y después de la metamorfosis, otra etapa adulta de vida acuática o terrestre (Amphi = doble, bios = vida). Los anfibios adultos presentan una piel permeable, que les permite desarrollar funciones de respiración, intercambio de agua y electrolitos, procesos que están finamente regulados para lograr la homeostasis (Wright & Whitaker 2001). Es por esta razón que los anfibios, más que vivir **del** medio ambiente, viven **en** el medio ambiente. Esta gran "comunicación" que existe entre los anfibios y el medio, los hace excelentes candidatos

como indicadores de la salud de los ecosistemas (Dodd 2010).

IMPORTANCIA DE LOS ANFIBIOS

Los anfibios, al ser ectotermos, no utilizan mucha energía en mantener su temperatura corporal y la mayor parte de la ingesta calórica la utilizan para producir nuevos tejidos (Dodd 2010). Esto hace que los anfibios sean muy eficientes en transferir energía al siguiente nivel de la cadena alimenticia (Halliday 2008). Por otra parte, los renacuajos reducen la tasa natural de eutrofización en los cuerpos de agua, lo que permite que los humedales se mantengan en equilibrio (Dodd 2010). Esto tiene beneficios directos sobre la población humana, ya que estos ecosistemas mantienen la calidad del agua e impiden las inundaciones de los terrenos de uso habitacional y/o productivo. Además, los anfibios adultos depredan sobre artrópodos, lo que impide la aparición de plagas de mosquitos u otros insectos que puedan dañar las especies de cultivo y al ganado doméstico, o actuar como vectores de enfermedades para el ser humano (Halliday 2008). Por otro lado, al ser indicadores ecosistémicos, pueden alertar sobre la presencia de patógenos y tóxicos peligrosos, que en el ser humano pueden producir desde problemas del aprendizaje y desorden de déficit atencional, hasta problemas en el desarrollo cognitivo, cerebral y sexual (Hayes *et al.* 2002).



FENÓMENO DE EXTINCIÓN Y DECLINACIÓN DE POBLACIONES

El mundo enfrenta una crisis de extinción y declinación de poblaciones de anfibios sin precedentes (Gascon *et al.* 2007). La tasa de extinción del grupo se eleva a 211 veces la histórica (McCallum 2007). Además, un tercio de las especies están clasificadas como amenazadas de extinción, siendo la principal causa la destrucción de los ambientes donde ellas habitan, debido a la constante expansión del ser humano, así como para proveer la creciente demanda de recursos y productos (IUCN 2011). Sin embargo, las declinaciones observadas también se han presentado en ecosistemas no intervenidos. En este contexto, otras variables como las enfermedades emergentes y el cambio climático global, juegan un rol importante (Daszak *et al.* 2003). De esta forma la chytridiomicosis y la ranavirosis, han aumentado drásticamente su distribución, impactando poblaciones de anfibios, incluso llevando a algunas especies a la extinción (Gascon *et al.* 2007, ver artículo sobre chytridiomicosis). Si bien el cambio global resulta difícil de evaluar, se ha demostrado que eventos climáticos extremos, como precipitaciones y sequías prolongadas, son cada vez más frecuentes, situación que tendrá un efecto sobre los anfibios, especialmente aquellas especies con limitada distribución y reducida capacidad de dispersión (Pounds *et al.* 2006, ver artículo sobre cambio climático). Otras amenazas identificadas para los anfibios incluyen la introducción de especies (anfibios y no anfibios), la contaminación, la radiación ultravioleta y la sobreexplotación (IUCN 2011). El presente fenómeno de

declinación en un grupo taxonómico completo, la clase Amphibia, con un amplio número de especies con características únicas, puede significar la desaparición de adaptaciones únicas que han surgido a través del largo proceso de la evolución.

PROGRAMA DE CONSERVACIÓN EDGE

El programa de conservación EDGE, de la Sociedad Zoológica de Londres (www.ed-geofexistence.org), es la única iniciativa global de conservación, enfocada a especies amenazadas que representan una cantidad significativa de historia evolutiva única. Basado en un marco científico para identificar las especies del mundo más evolutivamente distintas (ED) y globalmente amenazadas (GE), el programa EDGE contribuye a la creación de una priorización de conservación basado en especies (Isaac *et al.* 2007). Como resultado, EDGE produce la lista de los top 100 anfibios, que requieren mayor atención de conservación en el mundo. Chile cuenta con 57 especies de anuros nativos, los que presentan una alta tasa de endemismo (70%). Dentro de las especies que se destacan en la lista se encuentran: el sapo de Bullock (*Telmatobufo bullocki*, EDGE #5), la rana verde de Mehuín (*Insuetophrynus acarpicus*, EDGE #23), la rana montana venusta (*Telmatobufo venustus*, EDGE #30) y la ranita de Darwin del Norte (*Rhinoderma rufum*, EDGE #45).

PROYECTO RANITA DE DARWIN

Existen dos especies de ranitas de Darwin: la ranita de Darwin del Norte (*R. rufum*) y la ranita de Darwin del Sur (*R. darwi-*



nii), ambas habitantes de los bosques templados del centro-sur de Chile, y en el caso de *R. darwinii*, también habitando zonas adyacentes de Argentina (Úbeda *et al.* 2008, Veloso *et al.* 2008). *Rhinoderma darwinii* fue nombrada en honor a Charles Darwin (Duméril & Bibron 1841), quien por primera vez registró este anfibio durante su épico viaje alrededor del mundo en el HMS Beagle en Febrero de 1834. *Rhinoderma rufum*, fue originalmente descrita en 1902 (Philippi 1902), pero después de un histórico debate (por algún tiempo considerado una forma local de *R. darwinii*; Cei 1962), reconocido como una especie diferente en 1975 (Formas *et al.* 1975). Midiendo entre 2,2 y 3,2 cm desde la punta de su nariz a la cloaca, las ranitas de Darwin tienen un extraordinario método de cuidado parental, que las distingue de las otras 6.700 de anfibios (Frost 2011). Los machos cuidan a su progenie incubándolos en sus sacos vocales por parte de su desarrollo, proceso conocido como neomelia (Bürger 1905). Ambas especies difieren en la expresión de este comportamiento reproductivo: mientras *R. rufum* expelle larvas jóvenes antes de la metamorfosis; machos de *R. darwinii* no regurgitan los párvulos al medio, hasta que se han desarrollado en juveniles post-metamórficos (Jorquera 1986).

No ha habido signos de *R. rufum* desde el año 1980 (Penna & Veloso 1990), mientras que *R. darwinii* ha sufrido una rápida declinación de sus poblaciones, además de eventos de extinciones locales (Crump & Veloso 2005). Las razones detrás de estos fenómenos permanecen poco estudiadas. Sin duda la fuerte destrucción del hábitat a lo largo de la distribución histórica de *R. rufum* y la porción norte

de *R. darwinii*, a causa del desarrollo forestal y consecuente reemplazo del bosque nativo por pinos y eucaliptus, se ha convertido en la principal amenaza que ambas especies enfrentan (Úbeda *et al.* 2008, Veloso *et al.* 2008). Sin embargo, este factor por sí solo, falla en explicar la misteriosa desaparición de *R. rufum* desde todo su rango de distribución histórico, y la declinación enigmática y abrupta de ambas especies desde áreas silvestres protegidas.

Rhinoderma rufum está rankeado 45 en la lista EDGE de Anfibios. Asumiendo una potencial extinción de *R. rufum*, ambas especies de ranitas de Darwin han formado parte de las especies focales del programa EDGE anfibios. En este contexto, en Noviembre del 2008 se generó el Proyecto ranita de Darwin, entre la Universidad Andrés Bello y la Sociedad Zoológica de Londres. A la fecha el proyecto ha desarrollado una serie de acciones de investigación aplicada a la conservación, así como campañas de concientización del público general. Estas incluyen la creación de recursos educativos, charlas en colegios, presencia en medios de prensa, entrenamiento en conservación e investigación, y mantención de un blog, disponible en: www.edgeofexistence.org/edgeblog. De ser posible, el trabajo coordinado en la conservación de las especies de *Rhinoderma*, con la colaboración de todos los actores relevantes (gobierno, investigadores, programas de conservación, ONGs, parques privados, miembros de la sociedad, entre otros), permitirá en el futuro el desarrollo del plan nacional de conservación de las ranitas de Darwin.



CONCLUSIONES

Los anfibios son componentes esenciales de los ecosistemas y cualquier impacto sobre ellos tiene un efecto en el bienestar humano. El mundo enfrenta una crisis de declinación y extinción de anfibios, nunca antes reportada y Chile no es la excepción. Dentro de las causas más plausibles que han contribuido a esta crisis se incluyen: destrucción del hábitat, contaminación, especies invasoras, cambio climático y enfermedades emergentes. El programa EDGE, de la Sociedad Zoológica de Londres, es la única iniciativa global de conservación, enfocada a especies amenazadas que representan una cantidad significativa de historia evolutiva única. Basado en un contexto científico el programa EDGE contribuye a la creación de una priorización de conservación basado en especies. Chile cuenta con 57 especies de anfibios, los que se caracterizan por tener un alto grado de endemismo. Algunas de estas especies son prioridad global de conservación (*T. bullocki* #5, *I. acarpicus* #23, *T. venustus* #30 y *R. rufum* #45). En este contexto el año 2008 surge el proyecto ranita de Darwin que busca contribuir a la conservación de las ranitas de Darwin y los anfibios de Chile, basados en la investigación aplicada a la conservación y la educación del público general. Es esperable que el trabajo coordinado y en conjunto con todos los actores relevantes, puedan generar un cambio en la sociedad y las políticas adecuadas para la protección de los anfibios de Chile.

REFERENCIAS

Bürger O (1905) La neomelia de la *Rhinoderma darwinii* D & B. Imprenta Cervantes, Santiago

de Chile.

Carroll RL (2001) The origin and early radiation of terrestrial vertebrates. *Journal of Paleontology*, 75: 1202-1213.

Caughley G (1994) Directions in conservation biology. *Journal of Animal Ecology* 63.

Cei JM (1962) Batracios de Chile. Ediciones Universidad de Chile, Santiago, Chile.

Crump ML & Veloso A (2005) El aporte de observaciones de terreno y del análisis genético para la conservación de *Rhinoderma darwinii* en Chile. En: Smith-Ramirez C, JJ Armesto & C Valdovinos (eds), Historia, Biodiversidad y Ecología de los Bosques Costeros de Chile. Editorial Universitaria, Santiago, Chile. pp: 452-455.

Daszak P, Cunningham AA, Hyatt AD (2003) Infectious disease and amphibian population declines. *Diversity and Distributions*, 9:141-150.

Dodd CK (2010) Amphibian ecology and conservation: a handbook of techniques. Oxford University Press, New York, USA.

Formas R, Pugin E, Jorquera B (1975) La identidad del batracio Chileno *Heminectes rufus* Philippi, 1902. *Physys Sección C*, 34: 147-157.

Frost DR (2011) Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 5.5 American Museum of Natural History, New York, USA. <http://research.amnh.org/vz/herpetology/amphibia/> Accedido el 22 de Julio de 2011.

Gascon C, Collins JP, Moore RD, Church DR,



McKay JE, Mendelson JR III (2007) Amphibian Conservation Action Plan. IUCN/SSC Amphibian Specialist Group. Gland, Switzerland and Cambridge, UK.

Halliday TR (2008) Why amphibians are important. *International Zoo Yearbook*, 42: 7-14.

Hayes TB, Collins A, Lee M, Mendoza M, Noriega N, Stuart AA, Vonk A (2002) Hermaphroditic, demasculinized frogs after exposure to the herbicide atrazine at low ecologically relevant doses. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 99: 5476-5480.

Isaac NJB, Turvey ST, Collen B, Waterman C, Baillie JEM (2007) Mammals on the EDGE: conservation priorities based on threat and phylogeny. *PLoS ONE*, 2:e296.

IUCN 2011. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2011.1. <www.iucnredlist.org>. Accedido el 28 de Septiembre de 2011.

Jorquera B (1986) Biología de la reproducción del género *Rhinoderma*. *Anales del Museo de Historia Natural Valparaíso, Chile* 17: 53-62.

Köhler J, Vieites DR, Bonett RM, Hita-García F, Glaw F, Steinke D, Vences M (2005) New amphibians and global conservation: a boost in species discoveries in a highly endangered vertebrate group. *BioScience*, 55: 693-696.

McCallum ML (2007) Amphibian decline or extinction? Current declines dwarf background extinction rate. *Journal of Herpetology*, 41: 483-491.

Penna M, Veloso AM (1990) Vocal diversity in frogs of the South American temperate forest. *Journal of Herpetology* 24: 23-33.

Pounds JA, Bustamante MR, Coloma RA, Consuegra JA, Fogden MPL, Foster PN, La Marca E, Masters KL, Merino-Viteri A, Puschendorf R, Ron SR, Sánchez-Azofeifa GA, Still CJ, Young B (2006) Widespread amphibian extinctions from epidemic disease driven by global warming. *Nature*, 439: 161-167.

Úbeda C, Veloso A, Núñez H, Lavilla E (2008) *Rhinoderma darwinii*. In: IUCN 2010. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2010.4. <www.iucnredlist.org>. Accedido el 24 de Diciembre de 2010.

Veloso A (1998) Variabilidad genética y distribución geográfica de *Rhinoderma darwinii* (Amphibia, Rhinodermatidae). Simposio Darwin en Chiloé "Reflexiones sobre historia, ecología y evolución. 22 al 26 de noviembre de 1998. Ancud, Chiloé, Chile.

Wright KN, Whitaker BR (2001) Amphibian medicine and captive husbandry. Krieger Publishing Company, Malabar, USA.





Sapo de Danko (*Telmatobius dankoi*)

Clasificación de anfibios chilenos según estado de conservación

CHARIF TALA G.

INTRODUCCIÓN

Los actuales procesos de extinción de especies no tienen precedente conocido ni registrado, de hecho la tasa de extinción de los últimos cuatrocientos años supera en 500 a 1.000 veces la tasa natural de extinción de las especies, siendo evidente su relación con el progresivo crecimiento de la población humana, no sólo en número sino que también en demanda de recursos que ello conlleva.

Desde inicios de la década de 1960 se han desarrollado, a nivel mundial, diversos esfuerzos para clasificar las especies según su estado de conservación, procedimientos que en la mayoría de los casos han sido liderados por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN), organización no gubernamental que publica regularmente los listados de especies amenazadas globalmente, más conocidos como las Listas Rojas de UICN (www.iucnredlist.org).

Chile no estuvo ajeno de este esfuerzo, siendo en 1971 cuando Carlos Muñoz Pizarro publica el libro "Chile: Plantas en Extinción", luego de lo cual, en 1974, al alero de CONAF, Jürgen Rottmann publica el primer listado de aves amenazadas del país, seguido en 1978 por la lista de aves y mamíferos.

Los años 1985 y 1987 marcaron un notorio

hito en esta materia, al materializarse dos reuniones convocadas por CONAF, el simposio "Árboles y Arbustos Nativos Amenazados" y el simposio "Estado de Conservación de la Fauna de Vertebrados Terrestres de Chile", respectivamente, cuyos resultados luego fueron publicados como los Libros Rojo de igual nombre. Fue en el Libro Rojo de Vertebrados (Glade 1988) la primera publicación nacional donde se listó a especies de anfibios según estado de conservación (31 especies en ese entonces, seis de ellas clasificadas como En Peligro).

En 1995, Ramón Formas publica una revisión y actualización del estado de conservación de anfibios (Formas 1995). Posteriormente, en el marco del IV Congreso Latinoamericano de Herpetología (octubre de 1996), un grupo de investigadores definieron nuevamente el estado de conservación de este grupo taxonómico (43 especies). Los resultados de este taller, fueron publicados por Núñez *et al.* (1998), sirviendo además, de base para la redacción del Reglamento de la Ley de Caza (Decreto Supremo Nº 5 de 1998 del Ministerio de Agricultura), que en su artículo 4º recogió dichos estados de conservación para prohibir la caza y captura de las especies de anfibios de Chile.

Díaz-Páez & Ortiz (2003) evalúan el estado de conservación de 50 especies de anfibios, usando para ello el cálculo del Índice



de Prioridades de Conservación desarrollado por Reca *et al.* (1994), concluyendo que 10 especies se encuentran amenazadas (20%), ya sea porque están En Peligro o porque son Vulnerables.

Para el año 2003, y en ausencia de un procedimiento normalizado para la clasificación de especies según estado de conservación, se disponía por lo tanto de cinco listas con resultados, a pesar de que ya en el año 1994, la Ley 19.300, sobre Bases Generales del Medio Ambiente, había señalado la necesidad de contar con un procedimiento oficial, que basado en criterios técnicos y objetivos, permitiese determinar la categoría de conservación de nuestras especies nativas (artículo 37 de la Ley 19.300).

Dicho procedimiento, fue publicado sólo en marzo del 2005, cuando se dictó el Decreto Supremo N° 75 del Ministerio Secretaría General de la Presidencia, que oficializó el "Reglamento para la Clasificación de Especies Silvestres", definiéndose de ese modo, el procedimiento técnico y administrativo para determinar el estado de conservación de nuestra biota nativa.

La propia Ley 19.300 señaló expresamente que las categorías a utilizar serían: Extinguidas (Extintas), En Peligro, Vulnerable, Insuficientemente Conocida, Rara y Fuera de Peligro, que eran las categorías de UICN cuando se inició la discusión de dicha Ley, pero que ya no eran las usadas por UICN al momento de haberse publicado la Ley, generándose de ese modo una evidente desactualización respecto de las categorías que se comenzaron a usar en el contexto internacional.

El nuevo procedimiento exige la aplicación de criterios técnicos, así como la creación de un "Comité de Clasificación" para efectuar la categorización de las especies. El Comité está conformado por 12 miembros: uno del Ministerio del Medio Ambiente, uno de la Corporación Nacional Forestal (CONAF), uno del Servicio Agrícola y Ganadero (SAG), uno del Servicio Nacional de Pesca (SERNAPESCA), uno de la Subsecretaría de Pesca (SUBPESCA), uno del Museo Nacional de Historia Natural (MNHN), tres expertos de la Academia Chilena de Ciencias y tres del Consejo de Rectores de las Universidades Chilenas.

Este Comité es el responsable de evaluar la información disponible para cada especie y proponer las categorías de conservación para las especies revisadas, utilizando para ello los criterios establecidos por UICN (Criterios A, B, C, D y E), los que se basan principalmente en información sobre aspectos poblacionales (estructura, tendencias y tamaño), de distribución, de cantidad y calidad de hábitat, de amenazas y de la cantidad y calidad de prospecciones, entre otros.

Un hecho destacable, es que este procedimiento considera además, en tres oportunidades la participación de la ciudadanía a través de consultas públicas, la primera de ellas para elaborar la lista de especies susceptibles de ser clasificadas, una segunda para aportar antecedentes sobre las especies que serán clasificadas y una tercera para opinar sobre la propuesta de clasificación realizada por el Comité.

El resultado del Comité es sometido a la aprobación del Consejo de Ministros para la



PROCESO DE CLASIFICACIÓN



FIGURA 1.- Esquema del procedimiento oficial para clasificar especies según estado de conservación (MMA= Ministerio del Medio Ambiente).

Sustentabilidad, luego de lo cual, los mismos son oficializados a través de un Decreto, el cual al ser publicado en el Diario Oficial convierte a dichos resultados en oficiales para el país. Correspondiendo a resultados que, desde el punto de vista jurídico, por razones de modernidad y especificidad jurídica, prevalecen sobre las anteriores clasificaciones que haya tenido la especie. En la figura 1 se muestra un esquema del procedimiento definido en el Reglamento para la Clasificación de Especies Silvestres.

En el marco de las evaluaciones realizadas por UICN, los anfibios corresponden al grupo más amenazado, con un 30% de las especies clasificadas como Amenazadas (En Peligro Crítico, En Peligro o Vulnerables),

y un 25% de especies clasificadas como Datos Deficientes, es decir donde la información disponible es insuficiente para realizar una evaluación (de contar con la información, es evidente que el porcentaje de especies amenazadas aumentaría).

A nivel internacional, 58 especies de anfibios señalados como chilenos han sido evaluadas en la Listas Rojas de UICN (disponible en www.iucnredlist.org).

ESTADO DE CONSERVACIÓN DE ANFIBIOS DE CHILE

Como se ha indicado, antes de la entrada en vigencia del Reglamento para la Clasificación de Especies Silvestres (RCE), existían



cinco listados con propuestas de conservación para anfibios (Glade 1988, Formas 1995, Núñez *et al.* 1997, Reglamento de la Ley de Caza y Díaz-Paéz & Ortiz 2003). De las listas o resultados disponibles, sólo RCE utiliza los criterios UICN para definir la categoría de estado de conservación de las especies.

Entre marzo del 2005 y agosto de 2011, se han efectuado y aprobado un total de siete procesos de clasificación de especies en el marco del RCE. Los primeros cuatro ya son oficiales porque cuentan con decretos publicados (DS Nº 151/2007, 50/2008, 51/2008 y 23/2009 MIN-SEGPRES), mientras que los otros tres, aunque aún no son oficiales, ya fueron aprobados por el Consejo de Ministros para la Sustentabilidad. Para más información se sugiere revisar el link <http://www.mma.gob.cl/clasificacionespecies/> donde se encuentran los antecedentes y resultados de cada uno de los procesos. En ellos fueron clasificadas 55 especies de anfibios. Sólo cuatro especies reconocidas para Chile no han sido evaluadas a la fecha: *Alsodes valdiviensis*, *Alsodes pehuenche*, *Telmatobius vilamensis* y *Telmatobufo ignotus*. Por otro lado *Eupsophus queulensis*, que si está evaluada en UICN, fue considerada como sinonimia de *E. septentrionalis* en el marco del séptimo proceso de clasificación de especies.

En la tabla 1 se resume la cantidad de especies, según estado de conservación, en los distintos listados publicados para anfibios de Chile, tanto de las listas nacionales como la de UICN. La columna "RCE (oficial)" incluye las especies evaluadas en el marco del Reglamento para la Clasificación de Especies cuyos resultados son oficiales por cuanto ya poseen

un decreto supremo publicado, mientras que la columna "RCE (total)" incluye la totalidad de especies evaluadas por dicho Reglamento, es decir considerando también las especies evaluadas en los procesos que aún no son oficiales (ya están aprobados, pero que serán oficiales dentro del mediano plazo).

Considerando que desde el punto de vista jurídico, los resultados de las especies clasificadas en el marco del RCE prevalecen por sobre cualquier otro listado, en el año 2008 se estableció un orden de jerarquía entre los distintos listados, de forma tal de definir un estado de conservación vigente para cada especie. En este proceso, de jerarquización jurídico y técnico, la primera prioridad la tienen los resultados obtenidos por el Reglamento para la Clasificación de Especies Silvestres, seguido por las del Reglamento de la Ley de Caza, luego Núñez *et al.* (1997), luego Glade (1988) y finalmente Díaz-Paéz & Ortiz (2003).

De la jerarquización antes señalada, se ordenaron las 50 especies evaluadas a esa fecha en los distintos listados (28 en el RCE, 15 en Caza y 7 en Díaz-Paéz & Ortiz 2003). Todas las especies incluidas en Núñez *et al.* (1997) y Glade (1988) están contenidas en alguno de los listados con mayor jerarquía, motivo por el cual ninguna de sus propuestas está representada en el resultado final. En la figura 2 se indica el porcentaje de especies según estado de conservación para las 50 especies (aquí no se consideraron las especies clasificadas en los tres procesos que aún no son oficiales).

Si consideramos que los resultados del



TABLA 1.- Número de especies según estado de conservación asignado en las distintas evaluaciones (en negrita se marcan las categorías usadas en Chile a partir del 26 de enero de 2010).

Categoría	Glade 1988	Formas 1995	Núñez <i>et al</i> 1997	Caza 1998	Díaz & Ortiz 2003	RCE (oficial)	RCE (total)	UICN 2011
CR							8	9
EN	6	6	9	9	4	14	18	4
VU	9	12	8	6	6	4	10	8
NT							7	4
LC							7	13
DD							5	20
IC	6	7	7	9	10	8		
R	10	8	13	13	11	2		
F		1	5	5	17			
Total especies evaluadas	31	34	42	43	48	28	55	58
Total especies amenazadas	15	18	17	15	10	26	36	21
% de especies amenazadas	48,4	52,9	40,5	34,9	20,8	92,9	65,5	36,2

CR= En peligro crítico, EN= En Peligro, VU=Vulnerable, NT=Casi amenazada, LC=Preocupación menor, DD=Datos insuficientes, IC=Insuficientemente conocida, R=Rara y F=Fuera de peligro. RCE=Reglamento para la Clasificación de Especies Silvestres. Se considera especies amenazadas a las clasificadas como CR, EN y VU, así como también IC cuando se trata de RCE.



TABLA 2.- Anfibios de Chile según categoría de conservación asignada en el marco del Reglamento para la Clasificación de Especies Silvestres.

En Peligro Crítico (8)	En Peligro (18)	Vulnerable (10)
<p><i>Rhinoderma rufum</i> <i>Alsodes laevis</i> <i>Alsodes norae</i> <i>Alsodes vittatus</i> <i>Telmatobius chusmisensis</i> <i>Telmatobius dankoi</i> <i>Telmatobius fronteriensis</i> <i>Telmatobius halli</i></p>	<p><i>Alsodes barrioi</i> <i>Alsodes montanus</i> <i>Alsodes tumultuosus</i> <i>Alsodes vanzolinii</i> <i>Alsodes verrucosus</i> <i>Eupsophus contulmoensis</i> <i>Eupsophus insularis</i> <i>Eupsophus migueli</i> <i>Eupsophus nahuelbutensis</i> <i>Eupsophus septentrionalis</i> <i>Insuetophrynus acarpicus</i> <i>Pleurodema marmorata</i> <i>Rhinoderma darwini</i> <i>Telmatobius pefauri</i> <i>Telmatobius peruvianus</i> <i>Telmatobius philippii</i> <i>Telmatobufo venustus</i> <i>Telmatobius zapahuirensis</i></p>	<p><i>Alsodes hugoi</i> <i>Calyptocephalella gayi</i> <i>Eupsophus roseus</i> <i>Eupsophus vertebralis</i> <i>Rhinella arunco</i> <i>Rhinella atacamensis</i> <i>Rhinella rubropunctata</i> <i>Telmatobius marmoratus</i> <i>Telmatobufo australis</i> <i>Telmatobufo bullocki</i></p>
Casi Amenazada (7)	Preocupación Menor (7)	Datos Deficientes (5)
<p><i>Alsodes australis</i> <i>Alsodes monticola</i> <i>Alsodes nodosus</i> <i>Batrachyla nibaldoi</i> <i>Batrachyla taeniata</i> <i>Pleurodema bufonina</i> <i>Pleurodema thaul</i></p>	<p><i>Batrachyla antartandica</i> <i>Batrachyla leptopus</i> <i>Eupsophus calcaratus</i> <i>Eupsophus emiliopugini</i> <i>Hylorina sylvatica</i> <i>Nannophryne variegata</i> <i>Rhinella spinulosa</i></p>	<p><i>Alsodes igneus</i> <i>Alsodes kawashkari</i> <i>Atelognathus ceii</i> <i>Atelognathus grandisonae</i> <i>Atelognathus jeinimenens</i></p>

Con negrita se indica las especies cuya resultado es oficial (Decreto Supremo publicado).



Alsodes noraе (CR)



Alsodes vanzolinii (EN)



Rhinella rubropunctatus (VU)



Eupsophus insularis (EN)



Alsodes igneus (DD)



Rhinella spinulosa (LC)



Ilustraciones de Carlos Lapporte

RCE son los que prevalecen, desde el punto de vista de la gestión nacional, en la tabla 2 se muestran los resultados de las evaluaciones realizadas en el marco del procedimiento oficial en los siete procesos a la fecha aprobados. Con negrita se señalan las especies cuyos resultados ya son oficiales.

De acuerdo con las evaluaciones realizadas por el Comité de Clasificación de Especies, los factores de amenaza más recurrentes han sido alteración y pérdida de hábitat, contaminación, extracción de agua y colecta. Por otro lado, los criterios más utilizados han sido los de "B: Áreas reducidas, pocas localidades y disminución calidad del hábitat".

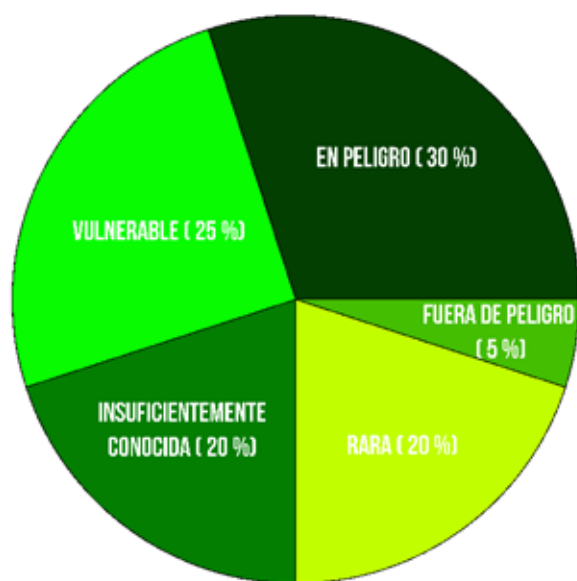


FIGURA 2.- Porcentaje de especies según estado de conservación aplicando la jerarquización señalada, considerando sólo los procesos RCE ya oficializados, y documentos técnicos según lo indicado en el texto.

REFERENCIAS

Díaz-Páez H, Ortiz JC (2003) Evaluación del estado de conservación de los anfibios en Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*, 76: 509-525.

Formas J (1995) Anfibios. En: Simonetti JA, MTK Arroyo, AE Spotorno, E Lozada (eds.). *Diversidad biológica de Chile*. CONICYT, Santiago, Chile. pp. 314-325.

Glade A (1988) Libro rojo de los vertebrados terrestres chilenos. Corporación Nacional Forestal. Impresiones Comerciales S.A. Santiago.

Núñez H, Maldonado V, Pérez R (1997) Reunión de trabajo de especialistas de herpetología para categorización de especies según estados de conservación. *Noticiario Mensual del Museo Nacional de Historia Natural (Chile)*, 329: 12-19.

Reca A, Úbeda, Grigera D (1994) Conservación de la fauna de Tetrápodos. I. Un índice para su evaluación. *Mastozoología Neotropical (Argentina)*, 1:17-28.



Sapo de Bullock (*Telmatobufo bullocki*)



Genética de la conservación y estudios no invasivos en anfibios de Chile

MARCO A. MÉNDEZ, CLAUDIO CORREA & CAROLINA GALLARDO

INTRODUCCIÓN

La conservación de la diversidad genética es un componente de la conservación biológica, considerando que la diversidad biológica se define como la variedad de ecosistemas, especies y poblaciones e incluye también a la diversidad genética dentro y entre las poblaciones (Frankham *et al.* 2002). Un problema frecuente con la obtención de datos genéticos, es que se requiere, en muchos casos, del sacrificio de los especímenes estudiados lo cual se contrapone con el objetivo de la conservación de las especies, particularmente de aquellas especies con algún grado de amenaza. No obstante, existen técnicas de muestreo no invasivas, que permiten realizar estudios genéticos en el marco de la genética de la conservación sin afectar el sujeto de estudio. El desarrollo y la puesta a prueba de estas técnicas pueden ser extremadamente útiles cuando se estudian especies con problemas de conservación.

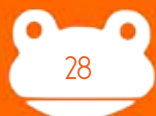
GENÉTICA DE LA CONSERVACIÓN

Uno de los focos principales de la genética de la conservación es el uso de la teoría y de las técnicas genéticas para reducir el riesgo de extinción de poblaciones o de especies (Frankham *et al.* 2002). En este contexto, las herramientas genéticas pueden utilizarse para resolver incertidumbres taxonómicas, definir unidades de manejo a nivel intraespecífico, realizar

manejo genético de poblaciones pequeñas y entender diversos aspectos de la biología de las especies. Esta información permitiría manejar y mantener poblaciones saludables en su hábitat. Adicionalmente, los análisis genético-moleculares se pueden aplicar en el ámbito forense, en la genética de especies invasoras, y en la detección de caza y comercio ilegal de especies (Frankham *et al.* 2002, Allendorf & Luikart 2007).

El estudio de la distribución geográfica de variantes genéticas a nivel intraespecífico (filogeografía) permite identificar los linajes que presentan una historia evolutiva independiente dentro de una especie. Estos linajes, en general, están constituidos por poblaciones parcialmente diferenciadas que tienen características genéticas únicas que contribuyen a la diversidad global de la especie. Eventualmente, estos linajes pueden ser definidos como unidades evolutivas significativas (ESUs en inglés), particularmente cuando presentan otras características que los diferencian (fenotípicas, ecológicas, etológicas, etc). Independientemente de cómo se definan estas ESUs (Allendorf & Luikart 2007), cada una representa la unidad mínima de conservación, lo cual implicaría un manejo independiente.

En Chile, en los últimos años se ha visto un interés creciente en el estudio de los patrones filogeográficos de vertebrados, incluyendo a los anfibios (Tabla 1). Aunque el enfoque de la mayoría de estos estudios ha sido genético y/o



evolutivo, algunos de ellos han generado información que puede ser relevante para evaluar el estado de conservación de estas especies. Por ejemplo, Benavides *et al.* (2002) es el único estudio genético de *Telmatobius vilamensis* y *T. fronteriensis*, ambas conocidas sólo en la localidad tipo y consideradas con datos deficientes por la IUCN. Otro estudio (Díaz-Páez *et al.* 2011) tuvo como objetivo reevaluar el estatus taxonómico de *Atelognathus jeinimenensis*, otra especie conocida sólo en la localidad tipo que está considerada como casi amenazada por la IUCN. En este caso se obtuvo evidencia morfológica y genética para sinonimizar a esta especie con *A. salai*, hasta ese momento sólo conocida en Argentina. Por otra parte, Núñez *et al.* (2011) muestran evidencia de secuencias mitocondriales que sugieren que el nombre *Eupsophus calcaratus* incluiría a más de una especie. La mayoría de los otros estudios involucran especies con amplio rango de distribución que no se consideran amenazadas, pero en algunos casos revelan poblaciones diferenciadas que pueden considerarse como ESUs. Hay otros dos estudios que no aparecen en la Tabla 1 que merecen una mención. Correa (2010) describió la estructura filogeográfica y la variación genética intra e interpoblacional en todo el rango de distribución de *Rhinella atacamensis* (25-32°S). Este estudio reveló aspectos biogeográficos y evolutivos importantes tales como la existencia de poblaciones aisladas y diferenciadas en el extremo norte de su distribución y la existencia de hibridación con la especie hermana *R. arunco* en el extremo sur. Estos hallazgos indican la necesidad de evaluar la categoría de conservación de las poblaciones del extremo norte, las más vulnerables por la extrema aridez, y de la zona de hibridación, por su importancia evolu-

tiva. El otro caso corresponde a un estudio con secuencias mitocondriales de gran parte del rango de distribución de *Rhinoderma darwini* (Méndez *et al.*, datos no publicados). Se encontró un alto grado de estructuración filogeográfica, con un alto nivel de divergencia genética entre dos grupos de poblaciones, lo cual permitiría definir al menos dos ESUs en el rango de distribución evaluado. Se desconoce si los dos linajes detectados poseen además otras diferencias fenotípicas y/o ecológicas, pero este hallazgo resalta la necesidad de realizar estudios genéticos más detallados en esta especie emblemática.

ESTUDIOS GENÉTICOS NO INVASIVOS EN ANFIBIOS

La realización de estudios genéticos muchas veces implica el sacrificio de los especímenes que se pretende estudiar, pero existen métodos de muestreo no invasivos que han sido utilizados en vertebrados y también en muchos invertebrados. Por ejemplo para estudios en mamíferos se han utilizado heces, pelo y piel desprendida. En aves se han utilizado plumas y cáscaras de huevo. En reptiles se han utilizado tórculas bucales tórculas, cloacales, heces, mudas de piel y cáscara de huevo. En anfibios tórculas bucales (Beja-Pereira *et al.* 2009). El DNA proveniente de muestras no invasivas puede ser utilizado para identificar individuos, para determinar patrones de cruzamiento y de estructura poblacional, y para medir los niveles de diversidad genética (Frankham *et al.* 2002). Como se mencionó previamente, para obtener ADN de anfibios comúnmente se han utilizado especímenes completos, de los cuales se extrae músculo, el hígado u otros órganos, o un trozo de falange obtenido



TABLA 1.- Estudios genéticos / filogeográficos realizados en anfibios en Chile. Se consideraron sólo aquellos publicados en revistas y que incluyen un número significativo de localidades.

Autores	Año	Especie(s)	Marcador(es)	Objetivo(s)
Formas, Vera & Lacrampe	1983	<i>Eupsophus vittatus</i> (<i>E. vertebralis</i>), <i>E. roseus</i> , <i>E. migueli</i> , <i>E. calcaratus</i>	aloenzimas	Establecer si ocurrió algún grado de evolución independiente a nivel molecular, morfológico y cromosómico en las especies del género <i>Eupsophus</i> .
Formas, Lacrampe & Brieva	1991	<i>Eupsophus roseus</i>	aloenzimas	Analizar la variación inter-poblacional entre poblaciones morfológicamente polimórficas de <i>E. roseus</i> .
Formas, Lacrampe & Brieva	1992	<i>Eupsophus roseus</i> , <i>E. insularis</i> , <i>E. contulmoensis</i>	aloenzimas	Establecer si ocurrió algún grado de evolución independiente a nivel molecular y morfológico entre <i>E. roseus</i> , <i>E. insularis</i> y <i>E. contulmoensis</i> .
Formas	1993	<i>Eupsophus vertebralis</i> , <i>E. emiliopugini</i>	aloenzimas	Estudiar el grado de diferenciación aloenzímica entre <i>E. vertebralis</i> y <i>E. emiliopugini</i> .
Victoriano, Ortiz, Troncoso & Galleguillos	1995	<i>Pleurodema thaul</i>	aloenzimas	Determinar la naturaleza y la variabilidad genética de 14 poblaciones y estimar la diferenciación entre ellas.
Formas & Brieva	2000	<i>Batrachyla leptopus</i>	aloenzimas	Medir la variabilidad aloenzimática, la estructura poblacional, las relaciones genéticas, la tasa de migración y el grado de diferenciación poblacional en ocho poblaciones.
Brieva & Formas	2001	<i>Batrachyla taeniata</i>	aloenzimas	Examinar los patrones de variabilidad aloenzímica y el grado de diferenciación genética-geográfica de nueve poblaciones.



Benavides, Ortiz & Sites Jr.	2002	<i>Telmatobius vilamensis</i> , <i>T. fronteriensis</i>	aloenzimas	Delimitación de especies de <i>Telmatobius</i> del lago Titicaca (<i>T. vilamensis</i> y <i>T. fronteriensis</i> fueron usadas como grupos externos).
Méndez, Soto, Correa, Veloso, Vergara, Sallaberry & Iturra	2004	<i>Rhinella spinulosa</i>	RAPDs	Evaluar si existe correlación entre variación morfológica, factores abióticos y diferenciación genética en varias poblaciones, y determinar la extensión de su diferenciación genética.
Méndez, Torres-Pérez, Correa, Soto, Núñez, Veloso & Armesto	2006	<i>Insuetophrynus acarpicus</i>	mtDNA	Investigar la variación genética intrapoblacional e inferir las relaciones filogenéticas entre las tres poblaciones conocidas de la especie.
Correa, Lobos, Pastenes & Méndez	2008	<i>Pleurodema thaul</i>	mtDNA	Identificar el origen geográfico de la población introducida en Robinson Crusoe y estimar el grado de estructura filogeográfica de la especie en Chile continental.
Correa, Pastenes, Sallaberry, Veloso & Méndez	2010	<i>Rhinella spinulosa</i>	mtDNA	Establecer los límites de distribución y los patrones de variación genética de los dos linajes detectados por Méndez <i>et al.</i> (2004) en el norte de Chile.
Díaz-Páez, Vidal, Ortiz, Basso & Úbeda	2011	<i>Atelognathus jeinimenensis</i> / <i>A. salai</i>	mtDNA	Reevaluar el estatus taxonómico de <i>A. jeinimenensis</i> y otras poblaciones cercanas del mismo género.
Núñez, Wood, Rabanal, Fontanella & Sites Jr.	2011	<i>Eupsophus calcaratus</i>	mtDNA	Describir la diversidad de linajes y los patrones filogeográficos, y evaluar los efectos de la última glaciación en la demografía de esta especie.
Correa, Méndez, Veloso & Sallaberry	En prensa	<i>Rhinella atacamensis</i> , <i>R. arunco</i>	mtDNA / AFLPs	Establecer la ocurrencia y el grado de hibridación entre dos especies hermanas en un sistema hídrico ubicado en el límite de distribución de ambas.



del animal vivo, lo cual podría afectar su sobrevivencia (McCarthy & Parris 2004). El uso de las tómulas bucales es un método mínimamente invasivo, que no afecta la sobrevivencia de los individuos (Poschadel & Möller 2004). Con esta técnica no se han reportado infecciones fúngicas, ni bacterianas en la cavidad oral, tampoco cambios en el comportamiento (Poschadel & Möller 2004). Además el transporte y almacenamiento de las muestras es sencillo, se requiere de pocos materiales de campo, es fácil de aplicar y barato en comparación a otros métodos descritos (Pidancier *et al.* 2003). Este tipo de muestras han presentado alto rendimiento en la obtención de DNA y éxito en la amplificación de DNA tanto mitocondrial como nuclear (Pidancier *et al.* 2003, Poschadel & Möller 2004, Broquet *et al.* 2007, Gallardo *et al.* 2011, Patrelle *et al.* 2011). Otro método no invasivo descrito es la obtención de DNA medioambiental o también llamado DNA remoto, que permite detectar la presencia de especies sin observar directamente a los individuos. En anfibios se ha detectado la presencia de la rana toro (*Lithobates catesbeianus*) utilizando muestras de agua. Esta técnica se podría aplicar, por ejemplo, para determinar la distribución de especies raras o especies dañinas (Ficetola *et al.* 2008). Esta metodología es promisoría ya que sería una nueva forma de estudiar la biodiversidad.

El uso de muestreo no invasivo tiene un amplio rango de aplicaciones en el campo de la genética de la conservación y el monitoreo de poblaciones silvestres (Taberlet *et al.* 1999, Beja-Pereira *et al.* 2009). Sin embargo, para utilizar este tipo de muestras es necesario previamente determinar su confiabilidad realizan-

do estudios piloto de manera de evaluar la concentración y calidad del DNA (Taberlet & Luikart 1999, Pidancier *et al.* 2003) y detectar errores en la genotipificación (Taberlet & Luikart 1999, Pidancier *et al.* 2003, Broquet *et al.* 2007, Beja-Pereira *et al.* 2009).

CONCLUSIONES

Como se desprende de los ejemplos mencionados anteriormente, en Chile no se han realizado estudios que utilicen a la genética como una herramienta para la conservación de los anfibios. Sin embargo, los datos genéticos y filogeográficos que se están obteniendo en un número creciente de especies, podrán servir, por un lado, para ampliar nuestro conocimiento de la taxonomía del grupo, y por otro, como base para definir poblaciones con necesidades de conservación. En el ámbito metodológico, se están haciendo esfuerzos para refinar protocolos no destructivos para muestrear anfibios. Hasta ahora se ha logrado extraer DNA de alta calidad en especies de tamaño mediano (*Rhinella spinulosa* y *R. atacamensis*) utilizando tómulas bucales, en una cantidad suficiente para obtener secuencias mitocondriales y nucleares, y marcadores nucleares AFLP (Gallardo *et al.* 2011). Sin embargo, se necesita evaluar este protocolo en otras especies y ejemplares de tamaño menor para poder establecer la factibilidad de utilizar rutinariamente este tipo de muestras en estudios de genética de la conservación.

REFERENCIAS

Allendorf FW, Luikart G (2007) Conservation and the Genetics of Populations. Blackwell Pu-



blishing, Malden, MA, USA.

Beja-Pereira A, Oliveira R, Alves PC, Schwartz MK, Luikart G (2009) Advancing ecological understandings through technological transformations in noninvasive genetics. *Molecular Ecology Resources*, 9:1279-1301.

Benavides E, Ortiz JC, Sites Jr. JW (2002) Species boundaries among the *Telmatobius* (Anura: Leptodactylidae) of the lake Titicaca Basin: Allozyme and morphological evidence. *Herpetologica*, 58:31-55.

Brieva LM, Formas JR (2001) Allozyme variation and geographic differentiation in the Chilean leptodactylid frog *Batrachyla taeniata* (Girard, 1854). *Amphibia-Reptilia*, 22:413-420.

Broquet T, Berset-Braendli L, Emaresi G, Fumagalli L (2007) Buccal swabs allow efficient and reliable microsatellite genotyping in amphibians. *Conservation Genetics*, 8:509-511.

Correa C (2010) Variación morfológica en adultos de *Rhinella atacamensis* (Anura, Bufonidae): evaluación de la importancia de factores próximos e históricos como agentes causales. Tesis para optar al grado de Doctor en Ciencias c/m en Ecología Evolutiva. Facultad de Ciencias, Universidad de Chile.

Correa C, Lobos G, Pastenes L, Méndez MA (2008) Invasive *Pleurodema thaul* (Anura, Leiuperidae) from Robinson Crusoe Island: Molecular identification of its geographic origin and comments on the phylogeographic structure of this species in mainland Chile. *Herpetological Journal*, 18:77-82.

Correa C, Méndez MA, Veloso A, Sallaberry M (En prensa) Genetic and reproductive evidence of natural hybridization between the sister species *Rhinella atacamensis* and *R. arunco* (Anura, Bufonidae). *Journal of Herpetology*.

Correa C, Pastenes L, Sallaberry M, Veloso A, Méndez MA (2010) Phylogeography of *Rhinella spinulosa* (Anura: Bufonidae) in northern Chile. *Amphibia-Reptilia*, 31:85-96.

Díaz-Páez H, Vidal MA, Ortiz JC, Úbeda CA, Basso NG (2011) Taxonomic identity of the patagonian frog *Atelognathus jeinimenensis* (Anura, Neobatrachia) as revealed by molecular and morphometric evidence. *Zootaxa*, 2880:20-30.

Ficetola GF, Miaud C, Pompanon F, Taberlet P (2008) Species detection using environmental DNA from water samples. *Biology letters*, 4:423-425.

Formas JR, Brieva LM (2000) Population genetics of the Chilean frog *Batrachyla leptopus* (Leptodactylidae). *Genetics and Molecular Biology*, 23:43-48.

Frankham R, Ballou JD, Briscoe DA (2002) *Introduction to Conservation Genetics*. Cambridge, UK, Cambridge University Press.

Gallardo CE, Correa C, Morales P, Sáez P, Pastenes L. Validación de un método económico, simple y no destructivo para obtener datos genéticos en anfibios. IX Congreso Latinoamericano de Herpetología. Curitiba, Brasil (16-22 de julio 2011).

Méndez MA, Soto ER, Correa C, Veloso A, Ver-



gara E, Sallaberry M, Iturra P (2004) Morphological and genetic differentiation among Chilean populations of *Bufo spinulosus* (Anura: Bufonidae). *Revista Chilena de Historia Natural*, 77:559-567.

Méndez MA, Torres-Pérez F, Correa C, Soto ER, Veloso A, Armesto J (2006) Genetic divergence in the endangered frog *Insuetophrynus acarpicus* (Anura: Leptodactylidae). *Herpetological Journal*, 16:93-96.

Núñez JJ, Wood NK, Rabanal FE, Fontanella FM, Sites Jr. JW (2011) Amphibian phylogeography in the Antipodes: Refugia and postglacial colonization explain mitochondrial haplotype distribution in the Patagonian frog *Eupsophus calcaratus* (Cycloramphidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 58:343-352.

Patrelle C, Ohst T, Picard D, Pagano A, Sourice S, Dallay MG, Plötner J (2011) A new PCR-RFLP-based method for an easier systematic affiliation of European water frogs. *Molecular Ecology Resources*, 11:200-205.

Pidancier N, Miquel C, Miaud C (2003) Buccal swabs as a nondestructive tissue sampling method for DNA analysis in amphibians. *Herpetological Journal*, 13:175-178.

Poschadel JR, Möller D (2004) A versatile field method for tissue sampling on small reptiles and amphibians, applied to pond turtles, newts, frogs and toads. *Conservation Genetics*, 5:865-867.

Taberlet P, Luikart G (1999) Non-invasive genetic sampling and individual identification. *Biological Journal of the Linnean Society*, 68:41-55.

Taberlet P, Waits LP, Luikart G (1999) Non-invasive genetic sampling: look before you leap. *Trends in Ecology and Evolution*, 14:323-327.

Victoriano P, Ortiz JC, Troncoso L, Galleguillos R (1995) Allozyme variation in populations of *Pleurodema thaul* (Lesson, 1826) (Anura; Leptodactylidae). *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 112:487-492.



Sapo arriero (*Alsodes nodosus*)

Hot-spot de biodiversidad y riesgos de extinción de anfibios en Chile

MARCELA A. VIDAL & HELEN DÍAZ-PÁEZ

PATRONES DE DISTRIBUCIÓN DE LOS ANFIBIOS

La distribución de los organismos vivos en nuestro planeta no es al azar. De hecho, la evidencia acumulada desde el pasado, ha demostrado que existen diferencias en el número de especies y tipo de especies que pueden encontrarse a nivel intracontinental (Brown & Lomolino 1998). En este contexto, el estudio de las zonas con mayor biodiversidad, y la comprensión de los mecanismos que operan para mantener esta diversidad, son fundamentales para cualquier estrategia de conservación. De ahí la importancia de construir una base sólida de conocimientos básicos para comprender e identificar los factores ambientales que están relacionados con los niveles de la biodiversidad, la riqueza de los grupos taxonómicos y la importancia de las barreras biológicas y geográficas para la dispersión de organismos (Meynard *et al.* 2004). En Chile, son prácticamente inexistentes los estudios destinados a presentar una síntesis dinámica de las variables y los fenómenos que explican la distribución de los herpetozoos. Probablemente, la falta de información básica y el carácter disperso de la información existente, han impedido o demorado la aparición de estudios en esta área del conocimiento (ver una revisión en Vidal 2008).

En Chile se reconocen actualmente 191 especies de herpetozoos, incluyendo las especies de tortugas marinas, las especies insulares,

y excluyendo a las introducidas. De éstas, 59 son anfibios asignados a 14 géneros y cinco familias. A pesar de que la herpetofauna de Chile es baja en comparación a la de otros países neotropicales, muchos autores han descrito el alto endemismo del país. De hecho, Formas (1979), Ortiz & Díaz-Páez (2006) y Vidal (2008) indican que el 67%, 61% y 55% respectivamente son endémicos de Chile. Este alto endemismo ha sido interpretado como el resultado de una diversificación desarrollada *in situ*, debido a la existencia de barreras naturales como el Océano Pacífico, la Cordillera de los Andes, el desierto por el norte y las condiciones Patagónicas extremas por el sur (Torres-Mura 1994, Schulte *et al.* 2000, Díaz-Páez *et al.* 2002).

En el contexto de la distribución, los anfibios muestran un aumento de la riqueza de especies en el centro-sur del país. Es interesante destacar que el género *Telmatobius* es el único género representado exclusivamente en el norte de Chile, con especies distribuidas en altura. En el caso de *Rhinella* y *Pleurodema*, muestran una amplia distribución geográfica que va desde 18 °S a 49 °S, pero con unas pocas especies. Por otra parte, unos pocos géneros muestran distribución restringida. Es interesante que *Atelognathus* (con unas pocas especies) e *Insuetophrynus* (genero monotípico) tienen rangos de distribución restringidos, mientras que otros géneros como *Hylorina* o *Calyptocephalella*, que también son monotípicos, muestran



una amplia distribución geográfica. Probablemente, estos amplios rangos actuales se deban al origen de estos géneros en la región (Duellman 1979). Recientemente, Basso *et al.* (2011) han descrito un nuevo género para la familia Ceratophryidae: *Chaltenobatrachus*, el cual es reconocido como un género monotípico (*C. grandisonae* = *Atelognathus grandisonae*) y género hermano de *Atelognathus*. Siguiendo el esquema de distribución actual, es probable que la llegada de este género a la región esté relacionada a una historia evolutiva común entre *Atelognathus*, *Batrachyla* e *Hylorina*.

HOTSPOT DE BIODIVERSIDAD

Un "hotspot" corresponde a una unidad biogeográfica que concentra una alta riqueza de especies o endemismo. En ambos casos, los factores causales potenciales de la distribución se deban a procesos históricos (Gaston 2000, Allen *et al.* 2002). En este contexto, muchos taxa pueden corresponder a especies apomórficas o "apoespecies" que no han tenido tiempo suficiente para moverse a otras áreas (e.g., *Eupsophus nahuelbutensis*), o corresponden a formas ancestrales o "paleoespecies" que ocupaban grandes áreas (e.g., *Calyptocephalella gayi*), pero ahora están restringidas a pequeñas áreas, debido a cambios en sus rangos de distribución (Kirejtshuk 2003, Cei 2000). De esta manera, un área que concentra muchas especies (o hot-spot), podría corresponder a un área que ha acumulado "novedades evolutivas", que a su vez permite la aparición de una gran proporción de las nuevas formas genéticas y taxonómicas (Tribsch 2004), sean estas endémicas o no. En Chile se han definido áreas de alta riqueza y de endemismo

(e.g., Cordillera de la Costa, Méndez *et al.* 2005; Región de Antofagasta, Veloso & Núñez 1998), y en este contexto, Vidal (2008) definió "hotspot" de endemismo considerando el número de especies endémicas presentes en un grado de latitud, los cuales se concentran en Chile central. Es interesante señalar que esta propuesta coincide con el "hotspot" del Bosque Valdiviano de Myers *et al.* (2000) para la vegetación, y además, corresponde al área con mayor intervención antrópica y pocos parques nacionales que protejan estas especies (Vidal *et al.* 2010).

RIESGOS DE EXTINCIÓN

El análisis del estado de conservación de los taxa en un área o país permite relacionar variables entre las que destacan las morfológicas, ecológicas y/o ambientales. Muchos estudios se han enfocado en vertebrados y han examinado variables como el tamaño del cuerpo, y lo han asociado positivamente con los riesgos de extinción, rasgos ecológicos, características genéticas o filogenéticas y degradación del hábitat (Anderson *et al.* 2011). En la actualidad, la pérdida de diversidad de anfibios ha tomado relevancia (IUCN 2010). En este contexto, Corey & Waite (2008) sugieren que están concentradas, en el caso de los anfibios, en Centro y Sudamérica, el Caribe y Australia. Además, se ha sugerido que las amenazas en algunos clados de anfibios son especiales promotores de extinción debido a que comparten una misma historia evolutiva. Para determinar el riesgo de extinción es necesario relacionar el estado de conservación con alguna variable que promueva la extinción. En el caso de Chile, si bien muchas de sus especies están categorizadas,

también muchas de ellas se encuentran como Datos Deficientes (IUCN 2010). De esta manera, si se considera a las especies con riesgo de extinción en categorías más generales como: Críticamente en Peligro, En Peligro y Vulnerable, siguiendo las categorizaciones de la IUCN (2010), se pueden generar patrones generales de riesgo. Como resultado, se puede reconocer que Chile central es el área que presenta la mayor cantidad de especies amenazadas con un alto riesgo de extinción, el que abarca desde los 34 °S a los 44 °S latitud. Esta concentración de especies en peligro coincide con el hotspot de diversidad para anfibios visto previamente.

Por otra parte, muchos estudios han sugerido que las especies de mayor tamaño son más propensas a la extinción que las especies pequeñas (Cardillo & Bromham 2001), a pesar de que hay estudios que indican lo contrario (Murray & Hose, 2005). En el caso de Chile, hay un débil efecto del tamaño en los anfibios, a pesar de que es un predictor si se relaciona a sus estados de conservación de IUCN. En este sentido, existirían tamaños corporales críticos, donde los anfibios tienen pequeños tamaños pero con altos niveles de amenaza. Estos resultados pueden ser contrastados con patrones regionales similares en otros países (Hero *et al.* 2005, Lips *et al.* 2003).

Diferentes procesos evolutivos pueden explicar los riesgos de extinción en el caso de Chile. Por ejemplo, pequeñas especies tienen bajos requerimientos energéticos, y presentan grandes tamaños poblacionales, por lo que estas especies podrían evadir los disturbios o procesos estocásticos de extinción (e.g. *Pleurodema thaul*). Además, las especies pequeñas

tienen un potencial reproductivo que reduciría el tiempo de recuperación de poblaciones devastadas por los disturbios (Gaston & Blackburn 1995). De esta manera, los rasgos de historia de vida influyen los riesgos de extinción, generando una asociación positiva entre tamaño corporal y riesgo de extinción en toda la gama del tamaño del cuerpo. En contraste a esto, especies de mayor tamaño son afectadas positivamente por las actividades humanas como la introducción de especies o la captura para diversos fines (Cardillo & Browman 2001), efectos que estarían ocurriendo actualmente en Chile (e.g. *Calyptocephalella gayi*, *Rhinella atacamensis*).

Agradecimientos: A Claudio Soto-Azat por promover la presentación de este trabajo entre empleados del Servicio Público de Chile, que esperamos sea de apoyo para futuras gestiones.

REFERENCIAS

- Allen A, Brown JH & Gillooly JF (2002) Global biodiversity, biochemical kinetics, and the energetic-equivalence rule. *Science*, 297:1545-1548.
- Anderson SC, Farmer RG, Ferretti F, Houde AM, Hutchings JA (2011). Correlates of vertebrate extinction risk in Canada. *BioScience*, 61:538-549.
- Basso NG, Ubeda CA, Bunge MM & Martinazzo LB (2011) A new genus of neobatrachian frog from southern Patagonian forests, Argentina and Chile. *Zootaxa*, 3002:31-44.
- Brown, J.M. & Lomolino, M.V. (1998). Biogeo-



graphy. Sinauer Associates Sunderland, USA.

Cardillo M, Bromham L (2001) Body size and risk of extinction in Australian mammals. *Conservation Biology*, 15: 1435-1440.

Cei JM (2000) Centros de diversificación trans-cordilleranos y aislamiento por reducción de área como factores de la bio-diversidad andino-patagónica. XV Reunión de Comunicaciones Herpetológicas: San Carlos de Bariloche, 25 al 27 de octubre del 2000.

Corey SJ, Waite TA (2008) Phylogenetic autocorrelation of extinction threat in globally imperilled amphibians. *Diversity and Distributions*, 14:614-629.

Díaz-Paéz H, Williams C, Griffiths RA (2002) Diversidad y abundancia de anfibios en el Parque Nacional "Laguna San Rafael" (XI Región Chile). *Museo Nacional de Historia Natural (Chile)*, 51:135-145.

Duellman WE (1979) The South American herpetofauna: its origin, evolution and dispersal. *Monograph of the Museum of Natural History University of Kansas*, 7:1-485.

Formas JR (1979) La herpetofauna de los bosques temperados de Sudamérica. En: Duellman WE (ed) *The South American herpetofauna: its origin, evolution and dispersal*. *Museum of Natural History, Kansas, USA*. pp: 341-369.

Gaston KJ (2000) Global patterns in biodiversity. *Nature*, 405:220-227.

Gaston K & TM Blackburn (1995) Rarity and

body size: importance of generality. *Conservation Biology*, 10: 1295-1298.

Hero JM, Williams SE, Magnusson WE (2005) Ecological traits of declining amphibians in upland areas of eastern Australia. *Journal of Zoology (London)*, 267:221-232.

IUCN 2010. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2010.2. Downloaded in August 2010.

Kirejtshuk AG (2003) Subcortical space as an environment for palaeoendemic and young groups of beetles, using mostly examples from sap-beetles (Nitidulidae, Coleoptera). *Proceedings of the second Pan-European conference on Saproxyllic Beetles*. Royal Holloway, University of London. pp: 50-56.

Lips KR, Reeve JD, Witters LR (2003) Ecological traits predicting amphibian population declines in Central America. *Conservation Biology*, 17:1078-1088.

Méndez MA, Soto ER, Torres-Pérez F, Veloso A (2005) Anfibios y reptiles de los bosques de la Cordillera de la costa (X Región, Chile). En: Smith-Ramírez C, JJ Armesto, C Valdovinos (eds) *Historia, biodiversidad y ecología de los bosques costeros de Chile*. Editorial Universitaria, Santiago, Chile. pp: 441-451.

Meynard C, Samaniego H, Marquet PA (2004) Biogeografía de aves rapaces de Chile. En: Muñoz A, J Rau, J Yanez (eds.). *Aves rapaces de Chile*. Ediciones CEA, Valdivia, Chile. pp: 129-143.



Murray BR, Hose GC (2005) Life-history and ecological correlates of decline and extinction in the endemic Australian frog fauna. *Austral Ecology*, 30:564–571.

Myers N, Mittermeier RA, Mittermeier CG, Fonseca G, Kent J (2000) Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature*, 403:853-858.

Ortiz JC, Díaz-Páez H (2006) Estado del conocimiento de los anfibios en Chile. *Gayana*, 70:114-121.

Schulte JA, Macey JR, Espinoza RE, Larson A (2000) Phylogenetic relationships in the iguanid lizard genus *Liolaemus*: multiple origins of viviparous reproduction and evidence for recurring Andean vicariance and dispersal. *Biological Journal of the Linnean Society*, 69:75–102.

Torres-Mura J (1994) Fauna terrestre de Chile. En: CONAMA (ed) Perfil ambiental de Chile. Santiago, Chile. pp: 63-72.

Tribsch A (2004) Areas of endemism of vascular plants in the eastern Alps in relation to Pleistocene glaciation. *Journal of Biogeography*, 31: 747-760.

Veloso A, Núñez H (1998) Inventario de especies de fauna de la región de Antofagasta (Chile) y recursos metodológicos para almacenar y analizar información de biodiversidad. *Revista Chilena de Historia Natural* 77: 555-569.

Vidal MA (2008) Biogeografía de anfibios y reptiles. En: Herpetología de Chile. Vidal MA, A Labra (eds). Science Verlag, Santiago, Chile. pp:195-231.

Vidal MA, Soto E, Veloso A (2009) Biogeography of Chilean herpetofauna: distributional patterns of species richness and endemism. *Amphibia-Reptilia*, 30:151-171.



Rana africana (*Xenopus laevis*)



Cambio climático: efecto sobre los anfibios

ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ

INTRODUCCIÓN

Desde los años 80s se ha reconocido la existencia de un fenómeno de declinación de poblaciones de anfibios en distintas regiones del mundo (Stuart *et al.* 2004). En este sentido, se ha propuesto que el cambio climático global podría jugar un rol importante en las declinaciones observadas (D'Amen & Bombi 2009).

Los anfibios son muy susceptibles a cambios en el medio externo, ya que al ser individuos ectotermos, la temperatura ambiental influye directamente sobre varios de sus procesos fisiológicos (Wells 2007). Es así que Bickford *et al.* (2010) señalan que: "... mientras el clima se vaya haciendo más cálido, también lo harán los anfibios". Por otra parte, la alta permeabilidad de su piel y huevos los hace muy susceptibles a las condiciones de temperatura y humedad del hábitat, especialmente a la desecación (Donnelly & Crump 1998).

Las variaciones climáticas en el planeta no han sido la excepción, sino más bien la regla. A lo largo de la historia los anfibios tuvieron que adaptarse y sobrevivir a diferentes glaciaciones y periodos de calentamiento (Carey & Alexander 2003). Sin ir más lejos, alrededor del siglo X y XIII se alcanzaron temperaturas cercanas a las registradas en los últimos años del siglo XX, periodo que fue seguido por un enfriamiento conocido como la "Pequeña Edad

del Hielo" (siglos XIV-XIX, Grove & Switsur 1994). Sin embargo, en comparación con las variaciones climáticas anteriores, la tasa actual de incremento de la temperatura no ha sido nunca antes registrada (Jones *et al.* 2001).

CAMBIO CLIMÁTICO EN CHILE: PRESENTE Y FUTURO

El cambio climático no ha sido homogéneo, es así que ciertas zonas han presentado un enfriamiento en las últimas décadas (Carey & Alexander, 2003). Chile es un país multiclimático y el cambio climático ha afectado las diferentes zonas de manera muy dispar. Por ejemplo, la influencia de las aguas frías del océano Pacífico ha hecho que las zonas costeras hayan presentado temperaturas tendientes al enfriamiento en los últimos años. Por otro lado, en las zonas cordilleranas y de los valles centrales efectivamente se ha presentado un aumento de las temperaturas (Falvey & Gareaud, 2009). Sumado a esto, se ha observado una disminución de las precipitaciones durante los últimos 40-50 años en el centro-sur de Chile, mientras que en el norte, debido a los efectos de ENSO (El Niño-Oscilación del Sur), se ha presentado un leve incremento (Quintana & Aceituno 2006). Los modelos de predicción estiman que Chile continental se volverá más cálido hacia el final del siglo, con un mayor calentamiento (3 a 5 °C) en las zonas altas de los Andes; especialmente en

verano en las zonas sureñas y en invierno en las norteñas, mientras que la costa exhibirá un calentamiento de 1 a 2 °C (ACT-19 2009). Además, Chile se volverá más seco, alcanzándose en algunas zonas comprendidas entre el Maule y Chiloé una disminución de hasta el 40% de la precipitación actual (Vicuña *et al.* 2010). Estos cambios tendrían efectos sobre los cursos de agua del centro y sur de Chile (zona con mayor riqueza de anfibios), debido a la disminución de las lluvias y a los efectos de la evaporación/sublimación como consecuencia del aumento de la temperatura (ACT-19 2009).

EFFECTOS SOBRE LOS ANFIBIOS

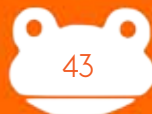
De los diferentes factores involucrados en el cambio climático, cuatro afectarán posiblemente en mayor medida a los anfibios, estos son: 1) el incremento de la temperatura, 2) la disminución de las precipitaciones, 3) el incremento de la variabilidad climática, y 4) la disminución de la humedad del sustrato (McMenamin *et al.* 2008; Donnelly & Crump 1998).

Los anfibios que crían en pozas podrían presentar alteraciones fenológicas (Chadwick *et al.* 2006). En este sentido, existe evidencia que indica que no todas, pero si varias especies han presentado un inicio más temprano de la actividad reproductiva, el cual se ha correlacionado con un aumento de la temperatura ambiental (Beebee 2002). Por otra parte, la disminución en la disponibilidad de agua tendría un efecto sobre los renacuajos presentes en estas pozas, afectando su desarrollo y la metamorfosis (Fig. 1). Se ha demostrado que individuos que se desarrollan en pozas de menor diámetro y con mayor desecación podrían alcanzar, posterior a

la metamorfosis, un menor tamaño de la cabeza y un disminuido largo de los miembros posteriores (Márquez-García *et al.* 2009). Estos rasgos alométricos tienen efectos directos en la sobrevivencia o fitness de los individuos; una menor longitud de los miembros posteriores disminuye el desempeño de salto y un menor diámetro de la cabeza limita el tamaño de las presas a capturar (Tejedo *et al.* 2010).

Los anfibios que viven en la hojarasca podrían verse obligados a ocupar las zonas que permanezcan más húmedas. Este incremento en la densidad en ciertas zonas podría conllevar un aumento de la competencia intra e interespecífica, de la depredación y de la incidencia de enfermedades (Donnelly & Crump 1998). A su vez, para mantener la viabilidad de los huevos, algunas especies tendrían que acotar la postura a los meses más húmedos, lo que podría disminuir el éxito reproductivo. En este sentido, se espera que las especies con cuidado parental puedan verse menos afectadas; siendo este el caso de algunos anuros nativos como *Batrachyla taeniata*, *Eupsophus emiliopugini*, *E. nahuelbutensis* y *Rhinoderma darwinii* (Ubeda & Nuñez 2006).

Reglas de tasa metabólica: los anfibios poseen una tasa metabólica que se relaciona positivamente con la temperatura corporal, y por consecuencia es muy dependiente de la temperatura ambiental (Wells 2007). Para mantener un tamaño corporal a tasas metabólicas mayores, los individuos deberían aumentar la ingesta calórica. Pero como las presas son limitadas, surgen dos posibles opciones: la sobrevivencia de 1) un menor número de individuos, o de 2)



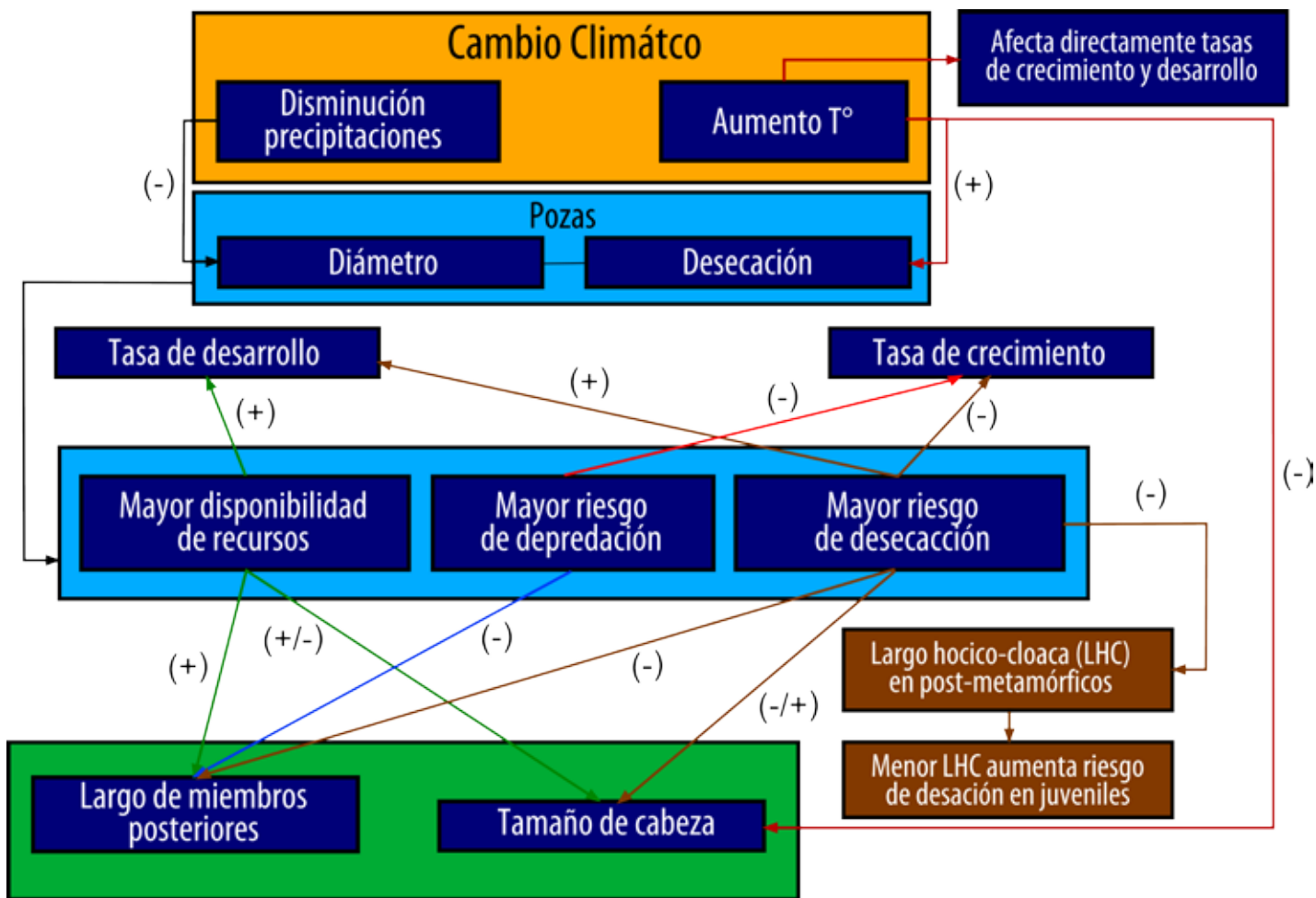


FIGURA 1.- Efectos del cambio climático sobre el desarrollo y metamorfosis de los renacuajos de vida libre acuática.

un número igual de individuos pero de menor tamaño (Bickford *et al.* 2010). A su vez, la segunda opción conlleva dos problemas fundamentales; las hembras con menor tamaño corporal disminuyen su fecundidad (Reading 2007) y los individuos de menor tamaño presentan una mayor tasa superficie/volumen, por lo cual son más susceptibles a la desecación (Donnelly & Crump 1998).

ENSO y Chytridiomycosis: En una primera etapa se hipotetizó que el aumento de las temperaturas mínimas podría llevar a que el hongo

Batrachochytrium dendrobatidis (causante de la chytridiomycosis) alcanzara en ciertas zonas su óptimo térmico, y que por este motivo afectara de forma más severa a los anfibios (Bosch *et al.* 2007). Hoy en día, la evidencia científica plantea que la variabilidad climática sería uno de los factores que explicaría de mejor forma la aparición de brotes de esta enfermedad (Rohr & Raffel 2010). En este sentido, las variaciones de la temperatura comprometerían el sistema inmune de los anfibios, haciendo a los hospedadores más susceptibles a las enfermedades (Raffel *et al.* 2006).

DIFICULTADES EN EL ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN, AUSENCIA DE DATOS Y DESAFÍOS FUTUROS

La relación causa-efecto entre cambio climático y declinación de anfibios se mantiene aún controversial. Esto se puede deber a diferentes dificultades en el análisis de la información. Primeramente, muchos trabajos abordaron el problema realizando correlaciones multidecadales entre variables climáticas (principalmente temperatura) y tendencias poblacionales. Rohr & Raffel (2010), plantean que estas correlaciones fueron temporalmente confundidas, ya que cualquier variable aumentando en los años 80s-90s podría ser correlacionada positivamente con las declinaciones de anfibios. Esto puede ser corregido si se evalúan las fluctuaciones climáticas y se determina si estas se asocian con cambios paralelos en las poblaciones silvestres (Rohr & Rafell 2010). Por otro lado, muchos estudios utilizaron solo variables como la temperatura media diaria o el total anual de precipitaciones. Hoy es conocido que el incremento de la temperatura no es uniforme, y que muchas veces la mínima diaria ha aumentado más que la máxima diaria (Walther *et al.* 2002). Este aumento de las temperaturas nocturnas puede tener mayor efecto sobre los anfibios, ya que la mayoría de las especies tiene hábitos nocturnos. Por otro lado, el total de precipitación anual no refleja otras variables importantes como lo son los días sin lluvia, la cantidad de agua caída por día o un descenso real en la humedad del microhábitat.

En Chile la situación se agrava aún más, ya que si bien existen datos meteorológicos macroclimáticos, existe una ausencia de información de tendencias poblacionales y/o

fenología (último año vista, día de comienzo del canto, densidades, etc.), por lo que la realización de correlaciones resulta imposible. Además, es necesario tener en cuenta que las correlaciones no prueban causa efecto, y que esta solo puede ser probada en condiciones de laboratorio donde todas las variables, menos la estudiada, son suprimidas (Parmesan & Yohe 2003). Para hacer la situación más compleja, es probable que los cambios climáticos estén actuando en sinergismo con otras amenazas, lo que hace aún más difícil poder comprobar las posibles relaciones (Bickford *et al.* 2010). Es por este motivo que los estudios fisiológicos de las diferentes especies de anuros chilenos (como los de tolerancia térmica), cobran especial importancia, ya que estos pueden permitir inferir los efectos que las variaciones del clima podrían tener sobre las diferentes especies.

La pregunta de cómo se comportarán los anfibios a los cambios climáticos esperados no tiene una respuesta clara. En este sentido, tres opciones son esperables: adaptación, migración o muerte (Donnelly & Crump 1998). Si los cambios suceden demasiado rápido, es esperable que algunas especies no tengan la plasticidad suficiente para adaptarse (principalmente poblaciones pequeñas) (Chown *et al.* 2010). Por otra parte, los anfibios son animales con una reducida capacidad de movimiento (con ciertas excepciones) y que utilizan rangos de hogar muy pequeños (Wells 2007), por lo cual es esperable que no tengan la capacidad de migrar grandes distancias. Aunque logran migrar, la destrucción del hábitat es una de las principales amenazas para estos animales (Gewin 2008), por lo cual muchas de las poblaciones de especies amenazadas se mantienen

actualmente en parches de hábitats nativos. Si los lugares adecuados no están disponibles o son inaccesibles, la población en cuestión probablemente se extinga (Chown *et al.* 2010).

REFERENCIAS

- ACT-19 (2009) Informe final del proyecto ACT-19. (en línea) URL: http://www.dgf.uchile.cl/ACT19/COMUNICACIONES/OtrosTextos/act19_final.pdf (accedido Julio 19, 2011).
- Beebee TJ (2002) Amphibian Phenology and Climate Change. *Conservation Biology*, 16:1454.
- Bickford D, Howard SD, Ng DJ, Sheridan JA (2010) Impacts of climate change on the amphibians and reptiles of Southeast Asia. *Biodiversity Conservation*, 19:1043-1062.
- Bosch J, Carrascal LM, Durán L, Walker S, Fisher MC (2007) Climate change and outbreaks of amphibian chytridiomycosis in a montane area of Central Spain; is there a link?. *Proceedings of the Royal Society B*, 274:253-260.
- Carey C, Alexander MA (2003) Climate change and amphibian declines: is there a link?. *Diversity and Distributions*, 9:111-121.
- Chadwick EA, Slater FM, Ormerod SJ (2006) Inter- and intraspecific differences in climatically mediated phenological change in coexisting *Triturus* species. *Global Change Biology*, 12:1069-1078.
- Chown SL, Hoffmann AA, Kristensen TN, Angilletta MJ, Stenseth NC, Pertoldi C (2010) Adapting to climate change: a perspective from evolutionary physiology. *Climate Research*, 43:3-15.
- D'Amen M, Bombi P (2009) Global warming and biodiversity: Evidence of climate-linked amphibian declines in Italy. *Biological Conservation*, 142:3060-3067.
- Donnelly MA, Crump ML (1998) Potential effects of climate change on two neotropical amphibian assemblages. *Climatic Change*, 39:541-561.
- Falvey M, Garreaud RD (2009) Regional cooling in a warming world: recent temperature trends in the southeast Pacific and along the west coast of subtropical South America (1979-2006). *Journal of Geophysical Research*, 114: D04102.
- Gewin V (2008) Riders of a modern-day ark. *PLoS Biology*, 6:18-21.
- Grove JM, Switsur R (1994) Glacial geological evidence for the medieval warm period. *Climatic Change*, 26:143-169.
- Jones PD, Osborn TJ, Briffa KR (2001) The evolution of climate over the Last millennium. *Science*, 292:662-667.
- Márquez-García M, Correa-Solis M, Sallaberry M, Méndez MA (2009) Effects of pond drying on morphological and life-history traits in the anuran *Rhinella spinulosa* (Anura: Bufonidae). *Evolutionary Ecology Research*, 11:803-815.
- McMenamin SK, Hadly EA, Wright CK (2008) Climatic change and wetland desiccation cause amphibian decline in Yellowstone National Park.

- Proceedings of the National Academy of Sciences, 105:16988-16993.
- Parmesan C, Yohe G (2003) A globally coherent fingerprint of climate change impacts across natural systems. *Nature*, 421:37-42.
- Quintana J, Aceituno P (2006) Trends and interdecadal variability of rainfall in Chile. Proceedings of 8 ICSHMO, Foz do Iguacu, Brazil. pp. 371-372.
- Raffel TR, Rohr JR, Kiesecker JM, Hudson PJ (2006) Negative effects of changing temperature on amphibian immunity under field conditions. *Functional Ecology*, 20:819-828.
- Reading CJ (2007) Linking global warming to amphibian declines through its effects on female body condition and survivorship. *Oecologia*, 151:125-131.
- Rohr JR, Raffel TR (2010) Linking global climate and temperature variability to widespread amphibian declines putatively caused by disease. Proceedings of the National Academy of Sciences, 107:8269-8274.
- Stuart SN, Chanson JS, Cox NA, Young BE, Rodrigues ASL, Fischman DL, Waller RW (2004) Status and trends of amphibian declines and extinctions worldwide. *Science*, 306:1783-1796.
- Tejedo M, Marangoni F, Pertoldi C, Richter-Boix A, Laurila A, Orizaola G, Nicieza AG, Álvarez D, Gomez-Mestre I (2010) Contrasting effects of environmental factors during larval stage on morphological plasticity in post-metamorphic frogs. *Climate Research*, 43:31-39.
- Úbeda CA, Nuñez JJ (2006) New parental care behaviours in two telmatobiine genera from temperate Patagonian forests: *Batrachyla* and *Eupsophus* (Anura: Leptodactylidae). *Amphibia-Reptilia*, 27:441-444.
- Vicuña S, Garreaud RD, McPhee J (2010) Climate change impacts on the hydrology of a snowmelt driven basin in semiarid Chile. *Climate Change*, 105:469-488.
- Walther G, Post E, Convey P, Menzel A, Parmesan C, Beebee TJC, Fromentin J, *et al.* (2002) Ecological responses to recent climate change. *Nature*, 416:389-395.
- Wells KD (2007) *The Ecology and Behavior of Amphibians*. The University of Chicago Press, Chicago, USA.

Planta carnívora, Violetilla de los pantanos (*Drosera uniflora*)



Estatus de la invasión del sapo africano *Xenopus laevis* en Chile

GABRIEL A. LOBOS

INTRODUCCIÓN

La rana africana *Xenopus laevis*, es uno de los anfibios más ampliamente distribuidos a nivel global. Es nativo de África, donde su distribución se extiende entre Sudáfrica al norte del Zaire y desde el este de Camerún al oeste de Uganda (Cannatella & De Sá 1993), donde se reconocen al menos 6 subespecies: *laevis*, *petersii*, *poweri*, *victorianus*, *sudanensis* y *bunyonensis* (Kobel *et al.* 1996). La rana africana ha invadido exitosamente California en Estados Unidos (McCoid & Fritts 1980), Wales del Sur en Reino Unido (Measey 1998), Francia (Fouquet & Measey 2006), Italia (Lillo *et al.* 2011), Portugal (Rebelo *et al.* 2010) y Chile (Lobos *et al.* 1999, Lobos & Measey 2002, Lobos & Jaksic 2005). Pese a su amplio rango de distribución, la rana africana no ha sido percibida como una especie que cause impactos severos, sino más bien como un animal no deseado (Lillo *et al.* 2011).

Para Chile, Iriarte *et al.* (2005) reconocen la presencia de al menos 24 vertebrados terrestres y 26 peces de aguas continentales como especies exóticas. El conocimiento de la situación de estos vertebrados en Chile es escaso (Jaksic 1998). La presencia de la especie en medios acuáticos próximos a la ciudad de Santiago, causó alarma por su potencial impacto (Glade 1983).

Chile central, destaca como un centro im-

portante de biodiversidad, en especial por su alto grado de endemismo que alcanza a un 50% del total nacional (Simonetti 1999).

Sin embargo, la alta transformación antrópica del paisaje, ha llevado a señalar al área como un "hot spot" de la biodiversidad global (Myers *et al.* 2000). Por ello la introducción de anfibios puede resultar nociva. En este contexto la presente revisión busca sintetizar el estado del conocimiento de la invasión de este anuro en Chile.

DISTRIBUCIÓN ACTUAL

Xenopus laevis ha invadido fuertemente los medios acuáticos de Chile central (Lobos *et al.* 1998). De acuerdo a lo observado, la especie se ha propagado rápidamente, desde lo señalado por Veloso & Navarro (1988) que lo circunscribían a la ciudad de Santiago. Actualmente se encuentra entre las Regiones administrativas IV a la VI, desde el nivel del mar hasta los 600 msnm (Lobos & Jaksic 2005).

Jaksic (1998) sostiene que *Xenopus* habría sido introducido en 1973 en Chile (Laguna Carén), en este escenario es posible señalar que el sapo africano se ha dispersado unos 75 km hacia oeste, con una tasa de dispersión de 3,1 km por año (considerando que los sapos alcanzaron el punto más lejano al oeste en 1997). Hacia el sur se ha expandido alrededor de 97 km,



FIGURA 1.- Individuo adulto de *Xenopus laevis*. Fotografía: ©Andrés Charrier

con una tasa de 3,9 km por año (el sitio más lejano habría sido invadido en 1998). Sin embargo varios autores (Veloso & Navarro 1988, Glade 1998, Lobos *et al.* 1999) señalan que *Xenopus* se habría naturalizado recién en 1980, en este escenario la tasa de dispersión hacia el oeste es de 4,4 km por año y hacia el sur de 5,4 km por año (tasas de un 38 a 42% más altas) (Lobos & Jaksic 2005).

Sin embargo, estos antecedentes deben ser tratados con cautela, frente a la evidencia de traslocaciones mediadas por humanos, como lo que sucede en la IV Región administrativa de

Chile (unos 400 kms al norte de Santiago de Chile) (Lobos en prensa).

HÁBITAT INVADIDO

De acuerdo a lo observado, *X. laevis* ha colonizado con éxito tranques de regadío y otros medios acuáticos poco comunes para la batracofauna autóctona. Estos ambientes se caracterizan principalmente por la pobre oxigenación del agua y valores variables de pH, conductividad y temperatura (Lobos 2002). Un hecho significativo, es que la gran mayoría de los



cuerpos de aguas prospectados corresponden a medios lénticos que presentan niveles de alta turbidez, lo que demuestra la preferencia de la especie por este tipo de hábitat. Lo anterior puede obedecer a una estrategia de defensa frente a la predación en su lugar de origen. Measey & Channing (2003) señalan que en su rango de distribución natural *X. laevis* ha colonizado con éxito cuerpos de aguas de origen antrópico, situación que refuerza las observaciones realizadas en Chile.

REPRODUCCIÓN

Existen escasos antecedentes de los aspectos reproductivos en las áreas invadidas. En las proximidades de Santiago, el monitoreo de tranques de riego, permite señalar que las larvas de *Xenopus* aparecen a fines del mes de octubre y permanecen hasta comienzo de mayo del año siguiente, aproximadamente 6 meses con al menos dos posturas (Lobos trabajo en preparación). Aparentemente, las bajas temperaturas invernales del clima mediterráneo chileno (Di Castri 1968), sería un freno para una potencial reproducción continúa de la especie.

DISPERSIÓN

A la fecha las principales vías de dispersión en Chile son:

DISPERSIÓN POR CANALES DE RIEGO. El creciente desarrollo de la agricultura en Chile, acompañada de la construcción de tranques y canales de riego ha sido la principal vía de dispersión del sapo africano en el país (Lobos & Measey 2002, Lobos & Jaksic 2005).

DISPERSIÓN INTENCIONAL. En la actualidad la principal amenaza para Chile es el uso de *Xenopus* como mascota, con el consecuente riesgo de escape de los animales. Como ya se reportó, la invasión de la cuenca del Río Limarí, a unos 400 kms del foco inicial de invasión en Chile central, es un ejemplo de este mecanismo.

MIGRACIÓN TERRESTRE. Algunos episodios de migración terrestre han sido reportados en Rinconada de Maipú durante un día del verano de 2002, donde se observó una intensa actividad de desplazamiento de animales a partir de las 22:00 hrs. Este proceso de dispersión parece ser común en Chile, donde aproximadamente cada 10 años los tranques son secados para su mantención (dragado, extracción de sedimentos y plantas). Existen antecedentes de otros eventos en el Tranque San Juan en Santo Domingo, Tranque en Alhue e invasión del humedal del Santuario de la Naturaleza Laguna el Peral (Lobos com. pers.).



FIGURA 2.- Migración terrestre en Rinconada de Maipú.



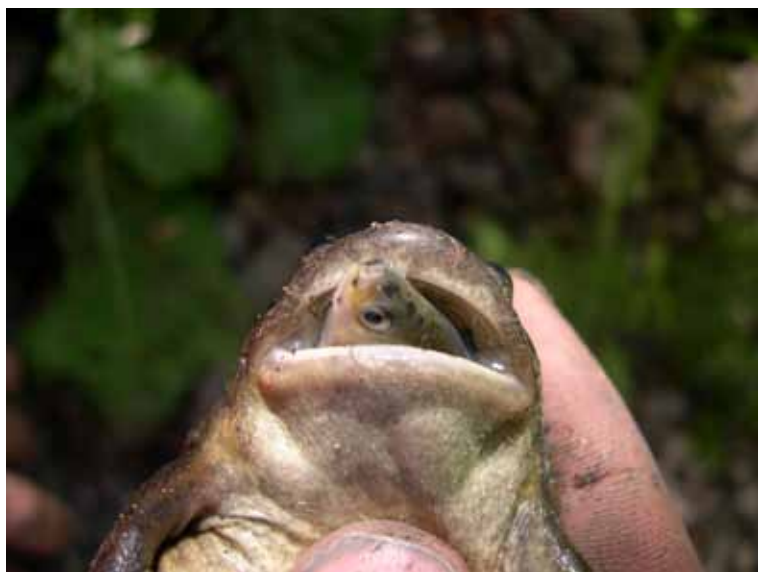


FIGURA 3.- Predación sobre *Cheirodon pisciculus*.

DIETA

En Chile central *X. laevis* preda fundamentalmente sobre insectos, moluscos y crustáceos (Lobos & Jaksic 2005). Las presas mencionadas son principalmente sedentarias, lo que sugiere que la especie forrajea sobre presas lentas del fondo. Presas de origen terrestre son capturadas por estos anfibios, al caer al agua, aunque hay evidencia de la captura de ellas en tierra por este anuro (Measey 1998). También existe evidencia de predación sobre peces en menor medida.

PRINCIPALES AMENAZAS

Poca atención ha recibido en Chile la amenaza que representa la invasión del sapo africano (Solís *et al.* 2004), en especial cuando la biodiversidad de Chile central destaca por la

presencia de especies endémicas y amenazadas (Simonetti 1999, Myers *et al.* 2000). Sin embargo a continuación se citan algunos ejemplos de amenazas:

PREDACIÓN SOBRE PECES NATIVOS. En diciembre de 2003, parte de la desembocadura del Río Maipo en Chile central, quedó reducida a pozones donde se observó presencia del sapo africano. El análisis de los estómagos de ranas adultas, reveló la presencia del pez nativo *Cheirodon pisciculus* (pocha).

Los estudios dietarios realizados en Chile (Lobos *et al.* 1999, Lobos & Measey 2002) confirmaban la preferencia predatora de *X. laevis* por invertebrados acuáticos. Sin embargo, la predación del pez nativo *C. pisciculus*, por parte del sapo africano, es el primer reporte de predación sobre un vertebrado nativo para el país.

DISEMINACIÓN DEL HONGO *BATRACHOCHYTRIUM DENDROBATIDIS*. Con mucha fuerza se ha sugerido que enfermedades emergentes estarían involucradas de manera importante en el proceso de declinación de anfibios. Uno de los agentes más estudiado ha sido el hongo *B. dendrobatidis*, asociado por primera vez a la muerte en masa de anfibios por Berger *et al.* (1998). En la actualidad existe gran preocupación porque especies invasivas como el sapo africano *X. laevis* (Weldon *et al.* 2004) podrían estar actuando como vectores de la enfermedad.

En este sentido la situación en Chile es preocupante, pues al menos *X. laevis* ha invadido gran parte del área mediterránea del país (Lobos 2002, Lobos & Jaksic 2005) y de acuerdo

a Weldon *et al.* (2004) el origen de este hongo estaría en África, siendo el comercio internacional de *X. laevis*, una de las explicaciones para la diseminación de la enfermedad. En este sentido un reciente estudio de Solís *et al.* (2010), confirma la presencia de *Batrachochytrium* en poblaciones del introducido sapo africano en Chile.

CONCLUSIONES

Xenopus laevis ha demostrado una amplia capacidad para invadir ambientes mediterráneos (Mc Coid & Fritts 1980, Lobos & Jaksic 2005) y otros más templados (Measey 1998).

En Chile existen escasos antecedentes del impacto (o no impacto) que esta especie invasora pueda estar generando en los medios acuáticos del país. No obstante los recientes hallazgos del hongo chítrido en poblaciones de *Xenopus* en Chile (Solís *et al.* 2010) representa la más seria amenaza de esta especie a la batracofauna nacional. En este contexto las directrices futuras deberían orientarse al monitoreo y vigilancia de esta especie, orientando los esfuerzos a impedir la expansión de este anuro a áreas no invadidas y que constituyan un hábitat adecuado para la especie. En este contexto el comercio de la especie (en especial como mascota) debería ser estrictamente prohibido en el país.

REFERENCIAS

Berger L, Speare R, Daszak P, Green DE, Cunningham AA, Goggin CL, Slocumbe R, Ragan MA, Hyatt AD, McDonald KR, Hines HB, Lips KR, Marantelli G & Parkes H (1998) Chytridiomycosis

causes amphibian mortality associated with population declines in the rain forest of Australia and Central America. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 95:9031-9036.

Canatella DC & De Sa R (1993) *Xenopus laevis* as a model organism. *Systems Biology*, 42:476-507.

Di Castri F (1968) Esquisse écologique du Chili. En: Deboutville CI & E Rapaport (eds). *Biologie de L` Amerique australe*. Editions du centre national de la Recherche Scientifique. Paris, 4:7-52.

Fouquet A & Measey GJ (2006) Plotting the course of an African clawed frog invasion in Western France. *Animal Biology*, 56:95-102.

Glade AA (1988) Libro Rojo de los Vertebrados Terrestres de Chile. Santiago. Corporación Nacional Forestal.

Iriarte JA, Lobos GA & Jaksic FM (2005) Invasive vertebrate species in Chile and their control and monitoring by governmental agencies. *Revista Chilena de Historia Natural*, 78:143-154.

Jaksic FM (1998) Vertebrate invaders and their ecological impacts in Chile. *Biodiversity and Conservation*, 7:1427-1445.

Kobel HR, Loumont C & Tinsley RC (1996) The extant species. En: Tinsley RC, HR Kobel (eds) *The Biology of Xenopus*. Oxford University Press, Oxford.

Lillo F, Faraone FP & Valvo M (2011) Can the introduction of *Xenopus laevis* affect native



amphibian populations? Reduction of reproductive occurrence in presence of the invasive species. *Biological Invasions*, 13:1533-1541

Lobos G, Cattán P & Lopez M (1999) Antecedentes de la ecología trófica del sapo africano *Xenopus laevis* en la zona central de Chile. *Boletín del Museo Nacional de Historia Natural (Chile)*, 48:7-18.

Lobos G (2002) Antecedentes sobre la distribución del sapo africano *Xenopus laevis* en Chile. *Noticiario Mensual del Museo Nacional de Historia Natural (Chile)*, 347:3-8.

Lobos G & Jaksic FM (2005) The ongoing invasion of African clawed frogs (*Xenopus laevis*) in Chile: causes of concern. *Biodiversity and Conservation*, 14:429-439.

Lobos G & Measey GJ (2002) Invasive populations of *Xenopus laevis* (Daudin) in Chile. *Herpetological Journal*, 12:163-168.

McCoid MJ & Fritts TH (1980) Observations of feral populations of *Xenopus laevis* (Pipidae) in Southern California. *Bulletin of Southern California Academy of Sciences*, 79:82-86.

Measey GJ (1998) Diet of feral *Xenopus laevis* in South Wales, UK. *Journal of Zoology (London)*, 246:287-298.

Measey GJ & Channing A (2003) Phylogeography of the genus *Xenopus* in southern Africa. *Amphibia – Reptilia*, 24:321-330.

Myers N, Mittenmeyer R, Mittenmeyer C, Da Fonseca G & Kents J (2000) Biodiversity hot-

spots for conservation priorities. *Nature*, 43:853-858.

Rebelo R, Amaral P, Bernardes M, Oliveira J, Pinheiro P & Leitao D (2010) *Xenopus laevis* (Daudin 1802), a new exotic amphibian in Portugal. *Biological Invasions*, 12: 3383-3387.

Simonetti JA (1999) Diversity and conservation of terrestrial vertebrates in Mediterranean Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*, 72:493-500.

Solis R, Lobos G & Iriarte A (2004) Antecedentes sobre la biología de *Xenopus laevis* y su introducción en Chile. *Universidad de Chile – Servicio Agrícola y Ganadero de Chile*.

Solis R, Lobos G, Walker SF, Fisher M & Bosch J (2010) Presence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in feral populations of *Xenopus laevis* in Chile. *Biological Invasions*, 12:1641-1646.

Veloso A. & Navarro J (1988) Systematic list and geographic distribution of amphibians and reptiles from Chile. *Museo regionale de Scienze naturali bollettino (Turin)*, 6:481-540.

Weldon C, DU Preez LH, Hyatt AD, Muller R & Speare R (2004) Origin of the amphibian chytrid fungus. *Emerging Infectious Diseases*, 10: 2100-2105.

Producción forestal en VII Región, Chile.



Chytridiomicosis de los anfibios – perspectiva global y local

CLAUDIO SOTO-AZAT & ANDREW A. CUNNINGHAM

INTRODUCCIÓN

El mundo enfrenta una crisis de declinación y extinción de anfibios sin precedentes (Gascon *et al.* 2007). Es así que la tasa de extinción del grupo se eleva a 211 veces la histórica (McCallum 2007) y se ha descrito que un tercio de las especies están clasificadas como amenazadas de extinción. Dentro de las causas que han contribuido a esta crisis, se incluyen: la destrucción del hábitat, la contaminación, la introducción de especies, el cambio climático, el aumento en la radiación UV y la caza y sobreexplotación (IUCN 2011). Además, a partir de las últimas dos décadas se ha sumado una nueva amenaza, asociada con la desaparición de poblaciones de anfibios no solo en áreas perturbadas, si no que particularmente en áreas protegidas: las enfermedades emergentes (Daszak *et al.* 2003).

ENFERMEDADES EMERGENTES

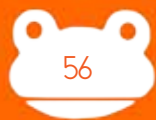
Las enfermedades emergentes infecciosas (EEIs) han sido cada vez más reportadas como causa de muerte y declinaciones de poblaciones de fauna silvestre (Daszak *et al.* 2000). Las EEIs son enfermedades que han incrementado de forma reciente su incidencia o rango geográfico, se han diseminado de forma reciente a nuevas poblaciones o especies hospederas, han sido recientemente descubiertas o causadas por patógenos recientemente evolucionados

(Daszak *et al.* 2000). El surgimiento de nuevas enfermedades, principalmente resulta de un cambio en la ecología del huésped, el patógeno o ambos. Algunas EEIs han emergido o se han vuelto más frecuentes, como resultado de los efectos antropogénicos sobre el clima, con el consecuente incremento en la frecuencia y severidad de eventos climáticos extremos (Harvell *et al.* 2002). En otros casos el surgimiento de enfermedades está asociado con el fenómeno de “spill-over” de patógenos desde animales domésticos a animales silvestres simpátricos.

Sin embargo, en la mayoría de los casos el surgimiento de enfermedades está causada por una intervención humana directa, vía la translocación de huéspedes o parásitos, facilitado por la globalización de la agricultura, el comercio y el transporte de personas (Cunningham *et al.* 2003). Estos movimientos han estado asociados con el surgimiento de una serie de enfermedades que pueden significar una importante amenaza a la biodiversidad global, cuando estas son introducidas a poblaciones de individuos susceptibles (Cunningham *et al.* 2003).

CHYTRIDIOMICOSIS Y DECLINACIÓN DE POBLACIONES DE ANFIBIOS

Uno de los ejemplos de enfermedades emergentes más dramáticos, asociados al fenómeno de declinación de poblaciones de anfibios a



nivel global, es la chytridiomicosis de los anfibios, causada por el hongo chytrido, *Batrachochytrium dendrobatidis* (Bd) (Berger *et al.* 1998, Longcore *et al.* 1999). Este altamente patogénico, virulento y fácilmente transmisible patógeno, es aparentemente capaz de infectar a toda una clase de organismos (Amphibia), razón por la cual ha sido descrito como “la peor enfermedad infecciosa jamás registrada entre vertebrados, en términos de la cantidad de especies impactadas y la posibilidad de conducir las a la extinción” (Gascon *et al.* 2007).

Los hongos chytridos (Clase Chytridiomycetes), son organismos ubicuitarios en ambientes acuáticos, donde generalmente degradan celulosa, quitina o queratina. El patógeno de los anfibios es el primer hongo chytrido conocido, capaz de infectar vertebrados (Longcore *et al.* 1999). Bd es un parásito intracelular que infecta tejidos queratinizados de los anfibios: la epidermis superficial de anfibios post-metamórficos y los discos orales de larvas de anuros. Los signos clínicos generalmente no son específicos (postura anormal, letargia y pérdida del reflejo de enderezamiento) y frecuentemente anfibios son encontrados muertos con ausencia de signos prodrómicos o lesiones visibles (Berger *et al.* 1998). Se estima que la muerte ocurre producto de un desequilibrio en la respiración y osmorregulación percutánea (Voyles *et al.* 2009). Su ciclo de vida consiste en zoosporas acuáticas móviles uniflageladas, que invaden tejidos queratinizados de anfibios, donde se desarrollan en zoosporangios intracelulares sésiles (Berger *et al.* 1998). Cada zoosporangio produce grandes cantidades de zoosporas (4 a 150), las que son liberadas al medio ambiente a través de tubos de descarga (Longcore *et al.*

1999). En renacuajos la infección puede ser subclínica, prolongar el tiempo a la metamorfosis o ser letal. Aquellas larvas que sobreviven pueden actuar como reservorios y sucumbir a la enfermedad posterior a la metamorfosis (Berger *et al.* 1998). Aunque un estado saprofítico se desconoce, Bd es capaz de sobrevivir hasta siete semanas en agua de lago, 12 semanas en arena de río húmeda (Johnson & Speare 2005) y es capaz de sobrevivir en frío extremo (quizás solo infectando a un huésped anfibio) (Ouellet *et al.* 2005). Tal persistencia ambiental y vía infecciones aclínicas, disminuye el umbral de densidad del huésped, situación que le permite a esta enfermedad producir las declinaciones catastróficas observadas, así como extinciones locales y globales (Daszak *et al.* 2003).

ÁFRICA COMO ORIGEN DE LA CHYTRIDIOMYCOSIS

Estudios epidemiológicos retrospectivos han encontrado los casos más antiguos de la infección en la piel de anuros pipidos archivados (genero *Xenopus*), colectados en una amplia zona de África Sub-Sahariana en los años 1930s (Weldon *et al.* 2004, Soto-Azat *et al.* 2010). Estos registros, sumados a otros más recientes (Reeder *et al.* 2011), apoyan la teoría de la co-evolución huésped-parásito para esta región. De esta forma Weldon *et al.* (2004) propone que la enfermedad se originó en África y fue introducida a poblaciones de anfibios susceptibles a una escala global producto de actividades antropogénicas. Debido a esto ha surgido la hipótesis de que el comercio internacional de la rana africana de garras (*X. laevis*), que comenzó en los 1930s (en primera instancia para su uso en ensayos de gestación humana), llevó a Bd a cruzar límites geográficos que anterior-

mente habían confinado el patógeno a África (Soto-Azat *et al.* 2010). Ya que Bd no sobrevive a la desecación, el transporte a largas distancias del patógeno, es más probable que ocurra a través del movimiento de anfibios vivos (Daszak *et al.* 2003).

BATRACHOCHYTRIUM DENDROBATIDIS – UN PATÓGENO RECIENTEMENTE DISEMINADO

El descubrimiento contemporáneo de la chytridiomycosis, asociado con declinaciones catastróficas de poblaciones de anfibios en Panamá y Australia, además de su diseminación en oleadas en Australia y Centroamérica, sugieren que el parásito fue introducido a estas áreas desde un área enzoótica (Berger *et al.* 1998). A la fecha, se conoce de la infección en más de 350 especies de anuros y salamandras de todo el mundo (Fisher *et al.* 2007). Las especies de anfibios infectadas han sido identificadas en: poblaciones nativas, comercio internacional de anfibios, tiendas de mascotas, zoológicos y laboratorios, así como también en especies introducidas (Fisher & Garner 2007). De estas últimas, las tres especies con mayor distribución: *X. laevis*, la rana toro (*Lithobates catesbeianus*) y el sapo de caña (*Rhinella marina*), han establecido poblaciones invasoras en las Américas, Europa, Australia, Asia y varias islas costeras y oceánicas. Estas tres especies son al parecer resistentes a la chytridiomycosis, ya que poblaciones silvestres infectadas con Bd no han experimentado mortalidades, al mismo tiempo que individuos de *X. laevis* y *L. catesbeianus* en cautiverio, han demostrado mantener bajos niveles de infección sin la presencia de signos clínicos (Daszak *et al.* 2004, Soto-Azat, datos no publicados). Se ha demostrado

que estos portadores, pueden transmitir la infección a otras especies de anfibios susceptibles a la enfermedad, resultando en su mortalidad (Parker *et al.* 2002). En este contexto, la evidencia científica sugiere que estas especies de anfibios infectados con Bd, pero resistentes a la chytridiomycosis, pueden actuar como vectores capaces de diseminar la infección hacia nuevas áreas y poblaciones de anfibios (Daszak *et al.* 2003).

Fuera del continente africano, la infección por Bd apareció por primera vez en Norteamérica (1961), Australia (1978), Sudamérica (1980), Centroamérica (1986), Europa (1997) y Nueva Zelanda (1999) (Weldon *et al.* 2004, Ouellet *et al.* 2005). Además, análisis genéticos sugieren que la chytridiomycosis se ha propagado recientemente a nivel global, ya que aislados de Bd provenientes de Australia, Canadá, USA, Panamá y África Occidental, representan genes altamente conservados, lo que indica que el patógeno se ha diseminado recientemente a través de una propagación de tipo clonal (Morehouse *et al.* 2003).

UNA RANA INVASORA Y ANUROS ENDÉMICOS AMENAZADOS: IMPACTOS DE LA CHYTRIDIOMICOSIS EN CHILE

Chile cuenta con 57 especies de anuros, de los cuales 40 (70%) son endémicos (IUCN 2011). Estudios han detectado la infección por Bd en poblaciones de *X. laevis* silvestres, con una prevalencia total del orden del 24% (Solís *et al.* 2010). *X. laevis* fue introducido probablemente el año 1973, en las cercanías del aeropuerto internacional de Santiago. Debido a translocaciones y movimientos colonizadores, la especie ha logrado asentarse en poblaciones desde la región de

Coquimbo a O'Higgins (Lobos & Jaksic 2005). Esto implica una potencial vía de introducción del patógeno y por ende una alta posibilidad de la presencia de Bd en poblaciones de anuros nativos. Es así que estudios recientes han detectado la presencia del patógeno infectando a individuos de la ranita de Darwin (*Rhinoderma darwinii*), rana moteada (*Batrachyla leptopus*) y sapito de cuatro ojos (*Pleurodema thaul*), de las regiones de los Ríos y Aysén (Bourke *et al.* 2010, 2011). Además, datos no publicados por los autores indican que el patógeno Bd se encuentra ampliamente distribuido en la zona centro-sur de Chile, desde la región Metropolitana hasta Aysén, afectando a más de 10 especies distintas de anuros. Sin embargo, nuevos estudios son necesarios para determinar los impactos de esta enfermedad para la biodiversidad de Chile.

REFERENCIAS

- Berger L, Speare R, Daszak P, Green DE, Cunningham AA, Goggin CL, Slocombe R, Ragan MA, Hyatt AH, McDonald KR, Hines HB, Lips KR, Marantelli G, Parkes H (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, USA* 95:9031-9036.
- Marantelli G, Parkes H (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, USA* 95:9031-9036.
- Bourke J, Mutschmann F, Ohst T, Ulmer P, Gutsche A, Busse C, Werning H, Boehme W (2010) *Batrachochytrium dendrobatidis* in Darwin's frog *Rhinoderma* spp. in Chile. *Diseases of Aquatic Organisms*, 92: 217-221.
- Bourke J, Ohst T, Gräser Y, Böhme W, Plotner J (2011) New records of *Batrachochytrium dendrobatidis* in Chilean frogs. *Diseases of Aquatic Organisms*, 95: 259-261.
- Cunningham AA, Daszak P, Rodriguez JP (2003) Pathogen pollution: defining a parasitological threat to biodiversity conservation. *Journal of Parasitology*, 89(Suppl):S78-S83.
- Daszak P, Cunningham AA, Hyatt AD (2000) Wildlife ecology - Emerging infectious diseases of wildlife - Threats to biodiversity and human health. *Science*, 287:443-449.
- Daszak P, Cunningham AA, Hyatt AD (2003) Infectious disease and amphibian population declines. *Diversity and Distributions*, 9:141-150.
- Daszak P, Strieby A, Cunningham AA, Longcore JE, Brown CC, Porter D (2004) Experimental evidence that the bullfrog (*Rana catesbeiana*) is a potential carrier of chytridiomycosis, an emerging fungal disease of amphibians. *Herpetological Journal*, 14: 201-207.
- Fisher MC, Garner TWJ (2007) The relationship between the emergence of *Batrachochytrium dendrobatidis*, the international trade in amphibians and introduced amphibian species. *Fungal Biology Reviews*, 21:2-9.
- Gascon C, Collins JP, Moore RD, Church DR, McKay JE, Mendelson JR III (2007) Amphibian Conservation Action Plan. IUCN/SSC Amphibi-

bian Specialist Group. Gland, Switzerland and Cambridge, UK.

Harvell CD, Mitchell CE, Ward JR, Altizer S, Dobson AP, Ostfeld RS & Samuel MD (2002) Climate warming and disease risks for terrestrial and marine biota. *Science*, 296: 2158-2162.

IUCN 2011. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2011.1. <www.iucnredlist.org>. Accedido el 15 de Diciembre de 2011.

Johnson M, Speare R (2005) Possible modes of dissemination of the amphibian chytrid *Batrachochytrium dendrobatidis* in the environment. *Diseases of Aquatic Organisms*, 65:181-186.

Lobos G, Jaksic FM (2005) The ongoing invasion of African clawed frogs (*Xenopus laevis*) in Chile: causes of concern. *Biodiversity and Conservation*, 14:429-439.

Longcore JE, Pessier AP, Nichols DK (1999) *Batrachochytrium dendrobatidis* gen et sp nov, a chytrid pathogenic to amphibians. *Mycologia*, 91:219-227.

McCallum ML (2007) Amphibian decline or extinction? Current declines dwarf background extinction rate. *Journal of Herpetology*, 41: 483-491.

Morehouse EA, James TY, Ganley ARD, Vilgalys R, Berger L, Murphy PJ, Longcore JE (2003) Multilocus sequence typing suggests the chytrid pathogen of amphibians is a recently emerged clone. *Molecular Ecology*, 12:395-403.

Ouellet M, Mikaelian I, Pauli BD, Rodrigue J,

Green DM (2005) Historical evidence of widespread chytrid infection in North American amphibian populations. *Conservation Biology*, 19:1431-1440.

Parker JM, Mikaelian I, Hahn N, Diggs HE (2002) Clinical diagnosis and treatment of epidermal chytridiomycosis in African clawed frogs (*Xenopus tropicalis*). *Comparative Medicine*, 52:265-268.

Reeder NMM, Cheng TL, Vredenburg VT, Blackburn DC (2011) Survey of the chytrid fungus *Batrachochytrium dendrobatidis* from montane and lowland frogs in eastern Nigeria. *Herpetology Notes*, 4: 83-86.

Solís R, Lobos G, Walker SF, Fisher M, Bosch J (2010) Presence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in feral populations of *Xenopus laevis* in Chile. *Biological Invasions*, 12: 1641-1646.

Soto-Azat C, Clarke BT, Poynton JC, Cunningham AA (2010) Widespread historical presence of *Batrachochytrium dendrobatidis* in African pipid frogs. *Diversity and Distributions*, 16: 126-131.

Voyles J, Young S, Berger L, Campbell C, Voyles WF, Dinudom A, Cook D, Webb R, Alford RA, Skerrat LF, Speare R (2009) Pathogenesis of amphibian chytridiomycosis, a cause of catastrophic amphibian declines. *Science*, 326: 582-585.

Weldon C, du Preez LH, Hyatt AD, Muller R, Speare R (2004) Origin of the amphibian chytrid fungus. *Emerging Infectious Diseases*,



Rana esmeralda (*Hylorina Sylvatica*)



Conservación de humedales en Chile

ALEJANDRO SIMEONE

En su sentido más amplio, los humedales son áreas inundadas, cuyo suelo está saturado de agua (al mismo nivel o sobre éste) y constituyen ambientes transicionales entre áreas semi-áridas y permanentemente inundadas. Por esta razón, son sitios altamente productivos y en los que el agua es el principal factor que controla la vida, tanto vegetal como animal. Debido a estas características, los humedales participan de manera importante en la depositación y transformación de nutrientes, juegan un rol fundamental en el ciclo de ciertos elementos como el nitrógeno, azufre, fósforo y carbono, actúan captando y almacenando contaminantes (las plantas los asimilan o se depositan en los fondos fangosos), filtran sedimentos y proporcionan numerosos servicios ecosistémicos.

Casi todas las especies de anfibios dependen de ambientes húmedos y la mayoría de las especies pone sus huevos en sitios húmedos y metamorfosean de larvas acuáticas a adultos terrestres. Esto pone en relieve la importancia de los humedales como hábitats para los anfibios y lo prioritario que representa su conservación para la persistencia de las poblaciones de las cerca de 58 especies de anfibios reconocidas para Chile.

En la actualidad, los humedales en Chile están bajo una fuerte presión antrópica que busca su conversión acelerada a sistemas agrícolas productivos, recreacionales e inmobiliarios, principalmente. A esto se le suma la fuerte

presión por contaminación industrial y doméstica que ha erradicado especies de anfibios de ciertos humedales o que está causando importantes alteraciones genéticas que se traducen en morfologías aberrantes y disminuciones de la capacidad reproductiva.

En nuestro país, el uso y conservación de los humedales está regulado por la "Estrategia Nacional para la Conservación y Uso Racional de los Humedales en Chile", editada por la CONAMA (actual Ministerio del Medio Ambiente) en diciembre de 2005 y que reconoce que "los humedales constituyen espacios donde se concentra biodiversidad y son determinantes en el funcionamiento de los ecosistemas y por ende de la vida humana". Actualmente no hay mucha claridad con respecto al número de humedales que existen en Chile y la superficie que éstos cubren. En gran medida, esto se debe a la dificultad operacional de definir a un humedal y su extensión. El Ministerio del Medio Ambiente (<http://www.mma.gob.cl/1257/w3-article-46783.html>) indica que "se han descrito 11.399 humedales que no definen superficie, sólo localización, dada la multiplicidad de fuentes de información que se utiliza y la disparidad que entre éstas existe, esto último, producto de los objetivos que persigue cada institución al realizar estos registros y catastros". Esto humedales, según el Ministerio, cubrirían una superficie de alrededor de 4.616.795 há, con cerca del 70% de éstas ubicadas solamente en la Región de Magallanes y un 25% en la Región

de Aysén.

Dentro de las categorías de conservación que se le asignan a los humedales y contribuyen a su conservación, se encuentra la designación de los humedales de importancia internacional a través de la Convención Ramsar y que en la actualidad considera 12 sitios a lo largo de Chile, desde el Salar de Surire (18°S) hasta Bahía Lomas en Tierra del Fuego (52°S) y que en su totalidad suman una superficie de 358.989 hectáreas.

A estas categorías de protección internacional se deben agregar aquellas figuras legales nacionales que, directa o indirectamente, apoyan la conservación de humedales en nuestro país, y que incluyen Áreas libres de caza, distintas categorías del SNASPE (Parque Nacional, Reserva Nacional y Monumento Natural), Santuarios de la Naturaleza, Parques Privados, entre otros.

REFERENCIAS

CONAMA (2005) Estrategia Nacional para la Conservación y Uso Racional de los Humedales en Chile. Documento CONAMA.



FIGURA 1.- Laguna Torca, VII región. Hábitat rana grande chilena.

Laguna Torca

Sapito de cuatro ojos (*Pleurodema thaul*) vista posterior



Comunicación sonora en anfibios anuros

MARIO PENNA

Los anfibios anuros utilizan extensamente la comunicación por medio de señales sonoras. En época reproductiva, los machos en general atraen a las hembras mediante llamados de apareamiento, señal que además sirve para resguardar un área determinada de la presencia de otros machos y evoca una respuesta vocal en estos últimos. Cada especie emite un canto de apareamiento con características particulares que lo identifican y es bastante común que en la época de reproducción se formen agregaciones corales con varios machos cantando al mismo tiempo. En latitudes tropicales en general se forman agregaciones de varias especies, por lo que éstas deben utilizar diversas estrategias para superar la interferencia acústica de origen biótico que es así generada (Gerhardt & Huber 2002).

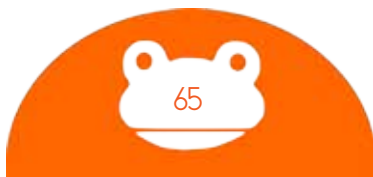
Estudios sobre la interferencia de ruidos bióticos en diversos anuros han mostrado resultados contrastantes. En la rana de América Central *Hyla ebraccata*, la actividad vocal es inhibida en presencia de ruidos de coros de alta intensidad (Schwartz & Wells 1983). De manera similar, otros anuros disminuyen su actividad vocal en presencia de cantos de otras especies (Littlejohn & Martin 1969, Wong *et al.* 2000). Sin embargo, otros anuros responden vocalizando activamente ante la presencia de cantos de otras especies (Phelps *et al.* 2006, Bernal *et al.* 2007).

También los animales que se comunican por sonido están expuestos a la interferencia de

ruidos que son generados por fuentes abióticas como el viento, los cursos de agua y la lluvia. A estos ruidos se agregan los ruidos generados por la actividad antrópica, cuyos efectos sobre los ecosistemas han comenzado a ser objeto de estudio en años recientes. También se ha observado que la forma en que responden diversas especies de anuros a estas interferencias es diferente. Algunos anuros incrementan su actividad vocal en presencia de estos ruidos, en tanto que otros la disminuyen (Sun & Narins 2005, Lengagne 2008, Love & Bee 2010, Kaiser *et al.* 2011).

En el sur de Chile, las comunidades de anuros que se congregan en la época de reproducción conforman un ambiente acústico simple en relación a la exuberancia sonora de los ambientes tropicales. En los bosques templados del sur del país rara vez se encuentran vocalizando simultáneamente más de tres especies. En todos los casos de coexistencia, las llamadas se diferencian en sus parámetros temporales y/o espectrales. Sólo existe algún grado de sobreposición entre especies que cantan desde lugares distintos en un mismo hábitat (Penna & Veloso 1990).

Tres especies del género *Batrachyla* que habitan esta región difieren en la estructura temporal de sus vocalizaciones. Los cantos de las tres especies se componen de pulsos breves, pero *B. antartandica* produce prolongadas secuencias de pulsos a un ritmo de alrededor



de 1.5 pulsos/s en tanto que *B. taeniata* produce cantos de una duración de alrededor de 500 ms con pulsos de una tasa de alrededor de 50 pulsos/s. *B. leptopus* produce un canto más complejo, con pulsos comprimidos en 3-6 notas que se repiten a una frecuencia aproximada de 12 notas/s con una duración total de 250 ms aproximadamente. Estudios conductuales de campo han mostrado que los machos de las tres especies responden preferentemente a estímulos con estructura temporal similar al canto coespecífico (Penna 1997, Penna *et al.* 1997). Sin embargo, los machos de *B. leptopus*, habitualmente responden incrementando su actividad vocal y agregando cantos agresivos, cuando son estimulados con sonidos de estructura temporal muy diferente a sus cantos (Penna 1997).

Las tres especies de *Batrachyla* sobrepone su distribución geográfica en la región del bosque templado austral y sus períodos de actividad también se sobrepone durante los meses de verano, siendo frecuente encontrar agregaciones de al menos dos especies cantando en las mismas localidades. Sin embargo en estas áreas, los machos de las tres especies están segregados espacialmente, constituyendo coros coespecíficos. Esto sugiere que el reconocimiento de patrones temporales del canto ha sido importante en evitar las interferencias acústicas interespecíficas. Estudios recientes en los que machos de estos anuros han sido expuestos a los cantos de las otras dos especies de *Batrachyla* han mostrado que decrecen su actividad vocal en relación a exposiciones a cantos coespecíficos (Penna & Velásquez 2011; Penna & Meier, en prensa). Estos estudios indican que la selectividad de las respuestas voca-

les a los cantos de la propia especie probablemente determina la segregación en coros coespecíficos que se observa en condiciones naturales en el bosque templado austral.

En recientes estudios sobre efectos de ruidos abióticos naturales, se ha encontrado que los machos de dos anuros del bosque templado austral responden de distinta forma a la interferencia de ruidos abióticos naturales y de ruido sintetizado de composición espectral similar a la de los cantos de estas especies. Los machos de *Eupsophus calcaratus* incrementan (Penna *et al.* 2005), en tanto que los de *E. emiliopugini* disminuyen su actividad vocal en presencia de algunos de estos ruidos (Penna & Hamilton-West 2007). Los machos de *E. calcaratus* incrementan sus tasas de cantos y la duración de éstos cuando son expuestos a niveles moderados de ruidos abióticos como viento, lluvia, arroyo y mar y a un ruido sintetizado que abarca los principales componentes espectrales de su canto. En contraste con estas respuestas, *E. emiliopugini* no altera su actividad vocal en presencia de estos ruidos y la disminuye en presencia de ruido sintetizado a intensidades crecientes. Este es un claro ejemplo de que frente a situaciones similares de ruidos dos especies que habitan el mismo ambiente han desarrollado estrategias diferentes de confrontar la interferencia acústica. Una similar diversidad de estrategias se está encontrando en las ranas del género *Batrachyla* en que hemos estudiado la interferencia de respuestas vocales con cantos de otras especies.

En el período reciente hemos retomado estudios de las señales acústicas de *Rhinoderma darwinii*, anuro cuyas poblaciones en la zona



del bosque templado austral han experimentado una importante declinación en las últimas décadas. El canto de *R. darwinii* se asemeja a una serie de silbidos agudos y de baja intensidad, semejantes a los que producen algunas aves (Penna & Veloso 1990). Registros automatizados de la actividad vocal de poblaciones de las X y XI Regiones han mostrado que esta especie, a diferencia de todos los otros anuros de nuestro país, desarrolla su actividad vocal principalmente en horas diurnas, después del amanecer y también al atardecer. Este hábito impone importantes dificultades a la comunicación sonora de esta especie, ya que su vocalización se confunde con las que en esas horas del día emiten diversas aves en esos mismos lugares. Los estudios de comunicación acústica en especies de anfibios anuros en Chile han permitido conocer peculiaridades de la estructura y utilización de las señales por parte de estos vertebrados. Estos sonidos contribuyen un atributo importante para la ubicación de poblaciones naturales y gracias al desarrollo de técnicas automatizadas de grabación son de utilidad para monitorear el estado de conservación de poblaciones en ambientes naturales e intervenidos. Las diversas estrategias con que diferentes especies confrontan la interferencia producida por sonidos bióticos y abióticos permite estimar los efectos de intrusiones antropogénicas en la comunicación sonora de estos vertebrados.

REFERENCIAS

Bernal XE, Rand AS, Ryan MJ (2007) Sex differences in response to nonconspecific advertisement calls: receiver permissiveness in male and female túngara frogs. *Animal Behaviour*, 73:955-964.

Gerhardt HC, Huber F (2002) *Acoustic communication in insects and anurans*. The University of Chicago Press, Chicago and London.

Kaiser K, Scofield DG, Alloush M, Jones RM, Marczak S, Martineau K, Oliva MA, Narins PM (2011) When sounds collide: the effect of anthropogenic noise on a breeding assemblage of frogs in Belize, Central America. *Behaviour*, 148:215-232.

Lengagne T (2008) Traffic noise affects communication behaviour in a breeding anuran, *Hyla arborea*. *Biological Conservation*, 141:2023-2031.

Littlejohn MJ, Martin AA (1969) Acoustic interaction between two species of leptodactylid frogs. *Animal Behaviour*, 17:785-791.

Love EK, Bee MA (2010) An experimental test of noise-dependent voice amplitude regulation in Cope's grey treefrog, *Hyla chrysoscelis*. *Animal Behaviour*, 80:509-505.

Penna M, Veloso A (1990) Vocal diversity in frogs of the South American temperate forest. *Journal of Herpetology*, 24:23-33.

Penna M (1997) Selectivity of evoked vocal responses in the time domain by frogs *Batrachyla* (Leptodactylidae). *Journal of Herpetology*, 31, 30-45.

Penna M, Feng AS, Narins PM (1997) Temporal selectivity of evoked vocal responses of *Batrachyla antartandica* (Amphibia, Leptodactylidae). *Journal of Herpetology*, 31, 30-45.

Penna M, Solís R (1998) Frog call intensities and sound propagation in the South American



temperate forest region. *Behaviour Ecology and Sociobiology*, 42:371-381.

in the frog *Oophaga pumilio* in Nicaragua. *Biotropica*, 41:74-80.

Penna M, Pottstock H, Velásquez N (2005) Effect of natural and synthetic noise on evoked vocal responses in a frog of the temperate austral forest. *Animal Behaviour*, 70:639-651.

Penna M, Hamilton-West C (2007) Susceptibility of evoked vocal responses to noise exposure in a frog of the temperate austral forest. *Animal Behaviour*, 74:45-56.

Penna M, Velásquez N (2011) Heterospecific vocal interactions in a frog from the southern temperate forest, *Batrachyla taeniata*. *Ethology*, 117:63-71.

Penna M, Meier A (2011) Vocal strategies in confronting interfering sounds by a frog from the southern temperate forest, *Batrachyla antartandica*. *Ethology* 117:1147-1157.

Phelps SM, Rand AS, Ryan MJ (2006) The mixed-species chorus as public information: túngara frogs eavesdrop on a heterospecific. *Behaviour Ecology*, 18:108-114.

Schwartz JJ, Wells KD (1983) An experimental study of acoustic interference between two species of neotropical treefrogs. *Animal Behaviour*, 31:181-190.

Sun JWC, Narins PM (2005) Anthropogenic sounds differentially affect amphibian call rate. *Biological Conservation*, 121:419-427.

Wong S, Parada H, Narins PM (2009) Heterospecific acoustic interference: effects on calling





Rana de antifaz (*Batrachyla taeniata*)

Conservación de *Telmatobufo bullocki* (Sapo de Bullock) y su hábitat en los bosques degradados de Nahuelbuta.

CLAUDIO SOTO-AZAT, CÉSAR CUEVAS, EDGARDO FLORES & ANDRÉS VALENZUELA-SÁNCHEZ

INTRODUCCIÓN

La Cordillera de Nahuelbuta (37° 11' a 38° 45' S) es un macizo montañoso de la Cordillera de la Costa que se ubica en el límite norte de la ecoregión Valdiviana en las regiones del Biobío y la Araucanía (Wolodarsky-Franke & Díaz 2011). Es considerada un hotspot de biodiversidad y su flora y fauna se caracterizan por un alto grado de endemismo (Smith *et al.* 2005). Los bosques de Nahuelbuta han sido destruidos principalmente producto del desarrollo de la agricultura y la industria forestal (Cisternas *et al.* 1999, Lara *et al.* 2012). Hoy cerca del 60% del paisaje de Nahuelbuta lo constituyen plantaciones comerciales de pinos (*Pinus radiata*) y eucaliptos (*Eucalyptus globulus*; Ortiz & Ibarra-Vidal 2005). Las únicas dos áreas silvestres protegidas existentes: el Parque Nacional Nahuelbuta y el Monumento Natural Contulmo, han sido reconocidas como insuficientes para la protección de la biodiversidad del área, debido a su ubicación en la parte alta de la Cordillera y a que en conjunto representan una superficie pequeña (6.832 y 82 ha, respectivamente; Ortiz & Ibarra-Vidal 2005). La Cordillera de Nahuelbuta constituye el hábitat de 17 especies de anfibios entre las que se cuentan *Rhinoderma darwinii* y *R. rufum* (ranitas de Darwin) y cinco especies endémicas: *Alsodes barrioi* y *A. vanzolinii* (rana de pecho espinoso de Nahuelbuta y de Ramadillas, respectivamente), *Eupsophus contulmoensis* y

E. nahuelbutensis (rana de hojarasca de Contulmo y de Nahuelbuta, respectivamente) y *Telmatobufo bullocki* (sapo de Bullock); todas especies amenazadas de extinción (IUCN 2012).

TELMATOBUFO BULLOCKI

Las especies del género *Telmatobufo* (*T. australis*, *T. bullocki*, *T. ignotus* y *T. venustus*), son endémicas de los bosques templados del centro-sur de Chile. Representan un linaje relictivo de anfibios de origen Gondwánico; y junto con *Calyptocephalella gayi* (rana grande Chilena), su único pariente viviente, conforman la familia Calyptocephalellidae (Frost 2011). Según San Mauro *et al.* (2005) y Cuevas (2010) este taxón se separó de los myobatrachidos australianos cerca de 120 millones de años atrás.

Entre las especies de *Telmatobufo*, uno de los casos más críticos de conservación corresponde a *T. bullocki*, especie categorizada como en Peligro Crítico por la IUCN (CR; Veloso *et al.* 2010) y considerada como uno de los anuros con mayor grado de distinción evolutiva, situación que la ha ubicado en el 5º lugar de la lista EDGE de anfibios (ver capítulo conservación de anfibios y programa EDGE). Consecuentemente ha sido considerada como una de las 100 especies con urgente necesidad de conservación en el mundo (Baillie & Butcher 2012). *Telmatobufo bullocki* Schmidt 1952 fue descrita en base a especímenes colectados



por el connotado naturalista Dillman Bullock. Es una rana grande y robusta que alcanza 83,4 mm de longitud hocico-cloaca; con glándulas paratoídeas prominentes; presencia de numerosos macizos glandulares dorsales y amplias membranas entre los ortejos (Schmidt 1952, Cei 1962). La coloración dorsal es café-oliváceo y en la cabeza presenta una mancha interocular amarilla característica (Formas *et al.* 2001; Fig. 1). Los renacuajos se caracterizan por alcanzar hasta 100 mm de longitud total (Reyes 2011), poseer un músculo caudal bien desarrollado, aletas solo en el tercio posterior de la cola y disco oral en forma de ventosa que les permite adherirse a las rocas de ríos y arroyos de montaña en los que habita (Formas 1988). Aunque existen pocos registros de la especie desde su descripción

original, se sabe que es microendémica de los bosques de la Cordillera de Nahuelbuta en las Regiones del Biobío y la Araucanía (Cei 1962, Péfaur 1971, Formas *et al.* 2001, Veloso *et al.* 2010). Recientemente, Escobar *et al.* (2005) y Donoso *et al.* (2010) ampliaron su distribución a la Cordillera de la Costa de las provincias del Ñuble (12 km al oeste de Quirihue, Región del Biobío) y Cauquenes (Reserva Nacional Los Queules, Región del Maule), respectivamente; esta última localidad ubicada 100 km al norte del río Biobío. Con la reciente descripción de *T. ignotus* desde la Reserva Nacional Los Queules, Cuevas (2010) sugiere que ambos registros corresponden a localidades de la nueva especie. Sitios con presencia histórica de *T. bullocki* se detallan en la figura 2.



FIGURA 1.- Sapo de Bullock (*Telmatobufo bullocki*). A) adulto. B) individuo en etapa final de metamorfosis.



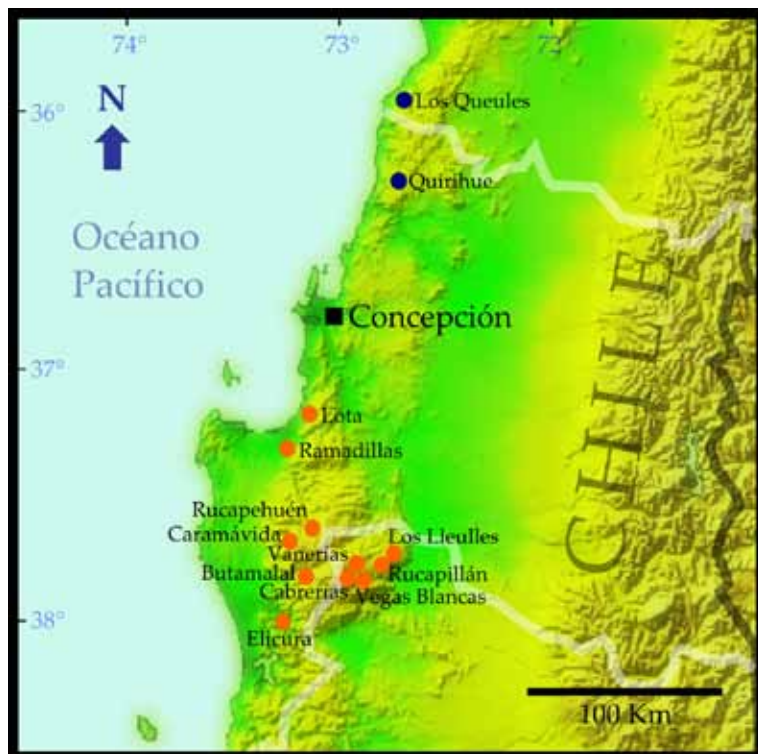


FIGURA 2.- Trece sitios con presencia histórica de sapo Bullock (*Telmatobufo bullocki*) a lo largo de la Cordillera de la Costa desde las regiones del Maule a la Araucanía: 1) Los Queules (Donoso *et al.* 2010), además localidad tipo de *T. Ignotus* (Cuevas 2010); 2) Quirihue (Escobar *et al.* 2005); 3) Lota, 4) Ramadillas y 5) Rucapehuén (Formas *et al.* 2001); 6) Río Caramávida (Formas 1988, Formas *et al.* 2001, Correa *et al.* 2006); 7) Los Lleulles (Ceí 1962, Péfaur 1971, Formas *et al.* 2001, Sánchez *et al.* 2010); 8) Butamalal (datos no publicados); 9) Estero Cabrerías (Ceí 1962); 10) Vanerías (Péfaur 1971); 11) Vegas Blancas (Ceí 1962); 12) Vegas de Rucapillán (Péfaur 1971); y 13) Elicura (Formas *et al.* 2001).

SITUACIÓN ACTUAL Y AMENAZAS

Si los registros al norte del Biobío corresponden a *T. ignotus*, en la actualidad *T.*

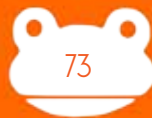
bullocki no cuenta con poblaciones dentro de áreas silvestres protegidas del Estado. Además, por tratarse de una especie rara y de bajas densidades poblacionales, existe información limitada sobre la presencia de poblaciones reproductivas (Ortiz & Ibarra-Vidal 2005, Veloso *et al.* 2010). Los monocultivos de pinos y eucaliptos han sido reconocidos como la principal amenaza para la especie (Veloso *et al.* 2010). Es así que a lo largo de toda la distribución de *T. bullocki* su hábitat ha sido severamente impactado y fragmentado a causa de la industria forestal (Ortiz & Ibarra-Vidal 2005). Entre las alteraciones al hábitat de *T. bullocki* que las plantaciones de árboles de rápido crecimiento (pinos y eucaliptos) y su manejo asociado promueven, está la erosión del suelo que a su vez genera cambios drásticos en la humedad atmosférica y del sustrato, y temperatura del aire, así como en la luminosidad y velocidad del viento (Vallan 2002). Esto tiene consecuencias en la sobre-sedimentación de los cuerpos de agua (siltación), cambiando las características de sus lechos de pedregosos y rocosos a fangosos y arenosos. Esto limita los recursos alimenticios (algas en rocas sumergidas; Veloso *et al.* 2010) y elimina las condiciones adecuadas para la reproducción de la especie (Cuevas & Cifuentes 2009). Entre los escasos conocimientos sobre la biología de la especie, observaciones de campo sugieren que los adultos dependen de extensos ambientes de bosque nativo para desarrollar su ciclo vital, es así que juveniles y adultos se han encontrado a más de 300 m de distancia del curso de agua más cercano (Donoso *et al.* 2010; Soto-Azat, datos no publicados). Esta situación hace que los juveniles y adultos sean susceptibles al reemplazo del bosque nativo por plantaciones comerciales.

En los últimos cinco años, una creciente presión de proyectos para la construcción de minicentrales hidroeléctricas de pasada en los ríos Cayucupil, Butamalal y Picoiquén en Nahuelbuta, se presenta como una nueva amenaza para los anfibios de la región, particularmente para *T. bullocki*, cuyas larvas dependen de ríos y arroyos de rápido flujo de agua (Formas *et al.* 2001). La instalación de barreras y tuberías, así como cambios de los regímenes de caudal de agua, podrían tener efectos negativos sobre la especie, tal como ha ocurrido con la declinación de poblaciones de otros anfibios seriamente amenazados, como el sapo de la cascada de Kihansi (*Nectophrynoides aspeginis*; Krajcic 2006) y la salamandra gigante China (*Andrias davidianus*; Gang *et al.* 2004).

Adicionalmente, la trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) ha sido documentada como una amenaza para *T. venustus*, sobre observaciones en la Reserva Nacional Altos de Lircay, Región del Maule (Fenolio *et al.* 2011). La presencia de restos de ranas adultas (*Eupsophus roseus*) en estómagos de salmónidos (Torres, com. pers.) sugiere que estos pueden ser efectivos depredadores de anfibios. La trucha arcoíris y la trucha café (*Salmo trutta*), se encuentran ampliamente distribuidas en el sur de Chile (Soto *et al.* 2006), incluyendo ríos y arroyos de la Cordillera de la Costa de las Regiones del Biobío y la Araucanía (Habit & Victoriano 2005). Proyectos de nuevas introducciones de salmónidos en la zona, ya sea para iniciativas de acuicultura o turismo de pesca deportiva amenazan la supervivencia de las poblaciones de *T. bullocki*.

ACCIONES DE CONSERVACIÓN PROPUESTAS

- Crear o extender una área silvestre protegida del estado para asegurar la sobrevivencia de al menos una población de *T. bullocki* en Nahuelbuta.
- Establecer al menos un área silvestre protegida privada, en trabajo conjunto con las empresas forestales, propietarias de remanentes de bosque nativo.
- Generar amplias franjas buffer de bosque nativo (>300 m), en aquellos ríos y arroyos donde existe la presencia confirmada de *T. bullocki*.
- Crear una estrategia regional de conservación de anfibios de la Cordillera de Nahuelbuta. Esta debe ser un proceso participativo, incluyendo a la comunidad, servicios públicos, investigadores y empresas privadas.
- Desarrollar campañas de educación sobre la flora y fauna endémica de Nahuelbuta, con estrecha participación de las comunidades y ONGs locales.
- Actualizar la distribución de *T. bullocki* y revisar el status específico de *T. ignotus*.
- Generar investigación sobre la ecología, requerimientos de hábitat, amenazas y tendencias poblacionales en *T. bullocki*.
- Establecimiento de un programa de reproducción en cautiverio de *T. bullocki*, que asegure la sobrevivencia de la especie *ex-situ*.



REFERENCIAS

- Baillie JEM, Butcher ER (2012) Priceless or worthless? The world's most threatened species. Zoological Society of London, United Kingdom.
- Cei J (1962) Batracios de Chile. Universidad de Chile, Santiago, Chile.
- Cisternas M, Martínez P, Oyarzún C, Debels P (1999) Caracterización del proceso de reemplazo de vegetación nativa por plantaciones forestales en una cuenca lacustre de la Cordillera de Nahuelbuta, VIII Región, Chile. *Revista Chilena de Historia Natural*, 72: 661-676.
- Correa C, Veloso A, Iturra P, Méndez MA (2006) Phylogenetic relationships of Chilean leptodactylids: a molecular approach based on mitochondrial genes 12S and 16S. *Revista Chilena de Historia Natural*, 79: 435-450.
- Cuevas CC, Cifuentes SL (2009) Frogs and life strategies: an approaching to evaluate forest ecosystem in southern Chile. En: Oyarzún C, Y. Staelens (eds). *Ecological advances in Temperate forest*. Elsevier Press, Belgian. Pp. 17-30.
- Cuevas C (2010) A new species of *Telmatobufo* Schmidt 1952 (Anura, Calyptocephalellidae) from a remnant of the Maulino Forest, central Chile. *Gayana*, 74: 102-112.
- Donoso D, Correa C, Henríquez P, Lagos N, Méndez M (2010) Amphibia, Anura, Calyptocephalellidae, *Telmatobufo bullocki* Schmidt, 1952: Distribution extension, habitat use and geographic distribution map. *Checklist*, 6:298-300.
- Escobar M, Estades C, Falcy M, Vukasovik M (2005) Geographic distribution. *Telmatobufo bullocki* (Bullock's Frog). *Herpetological Review*, 36: 77.
- Fenolio DB, Charrier A, Levy MG, Fabry MO, Tirado MS, Crump ML, Lamar WW, Calderón P (2011) A review of the Chile mountains false toad, *Telmatobufo venustus* (Amphibia: Calyptocephalellidae), with comments on its conservation status. *Herpetological Review*, 42: 514-519.
- Formas JR (1988) The tadpole of *Telmatobufo bullocki* (Anura: Leptodactylidae). *Herpetologica*, 44: 458-460.
- Formas JR, Nuñez JJ, Brieva LM (2001) Osteología, taxonomía y relaciones filogenéticas de las ranas del género *Telmatobufo* (Leptodactylidae). *Revista Chilena de Historia Natural*, 74: 365-387.
- Frost DR (2011) Amphibian Species of the World: an Online Reference. Version 5.5 (31 January, 2011). Electronic Database accessible at <http://research.amnh.org/vz/herpetology/amphibia/> American Museum of Natural History, New York, USA. IUCN 2012.
- Habit E, Victoriano P (2005) Peces de agua dulce de la Cordillera de la Costa. En: Smith-Ramirez C, JJ Armesto, C Valdovinos (eds.). *Historia, Biodiversidad y Ecología de los Bosques Costeros de Chile*. Editorial Universitaria, Santiago, Chile. pp. 392-406.
- IUCN (2012) IUCN Red List of Threatened Species. Version 2012.1. <www.iucnredlist.org>.

Accedido el 19 de Septiembre de 2012.

Krajick K (2006) The lost world of the Kihansi toad. *Science*, 311: 1230-1232.

Lara A, Solari M, Prieto MDR, Peña MP (2012) Reconstrucción de la cobertura de la vegetación y uso del suelo hacia 1550 y sus cambios a 2007 en la ecorregión de los bosques valdivianos lluviosos de Chile (35° – 43° 30' S). *Bosque*, 33: 13-23.

Liang G, Geng B, Zhao E. 2004. *Andrias davidianus*. En: IUCN 2012. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2012.1. <www.iucnredlist.org>. Accedido el 19 de Septiembre de 2012.

Ortiz JC, Ibarra-Vidal H (2005) Anfibios y reptiles de la cordillera de Nahuelbuta. En: Smith-Ramirez C, JJ Armesto, C Valdovinos (eds.). *Historia, Biodiversidad y Ecología de los Bosques Costeros de Chile*. Editorial Universitaria, Santiago, Chile. pp. 427-440.

Péfaur J (1971) Nota sobre *Telmatobufo bullocki* Schmidt (Anura, Leptodactylidae). *Boletín del Museo Nacional de Historia Natural*, 32: 215-225.

Reyes R (2011) *Telmatobufo bullocki* Schmidt, 1952. <ramonreyescarrasco.blogspot.com/2011/01/Telmatobufo-bullocki-schmidt-1952.html>. Accedido el 19 de Septiembre.

San Mauro D, Vences M, Alcobendas M, Zardoya R, Meyer A (2005) Initial diversification of living amphibians predated the breakup of

Pangaea. *American Naturalist*, 165: 590-599.

Sánchez P, Guiñez B, Hauestein E, Guerrero M (2010) Informe final: Recopilación de información científica y técnica y elaboración de una propuesta de plan de conservación para *Telmatobufo bullocki* Schmidt 1952, en torno al área de influencia directa del Parque Nacional Nahuelbuta, Región de la Araucanía, Chile. Universidad Católica de Temuco, Temuco, Chile.

Schmidt KP (1952) A new leptodactylid frog from Chile. *Fieldiana Zoology*, 34: 11-15.

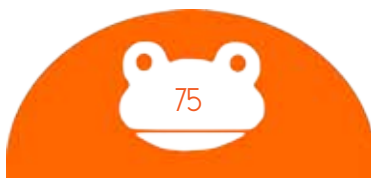
Smith-Ramirez C, JJ Armesto, C Valdovinos (2005). *Historia, Biodiversidad y Ecología de los Bosques Costeros de Chile*. Editorial Universitaria, Santiago, Chile.

Soto D, Arismendi I, González J, Sanzana J, Jara F, Jara C, Guzman E, Lara A (2006) Southern Chile, trout and salmon country: invasion patterns and threats for native species. *Revista Chilena de Historia Natural*, 79: 97-117.

Vallan D (2002) Effects of anthropogenic environmental changes on amphibian diversity in the rain forests of eastern Madagascar. *Journal of Tropical Ecology*, 18: 725-742.

Veloso A, Núñez H, Formas R (2010) *Telmatobufo bullocki*. En: IUCN 2010. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2011.1. <www.iucnredlist.org>. Accedido el 19 de Septiembre de 2012.

Wolodarsky-Franke A, Díaz S (2011) Cordillera de Nahuelbuta. Reserva Mundial de Biodiversidad. Valdivia, Chile: WWF.



Rana de pecho espinoso austral (*Alsodes australis*)



Avances en el manejo *ex situ* de *Calyptocephalella gayi* (rana grande chilena)

CLAUDIA M. VÉLEZ & PAZ L. ACUÑA

INTRODUCCIÓN

La rana chilena *Calyptocephalella gayi* es monotípica y endémica de Chile, habita cursos de agua lénticas, de la IV - X Región (Cabrera *et al.* 1976, Ortiz & Díaz-Paez 2006). Destaca por su gran tamaño y peso (hembras adultas hasta 25 cm de longitud y algo más de 1.000 g), y por ser muy prolífica (hasta 16.000 huevos por desove); además de ser un recurso zogenético de importancia para la FAO (Mujica 2009), ya que aporta excelente fuente de proteína a la dieta humana (Cabrera *et al.* 1976). Como recurso hidrobiológico ha sido explotada en su estado silvestre, por lo que se cataloga en estatus Vulnerable (IUCN - The Red list of Threatened Species, versión 2010.3), y ha sido incluida en el apéndice III de Cites (2011). Considerando estos antecedentes se creó la "Unidad de Investigación sobre Manejo en Cautiverio de la rana grande Chilena", en la Universidad Santo Tomás - Sede Santiago, en donde se realizan estudios reproductivos y de biología del desarrollo, con el fin de brindar pautas sobre la cría en cautiverio para la conservación de la especie (Bonacic 2004). Los objetivos del proyecto incluyen: 1) determinar cuáles son las variables productivas óptimas (temperatura, densidad de cultivo, dieta, infraestructura, fotoperiodo, manejo sanitario), que permitan la supervivencia de huevos, larvas y juveniles de la especie, en cautiverio; y 2) establecer cuáles son los parámetros bióticos y abióticos (peso, talla, dieta, edad), que determinan

la reproducción en cautiverio de la especie.

METODOLOGÍA

Se cuenta con un encierro de 108 m² de superficie terrestre, al aire libre, con dos estanques de 30 m², los cuales poseen vegetación acuática en superficie (*Eichornia crassipes*, *Spyrogira* sp., *Azolla* sp.), aptos para la actividad de cortejo, reproducción y sobrevivencia de larvas, en los primeros días de desarrollo. Adicionalmente existe un área de 35 m², con cinco piscinas de plástico, para el manejo de fases larvales y un laboratorio de 18 m² (con ambiente cerrado), para realización de bioensayos, en apoyo de estudiantes tesisistas y docentes especializados en cada una de las áreas de investigación. La Unidad de Investigación posee la Resolución SAG RM133.

ÍTEM REPRODUCCIÓN

Bioensayo 1 (Segovia 2010): para conocer el inicio de la madurez sexual, se realizó una cirugía exploratoria, sin sacrificio de animales, en 26 hembras y 27 machos, subdivididos en tres grupos (20,16mm - 34,56 g; 61,08 mm - 98,89 g; 104,83mm - 152,25 g), registrándose medidas morfométricas de ovarios, óvulos, testículos y masa de cuerpos grasos, asociado a la emergencia de caracteres sexuales secundarios en machos (manchas en la gula y desarrollo de excrecencias nupciales).

Bioensayo 2: en los estanques reproductores se distribuyeron al azar 21 hembras (476,1 g - 15,6 cm en promedio) y 21 machos (249,9 g - 14,5 cm), densidad 5,14 m²/pareja, relación macho:hembra 1:1, oferta semanal de alimento (hígado de cerdo), registrándose los valores de temperatura ambiental, del agua y humedad ambiental, previo y durante actividades de cortejo y postura (verano 2009-2010).

ÍTEM DIETAS

Bioensayo 1 (Rojas 2009): se evaluó el efecto de tres dietas (hígado de cerdo, pellet flotante y lombriz de tierra), sobre el crecimiento (ganancia de peso y talla) y eficiencia de conversión alimentaria (ECA) en 60 individuos postmetamórficos, (peso promedio 68 g, subdivididos en 3 grupos, con réplica; densidad por estanque 2 litros de agua/rana durante tres meses). La temperatura de cultivo fue 18-22°C.

Bioensayo 2 (Riveros 2010): se evaluó durante tres meses, en 60 ejemplares postmetamórficos (134,3 g; subdivididos en 3 grupos, con réplica; densidad 1 L agua/rana), el efecto de tres dietas vivas (lombriz de tierra, caracol-*H. aspersa*, renacuajos-juveniles de rana africana-*X. laevis*), sobre el crecimiento (ganancia de peso y talla), eficiencia de conversión alimentaria (ECA) y mortalidad; la temperatura del agua se mantuvo entre 15-17 °C.

Bioensayo 3 (Pérez 2011): en 240 renacuajos (estadio 25 Gosner; 0,73 g; 14,8 mm longitud rostro-cloacal; 20,7 mm longitud caudal; subdivididos en 3 grupos de 40 individuos, con réplica; densidad 1 L agua/renacuajo), se

evaluó el efecto de tres dietas con diferente origen proteico (25,19% proteína animal-harina de pescado; 23,50% proteína vegetal-alfalfa-soya-afrecho maravilla; dieta mixta, 50% proteína animal + 50% proteína vegetal), sobre el crecimiento (ganancia de peso, talla), estadio de desarrollo, longitud del tracto digestivo y anatomía oral externa.

ÍTEM DENSIDAD

Bioensayo 4 (Lobos 2011): en 480 renacuajos (22,01 mm longitud rostro-cloacal; 31,38 mm largo cola; 2,07 g; estadio 25 Gosner, subdivididos en 3 grupos, con réplica), se evaluó el efecto de tres densidades de cultivo (1 individuos / L agua; 2 individuos/ L agua; 3 individuos/ L agua), sobre el crecimiento (ganancia de peso, talla) y estadio de desarrollo.

En todos los bioensayos se ha realizado estadística descriptiva, y ANOVA (Programa Minitab).

ÍTEM PATOLOGÍAS

Se ha realizado cuarentena y monitoreo de la salud de los ejemplares, aislando aquellos que presenten alguna sintomatología anormal, realizando exámenes microbiológicos, histológicos y sus respectivos tratamientos.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

ÍTEM REPRODUCCIÓN

Biensayo 1. El inicio de la madurez sexual, ocurre tempranamente, cuando los individuos



FIGURA 1.- A) Aparato reproductor de hembra. B) Callo nupcial en macho. C) Manchas gulares en macho. Fotografías: ©Paz Acuña.

poseen un 7% del peso total que pueden alcanzar las hembras y de 10% en machos (82,67 g en hembras y 87,8 g en machos), evidenciado por la presencia de óvulos postvitelínicos y la emergencia de caracteres masculinos secundarios (Fig. 1). Ejemplares que se consideraban juveniles hasta este estudio. Machos de 86 g son capaces de realizar conducta de cortejo, amplexarse y fecundar.

Bioensayo 2. El canto de cortejo solo se presentó en la época de más altas temperaturas, durante el verano, y unos pocos días antes (3-5) previos al desove. El amplexo y desove (Fig. 2) se desarrolló entre la vegetación acuática. Se han obtenido 9 posturas, con distribución espacial y temporal distinta. Existe el cuidado parental del macho, permaneciendo bajo la postura. El movimiento de los desoves en la primera semana de postura causa la muerte de los embriones, dando indicio de su fragilidad. La postura de menor tamaño (huevos hasta 1mm de diámetro, y peso del macho de 86,0 g- no se identificó la hembra) derivó en la sobrevida de tan solo 15 larvas. Las otras posturas (con huevos de 2.78 mm en promedio) generaron sobre

700 renacuajos.

ÍTEM DIETAS

Bioensayo 1. La dieta de hígado fresco (66,2% aporte proteico; 13,18% extracto etéreo; 17,36% de extracto no nitrogenado; y 3,22% cenizas) presentó los más altos índices de ganancia de peso, talla, y ECA. La dieta de lombriz y pellet flotante generaron pérdida de peso.

Bioensayo 2. La dieta de *X. laevis* (69,8% aporte proteico, 0,5% fibra, 4% carbohidratos) y ágil movimiento, lo que incentivó el comportamiento carnívoro de la rana, presentó los mejores índices de crecimiento y ECA. Las dietas en base a lombriz y caracol indujeron pérdida de peso. Los resultados de estos dos bioensayos ejemplifican los requerimientos nutricionales de las ranas en esta etapa de desarrollo, en el que se debe brindar un alto aporte proteico, con bajos niveles de fibra y carbohidrato. La dieta solo en base a lombriz fresca no es suficiente para lograr ganancias de peso, probablemente por el alto contenido de agua que induce un rápido tránsito intestinal (García & Nogal 2004, Fioranelli *et al.* 2005).



FIGURA 2.- A) Pareja en amplexo. B) Larvas recién eclosionadas (4 días). Fotografías: ©Paz Acuña.

Bioensayo 3. Las mayores ganancias de peso y talla se obtuvieron con proteína de origen animal, seguido de la mixta y por la dieta vegetal. La dieta animal y mixta generó escoliosis y enanismo en extremidades, alcanzando solo el estadio de desarrollo 42 (Fig. 3), quizás por un exceso de proteína o por mutaciones generadas por los procesos de preparación de dicho alimento.

ÍTEM DENSIDAD

La densidad de 3 individuos / L agua presentó estadios de desarrollo más avanzados y mayor crecimientos. La densidad intermedia muestra ganancias de peso y talla similares a los de la densidad mayor. El uso de mayores densidades permitió optimizar el uso de recursos (en especial el agua), sin alterar los parámetros bióticos.

ÍTEM PATOLOGÍAS

Doscientos ejemplares juveniles sufrie-

ron un drástico cambio en las condiciones de cría (de ambiente aislado a ambiente natural y en cercanía a corral con carneros), desarrollaron una infección bacteriana causada por *Citrobacter freundii*. Los síntomas son los atribuidos al síndrome de patas rojas "red leg". Fueron trasladadas a una infraestructura cerrada y aislada, con temperatura constante a 15°C. Adicionalmente se sometieron a una terapia antibacteriana, mediante inmersión en solución yodada 0,1% / 30 minutos / 3 días; inmersión en NaCl 0,7% / 7 días e inmersión en Floxogen (Lab. Chemie) en solución de 0,5 ml / 20 L de agua / 1 hora / 7 días. Se logró la sobrevivencia de solo el 30% de los individuos.

Se evidenció, mediante estudios histopatológicos (Barría 2011), la presencia de *Mycobacterium* sp., en 60 ranas postmetamórficas (60 g de peso promedio), provenientes de un criadero de la VIII Región, las que presentaban inflamación granulomatosa en cabeza, extremidades, rostro y órganos internos. Todos los ejemplares fallecieron. Esta enfermedad es





FIGURA 3.- Larva exhibiendo escoliosis caudal y enanismo en extremidades. ©Paz Acuña.

zoonótica, la bacteria se desarrolla en temperaturas entre 25-33 °C. Se desconoce el sistema de cultivo de los ejemplares afectados, atribuyendo la infección al escaso manejo sanitario.

CONCLUSIONES

- La rana chilena se adapta y reproduce en cautiverio, en estanques acondicionados con abundante vegetación acuática, en meses estivales.
- La relación macho hembra es de 1:1, debido al cuidado parental ejercido por el macho, sin el cual no son viables los huevos fertilizados.
- La madurez sexual se alcanzan con pesos sobre los 87 gramos, tanto para machos como para hembras.
- Dietas con 66% de proteínas inducen

mayor ganancia de peso y talla en ranas postmetamórficas.

- Infraestructura insuficientemente aislada del ambiente predispone a patologías infecciosas.
- La Unidad de Investigación desarrollada en la UST ha sido una fuente de conocimiento valioso sobre las condiciones de manejo en cautiverio de esta especie, en todas sus etapas de desarrollo, lo que permite asegurar su supervivencia *ex-situ*.

REFERENCIAS

Barría F (2010) Caracterización histológica y diagnóstico de lesiones presentes en piel de rana grande chilena (*Calyptocephalella gayi*). Tesis para optar a título de Médico Veterinario. Universidad Santo Tomas. Santiago.

Bonacic C (2004) La Conservación "ex situ" como herramienta de conservación biológica. En: Iriarte A, S Tala, B Gonzalez, B Zapata, G Gonzalez, M Maino (eds). Cría en cautividad de Fauna Chilena. Servicio Agrícola y Ganadero; Parque Metropolitano, Zoológico Nacional; Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

Cabrera J, Oxaman S, Burgos M (1976) Cultivo artificial de la rana grande chilena *Calyptocephalella caudiverbera* y su uso en la alimentación humana y/o animal. En IV Congreso Latinoamericano de Nutrición. Caracas, Venezuela.

Hermosilla I, Acuña P (2004) Crianza en Cautividad de la rana grande chilena *Caudiverbera*



ra caudiverbera (Linnaeus, 1758). En: Iriarte A, S Tala, B Gonzalez, B Zapata, G Gonzalez, M Maino (eds). Cría en cautividad de Fauna Chilena. Servicio Agrícola y Ganadero; Parque Metropolitano, Zoológico Nacional; Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias, Universidad de Chile, Santiago, Chile.

Hermosilla IB, Coloma LS, Weigert GTH, Reyes ET, Gomezo V (1986) Caracterización del ovario de la rana chilena *Caudiverbera caudiverbera* (Linne, 1758) (Anura, Leptodactylidae). Bol. etín de la Sociedad de Biología de Concepción, 57:37-47.

Fioranelli S, Barboza N, Koza G, Mussart NY, Coppo J (2005) Influencia de distintos tipos de alimentos sobre los indicadores nutricionales y metabólicos en sangre de rana toro, *Rana catesbeiana*. En Línea: <http://www.unne.edu.ar/Web/cyt/com2005/4-Veterinaria/V-003.pdf>

Garcia R, Nogal A (2004) Estudio preliminar de diferentes dietas en la cría en cautividad de rana *Perezi seoane*, 1885. Archivos de Zootecnia, 53:363-366.

Lobos M (2010) Evaluación del efecto de tres densidades de cultivo en el crecimiento y desarrollo metamórfico de renacuajos de rana grande (*Calyptocephalella gayi*). Tesis para optar a título de Médico Veterinario. Universidad Santo Tomas, Santiago, Chile.

Mujica F (2009) Diversidad y conservación de los recursos zoogenéticos del país. Agro Sur, 37:34-175.

Ortiz JC, Diaz-Paez H (2006) Estado de Conoci-

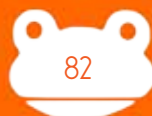
miento de los Anfibios de Chile. Gayana, 70: 114-121.

Pérez C (2010) Efecto de tres fuentes proteicas sobre la anatomía oral externa y longitud del tubo digestivo de larvas pre-metamórficas de la rana grande chilena (*Calyptocephalella gayi*). Tesis para optar a título de Médico Veterinario. Universidad Santo Tomas, Santiago, Chile.

Rojas C (2010) Efecto de diferentes dietas sobre el crecimiento de estados juveniles de la rana grande chilena *Calyptocephalella gayi* (Duméril y Bribon,1841), criadas en cautiverio, en la Región Metropolitana, Chile. Tesis para optar a título de Médico Veterinario. Universidad Santo Tomas, Santiago, Chile.

Riveros L (2010) Evaluación de diversas dietas vivas, sobre el crecimiento de estados postmetamórficos de la rana grande chilena *Calyptocephalella gayi* (Duméril y Bibron 1841), criadas ex situ, en epoca estival, Región Metropolitana, Chile. Tesis para optar a título de Médico Veterinario, Universidad Santo Tomas, Santiago, Chile.

Segovia A (2009) Determinación del peso y talla del inicio de la madurez sexual de la rana grande chilena *Calyptocephalella gayi* (Duméril y Bribon,1841), criada en cautiverio. Tesis para optar a título de Médico Veterinario. Universidad Santo Tomas, Santiago, Chile.



Ranita de Darwin (*Rhinoderma darwini*)



Rol del Zoológico Nacional en la conservación de los anfibios de Chile: el ejemplo de *Rhinoderma darwinii*

MAURICIO FABRY-OTTE & MARCELA TIRADO-SEPÚLVEDA

Las ranas del género *Rhinoderma* son anfibios endémicos de Chile y con una biología única. La rana de Darwin (*Rhinoderma darwinii*) es una especie típica del bosque templado lluvioso del sur de Chile, que tiene la peculiaridad de ser una de las pocas especies de anuros que realizan cuidado parental, lo que hace de la ranita de Darwin una especie distintiva entre los anfibios. Este cuidado consiste en que el macho aloja los huevos fecundados en su saco vocal hasta que se desarrollan las crías. Una vez completado este proceso, las ranas, recién metamorfoseadas, son expulsadas por el macho hacia el exterior.

La abundancia de esta especie ha declinado en los últimos 20 años, especialmente en el norte de su distribución.

Uno de los principales objetivos de la misión del Zoológico Nacional es tener una participación activa y categórica en la conservación de especies chilenas amenazadas. Para esto, nuestro zoológico cuenta con varios programas de conservación, entre los que destacan: "Evaluación del Estado Sanitario de Flamencos del Norte de Chile", "Proyecto Binacional de Conservación del Cóndor Andino (en conjunto con Argentina)" y "Medicina de la Conservación y Evaluación Genética del Loro Tricahue Chileno".

El Zoológico Nacional de Chile pretende ser un centro de referencia para la crianza y reintroducción de *Rhinoderma darwinii*,

así como actualizar su rango de distribución. Además se pretende buscar *Rhinoderma rufum*, especie que no ha sido reportada hace más de 15 años. El Zoológico está trabajando en conjunto con el Jardín Botánico de Atlanta, Estados Unidos (Atlanta Botanical Garden) creando el primer centro de reproducción de anfibios chilenos amenazados, en Santiago de Chile. El Jardín Botánico colabora mediante el entrenamiento de personal en sus dependencias, y con el equipamiento de dicho centro. Con esto se pretende contribuir a la conservación de estas especies, proveyendo reproducción *ex-situ* e investigación *in-situ*. Otra institución asociada es el Centro de Estudios Avanzados en Ecología y Biodiversidad (CASEB) de la Pontificia Universidad Católica de Chile quien colabora en las acciones *in-situ* del proyecto.

Para esto se han realizado capturas con el objetivo de tomar muestras para diagnosticar el hongo quítrido (*Batrachochytrium dendrobatidis*), uno de los principales responsables de la declinación de anfibios a nivel mundial, y la captura de animales para su reproducción en cautividad; así como también colaboración con otras instituciones que estén trabajando con la especie, como lo son la Universidad de Concepción y la Universidad Andrés Bello.

El estudio generará los datos necesarios para proponer, tanto un plan de manejo de esta especie como recomendaciones para un futuro monitoreo y eventual rescate de poblaciones.

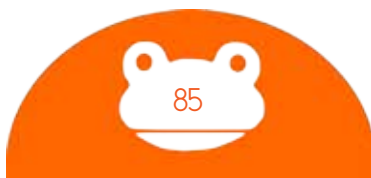
Esto permitirá evaluar su actual problema de conservación y aportar con información indispensable en la toma de decisiones del futuro de *R. darwinii*. Por otro lado, al obtener reproducción en cautiverio con ambientes controlados, es posible conseguir datos fidedignos sobre la biología de la especie, la que es muy poco conocida, ya que hace algún tiempo el Dr. Klaus Busse fue capaz de reproducirlas en cautividad, pero con condiciones prácticamente idénticas a las naturales, modelo que se encuentra desarrollando en la actualidad la Universidad de Concepción. En el laboratorio del Zoológico Nacional se controlan la mayor cantidad de variables que puedan afectar la reproducción y sobrevivencia de los animales, mediante el uso de tecnología automatizada, además de ser monitoreados constantemente por personal especialmente capacitado. Así, podemos lograr el conocimiento necesario para establecer de manera continua una población estable, biológica y genéticamente saludable.

Actualmente, este proyecto cuenta también con el monitoreo para determinar la presencia del hongo quítrido en otras especies de anfibios, como lo son *Batrachyla antartandica*, *Batrachyla leptopus*, *Batrachyla taeniata*, *Batrachyla nivaldoi*, *Rhinella arunco*, *Rhinella rubropunctata*, *Rhinella spinulosa*, *Nannophryne variegata*, *Telmatobufo australis*, *Telmatobufo bullocki* y *Telmatobufo venustus*.

A la fecha el proyecto a permitido reproducir todo el ciclo de vida de *Rhinoderma darwinii*, permitiendo doblar la población en un año, además se han tomado más de 150 muestras de anfibios nativos permitiendo identificar la existencia del hongo quítrido en varios lu-

gares y especies. Otro logro del proyecto es la difusión y educación acerca de la problemática de los anfibios en Chile, a través de la visita al Zoológico Nacional, donde cerca de 1 millón de personas al año tienen la posibilidad de conocer el laboratorio de reproducción de la ranita de Darwin, aprender de su biología y de la conservación de anfibios a través de la señalización del recinto, el que incluye un ficticio de un metro de la especie y talleres educativos para colegios. Adicionalmente se editó un spot de televisión donde el protagonista es esta especie y su particular biología.

El Zoológico Nacional presenta grandes atributos para realizar conservación de anfibios amenazados, permitiendo integrar la conservación *in situ*, *ex situ* y la educación para la conservación, siendo el proyecto *Rhinoderma* un claro ejemplo de esto.



Cuidado parental en rana de antifaz (*Batrachyla taeniata*)



Proyecto cría *ex situ* de la ranita de Darwin

JUAN CARLOS ORTIZ, CARLOS BARRIENTOS & JOHARA BOURKE

INTRODUCCIÓN

La destrucción de los hábitats en los diferentes ecosistemas es una de las principales causas de la pérdida de la biodiversidad en nuestro planeta. Uno de los grupos que se han visto más afectados por esta situación han sido los anfibios.

En estos últimos años, los anfibios han declinado dramáticamente en muchas áreas del mundo (Pechmann & Wildbur 1994), motivo por lo cual están ahora más amenazados, inclusive más que mamíferos o aves. Esta situación fue evidenciada a partir del Primer Congreso Mundial de Herpetología realizado en la Universidad de Kent, en el Reino Unido, en 1989. Luego los científicos constataron las declinaciones poblacionales para más de 500 especies de anfibios. Stuart *et al.* (2004) señalan que la Global Amphibian Assessment IUCN calculó que alrededor de un tercio de las especies de anfibios, estimada en 5.700 especies, han tenido una severa declinación o extinción.

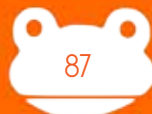
Actualmente la lista roja de anfibios de la IUCN (2011) considera que el 44% de las especies se encuentran en alguna categoría de amenaza. Así un 7% están en "Peligro", un 16% en "Peligro Crítico", un 16% como "Vulnerable" y un 5% en "Casi Amenazada".

¿POR QUÉ LOS ANFIBIOS SON IMPORTANTES?

Las características que los hacen muy vulnerables a estos cambios son su dependencia al agua y a la humedad, su complejo ciclo de vida que se desarrolla tanto en el agua como en la tierra y a la de su piel extremadamente permeable que le entrega una gran sensibilidad fisiológica a las condiciones medioambientales. Todas estas condiciones implican que los anfibios son unos de los primeros en ser afectados por las alteraciones del medio y lo hacen ser indicadores de la condición medioambiental que presentan los ecosistemas (Wake 1991, Blaustein & Wake 1995).

¿QUÉ HA PASADO EN CHILE?

Según Cei (1962) se reconocían 19 especies y 4 subespecies mientras que Ortiz (2011) contabiliza 59 especies nativas de anfibios y una introducida. Este aumento en el número de especies se debe fundamentalmente a la descripción de nuevas especies pero conocidas solamente de sus localidades tipos. Sin embargo, muchas de las especies que eran conocidas por poblaciones en diferentes lugares, varias de estas se han extinguido localmente por la destrucción de sus hábitats (Ortiz 2010). Dentro de la fauna chilena los anfibios tienen el más alto porcentaje de endemismo (69%). Casi un tercio de los anfibios chilenos están considerados como especies evolutivamente distintos y



en peligro de extinción (Evolutionarily Distinct and Globally Endangered, EDGE 2011). Comparado con otros países, Chile tiene la 11a posición en endemismo y 13a posición en porcentaje de especies en peligro (Stuart *et al.* 2008, IUCN 2011).

Rhinoderma rufum está considerada en el número 45 de la lista de especies evolutivamente distintas y globalmente en peligro por EDGE (2011) y que varios herpetólogos la consideran Extinta. Su especie hermana *R. darwinii* se encuentra en la categoría Vulnerable, lo cual ha motivado actividades de conservación *ex situ*.

¿POR QUÉ RHINODERMA?

La característica que la hace particular, es su único sistema de cuidado parental, llamado neomelía. Los machos crían a sus renacuajos en su saco bucal. Otra especie que presentaba también el fenómeno de neomelía pero más sofisticado era *Rheobatrachus silus*, especie australiana, que criaba sus renacuajos en su estómago, pero ya extinta (UICN 2011).

CONSERVACIÓN EX SITU DE RHINODERMA

A partir del 2009 se desarrolla el proyecto "Conservación y reproducción *in situ* y *ex situ* de *Rhinoderma darwinii*" en la Universidad de Concepción (Chile) gracias al financiamiento en conjunto con el Zoológico de Leipzig (Alemania), REPTILIA, ZGAP (Alemania) y la colaboración de la Fundación Huilo Huilo (Chile) y la autorización del Servicio Agrícola y Ganadero (Chile). Para esto se cuenta con una Estación de Reproducción *ex situ* de la ranita de Darwin (*R. darwinii*) (Fig. 1). El equipo de profesionales del

proyecto está conformado por el Dr. Juan Carlos Ortiz y Mag (c) Carlos Barrientos de la Universidad de Concepción y el Dr. Klaus Busse y Dra. (c) Johara Bourke del Centro de Investigación Zoológica y Museo A. König, Bonn, Alemania.

El proyecto para su realización debía cumplir con una serie de objetivos:

- Captura de individuos en su medio natural.
- Transporte de su medio natural al laboratorio en condiciones de temperatura y humedad que permita su sobrevivencia.
- Aclimatación y sobrevivencia durante un período de cuarentena (Fig. 2A).
- Traslado de individuos a terrerarios internos, en el laboratorio de reproducción (Fig.2B).
- Mantención en terrarios de hembras con machos y que este último en el período reproductivo cante y atraiga a la hembra (Figura 2C).
- Realización del "amplexus" o abrazo nupcial donde la hembra ovula y el macho los fecunda.
- Mantención del macho en las cercanías de la postura hasta que los embriones comiencen a moverse en el interior del huevo para que así este los tome y se los eche al saco bucal para su desarrollo.
- Expulsión de los individuos postmeta-mórficos metamorfoseados.

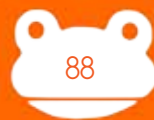




FIGURA 1.- Estación de Reproducción *ex situ* de la ranita de Darwin (*Rhinoderma darwinii*) en la Universidad de Concepción. A) Entrada. B) Personal encargado.

Luego de esta etapa de obtención de ejemplares se deben pasar a la crianza de estos, lo cual involucra su alimentación. Las crías de cada pareja se colocan en cajas separadas de manera de reconocer su genealogía. La alimentación se basa fundamentalmente en *Drosophila melanogaster* aladas (mosca del vinagre), juveniles de chanchitos de tierra (*Porcellia* sp.), estados inmaduros de grillos (*Gryllus fulbypennis* y pulgones (*Aphis* sp.), la cual se realiza tres veces por semana.

El proyecto de reproducción *ex situ* se comenzó en mayo de 2009, con la recolección de 11 ejemplares en la localidad de Coñaripe. Estos fueron traídos a la estación en cajas individuales y se mantuvieron en cuarentena durante tres meses. Esto tenía por finalidad evitar cualquier contagio cruzado si eventualmente algún ejemplar estuviera infectado con el hongo *Batrachochytrium dendrobatidis*. Una vez

que se cumplió este período, los ejemplares fueron trasladados al laboratorio de reproducción donde se instaló una hembra con dos machos por terrario. A partir del mes de septiembre los machos comienzan a cantar, comportamiento que atrae a la hembra y se produce la fecundación, postura de huevos y posterior desarrollo de la metamorfosis en la boca de los machos entre uno a dos meses.

RESULTADOS

A partir de los siete machos y cuatro hembras iniciales durante el 2009 se obtuvo 23 crías vivas con una mortalidad mínima que no alcanzó a los tres ejemplares. Posteriormente en el 2010 con una nueva recolección de ejemplares se obtuvo un plantel formado por doce machos y ocho hembras que originaron 50 crías y en el 2011 con el mismo plantel de reproductores del 2010, el número total de crías obteni-



FIGURA 2.- A) Laboratorio y área de cuarentena. B) Área del laboratorio de reproducción. C) Detalle de terrario

das alcanza a 80 crías. Durante el año 2011 se han agregado cuatro nuevos ejemplares provenientes del sector del cordón Caulle, en el Parque Nacional Puyehue, los cuales fueron el fruto de una operación de salvataje que se realizó en el área que se encontraba cubierto de cenizas, a causa de una erupción volcánica en la zona. Esta actividad se realizó en conjunto entre la Universidad de Concepción y la Universidad Andrés Bello.

A partir del año 2013 se espera que las primeras crías obtenidas el 2009 comiencen a reproducirse con lo cual se cumpliría en forma exitosa el desarrollo de la reproducción *ex situ* de la *R. darwinii*. A partir de esta experiencia se podría implementar la reproducción de otras especies con problemas de conservación.

OBSERVACIONES

La actividad del canto en los machos se puede observar a partir de comienzos de septiembre en la mañana y en el atardecer. Los centros de actividad se observan a temperaturas entre los 8° y los 25°C, en especial en días lluviosos de primavera y verano. La temperatura óptimas de actividad para *R. darwinii* están cerca de los 20°C y una humedad relativa cercana al punto de saturación.

A partir de los datos que se obtienen en la Estación se están realizando estudios sobre dimorfismo sexual de tamaño, sobre aspectos de los cambios de color en relación al sustrato, el diseño ventral como elemento identificador de cada individuo, tasas de crecimiento diferencial entre sexos, presencia histórica de *B. dendrobatidis*.



Estos resultados han podido ser expuestos en congresos, seminarios y en revistas internacionales:

- Bourke J, Busse K, Bakker TCM (2011a) Sex differences in polymorphic body coloration and dorsal pattern in Darwin's frogs (*Rhinoderma darwinii*). *Herpetological Journal*, 21: 227-234.
- Bourke J, Barrientos C, Ortiz JC, Busse K, Böhme W & Bakker TCM (2011b) Colour change in Darwin's frogs (*Rhinoderma darwinii* Duméril & Bibron 1841). (Anura: Rhinodermatidae). *Journal of Natural History*, 45(43-44): 2661-2668.
- Bourke J, Barrientos C, Ortiz JC, Busse K, Werning H, Böhme W (2011c) Breeding success and new discoveries at the Darwin's frogs breeding facility, Concepción, Chile. (*Rhinoderma darwinii*). *Deutsche Gesellschaft für Herpetologie und Terrarienkunde (DGHT), Nachzuchttagung, Trier. e.V. Jahrestagung. Programm und Zusammenfassungen.*
- Ortiz JC (2001) Ranita de Darwin: padre ejemplar. Programa EXPLORA CONICYT, 1000 Científicos, 1000 Aulas. Colegio Técnico Profesional Los Acacios y Escuela Irene Frei de Cid (E-643).
- Barrientos-Donoso C (2011a) Biología y Reproducción de *Rhinoderma darwinii* Duméril & Bibron, 1841. III Seminario Flora y Fauna de Chile. Universidad Adventista, Chile.
- Barrientos-Donoso C (2011b) Conservación ex situ: El caso de *Rhinoderma darwinii*

Duméril & Bibron, 1841. Seminario: Estado Actual del Manejo y Conservación de la Fauna Silvestre en Chile, Universidad de Concepción, Concepción, Chile.

- Barrientos-Donoso C, Soto-Azat C, Ortiz-Zapata JC (2011c) Análisis histórico de *Batrachochytrium dendrobatidis* en *Rhinoderma darwinii* Duméril & Bibron, 1841. XI Congreso Argentino de Herpetología. Buenos Aires, Argentina.
- Bourke J (2010) *Rhinoderma darwinii* captive rearing facility in Chile. *Froglog*, 94:2-6.

REFERENCIAS

Blaustein AR, Wake DB (1995) The puzzle of declining amphibian populations. *Scientific American*, 272: 52-57.

Cei JM (1962) *Batrachios de Chile*. Ediciones de la Universidad de Chile, Santiago, Chile.

EDGE (2011) Evolutionarily distinct and globally endangered species <http://www.edgeofexistence.org/amphibians/>

IUCN (2011) IUCN Red List of Threatened Species. Version 2011.1. <www.iucnredlist.org>.

Ortiz JC (2011) Lista crítica de las especies descritas para Chile. (Documento inédito). 10 pp.

Ortiz JC, Heatwole H (2010) Status of Conservation and Decline of the Amphibians of Chile. En: Heatwole H, C Barrio-Amorós (eds). *Amphibian Biology. Status of Decline of Amphibians*; Wes-



tern Hemisphere 9: 20-29.

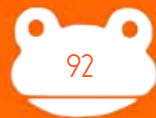
Pechmann JH, Wildbur HM (1994) Putting declining amphibian populations in perspective: natural fluctuations and human impact. *Herpetologica*, 50: 65-84.

Stuart S, Chanson JS, Cox NA, Young BE, Rodrigues AS, Fishman DL, Waller RW (2004) Status and trends of amphibian declines and extinctions worldwide. *Science*, 306: 1783-1786.

Stuart SN, Hoffmann M, Chanson JS, Cox NA, Berridge RJ, Ramani P, Young BE (2008) *Threatened Amphibians of the World*. Lynx Editions, Barcelona, Spain; IUCN, Gland, Switzerland; and Conservation International, Arlington, Virginia, USA.

Wake DB (1991) Declining amphibian populations. *Science*, 253:860.

Young BE, Lips KR, Reaser JK, Ibáñez R, Salas AW, Cedeño JR, Coloma LA, Ron S, La Marca E, Meyer JR, Muñoz A, Bolaños F, Chaves G, Romos D (2001) Population declines and priorities for amphibian conservation in Latin America. *Conservation Biology*, 15:1213-1223.



Sapo de rulo (*Rhinella arunco*)



Especies del género *Telmatobius* del altiplano sur

MICHEL SALLABERRY, ALBERTO VELOSO, PEDRO VICTORIANO, JORGE MELLA & MARCO MÉNDEZ

PROBLEMÁTICA

Veloso y Navarro (1988) reconocen cinco especies de *Telmatobius* en Chile, luego, Cuevas & Formas (2002) y Formas *et al.* (1999) describen a *T. philippii* y *T. dankoi* respectivamente, Benavides *et al.* (2002) describen a *T. fronteriensis*, Formas *et al.* (2003) describe a *T. vilamensis* y Formas *et al.* (2006) describe a *T. chusmisensis* totalizando diez especies para el territorio nacional, considerando a *T. halli* como sinonimia de *T. philippii*, dado la proximidad geográfica de sus poblaciones. Sin embargo, Ramírez y Pincheira (2005) reconocen a *T. halli* y *T. philippii* como dos buenas especies en base a las descripciones originales. Quedando en discusión el estatus de *T. laevis* descrito por Philippi en 1902. Todas estas especies son de distribución en la región precordillerana y altiplánica de la I y II Región, ocupando ambientes de bofedal, salares y quebradas de la precordillera. La mayoría son endémicas de Chile con excepción de *T. peruvianus* y *T. marmoratus* que se encuentran en los países vecinos.

A la fecha, solo el estudio de Correa *et al.* (2006) muestra las relaciones filogenéticas de algunas de estas especies de *Telmatobius* con otras especies de leptodactylidos, mediante marcadores de genes mitocondriales, demostrando la gran afinidad dentro del grupo, separándola del resto de las especies de leptodactylidos chilenos. Sin embargo, estos son

solo datos preliminares que deben ser analizados incorporando las otras especies del género.

Para entender los mecanismos de especiación en *Telmatobius*, debemos estudiar la historia del área y comprender que ha sucedido en términos geológicos. La zona altiplánica se caracteriza por ser una gran extensión por sobre los 3.000 metros de altura que se extiende desde el sur del Lago Titicaca hasta el noreste de Chile y nor-oeste de Argentina pasando por la parte oeste de Bolivia y centro y sureste de Perú. En términos orográficos es una depresión montañosa que va desde los 14 a los 22 grados de latitud sur (Placzek *et al.* 2006). Esta zona se caracteriza por presentar un clima semi árido con precipitaciones que se concentran durante el invierno Boliviano en los meses de verano.

Durante el Cuaternario esta zona se caracterizó por presentar intensa actividad volcánica afectando los sistemas lacustres de diferentes tamaños, alterando las características físico químicas de estos cuerpos de agua (Rissacher *et al.* 2003). A fines del Pleistoceno se formaron una serie de paleolagos (Ballivian, Minchin y Tauca), la zona altiplánica fue cubierta por grandes extensiones de agua las cuales se extendieron hasta el actual salar de Ascotan. Posteriormente, durante el Holoceno se producen fenómenos de aridez produciendo contracciones de los paleolagos, formando un mosaico de pequeños lagos separados entre si. Como

consecuencia de estos las poblaciones de vertebrados que se encontraban homogéneamente distribuidas en los paleolagos, resultan segregadas formando múltiples poblaciones. Como consecuencia la actual diversidad de organismos que encontramos actualmente en el altiplano es el resultado de una larga historia, que tiene que ver tanto de los componentes de la comunidad como de las características físicas de estos ecosistemas, además de la evolución que han experimentado estas poblaciones desde su origen.

Debido a que la mayoría de los *Telmatobius* de Chile han solo sido encontrados en la localidad tipo, no se han realizado estudios orientados a determinar las variaciones intra e inter específicas, lo que dificulta entender en un contexto biogeográfico los mecanismos que han influenciado en la determinación de nuevos linajes. En general para los vertebrados existen dos modos de especiación uno alopátrico (sin contacto de las poblaciones por efecto de barreras geográficas) y otro no-alopátrico (que puede ser parátrico o simpátrico con contacto de las poblaciones).

Teniendo en consideración lo anterior, recientemente, nuestro grupo de trabajo ha identificado numerosas nuevas poblaciones del género *Telmatobius*. Por lo tanto, el propósito de este estudio es determinar si en la región de Tarapacá existen nuevos linajes, o si estas poblaciones pueden ser asignadas a algunas de las especies ya descritas. Para esto hemos elaborado el proyecto:

PROCESOS DE ESPECIACIÓN DEL GÉNERO *TELMATOBIUS* EN EL ALTIPLANO SUR.

Este proyecto fue aprobado por el Fondo Nacional de Ciencias y Tecnología FONDECYT (2011-2013),

HIPÓTESIS

Hipótesis 1. Las especies de *Telmatobius* del Altiplano sur forman un grupo parafilético, formando dos clados en árbol filogenético, uno del complejo *marmoratus* formado por especies de bofedales sobre los 4.000 msnm junto con las especies de Perú y Bolivia y el otro del complejo *halli* que incluye las formas *T. dankoi*, *T. fronteriensis*, *T. philippii* y *T. vilamensis*.

Hipótesis 2. Dado que hay especies lacustres y ribereñas en el Altiplano sur, estas poblaciones están sometidas a diferentes fluctuaciones en los niveles de agua y cambios fisicoquímicos. Las poblaciones con niveles de aguas cambiantes estarán más afectadas por cuellos de botella, presentando menor diversidad genética que aquellas poblaciones más estables con menor fluctuación de agua.

OBJETIVO GENERAL

Proponer una hipótesis evolutiva para explicar el origen de las especies de *Telmatobius* del altiplano sur.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Caracterización morfológica de las larvas y adultos en las localidades.

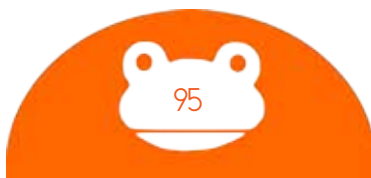




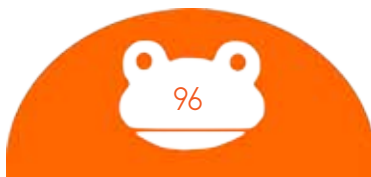
FIGURA 1.- Muestreo no invasivo de mucosa bucal en un individuo de *Telmatobius* sp. para la obtención de ADN.

- Generar hipótesis filogenéticas mediante el estudio molecular y morfológico.
- Correlacionar factores físicos del ambiente con patrones morfológicos.
- Utilizar modelos de nicho en la construcción de la determinación de la distribución pasada y presente del grupo *Telmatobius* en el Altiplano Sur.
- Estimar los tiempos evolutivos de los linajes filogenéticos.

METODOLOGÍA

Se recolectarán con red individuos adultos, juveniles y larvas en las localidades tipo y nuevas. Cada individuo será fotografiado, medido y muestreado para análisis genético con técnicas no invasivas y luego serán liberados en el mismo lugar de captura.

El análisis morfológico se realizará según Benavides (2002) y luego se aplicarán los análisis estadísticos apropiados: ANOVA, componentes principales y análisis discriminante.



El análisis genético de secuencia de genes y análisis filogenético se hará comparando los individuos recolectados en todas las localidades y ambientes diferentes. El muestreo de adultos y juveniles se hará con cotonitos y de larvas cortando un pequeño trozo de membrana natatoria. Todas las muestras serán preservadas en etanol antes de ser procesadas.

REFERENCIAS

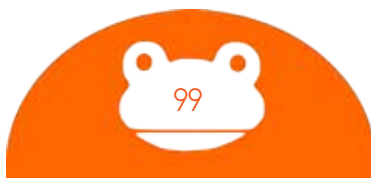
- Benavides E, Ortiz JC, Sites J (2002) Species boundaries among the *Telmatobius* (Anura:Leptodactylidae) of the lake Titicaca basin: Allozyme and morphological evidence. *Herpetologica*, 58:31-55.
- Correa C, Veloso A, Iturra P, Méndez MA (2006) Phylogenetic relationships of Chilean leptodactylids: a molecular approach based on mitochondrial genes 12S and 16S. *Revista Chilena de Historia Natural*, 79: 435-450.
- Cuevas CC, Formas RJ (2002) *Telmatobius philippi*, a new species of aquatic frog from Ollagüe, northern Chile (Leptodactylidae). *Revista Chilena de Historia Natural*, 75:245-258.
- Formas RJ, Norhtland I, Capetillo J, Nuñez JJ, Cuevas CC, Brieva L (1999) *Telmatobius dankoi*, a new specie of aquatic frog from northern Chile (Leptodactylidae). *Revista Chilena de Historia Natural*, 72: 427-445.
- Formas RJ, Benavides E, Cuevas CC (2003) A new Species of *Telmatobius* (Anura: Leptodactylidae) from río Vilama, northern Chile, and the redescription of *T. halli* Noble. *Hepertologica*, 59: 253-270.
- Formas RJ, Cuevas CC, Nuñez JJ (2006) A new species of *Telmatobius* (Anura: Leptodactylidae) from northern Chile. *Herpetologica*, 62: 173-183.
- Placzek C, Quade J, Patchett PJ (2006) Geochronology and stratigraphy of late Pleistocene lakfee cycles on the southern Bolivian Altiplano: implications for causes of tropical climate change. *Geological Society of America Bulletin*, 118: 515-532.
- Ramirez GI, Pincheira DD (2005) Fauna del altiplano y desierto de Atacama: vertebrados de la Provincia del Loa. Editorial Phrynosauria, Calama, Chile.
- Risarcher F, Alonso H, Salazar C (2003) The origin of brines and salts in Chilean salars: a hydrogeochemical review. *Earth Science Reviews*, 63:249-293.
- Veloso A, Trueb L (1976) Description of a new species of Telmatobiine frog, *Telmatobius* (Amphibia: Leptodactylidae) from the Andes of northern Chile. Occasional paper of the Museum of natural history the University of Kansas Lawrence, 62: 1-10.
- Veloso A, Navarro J (1988) Lista sistemática y distribución geográfica de anfibios y reptiles de Chile. *Bollettino del Museo Regionale di Scienze Naturali*, Torino 6: 481-539.
- Veloso A, Sallaberry M, Navarro J, Iturra P, Valencia J, Penna M, Días N (1982) El hombre y los ecosistemas de montaña. Editorial Rostlac, Montevideo, Uruguay.



Larva de rana grande chilena (*Calyptocephalella gayi*)

LISTA DE ASISTENTES

Nombre	Institución	Región	Nombre	Institución	Región
Rolando Kelly	UNAB	RM	Mario Acevedo	SAG	VII
Alejandro Donoso	SAG	RM	Cristian Cerón	SAG	VII
Eduardo Katz	CONAF	RM	Susana Oñate	SAG	VIII
Gonzalo Medina	UNAB	RM	Angel Centron	SAG	IX
Rodolfo Paredes	UNAB	RM	Maximiliano Ordóñez	SAG	IX
Alejandro Simeone	UNAB	RM	Eterio Schwerter	SAG	X
Roberto Villablanca	MMA	II	Omar Nail	SAG	X
Dino Figueroa	MMA	V	Daniel Cabello	SAG	XIV
Jaime Rovira	MMA	RM	Rodolfo Medina	SAG	XIV
Marianne Katunaric	MMA	RM	Cecilia Gonzalez	SAG	Central
Verónica Rodríguez	MMA	RM	Claudio Julio	SAG	Central
Eduardo Tamayo	MMA	VI	Marcela Alcaide	SAG	Central
Leonardo Alarcón	MMA	XIV	Gloria Abeliuk	SAG	Central
Marta Hernández	MMA	IX	Sandra Diaz	SAG	Central
Sol Bustamante	MMA	X	Jorge de la Riva W.	CONAF	II
Elizabeth Ziller	MMA	VII	Pablo Arrospide A.	CONAF	II
Carol Alvarado	MMA	XI	Alexander Fontaine	CONAF	V
Sofía Guerrero	MMA	Central	Rosa Albornoz Ríos	CONAF	V
Reinaldo Avilés	MMA	Central	Ingrid Fruth	CONAF	V
Charif Tala	MMA	Central	Fernando Gallardo	CONAF	RM
Vinko Malinaric	SAG	III	Tomás Ulloa	CONAF	RM
Julio Núñez	SAG	IV	Eduardo Colipe	CONAF	RM
Oscar Parada	SAG	IV	Jorge Ibacache	CONAF	RM
Raúl Munita	SAG	IV	Carlos Peña	CONAF	RM
Rogelio Urrutia	SAG	RM	Julio César Vergara	CONAF	VI
Juan Ortega Contreras	SAG	RM	Roberto Cerda	CONAF	VI
Natalia Gonzalez	SAG	RM	Edison Toledo	CONAF	VIII
Paola Rossi Muñoz	SAG	RM	Francisco Murillo	CONAF	VIII
Jorge Juri V	SAG	RM	Guillermo Reyes	CONAF	VIII
Juan Machuca	SAG	RM	Ivan Benoit	CONAF	Central
Katherine Daza	SAG	RM	Claudio Cunazza	CONAF	Central
Paola Oyarce	SAG	RM	Katherine Alvarez	CONAF	Central
Daniela Benavides	SAG	V	Rocío Stech	CONAF	Central
Andrés Pérez	SAG	VI	Verónica Toledo	Huilo Huilo	XIV
Rhenzo Catalán	SAG	VI	Tania Altamirano	Huilo Huilo	XIV
Adiel Cayo	SAG	VI	Oswaldo Cabeza	Zoo Nacional	RM
Luis Villanueva	SAG	VII	Eugenia Vargas	Zoo Nacional	RM



COLABORADORES

Nombre	Institución	Región	Nombre	Institución	Región
Andrea Sendra	Zoo Nacional	RM	Pamela Lepe	UNAB	RM
Luis Vasquez	Zoo Nacional	RM	Ana Toro	UNAB	RM
Jorge Matus	Buin Zoo	RM	Nicole Sallaberry	UNAB	RM
Michel Sallaberry	UChile	RM	Daniela Parra	UNAB	RM
Jurgen Rottman	UChile	RM	Alejandra Maturana	UMayor	RM
Mario Penna	UChile	RM	Rodrigo Sánchez	UMayor	RM
Marco Méndez	UChile	RM	María José Villegas	UNAB	RM
Gabriel Lobos	UChile	RM	Cayetano Espinosa	UNAB	RM
Marcela Vidal	UBío-Bío	VIII			
Juan Carlos Ortiz	UdeC	VIII			
Alejando Simeone	UNAB	RM			
Andrés Valenzuela	UNAB	RM			
Claudio Soto	UNAB	RM			
Claudia Vélez	UST	RM			
Paz Acuña	UST	RM			
Mauricio Fabry	Zoo Nacional	RM			

CONAF = Corporación Nacional Forestal

Huilo Huilo = Fundación Huilo-Huilo

MMA = Ministerio del Medio Ambiente

SAG = Servicio Agrícola y Ganadero

UChile = Universidad de Chile

UST = Universidad Santo Tomás

UdeC = Universidad del Concepción

UBío-Bío = Universidad del Bío-Bío

UNAB = Universidad Andrés Bello

UMayor = Universidad Mayor



**EL PROBLEMA CON LA DECLINACIÓN DE LAS POBLACIONES
DE ANFIBIOS EN CHILE, ES QUE ESTA NO HA
RECIBIDO LA ATENCIÓN QUE DEBERÍA**

THE PROBLEM WITH DECLINE IN POPULATIONS
OF AMPHIBIAN SPECIES IN CHILE IS THAT IT
HAS NOT RECEIVED THE ATTENTION IT SHOULD
(ORTIZ & HEATHOLE 2010).

